

Vincent Gennotte, Christian Prignon

L'ÉLEVAGE DU BARBEAU EN WALLONIE



L'élevage du barbeau en Wallonie

Dans la même collection

- Bock L. et al., 2011. 3^{ème} *Journée d'étude du Projet de Cartographie Numérique des Sols de Wallonie. L'information pédologique... comment mieux la valoriser : vers un système d'information sur les sols ?* 116 p.
- Bogaert J., Halleux J.M., 2015. *Territoires périurbains. Développement, enjeux et perspectives dans les pays du Sud.* 304 p.
- Bousson E., 2003. *Gestion forestière intégrée. Approche structurée basée sur l'analyse multicritère.* 303 p.
- Caparros Megido R., Haubruge É., Francis F., 2014. *Six pattes et si délicieux. Les insectes dans nos assiettes.* 72 p.
- Chantereau J., Cruz J.F., Ratnadass A., Trouche G., Fliedel G., 2013. *Le sorgho.* 148 p.
- Colson V., Granet A.M., Vanwijnsbergh S., 2012. *Loisirs en forêt et gestion durable.* 304 p.
- Cruz J.F., Béavogui F., 2011. *Le fonio, une céréale africaine.* 175 p.
- Dagnelie P., 1975. *Analyse statistique à plusieurs variables.* 362 p.
- Dagnelie P., 2012. *Principes d'expérimentation. Planification des expériences et analyse de leurs résultats.* 413 p.
- Dagnelie P. et al., 2013. *Cubage des arbres et des peuplements forestiers : tables et équations.* 176 p.
- Delacharlerie S. et al., 2008. *HACCP organoleptique. Guide pratique.* 176 p.
- Delvigne F. et al., 2010. 2^{ème} *journée de réflexion de l'EDT GEPROC : génie des procédés appliqué aux bio-industries.* 94 p.
- Delvingt W., Vermeulen C., 2007. *Nazinga.* 312 p.
- Didderen I. et al., 2009. *Le bioéthanol de seconde génération. La production d'éthanol à partir de biomasse lignocellulosique.* 128 p.
- Doucet J.L. et al., 2012. *Regards croisés sur la foresterie communautaire. L'expérience camerounaise.* 216 p.
- Druart Ph. et al., 2013. *Renaturation des berges de cours d'eau et phytoremédiation.* 156 p.
- Dugué M.J., 2012. *Appuyer les organisations de producteurs.* 144 p.
- Faure G. et al., 2010. *Innovier avec les acteurs du monde rural : la recherche-action en partenariat.* 222 p.
- Feltz C., Toussaint A. (coord.), 2006. *Conversations paysagères 2004.* 77 p.
- Ferraton N., Touzard I., 2009. *Comprendre l'agriculture familiale. Diagnostic des systèmes de production.* 124 p.
- Fumière O. et al., 2009. *Nouvelle méthodologie pour la détermination de l'espèce des produits d'origine animale dans les aliments pour le bétail : couplage des techniques micro-spectroscopiques et de la PCR en temps réel.* 77 p.
- Furnelle V., 2015. *La musique du paysage.* 84 p.
- Gennotte V., Prignon Ch., 2016. *L'élevage du hotu en Wallonie.* 70 p.
- Hoyoux J.M., 2002. *Le vocabulaire de l'apiculteur, illustré d'extraits littéraires.* 279 p.
- Jacquemard J.C., 2011. *Le palmier à huile.* 250 p.
- Jacquemard J.C., 2013. *Le palmier à huile en plantations villageoises.* 142 p.
- Klein H.D. et al., 2014. *Les cultures fourragères.* 262 p.+ CD ROM.
- Ledent A., Burny P., 2002. *La politique agricole commune des origines au 3^e millénaire.* 600 p.
- Lhoste Ph. et al., 2010. *La traction animale.* 223 p.
- Mahy G. et al. (coord.), 2005. *Les pelouses calcicoles : du paysage aux gènes.* 80 p.
- Malaisse F., 2010. *How to Live and Survive in Zambezian open Forest (MIOMBO Ecoregion).* 424 p. + CD-ROM
- Manteca i Vilanova X., Smith A.J., 2014. *Comportement, conduite et bien-être animal.* 188 p.
- Meunier Q., Moubogou C., Doucet J.L., 2015. *Les arbres utiles du Gabon.* 340 p.
- Mignon J., Haubruge E., Francis F., 2016. *Clé d'identification des principales familles d'insectes d'Europe.* 87 p.
- Nanson A., 2004. *Génétique et amélioration des arbres forestiers.* 712 p.
- Neuray G., 1982 (réimpression, 2004). *Des paysages. Pour qui ? Pourquoi ? Comment ?* 590 p.
- Pochet B., 2015. *Comprendre et maîtriser la littérature scientifique.* 150 p.
- Rondeux J., Thibaut A., 1996. *Tables de production relatives au douglas.* 152 p.
- Rondeux J., 1999. *La mesure des arbres et des peuplements forestiers.* 544 p.
- Sindic M. et al., 2010. *Valorisation de l'amidon de blé. Incidences des modalités de culture sur les propriétés technofonctionnelles.* 72 p.
- Turner M., 2013. *Les semences.* 224 p.
- Vandenbergh Ch., Marcoen J.M. (Éds), 2010. *Atelier Nitrate-Eau. Évaluation du programme de Gestion Durable de l'Azote.* 125 p.
- Vandenbergh Ch. et al., 2013. 2^e *Atelier Nitrate-Eau. Évaluation du Programme de Gestion Durable de l'Azote.* 154 p.
- Verhegen F. et al., 2013. *Les vers à soie malgaches. Enjeux écologiques et socio-économiques.* 326 p. + CD-ROM
- Vermeulen Ph. et al. (coord.), 2009. *Feed Safety International Conference 2007.* 70 p.
- Vermeulen Ph. et al., 2011. 3rd *International Feed Safety Conference Methods and Challenges.* 72 p.
- Wiener G., Rouvier R., 2009. *L'amélioration génétique animale.* 278 p.

Vincent Gennotte, Christian Prignon

L'élevage du barbeau en Wallonie

LES PRESSES AGRONOMIQUES DE GEMBLOUX

Vincent Gennotte – Christian Prignon
Centre de Formation et de Recherche en Aquaculture
(CEFRA)
Université de Liège



Coordination et supervision scientifique : C. Mélard
(CEFRA, ULg),
M. Ovidio (LDPH, ULg)

Comité éditorial : C. Ducarme, F. Fontaine, X. Rollin

Ont collaboré aux travaux de recherche ayant servi à la réalisation de cette étude :
J.P. Benitez, A. Dierckx, D. Gustin, B. Hyangya Lwikitcha, C. Rougeot, T. Tomson

Conseils scientifiques : F. Lieffrig, J.C. Philippart, P. Poncin

Ce document a été réalisé dans le cadre d'un programme de recherche intitulé : *Étude de la diversité génétique et de l'état des stocks des populations de barbeaux et de hotus en Wallonie. Amélioration des techniques d'élevage en vue de repeuplements raisonnés et de transferts de connaissances vers les pisciculteurs* (convention 32-1109-005, financement : Service Public de Wallonie – Fonds Européen pour la Pêche), rapport final : <http://hdl.handle.net/2268/190031>

2016



<http://hdl.handle.net/2268/191435>

LES PRESSES AGRONOMIQUES DE GEMBLOUX, A.S.B.L.

Passage des Déportés 2 — B-5030 Gembloux (Belgique)

Tél. : +32 (0) 81 62 22 42

E-mail : pressesagro.gembloux@ulg.ac.be URL : www.pressesagro.be

D/2015/1665/142

ISBN 978-2-87016-142-5

Cette œuvre est sous licence Creative Commons. Vous êtes libre de reproduire, de modifier, de distribuer et de communiquer cette création au public selon les conditions suivantes :

- *paternité (BY) : vous devez citer le nom de l'auteur original de la manière indiquée par l'auteur de l'œuvre ou le titulaire des droits qui vous confère cette autorisation (mais pas d'une manière qui suggérerait qu'ils vous soutiennent ou approuvent votre utilisation de l'œuvre) ;*
- *pas d'utilisation commerciale (NC) : vous n'avez pas le droit d'utiliser cette création à des fins commerciales ;*
- *partage des conditions initiales à l'identique (SA) : si vous modifiez, transformez ou adaptez cette création, vous n'avez le droit de distribuer la création qui en résulte que sous un contrat identique à celui-ci.*

À chaque réutilisation ou distribution de cette création, vous devez faire apparaître clairement au public les conditions contractuelles de sa mise à disposition. Chacune de ces conditions peut être levée si vous obtenez l'autorisation du titulaire des droits sur cette œuvre. Rien dans ce contrat ne diminue ou ne restreint le droit moral de l'auteur.

<http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/deed.fr>

Publié avec l'aide du Service public de Wallonie
(Aides à la promotion de l'emploi)

TABLE DES MATIÈRES

1. Introduction générale	7
2. Présentation du barbeau	9
2.1. Description	9
2.2. Habitat et comportement	10
2.3. Régime alimentaire et croissance	10
2.4. Reproduction	10
3. Techniques de reproduction	13
3.1. Introduction	13
3.2. Utilisation de géniteurs sauvages	14
3.2.1. Méthodes de capture	14
3.2.2. Contrôle de l'état de maturité	14
3.2.3. Induction hormonale de la ponte	15
3.3. Contrôle du cycle de maturité sexuelle des géniteurs captifs	15
3.3.1. Infrastructures d'élevage des géniteurs	15
3.3.2. Cycle de reproduction des géniteurs en captivité	17
3.3.3. Gestion des géniteurs	20
3.4. Techniques de ponte et d'incubation des œufs	21
3.4.1. Sélection des géniteurs	21
3.4.2. Reproduction artificielle	22
3.4.3. Incubation des œufs	24
3.5. Infrastructures d'incubation des œufs	24
4. Élevage larvaire du barbeau	27
4.1. Introduction	27
4.2. Élevage extensif	28
4.2.1. Infrastructures d'élevage	28
4.2.2. Alimentation et croissance	31
4.2.3. Conduite de l'élevage	32
4.3. Élevage semi-intensif	33
4.3.1. Infrastructures d'élevage	33
4.3.2. Alimentation et croissance	35
4.3.3. Conduite de l'élevage	36
4.4. Élevage intensif en circuit recirculé	36
4.4.1. Infrastructures d'élevage	36
4.4.2. Alimentation et croissance	38
4.4.3. Conduite de l'élevage	40

5. Grossissement du barbeau	43
5.1. Introduction	43
5.2. Élevage extensif	44
5.2.1. Infrastructures d'élevage	44
5.2.2. Conditions d'élevage	45
5.2.3. Croissance et survie	45
5.3. Élevage intensif en circuit recirculé	47
5.3.1. Infrastructures d'élevage	47
5.3.2. Conditions d'élevage	48
5.3.3. Croissance et survie	49
5.4. Pathologies et traitement	52
6. Synthèse et conclusions	53
Annexes	57
Glossaire	63
Littérature consultée	65
Adresses utiles	67

1. INTRODUCTION GÉNÉRALE

Ce document décrit les techniques d'élevage du barbeau, à savoir la reproduction, l'élevage larvaire et le grossissement des juvéniles, dans différentes conditions de production. Il constitue la synthèse des résultats d'un programme de recherche mené par le Centre de Formation et de Recherche en Aquaculture (CEFRA, Université de Liège), et financé par le Service Public de Wallonie et le Fonds Européen pour la Pêche, visant à développer les techniques d'élevage de cette espèce dans le cadre d'un programme plus vaste de restauration des populations piscicoles patrimoniales de Wallonie. Ces résultats ont été complétés par les connaissances issues de recherches antérieures pour constituer un guide technique le plus complet possible, destiné au pisciculteur intéressé par la production de nouvelles espèces.

En de nombreux endroits, l'altération de l'intégrité écologique (physico-chimique, morphologique et biologique) de nos rivières a conduit, par le passé, à la raréfaction de certaines espèces de poissons, en particulier des espèces patrimoniales écologiquement sensibles comme les cyprinidés rhéophiles.

La restauration ou le soutien de ces populations, et de manière plus large du milieu aquatique, doit être envisagée de façon intégrative, en créant les conditions favorables, le cas échéant, à une recolonisation. Cependant, si la qualité physico-chimique et hydromorphologique de l'habitat s'est améliorée, ou est en voie de retrouver un niveau satisfaisant dans de nombreux cours d'eau, la recolonisation piscicole naturelle est parfois lente, en particulier pour les espèces à grande longévité et à maturité sexuelle tardive, et des repeuplements de restauration ou de soutien sont nécessaires pour accélérer ce processus ou le faciliter dans les secteurs les plus isolés.

C'est le cas du barbeau pour lequel d'importantes régressions ont été rapportées, notamment dans la Meuse en aval de Namur, dans la Sûre, la Chiers, en Haute-Semois, dans le bassin du Viroin et de la Sambre, dans l'Ourthe, l'Ourthe orientale et l'Ourthe occidentale, la Vesdre et la Berwine ; voire une quasi-extinction comme dans le bassin de l'Escaut.

Dans cette dynamique de restauration du patrimoine piscicole, d'autres espèces comme le hotu nécessitent des mesures de protection et un programme de repeuplement, qui peuvent également participer à la diversification des activités de production aquacole en Wallonie.

Bien que de petite taille par rapport à la production d'espèces d'intérêt halieutique et alimentaire, le marché des poissons de repeuplement patrimonial représente une niche particulière qui trouve son intérêt dans sa spécificité et la diversification des espèces potentiellement produites. La demande pour une telle production peut venir des pouvoirs publics ou des fédérations halieutiques, elles-mêmes soucieuses de préserver la biodiversité de leurs zones de pêche et la pêche elle-même.

La production de juvéniles destinés au repeuplement nécessite la maîtrise de l'ensemble des phases d'élevage : la reproduction des géniteurs, l'élevage larvaire, le grossissement des juvéniles jusqu'à la taille commercialisable, et la croissance et la maturation sexuelle de poissons captifs constituant des nouveaux stocks de reproducteurs. Toutes les étapes de la production sont abordées dans ce manuel.

Après une description de la biologie du barbeau, le document se divise en trois grandes parties traitant des techniques de reproduction, de l'élevage larvaire et du grossissement des juvéniles.

La reproduction est une étape clé du cycle d'élevage à laquelle s'ajoute une dimension particulière, spécifique à la production de poissons de repeuplement, qui concerne la gestion des souches génétiques et géographiques des géniteurs et des poissons produits. Tout programme de restauration ou de soutien doit en effet éviter l'introduction de poissons d'origine inconnue ou allochtone, et être basé sur l'utilisation des stocks génétiques naturels et identifiés. Afin de garantir la qualité des alevins produits, les stocks de géniteurs captifs génétiquement identifiés seront produits à partir d'individus capturés dans le milieu naturel. La constitution de stocks de géniteurs de souches identifiées et leur gestion assurée par les pouvoirs publics est un préalable à toute activité de production d'individus de repeuplement dans le cadre de contrats de production assurés par des pisciculteurs.

L'élevage larvaire et la croissance des juvéniles sont envisagés à divers niveaux d'intensification des conditions d'élevage afin de rencontrer différentes situations de production, en termes d'infrastructure et de température principalement. L'accent est cependant mis sur la production intensive en circuit recirculé qui permet une standardisation des conditions d'élevage, assurant une bonne planification de la production et des performances de croissance et de survie satisfaisantes.

2. PRÉSENTATION DU BARBEAU

2.1. DESCRIPTION

Nom scientifique : *Barbus barbus* (Linnaeus, 1758)

Famille : Cyprinidae

Sous-famille : Barbinae

Le barbeau fluviatile est un poisson téléostéen aisément reconnaissable à son corps allongé, caractéristique d'un bon nageur, et ses 4 barbillons entourant la lèvre supérieure (Figure 1). Son dos est de couleur verdâtre à brun-doré, les flancs argentés, le ventre blanc jaunâtre et les nageoires orangées.

