

Année universitaire : 2023-2024

Spécialité : Ingénieur agronome

Spécialisation (et option éventuelle) :

Sciences halieutiques et aquacoles (AQUA)

Mémoire de fin d'études

☒ d'ingénieur de l'Institut Agro Rennes-Angers (Institut national d'enseignementsupérieur pour l'agriculture, l'alimentation et l'environnement)

☐ de master de l'Institut Agro Rennes-Angers (Institut national d'enseignementsupérieur pour l'agriculture, l'alimentation et l'environnement)

☐ de l'Institut Agro Montpellier (étudiant arrivé en M2)

☐ d'un autre établissement (étudiant arrivé en M2)

Contribution au développement de la phase d'incubation de la perche européenne *Perca fluviatilis*

Par : Esteban POIRIER



Soutenu à Rennes le 13 septembre 2024

Devant le jury composé de :

Président : Hervé LE BRIS

Maître de stage : Nicolas BERROU

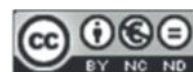
Enseignant référent : Bastien SADOUL

Autres membres du jury (Nom, Qualité) :

Simon POUIL, Chercheur, INRAE

Les analyses et les conclusions de ce travail d'étudiant n'engagent que la responsabilité de son auteur et non celle de l'Institut Agro Rennes-Angers

Ce document est soumis aux conditions d'utilisation «Patrimoine-Pas d'Utilisation
Commerciale-Pas de Modification 4.0 France» disponible en ligne
<http://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/4.0/deed.fr>



Fiche de confidentialité et de diffusion du mémoire

Confidentialité

☒ Non ☐ Oui si oui : ☐ 1 an ☐ 5 ans ☐ 10 ans

Pendant toute la durée de confidentialité, aucune diffusion du mémoire n'est possible ⁽¹⁾.

Date et signature du maître de stage ⁽²⁾ :
(ou de l'étudiant-entrepreneur)

le 09.10.2024

A la fin de la période de confidentialité, sa diffusion est soumise aux règles ci-dessous (droits d'auteur et autorisation de diffusion par l'enseignant à renseigner).

Droits d'auteur

L'auteur ⁽³⁾ Nom Prénom Pavuer Esteban

autorise la diffusion de son travail (immédiatement ou à la fin de la période de confidentialité)

☒ Oui ☐ Non

Si oui, il autorise

☐ la diffusion papier du mémoire uniquement ⁽⁴⁾

☐ la diffusion papier du mémoire et la diffusion électronique du résumé

☒ la diffusion papier et électronique du mémoire (joindre dans ce cas la fiche de conformité du mémoire numérique et le contrat de diffusion)

(Facultatif) ☐ accepte de placer son mémoire sous licence Creative commons CC-BY-NC-Nd (voir Guide du mémoire Chap 1.4 page 6)

Date et signature de l'auteur : 11/10/2024

Autorisation de diffusion par le responsable de spécialisation ou son représentant

L'enseignant juge le mémoire de qualité suffisante pour être diffusé (immédiatement ou à la fin de la période de confidentialité)

☒ Oui ☐ Non

Si non, seul le titre du mémoire apparaîtra dans les bases de données.

Date et signature de l'enseignant :

29 octobre 2024

Utilisation de l'Intelligence Artificielle (IA) pour la rédaction du mémoire

L'intelligence artificielle a été utilisée pour améliorer le texte ☐ Oui ☒ Non

Si oui, préciser pour quelle partie de texte et à quelles fins ?

Toute absence de déclaration précise sera considérée comme un manquement aux règles de l'éthique scientifique.

Date et Signature de l'auteur : 11/10/2024

(1) L'administration, les enseignants et les différents services de documentation de l'Institut Agro Rennes-Angers s'engagent à respecter cette confidentialité

(2) Signature et cachet de l'organisme

(3) Auteur = étudiant qui réalise son mémoire de fin d'études

(4) La référence bibliographique (= Nom de l'auteur, titre du mémoire, année de soutenance, diplôme, spécialité et spécialisation/Option)) sera signalée dans les bases de données documentaires sans le résumé

Remerciements

Je voudrais dans un premier temps remercier l'ensemble des personnes avec qui j'ai eu la chance de travailler à Valperca et notamment à la succursale Percitech pour leur patience, leur disponibilité et surtout leurs judicieux conseils, qui ont contribué à alimenter ma réflexion. Je remercie également toute l'équipe pédagogique de l'Institut Agro Rennes-Angers et les intervenants professionnels responsables de ma formation, pour avoir assuré la partie théorique de celle-ci. Je tiens à remercier chaleureusement Monsieur RAYMOND Grégory de m'avoir offert l'opportunité de réaliser mon stage en me fournissant le contact de l'entreprise Percitech.

Je tiens à témoigner plus particulièrement toute ma reconnaissance à Monsieur BERROU Nicolas, mon maître de stage, ainsi qu'à son collègue Monsieur DELAFOSSE Jean-Charles qui m'ont beaucoup appris sur les défis à relever dans le monde de l'aquaculture. Ils m'ont partagé leurs connaissances et expériences personnelles dans ce milieu, tout en m'accordant leur confiance et une large indépendance dans l'exécution de missions valorisantes. Ils ont été d'un grand soutien dans l'élaboration de ce mémoire.

Enfin, je voudrais exprimer ma gratitude envers ma mère, ma famille, ma copine et mes amis pour leur soutien constant et leurs encouragements qui ont été essentiels à la réussite de mes études.

Table des matières

Table des abréviations	i
Table des annexes	ii
Table des tableaux	iii
Table des figures.....	iv
Introduction générale.....	1
1. Présentation du contexte	2
1.1. Biologie et écologie de la perche européenne	2
1.2. Structure des œufs de percidés	4
1.3. Conditions d'élevage et de reproduction des géniteurs à Percitech	5
1.4. Processus d'incubation à Percitech.....	7
1.5. La gestion de la variabilité génétique à Percitech	7
2. Développement du circuit d'incubateurs individuels	8
2.1. Introduction	8
2.1.1. Contextualisation du projet	8
2.1.2. Les requêtes de Monsieur Berrou.....	9
2.2. Etude bibliographique : les systèmes d'incubation en eau recirculée	10
2.2.1. Les structures d'incubation des œufs de poissons.....	10
2.2.2. La qualité de l'eau	11
2.2.3. La température d'incubation	12
2.2.4. La concentration en composés azotés	12
2.2.5. La concentration en dioxyde de carbone.....	12
2.3. Démarche de travail.....	13
2.3.1. Paramètres initiaux et qualité de l'eau neuve	13
2.3.2. Dimensionnement des incubateurs individuels et des récolteurs à larves.....	13
2.3.3. Dimensionnement du bac tampon	14
2.3.4. Dimensionnement hydraulique	14
2.3.5. Dimensionnement des systèmes de traitement de l'eau	15
2.3.6. Budgétisation.....	16
2.4. Résultats.....	16
2.4.1. Paramètres initiaux et modélisation 3D du circuit d'incubateurs individuels....	16
2.4.2. Dimensionnement du système.....	18
2.4.3. Budgétisation.....	20

2.5.	Discussion.....	21
2.6.	Conclusion	23
3.	Détermination d'indicateurs morphologiques de qualité d'une ponte	23
3.1.	Introduction	23
3.2.	Etude bibliographique : les indicateurs morphologiques de qualité d'une ponte.....	24
3.2.1.	Indicateurs morphologiques de qualité des œufs	24
3.2.2.	Indicateurs morphologiques de qualité embryonnaire et larvaire	26
3.3.	Matériels et méthodes	27
3.3.1.	Matériel biologique et gestion du cheptel	27
3.3.2.	Fécondation artificielle et incubation	28
3.3.3.	Suivi des pontes.....	28
3.3.4.	Analyses statistiques	30
3.4.	Résultats.....	30
3.5.	Discussion.....	33
3.6.	Conclusion	35
	Conclusion générale	36
	Bibliographie	36
	Annexes	45

Table des abréviations

RAS : *Recirculating aquaculture system*
SA : Société Anonyme
ZRI : *Zona Radiata Interna*
ZRE : *Zona Radiata Externa*
LH-RH : *Luteinizing Hormone-Releasing Hormone*
BP : Bacs de pontes
UV : Ultraviolet
SNP : *Single Nucleotide Polymorphisms*
pH : potentiel Hydrogène
HMT : Hauteur Manométrique Totale
PVC : Polychlorure de vinyle
CHF : Franc suisse
TTC : Toutes taxes comprises
HT : Hors Taxe
Pf : Poids femelle
Af : Age femelle
Pp : Poids ponte
F : Fragmentation ruban
Do : densité ovocytaire
Fr : Fécondité relative
To : Taille œuf
Tgl : Taille gouttelette lipidique
%Mgl : Taux de Multi globules lipidiques
%Nv : Taux d'œuf non viable
%Se : Taux de survie embryonnaire
Toe : Taille œuf embryonné
Tg : Taille globule
%E : Taux d'éclosion
TI : Taille larve
Tsv : Taille sac vitellin
%M : Taux de malformations
ACP : Analyse en Composante Principale

Formules chimiques

ADN : Acide désoxyribonucléique
ARN : Acide ribonucléique
NO₂⁻ : Nitrite
NH₃ : Ammoniac
CO₂ : Dioxide de carbone
O₂ : Dioxygène

Table des annexes

Annexe 1 : Tableau recensant la tuyauterie nécessaire à l'établissement du devis par Atlantic Robinetterie	45
Annexe 2 : Devis de la tuyauterie Tecno Plastic établi par Atlantic Robinetterie.	46
Annexe 3 : Devis des débitmètres Tecno Plastic établi par Atlantic Robinetterie.	47
Annexe 4 : Devis de la tuyauterie et des débitmètres George Fischer établi par Atlantic Robinetterie.	48
Annexe 5 : Devis des châssis incubateur établi par BEMAtch.	49
Annexe 6 : Devis des structures PVC établi par Formoplast.	50

Table des tableaux

Tableau 1 : Cahier des charges de la nouvelle unité d'incubation en système recirculé.	10
Tableau 2 : Récapitulatif de l'ensemble des structures d'incubation testées chez la perche commune et chez le sandre.....	11
Tableau 3 : Qualité d'eau nécessaire en écloserie (d'après Hart et al. 2006).	11
Tableau 4 : Caractéristiques techniques de l'unité d'incubation	18
Tableau 5 : Récapitulatif de l'ensemble des paramètres étudiés lors d'un suivi de ponte.	30
Tableau 6 : Tableau récapitulatif de l'ensemble des relations existants entre les variables dépendantes liées à la ponte et les variables explicatives liées à la femelle.	31
Tableau 7 : Tableau récapitulatif de l'ensemble des relations existants entre les variables dépendantes liées à la ponte et à la femelle et les variables explicatives liées au développement embryonnaire.....	32
Tableau 8 : Tableau récapitulatif de l'ensemble des relations existants entre les variables dépendantes liées à la femelle, à la ponte et au développement embryonnaire et les variables explicatives liées au larvaire.	33

Table des figures

Figure 1 : Photographie d'une perche européenne <i>Perca fluviatilis</i> . © FNPF – Laurent Madelon	3
Figure 2 : Œufs de <i>Perca fluviatilis</i> dans le milieu naturel. © Wikipédia 2011	3
Figure 3 : Œufs et détails de la gangue de perche commune (Alix 2016 – modifiée).	4
Figure 4 : Conditions photo-thermiques d'induction de la gamétogénèse et de la ponte de la perche commune domestiquée (Fontaine et al. 2015 – modifié par Żarski et al. 2019).	6
Figure 5 : Photographies de la salle d'incubation (A) et d'un incubateur collectif (B) à Percitech.	7
Figure 6 : Photographies face avant (A) et face arrière (B) de la structure expérimentale.	9
Figure 7 : Principe de fonctionnement d'une bouteille d'incubation et d'un récolteur à larves..	13
Figure 8 : Système de traitement de l'eau de l'unité d'incubation actuel à Percitech.	16
Figure 9 : Modélisation et visualisation 3D de l'unité d'incubation.	17
Figure 10 : Modélisation 3D d'une structure de soutien de 14 incubateurs.....	19
Figure 11 : Visualisation 3D du circuit hydraulique sous pression de l'unité d'incubation.	20
Figure 12 : Modélisation de la tuyauterie reliant le canalet d'entrée d'eau supérieur à un incubateur individuel. Les cercles rouges représentent les tés d'évacuation d'eau et les cercles bleus représentent les doubles angles 45°.	21
Figure 13 : Différentes catégories de rubans de perches eurasiennes ovulés avec différents taux de fragmentation des gouttelettes d'huile (Żarski et al. 2011a)..	25
Figure 14 : Survie de larves de perches eurasiennes élevées en laboratoire, obtenues après incubation de différentes catégories d'œufs-rubans caractérisées par les taux de fragmentation des gouttelettes d'huile (Żarski et al. 2011a)..	25
Figure 15 : Larves de perche commune <i>Perca fluviatilis</i> (Żarski et al. 2015).....	26
Figure 16 : Pré-incubateur à tiroir avec croisillon.....	28

Introduction générale

L'aquaculture mondiale connaît un développement fulgurant depuis des dizaines d'années. Selon le rapport « State of World Fisheries and Aquaculture » (FAO 2022), l'aquaculture a apporté une contribution record de 49,2 % à la production mondiale d'animaux aquatiques en 2020 pour atteindre 53 % d'ici 2030. Elle joue un rôle clé dans la fourniture de protéines animales tout en limitant la pression sur les populations de poissons sauvages (Le Gouvello et al., 2022).

Ce développement s'accompagne d'une amélioration continue des pratiques d'élevage, notamment par la domestication d'espèces aquatiques adaptées à la production intensive. En Europe, la perche commune (*Perca fluviatilis*) s'est imposée comme une candidate prometteuse en raison de son potentiel à fournir des produits de haute qualité et à développer un marché de niche (Overton et al. 2015). De nombreux programmes de recherche sur la perche ont été menés en Europe depuis les années 90 visant à domestiquer et à comprendre les besoins spécifiques de cette espèce en termes d'alimentation, d'environnement, de reproduction et d'élevage larvaire. Ces différents programmes ont permis des transferts de technologies et de connaissances aux pisciculteurs (Fontaine 2009). En 2009, la recherche a aussi permis à la perche commune d'atteindre le niveau 4 sur 5 de domestication (Teletchea, Teletchea 2020). Bien que ce niveau de domestication prouve que le cycle de vie est maîtrisé en captivité et sans apport d'individus sauvages, on constate que plusieurs aspects du cycle de vie de la perche commune ne sont pas encore totalement maîtrisés et que les pratiques actuelles ont encore besoin d'être améliorées (Żarski et al. 2019). Parmi les étapes critiques, l'incubation des œufs de perches communes demeure insuffisamment standardisée. Cependant, l'incubation est une étape cruciale du cycle de la vie de la perche et doit offrir des conditions optimales pour garantir un bon développement embryonnaire et pour favoriser la survie larvaire. Cependant, en l'absence de protocoles standardisés, ces conditions peuvent varier, affectant la viabilité des œufs et le taux d'éclosion. Cette absence de contrôle homogène représente un obstacle majeur pour l'industrialisation de la perciculture, où la régularité et la fiabilité des résultats sont essentielles pour garantir la rentabilité des élevages.

En outre, la gestion de cette phase doit également intégrer des considérations génétiques. La domestication d'une espèce implique souvent des risques pour la diversité génétique du cheptel. En effet, des phénomènes tels que la consanguinité ou une sélection naturelle involontaire peuvent conduire à une réduction du patrimoine génétique, compromettant ainsi la survie et la résilience des populations aquacoles à long terme. Les études de Chevassus (1989) et de Dupont-Nivet et al. (2004) ont montré que pour préserver la variabilité génétique dans les populations de poissons d'élevage, il est essentiel de veiller à une équi-représentation des parents dans les descendants. Des stratégies de croisement de type factoriel, où plusieurs mâles fécondent les œufs de plusieurs femelles, sont également recommandées pour maximiser la diversité génétique.

Percitech, éclosier de l'entreprise Valperca SA, répartit sa production de juvéniles de perches sur toute l'année afin de garantir l'approvisionnement constant du site de grossissement situé à Raron dans le canton du Valais. Cette répartition est rendue possible grâce au maintien de huit populations de géniteurs, avec un contrôle précis de la température et de la photopériode, permettant ainsi d'atteindre la maturité sexuelle en dehors des périodes naturelles. La reproduction et la fécondation sont réalisées de manière artificielle par stripping des œufs et du sperme.

Une composante essentielle de la stratégie de reproduction à Percitech repose sur l'utilisation de géniteurs issus exclusivement de ses propres élevages. Dans un premier temps,

cette approche vise à limiter l'arrivée de nouvelles maladies et parasites par le biais de géniteurs sauvages ou provenant d'autres entreprises. Dans un second temps, cette stratégie vise aussi à promouvoir la domestication progressive des individus, un caractère essentiel au bon maintien d'un cheptel en aquaculture (Fontaine et al. 2019). Pour assurer une bonne variabilité génétique au sein du cheptel tout en s'approvisionnant exclusivement de géniteurs en interne, des plans de reproduction sont établis en collaboration avec une entreprise spécialisée en génétique aquacole. Ces plans de reproduction sont des outils pour assurer le maintien d'une bonne variabilité génétique au sein du cheptel.

Néanmoins, cette stratégie de reproduction mise en place par l'entreprise soulève plusieurs défis. L'une des problématiques majeures rencontrées à Percitech est la gestion de la phase d'incubation des œufs, un moment critique dans le cycle de production puisqu'elle détermine la qualité et la survie des larves. De plus, l'actuelle gestion des œufs au sein d'incubateurs collectifs peut entraîner des pertes de traçabilité et d'information, un problème majeur pour l'optimisation des stratégies de croisement. La traçabilité des femelles, l'identification des familles et la gestion individuelle des pontes restent encore des aspects peu développés, pouvant ainsi affecter la diversité génétique et les performances du futur cheptel. Une approche innovante de ce processus est nécessaire pour pallier ces lacunes.

Ainsi, la présente étude se concentre sur la problématique suivante :

Comment améliorer la phase d'incubation des œufs de perche commune à Percitech afin de garantir la préservation de la variabilité génétique tout en améliorant la qualité des larves et la performance du cheptel ?

Pour répondre à cette problématique, deux axes principaux seront explorés. Le premier concerne la conception et la modélisation d'un nouveau circuit d'incubateurs individuels, permettant une traçabilité précise des femelles et une meilleure gestion des familles. Ce dispositif vise à assurer la préservation de la variabilité génétique tout en optimisant les conditions d'incubation. L'utilisation de la modélisation 3D permettra de visualiser le dimensionnement réalisé au préalable du circuit, tandis que la budgétisation fournira un cadre financier pour la construction de ce système.

Le second axe de cette étude se concentre sur le développement d'indicateurs de qualité des pontes afin d'établir un contrôle qualité pour sélectionner les meilleures pontes à mettre à incuber. Actuellement, il n'existe pas de méthode standardisée permettant d'évaluer la qualité des œufs. Le développement de ces indicateurs prédictifs, s'il en existe, permettra de sélectionner les meilleures pontes avant leur mise en incubation afin d'améliorer la qualité des larves qui vont en éclore.

L'objectif global de ce mémoire est donc de contribuer au développement d'un processus d'incubation plus efficace et mieux contrôlé, en intégrant à la fois des innovations techniques, une meilleure gestion génétique et un contrôle rigoureux de la qualité des œufs.

1. Présentation du contexte

1.1. Biologie et écologie de la perche européenne

La perche européenne, ou perche commune *Perca fluviatilis* (Linné 1758) est un poisson d'eau douce appartenant à la famille des Percidés. La famille Percidae (Percidés) est intégrée dans l'ordre Perciformes, et dans la sous-classe Neopterygii de la classe Actinopterygii (Actinoptérygiens).

Ce poisson possède un corps trapu et fusiforme ainsi qu'une double nageoire dorsale (Figure 1). La première est épineuse avec une tache noire sur la fin tandis que la seconde est souple. La nageoire caudale est échancrée et les nageoires pelviennes, très antérieures, sont situées juste en dessous des nageoires pectorales. Ses nageoires pelviennes, anales et caudales sont de couleur rouge. La perche commune est reconnaissable par sa couleur gris-vert olive sur le dos et par les bandes verticales de couleur sombre qui strient ses flancs. Elle mesure en moyenne entre 15 et 25 cm mais les plus gros sujets peuvent dépasser 50 cm et atteindre un poids d'environ 2 kg.



Figure 1 : Photographie d'une perche européenne *Perca fluviatilis*. © FNPF – Laurent Madelon

Elle est présente dans une variété d'habitats comme les rivières, les étangs ou les lacs et préfère les eaux calmes et riches en végétation aquatique et en abris naturels comme les rochers. La perche commune vit principalement en Europe et en Russie jusqu'à 1000 mètres d'altitude (hors Espagne, Portugal, Italie du sud et Grèce). Elle a été introduite dans d'autres régions du monde comme l'Australie pour la pêche sportive.

Au stade larvaire, la perche commune se nourrit principalement de zooplancton. A l'âge adulte, elle devient un poisson carnassier qui se nourrit d'invertébrés (vers, larves aquatiques, insectes) et de petits poissons blancs comme le gardon avec lequel elle partage une partie de sa niche écologique. Durant les premières années de sa vie, la perche a un comportement de chasse en groupe encerclant les petits poissons. Les perches adultes, en revanche, chassent à l'affût et sont considérées comme des prédateurs de leur milieu. Les adultes peuvent exercer un comportement de cannibalisme sur leurs descendances.

La maturité sexuelle est atteinte au bout d'un an chez le mâle et de deux ans chez la femelle. Les perches matures se reproduisent généralement en début printemps, de mars à mai, à la suite d'une augmentation de température des eaux. Les femelles pondent dans des zones peu profondes en accrochant leurs œufs sur les branches ou les plantes aquatiques (Figure 2). Ces zones sont bien oxygénées et protègent les œufs des prédateurs, des bactéries et des sédiments.



Figure 2 : Œufs de *Perca fluviatilis* dans le milieu naturel. © Wikipédia 2011

Perca fluviatilis est le poisson le plus capturé en Suisse. Les pêcheurs de loisir et professionnels en capturent respectivement 100 et 250 tonnes de poids vif par an. La consommation suisse est toutefois dix fois plus élevée, une demande satisfaite par l'importation et l'aquaculture (SFV-FSP 2019).

1.2. Structure des œufs de percidés

L'œuf de poisson est le résultat final du processus d'ovogénèse. Il se compose d'une couche externe appelée chorion (*zona radiata*) ainsi que d'une couche interne semi-perméable qui entoure l'œuf appelée la membrane vitelline (Tyler, Sumpter 1996) (Figure 3).

Chez les percidés, les œufs se ressemblent beaucoup : ils sont transparents avec une gouttelette lipidique centrale d'un diamètre d'environ 0,6 mm, principalement constituée d'un ou de plusieurs lipides neutres (triglycérides, diglycérides, cholestérol et ses esters, cérides). Ces lipides, peu utilisés pendant le développement embryonnaire, constituent une source d'énergie utile lors des premiers stades de développement de la larve. Le reste du volume de l'œuf non activé est occupé par le cytoplasme vitellin (Żarski et al. 2011a, b, 2012a). Le diamètre de l'œuf varie entre 1,0 et 1,3 mm chez le sandre (Demska-Zakęś et al. 2005 ; Żarski et al. 2012a) et entre 0,86 et 0,91 mm chez la perche eurasiennne (Sulistyo et al. 1998 ; Żarski et al. 2012b).

