

TABLE DES MATIÈRES

Résumé	iii
Table des matières.....	iv
Liste des tableaux	vi
Liste des figures.....	vii
Glossaire.....	xi
Remerciements	xiii
Introduction.....	1
Situation aquacole mondiale.....	1
Situation aquacole au Québec.....	2
Potentiel aquacole du doré jaune.....	4
L'élevage du doré jaune.....	5
Chapitre I : Revue de littérature.....	7
Ontogénie du doré.....	8
L'élevage larvaire intensif du doré.....	11
Chapitre II : Étude préliminaire (2014)	15
Introduction.....	16
Méthode	18
Résultats	31
Discussion.....	40
Conclusion.....	50
Chapitre III : Étude sur le développement de la vessie natatoire (2015).....	52
Introduction.....	53
Méthode	54
Résultats	66
Discussion.....	76
Conclusion	84
Références	86
Annexe A : Plan de l'unité 24 du LARSA lors de l'étude préliminaire de 2014.....	94
Annexe B : Procédure normalisée de suivi du développement d'œufs de dorés.....	95

Annexe C : Le XperCount, seau de décompte d'organismes aquatiques par spectrophotométrie	98
Annexe D : Détails sur l'argile utilisée pour induire la turbidité dans l'eau.....	99
Annexe E : Formulation de la moulée commerciale Otohime Marubeni Nisshin Feed Co. Ltd.....	100
Annexe F : Formulation de la moulée commerciale Gemma Wean de Skretting Canada Inc.	101
Annexe G : Crépine de 18po élaborée d'après le modèle de Clayton et Summerfelt (2011)	102
Annexe H : Patron de la distribution de la lumière de l'Unité 24 du LARSA de l'Unité 24 du LARSA	104
Annexe I : Informations détaillées sur le rondin absorbeur d'huile	105
Annexe J : Certificat d'analyse de la turbidité de la formazine de calibration.....	107
Annexe K : Tentative de décompte des larves avec une VN dans un bac muni de rétroéclairage.....	108

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Paramètres physico-chimiques de l'eau des deux types de circuits aquacoles (moyenne \pm écart-type) et la valeur recommandée	22
Tableau 2 : Tailles et rations de moulées distribuées aux larves en fonction de leur stade de développement.....	25
Tableau 3 : Valeurs estimées de la taille et de la composition des différentes moulées distribuées aux larves	25
Tableau 4 : Résultats de survie et de développement des larves de doré au 24e JPE.....	39
Tableau 5 : Paramètres physico-chimiques de l'eau (moyenne \pm écart-type) et les valeurs recommandées	62
Tableau 6 : Tailles et rations de moulées distribuées aux larves en fonction de leur stade de développement.....	63
Tableau 7 : Tableau des résultats du test de comparaisons multiples H.S.D. de Tukey.....	72
Tableau 8 : Tableau de l'ANOVA du plan en bloc complet sur la proportion de larves ayant développé leur vessie natatoire au 26 ^e JPE.....	72
Tableau 9 : Survie (n larves finales /n larves au 5 ^e JPE), longueur (mm) et croissance ((longueur finale - longueur au 3e JPE] / [JPE final - 3]) des larves de doré nourries sous différents régimes alimentaires au Rathbun Fish Culture Research Facility.....	78
Tableau 10 : Ressources nécessaires et succès de l'élevage pour trois stratégies de nettoyage des bassins d'une écloserie de sandre (<i>Sander lucioperca</i>) d'après un modèle d'élevage larvaire de 100 000 larves par bassin de 3m ³	83

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Production aquacole et capture mondiale en millions de tonnes, de 1950 à 2012.....	1
Figure 2 : Production aquacole au Québec en tonnes.....	3
Figure 3 : Distribution du doré jaune indigène (en vert) et introduit (en jaune) à travers l'Amérique du Nord	5
Figure 4 : Ontogénie du doré indiquant les étapes majeures du développement larvaire.....	8
Figure 5 : Représentation de l'effet de la lumière sur le comportement des larves de dorés en eau claire (gauche) et turbide (droite). A : La lumière en eau claire pénètre jusqu'au fond du bassin et reflète sur les parois du bassin tandis qu'en eau turbide, la lumière est dispersée par les particules d'argile et ne se rend pas jusqu'au fond du bassin. B et C : Les larves en eau claire sont attirées par la lumière directe réfléchiée par les parois et s'amoncellent sur celles-ci. Les larves en eau turbide sont davantage dispersées et font face au courant.....	10
Figure 6 : Incubateur de type bell jar de 5.75 L avant le début de l'éclosion (15° JPF). À ce stade, les œufs œillés sont plus denses que les œufs morts (blancs) et il devient facile d'estimer la mortalité pendant l'incubation.	18
Figure 7 : Lot d'œufs de doré au 10 ^e jour post-fertilisation. Les œufs ayant le centre noir sont des embryons morts.....	20
Figure 9 : Disposition de la crépine, du gicleur, de l'arrivée d'eau et du nourrisseur à chacun des bassins. Il n'y a aucun gicleur en face du nourrisseur (identifié par un ruban rouge sur la photo).....	21
Figure 8 : (À gauche) Schéma d'un bassin suédois de 150 L où A = 26po; B = 22po; C = 18po; D = 4po; E = 7po et F = 9po. (À droite). Schéma d'une crépine fixée au trop-plein de 1¼ po de diamètre. Le Nitex à maille de 700µ et, d'une hauteur de 7po est collé grâce à une membrane adhésive et imperméable en butyle élastique.....	21
Figure 10 : Pompe péristaltique permettant le transfert de la solution d'argile (5g/L).....	23
Figure 11 : Comparaison des différentes tailles de moulées. (En haut) Moulée Otohime C1 de taille T3, (Au milieu) Moulée Gemma Wean 0.2 de taille T1, (En bas) Moulée Gemma Wean 0.3 de taille T2	26
Figure 12 : Artémie non enrichie utilisée dans le traitement Artemia. Longueur = 550 µm; largeur = 180 µm; envergure des antennes = 620 µm	27
Figure 13 : Bac de comptage des larves mortes du B20 au 11e JPE. Il contient 820 larves mortes correspondant aux petits points noirs. Les amas orangés sont composés de restes de moulés non-ingérés, de fèces et de champignons aquatiques.....	28

Figure 14 : Exemple d'une photo (0,63X) d'un groupe de larves de dorés (17e JPE). Seules les deux larves du bas ont développé leur vessie natatoire.	29
Figure 15 : Exemple d'une photo de groupe au 24 ^e JPE où toutes les larves du sous-échantillon avaient développé leur vessie natatoire.	30
Figure 16 : Suivi de la concentration d'ammoniaque non ionisé (NH ₃ -N) en mg/L dans le circuit fermé (ligne pleine) et le circuit ouvert (ligne pointillée). La ligne horizontale rouge représente le seuil recommandé en aquaculture.	31
Figure 17 : Suivi de la concentration de nitrite (NO ₂) en mg/L dans le circuit fermé (ligne pleine) et le circuit ouvert (ligne pointillée). La ligne horizontale rouge représente le seuil recommandé en aquaculture.	31
Figure 18 : Larve de doré au 16e JPE, ou 1er JPE (154,7 DCJ). On distingue les deux otolithes (A), les branchies (B), le globule huileux (C) et le sac vitellin (D).	32
Figure 19 : Larve de doré au 2e JPE (172,4 DCJ) d'une longueur de 7,89mm. On distingue déjà la mâchoire inférieure et supérieure.	32
Figure 20 : Suivi de l'ingestion alimentaire des larves de dorés pour tous les traitements dans les deux systèmes de circulation d'eau.	33
Figure 21 : Diagramme à barre des larves ayant développé une vessie natatoire au 24e JPE. Les barres pâles sont les bassins en circuit ouverts et les barres foncées sont les bassins en circuit fermé. Aucune différence n'est observée entre les circuits, alors qu'il y en a une entre les traitements.	34
Figure 22 : Deux larves au 24e JPE, au grossissement 0.63X, où l'une est nourrie avec la moulée Gemma (en haut; 17.81 mm) et l'autre nourrie avec la moulée Otohime (en bas; 21.22 mm)	35
Figure 23 : Courbes de croissance des larves de dorés pour les trois traitements, et ce, dans les deux types de circuits, ouvert (en pointillée étroit) et fermé (en pointillé large). Les points sont les moyennes accompagnées de l'écart type.	35
Figure 24 : Suivi du développement de la vessie natatoire des larves de dorés des cinq traitements	36
Figure 25 : Proportion de larves ayant développé leur vessie natatoire au 24e JPE. Les barres pâles sont les bassins en circuit ouverts et les barres foncées sont les bassins en circuit fermé.	37
Figure 26 : Deux larves au 8e JPE, où l'une est dépourvue (à gauche) et l'autre pourvue (à droite) d'une vessie natatoire.	37
Figure 27 : Suivi de la mortalité journalière des larves de dorés pour les trois traitements, et ce dans les deux systèmes de circulation d'eau. Les lignes pointillées représentent les bassins en circuit ouvert et les lignes pleines, les bassins en circuit fermé.	38

Figure 28 : Proportion de larves ayant survécu jusqu'au 24e JPE pour chacun des trois traitements dans les deux systèmes de circulation d'eau. Aucune différence significative ni entre les traitements, ni entre les circuits ouvert ou fermé.	39
Figure 29 : Certains des rares oeufs de dorés au 14e JPF affectés par une infection fongique. .41	
Figure 30 : Incubateur avec les œufs morts (en haut) et œillés (en bas) au moment d'évaluer la mortalité (15e JPE).....	41
Figure 31 : Schéma de la circulation d'eau d'un bassin de 150 L adapté à l'élevage larvaire (à gauche) muni d'une crépine pleine longueur (à droite)	42
Figure 32 : Comparaison de deux méthodes de dénombrement de larves de dorés. Chaque point est un bassin auquel ont été évaluées deux valeurs de décomptes de larves, soit par le poids (en y) et par le XperCount (en x). La ligne pointillée représente un accord parfait entre les décomptes des deux méthodes. La ligne pleine représente la tendance centrale des valeurs de décompte de larves. (En haut à gauche) L'équation de régression du modèle linéaire associé à ces valeurs de décompte. (En bas à droite) et l'histogramme des résidus du modèle linéaire sont présentés.	44
Figure 33 : Seau de décompte XperCount™ de XpertSea Solution inc.....	44
Figure 34 : Évolution de la résorption du vitellus et du globule d'huile jusqu'à la première ingestion alimentaire au 8e JPE. De haut en bas respectivement, des photos de larves au 2e, 5e, 6e, 7e, 8e et 8e JPE. Au 8e JPE, l'une n'a rien ingéré tandis que l'autre ...	46
Figure 35 : Crépine pleine longueur, de 18po de haut et de 4 po de diamètre. Voir Annexe G.....	56
Figure 36 : Disposition schématique des bassins en bloc complet, de la tuyauterie et des traitements expérimentaux à l'intérieur de l'U24 au LARSA.....	58
Figure 37 : Buse à microjet d'eau de 90° au-dessus de la surface d'eau permettant d'émulsifier le film d'huile de surface.....	59
Figure 38 : Tuyau circulaire à micropores fins. Ces tuyaux étaient disposés autour des crépines, au fond des bassins et étaient alimentés par de l'air comprimé (30psi).....	60
Figure 39 : Bassin avec un rondin d'absorption d'huile déposé à la surface de l'eau	61
Figure 40: Tamis de 700 µm utilisé pour capter les larves mortes lors du siphonage quotidien des bassins.	64
Figure 41 : Suivi de la longueur des larves (mm) jusqu'au 26e jour post-éclosion. Les points gris sont les données brutes et les points noirs sont les moyennes accompagnées de leur écart type.	67

Figure 42 : Longueurs des larves de chaque traitement au 26e jour post-éclosion. Les lignes noires sont les écarts types. Aucune différence significative n'a été observée entre les traitements.....	68
Figure 43 : Suivi de la longueur des vessies natatoires (mm) jusqu'au 19 ^e jour post-éclosion. Les points gris sont les données brutes et les points noirs sont les moyennes accompagnées de leur écart type.....	69
Figure 44 : Suivi de la proportion de larves ayant développé leur vessie natatoire pour chaque traitement jusqu'au 26 ^e jour post-éclosion.....	70
Figure 45 : Diagramme quantile-quantile des données de la proportion de larves ayant développé leur vessie natatoire au 26e JPE.....	71
Figure 46 : Histogramme de la distribution de la proportion de larves ayant développé leur vessie natatoire au 26 ^e JPE.....	71
Figure 47 : Proportion de larves ayant développé leur vessie natatoire au 26e JPE. Les lignes noires représentent l'écart type. Les différences sont significatives au seuil d'acceptabilité $p < 0,1^+$	72
Figure 48 : Proportion de larves ayant développé leur vessie natatoire au 26e JPE. Les différences sont significatives au seuil d'acceptabilité $p < 0,1^+$	73
Figure 49 : Suivi de la mortalité (nombre de morts récoltés / nombre de vivants) journalière jusqu'au 20 ^e JPE.....	74
Figure 50 : Mortalité finale (nombre de larves vivantes au 26 ^e JPE/nombre de larves au 2 ^e JPE. Les lignes noires représentent l'écart-type. Aucune différence significative n'a été observée entre les traitements quant à la survie finale des larves.....	75
Figure 51 : Œufs atteints d'une infection fongique occasionnant des amas qui empêchent les échanges gazeux et qui mènent à la mort des œufs.....	76
Figure 52 : Température d'incubation (en bleu) et nombre de degrés Celsius jour (en rouge) pour les années 2014 (ligne pleine) et 2015 (ligne pointillée). Les lignes noires verticales correspondent moment du pic d'éclosion.....	77
Figure 53 : Suivi de la longueur des larves sous deux moyennes de températures d'élevage différentes. (Ligne pointillée) 20°C en 2015. (Ligne pleine) 18°C en 2014.....	79
Figure 54 : Mortalité journalière, du 5 ^e au 20 ^e JPE, à deux densités d'élevage différentes.....	82

GLOSSAIRE

Circuit fermé : Système où l'eau est recirculée

Circuit ouvert : Système où l'eau n'est pas réutilisée (*Flow through system*)

DCJ : Degré(s) Celsius-jours (*day temperature unit*)

DVN : Développement de la vessie natatoire

F_{TU} : *Formazine turbidity unit*

JPE : Jour(s) post-éclosion (*day post hatching*)

JPF : Jour(s) post-fertilisation (*day post fertilization*)

LARSA : Laboratoire de recherches en sciences aquatiques

NGVN : Non-gonflement de la vessie natatoire

REFB : Recirculation et filtration biologique

VN : Vessie natatoire

Il m'étonnera toujours de constater que, parmi toutes les chairs animales consommées massivement par l'Homme incluant le porc, le bœuf, le poulet et le poisson, seule la chair de poisson demeure encore aujourd'hui largement obtenue par l'archaïque méthode du chasseur-cueilleur...

REMERCIEMENTS

D'abord, je tiens à remercier mon directeur de recherche, le Dr. Grant Vandenberg, pour m'avoir donné l'opportunité de contribuer, modestement, à l'avancement de nos connaissances en aquaculture, mais aussi pour ces encouragements et sa reconnaissance. Ensuite, je me dois d'honorer la grande contribution d'Émilie Proulx, professionnelle de recherche, qui m'a transmis de nombreuses techniques de travail en laboratoire et de connaissances en aquaculture. Merci à tout le personnel du Laboratoire de Recherche en Sciences Aquatiques, Serge Higgins, Jean-Christophe Therrien, Marie-Christine T. Dion et Isabelle Langlois-Parisé, qui a été d'un aide inquantifiable tout au long des expérimentations, et aux nombreux stagiaires qui ont rendu ces travaux possibles. Merci à Marie-Hélène Deschamps, professionnelle de recherche, pour ses commentaires constructifs et ses recommandations. Merci à Marco Blanchet, de la Station Piscicole les 3 Lacs, pour nous avoir fourni les œufs de doré, à nos collaborateurs de l'Université du Québec à Rimouski, Céline Audet et Réjean Tremblay, à Valérie Robitaille et Sylvie Lavigne de la compagnie XpertSea Solution Inc. Ce projet a été supporté par le Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec dans le cadre du programme INNOVAMER et par Ressources Aquatiques Québec. Finalement, je remercie mes enfants, Maïa et Isaïc qui occupent mes pensées en permanence et qui me donnent la motivation et l'énergie de poursuivre ce défi académique ainsi que mes autres implications sociales et entrepreneuriales

INTRODUCTION

SITUATION AQUACOLE MONDIALE

L'industrie de l'aquaculture dans le monde est en essor et les perspectives de développements sont à la hausse. À l'échelle mondiale, la production de poisson a augmenté de façon constante au cours des 5 dernières décennies (FAO 2014) (Figure 1). Les approvisionnements annuels ont sans cesse décuplé et dépassent la croissance moyenne de la population humaine (FAO 2014). Globalement, on consomme davantage de poisson, 9,9kg par personne en 1961 contre 19,2kg en 2012 (FAO 2014). Deux secteurs d'activités assurent cette production et génèrent des emplois à plus de 260 millions de travailleurs, le secteur des pêcheries et celui de l'aquaculture (McClanahan et al. 2015). Depuis les années 1990, l'industrie de la pêche semble avoir plafonné avec des débarquements annuels gravitant autour de 90 millions de tonnes de poissons (FAO 2014) (Figure 1), et ce, en dépit d'une augmentation de l'effort de pêche (Watson et al. 2013). Plus du quart des stocks de poissons ont connu une baisse de rendement de 10% et sont donc considérés comme effondrés (Worm et al. 2006). De plus, 63% des stocks requièrent toujours un rétablissement afin d'atteindre un rendement maximum soutenable (Worm et al. 2009). Cette surexploitation et la destruction de l'habitat aquatique par l'action de certains bateaux de pêche industriels compromettent la durabilité des stocks, la biodiversité des

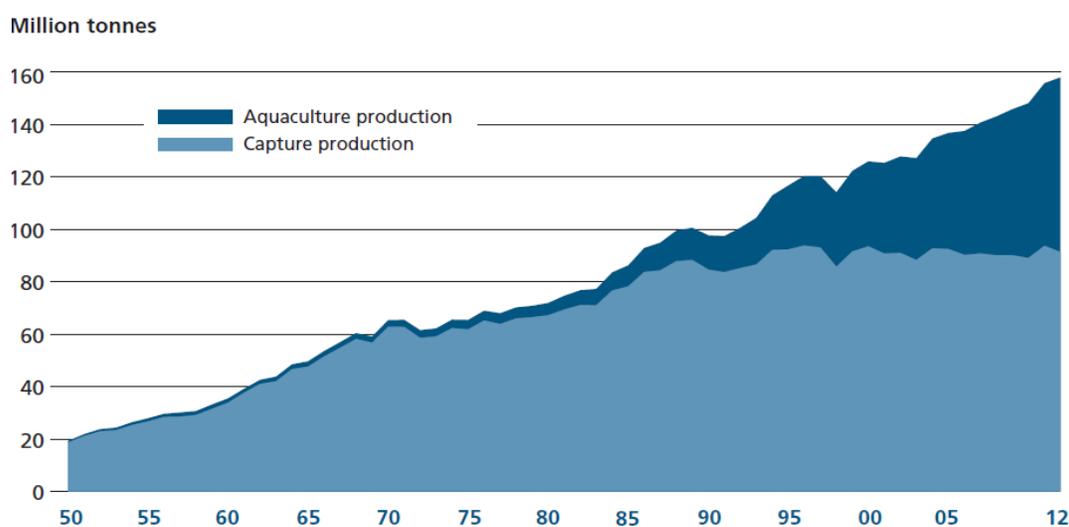


Figure 1 : Production aquacole et capture mondiale en millions de tonnes, de 1950 à 2012 (FAO 2014)

océans et la qualité de l'eau (Worms et al. 2006). Ces difficultés ont favorisé l'essor de l'aquaculture à travers le monde, qui tend maintenant à dépasser le secteur des pêcheries en matière de production annuelle (FAO 2014) (Figure 1).

SITUATION AQUACOLE AU QUÉBEC

Le développement de l'aquaculture en eau douce au Québec accuse un retard due, entre autres, à un manque de diversité dans son offre. Alors que la production mondiale grimpe, celle du Québec décroît inexorablement. Le Québec offre un potentiel aquacole considérable grâce à ses importantes ressources en eau douce renouvelable, qui représentent 3% du volume mondial (MDDEFP 2012). Pourtant, le Québec produit moins de 0,0003% des poissons d'eau douce d'élevage dans le monde (FAO 2014, MAPAQ 2013a). L'aquaculture en eau douce y est d'abord développée pour le marché de l'ensemencement (78%) où l'omble de fontaine (*Salvelinus fontinalis*) est le principal produit et, secondairement, pour le marché de la table (21%) où la truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*) représente la majorité de la production (MAPAQ 2013a, Morin 2007). Le Québec produit donc essentiellement des salmonidés (99%) (MAPAQ 2013a, Morin 2007). La consommation moyenne de poissons et de fruits de mer des québécois est en augmentation passant de 7,65 kg à près de 10 kg par personne par année entre 2005 et 2012 (Grysole 2009, MAPAQ 2013b). Parallèlement, les importations de poissons et de fruits de mer au Québec étaient de 220 M\$ en 2005 et ont augmenté à 420 M\$ en 2012 (Grysole 2009, MAPAQ 2013b). Ainsi, une diversification de la production aquacole au Québec pourrait sans doute permettre de diminuer l'importation étrangère tout en stimulant l'économie de la province et le secteur de l'industrie de l'aquaculture en eau douce au Québec.

Les restrictions en matière de rejet de phosphore limitent le développement de l'industrie aquacole au Québec. Depuis l'année 2000, l'instauration de normes environnementales sur la limite de rejet de phosphore par tonne de poissons produits a eu pour effet de diminuer considérablement la production aquacole québécoise. En effet, la production a radicalement chuté durant les années qui ont suivi, passant de 2200 T en 1999 à 1260 en 2013 (Morin 2007, MAPAQ 2013a). L'objectif était que les producteurs diminuent leurs émissions en phosphore à 4,2 kg de phosphore par tonne de production (STRADDAQ 2012). Cette réalité

encourage le développement des techniques de production alternatives, rentables et écologiques afin d'encourager l'établissement de nouvelles fermes piscicoles au Québec. Actuellement, l'un des plus grands défis pour l'aquaculture est la maximisation de la productivité tout en minimisant les impacts environnementaux de son exploitation. Pour ces raisons, le développement de systèmes fermés où l'eau est filtrée et recirculée (REFB) est très prometteur. Ces systèmes offrent une meilleure conservation de l'eau, diminuant ainsi les coûts associés au chauffage, et permettent un meilleur taux de capture des déchets, limitant ainsi le rejet de nutriments néfastes pour les écosystèmes tributaires (Timmons et Ebeling 2010). L'utilisation de ces systèmes est donc à privilégier afin de permettre un développement durable de l'aquaculture.