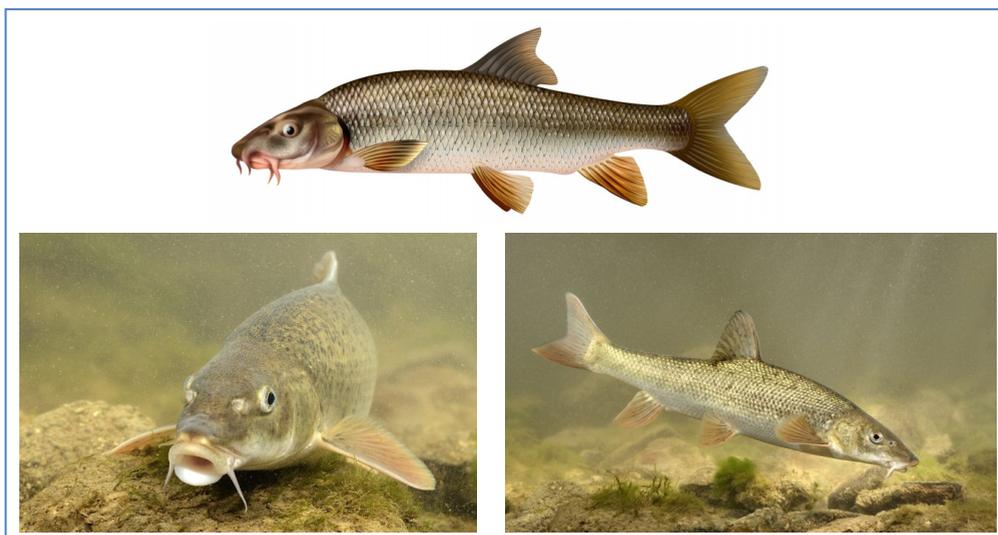


Figure 1. Le barbeau fluviatile, *Barbus barbus* (Linnaeus, 1758)
(image : P. Dunbar, photos : R. Verlinde, Vilda).

Il atteint communément une taille de 60 cm, mais les plus grands spécimens peuvent mesurer 100-120 cm pour un poids de 10-12 kg. La longévité peut atteindre 25 ans.

2.2 HABITAT ET COMPORTEMENT

Le barbeau est largement répandu en Europe et fréquente les cours d'eau à fond caillouteux-graveleux, à courant rapide et bien oxygénés. Les larves et jeunes juvéniles fréquentent les zones littorales à faible courant, qui leur fournissent un refuge, alors que les plus grands individus se déplacent vers des vitesses de courant croissantes.

Les adultes forment souvent des bancs et peuvent réaliser de grandes migrations (de quelques km à quelques dizaines de km), notamment pour rejoindre les zones de frayères, et montrent ensuite un comportement résidentiel en revenant dans leur zone de départ.

2.3 RÉGIME ALIMENTAIRE ET CROISSANCE

Le barbeau a un régime alimentaire omnivore à dominance zoophage. Si les plus jeunes stades ont un mode d'alimentation planctophage, le barbeau devient essentiellement benthophage en grandissant, prélevant ses proies en fouissant le substrat avec sa bouche et ses barbillons. Il se nourrit principalement de larves d'insectes, nématodes, oligochètes, crustacés et mollusques.

Le dimorphisme sexuel de croissance est bien marqué (Figure 2) : le poids d'une femelle de 20 ans est environ 3 fois supérieur à celui d'un mâle du même âge.

2.4. REPRODUCTION

La première maturité sexuelle est atteinte à 6-7 ans chez les femelles (± 35 cm), et 1 à 2 ans plus tôt chez les mâles (± 15 cm). En milieu naturel, la reproduction du barbeau a lieu en mai-juin, lorsque la température de l'eau est comprise entre 14 et 18°C et la photopériode croissante. Par la suite, la diminution de la photopériode inhibe la maturité des mâles et des femelles. Au terme d'une migration vers l'amont, les géniteurs se regroupent pour pondre sur les frayères constituées de graviers à une profondeur inférieure à 30 cm dans un courant assez fort (25-75 cm/s). Les ovules sont émis dans le substrat et fécondés par plusieurs mâles. La fécondité absolue peut atteindre 30 000 œufs mais elle est généralement plus faible (8 000 œufs pour une femelle de 40 cm) que chez d'autres cyprins rhéophiles comme le hotu.

Les larves émergentes et les jeunes juvéniles trouvent refuge dans les zones littorales plus calmes. La croissance des individus 0+ (jeunes de l'année, dont l'âge est inférieur à 1 an) est conditionnée par des températures supérieures à 13,5°C.

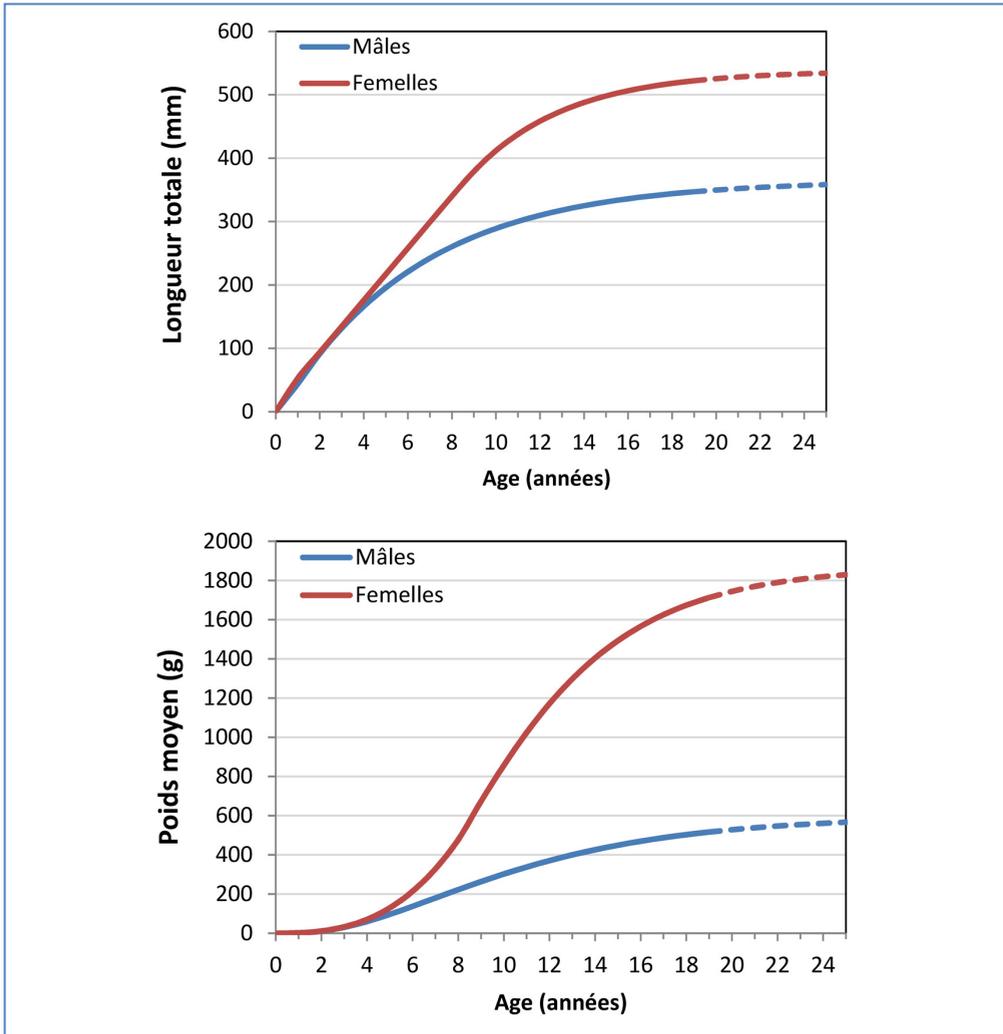


Figure 2. Courbes de croissance linéaire (A) et pondérale (B) du barbeau dans l'Ourthe (d'après Philippart, 1977).

3. TECHNIQUES DE REPRODUCTION

3.1. INTRODUCTION

L'obtention de pontes pour la production contrôlée d'alevins nécessite de disposer de géniteurs sexuellement matures provenant soit du milieu naturel, soit d'un stock de géniteurs maintenus en captivité dans un environnement contrôlé.

Chez la plupart des espèces de poissons des régions tempérées, la ponte est unique (maturation synchrone) et la reproduction n'a lieu que durant une courte période qui sera déterminée par des facteurs environnementaux dont les principaux sont la température et la photopériode. Les possibilités de capture de géniteurs sexuellement matures sont donc limitées à quelques semaines, voire quelques jours sur l'année. À ce manque de contrôle du moment de la reproduction s'ajoutent d'autres désavantages à l'utilisation de géniteurs sauvages pour l'obtention de pontes de barbeau dans un programme de production. Cette technique nécessite une mise en œuvre matérielle et humaine importante sans certitude de succès. Il est de plus généralement difficile de capturer en une fois suffisamment de géniteurs pour assurer la diversité génétique des descendants. Enfin, le prélèvement de géniteurs matures dans le milieu naturel peut provoquer un déficit local de recrutement qui ne fera qu'accroître le problème de déclin démographique.

À l'inverse, le maintien en pisciculture d'un stock de géniteurs captifs permet d'allonger la période de maturation, de contrôler le moment de la ponte, l'importance de la production et la diversité génétique des alevins produits.

Cette technique sera donc utilisée pour assurer la production régulière et contrôlée d'alevins destinés au repeuplement, alors que la capture et l'utilisation de géniteurs sauvages sera réservée à la constitution initiale des stocks de géniteurs captifs destinés à la production.

Un résumé des conditions et caractéristiques de reproduction des géniteurs captifs de barbeau figure au tableau 1, en fin de chapitre.

3.2. UTILISATION DE GÉNITEURS SAUVAGES

3.2.1. MÉTHODES DE CAPTURE

Deux méthodes de capture peuvent être utilisées pour obtenir des géniteurs sauvages sexuellement matures : le piégeage dans les échelles à poissons et la pêche électrique. La mise en œuvre de ces techniques nécessite un matériel particulier et surtout, un personnel formé et légalement agréé (service public et universités).

Ces opérations se pratiquent en mai-juin, lorsque la température de l'eau est comprise entre 14 et 18 °C et que les poissons matures migrent vers l'amont, quittant le lit moyen des grands cours d'eau pour rejoindre les zones de frayères dans les secteurs plus amont et les affluents.

Un contrôle régulier (tous les 2 jours) des pièges situés sur les passes et échelles à poissons permet de prélever les barbeaux capturés. De tels pièges existent par exemple sur la Meuse à Tailfer et à Lixhe, ainsi que sur l'Ourthe à Angleur et à Méry.

La pêche électrique peut par contre être pratiquée sur n'importe quel cours d'eau, pour autant que la hauteur d'eau n'excède pas 1 à 2 m. Les sites de pêche seront préférentiellement choisis à proximité des frayères, ou au pied d'obstacles (barrages) où les géniteurs peuvent se regrouper lors de leur migration.

3.2.2. CONTRÔLE DE L'ÉTAT DE MATURITÉ

Les adultes capturés sont immédiatement anesthésiés à l'aide de benzocaïne¹ (25 mg/l) ou d'un autre anesthésique légalement autorisé, afin d'évaluer leur état de maturité sexuelle. Mis à part la croissance plus rapide chez les femelles, il n'existe pas de dimorphisme sexuel permettant d'identifier rapidement les mâles et les femelles. En période de reproduction, une légère pression abdominale (*stripping*) induit l'émission de laitance chez les mâles matures. Chez les femelles, l'état de maturité est évalué sur base des caractéristiques externes telles qu'un abdomen mou et dilaté et la proéminence de la papille génitale. Si les ovules sont facilement expulsés par un léger *stripping*, la fécondation peut être réalisée directement sur le terrain (voir § 3.4.2). Si les ovules sortent difficilement ou pas du tout, les poissons sont transportés dans une cuve *ad hoc* et placés dans un bassin de stabulation. Le bassin de stabulation a idéalement une surface de 4 m² et un volume de 1,5 à 2 m³. Il est partiellement couvert afin de limiter le stress des géniteurs. La température de l'eau est égale ou supérieure de 1 à 2 °C à celle de leur milieu d'origine et la concentration en oxygène dissous supérieure à 7 mg/l (80 % de saturation).

¹ La benzocaïne est commercialisée sous forme de poudre (N° CAS 94-09-7 ; www.sigmaaldrich.com). Une solution sera préalablement préparée en diluant la benzocaïne dans de l'éthanol dénaturé (> 95 %) à raison de 100 g/l. Pour l'anesthésie, cette solution sera diluée dans l'eau à 0,25 ml/l.

3.2.3. INDUCTION HORMONALE DE LA PONTE

Avant la mise en charge des géniteurs dans le bassin de stabulation, les femelles reçoivent, sous anesthésie, une injection d'hormones maturantes permettant de déclencher le processus final de maturation des ovaires et de synchroniser la ponte. La préparation hormonale utilisée est l'OVAPRIM². La dose injectée est 0,5 ml/kg. Le poisson est préalablement pesé et la préparation hormonale injectée dans la musculature dorsale. L'hormone peut également être administrée par injection intrapéritonéale à la base de la nageoire pelvienne. Le temps de latence entre l'injection et la ponte est de 850-860°C.h (environ 2 j à 17-18°C). Au cours du deuxième jour de latence, la maturité des femelles sera contrôlée (pêche, légère anesthésie, *stripping*) toutes les 6 h. Lorsque l'ovulation est complète (émission aisée des ovules par *stripping*), la reproduction artificielle peut être pratiquée (voir § 3.4.2). La réponse obtenue à l'induction hormonale est variable chez le barbeau sauvage. Environ 50 % des femelles ovulent suite à l'injection, produisant entre 1 500 et 4 000 œufs/kg femelle.

Les mâles spermiantes ne reçoivent pas d'injection hormonale. Cependant, il est préférable de disposer de plusieurs mâles car le maintien, même court, de géniteurs sauvages en bassin de stabulation, induit une régression de la production de sperme.

Une seule reproduction est possible avec des géniteurs sauvages, et ceux-ci s'adaptent très mal à la captivité. Une fois la reproduction réalisée, ils seront donc reconduits dans leur habitat d'origine.

3.3. CONTRÔLE DU CYCLE DE MATURITÉ SEXUELLE DES GÉNITEURS CAPTIFS

3.3.1. INFRASTRUCTURES D'ÉLEVAGE DES GÉNITEURS

Le maintien des géniteurs captifs³ et le contrôle de la maturation sexuelle devront de préférence s'effectuer en circuit recirculé (Figure 3). Cette technique permet un contrôle complet des paramètres d'élevage (température, photopériode, alimentation, qualité de l'eau, pathogènes) et donc une gestion rationnelle et facilitée du cycle de maturation sexuelle et de la production. Ce type d'infrastructures permet également un contrôle et une manipulation aisée des géniteurs, nécessaires pour assurer le suivi du cycle de maturation et la sélection des géniteurs.

² L'OVAPRIM (www.syndel.com) est une préparation liquide contenant de la GnRH (hormone de libération des gonadotrophines hypophysaires) analogue de saumon et de la dompéridone, un antagoniste de la dopamine. (Syndel International Inc., Canada; en vente libre chez le fabricant).

³ Signifie que ces poissons sont nés et ont atteint la maturité sexuelle en captivité.



Figure 3. Circuit recirculé pour le maintien des géniteurs (A); bassin de stabulation avec système d'éclairage contrôlé et nourrisseur automatique (B); abris en PVC posés sur le fond d'un bassin de stabulation de géniteurs (C).

Les bassins de stabulation des géniteurs ont une surface de 2 à 4 m² et un volume de 1 à 2 m³. S'il s'avère nécessaire d'exercer un contrôle photopériodique parfait et d'éviter les interférences avec la lumière naturelle, les bassins seront recouverts de couvercles (ex : panneaux de contre-plaqué marin ou de mousse de polystyrène rigide extrudée) intégrant un système d'éclairage (tubes fluorescents, LEDs) commandé par minuterie.

Si les bassins ne sont pas recouverts de couvercles, ils seront fermés par des filets évitant la perte de poissons. Chaque bassin est équipé d'un aérateur et d'un système de nourrissage automatique assurant une distribution continue d'aliment durant la journée. Le barbeau présentant un comportement cryptique, on lui offrira des abris – constitués d'accessoires (plaques, tuyaux...) en PVC – posés sur le fond du bassin.

Le système de filtration comprend une filtration mécanique assurant l'élimination des particules en suspension (décanteur, tambour filtrant) et une filtration biologique (volume du filtre : $0,2 \text{ m}^3/\text{m}^3$ de bassin pour un filtre à lit fluidisé possédant une surface spécifique de $600 \text{ m}^2/\text{m}^3$). Idéalement, le circuit est également équipé d'un système de stérilisation à U.V. Le système de chauffage (résistances électriques, échangeur thermique, pompe à chaleur...) doit permettre de maintenir une température de 18 à 20 °C toute l'année.

Un schéma d'un circuit type conçu pour le maintien des géniteurs et la croissance des juvéniles ainsi qu'une évaluation du coût, figurent à l'annexe 1.

3.3.2. CYCLE DE REPRODUCTION DES GÉNITEURS EN CAPTIVITÉ

Chez le barbeau, la maturité sexuelle est atteinte après environ 20 mois d'élevage en captivité, dans des conditions intensives de production (voir § 4.4 et 5.3). Pour atteindre une telle précocité de la puberté, les juvéniles doivent être élevés en conditions constantes à 23 °C. Dans ces conditions, la maturité sexuelle est atteinte chez des femelles mesurant 25-28 cm (poids moyen : 250 g) et des mâles mesurant 20 cm (poids moyen : 100 g).