Le chorion est composé d'une couche épaisse, la *zona radiata interna* ZRI, et d'une fine couche collante (doré et sandre), ou gélatineuse (perche eurasiennne et jaune) appelé la *zona radiata externa* ZRE (Riehl, Patzner 1998 ; Formicki et al. 2009) (Figure 3). Cette couche est principalement constituée de glycoprotéines. Chez la perche, la ZRE réagit avec le liquide ovarien au contact de l'eau pour former des fibrilles gélatineuses reliant les ovules les uns aux autres. Ainsi, la perche pond ses œufs sous la forme d'une longue (0,5 – 5 mètres) structure d'œufs appelée ruban dans la littérature (Probst et al. 2009 ; Formicki et al. 2009). Cette structure et l'implication du liquide ovarien dans l'activation de la fixation des œufs est une caractéristique unique de la perche (Korzelecka-Orkisz et al. 1998 ; Formicki et al. 2009 ; Mansour et al. 2009). On pense que cette disposition assure une oxygénation optimale des œufs dans la colonne d'eau, et les protège des chocs mécaniques (Korzelecka-Orkisz et al. 1998 ; Paxton, Willoughby 2000).

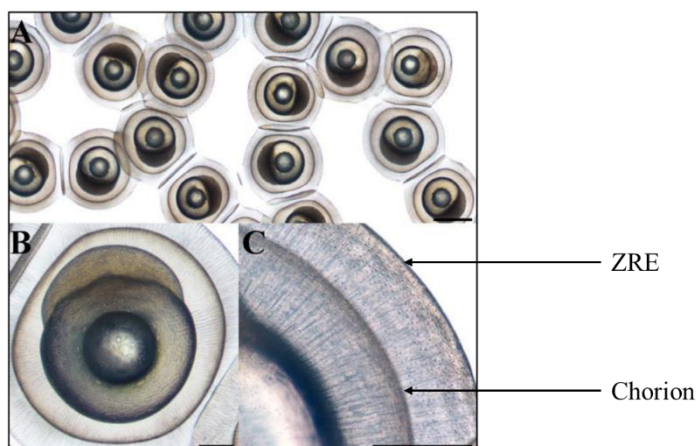


Figure 3 : Œufs et détails de la gangue de perche commune (Alix 2016 – modifiée).
A : Ruban de ponte de perche commune observé au microscope. **B :** œuf de perche au stade une cellule.
C : détail des enveloppes de l'œuf de perche. Barre d'échelle = 2 mm pour A et 250 µm pour B et C

1.3. Conditions d'élevage et de reproduction des géniteurs à Percitech

L'ensemble des géniteurs sont maintenus dans huit bassins de 10 m³ contenant chacun 300 à 400 poissons. Chaque bassin se compose d'environ 150 primipares de 2 ans de sexe indifférencié (pas de dimorphisme sexuel) qui réalisent leur première année de reproduction. En plus de ces poissons, environ 100 femelles de 3 ans poursuivent leur évolution afin d'assurer le potentiel nécessaire à la production. Enfin, les bassins contiennent également environ 80 femelles de 4 ans et 50 mâles de 3 ans qui seront utilisés pour produire des larves. Pour permettre une traçabilité, l'ensemble des poissons de chaque bassin sont tagués et un numéro leur est attribué. L'ensemble des informations de chaque géniteur (numéro de tag, sexe, taille, poids, âge) sont recensés dans une base de données pour permettre de suivre leur évolution.

L'approvisionnement de nouveaux géniteurs se fait par le site de grossissement trois fois par an. Lors de chaque approvisionnement, près de 300 poissons sont sélectionnés sur différents critères morphologiques tels que le poids ou encore l'absence de blessures et/ou de malformations. Ces poissons sélectionnés doivent passer par une quarantaine pour prévenir d'éventuels pathogènes pouvant provenir du site de grossissement. Lors de cette quarantaine, les poissons vont connaître une transition alimentaire pour s'accoutumer à l'aliment utilisé à Percitech, dont la taille, la composition et la flottabilité sont différentes de l'aliment utilisé sur le site de grossissement. De plus, deux traitements vont être réalisés : un premier traitement au sel pour prévenir et lutter contre les développements bactériens et de protozoaires, et un second traitement au formol utile pour lutter contre les ectoparasites tels que la *Costia* ou la *Trichodina*. Un examen bactériologique sera également effectué sur le foie, la rate, et le sang rénal ainsi qu'un contrôle au microscope sur les branchies et le mucus d'une dizaine de poissons. Après le passage en quarantaine, les futurs géniteurs sont placés dans les bassins de pré-reproducteurs, qui permettent aux poissons de s'acclimater aux nouvelles conditions d'élevage avant d'être tagué et d'intégrer les bassins reproducteurs.

La période de frai de la perche en milieu naturel se déroule lors du mois de mai. Par conséquent, pour répondre aux demandes du marché et assurer une production de juvéniles sur toute l'année, l'élevage des géniteurs se fait dans des conditions contrôlées. La température et la photopériode de chaque bassin sont contrôlées pour simuler les conditions naturelles quelle que soit la période de l'année et ainsi obtenir des géniteurs prêts à se reproduire à des dates précises. Percitech s'inspire du mode opératoire d'induction de la gamétogénèse établi par Żarski et al. (2019) (Figure 4) comprenant :

- une phase chaude de 16 semaines avec une température de 21°C et une photopériode de 16h/8h,
- une phase de descente progressive de la température passant de 21°C à 6°C,
- une phase froide de vernalisation à 6°C durant 4 mois et
- une phase d'élévation de la température et de la photopériode avant la ponte.

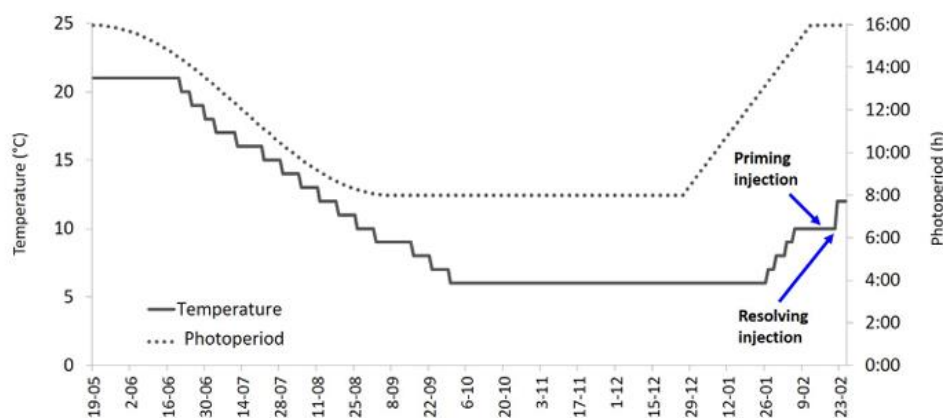


Figure 4 : Conditions photo-thermiques d'induction de la gamétogénèse et de la ponte de la perche commune domestiquée (Fontaine et al. 2015 – modifié par Żarski et al. 2019).
Les flèches indiquent les dates d'injection hormonale.

L'aliment est distribué à la main aux géniteurs. Il se compose d'un granulé extrudé fourni par l'entreprise Le Gouessant destiné à l'alimentation du bar *Dicentrarchus labrax*, une autre espèce de percidé, auquel on ajoute une huile de thon adaptée aux besoins du poisson. En effet, la perche est poïkilotherme ce qui signifie que les besoins du poisson ne sont pas les mêmes selon la température où se trouve le bassin (chaude ou froide).

La reproduction de la perche à Percitech se fait de manière artificielle. Bien que la température et la photopériode permettent d'induire la gamétogénèse, les pontes de perches en conditions contrôlées peuvent s'étendre sur plusieurs semaines. Pour faire face à cela, la stimulation hormonale par l'injection de LH-RH *Luteinizing Hormone-Releasing Hormone* est utilisée par l'écloserie pour synchroniser les pontes d'un peu plus de la moitié des femelles sur la même journée.

Trois semaines avant la date de reproduction, les géniteurs sont transférés dans les bassins de la salle bacs de pontes BP. Lors du transfert en bacs de ponte, les poissons sont tous reconnus grâce à leur tag, pesés et reçoivent une première injection hormonale sous la nageoire pectorale d'une concentration de 10 µg/kg de poids vif avant d'être triés selon leur âge et leur sexe puis maintenus sous le régime photopériode 16 h à une température de 10 °C dans des bassins de 500 litres. C'est à ce moment que le sexe des primipares est déterminé. Une semaine avant la reproduction, le stade ovocytaire de l'ensemble des femelles de quatre ans est déterminé. Les ovocytes sont prélevés à l'aide d'une pipette souple passant par l'orifice urogénital puis observés à la loupe binoculaire et classifiés selon l'échelle établie par Żarski et al. (2011c). Cette classification va du stade I, c'est-à-dire le stade le moins avancé, au stade VI, stade le plus avancé. Enfin, les femelles sont de nouveau triées selon leur stade ovocytaire puis reçoivent une dernière injection hormonale de 30 µg/kg de poids vif à une date différente selon leur stade. Les femelles plus avancées recevront l'injection hormonale plus tard tandis que les femelles moins avancées recevront l'injection plus tôt. En théorie, cette variation de la date d'injection de la deuxième dose d'hormones doit permettre de synchroniser les femelles pour qu'elles puissent toutes pondre le même jour.

Le jour de la reproduction, les femelles prêtes à pondre sont strippées, puis leurs œufs sont poly-fécondés artificiellement en utilisant un mélange de sperme provenant de quatre mâles différents, conformément au protocole de Żarski et al. (2017). Bien qu'il soit possible de féconder chaque ruban avec le sperme d'un seul mâle, la poly-fécondation garantit la fécondation complète du ruban en cas de stérilité d'un des mâles.

1.4. Processus d'incubation à Percitech

Une fois fécondés, l'ensemble des rubans sont transférés en salle d'incubation comportant 10 incubateurs (Figure 5A). La phase d'incubation des œufs est une phase importante dans le processus de production de larves. En effet, les œufs doivent être dans les meilleures conditions microbiologiques, de température, de courantologie et d'oxygénation. Pour cela, les rubans sont placés dans le noir dans des incubateurs collectifs alimentés par un système de recirculation d'eau. Il se compose d'un écrémeur à protéines, de deux échangeurs thermiques et d'un filtre UV pour offrir les conditions environnementales adaptées aux œufs. De plus, une pompe doseuse alimente le circuit en peroxyde d'hydrogène pour maintenir une pression sur le développement bactérien. Chaque jour, les œufs sont observés et le débit d'eau est adapté pour assurer un brassage optimal des œufs. La température de l'eau passe 13,5°C au début d'incubation pour atteindre 15,5°C le jour de l'éclosion.

A l'éclosion, les larves nagent et montent à la surface où elles sont captées par le toboggan de surverse qui alimente un bac de réception de larves de 80 litres (Figure 5B). Au lendemain de l'éclosion, le nombre de larves écloses est estimé dans chaque bac de réception. Enfin, une fois le nombre de larves estimé, elles sont transférées dans les bassins larvaires à l'aide d'une canne de niveau qui permet de déverser le contenu du bac de réception dans un seau pour être transféré.



Figure 5 : Photographies de la salle d'incubation (A) et d'un incubateur collectif (B) à Percitech.

Une fois la production assurée, les larves nouvellement écloses sont comptées pour établir un taux d'éclosion final mais ne seront pas transférées. Le taux d'éclosion de l'écloserie est situé aux alentours des 60 %.

1.5. La gestion de la variabilité génétique à Percitech

En aquaculture, une bonne gestion de la variabilité génétique est essentielle au maintien d'un cheptel sur le long terme. Une perte de variabilité génétique peut entraîner de la consanguinité et par conséquent des faibles taux d'éclosion et des descendance malformées (Toomey et al. 2020). Cette gestion de la variabilité génétique est d'autant plus importante à Percitech puisque l'écloserie s'approvisionne en géniteurs par le site de grossissement. Il s'agit de poissons qui sont nés à Percitech dans le passé, qui ont été élevés sur le site de grossissement et qui reviennent à Percitech en tant que pré-géniteurs. Cette stratégie de renouvellement du cheptel peut entraîner des problématiques de perte de variabilité génétique dans le temps, surtout si des familles identiques sont amenées à se reproduire entre elles.

Depuis 2019, la volonté de maintien de la variabilité génétique est réalisée en collaboration avec Xelect, une entreprise écossaise spécialisée en génétique pour l'industrie aquacole. La perche n'étant pas référencée au sein de leur panel, le développement de ce dernier a dû être mis en place par l'envoi d'échantillons de nageoires de douze mâles, de douze femelles et de leurs descendances (17 larves par famille). Cela a permis d'établir les relations entre parentés et d'isoler 96 marqueurs SNP en 2019. En 2022, leur technologie a évolué pour plus de flexibilité. Par exemple, il est possible d'intégrer le sexe comme marqueur, le nombre de marqueurs SNP est passé à 158.

Depuis la création de ce panel, Percitech a constitué un nucléus dans le but de pérenniser la variabilité génétique. Le nucléus représente les géniteurs rassemblant le plus de variabilité génétique. Le coût de ce programme génétique est dépendant du nombre de poissons échantillonnés et du nombre d'analyses. Des compromis ont été trouvés pour limiter ce coût, notamment en jouant sur le moment d'échantillonnage des poissons et sur le nombre de poissons échantillonnés. Par conséquent, c'est pour cela que le nucléus ne représente que quatre lots parmi les huit lots de géniteurs utiles à la production.

Chaque année, Percitech prélève et envoie des échantillons de tissus de mâles de deux ans et de femelles de trois ans du nucléus qui seront utilisés l'année suivante pour la production. Xelect analyse l'ADN de chacun des échantillons envoyés et envoie une semaine avant la date de reproduction un document Excel regroupant l'ensemble des reproducteurs identifiés avec leur tag. Ce document Excel, appelé une liste de croisement, établit les croisements entre mâles et femelles les plus éloignées génétiquement appelés « prioritaires ». Chaque femelle prioritaire se voit désigner quatre mâles prioritaires qui seront utilisés pour féconder son ruban. Chaque géniteur possède son « back-up » c'est-à-dire qu'il s'agit d'un géniteur qui peut assurer une bonne variabilité génétique, mais moins bien que le prioritaire. Par exemple, si une femelle ou un mâle prioritaire n'est pas retrouvé le jour de la reproduction pour cause de mortalité par exemple, c'est son back-up qui sera utilisé.

Actuellement, Percitech est dans l'attente des premiers retours quant au maintien de la variabilité génétique. L'entreprise se donne la possibilité d'adapter la stratégie en fonction des résultats obtenus en constituant un lot de pré-reproducteurs chaque année, c'est-à-dire des poissons nés et élevés dans l'écloserie. En plus de ce programme, l'établissement d'une banque de sperme Cryo préservée sécurise une grande partie de la variabilité par la voie mâle.

2. Développement du circuit d'incubateurs individuels

2.1.Introduction

2.1.1. Contextualisation du projet

L'établissement de listes de croisement comme expliqué précédemment est une première étape dans la gestion et le maintien de la variabilité génétique au sein de Percitech. Dorénavant, l'objectif du service reproduction est d'optimiser ces listes de croisement c'est-à-dire de pouvoir représenter au mieux l'ensemble des femelles prioritaires au sein de ces listes.

Avec le système d'incubateurs collectifs actuel, il est compliqué de pouvoir bien représenter ces femelles. Il est impossible de connaître la proportion de larves par femelle ayant éclos au sein du bac de réception larvaire puisque plusieurs rubans sont mis à incuber dans le même incubateur. Il est donc possible que les larves d'une femelle soient sous-représentées par rapport aux larves d'autres femelles ce qui endommage l'efficacité des listes de croisement.

Par conséquent, pour permettre une meilleure représentation des familles au sein du cheptel, il est important d'avoir un suivi « individuel » des pontes permettant de connaître la provenance des larves qui éclosent et ainsi de bien représenter les descendance de géniteurs appartenant à la liste de croisement.

A mon arrivée dans l'entreprise, une première phase du projet avait déjà été amorcée. Un circuit expérimental a été construit (Figure 6) dans le but de faire des tests sur différents types de d'incubateurs individuels appelés bouteilles. Un châssis de soutien a été conçu et livré par l'entreprise BEMAtech, entreprise spécialisée en construction métallique. De plus, trois récolteurs à larves ont aussi été fabriqués par la maintenance de Percitech.



Figure 6 : Photographies face avant (A) et face arrière (B) de la structure expérimentale.

Des tests ont donc été réalisés sur deux types de bouteilles d'incubation : les bouteilles de Zug et les bouteilles MacDonald. Les tests sur ces bouteilles ont montré qu'elles n'étaient pas adaptées à l'incubation des œufs de perches car la courantologie ne permettait pas une bonne individualisation des œufs entre eux limitant la synchronisation des éclosions. Suite à cette observation, des bouteilles sur mesures ont été modélisées et dimensionnées, en se basant sur les incubateurs collectifs déjà existants. Ainsi, un employé de l'entreprise a dimensionné les bouteilles et réalisé un devis auprès de l'entreprise Formoplast, entreprise spécialisée en construction plastique et verre acrylique. Trois incubateurs sur-mesure ont été livrés à mon arrivée dans l'entreprise.

2.1.2. Les requêtes de Monsieur Berrou

Dans le cadre du projet, M. Berrou désire un circuit de 42 incubateurs individuels en système recirculé. Ce nouveau circuit d'incubation devait utiliser une seule pompe qui serait installée à la sortie du bac tampon pour acheminer l'eau vers les incubateurs. La sortie d'eau, quant à elle, se fera de manière gravitationnelle en direction de l'entrée du bac tampon sans utilisation de pompe.

Une attention particulière devait être portée sur l'ergonomie et la facilité d'entretien du circuit, en visant une accessibilité facile tout en minimisant les coûts de construction. Ainsi, ce nouveau circuit devait répondre à des exigences techniques (circuit semi-ouvert, bonne courantologie, bonne oxygénation) et pratiques (bonne accessibilité, bonne facilité d'utilisation, vide sanitaire simple) sur la base du circuit d'incubateurs déjà existant.

Aucun budget n'a été défini préalablement mais dans une volonté de faire des économies, M. Berrou désirait pouvoir réutiliser le maximum de matériel déjà présent sur le

site. En effet, l'entreprise possède déjà une pompe, un écumeur à protéines, un filtre UV ainsi que deux échangeurs thermiques immergés qui étaient intégrés à un ancien circuit d'incubation qui est aujourd'hui démantelé. Le Tableau 1 fait un récapitulatif du cahier des charges de la nouvelle unité d'incubation.

Tableau 1 : Cahier des charges de la nouvelle unité d'incubation en système recirculé.

1) Contextualisation	2) Objectifs	3) Localisation du projet
- Circuit d'incubation actuel non conforme à l'optimisation des listes de croisement - Tests préliminaires à réaliser sur les bouteilles sur-mesure pour vérifier leur bon fonctionnement	- Modélisation 3D, dimensionnement et budgétisation d'un circuit d'incubateurs individuels - Assurer des larves d'aussi bonnes qualités que le circuit actuel	Dans la salle d'incubation sur le site de Percitech
4) Exigences techniques	5) Exigences pratiques	6) Exigences budgétaires
- 42 incubateurs individuels - Circuit gravitaire en eau recirculée semi-ouvert - Bonne courantologie, oxygénation, température et qualité de l'eau - Réutilisation de matériel déjà existant sur l'entreprise	Facilités d'accessibilité, de manipulation et de vide sanitaire	- Budget : indéterminé - Réutilisation au maximum du matériel déjà existant sur l'entreprise

2.2. Etude bibliographique : les systèmes d'incubation en eau recirculée

2.2.1. Les structures d'incubation des œufs de poissons

En raison de la structure en ruban des œufs de perche, la principale préoccupation lors de la phase d'incubation est la bonne individualisation des œufs pour une éclosion synchronisée. Pour cela, une attention particulière doit être apportée à la courantologie et à la circulation d'eau oxygénée autour des œufs (Alix 2016 ; Policar et al. 2019).

D'après Żarski et al. (2017), il n'existe pas d'incubateur standardisé pour les œufs de perche européenne. D'un point de vue commercial, il a été remarqué que les incubateurs les plus adaptés sont les incubateurs qui permettent de « suspendre » les rubans d'œufs dans la colonne d'eau. Ainsi, les cages flottantes dont le fond est remplacé par une maille se sont avérées efficaces dans la mise en incubation de rubans d'œufs car elles permettent une bonne circulation de l'eau autour des œufs et une bonne oxygénation.

Une attention particulière doit être portée à la séparation entre les larves écloses et la structure gélatineuse du ruban qui doit être la plus efficace possible. Il est important de pouvoir obtenir des larves écloses sans aucun débris d'œuf, et prêtes à être transférées dans l'unité d'élevage (Żarski et al. 2017).

De nombreux dispositifs ont été expérimentés et la plupart d'entre eux se sont révélés efficaces. Le Tableau 2 ci-dessous recense quelques exemples d'incubateurs testés dans la littérature sur des œufs de perche commune et de sandre.

Tableau 2 : Récapitulatif de l'ensemble des structures d'incubation testées chez la perche commune et chez le sandre.

Structure d'incubation	Espèce mise à incubé	Bibliographie
Tableau incliné	Perche européenne	Kucharczyk et al. 1996
Cages flottantes en plastique en eau recirculés	Perche européenne	Kupren et al. 2019 Żarski et al. 2012c Żarski et al. 2017
Goulottes avec flux d'eau directionnel	Perche européenne	Härkönen et al. 2017
Aquarium	Perche européenne	Sandströ et al. 1997
Bouteille Weiss	Perche européenne	Korzelecka-Orkisz et al. 1998
	Sandre	Żarski et al. 2011b Bienkiewicz et al. 2007
Bouteille MacDonald	Sandre	Tielmann 2018
Bouteille de Zug	Sandre	Schaefer et al. 2018 Malinovskyi 2019

2.2.2. La qualité de l'eau

La culture intensive de la perche commune est souvent réalisée dans des systèmes d'aquaculture en recirculation (RAS) afin de contrôler efficacement la qualité de l'eau et d'éviter ou de réduire la présence d'agents pathogènes (Kestemont et al. 2015). Les œufs qui ne se développent pas meurent après un certain temps ; ce qui constitue une menace d'infection protozoaire et fongique pour les embryons vivants environnants (Ciereszko et al. 2009). Pour limiter la croissance de champignons et de maladies, les œufs peuvent être désinfectés avant de les placer dans les incubateurs par un traitement au peroxyde d'hydrogène. Pendant le processus d'incubation, un traitement d'hygiène de l'eau à l'aide de peroxyde d'hydrogène à faible dose peut aussi être effectué, associé à un système de traitement ultraviolet intégré au circuit d'incubation (Sutherland et al. 2014).