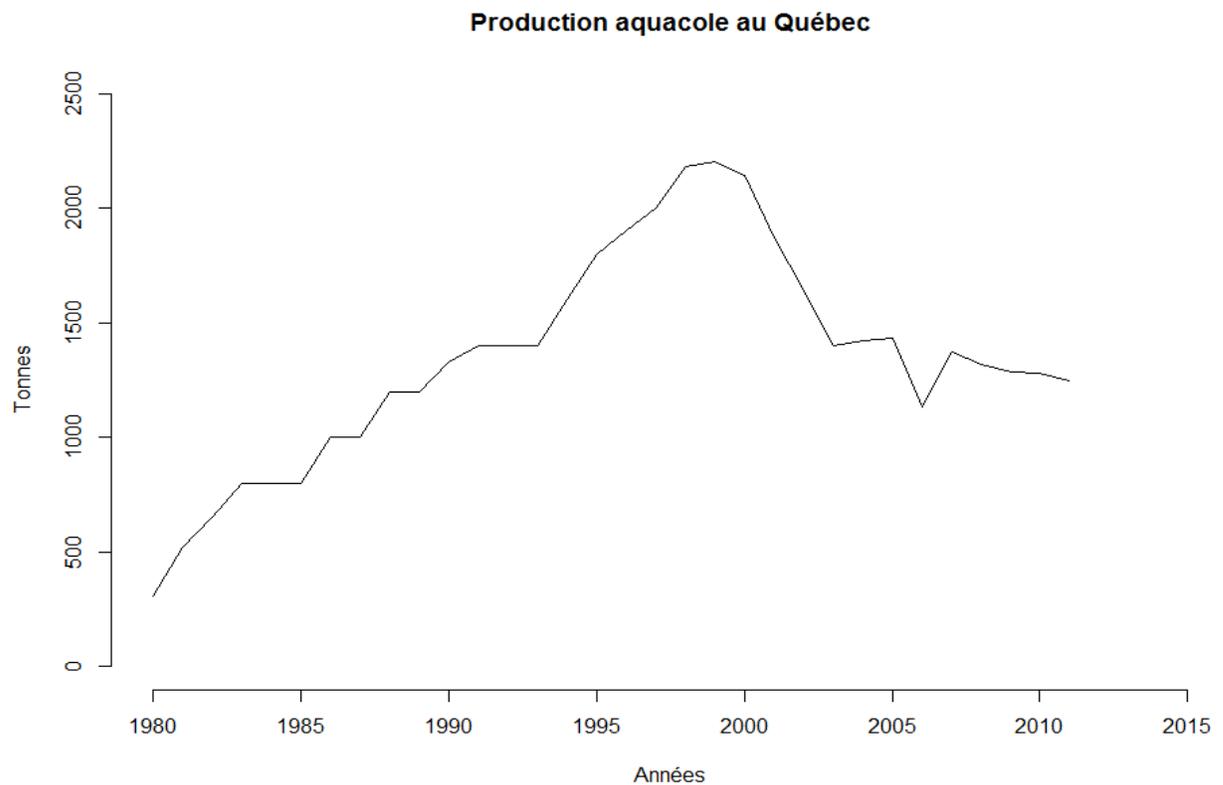


Figure 2 : Production aquacole au Québec en tonnes, adapté de Morin (2007) et MAPAQ (2013a)

POTENTIEL AQUACOLE DU DORÉ JAUNE

Le doré jaune (*Sander vitreus*) est une espèce d'une grande valeur commerciale dans le nord des États-Unis comme au Canada (Summerfelt et al. 2010) et représente un potentiel aquacole au Québec (Dubé 2005). Il est naturellement présent dans la presque totalité de l'Amérique du Nord (Billington et al. 2011, Bozek et al. 2011a) (Figure 3). C'est un poisson mésotherme, c'est-à-dire qu'il préfère vivre en eau fraîche, soit entre 10-24°C (Bozek et al. 2011a). Cette espèce est depuis longtemps prisée pour sa qualité gastronomique (Walker 1992) et pour sa combativité à l'hameçon (Summerfelt et al. 2010, Fenton et al. 1996). Son élevage présente un potentiel économique enviable puisqu'actuellement, la demande de doré excède l'offre, faisant ainsi grimper sa valeur marchande (Summerfelt et al. 2010, Riepe 1998). Néanmoins, le doré demeure peu exploité au Québec, que ce soit sur le marché de la table ou celui de l'ensemencement (Morin 2007). Considérant (i) le resserrement des normes environnementales (ii) les préférences thermales du doré jaune et (iii) sa valeur économique élevée, l'utilisation de systèmes en REFB pour une production intensive de doré jaune pourrait s'avérer être une activité piscicole lucrative au Québec. En effet, les systèmes en recirculation, ou en circuit fermé, permettent une récupération et une valorisation des rejets nettement supérieure aux systèmes ouverts traditionnels (Timmons et Ebeling 2010) et permettrait donc de produire une quantité importante de poissons, ayant une valeur commerciale élevée, tout en respectant les normes environnementales en matière de rejet de phosphore. De plus, Tidwell et al. (1999) rapportent des taux de croissance élevés à des températures aussi élevées que 26-28°C, ce qui est plutôt étonnant pour un poisson d'eau fraîche. Il devient donc avantageux d'utiliser un système où l'eau est chauffée et recirculée, d'une part pour optimiser la croissance des poissons, mais aussi pour minimiser les coûts associés au réchauffement de l'eau (Timmons et Ebeling 2010). Finalement, puisque les technologies nécessaires au bon fonctionnement des systèmes en recirculation sont dispendieuses, prioriser l'élevage d'une espèce à grande valeur économique prend tout son sens et augmente la viabilité d'un projet commercial.

L'ÉLEVAGE DU DORÉ JAUNE

L'élevage du doré a suscité l'intérêt de nombreux chercheurs et a mené à un grand nombre de publications. Les premières publications concernant l'élevage du doré, ou plus spécifiquement la fertilisation et l'incubation des œufs sont attribuées à Nevin (1900) et Stranahan (1900, 1903). Aucune mention d'engraissement ou encore d'élevage intensif n'est évoquée. L'intérêt était d'abord d'ensemencer des larves afin de soutenir l'industrie de la pêche dans les Grands Lacs (Stranahan 1903). Rapidement, plusieurs agences publiques canadiennes et états-uniennes ont incubé et distribué des centaines de millions de larves dédiés à l'ensemencement (Bean 1914, Cobb 1923). La distribution d'alevins élevés intensivement n'aurait commencé qu'à partir du milieu des années 40 (Tunison et al. 1949). Après avoir

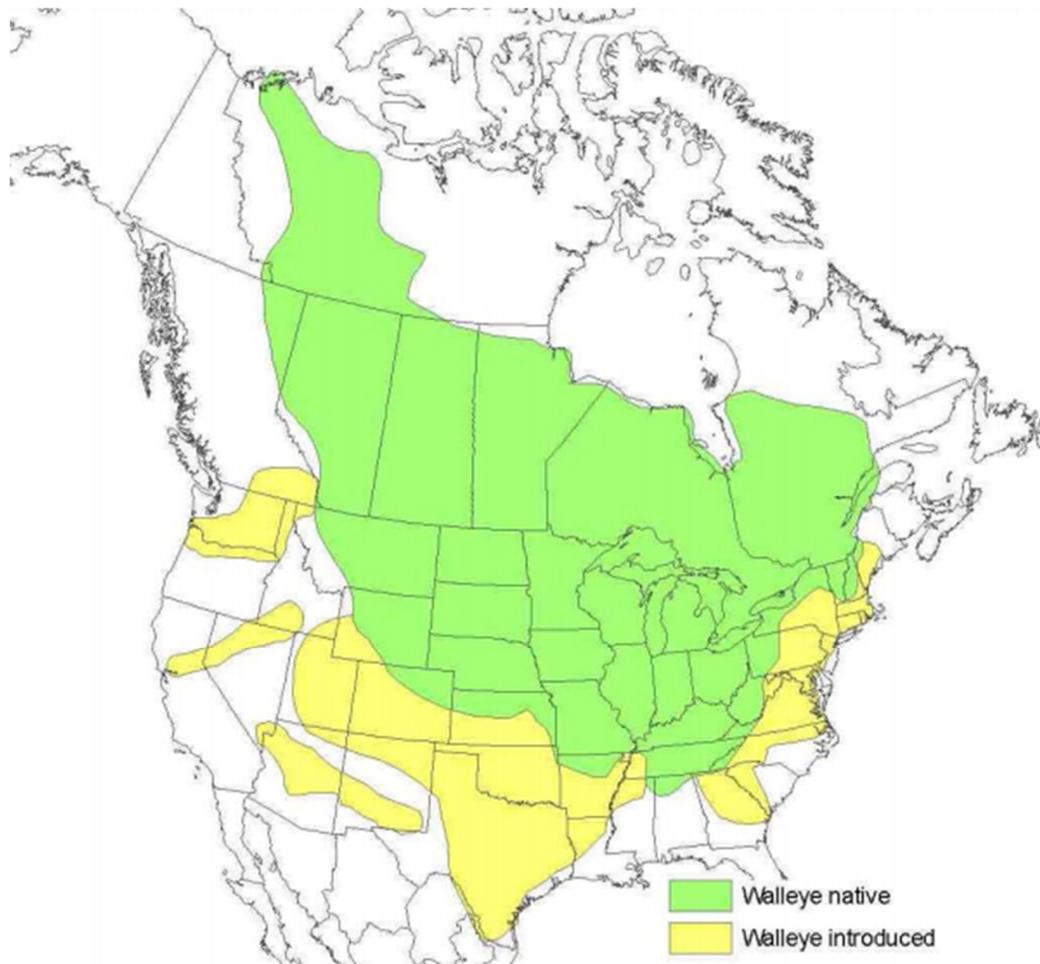
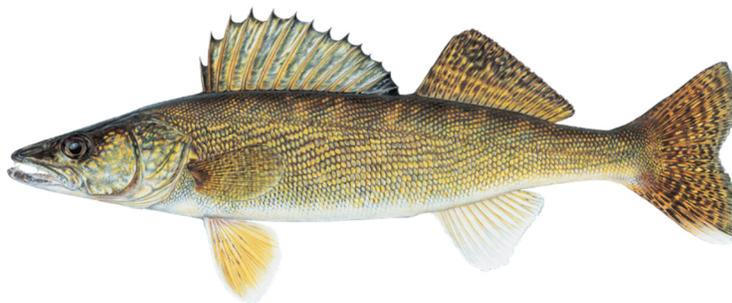


Figure 3 : Distribution du doré jaune indigène (en vert) et introduit (en jaune) à travers l'Amérique du Nord (Barton et al 2011)

ensemencé deux lacs en Iowa, Speaker (1940) rapportait une survie de 4,3% entre le stade larvaire et celui d'alevin. Les évaluations des stocks de dorés ont démontré l'inefficacité de l'ensemencement de larves dans plusieurs lacs et ont conduit Heidinger et al. (1985) à expérimenter l'élevage du doré en étang jusqu'au stade d'alevin. Plusieurs expériences ont été menées avec des étangs artificiels et naturels impliquant l'ajout de fertilisants et de poissons-fourrage. L'élevage extensif s'est rapidement élargi et en 1991, 29 agences s'occupaient de l'ensemencement d'alevins de doré (Fenton et al. 1996). L'intérêt grandissant pour l'élevage de cette espèce a engendré une vaste quantité de publications durant les années 90 qui ont amené l'édition d'un livre sur le sujet : « Walleye Culture Manual » (Summerfelt 1996). Les 82 auteurs proposent une profonde revue de nos connaissances sur l'élevage du doré en 16 chapitres couvrant 47 études menées au Canada et aux États-Unis. Un chapitre complet est dédié à l'élevage intensif du doré en bassin. Un nouveau recueil, publié en 2011, se veut être une source d'information incontournable sur la biologie, l'écologie, la gestion et l'élevage du doré jaune et du doré noir en Amérique du Nord (Barton et al. 2011). Malgré ces recherches, il s'avère que l'élevage de cette espèce demeure délicat, car les résultats sont variables, voire imprévisibles, et que le rendement est donc incertain. La survie au stade larvaire est l'élément clé à résoudre afin de parvenir à soutenir une production intensive rentable.



Source : www.mffp.qc.ca

Rapport-Gratuit.com

CHAPITRE I : REVUE DE LITTÉRATURE

ONTOGÉNIE DU DORÉ

Le développement larvaire du doré ne s'effectue pas par un processus graduel, mais plutôt de façon ponctuelle, ou saltatoire (Balon et McElman 1979, Balon 1994, Bozek et al. 2011b), en passant par des stades de développement majeur (Figure 4). La terminologie pour décrire ces différents stades est complexe et peut varier d'après les auteurs, mais celle de Li et Mathias (1982) sera utilisée dans le document présent, car c'est la terminologie la plus couramment utilisée par les chercheurs canadiens et états-uniens (Summefelt et al. 2013a). On reconnaît 5 étapes soit, le stade prolarvaire, post-larvaire I, post-larvaire II, juvénile et adulte (Li et Mathia 1982, Balon et McElman 1979).

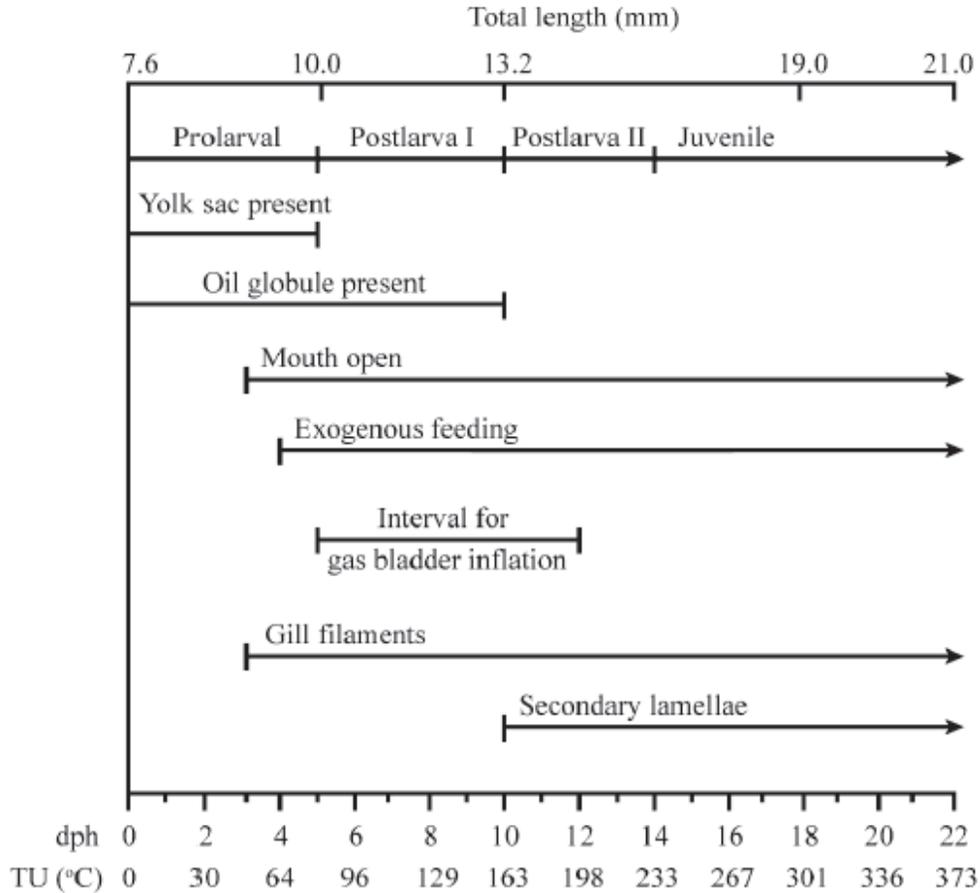


Figure 4 : Ontogénie du doré indiquant les étapes majeures du développement larvaire (Phillips et Summerfelt 1999)

INCUBATION

Summerfelt et al. (2013a) rapportent que la durée d'incubation et d'éclosion peut être très variable et qu'elles dépendent de plusieurs facteurs, principalement de la température d'incubation, mais aussi de l'origine du matériel génétique (Casselman et al. 2006). Une revue des résultats de différentes éclosions aux États-Unis indique une durée d'incubation moyenne de 15 ± 6 jours à des températures de 10 ± 1 °C et une fenêtre d'éclosion de 12 ± 8 jours (Summerfelt et al. 2013a). Généralement, la température est augmentée à 13 ± 2 °C dès le début de l'éclosion afin de stimuler celle-ci et ainsi réduire l'intervalle de temps entre le premier et le dernier œuf éclos. Cette technique permet une meilleure uniformisation de la taille des poissons dans les bassins (Colesante 1996).

STADE PROLARVAIRE

Le stade prolarvaire correspond aux larves récemment écloses qui comptent encore sur leur sac vitellin et leur globule huileux comme source d'énergie (Summerfelt et al. 2013a, Balon 1979). Elles mesurent entre 5,7 mm et 7,8 mm d'après Oseid et Smith (1971) ou $7,4 \pm 0,6$ mm (n=900) d'après Hey et al. (1996). La longueur à l'éclosion peut varier d'après l'alimentation de la mère, de la génétique des parents, de la concentration en oxygène durant l'incubation (Oseid et Smith 1971) ou encore de la durée et la température d'incubation (Summerfelt et al. 2013a). Les prolarves sont de mauvais nageurs et conséquemment, le débit d'eau dans les bassins de cultures doit être particulièrement faible sans quoi elles épuisent rapidement leurs réserves énergétiques et meurt avant d'adopter une alimentation exogène (Cheshire et Steele 1972). La transition de l'alimentation endogène vers une alimentation exogène apparaît après la formation de la bouche aux 3^e JPE (Figure 4). À ce moment, il est crucial que la larve ait accès rapidement et facilement à de la nourriture, inerte, sous forme de moulée, ou vivante, sous forme zooplanctonique (Li et Mathias 1982). Les premiers signes d'alimentation exogène surviennent aux environs du 4^e JPE et la bouche est large d'environ 0,7 mm (Li et Mathias 1982). C'est à la fin de ce stade de développement (6^e JPE, 96 DCJ) que les prémices d'une vessie natatoire sont observables (Summerfelt et al. 2013a). Généralement, la fin du stade prolarvaire est atteinte lorsque le sac vitellin est complètement résorbé (5^e JPE, 82 DCJ), mais il peut persister jusqu'au 13^e JPE dépendamment de la température d'élevage (Hurley 1972, Olson 1974, Summerfelt et al. 2013a).

STADE POST-LARVAIRE I

Le stade post-larvaire I est caractérisé par une résorption complète du sac vitellin, mais pas du globule huileux, car il sert encore de source d'énergie pour la nage et la recherche de nourriture. Ce stade de développement dure généralement 5 jours (entre le 6^e et le 10^e JPE) durant lequel la larve passe de 10 à 13,2 mm (Figure 4). À cette étape, la formation d'une vessie natatoire et une alimentation exogène est cruciale pour la survie de la larve jusqu'à l'état juvénile (Balon 1984).

STADE POST-LARVAIRE II

Le stade post-larvaire II est caractérisé par la résorption complète du globule huileux qui, d'après Li et Mathias (1982), se termine aux environs du 14^e JPE (226 DCJ). La fenêtre de gonflement de la vessie natatoire (entre le 4^e et le 12^e JPE) est passée et conséquemment, les larves n'ayant pas développé cette structure auront des déformations de leur colonne vertébrale (Summerfelt et al. 2013a, Kitajima et al. 1994). Puisque le globule huileux n'est plus disponible comme réserve de nourriture, la nourriture exogène doit fournir une quantité équilibrée de nutriments essentiels tels les acides eicosapentaénoïques (EPA) et les acides arachidoniques (Czensny et al. 1999). Les études de Moodie et al. (1989) et de Peterson et al. (1997) rapportent qu'un pic de mortalité survient entre le 7^e et le 13^e JPE, coïncidant avec le moment de résorption du globule huileux. Ainsi, les larves ayant atteint ce stade de développement ont de grandes chances de survivre jusqu'au stade juvénile.

STADE JUVÉNILE

Le stade juvénile, qui survient généralement aux environs du 15^e JPE, est caractérisé par la formation adéquate des nageoires, de la vessie natatoire et du système digestif (Li et Mathias 1982, Summerfelt et al. 2013a). Les larves mesurent alors 16 mm et ont développé toutes les structures nécessaires pour survivre jusqu'au stade adulte.

L'ÉLEVAGE LARVAIRE INTENSIF DU DORÉ

En culture intensive, certaines difficultés environnementale et comportementale affectent la croissance et la survie des larves de dorés et conséquemment la rentabilité d'un établissement piscicole. Les cinq majeures qui subsistent encore sont (i) le comportement d'amoncèlement des larves sur les parois des bassins, (ii) la non-ingestion de nourriture artificielle, (iii) le cannibalisme et (iv) le non-gonflement de la vessie natatoire. Les récentes recherches sur le sujet ont permis d'établir des conditions d'élevage et des techniques qui réduisent considérablement ces difficultés.

COMPORTEMENT D'AMONCÈLEMENT SUR LES PAROIS DES BASSINS

Le comportement d'amoncèlement sur les parois des bassins s'explique par une phototaxie positive des larves qui persiste jusqu'au stade juvénile (< 35 JPE), généralement ~25 mm en élevage intensif, où la phototaxie devient négative (Bulkowski et Meade 1983). Durant les premières semaines, elles s'agglomèrent donc vers les parois des bassins, le trop-plein ou sur toute autre surface qui réfléchit la lumière (Figure 5). Cette attraction va jusqu'au point où elles ignorent la moulée et même la nourriture vivante (Corazza et Nickum 1981) (Figure 5). La croissance et le développement des larves sont donc diminués et une hausse du cannibalisme peut s'observer, car les larves affamées sont plus sujettes à rencontrer une autre larve, même à faible densité d'élevage. Cette agglomération est aussi susceptible d'engendrer des zones d'anoxie localisées aux parois des bassins et des déformations des larves en élevage intensif (Johnson et al. 2008), car les larves subissent des chocs sur les parois et qu'à ce stade de développement, le squelette n'est pas complètement ossifié (Balon et McElman 1979).

L'utilisation de bassins à parois foncées (Corazza et Nickum 1981, Colesante 1996, Martin-Robichaud et Peterson 1998), d'eau rendue turbide à l'aide d'argile (>23 FTU) (Rieger et Summerfelt 1997, Bristow et Summerfelt 1996) et d'une luminosité continue (Harder et al. 2012) d'intensité faible (<130 lux) (Loadman et al. 1986, Trotter et al. 2003), permet de contrer cet effet et de disperser les larves de façon homogène dans les bassins (Figure 5).

NON-INGESTION DE NOURRITURE ARTIFICIELLE

La non-ingestion de nourriture artificielle par les larves de dorés est une difficulté majeure en élevage intensif, car les percidés sont généralement des prédateurs et sont donc rarement

attirés par une source de nourriture immobile. Ce sont des nageurs très actifs dès leur éclosion et sont rapidement attirés par le zooplancton comme première nourriture (Bozek et al. 2011a). Les premières productions de larves de dorés en élevage intensif utilisaient des nauplii d'artémies comme alimentation hâtive, puis convertissaient progressivement leur diète vers des moulées commerciales (Howey et al. 1980). La densité de nauplii, la fréquence des ajouts et la densité de doré sont des facteurs importants lors des premiers jours d'alimentation. Colesante (1996b) visait des densités de 800 à 1300 nauplii par larve par jour jusqu'au 30^e JPE et a obtenu une survie de 42% à une densité de 21 larves/L. Peterson et al. (1997) a utilisé de 36 à 280 nauplii par larves par jour jusqu'au 23^e JPE et a obtenu une survie de 33-36% à une densité de 40-60 larves/L. Loadman et al. (1986) a déterminé qu'une densité de 100 nauplii par larve par jour produit une alimentation maximum durant les premiers jours de l'alimentation des larves de doré. (Iwai 1980) a fait la revue de plusieurs articles démontrant l'utilisation de la vision pour détecter et capturer des proies, mais l'implication de récepteurs chimiques sont également important. Comme la moulée manufacturée est inanimée, elle ne fournit pas les stimuli visuels et les frémissements du zooplancton ou encore leurs stimulants chimiques.