Cependant, une fois la puberté atteinte (à 20 mois), la température de maintien des géniteurs sera diminuée à 18-20 °C. Une température supérieure à 20 °C perturbe la maturation ovocytaire et/ou l'ovulation, conduisant à une diminution de la qualité des pontes. À 23 °C, jusqu'à 90% des pontes ovulées sont surmatures, et donc non fécondables, au moment de la récolte.

Les géniteurs de barbeau captifs maintenus en conditions thermiques constantes montrent des changements importants de leur cycle de reproduction par rapport à des individus sauvages :

1. Précocité de la maturation : alors que la reproduction a lieu en mai-juin dans le milieu naturel, les géniteurs captifs sont sexuellement matures (mâles spermiantes et femelles ovulantes) dès février-mars.
2. Changement de stratégie reproductive : dans la nature, le barbeau se reproduit une fois par saison. En captivité, le barbeau devient pondeur multiple. Au sein d'un stock de géniteurs, chaque femelle pond en moyenne 2 à 4 fois par saison. L'intervalle de pontes moyen est de 18 jours. Certaines femelles peuvent pondre jusqu'à 8 fois au cours d'une saison, sans altération de la production d'ovules. Les mâles sont presque tous spermiantes durant toute la période de reproduction.
3. Étalement de la période de reproduction : ce changement de stratégie reproductive est accompagné d'un étalement de la période de maturité sexuelle.

La photopériode a une influence cruciale sur les cycles de maturation et peut être manipulée afin de mieux les contrôler. Lorsque les géniteurs sont soumis à un cycle photopériodique naturel, la période de reproduction s'étale de février-mars à août-septembre (Figure 4A). Ce cycle de maturation est endogène et existe également en conditions photopériodiques constantes. Cependant, il est nécessaire de maintenir un cycle de variation photopériodique afin de conserver une production élevée d'œufs. En conditions constantes, les pontes sont moins nombreuses et la période de maturation moins étalée, aboutissant à un arrêt de la reproduction après 3-4 ans.

Il est possible d'obtenir deux périodes de reproduction sur une année en appliquant des cycles photopériodiques annuels condensés en 6 mois (Figure 4B). La diminution de la photopériode inhibe la reproduction et il est nécessaire de permettre aux géniteurs un repos reproducteur pendant une période de 2 à 4 mois avant un nouveau cycle. Au lieu de suivre les variations photopériodiques naturelles, les cycles peuvent également être stéréotypés en modifiant la photopériode de manière brusque entre la période de reproduction (16 h de lumière) et la période de repos (8 h de lumière).

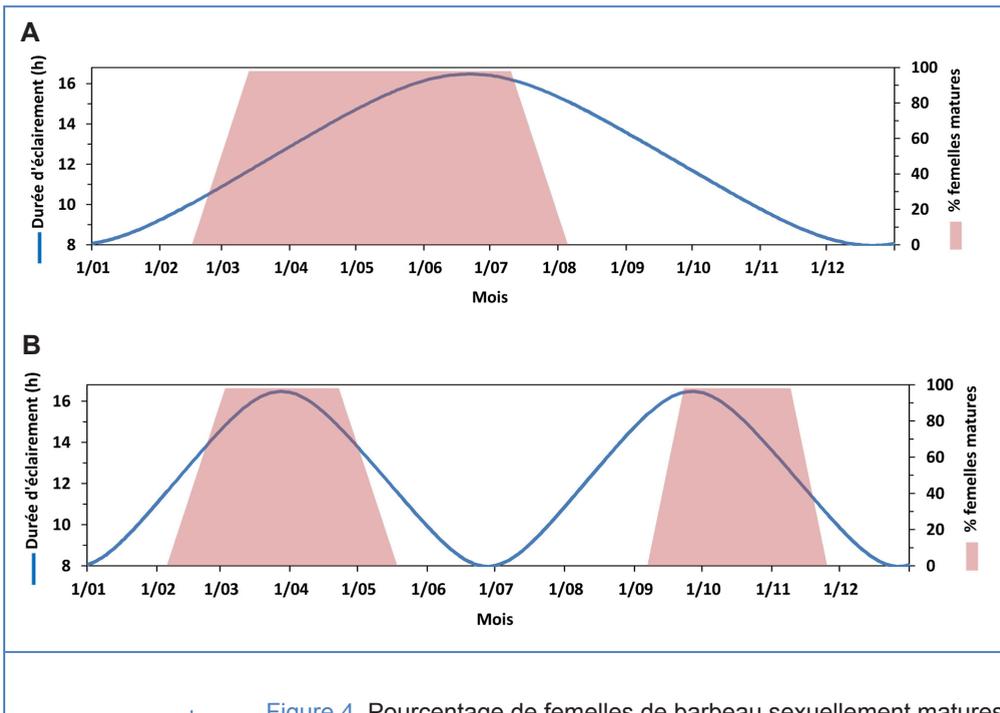


Figure 4. Pourcentage de femelles de barbeau sexuellement matures dans un lot soumis à un cycle photopériodique annuel naturel (A) et dans un lot soumis à des cycles photopériodiques condensés de 6 mois (B) (d'après Poncin, 1988).

L'ovulation étant spontanée chez les barbeaux femelles captifs, l'obtention de pontes ne nécessite pas de stimulation hormonale comme chez des géniteurs sauvages. Cependant, l'émission des ovules n'est pas spontanée. Ils restent dans l'ovaire du poisson et sont récoltés par *stripping*. Comme les ovules restent fécondables pendant une courte période, un contrôle régulier du stock de géniteurs (voir § 3.4.1) est nécessaire pour obtenir des pontes de bonne qualité. Malgré cela, la proportion de pontes surmatures, non fécondables, récoltées par *stripping* peut atteindre 50 %.

En tenant compte de cette proportion, un stock de 100 femelles (poids moyen : 250-500 g) permet d'obtenir environ 135 pontes de bonne qualité, représentant une production totale de 350 000 ovules, soit 280 000 œufs fécondés, 124 000 larves résorbées et une production de 115 000 juvéniles de 200 mg (40 jpf) au cours d'une saison, en conditions d'élevage intensif.

La fécondité relative moyenne de femelles de poids moyen de 370 g est de 7 000 œufs/kg femelle (2 600 œufs/ponte). Il existe une relation entre la fécondité et la taille des femelles, donnée par la formule : $\text{Log } F_a = -3,39 + 2,76 \text{ Log } L$ (où F_a : fécondité absolue; L : longueur corporelle) (Figure 5).

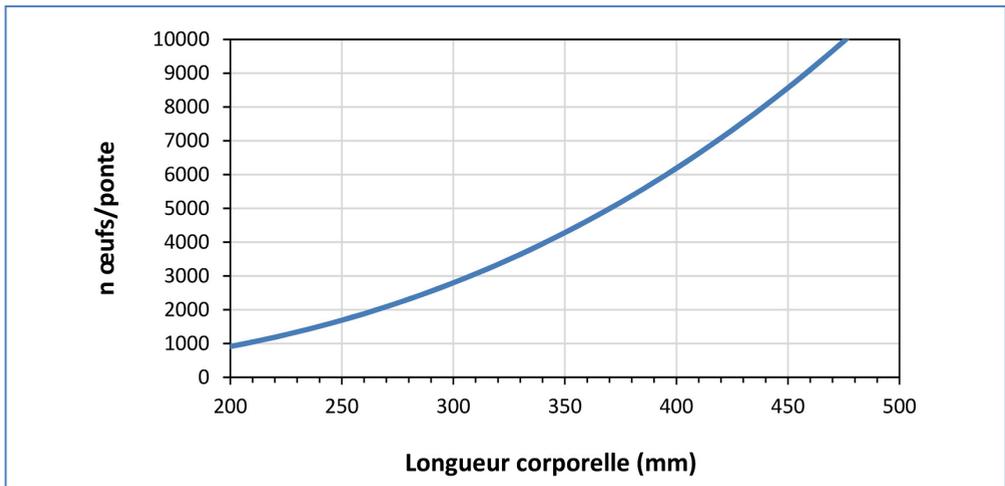


Figure 5. Relation entre la longueur corporelle des femelles et le nombre d'œufs pondus (d'après Poncin, 1988).

3.3.3. GESTION DES GÉNITEURS

Les géniteurs sont stockés à des densités comprises entre 15 et 30 kg/m³ (sex-ratio : 1:1). Même en dehors de la période de reproduction, il est généralement possible de différencier les femelles des mâles sur base de la taille et de la distension de l'abdomen.

La température est maintenue entre 18 et 20 °C toute l'année. La photopériode peut être naturelle ou modifiée comme décrit au § 3.3.2.

La concentration en oxygène dissous doit être supérieure à 7 mg/l (75 % saturation) et les taux d'ammoniac-ammonium (NH₃-NH₄⁺) et de nitrites (NO₂⁻) idéalement inférieurs à 1 mg/l.

Chez des poissons de 200-300 g, la ration alimentaire journalière est comprise entre 0,7 et 0,9 % de la biomasse totale. L'aliment utilisé est destiné aux truites. Un exemple de composition alimentaire est donné à l'annexe 2.

En période de reproduction, les géniteurs sont contrôlés tous les 2-3 jours pour récolter les pontes. Même si les pontes ne sont pas utilisées, les femelles doivent être « strippées » au moins une fois par semaine pour éliminer les ovules surmatures. Lorsque la photopériode diminue, la reproduction est inhibée mais certaines femelles contiennent encore des ovules. Le processus de résorption de ces ovules résiduels pose souvent des problèmes, provoquant un gonflement abdominal pouvant entraîner la mort. Après la période de récolte des pontes, les femelles seront encore strippées une fois par semaine jusqu'à ce que toutes les pontes en résorption soient éliminées.

Les programmes de repeuplement étant basés sur la conservation des souches géographiques génétiquement différentes (variabilité inter-populations) et sur le maintien d'une diversité génétique suffisante au sein de chacune de ces souches (variabilité intra-population), le maintien des stocks de géniteurs ainsi que toutes les phases d'élevage seront gérés de manière séparée pour chaque souche génétique identifiée. Le gestionnaire accordera une attention particulière à cet aspect. Pour chaque souche, les stocks de géniteurs seront constitués d'au minimum 50 mâles et 50 femelles. Chaque individu sera génétiquement caractérisé et identifié par un pit-tag⁴ afin de faciliter la gestion des croisements réalisés lors des reproductions.

⁴ *Passive integrated transponder* = puce insérée dans la musculature dorsale du poisson permettant une identification individuelle.

3.4. TECHNIQUES DE PONTE ET D'INCUBATION DES ŒUFS

3.4.1. SÉLECTION DES GÉNITEURS

En captivité, dans les conditions décrites ci-dessus, la maturation sexuelle est spontanée mais pas la ponte. Les ovules restent féconds pendant une courte période après l'ovulation et doivent donc être récoltés fréquemment. La récolte des œufs est faite par *stripping*. De février à août, l'ensemble du stock de géniteurs est contrôlé tous les 2-3 jours. Un contrôle individuel rapide permet de sélectionner les géniteurs matures qui seront utilisés pour la reproduction artificielle. La plupart des mâles sont spermiantes et produisent une laitance abondante pendant la période de reproduction. Leur disponibilité n'est donc pas limitante pour la reproduction. Afin de maximiser la diversité des croisements, on sélectionnera un nombre de mâles supérieur à celui des femelles afin de réaliser la fécondation selon un schéma de reproduction factorielle (voir § 3.4.2).

Les femelles seront d'abord sélectionnées sur base de la distension de leur abdomen. Les poissons dont la corpulence est faible (mâles ou femelles immatures) retourneront dans le bassin de stockage sans autre manipulation. Un léger *stripping* permettra de vérifier l'émission aisée d'ovules matures. Les ovules matures et féconds ont une coloration jaune. Si la ponte contient des ovules blancs, le stade de maturité a été dépassé et la ponte n'est plus féconde (Figure 6).

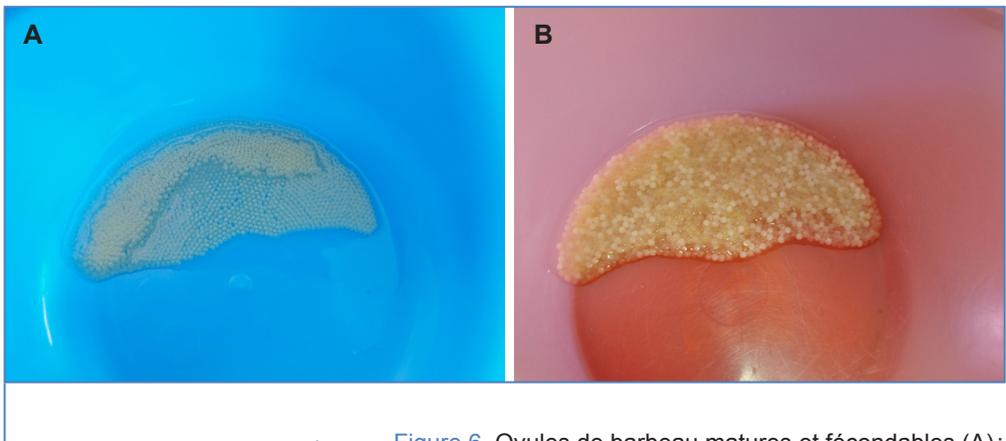


Figure 6. Ovules de barbeau matures et féconds (A); surmatures et non-féconds (B).

Le barbeau est une espèce sensible au manque d'oxygène. On veillera à maintenir une concentration en oxygène dissous supérieure à 6 mg/l lors de toutes les manipulations.

3.4.2. REPRODUCTION ARTIFICIELLE

La reproduction artificielle se déroule en plusieurs étapes (Figure 7) :

1. Anesthésie des poissons (benzocaïne 25 mg/l).
2. Extraction du sperme par *stripping* et récolte à l'aide d'une seringue placée au niveau de la papille génitale. Afin d'éviter toute contamination du sperme par de l'eau ou de l'urine, la papille génitale est préalablement séchée et la première goutte de sperme est éliminée. Si la fécondation n'est pas réalisée immédiatement, le sperme est conservé à sec, sur de la glace fondante (Figure 7B).
3. Récolte à sec des ovules par *stripping* (Figure 7C).
4. Mélange des ovules et du sperme. La laitance est répandue sur les ovules à l'aide de la seringue (Figure 7D).
5. Ajout d'un volume d'eau (provenant de l'écloserie) équivalent au volume de la ponte (Figure 7E).
6. Les œufs sont mélangés lentement mais de manière continue durant 1 à 2 minutes pour permettre la fécondation.
7. Les œufs sont rincés trois fois à l'eau de l'écloserie et placés en incubation (Figure 7F).

Si le nombre de mâles spermants disponibles est suffisant, la fécondation sera réalisée selon un schéma de reproduction factorielle : les ovules récoltés des différentes femelles sélectionnées sont mélangés et divisés en autant de lots qu'on dispose de mâles spermants. Chaque lot est ensuite fécondé avec la laitance d'un seul mâle. Ce protocole permet de valoriser au mieux les mâles en stock et de maximiser la diversité génétique des pontes.

Si l'application de ce protocole n'est pas possible et que la fécondation doit être réalisée avec le sperme provenant d'un seul mâle, sa qualité (activation et mobilité des spermatozoïdes) peut être vérifiée sous microscope (grossissement objectif 4-10 x). Une goutte de sperme est placée entre lame et lamelle et l'activation des spermatozoïdes est observée après ajout d'une goutte d'eau. La durée moyenne de mobilité des spermatozoïdes est de 50-60 s.

Les ovules sont non-collants et mesurent de 1,9 à 2,4 mm. Après la fécondation, au contact de l'eau, les œufs s'hydratent et leur volume augmente légèrement.

Le taux de fécondation est généralement compris entre 70 et 95 %.



Figure 7. Illustration des différentes étapes de la reproduction artificielle et de l'incubation chez le barbeau : sélection d'une femelle émettant des ovules par *stripping* (A); récolte de la laitance (B); récolte des ovules (C); mélange du sperme et des ovules (D); ajout d'eau pour activer les spermatozoïdes (E); incubation des œufs en bouteille de Zoug (F).

3.4.3. INCUBATION DES ŒUFS

L'incubation en bouteille de Zoug garantit les meilleurs résultats car les œufs sont brassés en continu, ce qui limite notamment la contamination par la saprolégniose.

Les œufs sont incubés en bouteille de Zoug à raison de maximum 40 g/l. La concentration en oxygène dissous est supérieure à 8 mg/l et les taux d'ammoniac-ammonium ($\text{NH}_3\text{-NH}_4^+$) et de nitrites (NO_2^-) inférieurs à 1 mg/l. La température d'incubation est comprise entre 17 et 23 °C. Dans cette gamme de température, le taux de survie des embryons jusqu'à l'éclosion est en moyenne de 60% (lors de la première saison de reproduction).