D'après Żarski et al. (2017), les exigences de qualité d'eau en incubation établies par Hart et al. (2006) pour la perche jaune, *Perca flavescens*, qui est une espèce proche de la perche européenne, peuvent être suivies (Tableau 3). Il convient de se concentrer sur l'origine de prélèvement de l'eau et sur les potentiels polluants associés. Pour les eaux provenant de lacs ou de rivières, l'eau doit être exempte de matière en suspension et de substance toxique dissoute (polluants agricoles, industriels...). Pour les eaux de puits, l'eau doit pouvoir être détartrée ou sans composés toxiques en excès. Enfin pour les eaux du réseau domestique, l'eau doit être déchlorée avant utilisation.

Tableau 3 : Qualité d'eau nécessaire en éclosier (d'après Hart et al. 2006).

Dioxygène dissous	> 3,5 ppm
CO ₂	< 5,0 ppm
pH	6,5 – 9,0
Calcium	10 – 160 ppm
Phosphore	0,01 – 3,00 mg.L ⁻¹
Dureté totale	50 – 400 ppm
Sulfure d'hydrogène	0
Nitrite (NO ₂ ⁻)	< 0,1 mg.L ⁻¹
Ammoniac (NH ₃)	< 0,0125 mg.L ⁻¹

2.2.3. La température d'incubation

La température de l'eau est un facteur important dans le processus d'incubation. Le développement embryonnaire des téléostéens est sensible à la température. Des températures inférieures ou supérieures aux plages optimales peuvent avoir un impact sur la durée du développement embryonnaire (Jobling 2002) pouvant conduire à des malformations et/ou à des mortalités embryonnaires (Kamler 2002). En effet, des températures non adéquates modifient l'avancement du développement conduisant à un phénotype altéré affectant le moment d'acquisition de fonctions psychologiques importantes telles que le fonctionnement du système digestif avant l'alimentation exogène ou encore le gonflement de la vessie natatoire (Burggren, Dubansky 2018).

Pour l'incubation des œufs de perche européenne, des études indiquent que la température optimale se situe généralement entre 12 °C et 16 °C, avec un pic d'efficacité autour de 14°C à 15°C (Alix et al. 2015).

2.2.4. La concentration en composés azotés

Le chorion des œufs de perche commune se compose d'une *zona radiata interna* ZRI épaisse ainsi que d'une *zona radiata externa* ZRE. La ZRE est une fine couche superficielle à la surface de l'œuf qui peut comporter jusqu'à 19 protéines différentes (Mansour et al. 2009). Lors de l'incubation des rubans, les œufs se désolidarisent et les protéines adhésives présentes dans la ZRE sont libérées dans le milieu environnant.

L'écumage par l'injection de bulles d'air dans l'eau de recirculation est un processus permettant d'éliminer les substances dissoutes et particulaires comme les protéines, l'ARN, l'ADN, et en partie les microorganismes et les algues. Pour éliminer un gramme de protéines, il faut une surface de bulle d'environ 400 m² (Chen et al 1993). Un écumeur à protéines à fines bulles est donc plus efficace qu'un écumeur à protéines à grosses bulles (Barrut 2011).

Les écumeurs de protéines sont souvent utilisés avec de l'ozone. Néanmoins, l'utilisation de l'ozone oxyde les substances organiques complexes en substances solubles dans l'eau et les rend donc moins bien éliminables (Tal et al 2009).

2.2.5. La concentration en dioxyde de carbone

Il a été prouvé que les fortes concentrations en dioxyde de carbone dans l'eau pouvaient avoir des impacts néfastes sur le développement et la survie d'embryons chez de nombreuses espèces de poissons comme chez *Odontesthes hatcheri* (Crichigno, Cussac 2022), *Solea senegalensis*, *Diplodus sargus* et *Argyrosomus regius* (Faria et al. 2017). Hart et al. (2006) ont fixé la valeur critique de concentration en dioxyde de carbone à 5 mg.L⁻¹ pour la perche jaune.

Pour éliminer les sursaturations, il faut favoriser l'équilibre des gaz dissous avec l'air en augmentant au maximum la surface de contact air-liquide. La méthode d'aération par colonne sur anneaux a gagné une grande popularité depuis son introduction il y a une trentaine d'années (Colt, 2011). La construction d'une tour de dégazage doit respecter plusieurs règles de base, notamment en ce qui concerne la hauteur de la tour, le dimensionnement des anneaux et le diamètre de la colonne pour contrôler la vitesse de passage de l'eau. La colonne doit être installée verticalement pour assurer une chute à l'air libre, avec un bac de récupération évitant l'aspiration des bulles. Il est également important de protéger la tour de la lumière pour prévenir la formation d'algues et de procéder à un nettoyage annuel des anneaux.

2.3.Démarche de travail

2.3.1. Paramètres initiaux et qualité de l'eau neuve

La construction de ce nouveau circuit d'incubateurs individuels est prévue dans la salle d'incubation de Percitech. Une première moitié de la salle est occupée par le circuit d'incubateurs collectifs actuellement utilisé en production. L'objectif est de ne pas le déconstruire pour pouvoir l'utiliser en cas d'imprévu. L'autre moitié de la salle sera, quant à elle, entièrement dédiée à l'installation du nouveau circuit d'incubateurs.

Concernant les paramètres initiaux, le débit de renouvellement en eau neuve, le débit d'arrivée d'eau par incubateur ainsi que le nombre d'incubateurs ont été fixés avant mon arrivée. L'eau neuve arrivant dans le circuit d'incubation est de l'eau du réseau. Il s'agit d'eau potable utilisée pour la consommation humaine. Elle ne contient aucune substance toxique mais elle est sursaturée en CO₂. Le pH et la concentration en CO₂ ainsi qu'en dioxygène dissous ont été déterminés respectivement à l'aide d'un pH mètre, d'un CO₂ mètre et d'un oxymètre.

2.3.2. Dimensionnement des incubateurs individuels et des récolteurs à larves

Les trois bouteilles sur-mesure fournies par l'entreprise Formoplast sont conçues en s'inspirant des incubateurs collectifs actuellement utilisés en production. Ces incubateurs étant efficaces et permettant une bonne séparation des larves et des débris d'œufs, l'idée a été de reproduire le même concept d'incubation que celui déjà en place.

Les récolteurs à larves sont inspirés de récolteurs à larves utilisés en aquaculture de crevette. Un premier compartiment concentre les larves et est connecté à un second compartiment qui est plus bas, évacuant l'eau par débordement (Figure 7). Les deux compartiments sont séparés par une maille de 500 µm empêchant les larves de passer dans le second compartiment.

Pour vérifier la courantologie et l'individualisation des pontes au sein des bouteilles, des rubans ont été mis à incuber lors de deux périodes de reproduction.

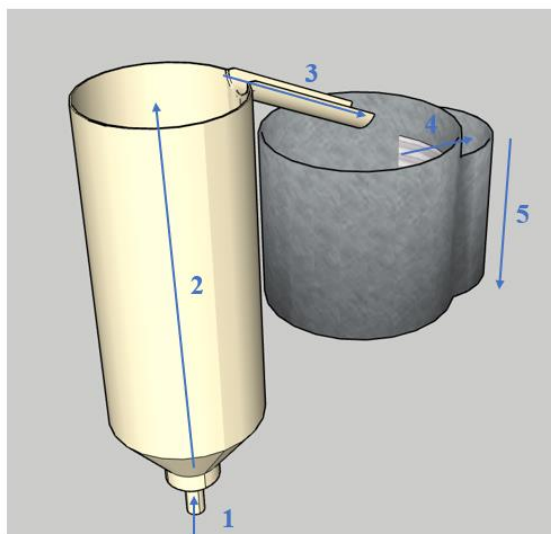


Figure 7 : Principe de fonctionnement d'une bouteille d'incubation et d'un récolteur à larves. **1** : Arrivée d'eau dans la bouteille ; **2** : Montée de l'eau et brassage du ruban ; **3** : Sortie par le toboggan de surverse et concentration des larves dans le récolteur ; **4** : Passage du compartiment 1 au compartiment 2 par la maille ; **5** : Sortie d'eau du récolteur par débordement.

2.3.3. Dimensionnement du bac tampon

L'objectif du bac tampon est de constituer une réserve d'eau suffisante pour assurer le remplissage du circuit mais aussi pour compenser les pertes en eau causées par des manipulations sur le circuit comme les transferts larvaires. Pour dimensionner le bac tampon de ce circuit, il faut connaître à quel moment le circuit perd le plus d'eau. Pour son remplissage, le circuit a besoin d'un volume pouvant assurer le remplissage des 42 bouteilles, des canalets supérieurs d'entrée d'eau, du skimmer ainsi que des tuyaux. Concernant les transferts larvaires, le volume d'eau nécessaire correspond au volume des 42 récolteurs.

Enfin, le bac tampon ne doit pas être plus haut que le canalet de sortie d'eau puisqu'il s'agit d'un circuit gravitaire. Le non-respect de cette spécificité pourrait entraîner des débordements dans le canalet de sortie d'eau par principe d'équilibre des fluides.

2.3.4. Dimensionnement hydraulique

Dimensionnement du circuit sous pression

Pour réaliser un dimensionnement hydraulique du système, il faut prendre en compte deux paramètres : le débit nécessaire et la hauteur manométrique totale du circuit. Le débit imposé ainsi que la hauteur manométrique totale proposés par la pompe doivent être suffisants pour assurer un apport d'eau continu à chaque incubateur. Le débit total (en $\text{m}^3.\text{h}^{-1}$) nécessaire à l'approvisionnement de l'ensemble des incubateurs se calcule par la formule :

$$D_{\text{total}} = d_{\text{incubateur}} \times n$$

Avec :

- D_{total} le débit (en $\text{m}^3.\text{h}^{-1}$) nécessaire à l'approvisionnement de tous les incubateurs
- $d_{\text{incubateur}}$ le débit (en $\text{m}^3.\text{h}^{-1}$) nécessaire pour un incubateur
- n le nombre d'incubateurs

La hauteur manométrique totale HMT (en m) du circuit se calcule par la formule :

$$\text{HMT} = H_{\text{géom}} + H_{\text{perte de charge}}$$

Avec :

- $H_{\text{géom}}$ la hauteur géométrique représentant la différence entre la hauteur de la pompe et la hauteur de la sortie d'eau
- $H_{\text{perte de charge}}$ la hauteur équivalente de perte de charge regroupant deux types de perte de charge : la perte de charge régulière et la perte de charge singulière

La perte de charge régulière $H_{\text{régulière}}$ (en m) représente la perte de charge causée par les frottements au sein d'une canalisation et se calcule à partir de l'équation de Darcy-Weisbach :

$$H_{\text{régulière}} = F \times \left(\frac{L}{D}\right) \times \left(\frac{v^2}{2g}\right)$$

Avec :

- F le coefficient de perte de charge (sans unité) obtenu dans le diagramme de Moody à l'aide du nombre de Reynolds et du coefficient de rugosité relative (égal à 0,009 pour le PVC)
- L la longueur (en m) du tuyau
- D le diamètre hydraulique (en m)

- v la vitesse de l'écoulement (en m.s^{-1})
- g l'accélération de la pesanteur (en m.s^{-2})

La perte de charge singulière $H_{\text{singulière}}$ (en m) représente la perte de charge causée par la singularité hydraulique du réseau (coude, té, ...) ou par un ouvrage spécial (vanne, filtration UV, ...) et se calcule par la formule :

$$H_{\text{singulière}} = F \times \frac{v^2}{2.g}$$

Avec :

- F le coefficient de perte de charge singulière (sans unité). Il existe un coefficient pour chaque type de perte de charge singulière (coude, té, vanne...)
- v la vitesse de l'écoulement (en m.s^{-1})
- g l'accélération de la pesanteur (en m.s^{-2})

Dimensionnement du circuit gravitaire

Pour un circuit en gravitaire, il faut un écoulement qui puisse être suffisamment rapide pour ne pas qu'il y ait de d'eau stagnante pouvant être source de développement bactérien. Le débit d'écoulement gravitaire de l'eau en surface libre dépend de nombreux paramètres et peut être déterminé dans notre situation par la formule de Manning-Strickler :

$$D = K_s \times A \times \sqrt{i} \times R_h^{\frac{2}{3}}$$

Avec :

- K_s le coefficient de rugosité du canalet en PVC (sans unité) ($K_{s \text{ PVC}} = 111$)
- A la section mouillée (en m) égale à la largeur l (en m) multipliée par la hauteur d'eau h (en m) pour un canalet de section rectangulaire $A = l \times h$
- i la pente du canalet
- R_h le rayon hydraulique égal à $R_h = \frac{l \times h}{l + 2 \times h}$ pour un canalet de section rectangulaire

2.3.5. Dimensionnement des systèmes de traitement de l'eau

Dimensionnement de la colonne de dégazage

La colonne de dégazage se compose d'un simple tube vertical rempli d'anneaux maintenus par une grille à la base laissant au maximum passer l'air de la colonne ouverte. D'après Colt (2011), pour dimensionner une tour de dégazage il faut prendre en compte plusieurs paramètres :

- La hauteur efficace minimum (L) compris entre 2 et 3 m pour un dégazage de CO_2
- La taille des anneaux proche de $1/8^{\text{ème}}$ à $1/10^{\text{ème}}$ du diamètre intérieur du tube
- La surface de la colonne (en m), qui se calcule à l'aide de la formule $S_{\text{colonne}} = \frac{D_{\text{max}}}{v_{\text{ref}}}$

Avec :

- D_{max} (en $\text{m}^3.\text{h}^{-1}$) le débit maximal passant par cette colonne
- v_{ref} la vitesse de passage de l'eau dans la colonne limité à 700 m.h^{-1}

Dimensionnement du filtre UV et écumeur à protéines

Ces deux équipements de traitement de l'eau, déjà existants dans l'écloserie Percitech, étaient intégrés à un ancien circuit d'incubation. Cet ancien circuit était un circuit identique à celui actuellement présent. Le filtre UV et l'écumeur à protéine utilisés sur l'ancien circuit sont

identiques à ceux utilisés dans le circuit de production actuel (Figure 8). Sachant que le circuit d'incubateurs individuels ne contiendra pas davantage de rubans, que le débit n'évoluera pas non plus par rapport au circuit actuel et que les équipements semblent bien dimensionnés, aucun changement ne sera appliqué sur ces éléments.

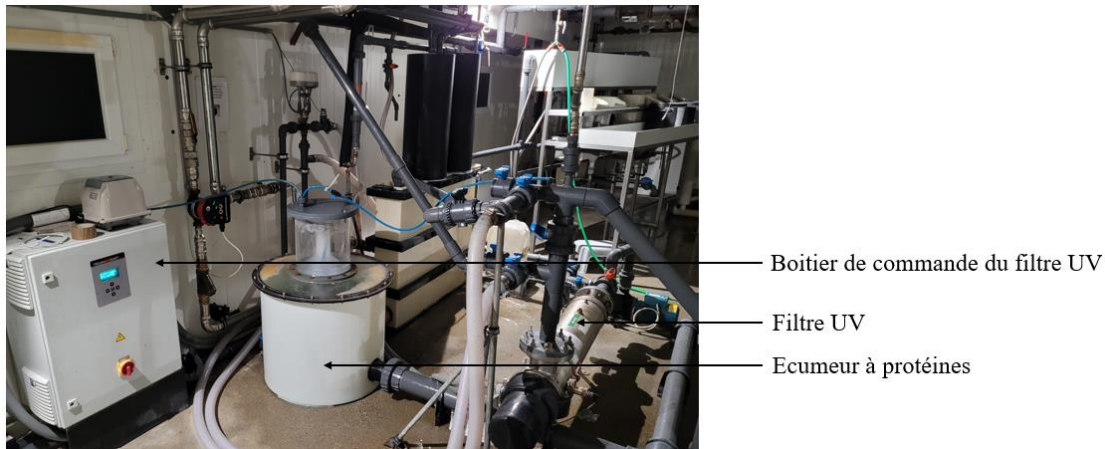


Figure 8 : Système de traitement de l'eau de l'unité d'incubation actuel à Percitech.

2.3.6. Budgétisation

Le principe de la budgétisation était d'estimer le coût nécessaire à la construction de l'unité d'incubation, comprenant la tuyauterie, la structure d'incubation ainsi que l'ensemble des structures en PVC. Les coûts de la main-d'œuvre nécessaire à la réalisation du projet n'étaient pas pris en compte.

Cette étape a pu se faire seulement après le dimensionnement du circuit terminé. Trois devis ont été réalisés. Le premier a été établi pour la construction des structures plastiques avec l'entreprise Formoplast. Le devis contient le bac tampon, les 42 incubateurs individuels ainsi que l'ensemble des canalets. Le second devis a été établi pour la construction des trois structures en métal auprès de l'entreprise BEMatech suite à l'envoi de plans 3D. Enfin, un troisième devis a été demandé auprès de l'entreprise Atlantic Robinetterie, entreprise spécialisée en robinetterie industrielle et en raccords. Une liste de matériel (Annexe 1) nécessaire à la construction du circuit leur a été envoyée pour l'établissement du devis.

Concernant la budgétisation des structures rattachées au circuit, comme le skimmer, la pompe ou le filtre UV, aucune estimation n'a été réalisée puisque Percitech possède déjà l'ensemble de ces systèmes. Il en est de même pour l'ensemble des installations électriques qui n'a pas été budgétisé. Le circuit se raccordera directement à l'ancien coffre électrique utilisés auparavant pour l'ancien circuit d'incubation. Il se situe dans les combles, au plafond, pour éviter tout contact avec l'eau.

2.4. Résultats

2.4.1. Paramètres initiaux et modélisation 3D du circuit d'incubateurs individuels

Le circuit d'incubateurs individuels, modélisé en 3D sur le logiciel SketchUp, a été dimensionné pour optimiser l'utilisation de l'espace disponible (Figure 9). Ce système contient 42 incubateurs individuels répartis sur 3 rangées et installés sur des structures métalliques sur-mesure. Chaque rangée est séparée par un couloir de 80 cm pour pouvoir circuler et réaliser les manipulations nécessaires (mise en incubation des rubans d'œufs, réglage du débit des incubateurs, transferts larvaires).

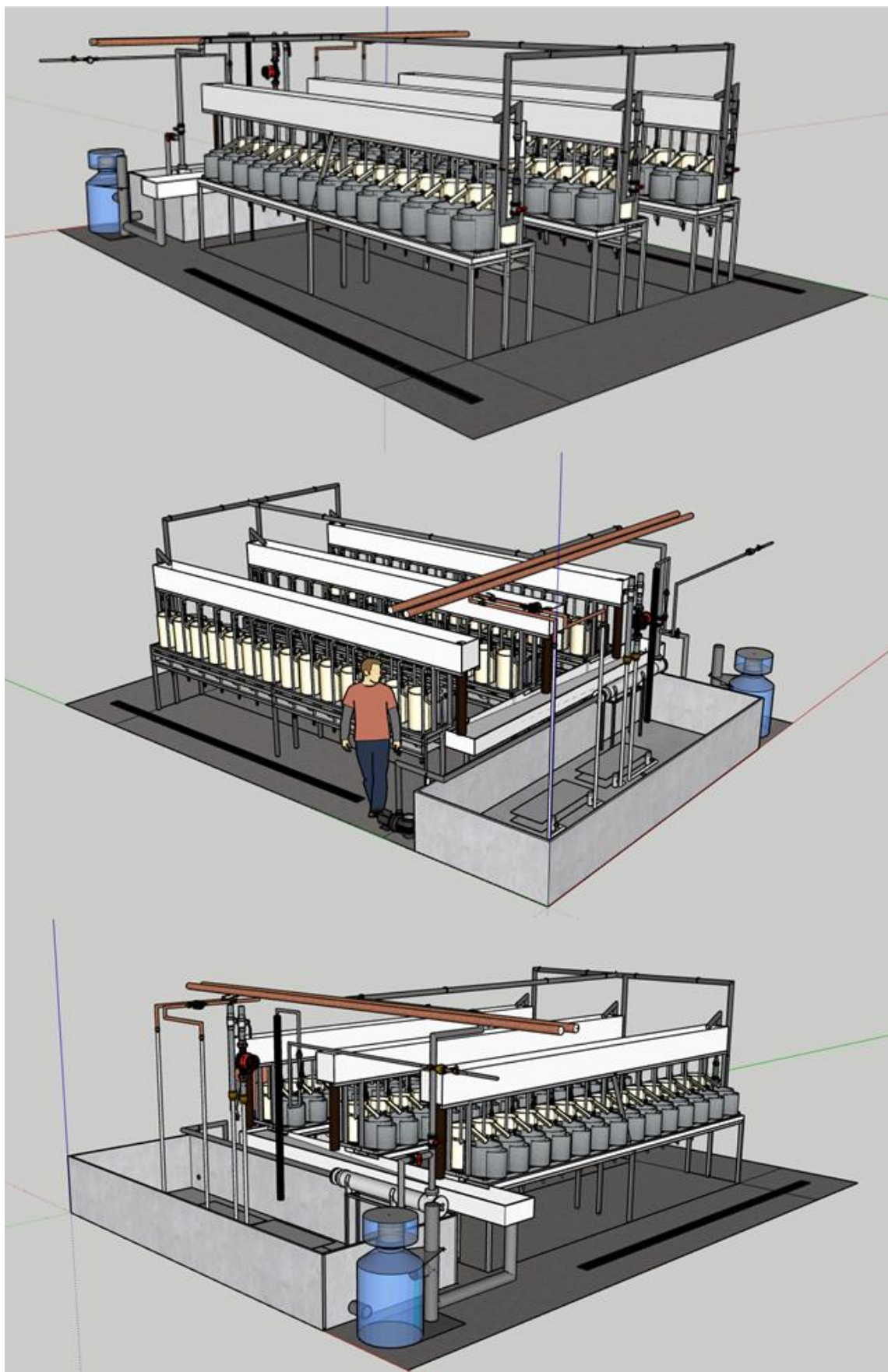


Figure 9 : Modélisation et visualisation 3D de l'unité d'incubation.

Le Tableau 4 reprend les principales caractéristiques techniques du système.

Tableau 4 : Caractéristiques techniques de l'unité d'incubation

Caractéristiques techniques du circuit	
Volume total (m ³)	10,9
Volume bac tampon (m ³)	4,4
Débit total (m ³ .h ⁻¹)	21
Renouvellement eau neuve (m ³ .h ⁻¹)	1,5
Température de l'eau (°C)	13,5 – 15,5
Nombre d'incubateurs	3 × 14 (42)
Caractéristiques techniques d'une structure	
Volume canalet supérieur (m ³)	1
Débit total (m ³ .h ⁻¹)	7
Nombre d'incubateurs	14
Dimensions (L × l × h) (m)	4,7 × 0,75 × 1,95
Caractéristiques techniques d'un incubateur	
Volume (L)	51
Débit (L.h ⁻¹)	100 – 300
Dimensions (D × h) (m)	0,25 × 0,75
Caractéristiques techniques d'un récolteur	
Volume (L)	30
Débit (L.h ⁻¹)	100 – 300
Dimensions (L × l × h) (m)	0,40 × 0,32 × 0,29

2.4.2. Dimensionnement du système

L'espace disponible pour l'installation de ce nouveau circuit correspond à la moitié de la salle d'incubation. Les dimensions de cette espace sont de 6,75 × 4,49 × 2,5 m (L × l × h).