La nourriture artificielle a longtemps été exclue comme diète pour les larves de doré jusqu'aux années 90, qui correspond à l'arrivée de la Fry Feed Kyowa (FFK), une micromoulée formulée (< ~500 µm) qui inclut de la farine de krill. Depuis, les micromoulées commerciales incluant de la farine de krill se sont démontrées suffisamment appétentes par les larves de dorés et sont ajoutées aux diètes d'artémies afin d'habituer les larves à la moulées artificielle (Summerfelt et al. 2013).

CANNIBALISME

Le cannibalisme est un effet inhérent à la faible appétence des larves pour la nourriture artificielle lors des premiers jours suivant l'éclosion. Comme les dorés sont des prédateurs qui s'alimentent sur du zooplancton, des insectes aquatiques puis des poissons (Bozek et al. 2011), ils ont une attirance pour la nourriture vivante. Il est fréquent que les membres d'une même cohorte, donc de même taille, se cannibalisent entre eux (Loadman et al. 1986) et ce phénomène est d'autant plus important en élevage intensif en bassins (Summerfelt et al. 2013a). Le cannibalisme s'observe dès la formation de la bouche au 4^e JPE et peut affecter considérablement le succès de l'élevage larvaire s'il n'est pas pris en charge.

Disperser de façon homogène les larves dans les bassins d'élevage et favoriser l'ingestion alimentaire par les méthodes citées précédemment réduit le cannibalisme. Lorsque les bons paramètres de turbidité, d'intensité lumineuse, de photopériode, de bassins, de fréquence d'alimentation, de source d'alimentation et de densité d'élevages sont en place, le cannibalisme ne constitue pas une difficulté.

NON-GONFLEMENT DE LA VESSIE NATATOIRE

Le non-gonflement de la vessie natatoire (NGVN) induit des mortalités massives et des déformations de la colonne vertébrale (Summerfelt et al. 2013a, Kitajima et al. 1994). La vessie natatoire (VN) est une structure anatomique ressemblant à un sac et qui est présente chez la grande majorité des poissons osseux (Ostéichthyens) (Moyle et Cech 2004). Une larve n'ayant pas développé de vessie natatoire aura de la difficulté à nager et à se maintenir dans la colonne d'eau. Elle dépensera donc plus d'énergie et sera plus vulnérable au cannibalisme (Kitajima et al. 1981). Comme les dorés sont physoclistes, les larves doivent puiser une bulle d'air à la surface de l'eau afin de gonfler leur VN. Le film d'huile de surface engendré par la moulée et par le globule d'huile des larves mortes (Boggs et al. 1996, Chapman et al. 1988, Colesante et al. 1986) nuisent à l'absorption de bulles d'air par la larve de deux façons. D'abord, en créant une pellicule difficile à percer, et ensuite, en servant de milieu de culture pour des bactéries et champignons qui infecteront les larves qui parviendront à absorber une bulle d'air (Marty et al. 1995).

Un jet d'eau de surface positionné à 90° brise le film d'huile et favorise le développement de la VN (Summerfelt 2013b, Clayton et Summerfelt 2010, Moore et al. 1994). De plus, Colesante (1996) a utilisé une intensité lumineuse relativement élevée (680 lux) comme méthode afin d'attirer les larves à la surface de l'eau et ainsi favoriser le DVN. Suite à l'observation des premières larves ayant développé une VN (8-10 JPE), l'intensité lumineuse a été réduite à 140 lux pour le reste de l'expérimentation afin de permettre une dispersion verticale dans la colonne d'eau. Les méthodes pour favoriser le DVN chez les larves de doré seront approfondies dans le Chapitre III.

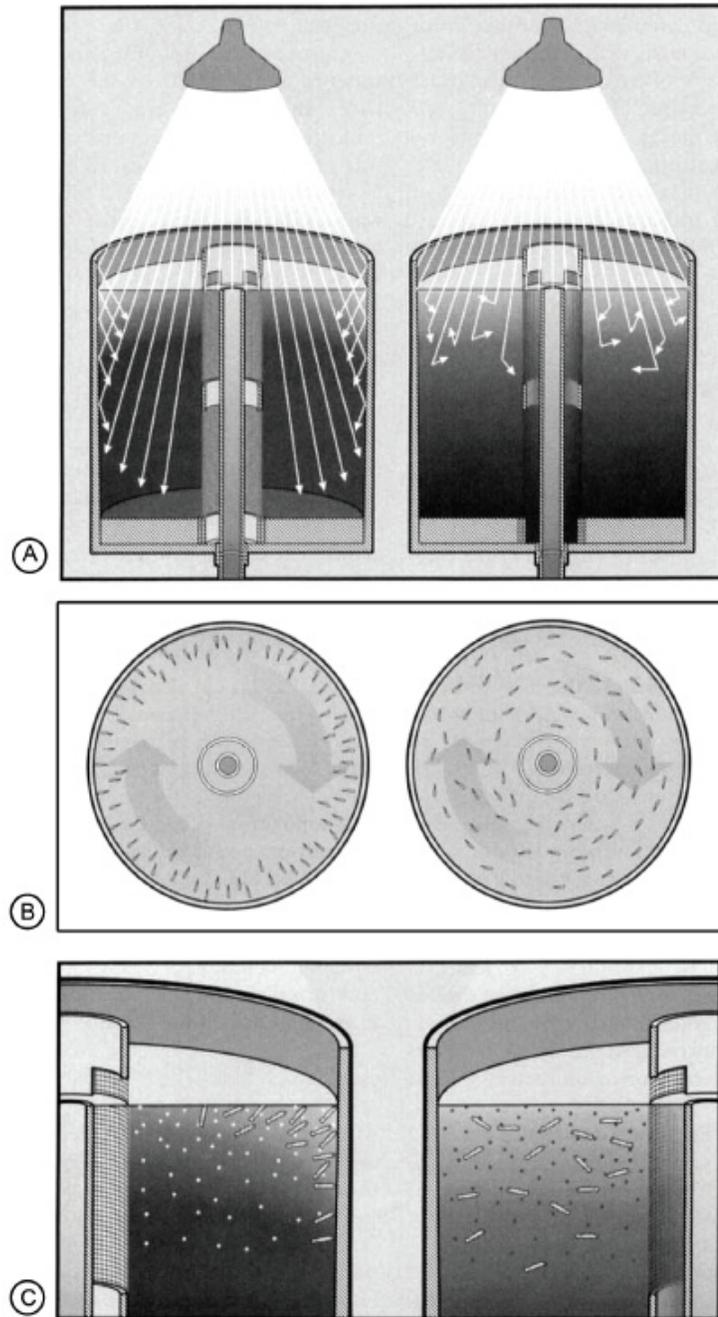


Figure 5 : Représentation de l'effet de la lumière sur le comportement des larves de dorés en eau claire (gauche) et turbide (droite). A : La lumière en eau claire pénètre jusqu'au fond et reflète sur les parois du bassin tandis qu'en eau turbide, la lumière est dispersée par les particules d'argile. B et C : Les larves en eau claire sont attirées par la lumière directe réfléchiée par les parois du bassin et s'amoncèlent sur celles-ci (comportement d'amoncèlement sur les parois). Les larves en eau turbide sont davantage dispersées et font face au courant ce qui améliore la prise alimentaire

CHAPITRE II : ÉTUDE PRÉLIMINAIRE (2014)

INTRODUCTION

La majeure partie des écloséries nord-américaines où l'on pratique l'élevage larvaire du doré jaune (*Sander vitreus*) est en circuit ouvert, c'est-à-dire qu'il n'y a aucune récupération de l'eau du système (Summerfelt 1996 et Summerfelt 2013a). Comme il est généralement accepté que l'avenir de l'aquaculture durable passera par l'utilisation de systèmes où l'eau est filtrée et réutilisée, il devient primordial de valider que les techniques d'élevage intensif s'appliquent à de tels systèmes. En plus des raisons environnementales, les systèmes en REFB ont le potentiel de minimiser les problèmes liés aux vecteurs de maladies et de maintenir l'eau aux températures optimales tout en minimisant les coûts énergétiques. La filtration de l'eau requiert différents types d'équipements comme des filtres à sables, des biofiltres à lit fixe, à lit fluidisé ou encore des filtres à tambours. L'efficacité de ces équipements, ou leur bon fonctionnement, est susceptible d'être altéré par la présence d'argile dans l'eau que requiert l'élevage intensif des larves de doré afin de pallier le problème de l'amoncèlement des larves sur les parois des bassins (Rieger et Summerfelt 1997). De plus, la moulée commerciale actuellement utilisée pour l'élevage larvaire du doré est (i) supplémentée de krills, une ressource précaire, est (ii) disponible que chez de rares fournisseurs, n'est (iii) autorisé au Canada que pour des fins scientifiques et non commerciales et est (iv) particulièrement dispendieuse. Conséquemment, d'autres moulées doivent être évaluées. Par ailleurs, la littérature rapporte que l'utilisation d'artémies favorise le passage de l'alimentation endogène vers une alimentation exogène (Czesny et al. 1999). Or, produire des artémies requiert des installations et possiblement de la main-d'œuvre supplémentaire. Ainsi, il est important d'évaluer la pertinence et la nécessité de motiver les larves à passer vers une alimentation exogène inerte à l'aide de proies animées. En parallèle, il a été démontré que les méthodes volumétriques de décompte des larves sont très variables et imprécises, et qu'elles requièrent une importante main-d'œuvre. Une méthode par spectrophotométrie a fait ses preuves dans le décompte d'algues et de zooplancton (Masson et al. 2013) et représente une avenue prometteuse qui sera testée pour des décomptes rapides et précis de prolarves de dorés.

OBJECTIFS ET HYPOTHÈSES

L'objectif général est d'établir les bases qui permettront d'assurer une production efficace de larves de doré jaune dans des systèmes en REFB.

La présente étude préliminaire testera donc les hypothèses suivantes :

- Les systèmes en recirculation d'eau intégrant l'argile permettent une production intensive de larves de dorés au moins aussi performante, en survie et en croissance, que les circuits ouverts traditionnels.
- Une moulée commerciale à coût réduit par enrichissement avec des algues permet une croissance larvaire similaire à la moulée commerciale enrichie de krills généralement utilisée.
- L'ajout d'artémies stimulera l'ingestion alimentaire durant la transition de l'alimentation endogène vers l'alimentation exogène et favorise le passage vers la moulée commerciale.
- Le seau XperCount™, basé sur une méthode par spectrophotométrie, est un outil rapide et efficace pour effectuer le décompte d'une quantité importante de larves de dorés.

MÉTHODE

FÉCONDATION

La fécondation s'est effectuée le 5 mai 2014 par Marco Blanchet et ses collègues à la Station Piscicole Trois Lacs (Wotton, Québec, Canada) avec la semence de leurs mâles domestiques et des œufs de femelles sauvages du Lac du Cerf (Région des Laurentides, Québec). Les œufs fécondés ont ensuite été immergés dans une solution diluée d'argile. L'eau induit le durcissement de l'œuf alors que l'argile élimine, par abrasion, la membrane adhésive entourant les œufs. Sans cette intervention, des agglomérations d'œufs se formeraient, ce qui augmenterait le risque d'infection fongique ou bactérienne (Balon 1975). De plus, les œufs deviennent libres de mouvement et leur surface de contact avec l'environnement externe augmente. Ces caractéristiques permettent une plus grande densité d'incubation (Summerfelt 1996). Bien que cette méthode expose les œufs à des conditions extrêmes (abrasion de la membrane externe, haute densité, mouvement constant), aucune méthode alternative n'a encore été établie pour résoudre ce problème de longue date qu'est l'incubation à haute densité d'œufs adhésifs et naturellement benthiques (Balon 1975).

INCUBATION

L'incubation nécessite un apport constant en eau douce afin d'évacuer les déchets métaboliques et de fournir une source continue d'oxygène aux œufs. Cette étape s'est donc effectuée dans deux incubateurs de type « bell jar » de 5,75L avec un débit moyen de 120 L/h (Figure 6). Ce type d'incubateur engendre un mouvement ascendant qui permet une excellente oxygénation des œufs. Cette méthode d'incubation a été éprouvée au fil du dernier siècle et a mainte fois démontrée son efficacité. L'incubateur était branché sur un circuit en recirculation (Annexe A : Plan de l'unité 24 du LARSA lors de l'étude préliminaire de 2014) et des traitements au formol (#F79-4, Fisher Chemical, NJ, USA) ont été effectués aux deux jours à une concentration de 1 : 600 (changement d'eau complet) afin de prévenir la prolifération bactérienne et fongique. La température de l'eau a été progressivement augmentée jusqu'à l'éclosion, passant de



Figure 6 : Incubateur de type bell jar de 5.75 L avant le début de l'éclosion (15^e JPF). À ce stade, les œufs œillés sont plus denses que les œufs morts (blancs) et il devient facile d'estimer la mortalité pendant l'incubation.

9,0°C durant les 7 premiers Jours Post-Fertilisation (JPF) à 13,8°C au 17^e JPF. La température moyenne d'incubation est donc de $11,0 \pm 1,2$ °C. La concentration en oxygène ($10,18 \pm 0,65$ mg/L) et le pH ($7,57 \pm 0,07$) ont été minutieusement surveillés tout au long de l'incubation. Les concentrations d'ammoniacque, de nitrite et de CO₂ étaient respectivement de 0,001, 0,02 et 0,00 mg/L au 7^e JPF et ces mesures n'ont pas été suivies considérant les faibles rejets métaboliques des œufs.

TRANSPORT

Le transport des 374 000 œufs dédiés à l'expérience s'est déroulé au 7^e JPF à 63 Degré-Celsius Jour (DCJ), dans une glacière de 20L. Le trajet à partir du pisciculteur à Wotton jusqu'au Laboratoire de Recherche en Sciences Aquatiques (LARSA) à Québec a duré 150 minutes. Entre-temps, la température de l'eau à l'intérieur de la glacière a augmenté légèrement passant de 9,0 °C à 10,5 °C. Les œufs ont été transférés dans leur incubateur d'origine, préalablement installé au-dessus du B6 de l'Unité #24 (Annexe A : Plan de l'unité 24 du LARSA lors de l'étude préliminaire de 2014) au Laboratoire de Recherche en Sciences Aquatiques (LARSA), sur le système en recirculation. À l'arrivée, la température de l'eau du système était de 10,5 °C, sa concentration d'oxygène de 10,0 mg/L et son pH de 7,5. Les œufs n'ont donc subi aucun choc thermique.

ÉCHANTILLONNAGE DES ŒUFS

Dès le lendemain, au 8^e JPF, à 73,5 DCJ, l'échantillonnage des œufs a commencé selon une procédure d'échantillonnage normalisée (Annexe B : Procédure normalisée de suivi du développement d'œufs de dorés). Les œufs étaient récoltés à l'aide d'une pipette insérée délicatement jusqu'au centre de l'incubateur afin de prendre un échantillon représentatif. Les informations recueillies étaient (i) la densité volumétrique des œufs, (ii) la mortalité journalière, (iii) le diamètre moyen d'un œuf, (iv) la variabilité du diamètre et (v) les différents paramètres physicochimiques de l'eau. Chaque jour jusqu'à l'éclosion, environ 1000 œufs ont été prélevés pour un total de 16 000 œufs. 20 de ces œufs étaient mesurés à l'aide de l'échelle métrique intégrée à la lentille du binoculaire (LEICA Wild M8Z) et 3 d'entre eux étaient pris en photo (Nikon CoolPix 995) correspondant au plus gros, au plus petit et au plus représentatif du lot. Ces photos visent à établir un suivi visuel du développement des œufs et de déceler des infections fongiques ou bactériennes éventuelles.

MORTALITÉ DES ŒUFS

Outre les évaluations quotidiennes, la mortalité totale a été estimée au 15^e JPF (146,9 DCJ), tout juste avant le début de l'éclosion, car la majorité des embryons avaient atteint le stade œillé. Grâce à la différence de densité entre les œufs morts et les œufs œillés vivants, une ségrégation s'observe dans la colonne d'eau de l'incubateur (Figure 7). Ce phénomène a permis une estimation définitive de la mortalité totale en récoltant seulement la partie superficielle et en déterminant le volume d'œufs morts et leur densité volumique.

ÉCLOSION

Les premiers œufs ont éclos au 16^e JPF à 159,5 DCJ alors que le pic d'éclosion s'est produit le 21^e JPF à 230,9 DCJ. À ce moment la température de l'eau était à 16,2°C. Les larves récemment écloses étaient déversées dans les bassins récepteurs via un entonnoir et un tuyau déverseur. Une bâche recouvrait l'incubateur et un orifice permettait de faire entrer la lumière vers la surface afin de diriger les larves vers l'entonnoir. Une quantité importante de larves ont été

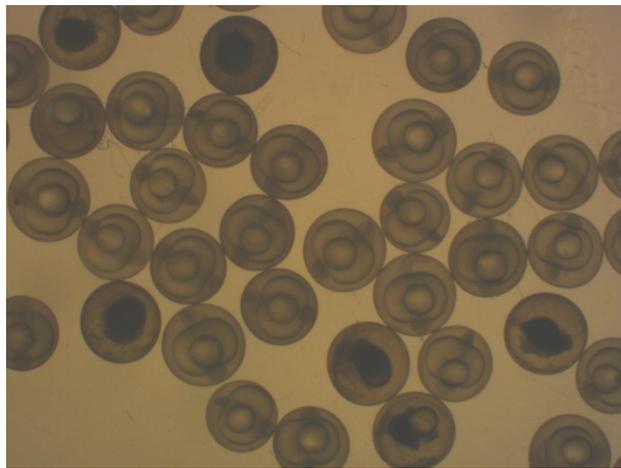


Figure 7 : Lot d'œufs de doré au 10^e jour post-fertilisation. Les œufs ayant le centre noir sont des embryons morts. Grossissement : 0.63X

découvertes dans le filtre à tambour lors du pic d'éclosion ; des explications sur leurs origines sont proposées dans la discussion. Les larves ont été séparées dans trois bassins différents (Annexe A : Plan de l'unité 24 du LARSA lors de l'étude préliminaire de 2014) en fonction de leur moment d'éclosion, où B8 correspondant au pic d'éclosion, B9 celles dont l'éclosion fût hâtive et B10 celles recueillies dans le filtre à tambour dont le moment d'éclosion est inconnu, mais considéré durant le pic d'éclosion.

TRANSFERT ET DÉCOMPTE DES LARVES

Au total, 152 652 larves ont été transférées dans les 17 bassins expérimentaux à raison de $8\,980 \pm 125$ par bassin. Puisque les bassins contenaient 120 L d'eau, la densité d'élevage était d'environ 75 larves/L. Le comptage des prolarves a été effectué à l'aide du XperCount (Annexe C : Le

XperCount, seau de décompte d'organismes aquatiques par spectrophotométrie) de XpertSea Solutions Inc. d'après le protocole du fabricant. Le transfert des larves vers les bassins expérimentaux, au 23^e et 24^e JPF, s'est fait directement avec le seau du XperCount. Afin de contrer le biais que pourrait avoir le moment d'éclosion des œufs sur les résultats finaux, les larves ont été réparties dans les bassins. Ainsi, dans chaque bassin, il y avait environ 55, 10 et 35% de larves en provenance du B8, du B9 et du B10 respectivement.

DESCRIPTION DES SYSTÈMES

Deux types de systèmes de circulation d'eau ont été comparés : un système ouvert de 8 bassins où la totalité de l'eau neuve est rejetée et un système fermé de 9 bassins où la majorité de l'eau neuve est recyclée (Annexe A : Plan de l'unité 24 du LARSA lors de l'étude préliminaire de 2014). Les bassins, les crépines, les gicleurs, les arrivées d'eau, les plaques de fonds ainsi que les nourrisseurs sont tous identiques d'un système à l'autre et d'un bassin à l'autre (Figure 8). Le système fermé était équipé d'un bassin de pompage, d'un saturateur d'oxygène, d'un filtre à tambour rotatif (120 µm) et de deux biofiltres (percolant et à lit fluidisé), alors que le système ouvert nécessitait un bassin de pompage, un déchlorinateur, un refroidisseur et un mitigeur thermostatique.

Les bassins utilisés sont de type suédois d'une capacité totale de 190L et de couleur grise (Figure 8). Les crépines, dont les mailles étaient composées de Nitex 700µm, étaient installées sur un trop-plein central de 18 po (Figure 9). Ainsi, le volume utile du bassin était réduit à 120L. Un débit $0,4 \pm 0,1$ L/min, des gicleurs étaient positionnés perpendiculairement au courant à 90 degrés dans chacun des bassins du côté opposé au nourrisseur afin de ne pas nuire à la distribution de la moulée.

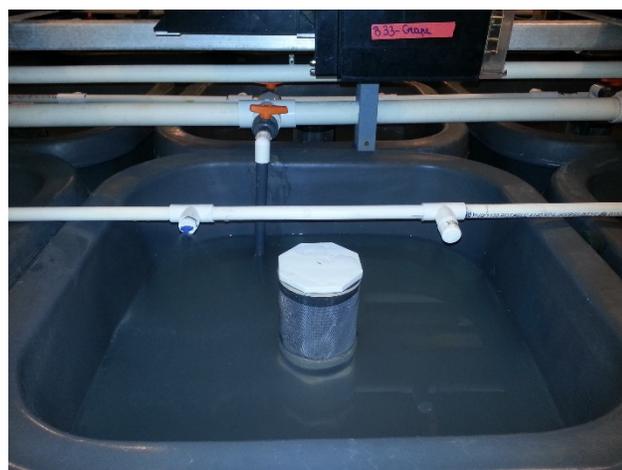


Figure 8 : Disposition de la crépine, du gicleur, de l'arrivée d'eau et du nourrisseur à chacun des bassins. Il n'y a aucun gicleur en face du nourrisseur (identifié par un ruban rouge sur la photo).

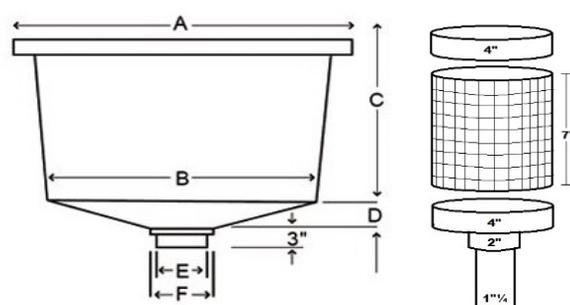


Figure 9 : (À gauche) Schéma d'un bassin suédois de 150 L où A = 26 po, B = 22 po, C = 18 po, D = 4 po, E = 7 po et F = 9 po. (À droite). Schéma d'une crépine fixée au trop-plein de 1 1/4 po de diamètre. Le Nitex à maille de 700 µm, d'une hauteur de 7 po est collé grâce à une membrane adhésive et imperméable en butyle élastique.

LUMINOSITÉ ET PHOTOPÉRIODE

L'éclairage était assuré par 4 des ampoules incandescentes de 150W à 60% d'intensité, exposant ainsi les bassins à une luminosité moyenne de $4,24 \pm 1,01 \mu\text{mol photons m}^{-2} \text{sec}^{-1}$ ou 211 ± 50 lux, mesurée avec un QSL-100 (Biospherical Instruments Inc.). La photopériode était de 24h de luminosité jusqu'au 19^e JPE où elle a été réglée afin de se rapprocher des conditions naturelles, c'est-à-dire de 16h d'ensoleillement et de 8h d'obscurité. Cette modification a été appliquée suite à des observations démontrant que les larves fuyaient la lumière.

DÉBIT

En moyenne, 950 ± 300 L/h d'eau neuve entraient dans le circuit ouvert alors que seulement 20 ± 2 L/h étaient nécessaires dans le circuit fermé. L'essentiel de l'eau neuve entrant dans le système fermé provenait de la solution d'argile et de l'entretien des crépines qui survenait tous les deux jours et qui nécessitait de diminuer temporairement le niveau d'eau du bassin. Le débit de chaque bassin a été ajusté en fonction du stade de développement des larves. Jusqu'au 19^e JPF, il y avait 1,1 changement d'eau toutes les heures, et ce dans chacun des 12 bassins. Entre le 19^e et le 22^e JPF, le débit a été augmenté à 1,3 changement d'eau par heure et à partir du 23^e JPF, à 1,5. Tout au long de l'expérience, le débit des gicleurs était fixé entre 24 et 30 L/h et était considéré dans les calculs de changement d'eau.