Les œufs éclosent après une période d'incubation de 7 j à 17 °C et 4 j à 23 °C. Après l'éclosion, les larves (Figure 8A) sont maintenues en éclosérie durant la période de résorption de la vésicule vitelline. Des paniers composés de toile moustiquaire (maille 500 µm) sont placés à la sortie des bouteilles d'incubation afin de récolter les larves. La résorption vitelline est presque complète à 14 j à 17 °C et 8 j à 23 °C (Figure 8B), et l'alimentation exogène peut démarrer. À ce stade, les larves sont transférées dans les infrastructures d'élevage larvaire. Le taux de survie moyen des larves entre l'éclosion et la fin de la résorption vitelline est de 82%. Un taux de malformation de 10% est également observé à la fin de la période d'incubation.

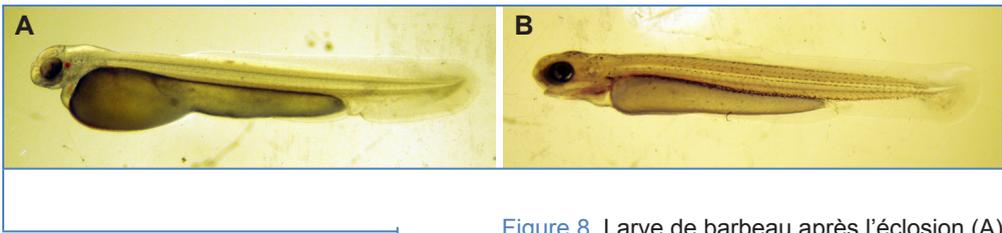


Figure 8. Larve de barbeau après l'éclosion (A) et en fin de période de résorption vitelline (B).

3.5. INFRASTRUCTURES D'INCUBATION DES ŒUFS

L'éclosérie est équipée de bouteilles de Zoug et fonctionne en circuit recirculé, ce qui permet un contrôle précis des paramètres physico-chimiques (oxygène dissous, température...) durant l'incubation. Aucune filtration n'est nécessaire mais il est préférable d'équiper le circuit d'un stérilisateur U.V. afin d'éviter le développement d'agents pathogènes. Un système de chauffage (résistance électrique) commandé par un thermostat permet de maintenir une température optimale et constante. Un système d'aération sera également installé afin de garantir un taux d'oxygène dissous supérieur à 8 mg/l dans les bouteilles d'incubation.

Une éclosérie de volume total de 500-600 l, comportant 12 bouteilles d'incubation de 1,5 l chacune (Figure 9), permet d'incuber environ 50 000 œufs simultanément.

Un schéma d'éclosérie adaptée à l'incubation des œufs et à l'élevage larvaire du barbeau, ainsi qu'une estimation du coût de cette installation, figurent à l'annexe 1.



Figure 9. Éclosérie comportant 12 bouteilles de Zoug (1,5 l), dédiée à l'incubation des œufs de barbeau.

Tableau 1. Résumé des conditions et des caractéristiques de reproduction des géniteurs captifs de barbeau.

Stabulation des géniteurs	
Type de circuit	Bassins en circuit recirculé
Volume/surface bassins	1-2 m ³ /2-4 m ²
Biomasse	15-30 kg/m ³
Température	18-20 °C
Photopériode	naturelle ou contrôlée (2 cycles condensés/an ; 16h en période de reproduction, 8h en période de repos sexuel)
Sex-ratio	1:1
Maturation sexuelle des géniteurs	
Âge 1 ^{re} maturité sexuelle	20 mois (L = 25-28 cm)
Période de maturation	mars-août (photopériode naturelle)
Indicateurs de maturité	distension abdominale
Stimulation hormonale	aucune : maturation spontanée
Contrôle par <i>stripping</i>	tous les 2-3 jours
Reproduction et incubation	
Nombre de pontes/femelle/saison	2-4
Méthode de reproduction	artificielle
Fécondité relative	7 000 œufs/kg femelle
Taux de fécondation	75-95 %
Structure d'incubation	bouteille de Zoug
Température d'incubation	17-23 °C
Taux d'éclosion	60 %
Taux de survie en fin de résorption	80 %
Taux de malformation en fin de résorption	10 %
Durée d'incubation	200 °C.jours

4. ÉLEVAGE LARVAIRE DU BARBEAU

4.1. INTRODUCTION

Après le contrôle de la reproduction, la maîtrise de l'élevage larvaire est la seconde étape cruciale de la bonne conduite d'un élevage. Bien que cette phase soit de courte durée (quelques semaines), c'est pendant cette période que le poisson est le plus fragile face aux conditions environnementales et alimentaires, aux pathogènes et aux prédateurs. Que ce soit dans la nature ou dans un élevage contrôlé, c'est par conséquent durant cette période que les taux de mortalité les plus élevés sont observés. C'est également durant la phase larvaire que le taux de croissance est le plus important et le plus rapide. En 5 à 6 semaines, la larve fraîchement éclosée va multiplier par 10 ou par 100 son poids initial.

Dès lors, l'alimentation des larves est probablement l'aspect le plus important de cette phase d'élevage. Comparé aux poissons de plus grande taille, étant donné le métabolisme et la croissance extrêmement rapides des larves, ainsi que leur manque de réserves nutritives, toute déficience alimentaire, qualitative ou quantitative, durant la phase larvaire se manifeste de façon accélérée et peut avoir des conséquences désastreuses sur la suite de l'élevage.

Plusieurs systèmes d'élevage sont présentés dans ce chapitre, allant du plus extensif au plus intensif. L'intensification permet non seulement une augmentation de la productivité, mais également un contrôle de l'élevage assurant une continuité et une prédictibilité de la production. Chez différentes espèces de cyprin, le déversement de larves à vésicule résorbée dans un étang de pisciculture (élevage extensif) conduit à des productions de juvéniles très variables, en raison notamment des fluctuations de température, de la présence de prédateurs, de l'abondance d'une nourriture naturelle et de l'exposition à des agents pathogènes. Ces paramètres influenceront fortement le taux de croissance, ainsi que le taux de survie qui peut varier de 0 à 80 %, empêchant une planification des étapes ultérieures de l'élevage. De plus, ce type d'élevage ne peut se pratiquer que durant la période estivale, sous conditions physico-chimiques et biotiques favorables. À l'opposé, un élevage en système intensif recirculé permet de garantir une croissance élevée (jusqu'à 3 fois plus élevée qu'en extensif, Figure 10) et une survie supérieure à 90 % à tout moment de l'année.

Un résumé des conditions et caractéristiques de l'élevage larvaire extensif, semi-intensif et intensif du barbeau figure au tableau 2, en fin de chapitre.

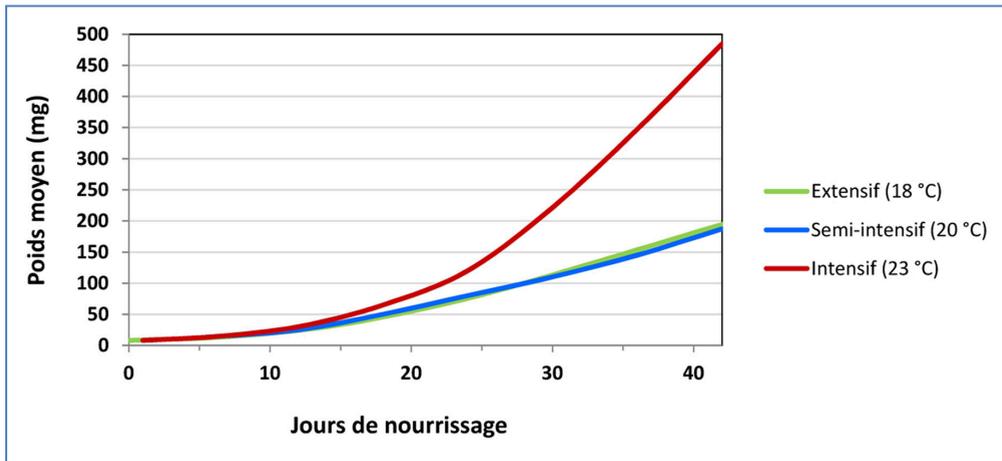


Figure 10. Courbes de croissance pondérale moyenne des larves de barbeau en conditions d'élevage extensives, semi-intensives et intensives, durant les 42 premiers jours de nourrissage.

4.2. ÉLEVAGE EXTENSIF

Étant donné le caractère variable de la production larvaire en étang et le manque de recul et d'exemples de ce type de production, les données présentées dans cette section proviennent d'un système d'élevage en bassin extérieur simulant certains paramètres biotiques et abiotiques d'une production en étang, tout en offrant une certaine standardisation des données d'élevage. Si les conditions alimentaires (alimentation naturelle) et le régime thermique (fluctuations jour/nuit et saisonnières) sont fort semblables à celles observées dans un milieu semi-naturel comme un étang de pisciculture, l'absence de prédateurs dans ces essais en milieu standardisé conduit à une surestimation des taux de survie par rapport à une situation « étang ».

4.2.1. INFRASTRUCTURES D'ÉLEVAGE

L'élevage larvaire est réalisé en bassin extérieur préalablement fertilisé pour assurer une production zooplanctonique suffisante à l'alimentation des larves (voir Encadré 1, § 4.2.2). En fonction de l'approvisionnement en larves au cours de la saison (voir § 3.3.2), il est préférable de disposer de plusieurs bassins de taille moyenne (par exemple 5 m³/10 m²) afin de ne pas mélanger des cohortes d'âges (et de tailles) différents (Figure 11).

Les bassins ne sont pas ombrés afin de favoriser la pénétration de la lumière solaire nécessaire au développement du plancton. Aucun système de filtration mécanique ou biologique n'est nécessaire. Les bassins sont alimentés en eau (renouvellement : $\pm 0,04/h$) provenant du milieu naturel (rivière, nappe) en système ouvert. L'eau sortant des bassins est évacuée au travers d'une crépine à fines mailles (500 μm).

Avant la mise en charge des larves, les bassins sont remplis avec de l'eau provenant du milieu naturel et fertilisés (Encadré 1). Les bassins sont équipés d'un système d'aération facilitant l'oxygénation de l'eau pendant la nuit et limitant l'accumulation de gaz en sursaturation pouvant être létale pour les poissons. Le développement des algues va en effet induire une production importante d'oxygène durant la journée et une consommation d'oxygène associée à une production de gaz carbonique durant la nuit.



Figure 11. Bassins extérieurs de 10 m² utilisés pour l'élevage larvaire extensif du barbeau.

Encadré 1

Production de plancton comme alimentation larvaire naturelle en bassin extérieur

Le bassin est rempli avec de l'eau provenant du milieu naturel (rivière, lac, étang) charriant du plancton. Plus l'eau est courante et chargée en matière organique, plus elle contiendra d'organismes planctoniques. Une eau de source ou de nappe est dépourvue de plancton.

L'eau est fertilisée avec un engrais composé de fumier séché de vaches, poules ou chevaux à raison de 0,5 kg/m³. L'engrais est enfermé dans un sac composé d'une moustiquaire à fines mailles capable de diffuser les matières organiques solubles contenues dans le fumier sans laisser échapper de matières solides de grande taille.

L'infusion dure de 6 à 10 jours en fonction de la température et de la charge planctonique de départ. La température est comprise entre 15 et 25°C. Les hautes températures accélèrent la production planctonique.

L'infusion est enlevée dès que le phytoplancton se développe suffisamment, se traduisant par un changement de coloration de l'eau du brun au vert.

Cette pratique permet une succession des groupes planctoniques majoritaires telle qu'en milieu naturel avec en premier lieu le phytoplancton (algues) suivi du zooplancton – qui servira d'aliment aux larves de poissons – d'abord de petite taille (rotifères, 100-600 µm) puis de plus grande taille (copépodes et cladocères, 0,5-3 mm) (Figure 12).



Figure 12. Organismes zooplanctoniques communs servant de nourriture aux larves de barbeau : rotifère, *Brachionus calyciflorus*, photo : C. Joachim-Justo (A) ; copépode cyclopoïde, photo : C. Joachim-Justo (B) ; cladocère, *Daphnia* sp., photo : Y. Adams, Vilda (C).

4.2.2. ALIMENTATION ET CROISSANCE

Les larves commencent à se nourrir aux environs de 200 °C.jours (14 jours post-fécondation à 17 °C et 8 jours post-fécondation à 23 °C). Durant les premiers jours, les larves de barbeau se nourriront principalement de rotifères. Une concentration en rotifères de 4 000 à 20 000 individus/l lors de la mise en charge des larves garantira une abondance alimentaire suffisante durant les premiers jours d'élevage. Durant les premiers jours d'alimentation, les larves de barbeau consommeront principalement des rotifères de petite taille. Après, la prédation des larves sera orientée vers des rotifères ou d'autres organismes (larves de copépodes, cladocères) de plus grande taille.

En fonction des conditions environnementales, la production planctonique peut être variable et il est conseillé d'en assurer le suivi. La détermination de l'abondance zooplanctonique est réalisée sous loupe binoculaire. S'il s'avère nécessaire de concentrer le plancton pour pouvoir procéder au comptage, un échantillon d'eau (p. ex. 100 ml) sera passé sur un filtre de mailles de 50 µm, et les organismes filtrés re-suspendus dans un volume plus faible d'eau du robinet ou de formol afin de fixer les organismes à compter. Si le comptage est réalisé immédiatement, un simple passage au froid (congélateur) de l'échantillon permet l'immobilisation du zooplancton.

Après 6 à 10 jours d'alimentation (ou si les conditions extérieures sont défavorables), la concentration en rotifères peut diminuer en-dessous de 1 000-2 000 individus/l. Dans ce cas, un apport alimentaire extérieur est nécessaire. Celui-ci consistera soit en nauplii d'*Artemia* (production détaillée dans l'encadré 2), soit en un aliment sec commercial formulé pour l'élevage larvaire, d'une granulométrie de 150 µm (composition alimentaire à l'annexe 3). Après 30 jours de nourrissage, la granulométrie peut être augmentée à 300 µm. La ration distribuée est comprise entre 4 et 10 % de la biomasse et est adaptée en fonction du comportement alimentaire des poissons. Ce schéma alimentaire peut être maintenu jusqu'au 40^e jour de nourrissage.

Le poids moyen des larves lors de la mise en charge est de 8-9 mg. En conditions extensives, les jeunes juvéniles de barbeau peuvent atteindre un poids corporel de 200 mg après 42 jours d'élevage à une température diurne moyenne de 17-18 °C (Figure 10), ce qui correspond à un taux de croissance spécifique de 7,4%/j. Le taux de croissance peut cependant fortement varier en fonction des conditions alimentaires (production de plancton) et thermiques.

Encadré 2

Production de nauplii d'*Artemia* à partir de cystes

1. Hydratation des cystes

Hydrater les cystes dans de l'eau douce durant \pm 30 minutes. Remuer régulièrement afin d'avoir une hydratation homogène. Quantité : 100 g de cystes dans \pm 300 ml d'eau.

2. Décapsulation des cystes

Solution «décapsulante» pour 1 g de cystes : 10 ml d'une solution d'hypochlorite de sodium (NaClO 14 %, eau de Javel) + 40 ml d'eau.

Plonger les cystes préalablement hydratés dans la solution décapsulante. Remuer continuellement durant 6 à 6,5 minutes. Une fois le temps écoulé (les cystes prennent une couleur orangée), verser rapidement les cystes sur un tamis de mailles de 150 μ m et rincer abondamment avec de l'eau claire. Incuber les cystes décapsulés.

3. Incubation de cystes

Incubation en bassin cylindroconique (volume > 50 l)

Salinité : 25 g NaCl/l

Oxygénation : aération importante

Température : 28-30 °C

Durée d'incubation : 20 à 24 heures

Luminosité : 1 000-2 000 lux

Quantité de cystes : 2 à 3 g/l

4. Récolte des nauplii

Éteindre les lampes supérieures et laisser les nauplii sédimenter. Récolter sur un tamis de mailles de 150 μ m. Rendement attendu : 3 à 4 g de nauplii d'*Artemia* pour 1 g de cystes. Distribution directe sous forme vivante ou congélation.

4.2.3. CONDUITE DE L'ÉLEVAGE

Les larves sont introduites dans les bassins d'élevage à la fin de la résorption du sac vitellin (environ 200 °C.jours). Une densité de 150-200 larves/m² semble optimale pour garantir un accès aux proies vivantes constituées par le zooplancton, durant les premiers jours d'élevage.

En fonction de l'abondance en zooplancton, un complément alimentaire exogène pourra être distribué entre le 6^e et le 10^e jour d'élevage. L'aliment exogène doit être distribué tout au long de la journée, en de nombreux petits repas (minimum 6), ou de manière continue à l'aide de distributeurs automatiques.

Lorsque la concentration en zooplancton diminue et qu'un complément alimentaire exogène est distribué, un apport d'eau fraîche doit assurer un certain renouvellement de l'eau d'élevage (1 à 4 %/h).