Le circuit contiendra trois structures d'incubation. Chaque structure d'incubation se compose d'un canalet d'entrée d'eau de dimensions 5,06 × 0,30 × 0,39 m (L × l × h) ainsi que d'un canalet de sortie d'eau de dimensions 4,70 × 0,41 × 0,05 m (L × l × h) (Figure 10). Chaque structure comportera 14 incubateurs situés sous le canalet d'entrée ainsi que 14 récolteurs placés au-dessus du canalet de sortie d'eau à l'aide de rails. La courantologie et l'individualisation des œufs au sein des bouteilles étant bonne, les 42 incubateurs individuels sont inspirés des incubateurs collectifs déjà existants sans modification nécessaire. Une échelle 1/4^{ème} a été appliqués sur le volume de ces nouveaux incubateurs individuels ce qui rend leur volume 4 fois plus petit. Chaque incubateur à une hauteur de 75 cm et un diamètre de 25 cm.

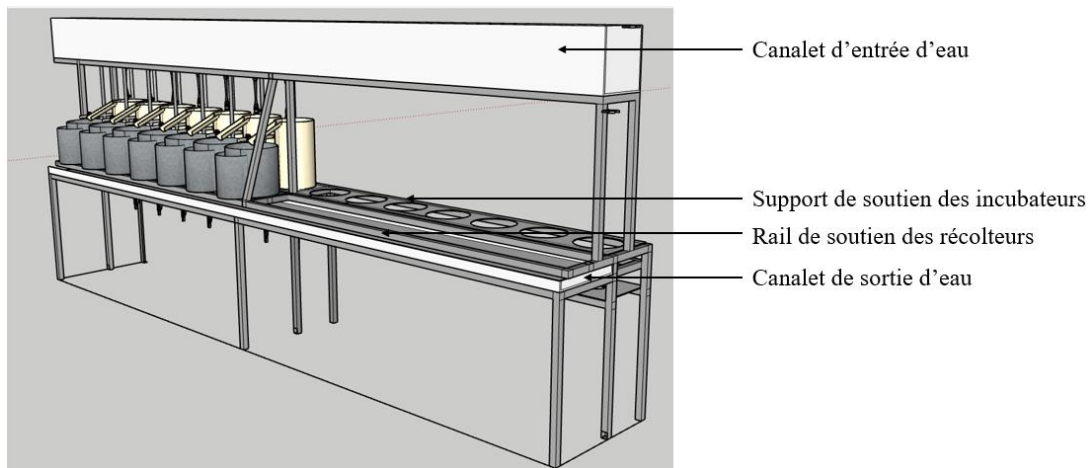


Figure 10 : Modélisation 3D d'une structure de soutien de 14 incubateurs.

A son démarrage, le circuit se compose de 42 bouteilles, de trois canalets d'entrée d'eau ainsi que d'un écumeur à protéines pour un volume d'eau total de $2,8 \text{ m}^3$. Quant au volume d'eau nécessaire au transfert larvaire, il se constitue essentiellement du volume des 42 récolteurs à larves formant un volume total de $1,05 \text{ m}^3$. Le volume d'eau du bac tampon doit donc pouvoir contenir au minimum $2,8 \text{ m}^3$ d'eau tout en ne devant pas excéder 80 cm de haut, représentant la hauteur des canalets de sortie d'eau. Le bac tampon doit également assurer une hauteur d'eau de 20 cm pour l'utilisation de la pompe et l'immersion totale des échangeurs thermiques. Au final, les dimensions de ce bac tampon sont $4,5 \times 1,5 \times 0,65 \text{ m}$ ($L \times l \times h$) et peut contenir jusqu'à $4,38 \text{ m}^3$ d'eau.

L'eau du circuit est renouvelée avec de l'eau neuve provenant du réseau d'eau potable. Un débit de renouvellement de $1,5 \text{ m}^3 \cdot \text{h}^{-1}$ a été imposé. L'eau du réseau ne possède aucun polluant toxique mais est sursaturée en dioxyde de carbone. La concentration en dioxyde de carbone dans l'eau est de $45 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$. Une colonne de dégazage d'un diamètre de 6 cm et de 1,78 m de haut est située au niveau de l'arrivée d'eau neuve pour la dégazer en CO_2 selon les informations de Colt (2011).

Concernant le circuit sous pression, la HMT a été calculée pour un écoulement turbulent dans une canalisation de diamètre nominal de 50 mm, de longueur 22 mètres et de débit $21 \text{ m}^3 \cdot \text{h}^{-1}$. La hauteur géométrique du circuit est égale à 2,40 mètres et la hauteur de perte de charge totale est égale à 2,90 mètres. Par conséquent, la HMT du circuit est égale à 5,30 mètres. Sachant que la pompe présente sur le site de Percitech (Calpeda modèle MPC 41) possède une HMT égale à 6,3 mètres, nous pouvons en déduire qu'elle est bien dimensionnée et réutilisable par l'écloserie pour la conception du nouveau circuit d'incubateurs individuels.

L'eau sous pression passe par le filtre UV avec un abattement de $40 \text{ mJ} \cdot \text{cm}^2$ avant de se diviser et d'arriver à l'entrée des trois canalets supérieurs (Figure 11). Le débit d'entrée par structure est fixe et est de $7 \text{ m}^3 \cdot \text{h}^{-1}$. Une grande partie de l'eau du canalet d'entrée est acheminée dans chacun des 14 incubateurs à l'aide d'un tuyau de diamètre nominal 20 mm. Lors d'une forte demande en eau, le débit maximal d'eau par bouteille est en moyenne de $300 \text{ L} \cdot \text{h}^{-1}$ ce qui fait un total de $4,2 \text{ m}^3 \cdot \text{h}^{-1}$ de débit d'eau nécessaire dans le canalet d'entrée. Pour avoir un débit de $300 \text{ L} \cdot \text{h}^{-1}$ par bouteille, la hauteur du canalet doit être de 25 cm. Enfin, l'eau en excès dans le canalet d'entrée sort par débordement jusque dans le canalet de sortie en traversant une tour de dégazage de diamètre 10 cm et de 74 cm de hauteur et remplie d'anneaux de diamètre 1 cm.

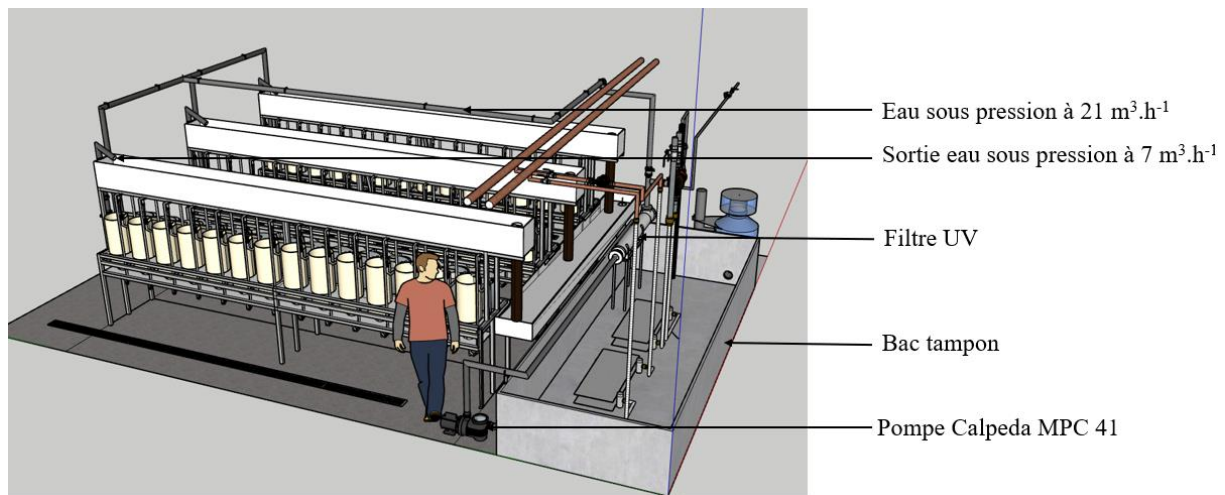


Figure 11 : Visualisation 3D du circuit hydraulique sous pression de l'unité d'incubation.

L'eau passant par les bouteilles est acheminée dans les récolteurs pour ensuite rejoindre le canalet de sortie d'eau par débordement. Le canalet de sortie d'eau de chaque structure se rejoint en un seul et même canalet central qui se termine par un tuyau de diamètre nominal 110 mm pour rejoindre le skimmer et y être traitée. La vitesse de l'eau en surface libre doit être supérieure à $0,7 \text{ m.s}^{-1}$ pour éviter les développements bactériens. Par conséquent, l'inclinaison a été calculée à l'aide de la formule Manning-Strickler pour un canalet en PVC de largeur 39 cm. L'inclinaison obtenue pour chaque canalet de sortie d'eau de débit $7 \text{ m}^3.\text{h}^{-1}$ est de 4 ‰ et de 2,7 ‰ pour le canalet de réception de débit $21 \text{ m}^3.\text{h}^{-1}$.

Les échangeurs thermiques du circuit doivent être en capacité de pouvoir assurer le maintien constant de la température et notamment lors de forts différentiels entre la température d'arrivée d'eau neuve et la température du circuit. Il aurait été possible de dimensionner les échangeurs thermiques en utilisant des échangeurs à plaques. Néanmoins, les échangeurs à plaques peuvent amener à s'encrasser sur le long terme et à rouiller. Par principe d'ergonomie et de facilité d'entretien du circuit, deux échangeurs thermiques à immersion ont été choisis. Il s'agit d'échangeurs thermiques directement reliés à la boucle d'eau chaude à 70°C de l'entreprise pour l'un, et à la boucle d'eau glycolée (1/3 de glycol, 2/3 d'eau) à 5°C pour l'autre. Ils seront alimentés par des circulateurs Grundfoss Magna 3 combinés à des électrovannes Siemens qui régleront le débit d'arrivée d'eau chaude ou froide en fonction des besoins en chaleur. Pour bien dimensionner les échangeurs thermiques, il faut calculer leur surface nécessaire lors de périodes critiques c'est-à-dire les périodes qui demandent le plus de puissance aux échangeurs thermiques de fonctionner. La période critique pour l'échangeur thermique chaud est lorsque la température du circuit est à $15,5^\circ\text{C}$ en fin d'incubation et que la température de l'eau neuve est à 9°C (en hiver). La surface d'échange thermique nécessaire pour chauffer l'eau dans ces conditions est de $0,14 \text{ m}^2$. La période critique pour l'échangeur thermique froid est lorsque la température d'arrivée d'eau est à 15°C (en été) et que la température du circuit est à $13,5^\circ\text{C}$ en début d'incubation ce qui nécessite un échangeur thermique de $0,36 \text{ m}^2$. La surface d'un échangeur thermique à immersion est de $1,6 \text{ m}^2$ ce qui prouve qu'ils sont bien dimensionnés pour l'unité d'incubation.

2.4.3. Budgétisation

Deux devis de marques différentes ont été reçus de la part de l'entreprise Atlantic Robinetterie. Un premier devis de la marque Tecno Plastic, a été réalisé et prévoit un coût de 10.766,05 € TTC (Annexe 2 et 3) soit l'équivalent de 10.213,79 CHF TTC. Le second devis de

la marque Georg Fischer prévoit quant à lui un coût de 23.695,98 € TTC (Annexe 4) soit l'équivalent de 22.480,47 CHF TTC.

Concernant les trois structures métalliques, le devis reçu par BEMatech s'élève à 7.003,80 CHF TTC par structure (Annexe 5) soit 21.011,40 CHF TTC pour trois structures. Le devis comprend la livraison qui se ferait par camion.

Enfin, le dernier devis comprenant le bac tampon, les canalets d'entrée et de sortie d'eau ainsi que les 42 bouteilles demandées auprès de l'entreprise Formoplast s'élève à 36716,17 CHF TTC (Annexe 6). Plus précisément, le coût des 42 incubateurs est de 16.590,00 CHF HT, celui des canalets s'élève à 10.225,00 CHF HT et enfin celui du bac tampon avec un renfort inox est de 7.150,00 CHF HT.

Les installations électriques seront prises en charge par l'électricien de l'entreprise qui connectera le matériel au coffret électrique déjà installé. Il est donc difficile de fournir une estimation précise pour cette partie du budget.

Par conséquent, le montant total nécessaire à la construction de l'unité d'incubateurs individuels en système recirculé s'évalue à 80.208,04 CHF TTC si la tuyauterie est de la marque Georg Fischer. Si la tuyauterie est de la marque Tecno Plastic, le coût s'élève à 67.941,36 CHF TTC.

2.5.Discussion

L'ergonomie du circuit

Le principal intérêt du circuit expérimental était de pouvoir observer les points faibles en termes d'ergonomie, de facilité d'entretien et de charge de travail pour apporter les modifications nécessaires lors de la modélisation du nouveau circuit. Les vides sanitaires devraient être rapides tout en évitant au maximum l'eau stagnante au sein du circuit. Après avoir réalisé les tests, de nombreuses modifications ont été apportées lors de la conception du nouveau circuit. Par exemple, l'ensemble des points bas d'une canalisation comportent un té avec un bouchon qui sera enlevé seulement lors du vide sanitaire afin de pouvoir évacuer l'eau plus facilement de la canalisation. Pour favoriser l'évacuation d'eau au niveau de ces points bas, certains angles de 90° ont été modifiés par deux angles de 45° (Figure 12). De plus, le bac tampon et l'ensemble des canalets possèdent une pente favorisant l'évacuation de l'eau vers la sortie.

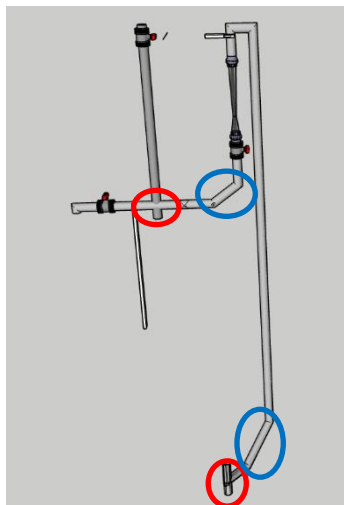


Figure 12 : Modélisation de la tuyauterie reliant le canalet d'entrée d'eau supérieur à un incubateur individuel. Les cercles rouges représentent les té d'évacuation d'eau et les cercles bleus représentent les doubles angles 45°.

D'autres ajustements ont été réalisés, notamment concernant le support des récolteurs à larves. Dans le circuit expérimental, ceux-ci étaient placés directement sur le canalet de sortie d'eau, ce qui compliquait leur retrait lors des transferts larvaires en raison des parois du canalet. Désormais, les récolteurs sont installés sur des rails métalliques au-dessus du canalet, facilitant ainsi leur manipulation.

Malgré toutes ces modifications pour permettre une meilleure ergonomie du circuit, il y aura tout de même 42 incubateurs individuels à observer lors de l'incubation, à transférer lors de transferts larvaires et à nettoyer lors de vides sanitaires. Il ne faudra pas oublier que malgré toutes les modifications apportées sur ce circuit pour le rendre plus facile d'utilisation, le nombre élevé d'incubateurs représentera une charge de travail conséquente et plus importante que le circuit d'incubateurs collectifs qui ne présentait que 10 modules.

Gestion du budget et réalisation d'économies dans la conception du nouveau circuit

La gestion du budget pour la construction de l'unité d'incubation présente plusieurs défis. Actuellement, les coûts confirmés permettent d'estimer un budget initial d'environ 67.941,36 CHF TTC, sans inclure les coûts de construction des récolteurs à larves et des installations électriques qui se feront par la maintenance de Percitech. Il est crucial d'ajouter une marge pour imprévus, généralement de 10 à 20 %, pour couvrir les variations potentielles dans les devis ou les coûts supplémentaires imprévus. La gestion proactive du budget implique également un suivi régulier des dépenses réelles par rapport aux prévisions. Une surveillance continue et une planification rigoureuse sont essentielles pour minimiser les risques financiers et garantir le succès du projet tout en respectant les contraintes budgétaires.

Dans la conception du nouveau circuit, plusieurs opportunités d'économies ont été identifiées en optimisant le dimensionnement des colonnes de dégazage et du bac tampon. Actuellement, pour compenser le mauvais dimensionnement des colonnes de dégazage, des diffuseurs céramiques à O₂ sont utilisés pour augmenter le taux de dioxygène à 110 %, limitant ainsi la sursaturation en CO₂. Cette solution entraîne cependant des coûts supplémentaires liés à la consommation de dioxygène. De plus, le bac tampon du circuit de production actuel est insuffisant pour couvrir l'ensemble des besoins et compenser les pertes en eau lors des transferts larvaires, ce qui impose l'utilisation de deux cuves de stockage. Ces cuves, toutefois, nécessitent des résistances énergivores pour maintenir l'eau à une température stable, augmentant ainsi les coûts énergétiques. En optimisant le dimensionnement des colonnes de dégazage et en intégrant un bac tampon adapté dans le nouveau circuit, il serait possible de réduire la consommation électrique et d'O₂ à long terme, réduisant ainsi les coûts d'exploitation globaux.

Cependant, des investissements importants seront nécessaires pour la construction des trois structures d'incubation et des 42 incubateurs individuels. Étant donné que ces structures doivent être fabriquées sur mesure, les devis reçus des entreprises spécialisées pour le circuit expérimental ont été onéreux. Pour minimiser les coûts, il est essentiel de comparer les devis de différentes entreprises et de négocier les meilleures conditions possibles. Cette approche permettra de réduire les dépenses tout en obtenant des structures de qualité adaptées aux besoins spécifiques du projet.

Optimisation de la gestion de la représentation génétique

L'objectif principal de ce circuit d'incubateurs individuels est de pouvoir suivre au mieux la représentation génétique de chaque femelle au sein du cheptel et donc de pouvoir

optimiser les listes de croisement établis par Xelect. Avec ce nouvel outil, la traçabilité des pontes jusqu'à leur éclosion des larves va pouvoir être possible. En effet, un incubateur contiendra la ponte d'une seule femelle et le récolteur associé concentrera les larves de cette même ponte.

L'objectif à long terme pour le service « reproducteurs » est de pouvoir mettre à incuber au sein de ce circuit l'ensemble des 32 pontes provenant de femelles de la liste de croisement. Néanmoins, Percitech ne représente aujourd'hui que 50 % des femelles d'une liste de croisement à cause de la mortalité ou de la désynchronisation de certaines femelles qui ne sont pas prêtes à pondre le jour de reproduction. L'objectif actuel est donc de pouvoir optimiser l'utilisation des femelles de la liste de croisement avant de mettre en place ce nouvel outil d'optimisation. En améliorant la synchronisation des femelles, Percitech pourrait maximiser le nombre de pontes issues de femelles « prioritaires » ce qui pourrait tirer pleinement parti du circuit d'incubateurs individuels. Depuis un an, un nouveau processus d'amélioration de la synchronisation des femelles a été mis en place passant d'un suivi hebdomadaire à un suivi journalier. Ce changement permet un contrôle plus précis de l'induction de la gamétogénèse.

Bien que cette approche vise à réduire les écarts de synchronisation, les résultats de cette nouvelle méthode sont actuellement en phase d'ajustement. Une fois cet objectif de synchronisation des pontes atteint, le nouvel outil pourra être déployé de manière optimale, garantissant ainsi une traçabilité complète et une gestion génétique précise des pontes au sein du cheptel.

2.6.Conclusion

La conception de la nouvelle unité d'incubation a nécessité des ajustements importants pour améliorer l'ergonomie et l'entretien. Malgré ces améliorations, la gestion de 42 incubateurs individuels implique une charge de travail accrue par rapport aux anciens circuits collectifs. De plus, la gestion du budget est également un enjeu crucial. Pour optimiser les coûts, il est essentiel de comparer les devis des entreprises et de maximiser l'utilisation des équipements existants.

En parallèle, le projet vise à améliorer la traçabilité génétique des pontes et à optimiser les croisements grâce à une meilleure synchronisation des femelles. Une fois ces objectifs atteints, le nouveau circuit permettra d'optimiser la représentation génétique des familles du nucléus, en association avec les listes de croisement établies.

3. Détermination d'indicateurs morphologiques de qualité d'une ponte

3.1.Introduction

Malgré un succès de reproduction observé chez la perche commune dans son environnement naturel, des anomalies comme de la mortalité précoce ou des malformations peuvent survenir en aquaculture (Sandström et al. 1997 ; Żarski et al. 2015). Lors de la fécondation artificielle, la qualité des gamètes est un facteur clé du succès de la reproduction de la perche commune. Bien que les spermatozoïdes et les œufs contribuent de manière égale à la formation du génome embryonnaire, les œufs portent la majorité du matériel moléculaire essentiel au développement embryonnaire. Bobe et Labbé (2010) ont défini la qualité d'un œuf comme étant sa capacité à être fécondé, à développer un embryon viable sans malformation et à produire une larve robuste.

En aquaculture, les indicateurs morphologiques utilisés pour évaluer la qualité des œufs et le succès reproductif sont généralement basés sur la viabilité de l'embryon au stade de l'œuf œillé ou après l'éclosion des larves (Migaud et al. 2006 ; Targońska et al. 2010). Toutefois, il serait avantageux d'évaluer la qualité des œufs avant mise en incubation, permettant ainsi d'utiliser uniquement les pontes de meilleure qualité.

Par conséquent, cette partie vise à développer des indicateurs prédictifs simples et rapides de la qualité larvaire basés sur l'observation morphologique des œufs. L'intégration d'une procédure de contrôle qualité au protocole d'incubation individuelle permettra de sélectionner des pontes spécifiques et d'améliorer la sélection des larves issues de ces pontes.

3.2. Etude bibliographique : les indicateurs morphologiques de qualité d'une ponte

3.2.1. Indicateurs morphologiques de qualité des œufs

Apparence visuelle

Pour les percidés d'eau douce, un simple examen visuel peut être un premier outil utile dans l'évaluation de la qualité d'un œuf. En effet, des œufs partiellement ou totalement opaques, ou possédant des dommages visibles de sa structure sont généralement des indicateurs fiables de mauvaise qualité (Treasurer 1983 ; Pavlov, Emel'yanova 2008 ; Teletchea, Fontaine 2011).

L'apparence visuelle du ruban est aussi un indicateur clé de sa qualité. D'après Mansour et al. (2009) le liquide ovarien joue un rôle important dans l'activation des spermatozoïdes et est donc essentiel à la fécondation des ovules du ruban. Par conséquent, des rubans « secs » c'est-à-dire sans liquide ovarien ne permettent pas la fécondation. Il a aussi été rapporté que le taux de fragmentation du ruban peut influencer négativement le succès de reproduction d'un œuf. En effet, le caractère collant de la couche de gelée attachant les œufs du ruban entre eux dépend de la sécrétion du liquide ovarien, nécessaire à l'activation des spermatozoïdes. Ainsi, des œufs totalement individualisés après la ponte peuvent indiquer une mauvaise fécondation et donc une qualité réduite.