QUALITÉ DE L'EAU

À l'exception d'un pic important des concentrations de nitrites et d'ammoniaques dans le système fermé, l'ensemble des paramètres physico-chimiques a été maintenu et contrôlé à des

Tableau 1 : Paramètres physico-chimiques de l'eau des deux types de circuits aquacoles (moyenne \pm écart-type) et la valeur recommandée d'après Piper et al. (1982), Maede (1985), Nickum et Stickney (1993), Lawson (1995), Timmons et Ebeling (2010), Summerfelt et al. (2013a)

Paramètres	Circuit ouvert	Circuit fermé	Recommandé
Température (°C)	$18,09 \pm 0,86$	$18,33 \pm 0,83$	18,4 (optimum)
O ₂ (mg/L)	$8,15 \pm 0,74$	$8,82 \pm 0,95$	> 5
pH	$7,61 \pm 0,06$	$7,66 \pm 0,18$	6,5 - 8,5
Chlore (Cl) (mg/L)	$0,019 \pm 0,012$	$0,01 \pm 0,01$	< 0,003
Ammoniaque (NH ₃ -N non-ionisée) (mg/L)	$0,0004 \pm 0,0005$	$0,006 \pm 0,004$	< 0,013
Nitrite (NO ₂) (mg/L)	$0,027 \pm 0,027$	$0,57 \pm 0,34$	< 0,1
Turbidité (FTU)	54 ± 39	63 ± 47	50 (optimum)
Salinité (ppm)	0	$1,4 \pm 0,4$	

seuils propices à l'élevage piscicole (Tableau 1). Chaque jour, la température et le niveau de saturation de l'oxygène étaient mesurés à l'aide d'une sonde multiparamètres (YSI Model 550A) dans quatre bassins, soit deux en circuit ouvert et deux en circuit fermé. Le chlore (méthode HACH 8167), l'ammoniaque (méthode HACH 8155 au silicate), les nitrites (méthode HACH 8507) et la turbidité (méthode HACH 8237) ont été mesurés avec un spectrophotomètre HACH DR2000. De l'argile était ajoutée aux échantillons témoins de façon à atteindre la même turbidité que celle des bassins et ainsi avoir une mesure précise et exacte. Le pH et la salinité ont été échantillonnés quotidiennement avec un pH-mètre (VWR, Symphony 830PCI) et un salinomètre (Eutech instruments, SaltTestr™ 10). Lorsque la concentration d'ammoniaque était élevée, de l'acide acétique était ajouté graduellement aux bassins de pompage de l'Unité 24 (Annexe A : Plan de l'unité 24 du LARSA lors de l'étude préliminaire de 2014) par une pompe péristaltique afin de diminuer le pH de l'eau et ainsi réduire la toxicité de l'ammoniaque (Broderius et al. 1985). Aussi, pour diminuer le stress osmotique qu'engendre la présence de nitrite dans l'eau, une salinité de 1,5 ppm était maintenue par un ajout quotidien de sel (Wedemeyer et Yasutake 1978).

TURBIDITÉ

Afin de maintenir une turbidité d'eau favorable au développement larvaire du doré, l'ajout d'argile kaolinite (Ball Clay, Old Mine #4, Kentucky-Tennessee Clay Company, É-U) (Annexe D : Détails sur l'argile utilisée pour induire la turbidité dans l'eau) a été employé. La turbidité

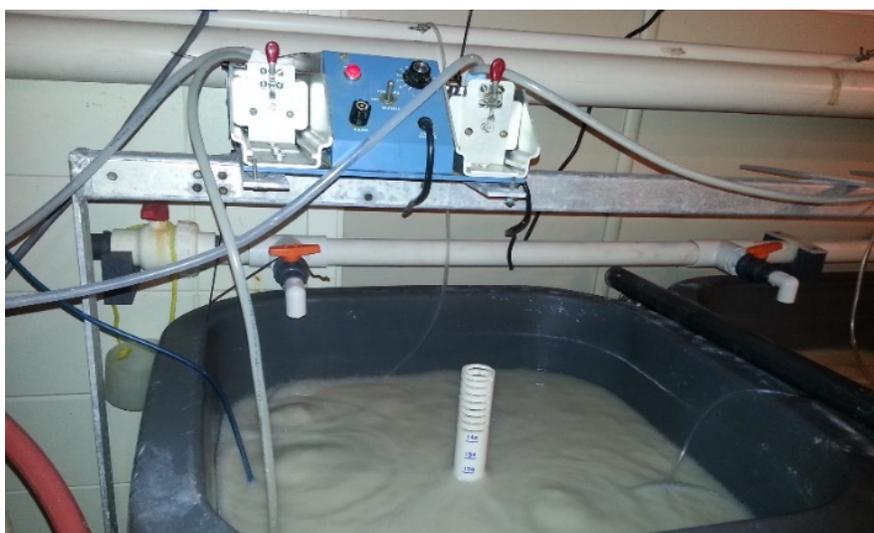


Figure 10 : Pompe péristaltique permettant le transfert de la solution d'argile (5g/L)

réduit la vision éloignée des larves et diminue ainsi le cannibalisme. De plus, une eau légèrement opaque instaure un effet de contraste avec de la moulée colorée et favoriserait l'ingestion alimentaire. La distribution contrôlée d'argile a été assurée par des pompes péristaltiques (Master-Flex modèle 7568-00 de Cole-Parmer Instruments Company, Canada). Chaque système possédait sa propre pompe péristaltique réglée à des vitesses variables en fonction du débit d'eau du système, du nombre de bassins et de la concentration de la solution d'argile (Figure 10). Le contenu des bassins d'argile était donc transféré lentement vers le bassin de pompage du système qui lui, servait d'alimentation d'eau. Cette manœuvre a permis d'obtenir des turbidités uniformes d'un bassin à l'autre, et ce, dans les deux systèmes. Deux bassins de pompage (B1 et B2) d'argile, à une concentration de 5 g/L, ont été utilisés dans le circuit fermé alors que trois (B36, B37 et B38), à la même concentration d'argile, étaient nécessaires dans le circuit ouvert. Au total, $1,5 \pm 0,4$ kg d'argile était ajouté quotidiennement dans les bassins de pompage du circuit ouvert pour obtenir une turbidité de 55 ± 40 FTU alors que $0,75 \pm 0,30$ kg ont été nécessaires dans le circuit fermé pour obtenir une turbidité de 63 ± 47 FTU.

CHLORE

Puisque le système ouvert s'alimentait à même le réseau d'aqueduc de la Ville de Québec et qu'il nécessitait un débit d'eau important, le déchlorinateur ne suffisait pas à réduire la concentration en chlore à des niveaux viables. Ainsi, du thiosulfate de sodium (C-THIO-1, Aquamerik Inc., St-Nicolas, Canada), à une concentration de 0,15 g/L dans le bassin de pompage péristaltique, a été déversé vers les bassins du système ouvert. Cet ajout a permis de maintenir les concentrations de chlore à des seuils acceptables pour les larves ($\leq 0,02 \pm 0,01$ mg/L). L'eau neuve du système fermé était préalablement déchlorée par le LARSA et conséquemment, l'ajout de thiosulfate n'a pas été requis.

ALIMENTATION

L'alimentation était assurée par des distributeurs à courroie (#912875, Zeigler Bros., Inc., PA, É-U), mue par un mécanisme à ressorts, où le tapis avance lentement et laisse tomber petit à petit la moulée dans le bassin sur une période de 12 heures. Il y avait deux rations par jours, à 7h00 et à 19h00, et ainsi, les larves étaient alimentées en continu, 24h sur 24h, et ce tout au long de l'expérience. La quantité de moulée était ajustée d'après les mortalités recueillies la veille et donc en fonction du nombre de larves présentes dans le bassin et de leur longueur moyenne.

TRAITEMENTS ALIMENTAIRES

Trois traitements alimentaires ont été mis sur le banc d'essai soit les traitements Otohime, Artemia et Gemma dans deux plans entièrement aléatoires. Chaque traitement était en duplicata dans chacun des systèmes ouverts et fermés (Annexe A : Plan de l'unité 24 du LARSA lors de l'étude préliminaire de 2014). Dans chaque bassin, la quantité et les tailles de moulée étaient ajustées en fonction de la longueur des larves et de leur nombre dans chacun des bassins (Tableau 2). Deux types de moulées, ayant 3 gammes de tailles différentes chacune, ont été distribuées aux larves. Leur composition en protéines, lipides, fibres, cendres et phosphores diffère (Tableau 3).

Tableau 2 : Tailles et rations de moulées distribuées aux larves en fonction de leur stade de développement

JPE ^a	Longueur (mm)	Ratio alimentaire (g/1000 larvae)	Taille de la moulée (%)		
			T1 ^b	T2 ^c	T3 ^d
3	9,4 ± 0,2	3	100		
5	9,7 ± 0,3	3	100		
8	9,8 ± 0,5	4	75	25	
10	10,8 ± 0,8	4	75	25	
12	12,6 ± 1,1	4	75	25	
15	14,5 ± 1,2	4	50	50	
17	15,5 ± 1,0	5	25	75	
19	16,7 ± 1,1	6	25	75	
22	18,1 ± 1,7	6		100	
24	19,7 ± 2,0	6		75	25

^a = JPE : Jour Post-Éclosion

^b = T1 : Taille entre 250 and 400 µm

^c = T2 : Taille entre 350 et 650 µm

^d = T3 : Taille entre 500 et 840 µm

Tableau 3 : Valeurs estimées de la taille et de la composition des différentes moulées distribuées aux larves

	Taille (µm)	Composition (%)						
		Humidité	Protéines	Lipides	Fibre	Cendre	Phosphore	Calcium
Gemma Wean 0.2	250-400		62,0	14	0,5	9	1,5	
Gemma Wean 0.3	350-500		62,0	14	0,5	9	1,5	
Gemma Wean 0.5	500-800		62,0	14	0,5	9	1,5	
Otohime B1	250-360	8,0	62,0	9	1	15	1,9	2,3
Otohime B2	360-650	8,0	62,0	9	1	15	1,9	2,3
Otohime C1	580-840	6,1	62,3	9,8	1,3	15,5	1,8	2,4

Traitement Otohime

Le traitement alimentaire Otohime était le traitement où la moulée commerciale était enrichie de protéines animales, soit de la farine de krill. Les 35 805 larves de ce traitement ont reçu uniquement de la moulée Otohime B1, B2 et C1 de Marubeni Nisshin Feed Co. Ltée (Annexe E) correspondant respectivement aux tailles T1, T2 et T3 (Tableau 2). Cette moulée a spécifiquement été développée pour répondre aux exigences alimentaires de ce type de poisson. Sa grande teneur en krill lui procure cette couleur orange caractéristique (Figure 11).

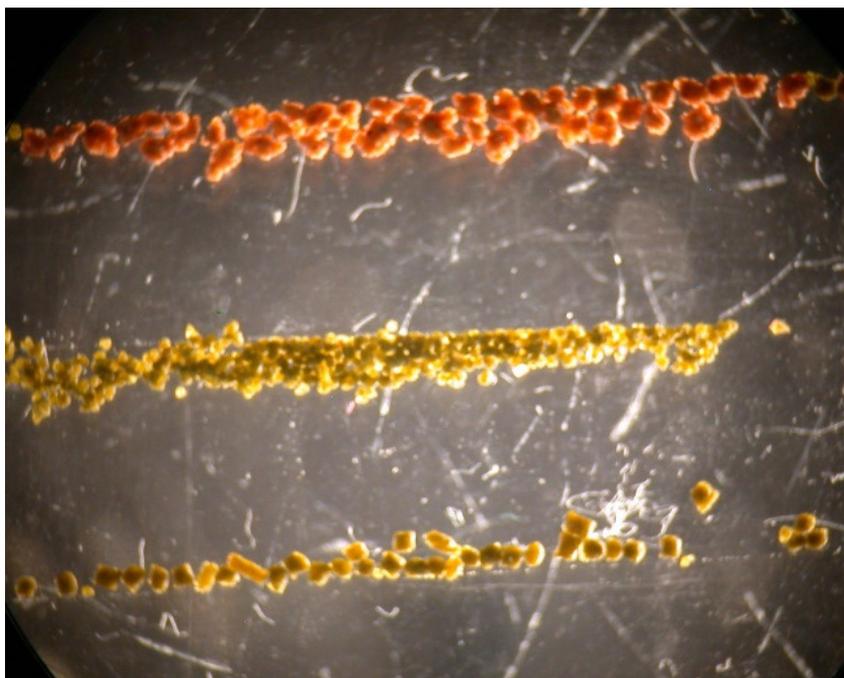


Figure 11 : Comparaison des différentes tailles de moulées. (En haut) Moulée Otohime C1 de taille T3, (Au milieu) Moulée Gemma Wean 0.2 de taille T1, (En bas) Moulée Gemma Wean 0.3 de taille T2.

Traitement Artemia

Le traitement alimentaire Artemia était composé de rations de moulée Otohime, équivalente au traitement Otohime, mais à laquelle était ajouté des nauplii d'artémies non enrichies (Figure 12) à la surface de l'eau (*Artemia salina*, Great Salt Lake Artemia Cysts de INVE Aquaculture Inc., Utah, É.-U.). Chaque jour, 5mL d'artémies étaient ajoutés toutes les heures (entre 8h00 et 18h00), durant les 7 premiers jours d'alimentation (du 5^e au 11^e JPE) et ce, dans chacun des 4 bassins. Ainsi, c'est un total de $340\,535 \pm 91\,085$ artémies qui était ajoutés quotidiennement dans

chacun des bassins du traitement, soit environ 44 ± 11 artémies par larve par jour d'après le nombre de larves initial.

Traitement Gemma

Les 36 214 larves du traitement Gemma n'ont reçu que la moulée commerciale enrichie d'algues soit la Gemma Wean 0,2 mm, Wean 0.3mm et Wean Diamond 0,5 mm de Skretting Canada Inc. (Annexe F : Formulation de la moulée commerciale Gemma Wean de Skretting Canada Inc.), correspondant respectivement aux tailles T1, T2 et T3 (Tableau 2). La distribution des différentes tailles de moulée a respecté les mêmes proportions que les autres traitements alimentaires (Tableau 2). La principale source de protéine de cette moulée est issue de microalgues marines lui procurant cette couleur verte caractéristique (Figure 11). La moulée Gemma contient plus de lipides que la moulée Otohime, mais moins de fibres, de cendres et de phosphore (Tableau 3).

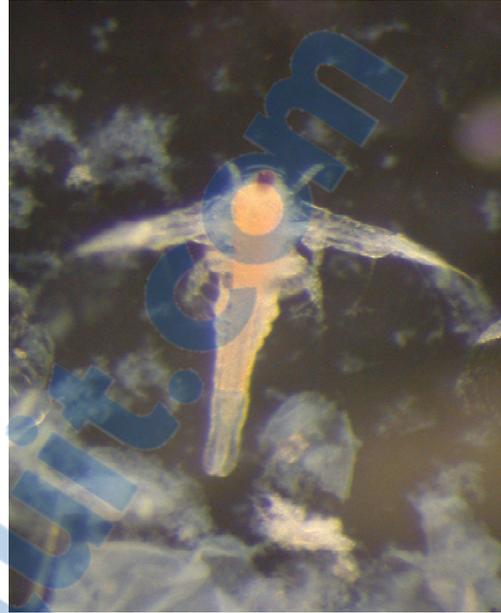


Figure 12 : Artémie non enrichie utilisée dans le traitement Artemia. Longueur = 550 μm ; largeur = 180 μm ; envergure des antennes = 620 μm . Grossissement 3,2X.

ENTRETIEN ET MORTALITÉ JOURNALIÈRE

Le nettoyage des bassins était effectué quotidiennement à l'aide d'une raclette à vitre et d'un siphon. Les résidus accolés aux bords des bassins étaient donc raclés, concentrés au fond puis siphonnés. L'eau siphonnée était filtrée dans un tamis de 700 μm pour en récolter les larves mortes, la moulée non ingérée, les fèces et les autres dépôts fongiques ou bactériens. Le filtrat était ensuite disposé dans un bac de comptage muni d'un rétroéclairage et d'un quadrillé afin d'en dénombrer les larves mortes (Figure 9). À de très rares occasions, des larves vivantes se sont retrouvées dans le filtrat et ont dû être remises dans leur bassin d'origine. Après le décompte, pour chaque bassin, le résidu était congelé à -20°C pour être ultérieurement séché puis pesé. Le séchage s'est fait dans une étuve à 85°C pendant 24h. Les crépines, quant à elles, étaient brossées quotidiennement et étaient lavées et désinfectées par un trempage de 5 minutes dans une solution de Virox (1:64) trois fois par semaine. Afin de pouvoir retirer la crépine sans risquer de perdre des larves par le trop-plein, le niveau de l'eau du bassin devait être abaissé d'environ 10 L. Dans le système en recirculation, le filtre à tambour effectuait un contre-lavage



Figure 13 : Bac de comptage des larves mortes du B20 au 11e JPE. Il contient 820 larves mortes correspondant aux petits points noirs. Les amas orangés sont composés de restes de moulées non-ingérées, de fèces et de champignons aquatiques.

à l'eau chaude à toutes les 30 heures et à l'eau froide sur demande, lorsque le niveau d'eau atteignait un certain seuil. Le filtre UV n'a pas été employé.

ÉCHANTILLONNAGE DES LARVES

Trois fois par semaine (les lundis, mercredis et vendredis), 10 larves étaient échantillonnées à l'aide d'un filet, et ce, dans chacun des 17 bassins. Elles étaient euthanasiées à la tricaine méthanesulfonate (150 ppm, MS222, Syndel Laboratories LTÉE, BC, Canada) mesurée, examinées puis congelées à -20°C dans des flacons de 2mL. Les longueurs et les observations sur l'ingestion alimentaire et le développement de la vessie natatoire ont été effectuées à l'aide d'un microscope binoculaire stéréoscopique (LEICA Wild M8Z) muni d'une règle optique intégrée qui avait préalablement été calibrée. Lorsque les larves étaient trop longues (>17 mm, 22^e JPE), un vernier servait d'instrument de mesure. À toutes les journées d'échantillonnage et pour chaque bassin, un minimum d'une larve était pris en photo à des zooms optiques et des luminosités variables en fonction de la taille de celle-ci. Environ 8 photos étaient prises par larve, photographiant ainsi l'ensemble de ses structures anatomiques. Occasionnellement, des photos supplémentaires étaient prises lorsqu'il y avait des observations particulières (Figure 14) (Figure 15). C'est donc 184 larves qui ont été photographiées pour un total d'environ 1400 photos.



Figure 14 : Exemple d'une photo (0,63X) d'un groupe de larves de dorés (17e JPE). Seules les deux larves du bas ont développé leur vessie natatoire. Grossissement 0,63X.

Un indice du développement de la vessie natatoire ainsi qu'un indice d'ingestion alimentaire ont été calculés en fonction de la taille de l'œil de chaque larve. Par exemple, un indice d'ingestion

alimentaire de 2.0 correspond à une quantité d'aliments ingérés (dans l'estomac et dans les intestins) deux fois plus grande que la taille de l'œil de la larve. La méthode s'est aussi avérée moins subjective qu'une simple évaluation par conjecture et plus rapide qu'une mesure précise de la dimension de la structure. Aussi, au 22^e et au 24^e JPE, une évaluation supplémentaire du développement de la vessie natatoire a été effectuée visuellement sur 20 larves par bassin. De plus, au 24^e JPE, 5 larves par bassins ont été pesées après avoir été tamponnées délicatement pour retirer l'excédent d'eau.



Figure 15 : Exemple d'une photo de groupe au 24^e JPE où toutes les larves du sous-échantillon avaient développé leur vessie natatoire. Grossissement 1X.

RÉSULTATS

QUALITÉ DE L'EAU

Une haute concentration en ammoniacque (0,015 mg/L) a été constatée lors du 8^e JPE (Figure 17) alors que le seuil recommandé pour la plupart des poissons est $< 0,013$ mg/L (Maede 1985). De plus, une très haute concentration de nitrite ($0,57 \pm 0,34$ mg/L) (Tableau 1) a été mesurée tout au long de l'étude préliminaire alors que le seuil recommandé pour la plupart des poissons est $< 0,1$ mg/L (Timmons et Ebeling 2010). Dans le circuit ouvert, au 21^e JPE la concentration de chlore a atteint 0,06 mg/L alors que le seuil recommandé est $< 0,03$ mg/L (Timmons et Ebeling 2010).

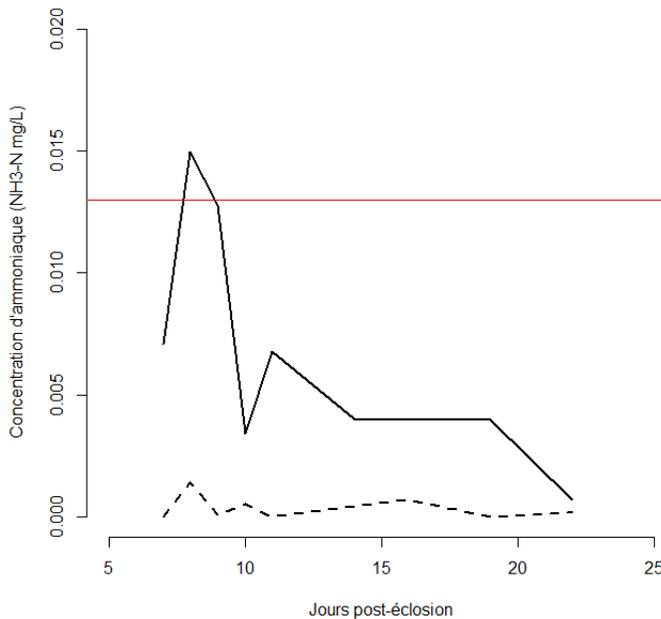


Figure 17 : Suivi de la concentration d'ammoniacque non ionisé (NH₃-N) en mg/L dans le circuit fermé (ligne pleine) et le circuit ouvert (ligne pointillée). La ligne horizontale rouge représente le seuil recommandé en aquaculture.

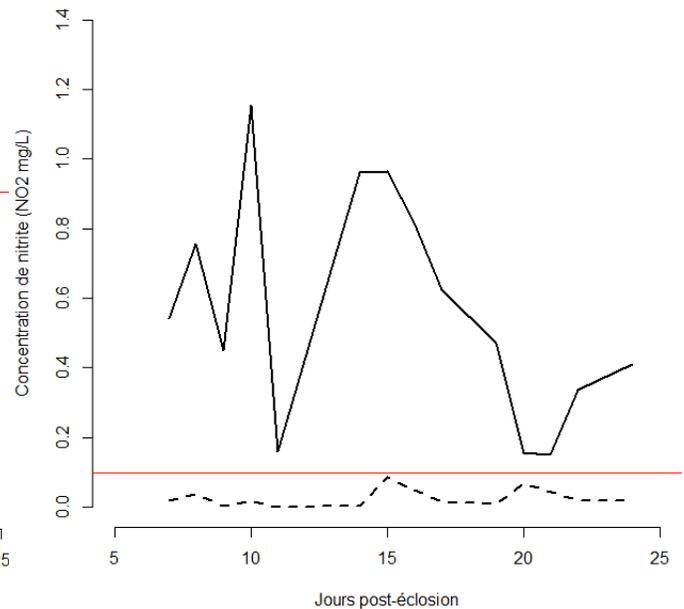


Figure 16 : Suivi de la concentration de nitrite (NO₂) en mg/L dans le circuit fermé (ligne pleine) et le circuit ouvert (ligne pointillée). La ligne horizontale rouge représente le seuil recommandé en aquaculture.