Les larves de barbeau supportent sans problème des températures élevées allant jusqu'à 28 °C. Cependant, des températures élevées associées à un ensoleillement important peuvent causer un développement d'algues problématique pour l'élevage larvaire en conditions semi-naturelles. Une sursaturation diurne en oxygène peut provoquer des embolies gazeuses et une concentration nocturne trop élevée en gaz carbonique et faible en oxygène peut conduire à l'asphyxie des larves. D'autre part, un développement incontrôlé d'algues filamenteuses peut entraîner un piégeage mécanique des larves de poissons. Dans de telles circonstances, la croissance algale sera contrôlée par un ombrage partiel de la surface de l'eau.

Les taux de croissance et de survie sont difficiles à contrôler dans ce type d'élevage. Les poissons resteront dans les mêmes infrastructures pour la poursuite du grossissement et ce n'est que lorsque les bassins d'élevage seront vidangés que ces paramètres pourront être évalués de façon fiable. Ces conditions d'élevage extensives permettent cependant d'atteindre des taux de survie de 60% durant la période larvaire.

4.3. ÉLEVAGE SEMI-INTENSIF

La conduite d'un élevage larvaire en conditions semi-intensives permet, tout en utilisant le même type d'infrastructures qu'en élevage extensif, d'augmenter substantiellement la productivité de l'élevage. Les taux de croissance observés étant très semblables dans les deux types de conditions (Figure 10), l'augmentation des capacités de production repose essentiellement sur un accroissement de la densité d'élevage. Cependant, si une certaine intensification de l'élevage permet d'améliorer la productivité, elle nécessite également plus de main-d'œuvre, un contrôle plus rigoureux des conditions physico-chimiques, un apport alimentaire artificiel beaucoup plus important, et a pour conséquence un risque accru d'émergence de pathogènes (parasites, bactéries, champignons ou virus).

Ce type d'élevage est réalisé en circuit ouvert et reste largement dépendant d'une source d'eau et des conditions environnementales extérieures (température, ensoleillement). Il doit donc impérativement être mené durant la période estivale, lorsque les conditions environnementales sont les plus favorables à la croissance des larves.

4.3.1. INFRASTRUCTURES D'ÉLEVAGE

Les infrastructures d'élevage sont identiques à celles décrites en élevage extensif. Elles peuvent consister en petits étangs mais des bassins hors-sol de taille moyenne

(p. ex. 5 m³/10 m²) seront préférés car ils permettent de séparer des cohortes d'âges différents et offrent un meilleur contrôle des conditions d'élevage (Figure 13).



Figure 13. Bassins extérieurs de 10 m² utilisés pour l'élevage larvaire semi-intensif du barbeau.

Comme en élevage extensif, les bassins peuvent être fertilisés avant la mise en charge afin de favoriser la production de plancton servant de première nourriture aux larves. Cependant, le zooplancton sera rapidement consommé durant les premiers jours d'élevage, et les bassins seront ensuite ombrés afin de limiter le développement d'algues filamenteuses.

Afin de garantir un apport alimentaire continu, les bassins seront équipés de nourrisseurs automatiques (minimum 1 nourrisseur/5 m² de bassin afin de garantir un accès convenable de toutes les larves à l'aliment).

Aucun système de filtration mécanique ou biologique n'est nécessaire. Les bassins sont alimentés en eau provenant du milieu naturel (rivière, nappe) en système ouvert. Une aération forcée de l'eau est nécessaire pour maintenir des taux d'oxygène dissous supérieurs à 8 mg/l. L'eau sortant des bassins est évacuée à travers une crépine à fines mailles (500 µm).

4.3.2. ALIMENTATION ET CROISSANCE

Comme les infrastructures et les conditions d'élevage permettent la production de plancton, il est intéressant d'utiliser la technique de fertilisation décrite en élevage extensif afin de fournir du zooplancton comme aliment larvaire durant les premiers jours de nourrissage. Une concentration en rotifères de 4 000 à 20 000 individus/l lors de la mise en charge des larves fournira un aliment de choix pendant environ une semaine.

Cependant, la densité d'élevage étant relativement élevée (500 à 4 000 larves/m²), un complément alimentaire constitué d'aliment sec commercial de haute qualité (granulométrie 150 µm ; composition : voir annexe 3) sera distribué dès le premier jour de nourrissage. Des nauplii d'*Artemia* peuvent également être distribués à partir du 7^e jour de nourrissage.

Le poids moyen des larves lors de la mise en charge est de 8-9 mg. En conditions semi-intensives, les jeunes juvéniles de barbeau peuvent atteindre un poids corporel de 200 mg après 42 jours d'élevage à une température moyenne diurne de 20 °C (Figure 10), ce qui correspond à un taux de croissance spécifique de 7,4%/j. Le taux de croissance ainsi que le programme de nourrissage peut cependant fortement varier en fonction des conditions alimentaires (production de plancton) et thermiques. Un exemple de programme de nourrissage à 20 °C est présenté à la figure 14.

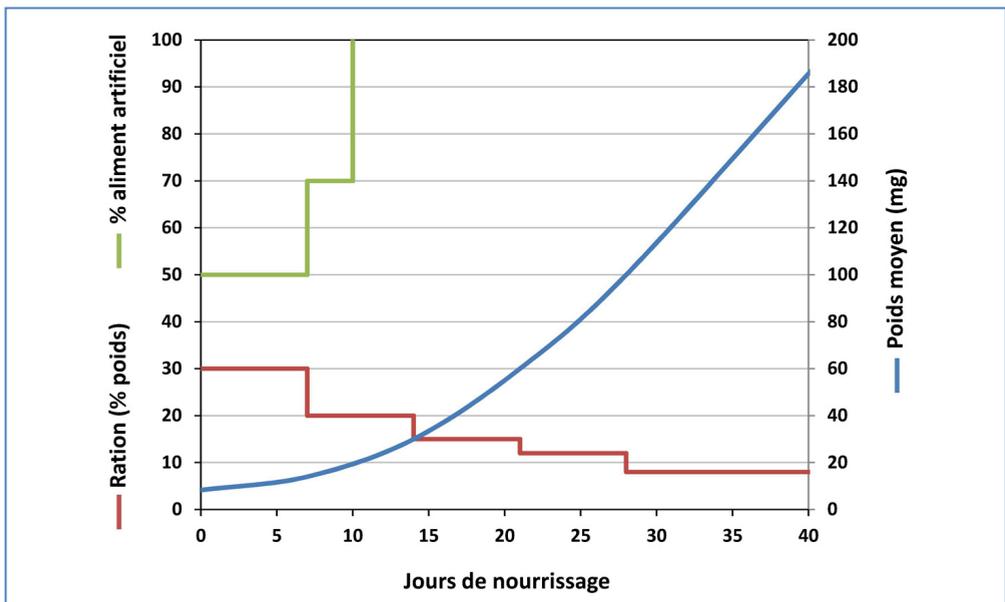


Figure 14. Programme de nourrissage et croissance des larves de barbeau en conditions semi-intensives à une température moyenne de 20 °C.

4.3.3. CONDUITE DE L'ÉLEVAGE

Les larves sont introduites dans les bassins d'élevage à la fin de la résorption du sac vitellin (environ 200 °C.jours). La densité d'élevage est comprise entre 500 et 4000 larves/m² (1000 à 8000/m³). Étant donné le caractère asynchrone des pontes et la fécondité relativement faible du barbeau, un effectif suffisant de géniteurs est nécessaire pour envisager l'obtention de plusieurs pontes en même temps, constituant une cohorte de taille suffisante pour la mise en charge dans des bassins de grand volume.

Dès que l'alimentation ne repose plus principalement sur la production de plancton (à partir de 7-10 jours de nourrissage ou lorsque la concentration en rotifères est inférieure à 1000-2000 individus/l), un apport d'eau fraîche est nécessaire pour garantir une qualité d'eau optimale. Étant donné les densités d'élevage, le renouvellement d'eau sera plus important qu'en conditions extensives, pouvant atteindre 20%/h. Le taux de renouvellement sera adapté pour garantir un taux d'ammoniac-ammonium faible (< 1 mg NH₃-NH₄⁺/l) et un taux d'oxygène dissous supérieur à 8 mg/l.

L'aliment exogène doit être distribué tout au long de la journée, en de nombreux petits repas, ou de manière continue à l'aide de distributeurs automatiques.

Dans la mesure du possible, les bassins seront couverts ou ombragés afin d'éviter le développement d'algues filamenteuses.

Ce type d'élevage permet d'atteindre des taux de survie de 90% après 40 jours d'élevage. Cependant, les densités plus élevées augmentent le risque de développement et de transmission d'agents pathogènes. Un contrôle plus pointu du bien-être des poissons sera nécessaire.

4.4. ÉLEVAGE INTENSIF EN CIRCUIT RECIRCULÉ

4.4.1. INFRASTRUCTURES D'ÉLEVAGE

L'élevage larvaire en circuit recirculé présente de nombreux avantages, offrant un contrôle accru des conditions d'élevage durant les premières semaines de croissance. Cette période est particulièrement délicate compte tenu de la petite taille des larves, de leurs exigences alimentaires et de leur sensibilité accrue face aux variations des conditions environnementales et aux agents pathogènes. Ce contrôle permet de maximiser les taux de survie et la croissance. L'élevage intensif permet également d'augmenter la production pour une surface donnée ainsi que sa prédictibilité. En outre, ce type d'élevage ne souffre pas de la prédation (par les oiseaux, poissons, batraciens...) qui affecte parfois largement les élevages extensifs et semi-intensifs en extérieur.

Cependant, un circuit recirculé nécessite un investissement financier de départ ainsi que des frais de fonctionnement (aliment artificiel, électricité) élevés, un contrôle important des installations et des conditions d'élevage ainsi qu'une bonne maîtrise technique de l'outil de production.

Le système d'élevage comprend une filtration mécanique assurant l'élimination des particules en suspension (décanteur, tambour filtrant) et une filtration biologique. Si les bassins font partie d'un grand circuit comprenant également des bassins de grossissement pour les juvéniles, un filtre biologique à lit fluidisé, hautement efficace sera préférentiellement installé (volume du filtre : $0,2 \text{ m}^3/\text{m}^3$ de bassin pour un filtre possédant une surface spécifique de $600 \text{ m}^2/\text{m}^3$). En raison des faibles quantités de nourriture distribuée durant la période larvaire, si les bassins font partie d'un circuit dédié uniquement à cette phase d'élevage, la filtration biologique sera de taille restreinte et un filtre immergé ou à ruissellement conviendra parfaitement (volume du filtre : $0,6 \text{ m}^3/\text{m}^3$ de bassin pour un filtre possédant une surface spécifique de $200 \text{ m}^2/\text{m}^3$).

Le circuit sera également équipé d'un système de stérilisation à U.V. Le système de chauffage (résistances électriques, échangeur thermique...) doit permettre idéalement de maintenir une température comprise entre 23 et 27 °C.

Les bassins d'élevage ont un volume de 100 à 300 l (Figure 15). L'élevage peut également être réalisé en aquariums, ce qui donne une meilleure visibilité du milieu d'élevage et du comportement des poissons, en particulier de la prise alimentaire. Des volumes plus importants sont déconseillés en raison de leur difficulté d'entretien. Compte tenu des débits relativement faibles traversant les bassins et de la taille des mailles ($500 \mu\text{m}$) des crépines protégeant l'évacuation d'eau, les détritiques (aliments non consommés, déjections des poissons) ont tendance à s'accumuler dans les bassins d'élevage, pouvant conduire au développement d'algues et de bactéries sur les parois et à une dégradation de la qualité de l'eau et des conditions sanitaires de l'élevage. Un entretien régulier consistant au nettoyage des parois et au siphonage des détritiques est donc nécessaire.

Un schéma d'un système d'élevage larvaire en circuit recirculé adapté à l'élevage du barbeau figure à l'annexe 1.

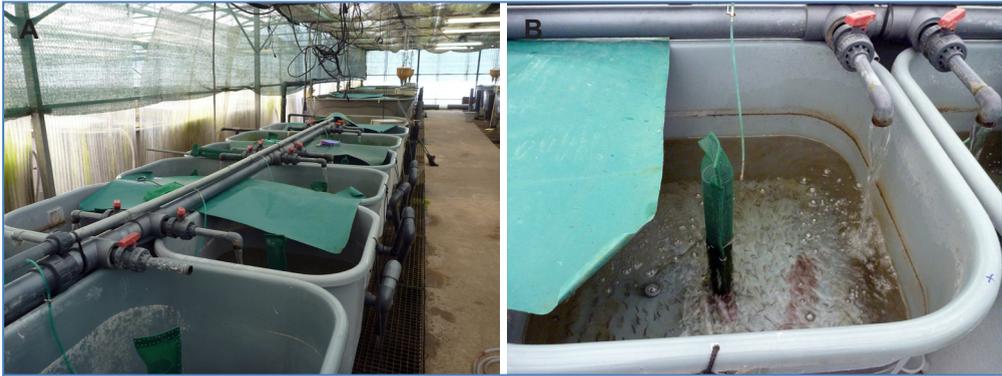


Figure 15. Bassins de 100 l installés dans un circuit recirculé, destinés à l'élevage larvaire du barbeau en conditions intensives (A); détail d'un bassin (B).

4.4.2. ALIMENTATION ET CROISSANCE

Au début de l'alimentation exogène, les larves de barbeau, déjà bien développées (poids moyen : 8-9 mg), acceptent un aliment artificiel. Une alimentation 100 % artificielle, reposant sur un aliment larvaire commercial de haute qualité (composition : annexe 3), est donc recommandée puisqu'elle offre de meilleurs taux de survie et de croissance. Des aliments starters développés spécifiquement pour remplacer les proies vivantes durant la phase de démarrage sont disponibles sur le marché. Le premier aliment a une granulométrie de 150 μm . Dès que la taille des larves le permet, la granulométrie de l'aliment peut être augmentée à 300 μm . Lorsque les alevins atteignent un poids de 200-250 mg (environ 30 jours à 23 °C), ils reçoivent un aliment généraliste pour petits alevins (ou pour truites) (composition : annexe 4) d'une granulométrie de 300-500 μm .

Durant les premiers jours de nourrissage, l'aliment est distribué manuellement et la ration journalière divisée en minimum 6 repas. Afin de garantir une bonne transition de l'alimentation endogène à l'alimentation exogène et un accès aisé à la nourriture pour toutes les larves, les rations alimentaires seront largement surestimées et la fréquence de distribution de l'aliment supérieure à 6 durant les 2 premiers jours de nourrissage.

Dès que la quantité et la granulométrie de l'aliment le permettent, la distribution peut être assurée par des nourrisseurs automatiques.

Les besoins alimentaires quantitatifs changent rapidement au cours de la croissance. La figure 16 illustre l'évolution de la ration alimentaire journalière en fonction du poids corporel à une température de 23 °C.

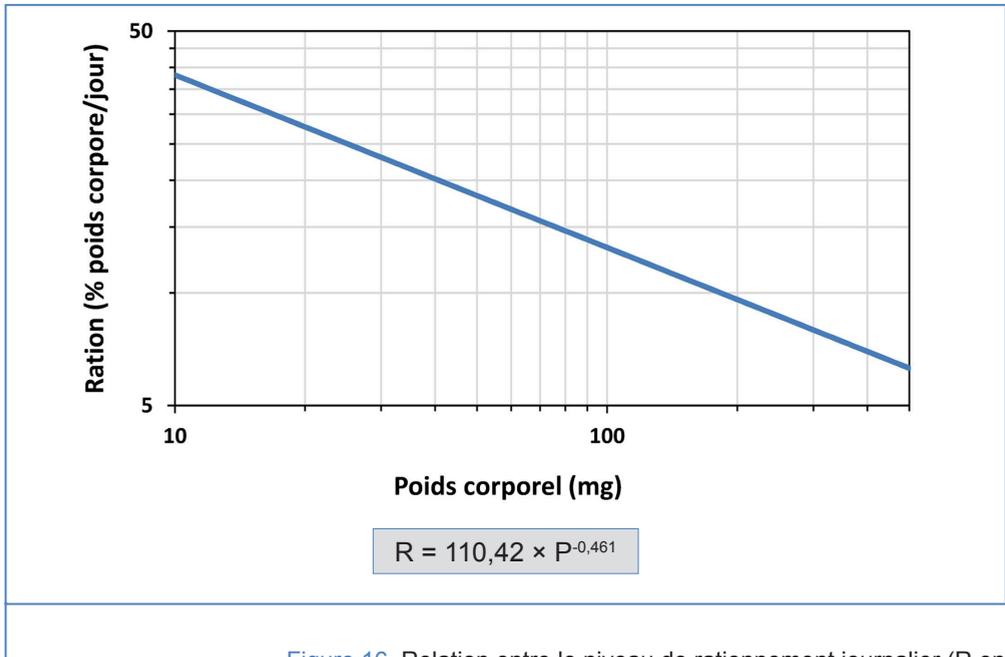


Figure 16. Relation entre le niveau de rationnement journalier (R en % poids corporel/jour) et le poids corporel (P en mg) assurant une croissance maximale chez le barbeau élevé à une température de 23 °C (relation établie de façon empirique).