Taille des œufs

Tout comme l'apparence visuelle, la taille des œufs est une information immédiatement accessible après la ponte et facile à déterminer. La taille de l'œuf peut être mesurée par son diamètre ou son volume (Kamler 2005). Historiquement, un œuf plus gros est perçu comme gage de qualité en aquaculture. En réalité, la relation entre taille et qualité d'un œuf est plus complexe et multifactorielle. Chez certaines espèces comme le doré, il existe une corrélation positive entre le diamètre de l'œuf et la survie embryonnaire (Malison et al. 1998). En effet, chez certaines espèces de poissons, un œuf de plus grande taille tend à avoir une valeur énergétique plus importante (Kamler 2005). C'est aussi le cas pour *Salmo salar* où des meilleures performances telles que des tailles plus grandes à l'éclosion ou des meilleurs taux de croissance sont observés pour des larves issues d'œufs plus gros (Einum, Flemming 2000). Néanmoins, cette corrélation n'est pas démontrée pour toutes les espèces et le sujet est encore débattu aujourd'hui (Campbell et al. 1992 ; Jastrebski, Morbey 2009 ; Bobe, Labbé 2010 ; Migaud et al. 2013).

La détermination de la taille des œufs reste un paramètre simple et rapide en aquaculture mais elle indique néanmoins une information partielle de la qualité ovocytaire.

Fragmentation de la gouttelette lipidique

Chez la perche commune et la perche jaune, Żarski et al. (2011a) ont rapporté que la fragmentation de la gouttelette lipidique des œufs ovulés était un outil très simple et fiable pour l'évaluation de sa qualité. Quatre catégories de gouttelettes ont été observées (Figure 13), de la gouttelette entière (Catégorie I) à des gouttelettes très fragmentées (Catégorie IV) en passant par des catégories II et III de fragmentation intermédiaire.

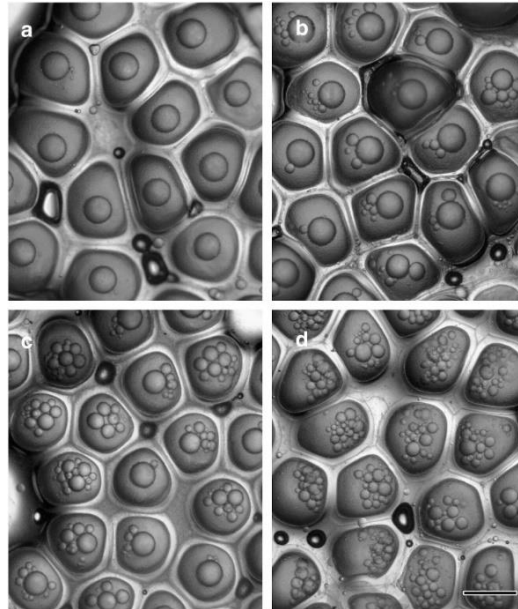


Figure 13 : Différentes catégories de rubans de perches eurasiennes ovulés avec différents taux de fragmentation des gouttelettes d'huile (Żarski et al. 2011a). **a** : Catégorie I, **b** : Catégorie II, **c** : Catégorie III, **d** : Catégorie IV. La barre représente 1 mm.

Il a été démontré que le phénomène de fragmentation de la gouttelette lipidique était accompagné d'une diminution de la qualité des œufs (Żarski et al. 2011a) (Figure 14).

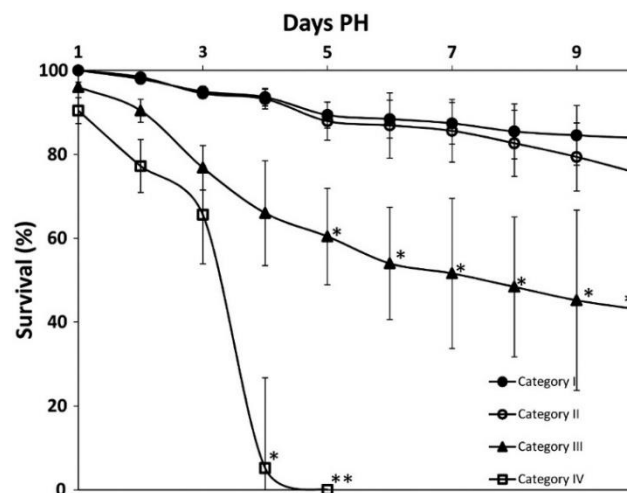


Figure 14 : Survie de larves de perches eurasiennes élevées en laboratoire, obtenues après incubation de différentes catégories d'œufs-rubans caractérisées par les taux de fragmentation des gouttelettes d'huile (Żarski et al. 2011a). Données obtenues lors d'essais d'élevage de larves provenant de 7 femelles (catégories I et II) et 5 (catégories III et IV). Pour chaque femelle, l'élevage a été réalisé séparément en trois répétitions. Les barres représentent les écarts-types. Les données marquées d'un astérisque ou d'un double astérisque sont statistiquement différentes (p-value < 0,05).

Ce phénomène est aussi observable chez d'autres percidés comme le sandre, mais il n'a été observé que sporadiquement chez cette espèce. Un autre indicateur, plus fiable pour cette espèce, est la détermination de la déformation des œufs 5 minutes après l'activation avec l'eau. Cette déformation s'explique par la réaction corticale de l'œuf après activation avec l'eau, et est un indicateur de haute qualité des œufs chez cette espèce (Żarski et al. 2012a).

Les données sur d'autres indicateurs morphologiques de la qualité des œufs chez les percidés d'eau douce sont très rares et des travaux supplémentaires sont encore nécessaires dans ce domaine.

3.2.2. Indicateurs morphologiques de qualité embryonnaire et larvaire

La méthode la plus commune d'évaluation de la qualité d'un œuf est la détermination du taux de survie à des stades de vie particulier (Dąbrowski et al. 2000). A l'heure actuelle, la survie embryonnaire peu de temps après la fécondation et le taux d'éclosion sont les indicateurs utilisés en pisciculture pour déterminer la qualité d'un œuf (Migaud et al. 2004, 2006 ; Bobe, Labbe 2010 ; Żarski et al. 2011a). On pensait que seules les larves correctement développées et/ou ayant un contenu énergétique approprié étaient capables de sortir de la coquille de l'œuf. Ces indicateurs sont d'ailleurs très utilisés en pisciculture. Néanmoins, Alix (2016) indique qu'une telle évaluation de la qualité des œufs ne peut être objectivement réalisée en utilisant ces seuls paramètres. En effet, il ne s'agit pas d'indicateurs fiables puisque même des œufs de mauvaise qualité peuvent aboutir au développement d'embryons jusqu'au stade de l'éclosion (Żarski et al. 2011a).

Par conséquent, d'autres indicateurs sont étudiés comme le taux de malformations des embryons fraîchement éclos. Cet indicateur permet ainsi de donner la capacité d'un embryon à se développer normalement. Néanmoins, il est possible que les malformations larvaires soient liées à la qualité de l'œuf mais il peut aussi résulter de la qualité du sperme. Par exemple, la cryoconservation peut endommager les spermatozoïdes et leur matériel génétique et entraîner une augmentation significative du pourcentage de larves déformées par rapport à du sperme frais (Horvath, Urbanyi 2000).

La Figure 15 répertorie l'ensemble des malformations observables chez *Perca fluviatilis*.

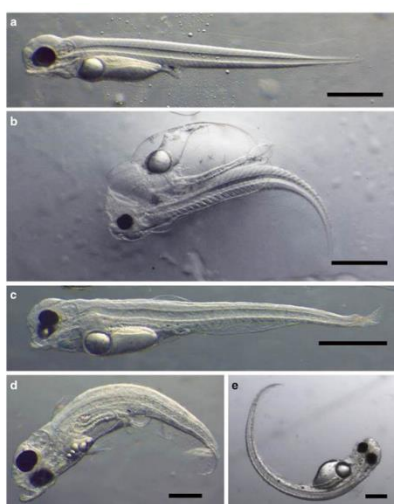


Figure 15 : Larves de perche commune *Perca fluviatilis* (Żarski et al. 2015). **a** : larve normale, **b** : larve avec plusieurs déformations (cardiaque, et sac vitellin, lordose, et malformation de la mâchoire), **c** : larve avec déformation de la mâchoire et détérioration de la queue, **d** : larve avec plusieurs gouttelettes lipidiques dans la « zone du sac vitellin », **e** : larve en forme de « C ». La barre représente 500 µm.

La formation de la vessie natatoire est une étape très importante dans la vie d'une larve. Elle consiste à prélever à la surface une bulle d'air pour faire gonfler l'espace réservé à la vessie natatoire. Cette étape va permettre de faciliter l'équilibre et le déplacement du poisson dans la colonne d'eau. Des poissons malformés, des retards de croissance et des mortalités ont été observés chez des juvéniles dépourvus de vessie natatoire (Chatain 1994).

Chez la perche commune, le gonflement de la vessie natatoire se fait dès l'âge de deux jours (Valvonou 1996). Un embryon éclos sans malformation évidente peut donc être de qualité variable s'il n'y a pas de formation de la vessie natatoire mais aussi si l'alimentation exogène n'est pas possible (Dąbrowski et al. 2000 ; Żarski et al. 2011a). Le début de l'alimentation exogène est un indicateur de qualité d'une larve chez les percidés. En aquaculture, la mesure du taux de réplétion à 3 jours est régulièrement utilisée car les larves commencent leur alimentation exogène à ce stade.

Un test de stress salin a été développé et appliqué pour évaluer la qualité des embryons éclos de percidés. Il consiste à mettre des larves dans une solution saline et de mesurer la mortalité après 90 minutes (Migaud 2002 ; Henrotte et al. 2010). Cette méthode indique leur capacité à effectuer l'osmorégulation et la mobilisation de l'énergie pour contrer le stress (Kestemont et al. 2007). Ainsi, on mesure la capacité des larves à réguler leur osmolarité. Cependant, aucune étude n'a montré le lien entre résistance au choc osmotique et survie larvaire. Cette méthode est très simple à utiliser et semble donner une indication fiable de leur qualité (Kestemont et al. 1999 ; Henrotte et al. 2010) tant pour la recherche que pour l'aquaculture.

3.3. Matériels et méthodes

3.3.1. Matériel biologique et gestion du cheptel

L'étude a été menée lors de deux périodes de reproduction consécutives : en avril et juin 2024. Après un temps de vernalisation de 4 mois à 6 °C suivi d'une remontée de la photopériode et de la température suivant le mode opératoire réalisé par Żarski et al. (2019), les géniteurs ont été transférés dans les bassins de ponte à 10 °C, trois semaines avant la période de reproduction. Avant transfert, une première injection hormonale (10 µg/kg de poids vif) est réalisée sur le groupe de géniteurs.

Ensuite, les poissons sont triés selon leur origine et leur sexe :

- Sélection des mâles et femelles : les mâles sont placés dans des cuves de 500 litres en fonction de leur origine pour les différencier et éviter de reproduire des poissons de la même famille.
- Sélection des origines : les injections hormonales sont réalisées sur deux groupes de géniteurs d'origines différentes : les primipares âgés de 2 ans pour lesquels il s'agit de leur première année de reproduction, les géniteurs de 3 et 4 ans pour lesquels il s'agit respectivement de leur deuxième et troisième année de reproduction.

Une semaine avant la période de reproduction, des observations ovocytaires sont réalisées pour déterminer le stade ovocytaire selon la classification de Żarski (2011c). Le but est de classer une seconde fois chaque femelle mais cette fois-ci en fonction de leur stade ovocytaire. Ensuite, une injection hormonale (30 µg/kg de poids vif) est réalisée à des dates différentes sur toutes les femelles pour synchroniser les pontes. Les mâles, quant à eux, ne reçoivent pas de seconde injection.

3.3.2. Fécondation artificielle et incubation

La veille avant la reproduction, quatre mâles sont récupérés dans le pool de mâles destinés à la production. Ils sont strippés et leur sperme (4 mL) est conservé dans 36 mL de solution bloquante en agitation à 4 °C.

Le jour de reproduction, les femelles prêtes à pondre (papille uro-génitale turgescentes) sont anesthésiées. Une fois anesthésiée, la femelle est strippée et son ruban est récupéré dans une bassine propre et sèche. Le ruban est découpé en 4 morceaux de poids équivalents. Chaque morceau de ruban est placé dans une bassine puis activé avec de l'eau distillée pendant 20 secondes. Ensuite, chaque ruban est fécondé par le sperme d'un mâle. La bassine est délicatement agitée avant d'être laissée au repos. Au bout de 2 minutes 30, le ruban est rincé puis placé dans un pré-incubateur à tiroir. Chaque tiroir contient les 4 morceaux d'un même ruban, séparés entre eux par un croisillon (Figure 16). Les incubateurs à tiroirs sont alimentés en eau par le circuit d'incubation de production. La température initiale d'incubation est de 13,5 °C pour atteindre 15,5 °C à l'éclosion.

Cinq jours plus tard, un contrôle qualité est réalisé sur chaque ruban. Après contrôle, seulement trois rubans sont sélectionnés pour être placés dans les trois incubateurs individuels expérimentaux jusqu'à l'éclosion avec une courantologie adéquate, un taux de dioxygène de 110 %.

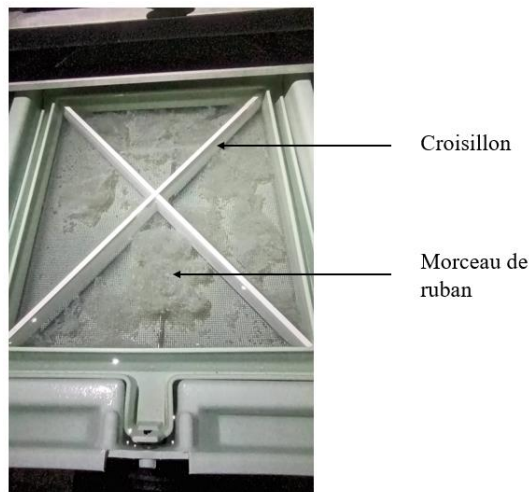


Figure 16 : Pré-incubateur à tiroir avec croisillon.

3.3.3. Suivi des pontes

Caractéristiques de la femelle et de la ponte.

Pour chaque ponte, la femelle est identifiée grâce à son tag qui permet de trouver son origine et donc son âge. Le poids de celle-ci après la ponte est relevé ainsi que le poids du ruban. Le taux de fragmentation du ruban est établi en classifiant les pontes liquides (la totalité des œufs n'adhèrent pas entre eux), fragmentées (seulement une partie des œufs adhèrent entre eux) et les rubans entiers par les numéros 1, 2 et 3 respectivement.

Mesures des paramètres morphométriques ovocytaires

Pour chaque ruban, trois échantillons d'environ 0,5 grammes chacun sont prélevés, observés sous une loupe binoculaire LEICA ES2 et photographiés à l'aide d'un appareil photo NIKON DIGITAL CAMERA D750 afin de mesurer plusieurs paramètres ovocytaires :

- La taille des œufs : Le diamètre (en mm) de 30 œufs par échantillon sont mesurés grâce au logiciel de traitement d'image ImageJ.

- Le nombre d'œufs : tous les œufs de chaque échantillon sont comptés à la loupe binoculaire. Le rapport $\frac{\text{Poids de l'échantillon}}{\text{Nombre d'œufs par échantillon}}$ est calculé pour déterminer une densité ovocytaire. Ensuite le rapport $\frac{\text{Densité ovocytaire} \times \text{Poids de la ponte}}{\text{Poids de la femelle}}$ est calculé pour déterminer la fécondité relative de la femelle.
- La taille de la gouttelette lipidique : Le diamètre (en mm) de 30 gouttelettes lipidiques par échantillon est mesuré grâce au logiciel de traitement d'image ImageJ.
- Le taux de gouttelettes lipidiques fractionnées : Les œufs avec des gouttelettes lipidiques fractionnées sont comptés dans chaque échantillons. Le rapport $\frac{\text{Nombre d'œufs avec gouttelette lipidique fractionnée}}{\text{Nombre d'œufs}} \times 100$ est calculé pour déterminer un pourcentage.
- Le taux d'œufs non viables : Les œufs opaques ou ne possédant pas une structure normale sont comptés dans chaque échantillons. Le rapport $\frac{\text{Nombre d'œufs non viables}}{\text{Nombre d'œufs}} \times 100$ est calculé pour déterminer un pourcentage.

Mesures des paramètres morphométriques embryonnaires

Après cinq jours dans l'incubateur à tiroirs, quatre échantillons par ruban (1 échantillon par morceau de ruban) sont prélevés, observés sous une loupe binoculaire LEICA ES2 et photographiés à l'aide d'un appareil photo NIKON DIGITAL CAMERA D750 afin de mesurer plusieurs paramètres embryonnaires :

- Le taux de survie embryonnaire : trente œufs par échantillon sont observés à la loupe binoculaire permettant ainsi d'établir un taux de survie larvaire par le calcul $\frac{\text{Nombre d'embryons viables}}{\text{Nombre d'œufs total}} \times 100$.
- La taille des œufs et du globule : Le diamètre des œufs et le diamètre du globule sont mesurés (en mm) grâce au logiciel ImageJ.

Mesures des paramètres larvaires

Le jour de l'éclosion, différents paramètres sont relevés comme :

- Le taux d'éclosion : Les larves sont réceptionnées dans des casques à crevette de 20 litres. Après brassage dans le casque, six échantillons de 50 mL de larves sont comptés. Une estimation du nombre de larves écloses est réalisée en faisant la moyenne des comptages multiplié par 400. Le pourcentage de larves écloses par ponte est donc calculé par la formule $\frac{\text{Nombre de larves}}{\text{Nombre d'œufs}} \times 100$.
- Le taux de malformations larvaires : Une centaine de larves par incubateur sont prélevées et observées au microscope. Le pourcentage de malformation larvaire correspond à la formule $\frac{\text{Nombre de larves malformées}}{\text{Nombre de larves total}} \times 100$.
- La taille des larves et de leur sac vitellin : 30 larves sont prélevées au hasard et photographiées à la loupe binoculaire. La taille des larves et le diamètre de leur sac vitellin sont mesurés grâce au logiciel ImageJ.

Le Tableau 5 fait un récapitulatif de l'ensemble des paramètres étudiés lors d'un suivi de ponte.

Tableau 5 : Récapitulatif de l'ensemble des paramètres étudiés lors d'un suivi de ponte.

Paramètre	Abréviation	Moment de la mesure	Calcul
Poids de la femelle	Pf	Jour de ponte	
Age de la femelle	Af	Jour de ponte	
Poids de la ponte	Pp	Jour de ponte	
Fragmentation de la ponte	F	Jour de ponte	
Densité ovocytaire	Do	Jour de ponte	$\frac{\text{Poids de l'échantillon}}{\text{Nombre d'oeufs par échantillon}}$
Fécondité relative	Fr	Jour de ponte	$\frac{\text{Densité ovocytaire} \times \text{Poids de la ponte}}{\text{Poids de la femelle}}$
Taille des œufs	To	Jour de ponte	
Taille des gouttelettes lipidiques	Tgl	Jour de ponte	
Taux de gouttelettes lipidiques fractionnées	%Mgl	Jour de ponte	$\frac{\text{Nombre d'oeufs avec gouttelette lipidique fractionnée}}{\text{Nombre d'oeufs}} \times 100$
Taux d'œufs non viables	%Nv	Jour de ponte	
Taux de survie embryonnaire	%Se	J+5 après fécondation	$\frac{\text{Nombre d'embryons viables}}{\text{Nombre d'oeufs total}} \times 100$
Taille des œufs embryonnés	Toe	J+5 après fécondation	
Taille des globules	Tg	J+5 après fécondation	
Taux d'éclosion	%E	Jour d'éclosion	$\frac{\text{Nombre de larves}}{\text{Nombre d'oeufs}} \times 100$
Taille des larves	Tl	Jour d'éclosion	
Taille des sacs vitellins	Tsv	Jour d'éclosion	
Taux de malformations larvaires	%M	Jour d'éclosion	$\frac{\text{Nombre de larves malformées}}{\text{Nombre de larves total}} \times 100$

3.3.4. Analyses statistiques

Les analyses statistiques ont été réalisées à l'aide du logiciel RStudio version 4.3.1. Les packages utilisés en plus de ceux inclus initialement dans le logiciel sont « car » pour calculer la table ANOVA des modèles créés et « ggplot2 » pour construire les graphiques.

La première étape de l'analyse statistique a été l'évaluation de la distribution des données. Pour chaque variable dépendante, une régression linéaire multiple a ensuite été réalisée selon la procédure backward : chaque modèle commence avec l'ensemble des variables explicatives puis les variables ont été supprimées pas à pas. Un tableau ANOVA de type 2 est réalisé après chaque étape pour supprimer les variables ne contribuant pas de manière significative au modèle. Un résultat est considéré statistiquement significatif pour une p-value inférieure à 0,05.

Après que les effets significatifs aient été identifiés pour chaque variable dépendante, un test de Shapiro-Wilk ainsi qu'un test de Breush-Pagan ont été effectués pour vérifier respectivement la normalité et l'homoscédasticité des modèles. Les résidus des modèles suivent une distribution normale et ont une variance constante lorsque la p-value des tests de Shapiro-Wilk et de Breusch-Pagan sont supérieurs à 0,05.

3.4. Résultats

Au cours des deux périodes de reproduction, 14 pontes ont été obtenues et conservées dans le circuit de pré-incubation jusqu'au 5^e jour de développement embryonnaire. Cela a permis de constituer un premier jeu de données regroupant les caractéristiques de la femelle, de la ponte et du développement embryonnaire. En raison du nombre limité d'incubateurs

individuels, seules 6 pontes (3 par période de reproduction) ont ensuite été incubées dans le circuit expérimental, aboutissant à la production de larves. Un second jeu de données a ainsi été constitué, comprenant ces 6 individus et prenant en compte les variables liées à la femelle, à la ponte ainsi qu'au développement embryonnaire et larvaire.

L'analyse des résultats s'est déroulée en plusieurs étapes. D'abord, le premier jeu de données a été analysé, suivi de l'analyse du second. Pour le premier jeu, les variables liées à la ponte (poids, densité, etc.) ont été expliquées par les caractéristiques de la femelle, tandis que les variables du développement embryonnaire ont été expliquées par les caractéristiques de la femelle et de la ponte. Enfin, dans le second jeu de données, les caractéristiques larvaires ont été décrites en fonction des variables de la femelle, de la ponte et du développement embryonnaire.

- Influence de la femelle sur la ponte.

Dans cette analyse de données, les variables dépendantes sont les variables liées à la ponte c'est-à-dire le poids de la ponte, la densité ovocytaire, la taille des ovocytes, la taille des gouttelettes lipidiques, le taux de gouttelettes lipidiques fractionnées et le taux d'œufs non viables. Les variables explicatives sont les caractéristiques de la femelle : son poids, son âge et sa fécondité relative. Ainsi, cette analyse vise à comprendre comment les caractéristiques de la femelle influencent les caractéristiques de la ponte.

Ce tableau récapitulatif résume l'ensemble des relations existants entre les variables dépendantes explicatives.

Tableau 6 : Tableau récapitulatif de l'ensemble des relations existants entre les variables dépendantes liées à la ponte et les variables explicatives liées à la femelle.