INCUBATION ET ÉCLOSION

À l'arrivée des œufs au LARSA (7^e JPF, 63 DCJ), la mortalité des œufs a été évaluée à $29,7 \pm 3,6$ %. Cependant, la mortalité associée directement au transport n'a pas pu être évaluée, car il y avait déjà une quantité relativement importante d'œufs morts dans l'incubateur lors de la récolte à la pisciculture. L'échantillonnage quotidien révèle que la mortalité a progressivement diminué jusqu'au jour du début de l'éclosion (16^e JPF, 159,5 DCJ) pour atteindre $1,5 \pm 0,6$ %. Durant les 16 jours d'incubation, environ 35 000 œufs sont morts sur les 374 000 œufs estimés au départ, ce qui représente 10% de mortalité. Tout au long de l'incubation, la densité volumétrique des œufs est demeurée stable à environ $92\,834 \pm 4\,823$ œufs/L, tout comme leur diamètre ($2,22 \pm 0,11$ mm). Le stade œillé a été atteint au 14^e JPF (135,8 DCJ) et le pic d'éclosion est survenu au 21^e JPF (5^e JPE, 230,9 DCJ) après une augmentation progressive de la température de 11°C au 16^e JPE à 13,8 °C au 21^e JPE. La fenêtre d'éclosion a donc duré 6 jours. Dans tous les résultats présentés, le moment d'éclosion correspond au moment où la première larve a éclos (16^e JPF = 1^{er} JPE). Les larves à l'éclosion mesuraient $7,52 \pm 0,58$ mm et on pouvait déjà distinguer certaines structures anatomiques (Figure 18, Figure 19).



Figure 18 : Larve de doré au 2e JPE (172,4 DCJ) d'une longueur de 7,89mm. On distingue déjà la mâchoire inférieure et supérieure.

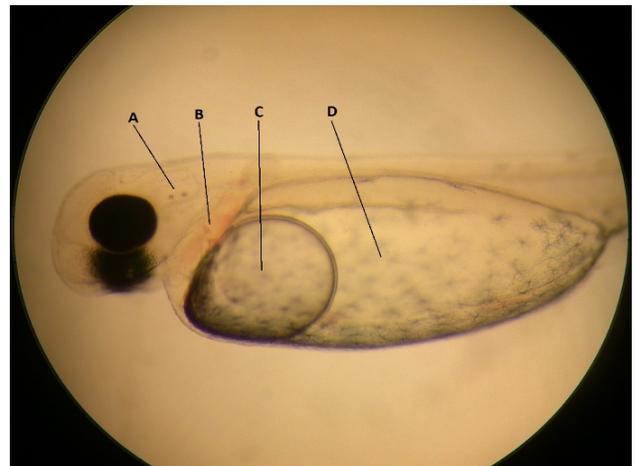


Figure 19 : Larve de doré au 16e JPF, ou 1er JPE (154,7 DCJ). On distingue les deux otolithes (A), les branchies (B), le globule huileux (C) et le sac vitellin (D)

INGESTION ALIMENTAIRE

Dès le 2^e JPE, certaines larves semblaient avoir développé une mâchoire et leur sac vitellin et leur globule d'huile étaient encore clairement présents (Figure 18). Les premiers signes de résorption complète du vitellus sont observés à partir du 8^e JPE, qui correspond aussi aux premiers signes d'ingestion alimentaire (Figure 20). Au 8^e JPE, seulement $8 \pm 2 \%$ et $5 \pm 0 \%$ des larves avaient ingéré de la nourriture dans le circuit ouvert et fermé respectivement. C'est le seul moment où l'on observe une différence significative ($n=12$, $p<0,01^{**}$) entre les types de circuits. Aucune différence n'est observée entre les traitements quant à la proportion de larves ayant ingéré de la nourriture, et ce, tout au long de l'expérience.

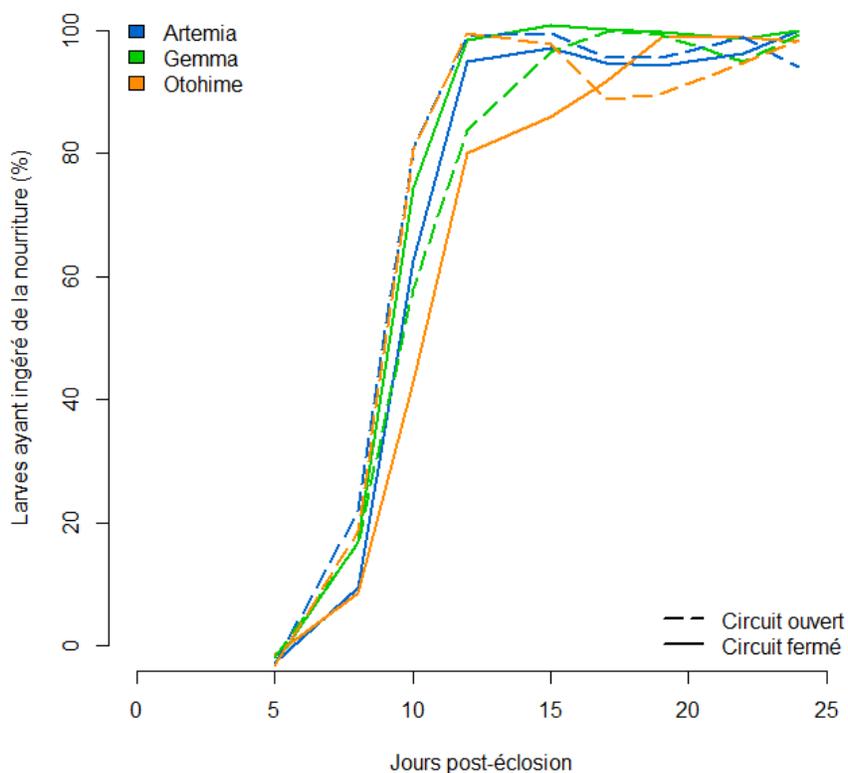


Figure 20 : Suivi de l'ingestion alimentaire des larves de dorés pour tous les traitements dans les deux systèmes de circulation d'eau.

CROISSANCE ET ÉCART DE LONGUEUR

À leur sortie de l'œuf (16^e JPF, 159,5 DCJ), les larves mesuraient $7,52 \pm 0,58$ mm et au 5^e JPE, elles ont atteint $9,73 \pm 0,33$ mm, tous traitements confondus (Figure 23). D'après une comparaison multiple HSD de Tukey sur l'ANOVA, au 24^e JPE, les longueurs des larves différaient significativement ($n=12$, $p<0,01^{**}$) entre celles du traitement Gemma ($17,46 \pm 1,17$ mm) et celles des autres traitements ($20,53 \pm 1,67$ mm) (Figure 21; Figure 22). Le type de système de circulation d'eau n'a pas eu d'effet sur la longueur des larves au 24^e JPE ($n=17$, $p<0,001^{***}$) (Figure 21). En se basant sur les écarts types des longueurs moyennes des larves, on peut raisonnablement affirmer qu'au 24^e JPE, la longueur des larves au sein d'un même bassin était homogène. En effet, il y avait généralement moins de 6% (<2mm) d'écart entre la plus grosse larve et la plus petite au 24^e JPE.

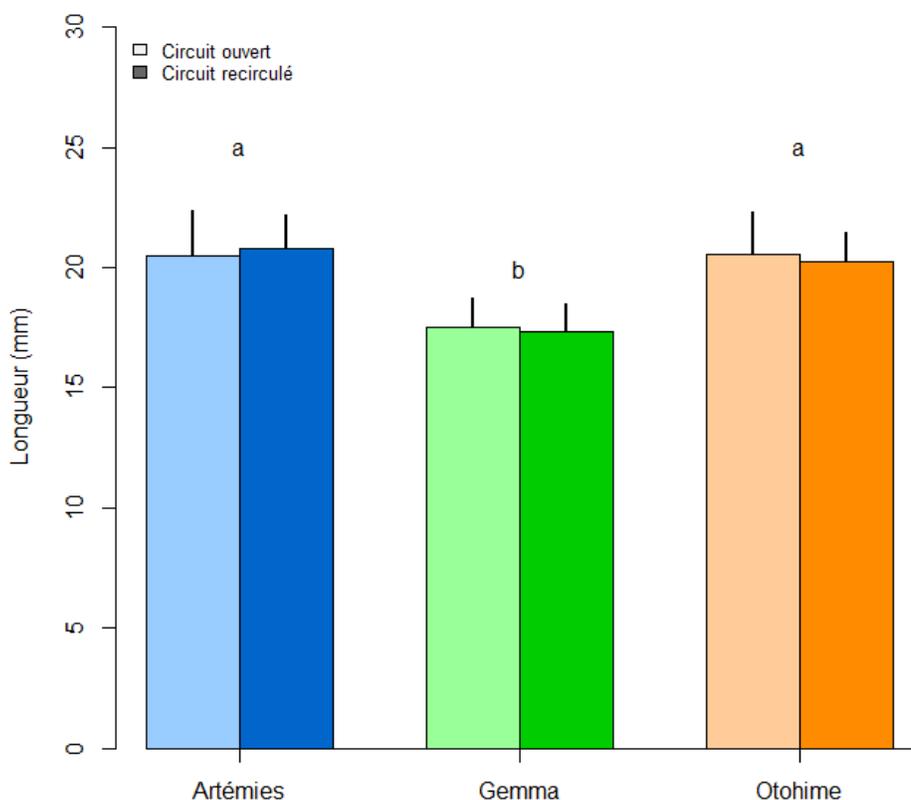


Figure 21 : Longueur des larves au 24^e JPE. Les barres pâles sont les bassins en circuit ouverts et les barres foncées sont les bassins en circuit fermé. Les lignes verticales sont les écarts-types.



Figure 22 : Deux larves au 24e JPE, où l'une est nourrie avec la moulée Gemma (en haut, 17,81 mm) et l'autre nourrie avec la moulée Otohime (en bas, 21,22 mm). Grossissement : 0,63X.

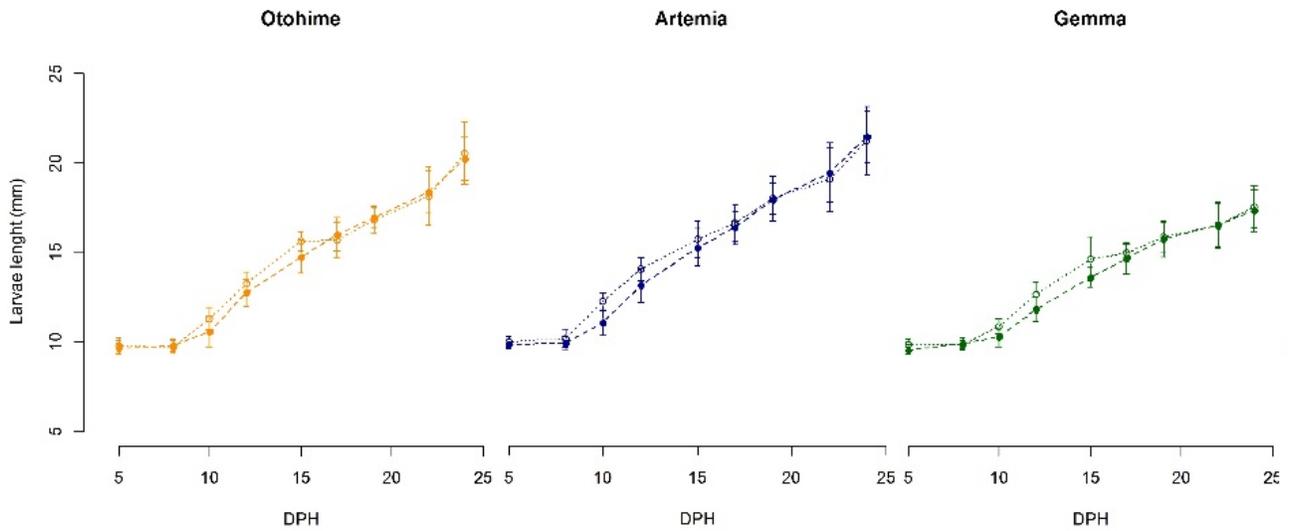


Figure 23 : Courbes de croissance des larves de dorés pour les trois traitements, et ce, dans les deux types de circuits, ouvert (en pointillée étroite) et fermé (en pointillée large). Les points sont les moyennes accompagnées de l'écart type.

DÉVELOPPEMENT DE LA VESSIE NATATOIRE

Les premières vessies natatoires, clairement développées, sont observées à partir du 8^e JPE, soit lors des premiers signes d'alimentation (Figure 26) (Figure 24). À ce moment, un test HSD de Tukey sur l'ANOVA dévoile que le nombre de larves ayant développé une vessie natatoire est significativement plus important ($n=12$, $p<0,01^{**}$) dans le circuit ouvert ($22,3 \pm 5,6$ %) que dans le circuit fermé ($3,4 \pm 1,8$ %). Cette tendance s'est maintenue jusqu'à la fin de l'expérimentation, car au 24^e JPE, $39,6 \pm 14,8$ % et $9,6 \pm 5,4$ % des larves avaient développées une vessie natatoire dans le circuit ouvert et fermé respectivement ($n=12$, $p<0,05^*$) (Figure 25). Le traitement qui a permis la plus grande proportion de larves ayant développé une vessie natatoire est le traitement Artemia en circuit ouvert (62,5%) (Figure 24; Figure 25).

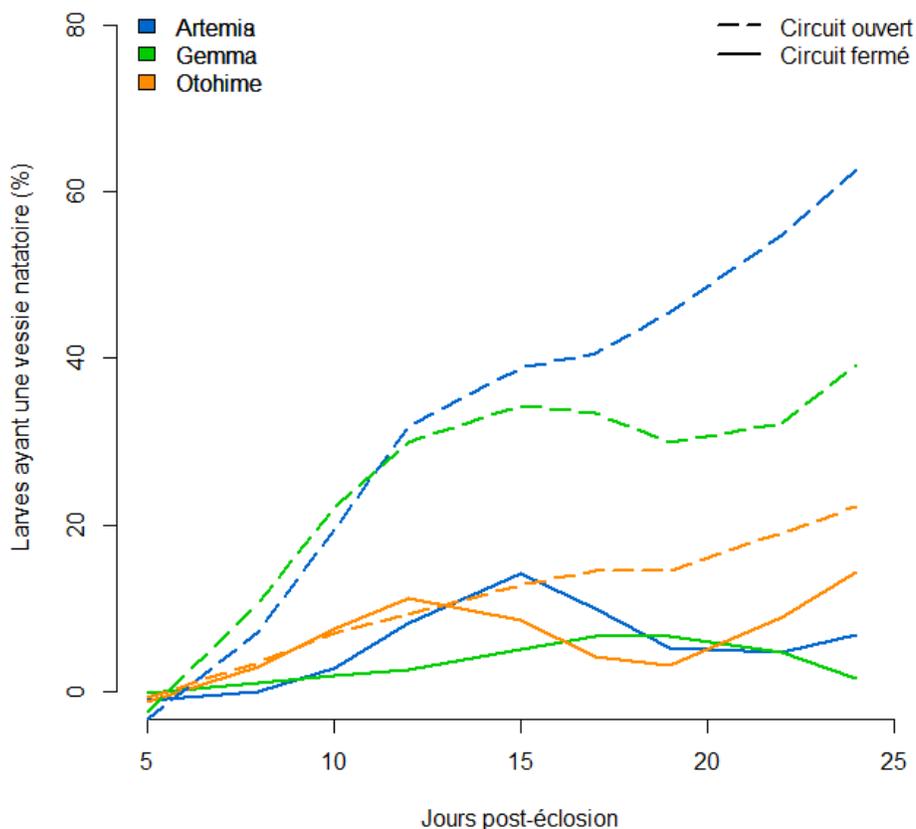


Figure 24 : Suivi du développement de la vessie natatoire des larves de dorés des trois traitements

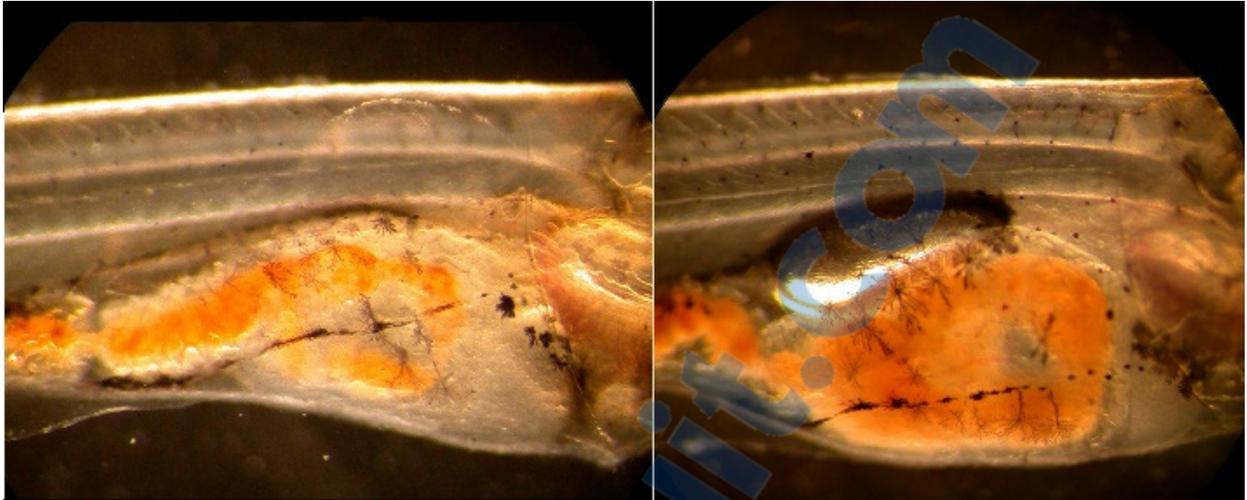


Figure 26 : Deux larves au 8e JPE, où l'une est dépourvue (à gauche) et l'autre pourvue (à droite) d'une vessie natatoire. Grossissement : 3,2X.

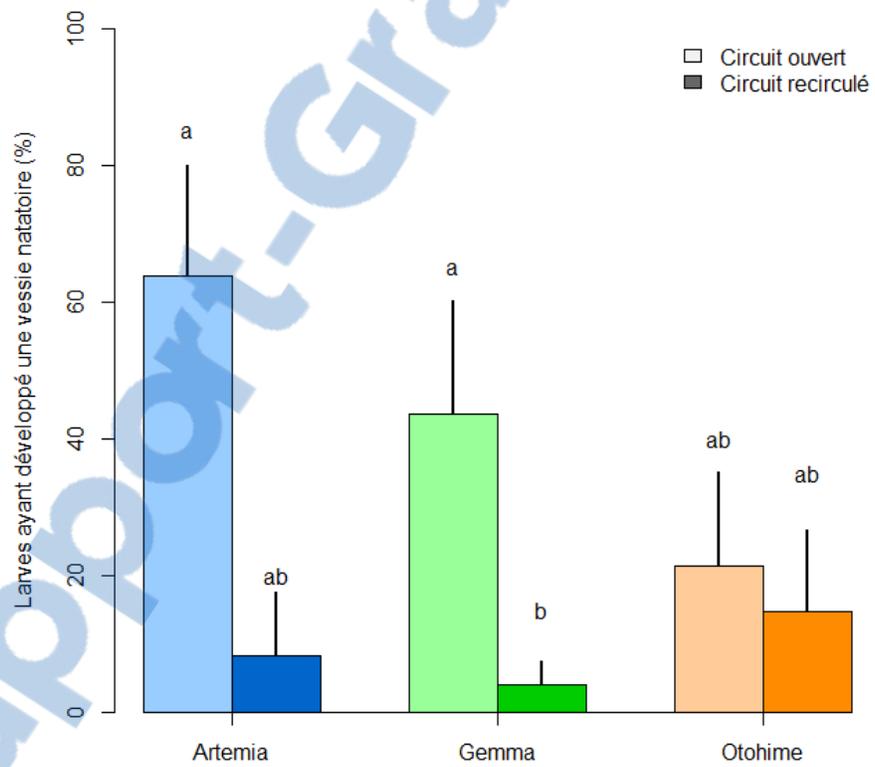


Figure 25 : Proportion de larves ayant développé leur vessie natatoire au 24e JPE. Les barres pâles sont les bassins en circuit ouverts et les barres foncées sont les bassins en circuit fermé. Les lignes verticales sont les écarts-types.

MORTALITÉ JOURNALIÈRE

Lors du premier échantillonnage, au 5^e JPE, $7,2 \pm 1,4$ % des larves étaient mortes dans l'ensemble des bassins. Seul le B26 (Otohime, Circuit ouvert) s'écartait fortement de cette moyenne avec une mortalité de 18,9 %. Au 10^e JPE, on assiste à un pic de mortalité généralisé de $6,5 \pm 2,4$ % (Figure 27) à l'exception du traitement Gemma en circuit fermé ($2,1 \pm 0,1$ %). Après ce pic, la mortalité journalière diminue progressivement jusqu'à atteindre $0,3 \pm 0,1$ % au 24^e JPE et aucune différence n'est observée. Une ANOVA combinée à un test HSD de Tukey dévoile que le traitement Gemma en circuit fermé avait une proportion mortalité journalière moyenne significativement inférieure aux autres traitements ($n=12$, $p<0,01^{**}$).

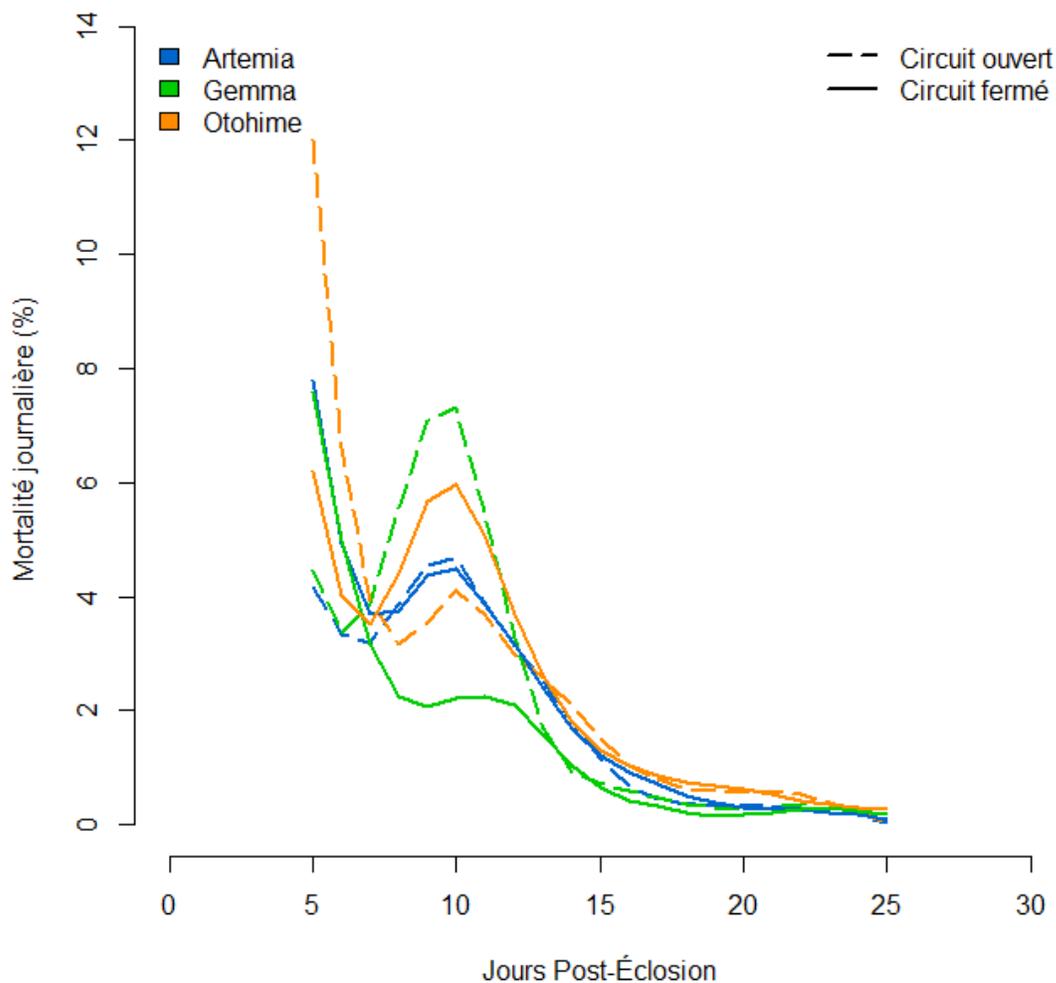


Figure 27 : Suivi de la mortalité journalière des larves de dorés pour les trois traitements, et ce dans les deux systèmes de circulation d'eau. Les lignes pointillées représentent les bassins en circuit ouvert et les lignes pleines, les bassins en circuit fermé.