Malgré le coût élevé de l'aliment larvaire, il est conseillé, non seulement de distribuer un aliment de très haute qualité, mais également de nourrir les larves à la ration maximale. Étant donné les faibles quantités distribuées, la part de l'aliment larvaire dans le coût de production reste faible. Le bénéfice, du point de vue de la production (survie et croissance), dépassera largement le surcoût engendré par ce schéma alimentaire. Les aliments starters de haute qualité utilisés durant la première phase d'alimentation (jusqu'à 250 mg) permettent d'atteindre des taux de conversion alimentaire de 0,8 et des taux de survie supérieurs à 90 %. Par la suite, les taux de conversion alimentaire des alevins obtenus avec un aliment généraliste sont compris entre 1,1 et 1,4.

Le poids moyen des larves lors de la mise en charge est de 8-9 mg. En conditions intensives, les jeunes juvéniles de barbeau peuvent atteindre un poids corporel de 500 mg après 42 jours d'élevage à une température moyenne de 23 °C (Figure 10), ce qui correspond à un taux de croissance spécifique 9,6 %/j.

4.4.3. CONDUITE DE L'ÉLEVAGE

Les larves sont introduites dans les bassins d'élevage à la fin de la résorption du sac vitellin (environ 200 °C.jours). La densité d'élevage optimale est de 10 individus/l. Un apport d'aliment est assuré dès le lendemain de la mise en charge. L'aliment doit être distribué tout au long de la journée, en de nombreux petits repas, ou de manière continue à l'aide de distributeurs automatiques. L'aliment non consommé est siphonné en fin de journée et un nettoyage régulier des parois des aquariums (ou des bassins) évitera le développement d'un biofilm, composé notamment d'algues, bactéries et champignons.

Une température de 23 °C est recommandée durant cette première phase d'élevage. En fonction de la densité et de la ration alimentaire distribuée, un renouvellement d'eau d'environ 4 x/h assurera le maintien d'une bonne qualité d'eau. Les taux d'ammoniac-ammonium seront idéalement inférieurs à 1 mg/l et les taux d'oxygène proches de la saturation (8,6 mg/l à 23 °C) maintenus grâce à une aération forcée.

Les larves de barbeau sont de grande taille, assez résistantes face aux conditions d'élevage artificielles et n'expriment pas de comportement cannibale. Les conditions intensives permettent d'atteindre des taux de survie de 90 à 95 % après 40 jours d'élevage.

Tableau 2. Résumé des conditions et des caractéristiques de l'élevage larvaire extensif, semi-intensif et intensif du barbeau.

Conditions d'élevage			
	Extensif	Semi-intensif	Intensif
Type de circuit	ouvert	ouvert	recirculé
Volume bassin (m ³)	5,0	5,0	0,1-0,3
Fertilisation (production de plancton)	oui (> 4 000 rotifères/l)	oui (> 4 000 rotifères/l)	non
Type d'aliment	plancton (7-10 jours), <i>Artemia</i> ou aliment sec (150 µm)	plancton (6 jours), <i>Artemia</i> ou aliment sec (150 µm)	aliment sec (150-300 µm)
Densité (larves/l)	0,4	1-8	10-50
(larves/m ²)	200	500-4 000	
Renouvellement d'eau (/h)	0,04	0,2	4-20
Température (°C)	naturelle, > 15	> 15	23
Caractéristiques et performances d'élevage			
	Extensif	Semi-intensif	Intensif
Mise en charge : âge (poids)	200 °C.jours (8 mg)	200 °C.jours (8 mg)	200 °C.jours (8 mg)
Ration alimentaire (%/j)	4-10	8-20	8-30
Taux de croissance spécifique (%/j)	7,4	7,4	9,6
Taux de conversion alimentaire			0,8-1,4
Poids à 40 j d'élevage (mg)	200	200	500
Survie (%)	60	90	90-95

5. GROSSISSEMENT DU BARBEAU

5.1. INTRODUCTION

Cette étape de la production est la plus longue. Elle couvre la croissance des jeunes juvéniles pesant 200 à 500 mg à la fin de l'élevage larvaire (environ 40 jours de nourrissage), jusqu'à la taille de déversement (1 à 30 g). Le grossissement sera plus ou moins long (quelques mois à 2 ans) selon les conditions d'élevage larvaire, et donc le poids initial au début du grossissement, la taille de déversement et les conditions d'élevage.

Comme pour l'élevage larvaire, le grossissement en conditions intensives présente de nombreux avantages par rapport aux conditions extensives : en particulier, les taux de croissance largement supérieurs, l'augmentation de la productivité et surtout la prédictibilité de la production. Cependant, l'élevage intensif du barbeau n'est envisageable qu'en circuit recirculé, dans une eau dont la température est comprise entre 20 et 23 °C. Si le maintien d'une température élevée n'est pas possible toute l'année, le grossissement peut se faire en conditions plus extensives (température naturelle).

En raison des taux de croissance et de survie médiocres rapportés, l'élevage en étang n'est cependant pas recommandé, et les systèmes assurant plus de contrôle des conditions d'élevages (p.ex. bassins en béton) seront privilégiés.

Un système intermédiaire consiste à privilégier une croissance élevée saisonnière en conditions intensives durant la bonne saison, lorsque le maintien d'une température élevée est possible. Lorsque les conditions deviennent moins favorables et qu'il n'est pas possible de chauffer l'eau, les poissons sont placés en conditions d'hivernage et la croissance s'arrête ou est ralentie jusqu'au printemps suivant.

Un résumé des conditions et caractéristiques de l'élevage extensif et intensif des juvéniles de barbeau figure au tableau 4, en fin de chapitre.

5.2. ÉLEVAGE EXTENSIF

5.2.1. INFRASTRUCTURES D'ÉLEVAGE

L'élevage extensif du barbeau peut être réalisé en étang (Figure 17), dans des conditions classiques pratiquées en cypriniculture. Un apport constant d'une eau de bonne qualité et suffisamment oxygénée est nécessaire. L'eau est évacuée au travers d'un moine équipé d'une crépine de maille adaptée (environ 2 mm) à la taille des alevins. La taille des juvéniles étant petite au début de l'élevage, un nettoyage régulier des crépines sera assuré afin d'éviter tout débordement. Les étangs sont recouverts de filets anti-prédateurs.

Cependant, étant donné les mauvais résultats (voir § 5.2.3) obtenus dans les essais réalisés en étang, les données présentées dans cette section proviennent d'un système d'élevage extensif en bassin extérieur de 5 m³ semblable à celui décrit en élevage larvaire extensif (voir § 4.2.1).



Figure 17. Exemple d'étang de grossissement utilisé pour l'élevage du barbeau.

5.2.2. CONDITIONS D'ÉLEVAGE

En système extensif, les conditions d'élevage seront naturellement variables et propres à chaque site, en fonction de sa situation, de sa structure et de son apport en eau. Les cyprinidés rhéophiles étant assez sensibles aux conditions environnementales, on veillera à maintenir des taux d'oxygène dissous suffisamment élevés (proches de la saturation) et à utiliser une source d'eau de bonne qualité physico-chimique.

En fonction du type d'élevage larvaire pratiqué, les alevins (après 40 jours de nourrissage) ont un poids moyen compris entre 200 (élevage extensif et semi-intensif) et 500 mg (élevage intensif) au début de la phase de grossissement. Lors de la mise en charge, la densité d'élevage est comprise entre 100 et 200 kg/ha.

Au début de la phase de grossissement, un apport alimentaire exogène (exemple de composition alimentaire : voir annexe 4) sera distribué à une ration de 3-5%. Lorsque le poids moyen des juvéniles dépasse 1 g, la ration alimentaire peut être diminuée à 1%. Ces rations seront adaptées en fonction des conditions thermiques.

5.2.3. CROISSANCE ET SURVIE

En conditions extensives, la croissance est faible car dépendante des fluctuations thermiques naturelles. Lors des essais réalisés en étang, des poissons mis en charge à un poids de 1,9 g ont atteint 5 g après plus de 20 mois de grossissement. D'autres placés en étang de grossissement après l'élevage larvaire (poids moyen : 240 mg) ont atteint un poids moyen de seulement 1 g après 20 mois de grossissement. De plus, la survie était inférieure à 10%. Ces résultats ne permettent pas d'envisager une production commerciale en étang.

En bassins extérieurs en béton de 5 m³, offrant un meilleur contrôle de l'élevage et surtout une meilleure prévention de la prédation, la survie a été augmentée jusqu'à 90 % après un an de grossissement. Dans ces conditions, des jeunes juvéniles pesant 200 mg à la sortie de l'élevage larvaire (40 j) atteignent un poids moyen de 1,4 g à la fin de la première saison de grossissement et 2,6 g après un an (Figures 18, 19).

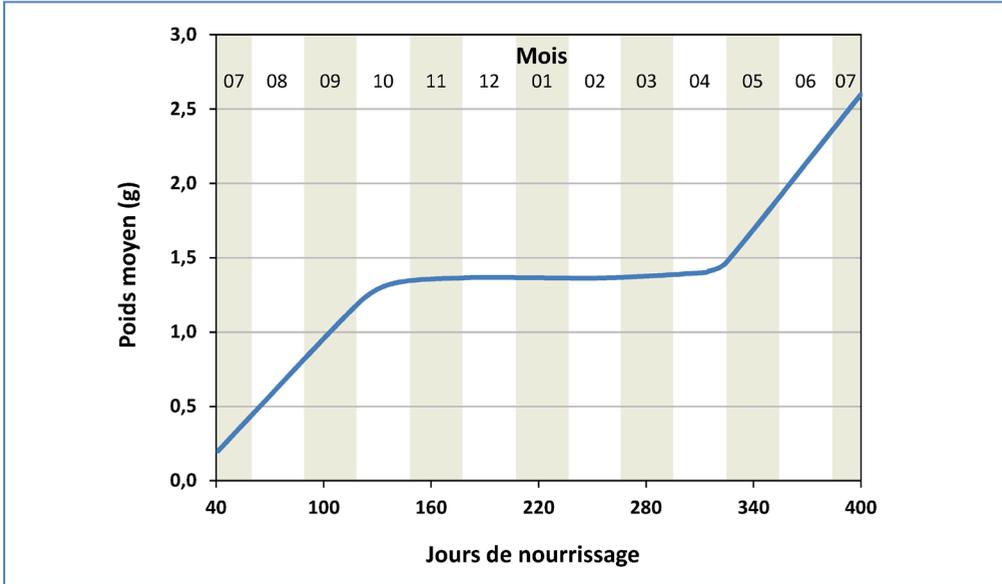


Figure 18. Croissance des juvéniles de barbeau en conditions d'élevage extensives.



Figure 19. Juvéniles de barbeau après 140 jours de croissance en élevage extensif (longueur à la fourche = 5,1 cm ; poids moyen = 1,4 g).

5.3. ÉLEVAGE INTENSIF EN CIRCUIT RECIRCULÉ

5.3.1. INFRASTRUCTURES D'ÉLEVAGE

Le système d'élevage utilisé pour le grossissement des juvéniles est semblable, et peut être commun, à celui décrit pour le maintien des géniteurs (voir § 3.3.1). Il s'agit d'un circuit recirculé comportant des bassins d'une surface de 2 à 4 m² et d'un volume de 1 à 2 m³ (Figure 20). Le barbeau nage généralement près du fond et utilise peu toute la hauteur de la colonne d'eau. Des bassins relativement peu profonds (hauteur d'eau ≤ 50 cm) conviennent donc bien à cette espèce.

Les bassins sont fermés par des filets. Chaque bassin est équipé d'un aérateur et d'un système de nourrissage automatique assurant une distribution continue d'aliment durant la journée.

Le système de filtration comprend une filtration mécanique assurant l'élimination des particules en suspension (décanteur, tambour filtrant) et une filtration biologique (volume du filtre : 0,2 m³/m³ de bassin pour un filtre à lit fluidisé possédant une surface spécifique de 600 m²/m³). Le circuit est également équipé d'un système de stérilisation à U.V. Le système de chauffage (résistances électriques, échangeur thermique, pompe à chaleur...) doit permettre de maintenir une température supérieure à 20 °C, idéalement 23 °C.



Figure 20. Circuit recirculé destiné au grossissement des juvéniles et au maintien des géniteurs de barbeau.

Un schéma d'un système de grossissement en circuit recirculé adapté à l'élevage du barbeau figure à l'annexe 1.

5.3.2. CONDITIONS D'ÉLEVAGE

Lors de la mise en charge, les alevins ont un poids moyen de 450-500 mg. La densité initiale est de 1 à 5 kg/m³, idéalement 10 individus/l. En fonction de la croissance, les poissons seront placés dans des bassins de plus en plus grands ou les lots divisés afin de ne pas dépasser une densité d'élevage de 30 kg/m³ (Tableau 3).

Tableau 3. Évolution des densités d'élevage, des poids moyens maximaux et de la taille minimale des bassins au cours du grossissement du barbeau en conditions intensives.

Densité (individus/l)	Poids moyen max (g)	Taille min bassin (m ³)
10-50	1,5	0,1
1,5-8	5	0,3
0,4-0,8	50	0,5-1

Le grossissement de juvéniles sera préférentiellement réalisé à une température de 23 °C. Si le même circuit est dédié au grossissement des juvéniles et au maintien des géniteurs, la température sera maintenue à 20 °C afin de ne pas perturber la maturation sexuelle des géniteurs.

La ration alimentaire évolue rapidement et diminue au cours de la croissance (Figure 21). À 23 °C, la ration alimentaire distribuée est de 5 % pour un poids moyen de 1 g, 2,4 % à 10 g et 1,9 % à 20 g.

Les barbeaux en grossissement sont nourris avec un aliment généraliste ou un aliment formulé pour les truites (exemple de composition alimentaire : voir annexe 4).

Au début de la phase de grossissement, la granulométrie de l'aliment est de 300-500 µm. Lorsque les alevins atteignent 1-1,5 g, la taille des particules alimentaires augmente à 500-800 µm, ensuite à 1 mm pour un poisson de 5 g, et 1,5 mm à partir de 20 g. L'augmentation de la granulométrie de l'aliment se fait de manière graduelle en mélangeant des aliments de granulométries différentes pendant les transitions alimentaires.

S'il n'est pas possible de maintenir des conditions thermiques favorables (> 18 °C) et constantes durant toute l'année (en raison du coût énergétique durant la période hivernale), une alternative consiste à élever les juvéniles dans de bonnes conditions durant la bonne saison (avril à octobre), et à les placer dans des conditions d'hivernage de novembre à mars. La croissance des barbeaux juvéniles s'arrête en dessous de 13,5 °C.

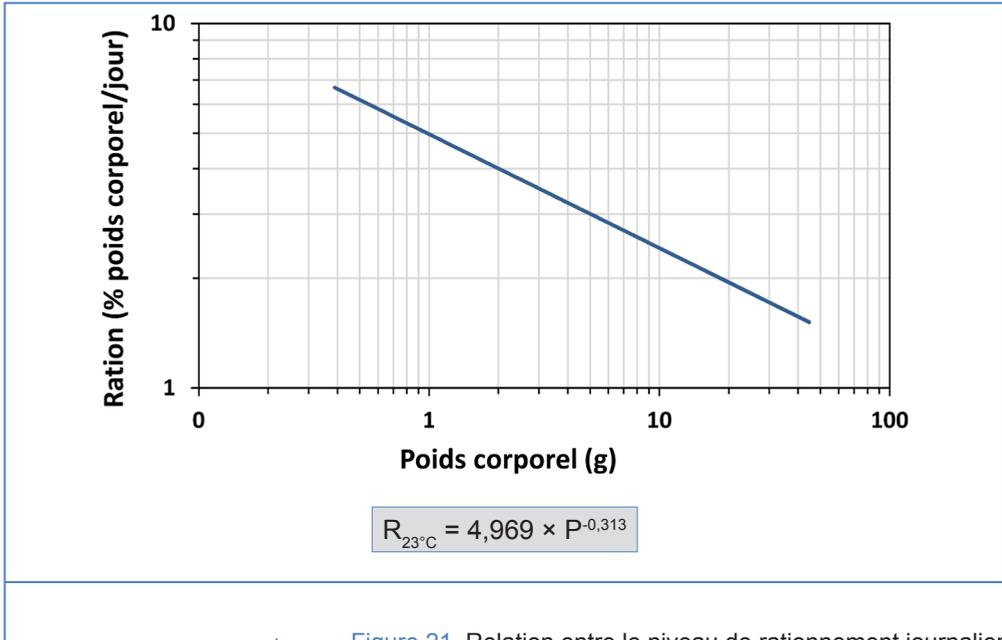


Figure 21. Relation entre le niveau de rationnement journalier (R en % poids corporel/jour) et le poids corporel (P en g) chez les juvéniles de barbeau élevés à une température de 23 °C.