Variable dépendante	Variable(s) explicative(s) associées	R ²	β	p-value	p-value Shapiro-Wilk Test	p-value Breusch-Pagan Test
Poids de la ponte	Poids de la femelle	0,4856	59,65	0,008122	0,3868	0,2724
Densité ovocytaire	Fécondité relative	0,7544	170,45	0,000117	0,5985	0,4238
Taille des œufs	Fécondité relative	0,7306	2,26	0,0001972	0,9571	0,2896
Taille des gouttelettes lipidiques	Fécondité relative	0,6312	0,40	0,001	0,9966	0,5692
Taux de gouttelettes lipidiques fractionnées	Aucune variable explicative significative associée					
Taux d'œufs non viables	Aucune variable explicative significative associée					

Dans ce tableau récapitulatif, le coefficient β représente l'effet estimé de la variable explicative sur la variable dépendante. Un β positif indique une augmentation de la variable dépendante, tandis qu'un β négatif indique une diminution.

Le poids de la femelle et la fécondité relative sont les deux principales caractéristiques de la femelle influençant les caractéristiques de la ponte avec des effets significatifs observés sur le poids de la ponte, la densité ovocytaire et la taille des ovocytes.

Après que l'influence de la femelle sur la ponte a été explorée, les effets de la femelle et de la ponte sur le développement embryonnaire ont été étudiés.

- Influence de la femelle et de la ponte sur le développement embryonnaire.

Dans cette analyse de données, les variables dépendantes sont les variables liées au développement embryonnaire c'est-à-dire le taux de survie embryonnaire, la taille des embryons et la taille des globules lipidiques. Les variables explicatives sont les variables liées aux caractéristiques de la femelle et de la ponte c'est-à-dire le poids de la femelle, l'âge de la femelle, la fécondité relative, le poids de la ponte, la densité ovocytaire, la taille des ovocytes, la taille des gouttelettes lipidiques, le taux de gouttelettes lipidiques fractionnées et le taux d'œufs non viables.

Tableau 7 : Tableau récapitulatif de l'ensemble des relations existants entre les variables dépendantes liées à la ponte et à la femelle et les variables explicatives liées au développement embryonnaire.

Variable dépendante	Variable(s) explicative(s) associées	R ²	β	p-value	p-value Shapiro-Wilk Test	p-value Breusch-Pagan Test
Taille des embryons	Taille des œufs	0,3367	3,37	0,0479	0,0832	0,5805
Taille des globules lipidiques	Taille des gouttelettes lipidiques	0,5619	0,89	0,005	0,5677	0,6502
Taux de survie embryonnaire	Poids de la femelle Fécondité relative Taille des œufs Taille gouttelette lipidique Taux d'œufs non viables	0,9478	-2,08 -2,08 -0,99 -4,33 0,06	0,000434 0,001777 0,001396 0,016636 0,020009	0,1984	0,2322

La taille des ovocytes et des gouttelettes lipidiques sont les deux principales caractéristiques de la ponte influençant le développement embryonnaire, avec des effets significatifs observés sur la taille des embryons et des globules lipidiques.

Après que l'influence de la femelle et de la ponte sur le développement embryonnaire ait été explorée, l'impact de la femelle, de la ponte et du développement embryonnaire sur le développement larvaire a été étudié.

- Influence de la femelle, de la ponte et du développement embryonnaire sur le développement larvaire.

Dans cette analyse de données, les variables dépendantes sont les variables liées à la larve c'est-à-dire le taux d'éclosion, la taille de la larve, la taille du sac vitellin et le taux de malformation larvaire. Les variables explicatives sont les variables liées aux caractéristiques de la femelle et de la ponte c'est-à-dire le poids de la femelle, l'âge de la femelle, la fécondité relative, le poids de la ponte, la densité ovocytaire, la taille des ovocytes, la taille des gouttelettes lipidiques, le taux de gouttelettes lipidiques fractionnées, le taux d'œufs non viables, le taux de survie embryonnaire, la taille des embryons et la taille des globules lipidiques.

Tableau 8 : Tableau récapitulatif de l'ensemble des relations existants entre les variables dépendantes liées à la femelle, à la ponte et au développement embryonnaire et les variables explicatives liées au larvaire.

Variable dépendante	Variable(s) explicative(s) associées	R ²	β	p-value	p-value Shapiro-Wilk Test	p-value Breusch-Pagan Test
Taille de la larve	Taille du globule	0,8499	8,27	0,00891	0,1388	0,2113
Taille du sac vitellin	Aucune variable explicative significative associée					
Taux d'éclosion	Taux de multi globules lipidiques	0,9902	-7,38	0,00041	0,5139	0,2328
Taux de malformation larvaire	Aucune variable explicative significative associée					

La taille des globules lipidiques et le taux de multi-gouttelettes lipidiques sont les deux principales caractéristiques du développement embryonnaire influençant le développement larvaire, avec des effets significatifs observés sur la taille des larves et le taux d'éclosion.

3.5. Discussion

Les limites de l'étude

L'une des principales limites de cette étude réside dans le faible nombre d'individus utilisés, avec seulement quatorze pontes fécondées artificiellement obtenues sur deux périodes de reproduction. Parmi ces quatorze pontes, six ont pu être mises à incuber pour obtenir des larves. Ce faible échantillonnage limite la généralisation des résultats obtenus, car il n'offre pas une représentation suffisante de la variabilité présente au sein d'un élevage de perches communes. Avec un échantillon aussi restreint, il devient difficile de tirer des conclusions robustes sur les corrélations entre les paramètres étudiés et les résultats observés, et cela augmente le risque que les résultats soient influencés par des variations individuelles ou des biais expérimentaux non contrôlés. Une étude plus large avec un nombre plus significatif de pontes serait nécessaire pour confirmer ces observations et améliorer la fiabilité des conclusions.

Dans l'interprétation des corrélations entre deux variables, il est aussi essentiel de reconnaître les limites inhérentes à ce type d'analyse. Une corrélation indique simplement qu'il existe une corrélation statistique entre les deux variables, mais ne signifie pas nécessairement qu'une variable influence l'autre. En d'autres termes, la corrélation n'implique pas la causalité. Il est possible que d'autres facteurs sous-jacents rentrent en jeu comme les conditions environnementales, les variations génétiques... Ainsi, pour établir une relation de cause à effet, des études expérimentales supplémentaires sont nécessaires pour mieux comprendre les mécanismes mis en jeu.

Les facteurs influençant la ponte

Au sein de cette étude, il semble évident de noter les liens significatifs entre les caractéristiques de la femelle et celles de la ponte. La corrélation positive entre le poids de la femelle et le poids de la ponte indique que, généralement, une femelle plus lourde produira une ponte plus importante. Ce résultat est cohérent avec le principe de réallocation des ressources selon lequel une femelle plus grosse peut investir davantage d'énergie dans la production d'œufs. En effet, les recherches sur la reproduction de la perche commune (*Perca fluviatilis*)

rèvelent que la masse corporelle influence la production d'œufs, les femelles les plus grandes investissant plus d'énergie dans la production d'ovocytes, ce qui se traduit par des pontes plus grosses (Castets 2011). Ainsi, les femelles avec une masse corporelle plus importante peuvent donc consacrer davantage de ressources énergétiques dans la production d'ovocytes, garantissant des pontes plus conséquentes. Le choix de l'écloserie d'utiliser des femelles âgées de 4 ans semble être une stratégie judicieuse pour assurer la production car à cet âge, les femelles ont généralement atteint un poids où leur capacité reproductive est significative, avant que la rotation du cheptel ne soit effectuée pour assurer le brassage génétique.

La fécondité relative, qui représente la capacité d'une femelle à produire des ovocytes proportionnellement à son poids, est corrélé positivement à des variables ovocytaires comme la densité ovocytaire, la taille des ovocytes et la taille des gouttelettes lipidiques.

Ces relations montrent que les femelles ayant une forte fécondité relative produisent des plus gros œufs en plus grande quantité et plus riches en lipides. Cette dernière caractéristique est essentielle à la survie des embryons, car ces lipides constituent une réserve énergétique indispensable pour le développement embryonnaire et larvaire. Ce constat confirme le rôle des réserves énergétiques maternelles dans la taille des ovocytes et de leur réserve lipidique (Olin et al. 2012). Par ailleurs, une corrélation positive a été constatée entre la survie embryonnaire et la fécondité relative soulignant l'importance d'une forte fécondité relative dans le succès du développement embryonnaire.

La relation entre taille des œufs, des embryons, des larves et de leur structure lipidique.

Lors de l'étude, il a été constaté que les plus gros embryons proviennent d'œufs plus volumineux, une observation bien documentée chez de nombreuses espèces de poissons marins tel que *Symphodus roissali* (Raventos, Planes 2008), la sole commune *Solea solea* (Baynes, Howell 1996) ou encore chez *Fundulus heteroclitus* (Marteinsdottir, Able 1992). De plus, selon l'étude, les plus grosses larves semblent provenir d'embryons possédant des réserves lipidiques plus importantes. Ces réserves lipidiques embryonnaires, elles-mêmes dérivées des réserves lipidiques des ovocytes, fournissent une source d'énergie essentielle dans le développement embryonnaire favorisant ainsi l'éclosion de larves plus grosses. Par conséquent, on remarque ici que la taille des structures ovocytaires et lipidiques a une influence significative sur la taille des structures embryonnaires et larvaires. Néanmoins, il a été prouvé que la taille des œufs n'est pas significativement liée à la survie larvaire (Rollinson, Hutchings 2010).

Ce constat met en évidence un compromis reproductif important à trouver en aquaculture. Dorénavant, les gestionnaires peuvent avoir le choix la taille des larves qu'ils veulent obtenir par simple observation des œufs. Cependant, opter systématiquement pour la sélection de grosses (ou de petites) larves présente des risques génétiques importants. En favorisant uniquement certain type de larves, on exerce une pression de sélection involontaire qui peut entraîner une réduction de la diversité génétique au sein de la population (Vandeputte, Launey 2004), essentielle pour la résilience d'une population face aux changements environnementaux, aux maladies, et aux fluctuations des conditions d'élevage (Markert et al. 2010). De plus, une sélection génétique non désirée peut également aboutir à des caractéristiques indésirables, telles qu'une croissance trop rapide, accompagnée de problèmes de santé ou morphologique, ou encore une diminution de la fécondité (Vandeputte et al. 2009). Il est donc crucial, dans la gestion de la reproduction à Percitech, de maintenir un équilibre entre la production de grosses larves et la conservation de la diversité génétique au sein du cheptel. Cela pourrait impliquer de combiner différentes stratégies de sélection et de reproduction pour éviter une dérive génétique et garantir la durabilité et la résilience de la population à long terme (Vandeputte, Launey 2004).

Taux de survie embryonnaire, d'éclosion et de malformations larvaires

Les trois paramètres de l'analyse reflétant au mieux la qualité d'une ponte sont le taux de survie embryonnaire, le taux d'éclosion larvaire et le taux de malformations larvaires à l'éclosion. Dans cette présente étude, le taux de survie embryonnaire dépend d'un certain nombre de paramètres liés à la femelle (son poids et la fécondité relative) et à la ponte (taille de l'œuf, de la gouttelette lipidique ou le taux d'œufs non viables).

Malgré l'absence de corrélation entre le taux de fragmentation de gouttelettes lipidiques et le taux de malformation larvaire, une corrélation négative a tout de même été trouvée entre le taux de gouttelettes lipidiques fractionnées et le taux d'éclosion. Une étude menée par Żarski et al. (2011a) a montré que la présence de multi globules lipidiques dans les œufs de perche commune conduisait à de faibles taux de survie et de forts taux de malformations chez les larves. Des résultats similaires ont été observés chez d'autres espèces comme chez la truite brune *Salmo trutta fario* ou chez l'omble chevalier ont rapporté, suggérant que les déséquilibres dans la répartition des lipides peuvent perturber le développement embryonnaire (Mansour et al. 2007, Mansour et al. 2008). Ainsi, la distribution des lipides dans les ovocytes apparaît comme un facteur clé influençant non seulement l'éclosion, mais aussi la qualité des larves.

Gestion de la variabilité génétique

L'écloserie pourrait mettre en place une sélection qualité des pontes avant leur mise en incubation pour garantir une production de larves de qualité tout en préservant la variabilité génétique du cheptel. Ce processus de sélection s'appuierait sur la liste de croisement des géniteurs, classée en deux catégories : les prioritaires et les back-up en fonction de leur contribution au maintien de la variabilité génétique.

Lorsque les pontes des femelles prioritaires, présentant la meilleure variabilité génétique, sont de bonne qualité, elles seraient sélectionnées en priorité. Les critères de qualité des pontes pourraient inclure des paramètres tels que la taille des œufs ou encore le taux de fractionnement des gouttelettes lipidiques.

En revanche, si les pontes des femelles prioritaires s'avéraient de mauvaise qualité, l'écloserie pourrait se tourner vers les femelles back-up. Ces femelles, bien que présentant une variabilité génétique légèrement inférieure, constituent un second choix pour assurer la continuité de la production tout en préservant une certaine diversité génétique. Les pontes des femelles back-up ne seraient sélectionnées que si elles répondent aux critères de qualité définis, permettant ainsi de garantir que seules les pontes de bonne qualité sont utilisées.

Ce système permettrait de combiner efficacement la sélection pour la qualité des larves avec la préservation de la variabilité génétique, évitant ainsi la dérive génétique tout en optimisant la production de larves robustes et viables. Cette approche contribuerait à la durabilité de l'élevage de perche commune en maintenant un équilibre entre performance et diversité génétique.

3.6.Conclusion

Cette étude a permis de mettre en évidence des corrélations entre l'âge des femelles reproductrices, la qualité des œufs et la taille des larves, mais elle est limitée par le faible nombre d'individus analysés, ce qui restreint la généralisation des résultats. Les corrélations observées ne permettent pas de conclure à des relations causales, et des recherches supplémentaires sont nécessaires pour confirmer ces observations.

Malgré ces limitations, l'étude propose des pistes pour améliorer la gestion de la variabilité génétique et la mise en place d'un contrôle qualité, en recommandant une sélection

des pontes basées sur des critères précis tels que la taille des œufs et la qualité génétique des femelles. Cette approche pourrait permettre de concilier la production de larves robustes avec la préservation de la diversité génétique, essentielle pour la durabilité et la résilience de l'élevage de perche commune.

Conclusion générale

Les travaux réalisés ont permis d'établir les bases d'une amélioration du suivi individuel et de la gestion des pontes de perche commune à Percitech, répondant aux enjeux cruciaux de traçabilité et de représentation génétique au sein du cheptel. Le développement de la nouvelle unité d'incubation, bien qu'exigeant des ajustements logistiques et une gestion rigoureuse des coûts, se révèle être un outil prometteur pour le maintien de la variabilité génétique en association avec les listes de croisement. Par ailleurs, les résultats obtenus sur les corrélations entre la qualité des œufs et celle des larves offrent des perspectives encourageantes, bien que des recherches supplémentaires soient nécessaires pour affiner ces observations. Le développement d'un contrôle qualité à Percitech, basé sur des critères tels que la taille des œufs ou la fragmentation des gouttelettes lipidiques, constitue une avancée initiale vers l'amélioration de la qualité des larves produites tout en préservant la diversité génétique.

En intégrant ces deux dimensions, l'entreprise se positionne pour atteindre un équilibre durable entre la production de larves robustes et la préservation de la diversité génétique. Cette stratégie ouvre des perspectives prometteuses pour assurer la durabilité et la compétitivité du groupe Valperca SA dans la reproduction et l'élevage de perche commune à long terme.

Bibliographie

La perche, 2019. *Schweizerischer Fischerei Verband - Fédération Suisse de Pêche* [en ligne]. [Consulté le 16 avril 2024]. Disponible à l'adresse : <https://sfv-fsp.ch/fr/poisson-de-lannee/2019-la-perche/>

Perca fluviatilis Linnaeus, 1758 – *Perche*, © FNPf - Laurent Madelon. [Consulté le 30 juillet 2024]. Disponible à l'adresse : https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/69350

Perche commune, 2011, © Wikipédia. [Consulté le 30 juillet 2024]. Disponible à l'adresse : https://fr.wikipedia.org/w/index.php?title=Perche_commune&oldid=217674451

The State of World Fisheries and Aquaculture 2022, 2022. *FAO* [en ligne]. [Consulté le 23 mars 2024]. Disponible à l'adresse : <https://openknowledge.fao.org/items/11a4abd8-4e09-4bef-9c12-900fb4605a02>

ALIX, Maud, 2016. *Étude de la variabilité de l'embryogenèse chez la perche commune : développement d'approches alternatives* [en ligne]. phdthesis. Université de Lorraine. [Consulté le 20 août 2024]. Disponible à l'adresse : <https://theses.hal.science/tel-01665494>

ALIX, Maud, CHARDARD, Dominique, LEDORE, Yannick, FONTAINE, Pascal et SCHAERLINGER, Bérénice, 2015. An alternative developmental table to describe non-model fish species embryogenesis: application to the description of the Eurasian perch (*Perca fluviatilis* L. 1758) development. *EvoDevo*. 2015. Vol. 6, pp. 39. DOI [10.1186/s13227-015-0033-3](https://doi.org/10.1186/s13227-015-0033-3).

BARRUT, Bertrand, 2011. *Etude et optimisation du fonctionnement d'une colonne airlift à dépression - Application à l'aquaculture* [en ligne]. These de doctorat. Montpellier 2. [Consulté le 21 août 2024]. Disponible à l'adresse : <https://theses.fr/2011MON20125>

BAYNES, S.M. et HOWELL, B.R., 1996. The influence of egg size and incubation temperature on the condition of *Solea solea* (L.) larvae at hatching and first feeding. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*. juillet 1996. Vol. 199, n° 1, pp. 59-77. DOI [10.1016/0022-0981\(95\)00189-1](https://doi.org/10.1016/0022-0981(95)00189-1).

BIENKIEWICZ, Mirosław, GOMUŁKA, Piotr, KESTEMONT, Patrick, KREJSZEFF, Sławomir, KUCHARCZYK, Dariusz, KUJAWA, Roman, KWIATKOWSKI, Maciej, LUCZYNSKI, Marek, MAMCARZ, Andrzej, SZCZERBOWSKI, Andrzej, SZKUDLAREK, Maciej et TARGOŃSKA, Katarzyna, 2007. *Artificial reproduction of pikeperch*. ISBN 978-83-923855-0-9.

BOBE, Julien et LABBÉ, Catherine, 2010. Egg and sperm quality in fish. *General and Comparative Endocrinology*. 1 février 2010. Vol. 165, n° 3, pp. 535-548. DOI [10.1016/j.ygcen.2009.02.011](https://doi.org/10.1016/j.ygcen.2009.02.011).

BURGGREN, Warren et DUBANSKY, Benjamin (éd.), 2018. *Development and Environment* [en ligne]. Cham : Springer International Publishing. [Consulté le 2 mai 2024]. ISBN 978-3-319-75933-3. Disponible à l'adresse : <https://link.springer.com/10.1007/978-3-319-75933-7>

CAMPBELL, P. M., POTTINGER, T. G. et SUMPTER, J. P., 1992. Stress reduces the quality of gametes produced by rainbow trout. *Biology of Reproduction*. décembre 1992. Vol. 47, n° 6, pp. 1140-1150. DOI [10.1095/biolreprod47.6.1140](https://doi.org/10.1095/biolreprod47.6.1140).

CASTETS, Marie-Dorothée, 2011. *Fonction de reproduction et régulation de la qualité chez la perche commune, *Perca fluviatilis** [en ligne]. phdthesis. Institut National Polytechnique de Lorraine. [Consulté le 4 octobre 2024]. Disponible à l'adresse : <https://hal.univ-lorraine.fr/tel-01749445>

CHATAIN, Beatrice, 1994. *Estimation et amélioration des performances zootechniques de l'élevage larvaire de *Dicentrarchus labrax* et de *Sparus auratus** [en ligne]. Aix-Marseille 2. [Consulté le 29 mars 2024]. Disponible à l'adresse : https://side.developpement-durable.gouv.fr/ACDRISR/doc/OAI_6/_b64_b2FpLWFyY2hpbWVvLmlmcmVtZXIuZnltMTc1MA==/estimation-et-amelioration-des-performances-zootechniques-de-l-elevage-larvaire-de-dicentrarchus-lab

CHEN, Shulin, TIMMONS, Michael B., BISOGNI JR., James J. et ANESHANSLEY, Danel J., 1993. Suspended-Solids Removal by Foam Fractionation. *The Progressive Fish-Culturist*. 1993. Vol. 55, n° 2, pp. 69-75. DOI [10.1577/1548-8640\(1993\)055<0069:SSRBFF>2.3.CO;2](https://doi.org/10.1577/1548-8640(1993)055<0069:SSRBFF>2.3.CO;2).

CIERESZKO, Andrzej, WOJTCZAK, Mariola, DIETRICH, Grzegorz J., KUŹMIŃSKI, Henryk et DOBOSZ, Stefan, 2009. A lack of consistent relationship between distribution of lipid droplets and egg quality in hatchery-raised rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. *Aquaculture*. 3 avril 2009. Vol. 289, n° 1, pp. 150-153. DOI [10.1016/j.aquaculture.2008.12.032](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2008.12.032).

COLT, 2011. Les sources de sursaturation gazeuse.

CRICHIGNO, Sonia A. et CUSSAC, Victor E., 2022. The effects of CO2 level and temperature on embryos and free embryos of the Patagonian pejerrey *Odontesthes hatcheri* (Actinopterygii, Atherinopsidae). *Hydrobiologia*. 1 décembre 2022. Vol. 849, n° 21, pp. 4787-4801. DOI [10.1007/s10750-022-05016-2](https://doi.org/10.1007/s10750-022-05016-2).

DABROWSKI, Konrad, CZESNY, Sergiusz, KOLKOVSKI, Sagiv, BAJER, Przemyslaw et CULVER, David, 2000. Intensive Culture of Walleye Larvae Produced Out of Season and during Regular Season Spawning. *North American Journal of Aquaculture - N AM J AQUACULT*. 1 mai 2000. Vol. 62, pp. 219-224. DOI [10.1577/1548-8454\(2000\)062<0219:ICOWLP>2.3.CO;2](https://doi.org/10.1577/1548-8454(2000)062<0219:ICOWLP>2.3.CO;2).

DEMSKA-ZAKĘŚ, Krystyna, ZAKĘŚ, Zdzisław et ROSZUK, Jakub, 2005. The use of tannic acid to remove adhesiveness from pikeperch, *Sander lucioperca*, eggs. *Aquaculture Research*. 2005. Vol. 36, n° 14, pp. 1458-1464. DOI [10.1111/j.1365-2109.2005.01370.x](https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2005.01370.x).

EINUM, S. et FLEMING, I. A., 2000. Highly fecund mothers sacrifice offspring survival to maximize fitness. *Nature*. 1 juin 2000. Vol. 405, n° 6786, pp. 565-567. DOI [10.1038/35014600](https://doi.org/10.1038/35014600).

FARIA, Ana M., FILIPE, Soraia, LOPES, Ana F., OLIVEIRA, Ana P., GONÇALVES, Emanuel J. et RIBEIRO, Laura, 2017. Effects of high pCO2 on early life development of pelagic spawning marine fish. *Marine and Freshwater Research*. 2 juin 2017. Vol. 68, n° 11, pp. 2106-2114. DOI [10.1071/MF16385](https://doi.org/10.1071/MF16385).