SURVIE FINALE

Au 24^e JPE, il restait en moyenne $1\ 080 \pm 218$ larves par bassin soit 12 % du nombre de larves initial (Tableau 4). La survie la plus élevée a été observée dans les bassins du traitement Gemma en circuit fermé (15,3 %, $1\ 393 \pm 357$ larves) (Tableau 4). Un test statistique non paramétrique de Kruskal-Wallis a été nécessaire, car la variance entre les bassins était hétérogène. Ce test n'a pas permis de déceler de différence significative entre les traitements ou entre les circuits.

Tableau 4 : Résultats de survie et de développement des larves de doré au 24^e JPE

Traitement	n_{initial}	n_{final}	Survie (%)	Manquantes (%) ^a	V. Natatoire (%) ^b	Longueur (mm)	Poids (mg)	
Circuit ouvert	Artemia	8806 ± 42	961 ± 112	10,9	55,9	62,5	$20,5 \pm 1,8$	85 ± 4
	Gemma	8980 ± 37	1092 ± 63	12,2	49,3	35,8	$17,5 \pm 1,2$	55 ± 5
	Othohime	8933 ± 117	870 ± 152	9,7	48,8	22,2	$20,5 \pm 1,8$	75 ± 6
Circuit fermé	Artemia	9101 ± 16	881 ± 422	9,7	53,9	6,5	$20,8 \pm 1,4$	91 ± 11
	Gemma	9128 ± 36	1393 ± 357	15,3	56,5	3,5	$17,3 \pm 1,2$	46 ± 4
	Othohime	8970 ± 193	1286 ± 668	14,3	45,4	12,9	$20,2 \pm 1,2$	86 ± 10

^a : Proportion de larves n'ayant ni été récoltée parmi les larves mortes ni parmi les larves survivantes.

^b : Proportion de larves ayant développé une vessie natatoire

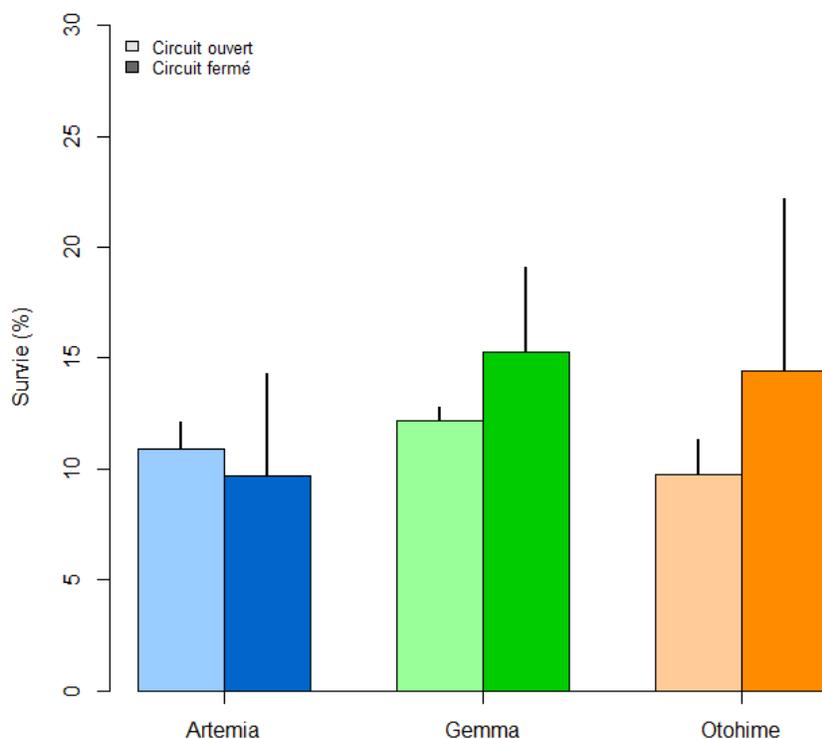


Figure 28 : Proportion de larves ayant survécu jusqu'au 24^e JPE pour chacun des trois traitements dans les deux systèmes de circulation d'eau. Aucune différence significative ni entre les traitements, ni entre les circuits ouvert ou fermé.

DISCUSSION

QUALITÉ DE L'EAU

La qualité de l'eau a été inadéquate ($\text{NH}_3\text{-N}$ et NO_2) dans le circuit fermé, mais n'a pas affecté la survie des larves (Figure 28). Peu d'études ont été réalisées quant au seuil de tolérance des larves de dorés et on peut supposer que les valeurs recommandées dans Piper et al. (1982), Maede (1985), Nickum et Stickney (1993), Lawson (1995), Timmons et Ebeling (2010) et Summerfelt et al. (2013a) sont surestimées pour ce stade de développement et cette espèce. Le pic d'ammoniaque non ionisé ($\text{NH}_3\text{-N}$: 0,015 mg/L) a été constaté au 8^e JPE, jour qui correspond au début de l'alimentation exogène des larves. Il est attribuable au fait que le biofiltre n'avait été mis en fonction. Conséquemment, les déjections des larves n'étaient pas converties par les bactéries nitrifiantes du biofiltre. Une solution d'inoculation de bactéries nitrifiantes a été immédiatement ajoutée au biofiltre et l'ammoniaque a considérablement diminué au cours des jours suivants (Figure 17). Les bactéries du genre *Nitrobacter*, qui oxydent le nitrite en nitrate, peuvent prendre un certain temps à coloniser un jeune biofiltre, surtout lorsqu'il y a un apport important de matière organique, car elles entrent en compétition avec les autres bactéries nitrifiantes pour l'espace (Piper et al. 1982, Lawson 1995, Hagopian 1998).

INCUBATION

Les résultats de la mortalité des œufs à l'arrivée au LARSA suggèrent que la méthode de transport et d'incubation était appropriée. En effet, aucune mortalité importante n'a suivi le moment de transport et près de 90% des œufs ont survécu jusqu'à l'éclosion. Contraintuitivement, même si les œufs morts n'étaient pas retirés, une diminution de la mortalité a été enregistrée tout au long de l'incubation. Cette aberrance s'explique par des modifications dans la méthode d'échantillonnage des œufs. À terme, le raffinement de la méthode a permis l'élaboration d'une procédure normalisée de suivi du développement d'œufs de dorés (Annexe B : Procédure normalisée de suivi du développement d'œufs de dorés). Cette méthode devrait être appliquée dans les futurs suivis de mortalité des œufs et une attention particulière devrait

être accordée à la manière dont la pipette est insérée dans l'incubateur et à la succion des œufs. En effet, puisque la majorité des œufs morts se trouvent à la surface, l'insertion de la pipette sans en boucher l'extrémité supérieure entraîne une surestimation de la mortalité. Il est donc



Figure 30 : Incubateur avec les œufs morts (en haut) et œillés (en bas) au moment d'évaluer la mortalité (15e JPE)

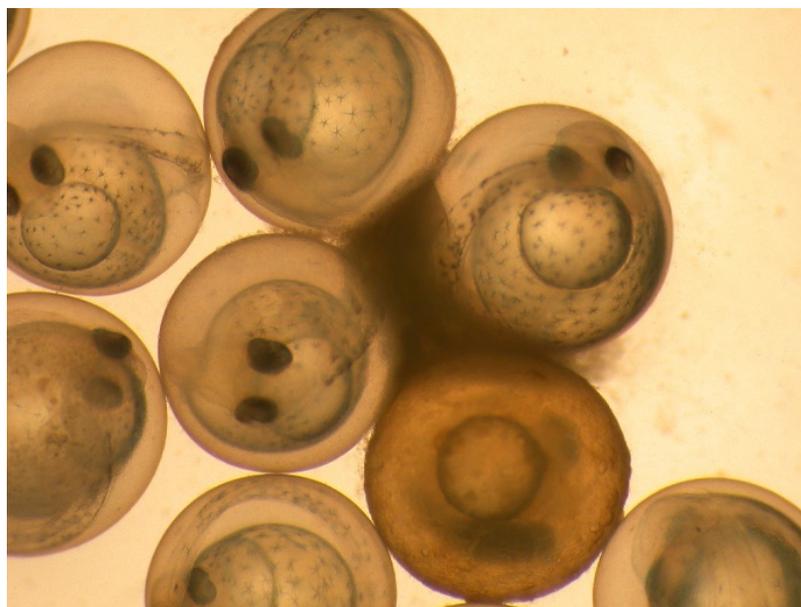


Figure 29 : Certains des rares œufs de dorés au 14e JPF affectés par une infection fongique. Grossissement 3,2X.

recommandé que l'échantillonnage soit effectué par la même personne afin d'obtenir un suivi juste de la mortalité des œufs en incubation. Lorsque des amas d'œufs semblent être affectés par une infection fongique, il est important d'effectuer un traitement au formol et de retirer manuellement ces amas. Dans notre expérience, les traitements au formol se sont avérés efficaces, car très peu de champignons se sont développés sur les œufs (Figure 29).

La mortalité pré-éclosion, au stade œillé, a été évaluée de deux façons, soit (i) une méthode à l'aide d'une règle et (ii) une seconde à l'aide de la densité volumétrique des œufs morts. La première est rapide, mais donne des résultats plutôt approximatifs, tandis que la seconde requiert plus de manipulations, mais permet de connaître le nombre d'œufs morts assez précisément. Les deux méthodes se basent sur le fait que les œufs au stade œillé sont plus denses que les œufs morts et qu'ainsi une ségrégation s'effectue entre eux à l'intérieur de la colonne d'eau de l'incubateur (Figure 6; Figure 30). La méthode de la règle consiste à mesurer la hauteur de la séparation œufs morts et œufs vivants et la diviser par la hauteur totale des œufs dans l'incubateur une fois l'entrée d'eau fermée. Elle exprime donc la mortalité en termes de pourcentage et permet difficilement d'évaluer le nombre réel d'œufs morts. La méthode par densité volumétrique, quant à elle, consiste à siphonner les œufs morts en surface et à calculer la densité volumétrique d'un sous-échantillon pour la rapporter sur la récolte totale d'œufs morts.

ÉCLOSION

Le moment d'éclosion, les unités de température-jour (DCJ) du début de l'éclosion et la fenêtre d'éclosion correspondent à ce que la littérature rapporte pour cette espèce (Summerfelt et al. 2013a, Colesante 1996). Néanmoins, la méthode de récolte des larves pourrait être améliorée, car une très grande partie des larves récemment écloses se sont retrouvées dans le filtre à tambour. Ceci révèle qu'il y avait une fuite dans les bassins récepteurs, soit par la plaque de fond ou par les crépines. L'hypothèse que

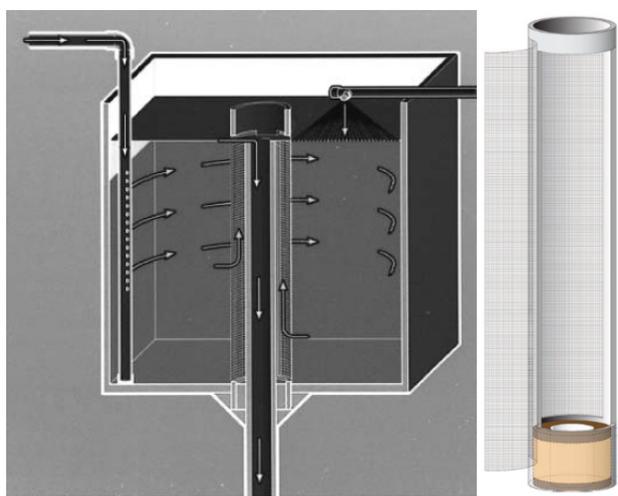


Figure 31 : Schéma de la circulation d'eau d'un bassin de 150 L adapté à l'élevage larvaire (à gauche) muni d'une crépine pleine longueur (à droite) (Summerfelt 2013b, Clayton et Summerfelt 2011)

les mailles des crépines soient trop larges est plausible. En effet, des mesures sur la tête de trois larves récemment écloses indiquent une dimension de 0,8 mm de largeur par 0,8 mm de hauteur. Considérant que les mailles des crépines font 0,7 mm par 0,7 mm, il est envisageable que les plus petits individus aient traversé le filtre des crépines et se soient accumulés dans le filtre à tambour. De plus, étant donné la nature compressible des têtes et de la capacité de nage médiocre à ce stade de développement, il n'est pas exclu qu'un débit suffisamment puissant presse les larves contre le filtre et les pousse vers la sortie d'eau, et ce, même s'il leur tête dépasse légèrement la dimension des mailles. Afin d'éviter de reproduire cet événement stressant pour les larves, ou pire, d'en perdre définitivement une partie, l'utilisation de bassins et de crépines adaptés à une réception massive et soudaine de larves particulièrement petites doit être envisagée. Pour diminuer l'effet de compression des larves sur le filtre des crépines, ces dernières devraient être allongées afin d'être en contact avec une plus grande part de la colonne d'eau. Clayton et Summerfelt (2011) propose une crépine pleine longueur adaptée pour la production larvaire de dorés (Figure 31).

DÉCOMPTE DES LARVES

La distribution et le décompte des larves se sont généralement bien déroulés avec le seau XperCount™. Le document explicatif sur l'utilisation est clair et compréhensible. La manipulation des larves de dorés avec des filets impacte leur comportement et les larves ont tendance à demeurer immobiles au fond du seau après leur transfert dans le XperCount™, ce qui nuit au décompte. Pour cette raison, le transfert de larve dans le seau à l'aide d'un siphon plutôt qu'un filet permettrait de diminuer le stress subi par les larves. En attendant environ 1 à 2 minutes, les larves se distribuent mieux dans la colonne d'eau. L'aération mécanique de l'eau semble les aider partiellement pour les décomptes des prolarves. Une fois la procédure de décompte normalisée pour les besoins du doré, la variabilité entre les dénombrements est environ de 1%, et ce, autant lors du décompte des prolarves que des juvéniles. La procédure de décompte normalisée implique de (i) attendre 1 à 2 minutes avec le couvercle pour « réanimer les larves », mais sans les stimuler avec la lumière, (ii) laisser les larves sans couvercles durant 20sec, (iii) remettre le couvercle pendant 20 secondes, (iii) observer la distribution des larves et s'assurer de la distribution uniforme de celles-ci et finalement, (iv) faire le décompte avec le seau.

L'estimation du nombre de larves par le XperCount™ est toujours inférieure au nombre réel, mais cette erreur est inférieure de 1 %. Le décompte est juste ($\pm 2\%$) même si le niveau d'eau ne correspond pas tout à fait au volume suggéré par le fabricant. Une différence d'environ $\pm 100\text{mL}$ sur un volume désiré de 5 L n'altère pas la précision du décompte. À la fin de l'expérience (24^e JPE), afin de compter précisément le nombre de larves juvéniles dans chacun des bassins, les décomptes ont eu lieu deux fois, d'abord par le XperCount™, puis par une méthode par poids. Ce double décompte a permis d'établir que les deux méthodes ont estimé un nombre de larves similaire dans chacun des bassins (Figure 33). La



Figure 32 : Seau de décompte XperCount™ de XpertSea Solution inc.

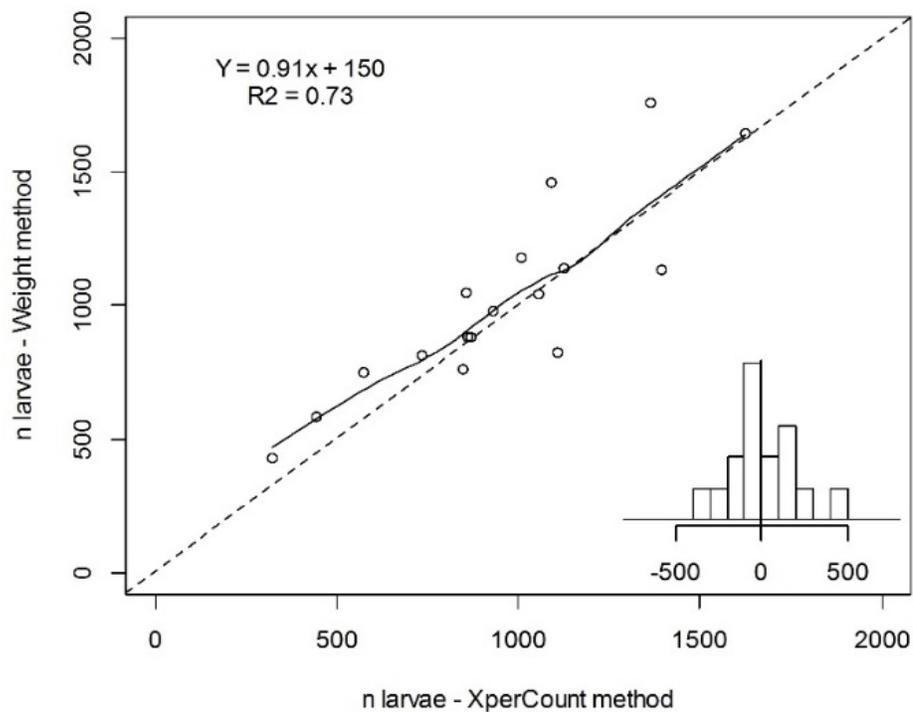


Figure 33 : Comparaison de deux méthodes de dénombrement de larves de dorés. Chaque point est un bassin auquel ont été évaluées deux valeurs de décomptes de larves, soit par le poids (en y) et par le XperCount (en x). La ligne pointillée représente un accord parfait entre les décomptes des deux méthodes. La ligne pleine représente la tendance centrale des valeurs de décompte de larves. (En haut à gauche) L'équation de régression du modèle linéaire associé à ces valeurs de décompte. (En bas à droite) et l'histogramme des résidus du modèle linéaire sont présentés.

courbe de corrélation entre le nombre de larves évaluées par la méthode du poids en fonction de celui évalué par le XperCount™ en témoigne (la ligne pleine suit la même tangente que la ligne pointillée). De plus, l'équation de régression et l'histogramme des résidus indiquent que le XperCount™ propose, la plupart du temps, un décompte moindre à celui de la méthode par poids d'environ 150 larves ($y = 0,91x + 150$, $R^2 : 0,73$). Le seau du XperCount™ requiert moins de manipulation sur les poissons et engendre donc moins de stress. De plus, le XperCount™ est précis et stable dans ses résultats. Pour ces raisons, le XperCount™ est un outil adéquat pour l'évaluation du nombre de larves de dorés et devait servir d'instrument de référence dans les expériences futures.

INGESTION ALIMENTAIRE

Les résultats suggèrent que les larves ont toutes débuté leur alimentation exogène la même journée, soit au 8^e JPE (Figure 20). Ce moment correspond à la résorption entière des réserves énergétiques de la larve. Cependant, la proportion de larves ayant ingéré de la nourriture diffère entre les circuits ouvert et fermé (Figure 20). Comme les rations alimentaires étaient les mêmes entre les circuits, seuls les paramètres physicochimiques, ou l'état physiologique des larves, peuvent expliquer ces différences. Dans le circuit fermé, au 8^e JPE, une haute concentration d'ammoniaque ($\text{NH}_3\text{-N}$: 0,015 mg/L) (Figure 17) et de nitrite (NO_2 : 0,79 mg/L) (Figure 16) a été observée. Ces conditions sont considérées toxiques pour l'élevage des poissons et peuvent engendrer des conditions de stress (Timmons et Ebeling 2010) susceptibles d'influencer la prise alimentaire.

Aussi, des observations notées, mais non représentées dans les résultats, indiquent que les larves des bassins du traitement Artemia étaient fortement stimulées par les l'ajout d'artémies, mais seulement à partir de 8^e JPE. À chaque ration horaire, les larves frétilaient dès l'arrivée des artémies à la surface. Néanmoins, considérant que tous les traitements avaient une proportion de larves ayant ingéré de la nourriture similaire, l'ajout d'artémies ne constituerait pas un moyen pour stimuler l'ingestion alimentaire, du moins, dans les conditions d'élevage de l'expérience. Les artémies étaient âgées entre 24 et 36 heures au moment des distributions et n'avaient pas été enrichies, ou alimentées. Elles étaient donc suffisamment petites pour être facilement ingérées (Figure 12). Bien qu'elles soient physiologiquement adaptées aux eaux salées, les nauplii d'artémies demeuraient très actives



Figure 34 : Évolution de la résorption du vitellus et du globule d'huile jusqu'à la première ingestion alimentaire au 8^e JPE. De haut en bas respectivement, des photos de larves au 2^e, 5^e, 6^e, 7^e, 8^e et 8^e JPE. Au 8^e JPE, l'une n'a rien ingéré tandis que la dernière oui.

en eau douce, même après 24 heures, et constituait une proie mobile et stimulante pour les larves de dorés. Les moyens mis en œuvre pour stimuler l'ingestion alimentaire, tel l'ajout d'argile comme agent de turbidité induisant un effet contrastant et une alimentation importante sur 24h, se sont avérés suffisamment efficaces dans tous les traitements, incluant le traitement Gemma, une moulée commerciale enrichie aux microalgues et d'apparence verte.

VESSIE NATATOIRE

Les résultats sur le développement de la vessie natatoire sont généralement décevants, et ce, malgré l'utilisation des jets d'eau de surface recommandés par Summerfelt 2013b. En effet, seules les larves du traitement Artemia en circuit ouvert ont développé leur vessie natatoire tel qu'attendu. Il est plausible que la présence d'artémies, déposées à la surface de la colonne d'eau, incite les larves à ingérer une bulle d'air lors de la capture. La fenêtre de développement de la vessie natatoire étant largement dépassée au 24^e JPE, il est peu probable que les larves des autres traitements l'aient développé après l'expérience. Ces résultats indiquent qu'il reste encore du travail à faire pour développer des techniques permettant de favoriser le développement de cet organe essentiel.

Un des bassins se démarquait clairement des autres avec un nombre de larves ayant développé une vessie natatoire de près de 80%. Des tests de circulation d'air dans la pièce ont révélé que ce bassin se trouvait directement au-dessous d'un courant d'air frais en provenance de l'entrée d'air de la pièce. L'hypothèse qu'un courant d'air frais projeté sur la surface de l'eau des bassins pourrait favoriser le développement de la vessie natatoire des larves de doré est plausible. En effet, ce mouvement d'air pourrait favoriser l'évacuation des gaz à la surface de l'eau et pourrait altérer la communauté microbienne et fongique de surface qui peut nuire au DVN (Summerfelt et al. 2013a, Clayton et Summerfelt 2010).