Durant cette phase d'hivernage, les densités et structures d'élevage ne changent pas mais la température de l'eau suit les fluctuations naturelles. Les alevins reçoivent une ration alimentaire ne dépassant pas 0,5% qui sera adaptée en fonction de la température et du comportement alimentaire des poissons.

5.3.3. CROISSANCE ET SURVIE

La croissance des juvéniles est maximale entre 23 et 27 °C. À 23 °C, les barbeaux atteignent un poids moyen de 10 g après 195 j et 50 g après 300 j de grossissement (Figures 22, 23).

À 23 °C, les taux de conversion alimentaire sont compris entre 1,5 et 2,0 au début du grossissement, chez des poissons de poids inférieur à 1 g. Au-dessus d'1 g, les taux de conversion alimentaire sont assez constants au cours de la croissance atteignant des valeurs de 1,2-1,4.

Chez les poissons placés en conditions thermiques naturelles durant la période hivernale (température < 10 °C), la croissance est stoppée (Figure 22). Elle reprend au printemps, lorsque la température de l'eau dépasse 10 °C ou lorsque les poissons sont replacés en conditions favorables en eau réchauffée.

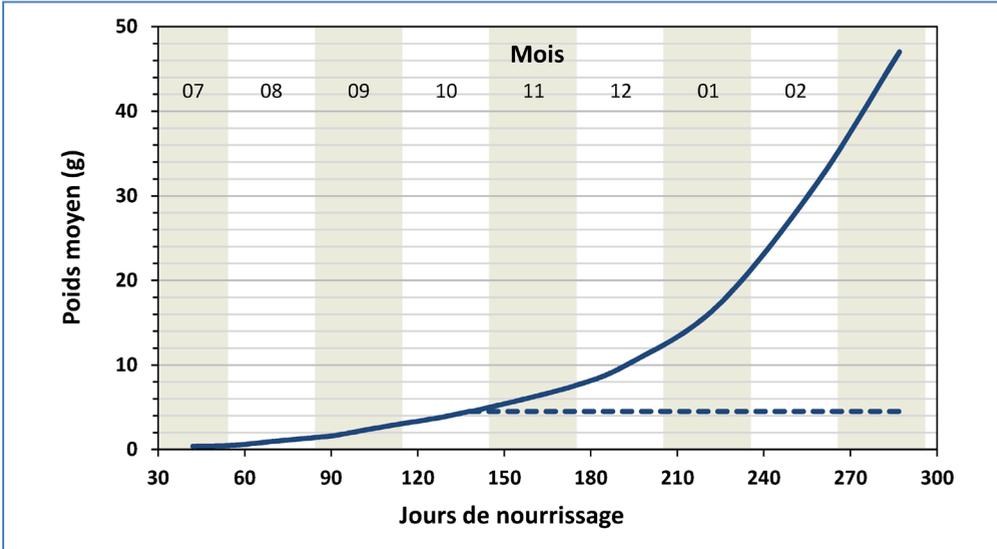


Figure 22. Croissance des barbeaux juvéniles en conditions intensives à 23°C (trait plein : conditions thermiques constantes; pointillé : hivernage en conditions thermiques naturelles pour des poissons produits début juin).

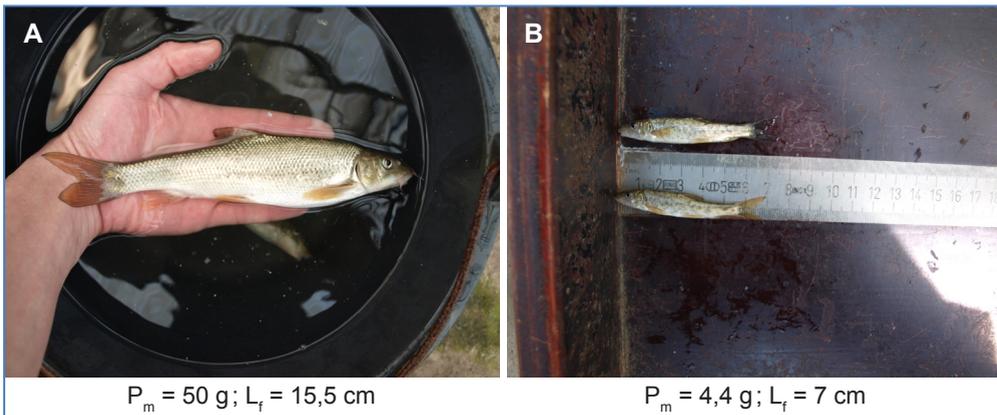


Figure 23. Juvéniles de barbeau après 300 jours de grossissement en conditions intensives constantes à 23°C (A); en conditions intensives constantes à 23°C jusqu'en octobre puis hivernés en conditions thermiques naturelles (B) (P_m : poids moyen; L_f : longueur à la fourche moyenne).

En conditions intensives, la mortalité est très faible durant toute la phase de grossissement. Entre 1 et 40 g, les taux de survie sont généralement supérieurs à 98%, en conditions constantes comme en hivernage.

Tableau 4. Résumé des conditions et des caractéristiques de l'élevage extensif et intensif (conditions constantes) des juvéniles de barbeau.

Conditions d'élevage		
	Extensif	Intensif
Type de circuit	ouvert	recirculé
Volume bassin (m ³)	5,0/étang	1-2
Type d'aliment	naturel et aliment sec	aliment sec (truite)
Biomasse initiale	100-200 kg/ha	1-5 kg/m ³
Biomasse max		30 kg/m ³
Température (°C)	naturelle	23
Caractéristiques et performances d'élevage		
	Extensif	Intensif
Phase 1	0,2-1 g	0,5-1,5 g
Ration alimentaire (%/j)	3-5	4-6
Taux de conversion alimentaire		1,5-2
Durée (jours)	60 (juillet-septembre)	40
Phase 2	1-2,5 g	1,5-5 g
Ration alimentaire (%/j)		3-4
Taux de conversion alimentaire	1	1,2-1,4
Durée (jours)	300 (septembre-juillet)	70
Phase 3		5-50 g
Ration alimentaire (%/j)		1,5-3
Taux de conversion alimentaire		1,2-1,4
Durée (jours)		140
Survie globale	< 10 (étang) - 90 (bassin)	98

5.4. PATHOLOGIES ET TRAITEMENT

Le barbeau est un poisson assez résistant et aucune sensibilité particulière à un type de parasitose ou de bactériose n'a été identifiée chez cette espèce.

Si une pathologie se déclarait, les différents traitements pouvant être utilisés chez le barbeau sont résumés dans le tableau 5.

Tableau 5. Traitements recommandés contre les pathologies chez le barbeau.

Substance	Action	Concentration	Type de traitement
Chloramine	Désinfectant externe (peau et branchies)	15 mg/l	Bain longue durée (3 h)
Sel (NaCl)	Contre les parasites et infections externes	15 g/l	Bain longue durée (3 h)
Florfenicol (300 mg/ml)	Antibiotique à large spectre	1 ml/15 kg poisson/jour	Alimentaire pendant 8 j (à mélanger au préalable avec de l'éthanol ou de l'huile alimentaire)
Oxytétracycline	Antibiotique à large spectre (externe)	50 mg/l (+ 3 g/l NaCl)	Bain longue durée (1h30 - 3 h) répété 3 fois à 24 h d'intervalle

6. SYNTHÈSE ET CONCLUSIONS

Le barbeau est une espèce écologiquement sensible, composante de l'ichtyofaune naturelle de nos rivières, dont certaines populations ont connu des déclinés par le passé. Aucun élevage de cette espèce n'existe cependant pour soutenir les opérations de restauration mises en place pour repeupler les rivières de Wallonie. Sur base d'expériences menées dans différentes conditions d'élevage, ce document technique fournit les données et connaissances nécessaires pour contrôler les différentes phases d'élevage du barbeau (Figure 24).

La reproduction est basée sur l'utilisation de géniteurs captifs, génétiquement identifiés, maintenus en conditions contrôlées en circuit recirculé. La seule technique de reproduction assurant une production massive d'œufs fécondés est la reproduction artificielle. Un stock de 200 géniteurs (100 mâles, 100 femelles de 400 g) permet d'obtenir, entre février et août, environ 120 000 larves à vésicule résorbée, prêtes à intégrer les structures d'élevage larvaire.

En pratique, ces chiffres de production sont probablement surestimés en raison de l'étalement de la production de larves dans le temps, induisant des besoins importants en infrastructure. En effet, en raison du caractère asynchrone des pontes, de nombreuses cohortes d'âges différents sont produites au cours de la saison et leur élevage de manière séparée engendre une multiplication des infrastructures. Par ailleurs, s'il n'est pas possible de maintenir des conditions thermiques constantes et favorables durant toute l'année, les cohortes produites en fin de saison bénéficieront d'une très courte période de croissance avant l'hivernage.

Afin de maximiser la durée de la première phase de croissance et de rationaliser la gestion de la production, il sera donc préférable de privilégier la récolte des pontes en début de saison de reproduction.

L'élevage larvaire et le grossissement ont été testés dans des conditions extensives à intensives. Parmi ces conditions, différant tant par le type d'infrastructure, la température et la densité d'élevage, que le mode d'alimentation, l'élevage intensif en circuit recirculé, caractérisé par des conditions thermiques et alimentaires constantes et optimales, offre les meilleures performances de production en termes de croissance et survie.

Bien que l'élevage en circuit recirculé offre les meilleures conditions durant les premières phases de croissance, l'élevage larvaire peut très facilement être pratiqué dans d'autres conditions, par exemple en bassins extérieurs de plus grandes dimensions. Cette phase de l'élevage est de courte durée, et se déroule

durant la bonne saison, lorsque les conditions thermiques extérieures permettent une croissance significative.

Par contre, l'option recommandée pour les phases ultérieures de grossissement est l'élevage intensif en circuit recirculé. Malgré le manque d'expérience et de recul sur la production extensive en étang, les essais réalisés ont conduit à des résultats médiocres en raison de la pression de prédation s'exerçant sur les alevins et de la faible croissance liée aux conditions thermiques naturelles. À l'opposé, en conditions intensives, un stock de 200 géniteurs (100 mâles, 100 femelles de 400 g) permet de soutenir une production de plus de 110 000 juvéniles d'un poids supérieur à 50 g en moins d'un an (300 jours).

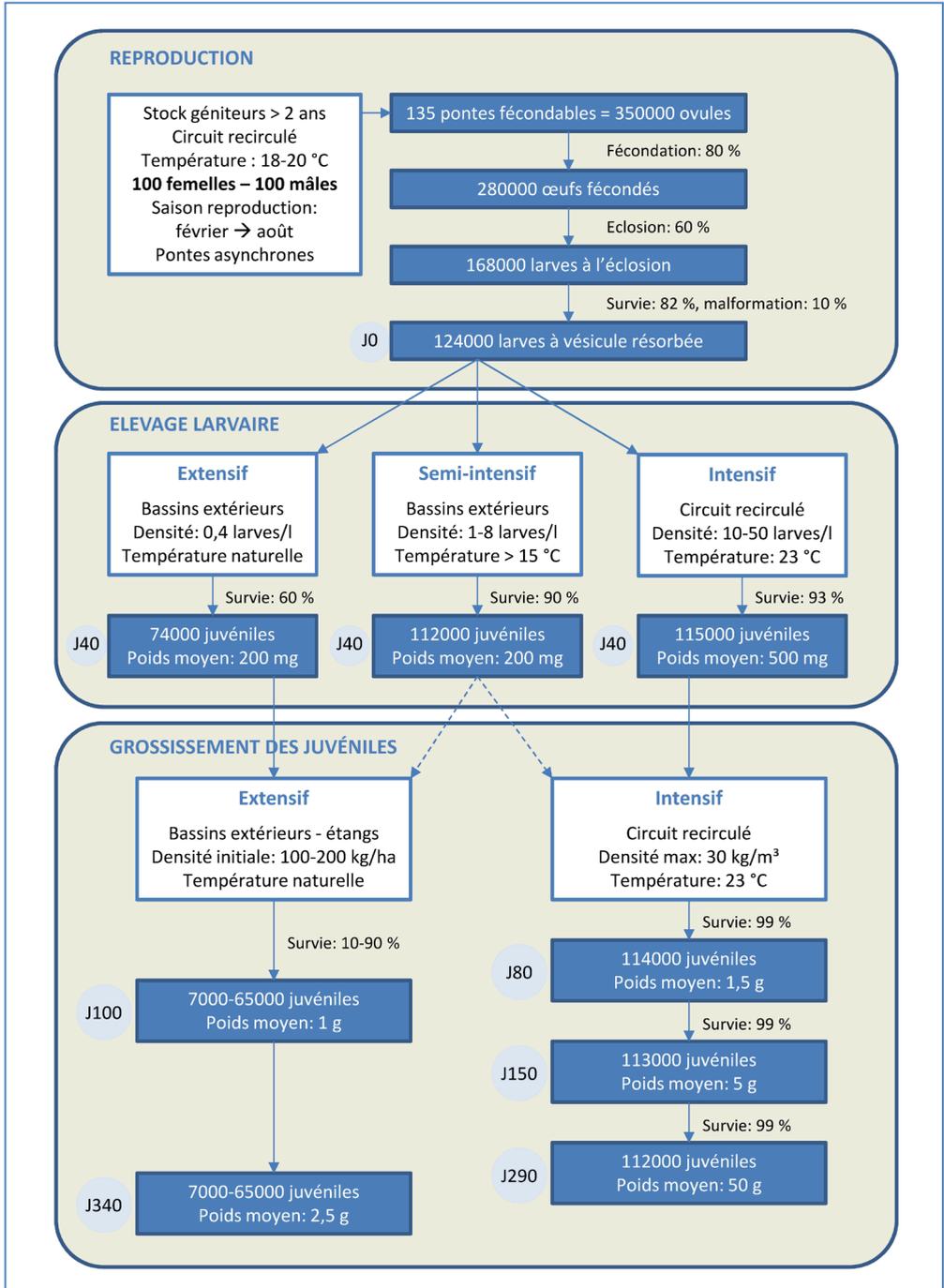


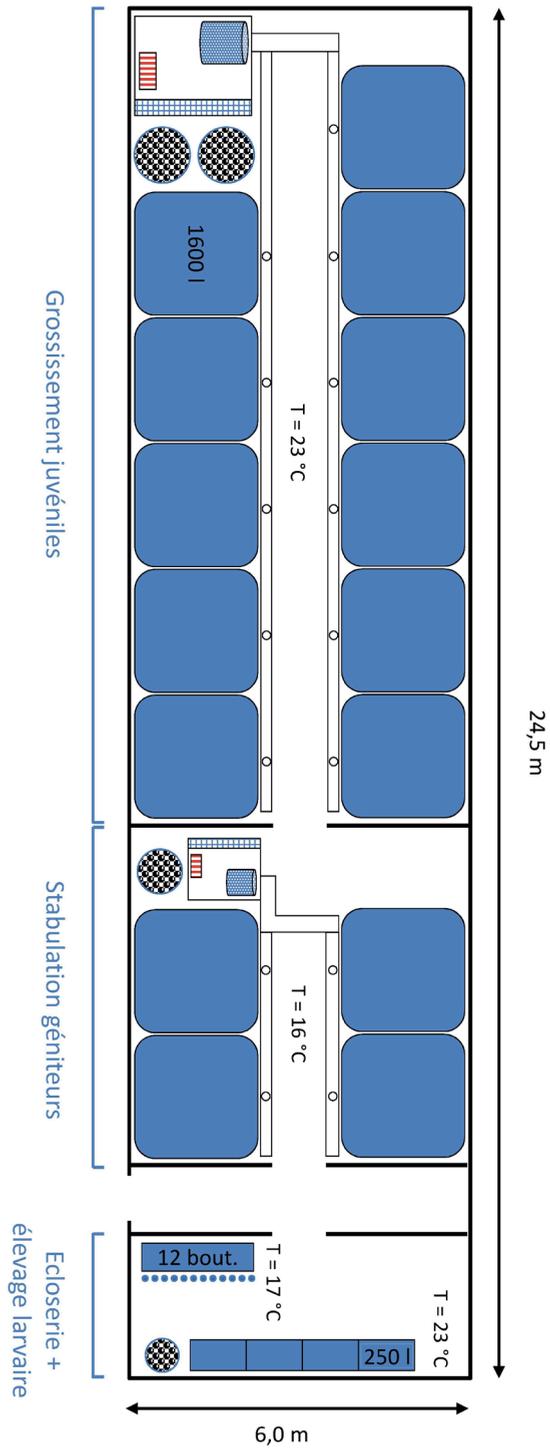
Figure 24. Synthèse des caractéristiques de reproduction, élevage larvaire et grossissement du barbeau.