FONTAINE, P., WANG, N. et HERMELINK, B., 2015. Broodstock Management and Control of the Reproductive Cycle. In : KESTEMONT, Patrick, DABROWSKI, Konrad et SUMMERFELT, Robert C. (éd.), *Biology and Culture of Percid Fishes: Principles and Practices* [en ligne]. Dordrecht : Springer Netherlands. pp. 103-122. [Consulté le 10 mai 2024]. ISBN 978-94-017-7227-3. Disponible à l'adresse : https://doi.org/10.1007/978-94-017-7227-3_3

FONTAINE, Pascal, 2009. Développement de la pisciculture continentale européenne et domestication de nouvelles espèces. *Cahiers Agricultures*. 1 mars 2009. Vol. 18, n° 2-3, pp. 144- 147 (1). DOI [10.1684/agr.2009.0288](https://doi.org/10.1684/agr.2009.0288).

FONTAINE, Pascal, TELETCHÉA, Fabrice, FONTAINE, Pascal et TELETCHÉA, Fabrice, 2019. Domestication of the Eurasian Perch (Perca fluviatilis). In : *Animal Domestication* [en ligne]. IntechOpen. [Consulté le 29 février 2024]. ISBN 978-1-83881-133-4. Disponible à l'adresse : <https://www.intechopen.com/chapters/66267>

FORMICKI, Krzysztof, SMARUJ, Izabella, SZULC, Joanna et WINNICKI, Aleksander, 2009. Microtubular Network of the Gelatinous Egg Envelope Within the Egg Ribbon of European Perch, <I>Perca Fluviatilis</I> L. *Acta Ichthyologica Et Piscatoria*. 1 décembre 2009. Vol. 39, n° 2, pp. 147-151. DOI [10.3750/AIP2009.39.2.10](https://doi.org/10.3750/AIP2009.39.2.10).

HÄRKÖNEN, Laura, HYVÄRINEN, Pekka, MEHTÄTALO, Lauri et VAINIKKA, Anssi, 2017. Growth, survival and interspecific social learning in the first hatchery generation of Eurasian perch (*Perca fluviatilis*). *Aquaculture*. 1 janvier 2017. Vol. 466, pp. 64-71. DOI [10.1016/j.aquaculture.2016.09.027](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.09.027).

HART, Steven D., GARLING, Donald Lee et MALISON, Jeffrey Allen, 2006. Yellow perch (*Perca flavescens*) culture guide. . 2006.

HENROTTE, Emilie, MANDIKI, Robert S N M, PRUDENCIO, Agbohessi T, VANDECAN, Michaël, MÉLARD, Charles et KESTEMONT, Patrick, 2010. Egg and larval quality, and egg fatty acid composition of Eurasian perch breeders (*Perca fluviatilis*) fed different dietary DHA/EPA/AA ratios. *Aquaculture Research*. août 2010. Vol. 41, n° 9, pp. e53-e61. DOI [10.1111/j.1365-2109.2009.02455.x](https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2009.02455.x).

HORVÁTH, Ákos et URBÁNYI, Bela, 2000. The effect of cryoprotectants on the motility and fertilizing capacity of cryopreserved African catfish *Clarias gariepinus* (Burchell 1822) sperm. *Aquaculture Research*. 1 mars 2000. Vol. 31, pp. 317-324. DOI [10.1046/j.1365-2109.2000.00444.x](https://doi.org/10.1046/j.1365-2109.2000.00444.x).

JASTREBSKI, C. J. et MORBEY, Y. E., 2009. Egg Size Variation in Lake Trout: Phenotype–Habitat Correlations Show an Effect of Rearing Environment. *Transactions of the American Fisheries Society*. 1 novembre 2009. Vol. 138, n° 6, pp. 1342-1351. DOI [10.1577/T08-175.1](https://doi.org/10.1577/T08-175.1).

JOBLING, Malcolm, 2002. Environmental Factors and Rates of Development and Growth. In : *Handbook of Fish Biology and Fisheries* [en ligne]. John Wiley & Sons, Ltd. pp. 97-122. [Consulté le 9 mai 2024]. ISBN 978-0-470-69380-3. Disponible à l'adresse : <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1002/9780470693803.ch5>

KAMLER, Ewa, 2002. Ontogeny of yolk-feeding fish: An ecological perspective. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*. 1 mars 2002. Vol. 12, pp. 79-103. DOI [10.1023/A:1022603204337](https://doi.org/10.1023/A:1022603204337).

KAMLER, Ewa, 2005. Parent–egg–progeny Relationships in Teleost Fishes: An Energetics Perspective. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*. 1 novembre 2005. Vol. 15, n° 4, pp. 399-421. DOI [10.1007/s11160-006-0002-y](https://doi.org/10.1007/s11160-006-0002-y).

KESTEMONT, P., COOREMANS, J., ABI-AYAD, A. et MÉLARD, C., 1999. Cathepsin L in eggs and larvae of perch *Perca fluviatilis*: variations with developmental stage and spawning period. *Fish Physiology and Biochemistry*. 1 juillet 1999. Vol. 21, n° 1, pp. 59-64. DOI [10.1023/A:1007714314072](https://doi.org/10.1023/A:1007714314072).

KESTEMONT, P., MÉLARD, C., HELD, J. A. et DABROWSKI, K., 2015. Culture Methods of Eurasian Perch and Yellow Perch Early Life Stages. In : KESTEMONT, Patrick, DABROWSKI, Konrad et SUMMERFELT, Robert C. (éd.), *Biology and Culture of Percid Fishes: Principles and Practices* [en ligne]. Dordrecht : Springer Netherlands. pp. 265-293. [Consulté le 10 mai 2024]. ISBN 978-94-017-7227-3. Disponible à l'adresse : https://doi.org/10.1007/978-94-017-7227-3_9

KESTEMONT, Patrick, XUELIANG, Xu, HAMZA, Neïla, MABOUDOU, Jean et IMOROU TOKO, Ibrahim, 2007. Effect of weaning age and diet on pikeperch larviculture. *Aquaculture*. 6 avril 2007. Vol. 264, n° 1, pp. 197-204. DOI [10.1016/j.aquaculture.2006.12.034](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2006.12.034).

KORZELECKA-ORKISZ, A., BONISLAWSKA, M. et WINNICKI, A., 1998. Structure, size and spatial distribution of perch [*Perca fluviatilis* L.] egg components during incubation. *Electronic Journal of Polish Agricultural Universities. Series Fisheries* [en ligne]. 1998. Vol. 01, n° 1. [Consulté le 30 mai octobre 2024]. Disponible à l'adresse : <http://agro.icm.edu.pl/agro/element/bwmeta1.element.agro-article-2f300d85-58b8-4635-ac43-7a4abf52f7eb>

KUCHARCZYK, Dariusz, KUJAWA, Roman et MAMCARZ, Andrzej, 1996. New experimental incubation unit for eggs of the perch *Perca fluviatilis*. *The Progressive fish- ...* [en ligne]. 1 janvier 1996. [Consulté le 4 mai 2024]. Disponible à l'adresse : https://www.academia.edu/62633304/New_experimental_incubation_unit_for_eggs_of_the_perch_Perca_fluviatilis

KUPREN, Krzysztof, PALIŃSKA-ŻARSKA, Katarzyna, KREJSZEFF, Sławomir et ŻARSKI, Daniel, 2019. Early development and allometric growth in hatchery-reared Eurasian perch, *Perca fluviatilis* L. *Aquaculture Research*. 2019. Vol. 50, n° 9, pp. 2528-2536. DOI [10.1111/are.14208](https://doi.org/10.1111/are.14208).

LE GOUVELLO, Raphaëla, BRUGÈRE, C. et SIMARD, Francois, 2022. *Aquaculture and Nature-based Solutions: identifying synergies between sustainable development of coastal communities, aquaculture, and marine and coastal conservation*. ISBN 978-2-8317-2187-3.

LINNÉ, Carl von, LINNÉ, Carl von et SALVIUS, Lars, 1758. *Caroli Linnaei...Systema naturae per regna tria naturae :secundum classes, ordines, genera, species, cum characteribus, differentiis, synonymis, locis* [en ligne]. Holmiae : Impensis Direct. Laurentii Salvii. Disponible à l'adresse : <https://www.biodiversitylibrary.org/item/10277>

MALINOVSKYI, Oleksandr, 2019. Management generačních ryb candáta obecného (*Sander lucioperca*) a jeho vliv na produkci jiker a larev. [en ligne]. 2019. [Consulté le 20 mai 2024]. Disponible à l'adresse : <https://dspace.jcu.cz/handle/20.500.14390/40035>

- MALISON, Jeffrey A, PROCARIONE, Lynne S, KAYES, Terrence B, HANSEN, Jess F et HELD, James A, 1998. Induction of out-of-season spawning in walleye (*Stizostedion vitreum*). *Aquaculture*. 1 avril 1998. Vol. 163, n° 1, pp. 151-161. DOI [10.1016/S0044-8486\(98\)00220-8](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(98)00220-8).
- MANSOUR, N., LAHNSTEINER, F. et PATZNER, R. A., 2009. Physiological and biochemical investigations on egg stickiness in common carp. *Animal Reproduction Science*. 1 août 2009. Vol. 114, n° 1, pp. 256-268. DOI [10.1016/j.anireprosci.2008.09.005](https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2008.09.005).
- MANSOUR, Nabil, LAHNSTEINER, Franz, MCNIVEN, Mary A. et RICHARDSON, Gavin F., 2008. Morphological characterization of Arctic char, *Salvelinus alpinus*, eggs subjected to rapid post-ovulatory aging at 7 °C. *Aquaculture*. 2 juillet 2008. Vol. 279, n° 1, pp. 204-208. DOI [10.1016/j.aquaculture.2008.04.014](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2008.04.014).
- MANSOUR, Nabil, LAHNSTEINER, Franz et PATZNER, Robert A., 2007. Distribution of lipid droplets is an indicator for egg quality in brown trout, *Salmo trutta fario*. *Aquaculture*. 20 décembre 2007. Vol. 273, n° 4, pp. 744-747. DOI [10.1016/j.aquaculture.2007.09.027](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2007.09.027).
- MARKERT, Jeffrey A, CHAMPLIN, Denise M, GUTJAHR-GOBELL, Ruth, GREAR, Jason S, KUHN, Anne, MCGREEVY, Thomas J, ROTH, Annette, BAGLEY, Mark J et NACCI, Diane E, 2010. Population genetic diversity and fitness in multiple environments. *BMC Evolutionary Biology*. décembre 2010. Vol. 10, n° 1, pp. 205. DOI [10.1186/1471-2148-10-205](https://doi.org/10.1186/1471-2148-10-205).
- MARTEINSDOTTIR, G. et ABLE, K. W., 1992. Influence of egg size on embryos and larvae of *Fundulus heteroclitus* (L.). *Journal of Fish Biology*. décembre 1992. Vol. 41, n° 6, pp. 883-896. DOI [10.1111/j.1095-8649.1992.tb02717.x](https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.1992.tb02717.x).
- MIGAUD, Hervé, 2002. *Influence des variations de la température et de la photopériode sur le cycle de reproduction et la qualité des pontes de la perche commune « perca fluviatilis »* [en ligne]. phdthesis. Université Henri Poincaré - Nancy 1. [Consulté le 30 avril 2024]. Disponible à l'adresse : <https://hal.univ-lorraine.fr/tel-01747409>
- MIGAUD, Herve, BELL, Gordon, CABRITA, Elsa, MCANDREW, Brendan, DAVIE, Andrew, BOBE, Julien, HERRÁEZ, M.p. et CARRILLO, Manuel, 2013. Gamete quality and broodstock management in temperate fish. *Reviews in Aquaculture*. 2013. Vol. 5, n° s1, pp. S194-S223. DOI [10.1111/raq.12025](https://doi.org/10.1111/raq.12025).
- MIGAUD, Herve, GARDEUR, Jean-Noel, KESTEMONT, Patrick et FONTAINE, Pascal, 2004. Off-Season Spawning of Eurasian Perch *Perca fluviatilis*. *Aquaculture International*. 1 janvier 2004. Vol. 12, n° 1, pp. 87-102. DOI [10.1023/B:AQUI.0000017190.15074.6c](https://doi.org/10.1023/B:AQUI.0000017190.15074.6c).
- MIGAUD, Hervé, WANG, Neil, GARDEUR, Jean-Noel et FONTAINE, Pascal, 2006. Influence of photoperiod on reproductive performances in Eurasian perch *Perca fluviatilis*. *Aquaculture*. 10 mars 2006. Vol. 252, n° 2, pp. 385-393. DOI [10.1016/j.aquaculture.2005.07.029](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2005.07.029).
- OLIN, Mikko, JUTILA, J., LEHTONEN, H., VINNI, M., RUUHIJÄRVI, Jukka, ESTLANDER, Satu, RASK, Martti, KUPARINEN, Anna et LAPPALAINEN, Jyrki, 2012. Importance of maternal size on the reproductive success of perch, *Perca fluviatilis*, in small forest lakes: Implications for fisheries management. *Fisheries Management & Ecology*. 1 octobre 2012. Vol. 19. DOI [10.1111/j.1365-2400.2012.00845.x](https://doi.org/10.1111/j.1365-2400.2012.00845.x).

OVERTON, Julia, TONER, Damien, POLICAR, Tomas et KUCHARCZYK, Dariusz, 2015. Commercial Production: Factors for Success and Limitations in European Percid Fish Culture. In : . pp. 881-890. ISBN 978-94-017-7226-6.

PAVLOV, Dimitri et EMEL'YANOVA, Natal'ya, 2008. Morphological criteria of egg quality in marine fishes: Activation and cleavage of eggs of *Zebrasoma scopas* (Acanthuridae). *Journal of Ichthyology*. 1 août 2008. Vol. 48, pp. 533-548. DOI [10.1134/S0032945208070072](https://doi.org/10.1134/S0032945208070072).

PAXTON, C. G. M. et WILLOUGHBY, L. G., 2000. Resistance of perch eggs to attack by aquatic fungi. *Journal of Fish Biology*. 2000. Vol. 57, n° 3, pp. 562-570. DOI [10.1111/j.1095-8649.2000.tb00260.x](https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.2000.tb00260.x).

POLICAR, Tomas, SCHAEFER, Fabian J., PANANA, Edson, MEYER, Stefan, TEERLINCK, Stefan, TONER, Damien et ŻARSKI, Daniel, 2019. Recent progress in European percid fish culture production technology—tackling bottlenecks. *Aquaculture International*. 1 octobre 2019. Vol. 27, n° 5, pp. 1151-1174. DOI [10.1007/s10499-019-00433-y](https://doi.org/10.1007/s10499-019-00433-y).

PROBST, W. N., STOLL, S., HOFMANN, H., FISCHER, P. et ECKMANN, R., 2009. Spawning site selection by Eurasian perch (*Perca fluviatilis* L.) in relation to temperature and wave exposure. *Ecology of Freshwater Fish*. 2009. Vol. 18, n° 1, pp. 1-7. DOI [10.1111/j.1600-0633.2008.00327.x](https://doi.org/10.1111/j.1600-0633.2008.00327.x).

RAVENTOS, N et PLANES, S, 2008. Maternal size effects on early life traits of the temperate fish *Symphodus roissali*. *Aquatic Biology*. 16 septembre 2008. Vol. 4, pp. 1-6. DOI [10.3354/ab00086](https://doi.org/10.3354/ab00086).

RIEHL, Rüdiger et PATZNER, Robert A., 1998. Minireview: The modes of egg attachment in teleost fishes. *Italian Journal of Zoology*. 1 janvier 1998. Vol. 65, n° sup1, pp. 415-420. DOI [10.1080/11250009809386857](https://doi.org/10.1080/11250009809386857).

ROLLINSON, N. et HUTCHINGS, J., 2010. Why does egg size increase with maternal size? Effects of egg size and egg density on offspring phenotypes in Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Evolutionary Ecology Research* [en ligne]. 1 novembre 2010. [Consulté le 15 juillet 2024]. Disponible à l'adresse : <https://www.semanticscholar.org/paper/Why-does-egg-size-increase-with-maternal-size-of-on-Rollinson-Hutchings/7b871c04bc8a5f55bfd51e0cb16419b4a8f7fa1b>

SANDSTRÖ, O., ABRAHAMSSON, I., ANDERSSON, J. et VETEMAA, M., 1997. Temperature effects on spawning and egg development in Eurasian perch. *Journal of Fish Biology*. 1997. Vol. 51, n° 5, pp. 1015-1024. DOI [10.1111/j.1095-8649.1997.tb01540.x](https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.1997.tb01540.x).

SCHAEFER, F. J., OVERTON, J. L., KRÜGER, A., KLOAS, W. et WUERTZ, S., 2018. Influence of batch-specific biochemical egg characteristics on embryogenesis and hatching success in farmed pikeperch. *Animal*. 1 janvier 2018. Vol. 12, n° 11, pp. 2327-2334. DOI [10.1017/S1751731117003202](https://doi.org/10.1017/S1751731117003202).

SULISTYO, Isdy, RINCHARD, Jacques, FONTAINE, Pascal, GARDEUR, Jean-Noël, CAPDEVILLE, Bruno et KESTEMONT, Patrick, 1998. Reproductive cycle and plasma levels of sex steroids in female Eurasian perch *Perca fluviatilis*. *Aquatic Living Resources*. 1 mars 1998. Vol. 11, n° 2, pp. 101-110. DOI [10.1016/S0990-7440\(98\)80066-1](https://doi.org/10.1016/S0990-7440(98)80066-1).

SUTHERLAND, Jenny L., MANNY, Bruce A., KENNEDY, Gregory, ROSEMAN, Edward F., ALLEN, Jeffrey et BLACK, M. Glen, 2014. A Portable Freshwater Closed-System Fish Egg Incubation System. *North American Journal of Aquaculture*. 2014. Vol. 76, n° 4, pp. 391-398. DOI [10.1080/15222055.2014.933751](https://doi.org/10.1080/15222055.2014.933751).

TAL, Yossi, SCHREIER, Harold J., SOWERS, Kevin R., STUBBLEFIELD, John D., PLACE, Allen R. et ZOHAR, Yonathan, 2009. Environmentally sustainable land-based marine aquaculture. *Aquaculture*. 7 janvier 2009. Vol. 286, n° 1, pp. 28-35. DOI [10.1016/j.aquaculture.2008.08.043](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2008.08.043).

TARGOŃSKA, Katarzyna, KUCHARCZYK, Dariusz, KUJAWA, Roman, MAMCARZ, Andrzej et ŻARSKI, Daniel, 2010. Controlled reproduction of asp, *Aspius aspius* (L.) using luteinizing hormone releasing hormone (LHRH) analogues with dopamine inhibitors. *Aquaculture*. 15 août 2010. Vol. 306, n° 1, pp. 407-410. DOI [10.1016/j.aquaculture.2010.05.027](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2010.05.027).

TELETCHÉA, Fabrice et FONTAINE, Pascal, 2011. Particularities of early life stages in temperate freshwater fish species: Comparisons with marine species and implications for aquaculture practices. *Aquaculture Research*. 12 avril 2011. Vol. 42, pp. 630-654. DOI [10.1111/j.1365-2109.2010.02656.x](https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2010.02656.x).

TÉLETCHÉA, Stéphane et TELETCHÉA, Fabrice, 2020. STOREFISH 2.0: a database on the reproductive strategies of teleost fishes. *Database: the journal of biological databases and curation*. 20 novembre 2020. Vol. 2020. DOI [10.1093/database/baaa095](https://doi.org/10.1093/database/baaa095).

TIELMANN, Moritz, 2018. The effect of out-of-season production and light regime manipulation for intensive pike-perch (*Sander lucioperca*) larvae culture. [en ligne]. 10 juillet 2018. [Consulté le 25 juillet 2024]. Disponible à l'adresse : https://macau.uni-kiel.de/receive/diss_mods_00022693

TOOMEY, Lola, DELLICOUR, Simon, VANINA, Tatyana, PEGG, Josephine, KACZKOWSKI, Zbigniew, KOUŘIL, Jan, TELETCHÉA, Fabrice, BLÁHA, Martin, FONTAINE, Pascal et LECOCQ, Thomas, 2020. Getting off on the right foot: Integration of spatial distribution of genetic variability for aquaculture development and regulations, the European perch case. *Aquaculture*. 15 mai 2020. Vol. 521, pp. 734981. DOI [10.1016/j.aquaculture.2020.734981](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.734981).

TREASURER, James W., 1983. Estimates of egg and viable embryo production in a lacustrine perch, *Perca fluviatilis*. *Environmental Biology of Fishes*. 1 janvier 1983. Vol. 8, n° 1, pp. 3-16. DOI [10.1007/BF00004941](https://doi.org/10.1007/BF00004941).

TYLER, C. R. et SUMPTER, J. P., 1996. Oocyte growth and development in teleosts. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*. septembre 1996. Vol. 6, n° 3, pp. 287-318. DOI [10.1007/BF00122584](https://doi.org/10.1007/BF00122584).

VANDEPUTTE, M. et LAUNEY, S., 2004. Quelle gestion génétique de la domestication chez les poissons ? *INRAE Productions Animales*. 29 juillet 2004. Vol. 17, n° 3, pp. 237-242. DOI [10.20870/productions-animales.2004.17.3.3597](https://doi.org/10.20870/productions-animales.2004.17.3.3597).

VANDEPUTTE, Marc, BAROILLER, Jean-François, HAFFRAY, Pierrick et QUILLET, Edwige, 2009. Amélioration génétique des poissons: quelles réalisations et quels défis pour demain? *Agriculture*. mars 2009. Vol. 18, n° 2, pp. 262-269. DOI [10.1684/agr.2009.0291](https://doi.org/10.1684/agr.2009.0291).

VLAVONOU, Raphaël Sourou, 1996. *Elevage expérimental de la perche Perca fluviatilis L. : développement larvaire et croissance* [en ligne]. phdthesis. Université Paul Verlaine - Metz. [Consulté le 4 mai 2024]. Disponible à l'adresse : <https://hal.univ-lorraine.fr/tel-01777177>

ŻARSKI, D., HORVÁTH, A., HELD, J. A. et KUCHARCZYK, D., 2015. Artificial Reproduction of Percid Fishes. In : KESTEMONT, Patrick, DABROWSKI, Konrad et SUMMERFELT, Robert C. (éd.), *Biology and Culture of Percid Fishes: Principles and Practices* [en ligne]. Dordrecht : Springer Netherlands. pp. 123-161. [Consulté le 23 mars 2024]. ISBN 978-94-017-7227-3. Disponible à l'adresse : https://doi.org/10.1007/978-94-017-7227-3_4

ŻARSKI, D., HORVÁTH, Á., KOTRIK, L., TARGOŃSKA, K., PALIŃSKA, K., KREJSZEFF, S., BOKOR, Z., URBÁNYI, B. et KUCHARCZYK, D., 2012c. Effect of different activating solutions on the fertilization ability of Eurasian perch, *Perca fluviatilis* L., eggs. *Journal of Applied Ichthyology*. 2012. Vol. 28, n° 6, pp. 967-972. DOI [10.1111/jai.12098](https://doi.org/10.1111/jai.12098).