De plus, une photopériode de 24h sur une période aussi prolongée a possiblement nui au développement de la VN. En effet, certains auteurs (Colesante 1996, Summerfelt 1996, Harder et al. 2012) rapportent que la phototaxie des larves s'inverse aux alentours des débuts du gonflement de la vessie natatoire (8^e et 10^e JPE). Ainsi, les larves seraient repoussées par la lumière en provenance de la surface. Considérant que les larves ont besoin d'aller puiser des bulles d'air à la surface pour gonfler leur vessie natatoire, une luminosité trop importante combinée à une photopériode de 24 heures est probablement à l'origine du nombre si faible de

larves ayant développé cet organe. Pour les études futures, des jets d'air de surface devraient être expérimentés et la photopériode devrait être ajustée tout au long du développement larvaire.

CROISSANCE

La moulée spécialisée Otohime, enrichie de krills, offre une croissance plus importante chez les larves de doré que la moulée Gemma, à base de protéines végétales. Aussi, l'ajout d'artémies n'a pas stimulé la croissance des larves de dorés. Les protéines d'origine animale (farine de krills) sont probablement mieux assimilées par les larves que les protéines d'origine végétale. Ce raisonnement concorde avec la nature de l'alimentation strictement carnivore des larves de dorés en milieu naturel (Kerr et al. 1997, Barton et al. 2011). D'après la fiche du fabricant, la moulée Gemma (gamme Wean) est conçue pour sevrer les larves d'une alimentation à base d'artémies ou de rotifères. Ainsi, cette moulée devrait être employée conjointement avec ces organismes. Il n'est pas exclu que l'utilisation de la moulée Gemma Wean combinée à un apport soutenu en artémie améliore la performance de croissance des larves de dorés.

MORTALITÉ JOURNALIÈRE

Le suivi de la mortalité journalière dévoile un pic de mortalité aux environs du 10^e JPE. Ce moment correspond à la fin de la fenêtre du développement de la vessie natatoire (Summerfelt 2013a, Summerfelt 2013b). Ainsi, il est raisonnable de penser que la cause expliquant ce pic de mortalité est le NGVN. Pour soutenir cette hypothèse, les résultats du suivi du développement de la vessie natatoire indiquent qu'aux alentours du 10^e JPE, le nombre de larves ayant développé une vessie natatoire augmente. Cette augmentation pourrait s'expliquer par la mortalité massive des larves n'ayant pas développé de vessie natatoire.

SURVIE

La faible survie au 24^e JPE, peut s'expliquer par différents facteurs. D'abord, le nombre de larves ayant tout simplement disparu dépasse les 50%. Cette disparition ne peut être expliquée par le cannibalisme, car moins de 1% des larves échantillonnées avait cannibalisé une autre larve. Les hypothèses les plus plausibles sont (i) le manque d'étanchéité des plaques de fond qui auraient laissé s'échapper une quantité importante de larves, (ii) les mailles des crépines qui ne serait pas assez petites et un débit trop important emporte les larves vers le trop-plein et (iii) les décomptes de la mortalité journalière sont sous-estimés. L'hypothèse des décomptes inexacts est peu probable, car malgré la présence d'amas fongiques qui auraient pu camoufler la présence de

larves lors des premiers JPE, un écart de 50% est très élevé et le personnel ayant effectué le décompte était particulièrement rigoureux. Ainsi, l'utilisation de crépines à mailles plus étroites et des bassins adaptés à l'élevage d'organismes de petite taille doivent être envisagés dans les futures études.

Les autres facteurs ayant possiblement nui à la survie des larves sont le non-respect de certains seuils de qualité de l'eau durant des périodes parfois prolongées. Parmi ces paramètres, les concentrations de nitrites et d'ammoniaque ont, à quelques occasions, dépassé les seuils critiques dans le système en recirculation. Les raisons expliquant cette irrégularité sont vraisemblablement une dysfonction du filtre à lit fluidisé. En effet, au 9^e JPE, l'équipe a constaté que ce filtre n'était pas activé. Il est possible qu'il n'ait jamais été démarré, dû à une erreur humaine. Le phénomène ne s'étant pas reproduit après 30 jours d'opération, il est peu probable que la présence d'argile dans l'eau l'ait colmaté. Dans ce dernier cas, une alternative moins invasive pour les filtres des systèmes en recirculation pourrait être explorée. L'argile ne servant qu'à produire la turbidité nécessaire à une diffusion aléatoire de la lumière dans l'eau des bassins, d'autres agents de turbidité, comme les microalgues, devrait être expérimentée.

CIRCUIT OUVERT VS CIRCUIT FERMÉ

Les deux systèmes de circulation d'eau ont produit des résultats similaires pour ce qui est de l'ingestion alimentaire des larves, de leur croissance et de leur survie, et ce jusqu'au 24^e JPE. Par la suite, une différence importante est survenue au niveau du développement de la vessie natatoire (Figure 24) (Figure 25). En effet, le nombre de larves ayant développé une vessie natatoire est plus important dans le système ouvert. Il est probable que la mauvaise qualité de l'eau dans le circuit fermé jusqu'au 9^e JPE soit en cause (Martin et al. 2010, Broderius et al. 1985). De plus, si on retient l'hypothèse qu'un mouvement d'air de surface favorise le développement de la VN, on peut aussi trouver une part d'explication dans le fait que les bassins du circuit fermé étaient tous loin de l'entrée de la bouche de ventilation de la pièce (Annexe A : Plan de l'unité 24 du LARSA lors de l'étude préliminaire de 2014). Aussi, une sursaturation des gaz dans l'eau pourrait être mis en cause (Colt 1986), car le haut de la colonne de dégazage était obstrué par des sacs plastiques et ne remplissait pas ses fonctions adéquatement. Une analyse de la saturation en gaz a été effectuée par le MAPAQ et a dévoilé qu'effectivement, l'eau du système fermé était sursaturée. Finalement, la quantité d'argile nécessaire au maintien d'une turbidité stable a été plus difficile à ajuster dans le circuit fermé que dans le circuit ouvert compte tenu des différents filtres.

CONCLUSION

L'étude préliminaire a permis de mettre en lumière plusieurs informations de base et d'orienter le prochain volet de recherche sur l'élevage intensif des larves de doré jaune dans un système en REFB.

- Les systèmes en REFB permettent une production intensive de larves de dorés au moins aussi importante que les circuits ouverts traditionnels, si on règle le problème lié au développement de la VN.
- L'ajout d'argile comme agent de turbidité n'engendre pas de difficultés majeures sur les filtres des systèmes en recirculation pour une utilisation inférieure à 30 jours.
- La moulée commerciale Otohime enrichie de krills permet une croissance plus importante que la moulée Gemma enrichie de microalgues et la nature de celle-ci doit être évaluée.
- L'ajout d'artémies vivantes, à des rations standards de moulée Otohime, durant les premiers jours suivant l'éclosion jusqu'au 10^e JPE, ne stimule pas l'ingestion alimentaire des larves de doré ni leur croissance.
- Le seau XperCount™ est un outil par spectrophotométrie rapide et suffisamment précis pour effectuer le décompte d'une quantité importante de larves de dorés, mais présente un défi lorsque l'eau est turbide.
- Le développement de la vessie natatoire n'est pas assuré par un simple jet d'eau de 0,4L/min.
- Les efforts futurs devraient se tourner vers le développement de la vessie natatoire.
- Le système en recirculation doit être démarré au moins une semaine avant l'arrivée des œufs afin d'établir la recette de maintien d'une turbidité stable avec l'argile et une inoculation adéquate du biofiltre.
- Des crépines pleines longueurs doit être utilisées afin d'augmenter la surface de contact des mailles avec la colonne d'eau et ainsi réduire l'entretien quotidien.

- Les mailles des crépines doivent être réduites et interchangeables afin de prévenir l'évacuation de larves par le trop-plein, mais aussi afin de réduire l'entretien des bassins.

CHAPITRE III : ÉTUDE SUR LE DÉVELOPPEMENT DE LA VESSIE NATATOIRE (2015)

INTRODUCTION

L'étude préliminaire menée en 2014 a permis d'orienter l'élément critique sur lequel se pencher afin d'améliorer les performances de l'élevage intensif des larves de dorés dans les systèmes en REFB : le DVN. Le développement de la vessie natatoire chez les larves n'avait pas été assuré par des jets d'eau de 0,4 L/min disposés à 90° par rapport à la surface. En effet, seulement 10% des larves avaient développé une VN au 24^e JPE dans le système en REFB. Les larves physoclistes, tels les percidés, qui n'ont pas développé leur vessie natatoire sont plus sujettes à subir des déformations de leur squelette (Summerfelt et al. 2013b, Kitajima et al. 1981, Kitajima et al. 1994). En effet, puisque les larves ont continuellement besoin de se mouvoir et que l'ossification de leur squelette n'est pas achevée, l'absence d'un organe aussi structurant que la vessie natatoire engendre des déformations lordotiques (Kitajima et al. 1994). Ces larves seront donc de moins bonnes nageuses et contribueront à augmenter le phénomène de cannibalisme. Aussi, pour des raisons bioénergétiques, ces larves auront une croissance moindre, car elles dépenseront davantage d'énergie pour assurer leurs déplacements quotidiens (Summerfelt et al. 2013b). Ultiment, une larve qui n'aura pas développé une vessie natatoire sera, un jour ou l'autre, destinée à mourir (Summerfelt et al. 2013b, Clayton et Summerfelt 2010). Favoriser le développement de la vessie natatoire des larves de dorés élevés intensivement dans des systèmes en REFB est donc l'élément central de cette expérience. Considérant que de tels systèmes réutilisent jusqu'à 95% de la même eau, il est raisonnable de croire que les huiles tendent à s'y accumuler. Ainsi, des éléments complémentaires au jet d'eau de surface doivent être élaborés afin d'augmenter la rentabilité des élevages de dorés en REFB.

OBJECTIFS ET HYPOTHÈSES

Suite aux conclusions de l'étude préliminaire menée en 2014, l'objectif est de développer des techniques d'élevage favorisant le DVN chez les larves de dorés élevées de façon intensive dans des systèmes en REFB. Ainsi, de nouvelles hypothèses ont été élaborées :

- Un jet d'eau de surface supérieur à 0,4L/min pourrait émulsifier le film d'huile de surface dans les systèmes en REFB et favorisant donc le DVN.
- Les larves peuvent obtenir des bulles d'air à partir d'un microbulleur disposé au fond des bassins et favoriseraient le DVN.
- Un rondin de cellulose, qui absorbe l'huile en surface, favoriserait le DVN.

MÉTHODE

FÉCONDATION

La fécondation des œufs s'est effectuée le 1^{er} mai 2015 par Marco Blanchet et ses collègues à la Station Piscicole Trois Lacs (Wotton, Québec, Canada) d'après la même méthode qu'en 2014, décrite dans le chapitre 2. Les géniteurs, de génération F1 de la Rivière des Prairies nés en 2011, étaient nourris de moulée commerciale.

TRANSPORT

Le transport d'environ 275 000 œufs dédiés à l'expérience s'est déroulé au 4^e JPF à 37 DCJ, dans une glacière de 20L. Le trajet à partir du pisciculteur, de Wotton jusqu'à Québec, a duré 130 minutes. Entre-temps, la température de l'eau à l'intérieur de la glacière a augmenté passant de 10 °C à 14,6 °C. Considérant que l'eau du système était à 12°C, il a fallu refroidir progressivement l'eau dans la glacière avant de transférer les œufs dans l'incubateur, afin de ne pas provoquer un choc thermique.

INCUBATION

Les œufs ont été incubés dans un incubateur de type bell-jar de 5,75L avec un débit moyen de 115 L/h alimenté par le système en recirculation de l'Unité #24 au LARSA à l'Université Laval. Deux traitements au formol ont été effectués, (i) le lendemain de la réception des œufs et (ii) la journée précédant l'atteinte du stade œillé. En plus de ces traitements, un filtre UV était branché avant l'entrée d'eau de l'incubateur afin d'éviter l'introduction d'organismes infectieux. La température de l'eau lors de la fertilisation était de 7-8°C et à l'éclosion (15^e JPF) de 15,8°C pour une température d'incubation moyenne de $12,5 \pm 2,4$ °C. La concentration en oxygène et le pH ont été minutieusement surveillés tout au long de l'incubation. Considérant les faibles émissions métaboliques des œufs, les concentrations d'ammoniaque, de nitrite, de chlore et de CO₂ n'ont pas été suivies durant la période d'incubation. Un filtre UV était utilisé afin de diminuer les risques d'infection.

SUIVI DES ŒUFS

Dès la réception des œufs, au 4^e JPF, à 37 DCJ, l'échantillonnage des œufs a commencé selon une procédure d'échantillonnage normalisée (Annexe B : Procédure normalisée de suivi du

développement d'œufs de dorés). Les œufs étaient récoltés à l'aide d'une pipette insérée délicatement jusqu'au centre de l'incubateur afin de prendre un échantillon le plus représentatif possible. Chaque jour jusqu'à l'éclosion, environ 400 œufs étaient prélevés et 10 d'entre eux étaient mesurés à l'aide de l'échelle métrique intégrée à la lentille du binoculaire (LEICA Wild M8Z). L'un d'entre eux était pris en photo (Nikon CoolPix 995), correspondant au plus représentatif du lot.

ÉCLOSION

Les premiers œufs ont éclos au 12^e JPF à 158 DCJ alors que le pic d'éclosion s'est produit le 15^e JPF à 203 DCJ. À ce moment la température de l'eau était à 15,8°C. Les larves récemment écloses étaient déversées dans le bassin récepteur via un entonnoir et un tuyau déverseur. Une bâche recouvrait l'incubateur et un orifice permettait de faire entrer la lumière vers la surface de l'incubateur afin de diriger les larves vers l'entonnoir. Une importante quantité d'œufs, près de 50%, ont été infectés par un champignon du genre *Saprolegnia*. Conséquemment, la survie des œufs jusqu'à l'éclosion s'en est trouvée fortement affectée à partir du 10^e JPF.

TRANSFERT ET DÉCOMPTE DES PROLARVES

Environ 40 000 prolarves ont été transférées dans les 16 bassins expérimentaux à raison de $2\ 512 \pm 132$ larves par bassin lors du 3^e JPE, soit 21 larves par litre. Le comptage des prolarves a été effectué à l'aide du XperCount (Annexe C : Le XperCount, seau de décompte d'organismes aquatiques par spectrophotométrie) de XpertSea Solutions Inc. d'après le protocole du fabricant. Le transfert des larves vers les bassins expérimentaux, au 16^e JPF, s'est fait directement avec le seau du XperCount.

BASSINS

Les bassins utilisés sont les mêmes que pour l'étude préliminaire de 2014 (Figure 9), de type suédois d'une capacité totale de 150L et de couleur grise afin de réduire le comportement d'amoncèlement des larves. Chaque bassin avait son propre nourrisseur à courroie, sa propre arrivée d'eau submergée disposée de façon à engendrer un courant circulaire au sein du bassin (Figure 8). De plus, tous les bassins étaient équipés d'un gicleur de surface sous une pression de ~23 psi ayant des débits différents en fonction du traitement de chacun des bassins.

CRÉPINES

Suite aux conclusions de l'étude préliminaire et à de récentes publications sur le sujet, de nouvelles crépines ont été fabriquées s'inspirant du modèle de Clayton et Summerfelt (2011) (Figure 35) à partir de tuyaux de 4po de diamètre avec une base cimentée. Ces nouvelles crépines ont une surface de contact avec la colonne d'eau beaucoup plus importante, soit 1 440 cm² plutôt que 544 cm² (Annexe G) (Figure 9). De plus, nous avons utilisé deux ensembles de crépines avec des tailles mailles de 400 µm pour les 10 premiers jours et de 700 µm pour les 17 jours suivants. Son plein recouvrement par la colonne d'eau des bassins permet une circulation plus homogène de l'eau et une diminution de l'effet de succion vers le trop-plein. Conséquemment, les larves sont moins sujettes à rester collées sur le maillage.

DISPOSITIF EXPÉRIMENTAL

L'étude préliminaire de 2014 a dévoilé différents gradients environnementaux au sein de l'U24 du LARSA qui pourrait potentiellement influencer les résultats de la recherche. De plus, certains de ces gradients environnementaux sont susceptibles de se retrouver dans une installation de type commerciale et ainsi compromettre le transfert technologique de l'expérience dans une pisciculture commerciale. Il s'agit (i) de la luminosité, (ii) de la ventilation, (iii) des lignes d'arrivée d'eau et (iv) des équipes d'échantillonnage.

- (i) La luminosité a un impact important sur la distribution, le comportement, et l'alimentation des larves de doré (Harder et al. 2012, Summerfelt et al. 2013a, Summerfelt 1996). Le développement des larves peut donc être grandement influencé par les patrons lumineux au sein du bassin d'élevage. Considérant qu'il n'y a que 4 ampoules dans toute la pièce et qu'il y a différents obstacles entre la source de lumière et les bassins, notamment les nourrisseurs à courroie, la luminosité varie

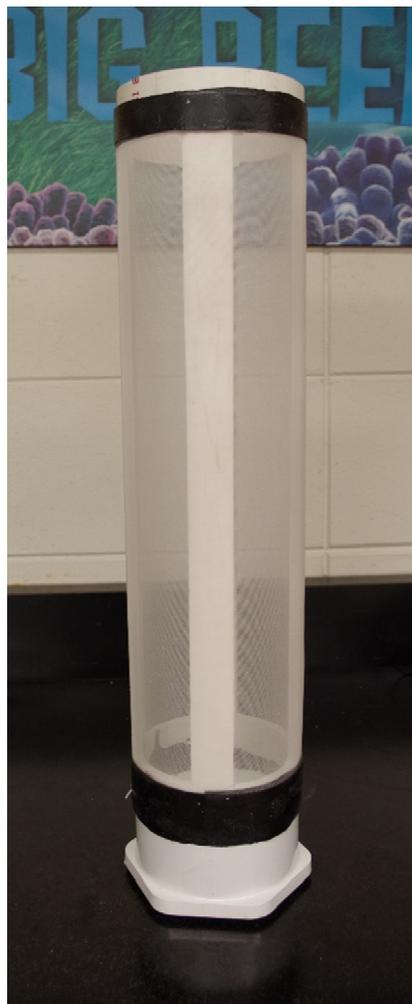


Figure 35 : Crépine pleine longueur, de 18po de haut et de 4 po de diamètre, inspiré du modèle de Clayton et Summerfelt (2011).

d'un bassin à l'autre et d'un endroit à l'autre dans un même bassin (Annexe H : Patron de la distribution de la lumière de l'Unité 24 du LARSA). Cette hétérogénéité ne semble pas aléatoire (Annexe H : Patron de la distribution de la lumière de l'Unité 24 du LARSA) et constitue donc une source de variation non contrôlée, car aucun rectificatif n'a pu être apporté.

- (ii) Bien que, à notre connaissance, rien dans la littérature ne suggère que la température de l'air ou que son mouvement à la surface de l'eau des bassins puisse influencer le DVN chez les poissons, des observations au cours de l'étude préliminaire nous ont contraints à nous pencher sur la question. Des essais avec des cartouches fumigènes ont révélé que la ventilation au sein de la salle expérimentale était hétérogène et que par conséquent, la température et le mouvement de l'air à la surface de chacun des bassins pouvaient varier. Les deux bassins situés juste au-dessous de l'entrée d'air étaient ceux qui avaient obtenu les meilleurs résultats quant à la proportion de larves ayant développé une vessie natatoire et n'appartenaient pas au même traitement.
- (iii) Les bassins sont alimentés par différentes lignes d'entrées d'eau (Figure 36). La distance de celles-ci par rapport au système de filtration diffère et peut donc engendrer des variations dans les conditions physicochimiques des bassins sur une même ligne d'entrée d'eau.
- (iv) L'échantillonnage des larves, aux fins d'évaluation du développement ou non de la vessie natatoire, a été effectué par 3 équipes de 2 personnes. L'observation à l'œil nu d'une vessie natatoire, même bien développée, est un exercice particulièrement subjectif. Conséquemment, des différences peuvent s'immiscer entre les équipes quant à la qualité, et donc la justesse, des résultats de l'échantillonnage.

Ces constats démontrent la présence de facteurs non aléatoires et non contrôlés dans la salle expérimentale. Ainsi, un dispositif expérimental en bloc complet a été élaboré, où les traitements ont été positionnés aléatoirement à l'intérieur de chaque bloc (Figure 36).

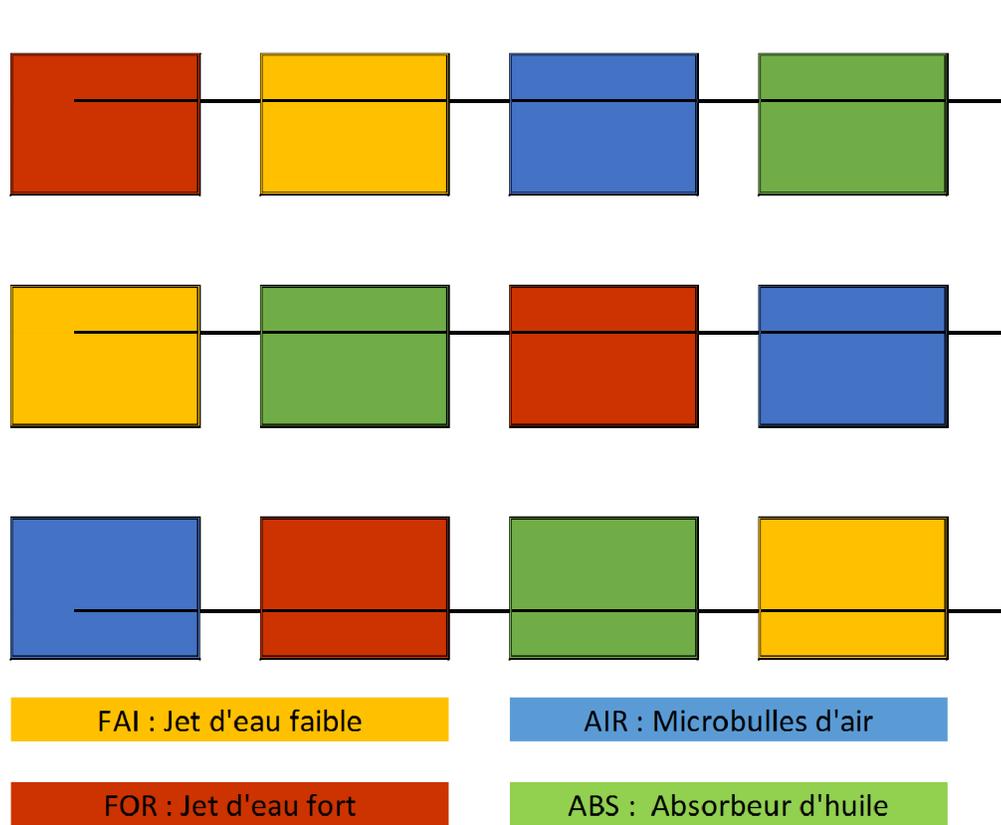


Figure 36 : Disposition schématique des bassins en bloc complet, de la tuyauterie et des traitements expérimentaux à l'intérieur de l'U24 au LARSA

TRAITEMENTS

Prévenir l'arrivée d'huile dans les bassins de culture et extirper le film d'huile de surface montre indéniablement des effets positifs sur le gonflement de la vessie natatoire (Summerfelt 2013b, Clayton et Summerfelt 2010). Plusieurs stratégies ont été élaborées afin de maintenir une surface d'eau propre et exempte d'huile : des jets d'eau de surface permettant d'émulsifier le film d'huile, des microbulles d'air permettant un mouvement d'eau favorable au retrait de l'huile et un absorbant d'huile déposé à la surface de l'eau.