ANNEXES

ANNEXE 1

Schéma et évaluation du coût d'une unité de production en circuit recirculé dimensionnée pour la production de 10 000 barbeaux juvéniles de 50 g par an. Cette unité comprend une écloserie (12 bouteilles de Zoug 1,5 l; température : 18-20 °C), un circuit destiné à l'élevage larvaire (10 bassins 100 l; température : 23 °C), un circuit pour le maintien des géniteurs (4 bassins 1 600 l; température : 18-20 °C) et un circuit pour le grossissement des juvéniles (11 bassins 1 600 l; température : 23 °C). Le circuit destiné à la stabulation des géniteurs est dimensionné pour accueillir deux stocks de barbeaux d'origines différentes (souches génétiques identifiées).

L'estimation du coût des installations englobe le matériel destiné à la construction des circuits mais ne prend pas en compte la construction du bâtiment et le forage d'un puits alimentant l'unité en eau de nappe. La puissance électrique nécessaire au chauffage de l'eau dépend de la température de l'eau de nappe. L'exemple donné est basé sur une température d'eau de nappe de 15 °C.



Dénomination	Prix unitaire (€)	Nombre	Prix hTVA (€)
Écloserie			
Bac de charge (250 l)	350	2	700
Pompe (250 W)	100	1	100
Stérilisateur U.V. (30 W)	150	1	150
Bouteille de Zoug (1,5 l)	35	12	420
Divers (structure, plomberie, résistance, électricité)	300	1	300
Sous-total (hTVA)			1670
Élevage larvaire			
Bassin sub-carré 0,7 x 0,7 m (100 l)	170	10	1700
Filtre immergé (400 l)	1200	1	1200
Bac de charge (400 l)	1000	1	1000
Pompe (750 W)	150	1	150
Résistance (1500 W)	250	1	250
Stérilisateur U.V. (63 W)	800	1	800
Divers (structure, plomberie, électricité)	230	1	250
Sous-total (hTVA)			5330
Stabulation géniteurs			
Bassin sub-carré 2,2 x 2,2 m (1600 l)	1600	4	6400
Tambour filtrant (1100 W)	4000	1	4000
Filtre immergé (400 l)	1200	1	1200
Résistance (3000 W)	700	1	700
Stérilisateur U.V. (90 W)	1000	1	1000
Pompe (1000 W)	500	1	500
Bac de charge (500 l)	1100	1	1100
Divers plomberie	400	1	400
Divers électricité	500	1	500
Nourrisseur	250	4	1000
Petit matériel (filets, aérateurs...)	600	1	600
Sous-total (hTVA)			17400
Grossissement juvéniles			
Bassin sub-carré 2,2 x 2,2 m (1600 l)	1600	11	17600
Tambour filtrant (1600 W)	10000	1	10000
Filtre à lit fluidisé (2000 l)	5200	1	5200
Résistance (3000 W)	700	2	1400
Stérilisateur U.V. (170 W)	1500	1	1500
Pompe (2500 W)	1200	1	1200
Bac de charge (2000 l)	2000	1	2000
Turbine aération (1500 W)	1000	2	2000
Divers plomberie	1500	1	1500
Divers électricité	2000	1	2000
Système d'alarme	1000	1	1000
Nourrisseur	250	11	2750
Petit matériel (filets, aérateurs...)	1650	1	1700
Sous-total (hTVA)			49800
Total (hTVA)			74200

ANNEXE 2

Exemple de composition alimentaire destinée aux grands juvéniles et aux géniteurs de barbeau (aliment coulant Troco Supreme-16, Coppens, Pays-Bas ; www.coppens.eu).

Teneurs analytiques	%
Protéines	46
Lipides	16
Fibres	1,1
Cendres	6,2
Phosphore total	0,8
Calcium	1,3
Sodium	0,3
Additifs	
Vitamines	
Vitamine A	10 000 UI/kg
Vitamine C	500 mg/kg
Vitamine E	200 mg/kg
Vitamine D3	520 UI/kg
Oligoéléments	
Fer (sulfate ferreux monohydraté)	75
Iode (iodate de calcium anhydre)	5
Cuivre (sulfate de cuivre pentahydraté)	5
Manganèse (oxyde de manganèse)	20
Zinc (sulfate de zinc monohydraté)	80

ANNEXE 3

Exemple de composition alimentaire destinée à l'élevage larvaire du barbeau (aliment Gemma Micro, Skretting, France; www.skretting.fr).

Teneurs analytiques	%
Protéines	59
Lipides	14
Fibres	0,2
Cendres	13
Phosphore total	2
Calcium	1,5
Sodium	0,7
Additifs	
Vitamines	UI/kg
Vitamine A	23000
Vitamine D3	2800
Oligoéléments	mg/kg
Fer (sulfate ferreux monohydraté)	100
Iode (iodate de calcium anhydre)	5,1
Cuivre (sulfate de cuivre pentahydraté)	10
Manganèse (sulfate de manganèse monohydraté)	36
Zinc (sulfate de zinc monohydraté)	130
Sélénium (sélénite de sodium - sélénométhionine)	0,25-0,03

ANNEXE 4

Exemple de composition alimentaire destinée aux alevins (premières phases du grossissement) de barbeau (aliment Alevins Miettes, Aquabio, Belgique; www.aquabio.be).

Teneurs analytiques	%
Protéines	58
Lipides	12
Fibres	0,7
Cendres	10,5
Phosphore total	1,4
Additifs	
Vitamines	
Vitamine A	22 500 UI/kg
Vitamine C	300 mg/kg
Vitamine E	200 mg/kg
Vitamine D3	3 000 UI/kg
Oligoéléments	
Fer (sulfate ferreux monohydraté)	100
Cuivre (sulfate de cuivre pentahydraté)	2,5
Manganèse (sulfate de manganèse monohydraté)	15
Zinc (sulfate de zinc monohydraté)	50
Sélénium (sélénite de sodium)	0,25

GLOSSAIRE

- Asynchrone** : caractérise la reproduction des poissons qui pondent plusieurs fois par an (pontes multiples).
- Benthophage** : qui se nourrit de matières organiques ou d'organismes présents sur le fond.
- Cladocère** : petit crustacé aquatique à carapace bivalve nageant à l'aide de ses antennes, aussi appelés puces d'eau (ex : daphnie).
- Copépode** : petit crustacé aquatique, libre ou parasite, présent en eau douce et composant une part importante du plancton marin.
- Cyste** : chez les crustacés, forme embryonnaire dormante entourée d'une enveloppe protectrice épaisse, ressemblant à un œuf.
- Juvenile** : jeune poisson dont la morphologie est proche de celle de l'adulte mais sexuellement immature.
- Larve** : jeune poisson dont la morphologie est profondément différente de celle de l'adulte. Le stade larvaire se situe entre les stades embryonnaires et juvéniles.
- Nauplius** : première forme larvaire chez de nombreux crustacés.
- Nématode** : embranchement de vers non segmentés, aussi appelés vers ronds, vivant sous forme libre ou parasitaire dans des milieux très divers, et notamment en eau douce.
- Oligochète** : classe de vers annélides (segmentés) vivant généralement dans les vases, les sols et en eau douce.
- Ovulation** : phase d'expulsion des ovocytes hors du follicule ovarien.
- Photopériode** : période d'éclairement.
- Pit-tag** (*Passive Integrated Transponder tag*) : puce électronique permettant le marquage individuel.
- Plancton** : ensemble des organismes animaux (zooplancton) et végétaux (phytoplancton), en général de très petite taille, qui flottent plus ou moins passivement dans l'eau.
- Planctophage** : qui se nourrit de plancton.
- Rhéophile** : qui vit dans des zones de fort courant.
- Rotifère** : embranchement de petits animaux pluricellulaires planctoniques vivant principalement en eau douce, et dont la bouche est entourée de deux couronnes de cils.
- Saprolégnoise** : infection fongique (appelée familièrement « mousse ») provoquée par des champignons du genre *Saprolegnia*, s'attaquant à la peau, aux branchies et aux yeux.

Stripping : massage abdominal pratiqué de l'avant (nageoires pectorales) vers l'arrière (papille génitale) du poisson pour en extraire les gamètes (spermatozoïdes ou ovules).

Synchrone : caractérise la reproduction des poissons qui pondent une fois par an.

Taux de conversion alimentaire : rapport entre la quantité d'aliment distribué et le gain de production (de poids) obtenu, il mesure l'efficacité de la conversion d'un aliment en poisson.

Téléostéen : poisson osseux.

Zoophage : qui se nourrit d'animaux.

Zoug (bouteille de) : bouteille renversée utilisée pour l'incubation des œufs, dans laquelle un brassage lent et régulier des œufs est assuré par un débit d'eau qui arrive par le bas.

LITTÉRATURE CONSULTÉE

- Baras E. & Philippart J.C., 1999. Adaptive and evolutionary significance of a reproductive thermal threshold in *Barbus barbus*. *Journal of Fish Biology*, **55**, 354-375.
- Britton J.R. & Pegg J., 2011. Ecology of European barbel *Barbus barbus*: implications for river, fishery and conservation management. *Reviews in Fisheries Science*, **19**, 321-330.
- Bruslé J. & Quignard J.P., 2013. *Biologie des poissons d'eau douce européens* (2^e éd.). Lavoisier, Paris, 740 p.
- Gennotte V., Prignon C., Dierckx A., Benitez J.P., Ovidio M., Michaux J., Flamand M.C. & Mélard C., 2015. *Étude de la diversité génétique et de l'état des stocks des populations de barbeaux et de hotus en Wallonie. Amélioration des techniques d'élevage en vue de repeuplements raisonnés et de transferts de connaissances vers les pisciculteurs*. Convention FEP/SPW (n° 32-1109-005), rapport final. Université de Liège, 203 p. <http://hdl.handle.net/2268/190031>
- Kamiński R., Kamler E., Wolnicki J., Sikorska J. & Wałowski J., 2010. Condition, growth and food conversion in barbel, *Barbus barbus* (L.) juveniles under different temperature/diet combinations. *Journal of Thermal Biology*, **35**, 422-427.
- Kamiński R., Korwin-kosakowski M. & Wolnicki J., 2012. Effects of photothermal manipulations on the artificial reproduction of barbel, *Barbus barbus* (Actinopterygii: Cypriniformes: Cyprinidae): a pilot study. *Acta Ichthyologica et Piscatoria*, **42**(4), 329-333.
- 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.). *Aquaculture International*, **21**, 829-841.
- Philippart J.C., 1977. *Contribution à l'hydrobiologie de l'Ourthe. Dynamique des populations et production de quatre espèces de poissons cyprinidae : Barbus barbus (L.), Leuciscus cephalus (L.), Chondrostoma nasus (L.) et Leuciscus leuciscus (L.)*. Thèse de doctorat, Université de Liège, 237 p.
- Philippart J.C., 1982. Mise au point de l'alevinage contrôlé du barbeau, *Barbus barbus* (L.), en Belgique. Perspectives pour le rempoissonnement des rivières. *Cahiers d'Éthologie Appliquée*, **2**(2), 173-202.
- Philippart J.C., Mélard C. & Poncin P., 1984. Réussite de la reproduction artificielle de barbeaux *Barbus barbus* (L.) élevés en captivité. Perspective pour la mise en place d'un programme de restauration des populations dans le bassin de la Meuse. *Cahiers d'Éthologie Appliquée*, **4**(4), 271-278.

- Philippart J.C. & Vranken M., 1983. Atlas des poissons de Wallonie. Distribution, écologie, éthologie, pêche, conservation. *Cahiers d'Éthologie Appliquée*, **3**(Suppl. 1-2), 395 p.
- Policar T., Podhorec P., Stejskal V., Hamackova J. & Alavi S.M.H., 2010. Fertilization and hatching rates and larval performance in captive common barbel *Barbus barbus* (L.) throughout the spawning season. *Journal of Applied Ichthyology*, **26**, 812-815.
- Policar T., Podhorec P., Stejskal V., Kozák P., Švinger V. & Hadi Alavi S.M., 2011. Growth and survival rates, puberty and fecundity in captive common barbel *Barbus barbus* (L.) under controlled conditions. *Czech Journal of Animal Science*, **56**(10), 433-442.
- 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**(3), 395-400.
- Poncin P., 1992. Influence of the daily distribution of light on reproduction in the barbel, *Barbus barbus* (L.). *Journal of Fish Biology*, **41**(6), 993-997.
- Poncin P., 1993. Biologie de la reproduction du barbeau (*Barbus barbus*) en captivité. Influence des facteurs environnementaux et hormonaux. *Cahiers d'Éthologie*, **13**(2), 171-173.
- Poncin P. & Castelli M., 1990. Manipulation photopériodique des saisons de reproduction chez le barbeau (*Barbus barbus*). Bilan de deux années d'application des techniques. *Cahiers d'Éthologie Appliquée*, **10**(3-4), 447-450.
- Targońska K., Kucharczyk D., Zarski D., Cejko B.I., Krejszef S., Kupren K., Król R., Dryl K., Kowalski K. & Glogowski J., 2011. Artificial reproduction of wild and cultured barbel (*Barbus barbus*, Cyprinidae) under controlled conditions. *Acta Veterinaria Hungarica*, **59**(3), 363-372.
- Tissot L. & Souchon Y., 2010. Synthèse des tolérances thermiques des principales espèces de poissons des rivières et fleuves de plaine de l'Ouest européen. *Hydroécologie Appliquée*, **17**, 17-76.
- Zarski D., Kupren K., Targońska K., Krejszef S., Furgala-Selezniow G. & Kucharczyk D., 2011. The effect of initial larval stocking density on growth and survival in common barbel *Barbus barbus* (L.). *Journal of Applied Ichthyology*, **27**, 1155-1158.

ADRESSES UTILES

Centre de Formation et de Recherche en Aquaculture (CEFRA)

Université de Liège

Chemin de la Justice 10, 4500 Tihange

Tel : +32 (0)85 27 41 52

Courriel : cefra@ulg.ac.be, vgennotte@ulg.ac.be

Web : www.cefra.ulg.ac.be

CERER Pisciculture asbl

Chemin de la Justice 10, 4500 Tihange

Tel : +32 (0)85 27 41 52

Courriel : cerer@ulg.ac.be

Laboratoire de Démographie des Poissons et d'Hydroécologie (LDPH)

Université de Liège

Quai Van Beneden 22, 4020 Liège

Tel : +32 (0)4 366 50 27

Courriel : m.ovidio@ulg.ac.be

Service de la pêche, Direction de la Chasse et de la Pêche,

Département de la Nature et des Forêts

Service Public de Wallonie, DGO3

Avenue Prince de Liège 15, 5100 Jambes

Tél : +32 (0)81 33 59 00

Courriel : xavier.rollin@spw.wallonie.be

Laboratoire des Pathologies des poissons

Département Biotechnologie, CER Groupe

Rue du Carmel 1, 6900 Marloie

Tel : +32 (0)84 22 02 39

Courriel : f.lieffrig@cergroupe.be

Collège des producteurs, SOCOPRO asbl

Secteur aquacole

Avenue Comte de Smet de Nayer 14 boîte 3, 5000 Namur

Tel : +32 (0)81 240 438

Courriel : chistian.ducarme@collegedesproducteurs.be

Les Pisciculteurs Artisans asbl

Rue Félix Levèvre 61, 6900 Hargimont

Tel : +32 (0)84 22 17 10

Courriel : alain.schonbrodt@marche.be

En divers endroits de Wallonie, l'altération de l'intégrité écologique de nos rivières a conduit, par le passé, à la raréfaction de certaines espèces de poissons, en particulier des espèces patrimoniales écologiquement sensibles comme les cyprinidés rhéophiles. Si la qualité physico-chimique et hydromorphologique de l'habitat s'est aujourd'hui améliorée, ou est en voie de retrouver un niveau satisfaisant dans de nombreux cours d'eau, la recolonisation piscicole naturelle est parfois lente et des repeuplements de restauration ou de soutien sont nécessaires pour accélérer ce processus ou le faciliter dans les secteurs les plus isolés.

La production de juvéniles destinés au repeuplement nécessite la maîtrise de l'ensemble des phases d'élevage : la reproduction des géniteurs, l'élevage larvaire, le grossissement des juvéniles jusqu'à la taille commercialisable, ainsi que la croissance et la maturation sexuelle de poissons captifs constituant des nouveaux stocks de reproducteurs. Après une description de la biologie du barbeau, cet ouvrage aborde les différentes étapes de la production, et envisage la croissance des larves et juvéniles dans des conditions d'élevage et des niveaux d'intensification variés. Rassemblant l'ensemble des connaissances acquises sur l'élevage du barbeau, il constitue un guide technique destiné au pisciculteur intéressé par la production de nouvelles espèces.

Projet cofinancé par la Wallonie et le FEP

Avec le soutien du «Fonds européen pour la pêche»,
investissons dans une pêche durable.