ŻARSKI, Daniel, BOKOR, Zoltán, KOTRIK, László, URBÁNYI, Bela, HORVÁTH, Ákos, TARGOŃSKA, Katarzyna, KREJSZEFF, Sławomir, PALIŃSKA-ŻARSKA, Katarzyna et KUCHARCZYK, Dariusz, 2011c. A new classification of a preovulatory oocyte maturation stage suitable for the synchronization of ovulation in controlled reproduction of Eurasian perch, *Perca fluviatilis* L. *Reproductive biology*. 1 novembre 2011. Vol. 11, pp. 194-209. DOI [10.1016/S1642-431X\(12\)60066-7](https://doi.org/10.1016/S1642-431X(12)60066-7).

ŻARSKI, Daniel, HORVÁTH, Ákos, BERNÁTH, Gergely, KREJSZEFF, Sławomir, RADÓCZI, János, PALIŃSKA-ŻARSKA, Katarzyna, BOKOR, Zoltán, KUPREN, Krzysztof et URBÁNYI, Béla, 2017. Incubation and Hatching. In : ŻARSKI, Daniel, HORVÁTH, Ákos, BERNÁTH, Gergely, KREJSZEFF, Sławomir, RADÓCZI, János, PALIŃSKA-ŻARSKA, Katarzyna, BOKOR, Zoltán, KUPREN, Krzysztof et URBÁNYI, Béla (éd.), *Controlled Reproduction of Wild Eurasian Perch: A hatchery manual* [en ligne]. Cham : Springer International Publishing. pp. 81-89. [Consulté le 6 avril 2024]. ISBN 978-3-319-49376-3. Disponible à l'adresse : https://doi.org/10.1007/978-3-319-49376-3_10

ŻARSKI, Daniel, KREJSZEFF, Sławomir, HORVÁTH, Ákos, BOKOR, Zoltán, PALIŃSKA-ŻARSKA, Katarzyna, SZENTES, Katalin, ŁUCZYŃSKA, Joanna, TARGOŃSKA, Katarzyna, KUPREN, Krzysztof, URBÁNYI, Bela et KUCHARCZYK, Dariusz, 2012b. Dynamics of composition and morphology in oocytes of Eurasian perch, *Perca fluviatilis* L., during induced spawning. *Aquaculture*. 6 octobre 2012. Vol. 364-365, pp. 103-110. DOI [10.1016/j.aquaculture.2012.07.030](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2012.07.030).

ZARSKI, Daniel, KREJSZEFF, Sławomir, PALIŃSKA, Katarzyna, TARGOŃSKA, Katarzyna, KUPREN, Krzysztof, FONTAINE, Pascal, KESTEMONT, Patrick et KUCHARCZYK, Dariusz, 2012a. Cortical reaction as an egg quality indicator in artificial reproduction of pikeperch, *Sander lucioperca*. *Reproduction, Fertility, and Development*. 2012. Vol. 24, n° 6, pp. 843-850. DOI [10.1071/RD11264](https://doi.org/10.1071/RD11264).

ŻARSKI, Daniel, KUCHARCZYK, Dariusz, TARGOŃSKA, Katarzyna, PALIŃSKA-ŻARSKA, Katarzyna, KUPREN, Krzysztof, FONTAINE, Pascal et KESTEMONT, Patrick, 2011b. A new classification of pre-ovulatory oocyte maturation stages in pikeperch, *Sander lucioperca* (L.), and its application during artificial reproduction. *Aquaculture Research*. 21 avril 2011. Vol. 43, pp. 713-721. DOI [10.1111/j.1365-2109.2011.02879.x](https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2011.02879.x).

ŻARSKI, Daniel, PALIŃSKA, Katarzyna, TARGOŃSKA, Katarzyna, BOKOR, Zoltán, KOTRIK, László, KREJSZEFF, Sławomir, KUPREN, Krzysztof, HORVÁTH, Ákos, URBÁNYI, Béla et KUCHARCZYK, Dariusz, 2011a. Oocyte quality indicators in Eurasian perch, *Perca fluviatilis* L., during reproduction under controlled conditions. *Aquaculture*. 15 mars 2011. Vol. 313, n° 1, pp. 84-91. DOI [10.1016/j.aquaculture.2011.01.032](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2011.01.032).

ŻARSKI, Daniel, PALIŃSKA-ŻARSKA, Katarzyna, KREJSZEFF, Sławomir, KRÓL, Jarosław, MILLA, Sylvain, FONTAINE, Pascal, BOKOR, Zoltán et URBÁNYI, Béla, 2019. A Novel Approach for Induced Out-of-season Spawning of Eurasian Perch, *Perca fluviatilis*. *Aquaculture*. 2019. Vol. 512, pp. 734300. DOI [10.1016/j.aquaculture.2019.734300](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2019.734300).

Annexes

Annexe 1 : Tableau recensant la tuyauterie nécessaire à l'établissement du devis par Atlantic Robinetterie

Matériaux	Référence	Quantité / Longueur
Tube PVC pression DN 20 25 mm	60003	8 mètres
Vannes DN 20	PV4800025	126
Débitmètre avec flotteur 25 mm à coller débit 40L/h – 400 L/h		42
Coude 90 25 mm	PV1010025	126
Coude 45 25 mm	PV1020025	168
Manchon union à coller 25 mm	PV1050025	42
Tés 25 mm	PV1030025	84
Bouchon femelle coller 25 mm	PV1060025	42
Manchon union pvc sortie male fileté	PV2270025	42
Bouchon femelle à visser	PV3360025	42
Tube PVC DN 50 63 mm	60007	23 mètres
Manchon union à coller	PV1050063	2
Vannes DN 50	PV4800063	5
Débitmètre 63 mm à coller 1000 – 100000 L/h		3
Débitmètre 63 mm à coller 400 – 4000 L/h		1
Coude 90 63 mm	PV1010063	11
Coude 45 63 mm	PV1020063	6
Tés 63 mm	PV1030063	6
Tube PVC DN 110 125 mm	60012INT	3 mètres
Coude 90 125 mm	PV1010125	1
Coude 45 125 mm	PV1020125	2
Manchon union à coller 125 mm	PV1050125	4
Collier de fixation 25 mm	PV1220025	86
Collier de fixation 63 mm	PV1220063	21
Collier de fixation 125 mm	PV1220125	2
Bride tournante DN 50	PV1090063	2
Collet strié pour bride DN 50	PV1080063	2
Joint plat pour bride	PV1250063	2
Tube PVC 315 mm	60019INT	2,3 mètres
Colle pour tubes et raccords	799298005	1

Annexe 2 : Devis de la tuyauterie Tecno Plastic établi par Atlantic Robinetterie.



Magasin Général
3 Rue Martin Luther King
ZI Les Noés
44550 Montoir de Bretagne
Tél. : 02 40 00 04 75
Mail : atlantic.rob@groupe-sofia.fr
Site web : www.atlantic-robinetterie.fr

Devis

Suivi par : Secteur 01

Référence	Qté	Désignation	P.U. H.T.		P.U. net H.T.	Montant H.T.	CT
60003	12	TUBE PVC PRESSION 25X2.8 0,301 KG/M	4.32 €	30,00 %	3.02 €	36.29 €	1
PV4800025	126	VANNE BOISSEAU SPHERIQUE FF PVC PRESSION 25MM TECNO PLASTIC	24.25 €	50,00 %	12.13 €	1 527.75 €	1
PV1010025	126	COUDE FF 90 PVC P D25 CODE SA035919	1.50 €	50,00 %	0.75 €	94.50 €	1
PV1020025	168	COUDE FF 45 PVC P D25	2.15 €	50,00 %	1.08 €	180.60 €	1
PV1050025	42	MANCHON UNION FF PVC P D25	5.96 €	50,00 %	2.98 €	125.16 €	1
PV1030025	84	TE FFF 90 PVC P D25 CODE SA035862	2.49 €	50,00 %	1.25 €	104.58 €	1
PV1060025	42	BOUCHON F PVC P D25	1.17 €	50,00 %	0.59 €	24.57 €	1
PV2270025	42	UNION MIXTE PVC P F25 X3/4 M	6.82 €	50,00 %	3.41 €	143.22 €	1
PV3360025	42	BOUCHON F PVC P D3/4 CODE SA035898	1.41 €	50,00 %	0.71 €	29.61 €	1
60007L4	24	TUBE PVC PRESSION 63X4.7 LG 4ML Tube de 4 mètres	5.83 €	30,00 %	4.08 €	97.92 €	1
PV1050063	2	MANCHON UNION FF PVC P D63	15.47 €	50,00 %	7.74 €	15.47 €	1
PV4800063	5	VANNE BOISSEAU SPHERIQUE FF PVC PRESSION 63MM TECNO PLASTIC	49.89 €	50,00 %	24.95 €	124.73 €	1
PV1170063	11	COURBE 90 PN10 PVC P D63	15.30 €	50,00 %	7.65 €	84.15 €	1
PV1180063	6	COURBE 45 PN10 PVC P D63	13.34 €	50,00 %	6.67 €	40.02 €	1
PV1030063	6	TE FFF 90 PVC P D63 CODE SA035866	7.81 €	30,00 %	5.47 €	32.80 €	1
60012INT	6	TUBE PVC PRESSION PN10 110X4,2 3,2KG/M	16.59 €	30,00 %	11.61 €	69.68 €	1
PV1010125	1	COUDE FF 90 PVC P D125	68.50 €	50,00 %	34.25 €	34.25 €	1
PV1020125	2	COUDE FF 45 PVC P D125	57.68 €	50,00 %	28.84 €	57.68 €	1
DIVERS	4	UNION 3 PIECES A COLLER 125MM PVC HIDROT EN 10329	78.17 €		78.17 €	312.68 €	1
PV1220025	86	COLLIER DE FIXATION VDL D25 48830025	1.57 €	50,00 %	0.79 €	67.51 €	1
PV1220063	21	COLLIER DE FIXATION VDL D63 48830063	4.57 €	50,00 %	2.29 €	47.99 €	1
PV1220125	2	COLLIER DE FIXATION VDL D125	14.43 €	50,00 %	7.22 €	14.43 €	1
PV1090063	2	BRIDE TOURNANTE PVC P D63 CODE SA035721	12.33 €	50,00 %	6.17 €	12.33 €	1
PV1080063	2	COLLET STRIE PVC P D63 CODE SA035695	5.25 €	50,00 %	2.63 €	5.25 €	1
PV1250063	2	JOINT EPDM 90X60X3 D63	3.60 €	50,00 %	1.80 €	3.60 €	1
799298005	1	COLLE TANGIT POT 1KG+PINCEAU POUR EAU POTABLE	39.08 €	40,00 %	23.45 €	23.45 €	1
161017098M	5	TUBE PVC PN10 D315 Tube de 5 mètres DELAI: 1 A 2 SEMAINES POUR L'ENSEMBLE	214.07 €	30,00 %	149.85 €	749.25 €	1
		Port				270.00 €	1
CT	TOTAL H.T.	% T.V.A.	Montant taxe	Bon pour accord le Nom, signature et cachet		TOTAL H.T. TOTAL T.V.A.	4 329.47 € 865.89 €
1	4 329.47 €	20,00	865.89 €				
TOTAL T.T.C.						5 195.36 €	

Annexe 3 : Devis des débitmètres Tecno Plastic établi par Atlantic Robinetterie.



ATLANTIC ROBINETTERIE
Magasin Général
3 Rue Martin Luther King
ZI Les Noés
44550 Montoir de Bretagne
Tél. : 02 40 00 04 75
Mail : atlantic.rob@groupe-sofia.fr
Site web : www.atlantic-robinetterie.fr

Devis

P-1

Suivi par : Secteur 01

Référence	Qté	Désignation	P.U. net H.T.	Montant H.T.	CT
DIVERS	42	Débitmètre à flotteur 50-500 l/h 15/20mm à coller tube en trogamid -flotteur en ABS de couleur orange - guide en inox PN 10 - température max. 60°C 8 disponibles usine Reliquat sous 8/10 semaines	91.14 €	3 827.88 €	1
DIVERS	3	Débitmètre à flotteur 1000/10000 l/h 50/63mm à coller tube en trogamid -flotteur en ABS de couleur orange -guide en inox N 10 - température max. 60°C Disponible usine	215.01 €	645.03 €	1
DIVERS	1	Débitmètre à flotteur 400-4000 l/h 32/40 à coller tube en trogamid - flotteur en ABS de couleur orange - guide en inox - PN 10 - température max. 60°C Disponible usine	141.28 €	141.28 €	1
		Port		25.00 €	1
		Frais/FEE		3.05 €	1
CT	TOTAL H.T.	% T.V.A.	Montant taxe	Bon pour accord le Nom, signature et cachet	
1	4 642.24 €	20,00	928.45 €		
				TOTAL H.T. TOTAL T.V.A.	4 642.24 € 928.45 €
				TOTAL T.T.C.	5 570.69 €

Annexe 4 : Devis de la tuyauterie et des débitmètres George Fischer établi par Atlantic Robinetterie.



ATLANTIC ROBINETTERIE
Magasin Général
3 Rue Martin Luther King
ZI Les Noés
44550 Montoir de Bretagne
Tél. : 02 40 00 04 75
Mail : atlantic.rob@groupe-sofia.fr
Site web : www.atlantic-robinetterie.fr

Devis

Suivi par : Secteur 01

Référence	Qté	Désignation	P.U.H.T.		P.U. net H.T.	Montant H.T.	cr
161017082M	10	TUBE PVC PN10 D25 CAT 4 SA035653	1.21 €		1.21 €	12.10 €	1
161546063	126	VANNE A BOISSEAU SPHERIQUE 546 PRO PVC-U GF 25MM DN20 AVEC EMBOITURE POUR COLLAGE METRIQUE	57.11 €		57.11 €	7 195.86 €	1
199335000	42	DEBIMETRE T YPE 335 DN25 D.32 PVC.U / EPDM / EMBOITURE PLAGE DE 50 - 500 L/H. LA GAMME COMMENCE SEULEMENT AU 32MM	158.36 €		158.36 €	6 651.12 €	1
721900341	84	RED COURTE PVCU 32X25 * POUR DEBIMETRE	1.36 €		1.36 €	114.24 €	1
721100107	126	COUDE FF 90° PVCU D25	1.47 €		1.47 €	185.22 €	1
721150105	168	COUDE FF 45° PVCU D16	2.34 €		2.34 €	393.12 €	1
721510107	42	UNION FF PVCU/EPDM D25	5.43 €		5.43 €	228.06 €	1
721200107	84	TE EGAL 90° F PVCU D25	1.84 €		1.84 €	154.56 €	1
721960107	42	BOUCHON F PVCU D25	1.00 €		1.00 €	42.00 €	1
721540707	42	UNION PVC/INOX 25 X 3/4M	35.02 €		35.02 €	1 470.84 €	1
721960607M	42	BOUCHON F PVCU 3/4 SA035898	4.90 €		4.90 €	205.80 €	1
161017086M	25	TUBE PVC PN10 D63 CAT 4 SA035661	4.49 €		4.49 €	112.25 €	1
721510111	5	UNION FF PVCU/EPDM D63	16.22 €		16.22 €	81.10 €	1
161546067M	5	VANNE PVC GF D63 SA001998	87.56 €		87.56 €	437.80 €	1
DIVERS	3	DEBIMETRE T YPE 335 63MM 199335008 Pas de possibilités en débitmètre 400/4000 GF	385.04 €		385.04 €	1 155.12 €	1
721100111	11	COUDE FF 90° PVCU D63	5.86 €		5.86 €	64.46 €	1
721150111	6	COUDE FF 45° PVCU D63	6.18 €		6.18 €	37.08 €	1
721200111	6	TE EGAL 90° F PVCU D63	7.48 €		7.48 €	44.88 €	1
161017090	5	TUBE PN10 PVC-U D125 X 6,0 DK	31.42 €		31.42 €	157.10 €	1
721100115	1	COUDE FF 90° PVCU D125 *	59.15 €		59.15 €	59.15 €	1
721150115M	1	COUDE A 45 PVC-U PN16 D125 ARTICLE MARCHE DIVERS	59.15 €		59.15 €	59.15 €	1
DIVERS	4	UNION 3 PIECES A COLLER 125MM PVC MARQUE HIDROTEN (N'EXISTE PAS EN GF)	78.17 €		78.17 €	312.68 €	1
PV1220025	86	COLLIER DE FIXATION VDL D25 48830025	1.57 €	50,00 %	0.79 €	67.51 €	1
PV1220063	21	COLLIER DE FIXATION VDL D63 48830063	4.57 €	50,00 %	2.29 €	47.99 €	1
PV1220125	2	COLLIER DE FIXATION VDL D125	14.43 €	50,00 %	7.22 €	14.43 €	1
721700010	2	BRIDE TOURNANTE PVCU D50	8.25 €		8.25 €	16.50 €	1
721790111	2	COLLET PVCU STRIE D63	6.63 €		6.63 €	13.26 €	1
PV1250063	2	JOINT EPDM 90X60X3 D63	3.60 €	50,00 %	1.80 €	3.60 €	1
161017098M	1	TUBE PVC PN10 D315 SA042134	166.03 €	30,00 %	116.22 €	116.22 €	1
799298005	1	COLLE T ANGIT POT 1KG+PINCEAU POUR EAU POTABLE	39.08 €	40,00 %	23.45 €	23.45 €	1
		Port				270.00 €	1
CT	TOTAL H.T.	% T.V.A.	Montant taxe	Bon pour accord le Nom, signature et cachet		TOTAL H.T. TOTAL T.V.A.	19 746.65 € 3 949.33 €
1	19 746.65 €	20,00	3 949.33 €				
						TOTAL T.T.C.	23 695.98 €

Annexe 5 : Devis des châssis incubateur établi par BEMAtch.



OFFRE BUDGETAIRE

Valperca SA
Succursale Percitech de Chavornay
Case Postale 434
2022 Bevaix

Quantité	N° Article	Désignation	Prix pce	Prix total
2.00 pce	212.000	Chassis incubateur, Lg 2350 et 2716 x 678 x 1640, inox A	3100.00	6 200.00

Remarques:

Tube 35 x 35 x 2, Inox A4

Les châssis seront vissés entre eux par les poteaux

Délais de livraison :	A convenir	SOUS TOTAL	6 200.00
Validité de l'offre :	1 mois		6 200.00
Conditions de paiements		RPLP	279.00
30 jours nets par bulletin de versement joint		TVA	8.1% 524.80
		TOTAL	CHF 7 003.80

Chemin des Serres 9 • 1434 Ependes
Tél. +41 24 454 24 74 E-mail : info@bematechsa.ch

Annexe 6 : Devis des structures PVC établi par Formoplast.



Formoplast SA, Rue des Uttins 34, 1400 Yverdon-les-Bains

Valperca SA
Succursale Percitech
Le Grand Pâquier
CH - 1373 Chavornay

pos.	description	quantité	prix de la pièce	prix net CHF
1	Test incubateur en PP-H/PP7032 Ø250mm, cône et réduction Longueur totale : 700mm Selon dessin n° FORM_2022_140	42.00 pces	395.00	16'590.00
2	Ensemble de 3 canalets en PP7032, ép. 10mm avec 1 canalet de réception des 3 canalets précité. 3 canalets de dimensions : 4700 x 410 x H50mm 1 canalet de réception de 4031 x 401 x H189mm, avec fond incliné	1.00 Bloc	5'185.00	5'185.00
3	Canalet en PP7032, ép. 10mm Dimensions : 5066 x 295 x H300mm	3.00 pces	1'680.00	5'040.00
4	Bac tampon en PP7032, ép. 15mm Dimensions : 1615 x 4489 x H664mm Y.c. renfort INOX gainé, 40/40/3mm	1.00 pce	7'150.00	7'150.00
total				33'965.00
TVA en sus 8.10%				2'751.17
montant de l'offre TTC				36'716.17

	Diplôme : Ingénieur agronome	
	Spécialité : Sciences halieutiques et aquacoles	
	Spécialisation / option : AQUA	
	Enseignant référent : LE BRIS Hervé	
Auteur(s) : POIRIER Esteban		Organisme d'accueil : Valperca SA, succursale Percitech Adresse : Le Grand Pâquier, 1373 Chavornay, Suisse Maître de stage : BERROU Nicolas
Date de naissance* : 11/04/2001		
Nb pages : 44 Annexe(s) : 8		
Année de soutenance : 2024		
Titre français : Contribution au développement de la phase d'incubation de la perche européenne <i>Perca fluviatilis</i> .		
Titre anglais: Contribution to the development of the incubation phase of the European perch <i>Perca fluviatilis</i> .		
Résumé : Le maintien de la variabilité génétique en aquaculture est essentiel pour garantir la résilience et la durabilité d'un cheptel. Au sein de l'écloserie Percitech, la stratégie de reproduction de la perche européenne (<i>Perca fluviatilis</i>) par l'utilisation d'outils comme des listes de croisements entre géniteurs joue un rôle crucial dans ce maintien. L'étude actuelle vise à améliorer les pratiques d'incubation des œufs de perche afin d'optimiser l'efficacité de ces listes de croisements. Deux axes principaux ont été explorés. Le premier consiste à dimensionner, modéliser en 3D, et budgétiser un futur circuit d'incubateurs individuels, conçu pour assurer une traçabilité précise des œufs. Cette traçabilité est essentielle pour garantir une représentation génétique optimale de chaque femelle dans le cheptel. Le circuit d'incubateurs individuels, tel qu'il a été dimensionné et budgétisé, constitue un outil précieux pour la future construction de ce système, contribuant ainsi à améliorer la phase d'incubation et à maintenir la variabilité génétique. Le second axe porte sur l'identification d'indicateurs prédictifs de la qualité des œufs, dans le but de mettre en place une procédure de contrôle qualité. Les recherches menées suggèrent que la taille des ovocytes et que la fragmentation de leur gouttelette lipidique pourraient en être et les résultats semblent prometteurs pour l'établissement d'un contrôle qualité au sein de l'écloserie.		
Abstract : Maintaining genetic variability in aquaculture is essential to guarantee the resilience and sustainability of a stock. At the Percitech hatchery, the breeding strategy for European perch (<i>Perca fluviatilis</i>) using tools such as lists of crosses between broodstock plays a crucial role in maintaining genetic variability. The current study aims to improve perch egg incubation practices in order to optimise the effectiveness of these crossing lists. Two main avenues have been explored. The first involves the design, 3D modelling and budgeting of a future circuit of individual incubators, designed to ensure precise traceability of the eggs. This traceability is essential to guarantee optimum genetic representation of each female in the flock. The individual incubator circuit, as designed and budgeted, is a valuable tool for the future construction of this system, helping to improve the incubation phase and maintain genetic variability. The second area is the identification of predictive indicators of egg quality, with the aim of setting up a quality control procedure. The research carried out suggests that oocyte size and the fragmentation of their lipid droplet could be such indicators, and the results seem promising for the establishment of quality control within the hatchery.		
Mots-clés : Aquaculture, perche européenne, incubation, ruban, variabilité génétique, dimensionnement, qualité, larve.		
Key Words: Aquaculture, European perch, incubation, ribbon, genetic variability, sizing, quality, larvae.		

* Élément qui permet d'enregistrer les notices auteurs dans le catalogue des bibliothèques universitaires