Faible jet d'eau de surface (FAI)

Les bassins du traitement FAI possèdent une buse de surface à microjet de 90° ayant un débit faible de $0,66 \pm 0,06$ L/min (Figure 37). Ces débits correspondent à ceux généralement utilisés dans la littérature scientifique récente, mais pour des systèmes en circuit ouvert traditionnels, c'est-à-dire lorsqu'il n'y a aucune réutilisation de l'eau (Summerfelt 1996, Clayton et Summerfelt 2010, Summerfelt 2013b).

Fort jet d'eau de surface (FOR)

Les bassins du traitement FOR possèdent une buse de surface à microjet de 90° ayant un débit fort de $1,2 \pm 0,1$ L/min (Figure 37). L'hypothèse est qu'un jet d'eau de surface plus puissant assure l'émulsification du film d'huile de surface dans les systèmes en REFB, où l'huile tend à l'accumuler.



Figure 37 : Buse à microjet d'eau de 90° au-dessus de la surface d'eau permettant d'émulsifier le film d'huile de surface

Microbulles d'air (AIR)

Les bassins du traitement AIR possèdent un tuyau à micropores fins (Figure 38), alimenté d'air comprimé (30 psi), déposé autour de la crépine, au fond du bassin. Ces bassins ont aussi une buse de surface à microjet de 90° ayant un débit faible de $0,68 \pm 0,05$ L/min. Ils visaient à fournir des microbulles d'air aux larves afin de développer leur vessie natatoire. De plus, ces bulles d'air en provenance du centre du bassin sont susceptibles d'engendrer une remontée d'eau favorable à l'extirpation des huiles dans les bassins.



Figure 38 : Tuyau circulaire à micropores fins. Ces tuyaux étaient disposés autour des crépines, au fond des bassins et étaient alimentés par de l'air comprimé (30psi)

Rondin d'absorption d'huile (ABS)

Les bassins du traitement ABS possèdent un rondin, disponible sur le marché, composé de cellulose hydrophobe et autres ingrédients conçus pour absorber les matières huileuses (Annexe I : Informations détaillées sur le rondin absorbant d'huile). Le rondin est disposé à la surface de l'eau, sur le rebord des bassins, opposé au nourrisseur et séparé par le jet d'eau de surface. Cette position assure de ne pas nuire à l'alimentation des larves en accumulant la moule sur ses parois (Figure 39).



Figure 39 : Bassin avec un rondin d'absorption d'huile déposé à la surface de l'eau

LUMINOSITÉ ET PHOTOPÉRIODE

La luminosité était assurée par 4 ampoules incandescentes de 150w à une intensité de 40%, exposant ainsi les bassins à une luminosité moyenne de $0,38 \pm 0,09 \mu\text{mol photons m}^{-2} \text{sec}^{-1}$ ou $18,9 \pm 4,5 \text{ lux}$, mesurée à l'aide d'un QSL-100 (Biospherical Instruments Inc.). La photopériode était de 24h de luminosité jusqu'au 19^e JPE où elle a été réglée afin d'imiter les conditions naturelles à nos latitudes, c'est-à-dire de 16h d'ensoleillement et de 8h d'obscurité. Cet ajustement a été établi dû à l'inversion de la phototaxie des larves qui, à ce moment, devient négative (Harder et al. 2012).

DÉBITS

Les débits des arrivées d'eau et des buses à jet d'eau de surface étaient vérifiés 3 à 4 fois par semaine. Jusqu'au 10^e JPE, les débits totaux des bassins étaient de $2,1 \pm 0,2 \text{ L/min}$ ou $0,9 \pm 0,1$ changement d'eau à l'heure. Entre le 11^e et le 15^e JPE les débits totaux étaient de $3,67 \pm 0,35 \text{ L/min}$ ou $1,5 \pm 0,1$ changement d'eau à l'heure. Du 15^e JPE à la fin de l'expérience le débit total a été fixé à $5,1 \pm 0,4 \text{ L/min}$ ou $2,0 \pm 0,2$ changement d'eau à l'heure. Le renouvellement d'eau du système en recirculation était généralement inférieur à 200 L par jour. Ainsi, plus de 95% de l'eau était continuellement recirculée dans les bassins.

QUALITÉ DE L'EAU

L'ensemble des paramètres physicochimiques a été maintenu à des seuils propices pour l'élevage piscicole en recirculation (Tableau 5). Chaque jour, la température et le niveau de saturation de l'oxygène étaient échantillonnés à l'aide d'une sonde multiparamètres immergée dans l'un des bassins. Certains paramètres de la qualité de l'eau ont été analysés par une méthode colorimétrique nécessitant un spectrophotomètre HACH DR-2000. Ces paramètres sont le chlore (méthode HACH 8167), l'ammoniaque (méthode HACH 8155 au silicate), les nitrites (méthode HACH 8507) et la turbidité (méthode HACH 8237). Afin d'avoir une mesure de turbidité fiable, le spectrophotomètre a été calibré avec un standard de calibration à base de formazine à 4000 NTU (Annexe J : Certificat d'analyse de la turbidité de la formazine de calibration). L'argile devait être ajoutée aux échantillons témoins de façon à atteindre la même turbidité que l'échantillon des bassins et ainsi avoir une mesure précise des différents paramètres de la qualité de l'eau. Le pH et la salinité ont été échantillonnés quotidiennement par un pH-mètre (VWR, Symphony 830PCI) et un salinomètre (Eutech instruments, SaltTestr™ 10).

Tableau 5 : Paramètres physico-chimiques de l'eau (moyenne \pm écart-type) et les valeurs recommandées d'après Piper et al. (1982), Maede (1985), Nickum et Stickney (1993), Lawson (1995), Timmons et Ebeling (2010), Summerfelt et al. (2013a)

Paramètres		Recommandé
Température (°C)	20,2 \pm 2,7	18,4 (optimum)
O ₂ (mg/L)	8,7 \pm 0,8	> 5
pH	7,4 \pm 0,1	6,5 - 8,5
Chlore (Cl) (mg/L)	0	< 0,003
CO ₂	0	
Salinité (ppm)	0	
Turbidité (FTU)	75 \pm 34	50 (optimum)
Nitrite (NO ₂) (mg/L)	0,06 \pm 0,03	< 0,1
Ammoniaque (NH ₃ - N non-ionisée) (mg/L)	<0,001	< 0,013

TURBIDITÉ

Afin de maintenir une turbidité d'eau favorable à l'élevage larvaire du doré, de l'argile kaolinite (Ball Clay, Old Mine #4, Kentucky-Tennessee Clay Company, É-U) était ajoutée à l'eau. Deux bassins indépendants du système en recirculation étaient remplis d'une solution d'eau et d'argile (5g/L). Une pompe péristaltique Master-Flex modèle 7568-00 de Cole-Parmer Instruments Company assurait une distribution contrôlée de la solution d'argile vers le bassin de pompage du système. En moyenne, environ 500g était ajouté quotidiennement afin d'obtenir une turbidité de 82 ± 27 FTU dans les 12 bassins d'élevage.

ALIMENTATION

Les larves étaient nourries avec de la moulée commerciale enrichie de krills (Annexe E). L'alimentation était assurée par des distributeurs à courroie (#912875, Zeigler Bros., Inc., PA, É-U), mus par un mécanisme à ressorts, où le tapis avance lentement et laisse tomber petit à petit la moulée dans le bassin sur une période de 12 heures. Il y avait deux rations par jours, à 8h00 et à 20h00, et ainsi, les larves étaient alimentées en continu, 24h sur 24h. La quantité de moulée était ajustée d'après les mortalités recueillies la veille et donc en fonction du nombre de larves présentes dans le bassin et de leur longueur moyenne (Tableau 6).

Tableau 6 : Tailles et rations de moulées distribuées aux larves en fonction de leur stade de développement

JPE ^a	Longueur moyenne (mm)	Ration alimentaire (g/1000 larves)	Taille de la moulée (%)	
			T1 ^b	T2 ^c
4	9,7	3	100	
6	9,9	3	75	25
9	11,8	4	75	25
10	12,8	4	50	50
13	14,7	4	50	50
15	16,9	5	25	75
17	18,1	6	25	75
18	19,9	6		100
19		7		100
26	27,2	8		100

^a = JPE : Jour Post-Éclosion

^b = T1 : Taille entre 250 and 400 μ m

^c = T2 : Taille entre 350 et 650 μ m

ENTRETIEN JOURNALIER

Le nettoyage des bassins était effectué quotidiennement à l'aide d'une raclette à vitre et d'un siphon. Les résidus accolés aux bords des bassins étaient donc raclés, concentrés au fond puis siphonnés. L'eau siphonnée était filtrée dans un tamis de 700 μm (Figure 40) pour en récolter les larves mortes, la moulée non ingérée, les fèces et les autres dépôts fongiques ou bactériens. Le filtrat était ensuite



Figure 40: Tamis de 700 μm utilisé pour capter les larves mortes lors du siphonage quotidien des bassins.

disposé dans un bac de comptage muni d'un rétroéclairage et d'un quadrillé afin d'en dénombrer les larves mortes (Figure 13). De cette façon, nous pouvions connaître le nombre de larves dans les bassins afin d'ajuster la ration de moulée correspondante. Dû à des erreurs humaines, les crépines n'ont été raclées qu'à partir du 6^e JPE. Puisque les larves se décomposent rapidement, cette erreur a influencé considérablement le nombre de larves manquantes (nombre de larves initial moins le nombre de larves final et le nombre de larves récoltées quotidiennement). Le filtre à tambour effectuait un contre-lavage à l'eau chaude à toutes les 30 heures et à l'eau froide sur demande, lorsque le niveau d'eau atteignait un certain seuil dû au colmatage du filtre engendré par la présence d'argile. Aucun filtre UV n'a été employé pendant l'élevage larvaire.

RÉCOLTE DE DONNÉES

Tous les jours, 5 larves étaient échantillonnées aléatoirement à l'aide d'un filet dans chacun des 16 bassins. Elles étaient euthanasiées à la tricaine méthanesulfonate (150 ppm, MS222, Syndel Laboratories LTÉE, BC, Canada) mesurée puis observées. Les longueurs totales, du sac de vitellus, du globule huileux et de la vessie natatoire ont été effectuées à l'aide d'un microscope binoculaire stéréoscopique (LEICA Wild M8Z) muni d'une règle optique intégrée qui avait préalablement été calibrée. Lorsque les larves étaient trop longues (>17 mm, 15^e JPE), un vernier servait d'instrument de mesure. En plus de ces mesures, au moins une larve par traitement par jour était prise en photo. Environ 10 photos étaient prises par larve, afin d'avoir une vue de

l'ensemble de ses structures anatomiques. Occasionnellement, des photos supplémentaires étaient prises lorsqu'il y avait des observations particulières. Un total de 2 200 photos ont été prises et pourront servir ultérieurement.

ANALYSES STATISTIQUES ET GRAPHIQUES

Les analyses statistiques, les calculs, les tests statistiques et les graphiques ont été effectués dans le langage R version 3.1.1 (R Core Team 2014). Les packages utilisés sont *stats* (R Core Team 2014) pour les analyses statistiques de base, *sciplot* (Duncan 2012) pour la création de graphiques factoriels, *ggplot2* (Wickham 2009) et *plotrix* (Lemon 2006) pour les graphiques plus complexes, *outliers* (Komsta 2011) pour identifier des valeurs aberrantes potentielles et *mice* (van Burren et Groothuis-Oudshoorn 2011) pour l'imputation de données manquantes.

ÉCHANTILLONNAGE DES VESSIES NATATOIRES

Au 26^e JPE, une équipe de 6 personnes a procédé au décompte du nombre total de larves ayant développé leur vessie natatoire. Pour ce faire, nous avons vidé l'entièreté de chaque bassin dans un filet disposé dans un bac muni d'un bulleur. Les larves étaient ensuite délicatement récoltées, une à une, par une cuillère où un rétroéclairage à l'aide d'une lampe de poche permettait de déterminer si la larve avait développé ou non sa vessie natatoire. Trois équipes de deux personnes ont donc échantillonné chacun 4 bassins, correspondant aux 3 différents blocs du dispositif expérimental. Les opérations se sont déroulées sur 4 heures et aucune mortalité importante des larves n'a été observée le lendemain.



RÉSULTATS

CROISSANCE

La longueur des larves a été mesurée tout au long de l'élevage larvaire. À l'éclosion au 14^e JPE, les larves mesuraient $7,6 \pm 0,4$ mm et au 26^e JPE, les larves de dorés mesurent $28,2 \pm 2,0$ mm (Figure 41). La courbe de croissance devient plus prononcée au 6^e JPE, première journée où les larves ont commencé à s'alimenter (Figure 41). Aucune différence de longueur n'a été observée entre les traitements (Figure 42). La croissance ($(\text{longueur finale} - \text{longueur } 3^{\text{e}} \text{ JPE}) / (\text{JPE} - 3)$) est évaluée à $0,90$ mm/j au 26^e JPE.

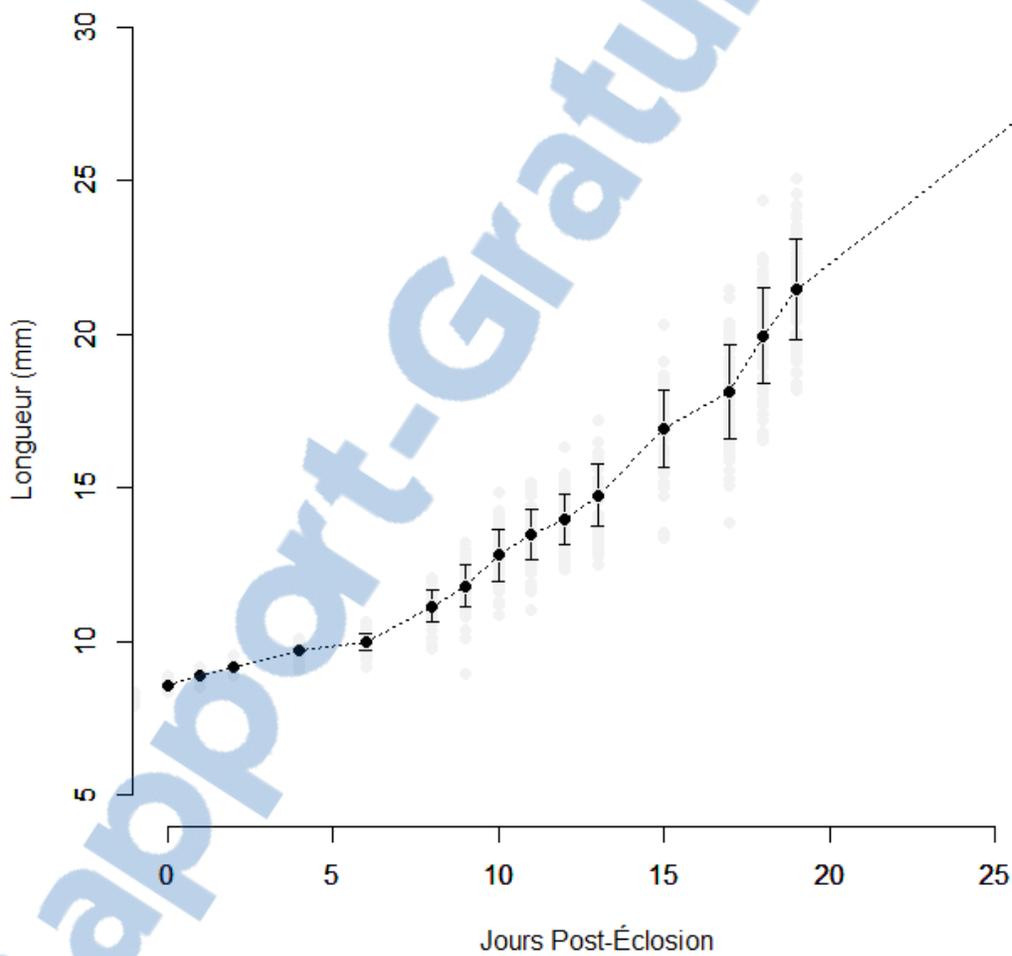


Figure 41 : Suivi de la longueur des larves (mm) jusqu'au 26^e jour post-éclosion. Les points gris sont les données brutes et les points noirs sont les moyennes accompagnées de leur écart type.

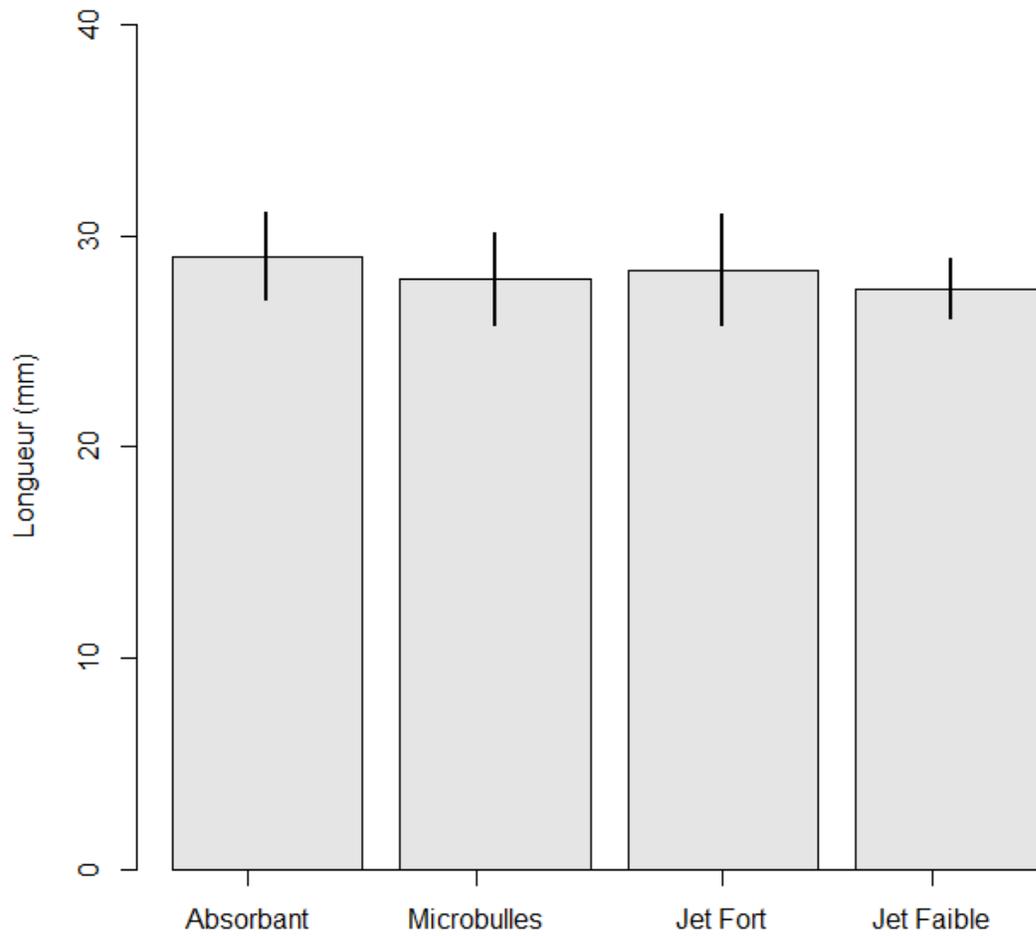


Figure 42 : Longueurs des larves de chaque traitement au 26e jour post-éclosion. Les lignes noires sont les écarts types. Aucune différence significative n'a été observée entre les traitements.

DÉVELOPPEMENT DE LA VESSIE NATATOIRE

La longueur de la vessie natatoire a été mesurée tout au long de l'élevage larvaire. Les premières VN ont été observées à partir du 6^e JPE et mesuraient $0,5 \pm 0,1$ mm (Figure 43). Au 19^e JPE, les VN mesuraient 4.2 ± 0.5 mm (Figure 43).

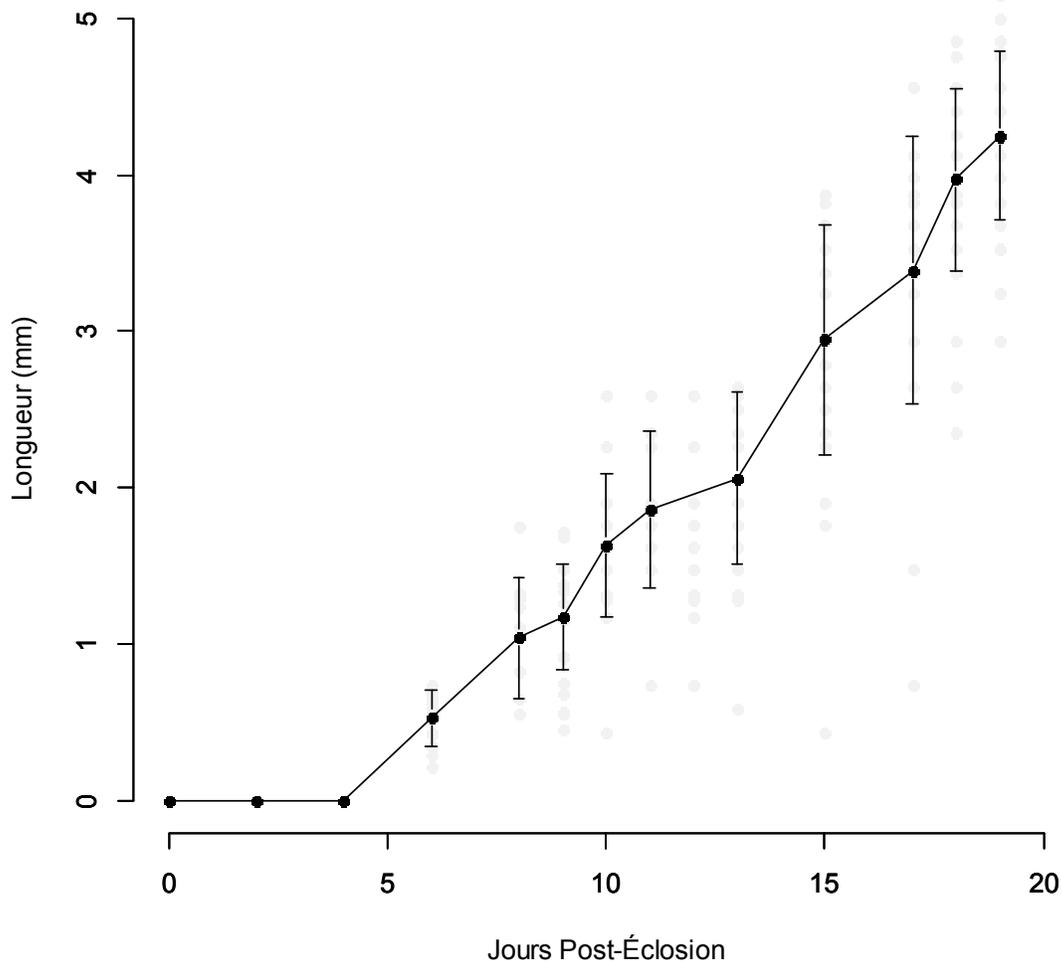


Figure 43 : Suivi de la longueur des vessies natatoires (mm) jusqu'au 19^e jour post-éclosion. Les points gris sont les données brutes et les points noirs sont les moyennes accompagnées de leur écart type.

La proportion de larves ayant développé une VN a été évaluée tout au long de l'expérience par des sous-échantillons de 5 larves par bassins par jour. Au 10^e JPE, environ 35% des larves avaient une VN alors qu'il y en avait près de 60% au 26^e JPE, sauf dans les bassins du traitement avec jets faibles (Figure 44). Aucune différence significative n'a été observée tout au long de l'expérience quant à la proportion de larves ayant développé leur VN.

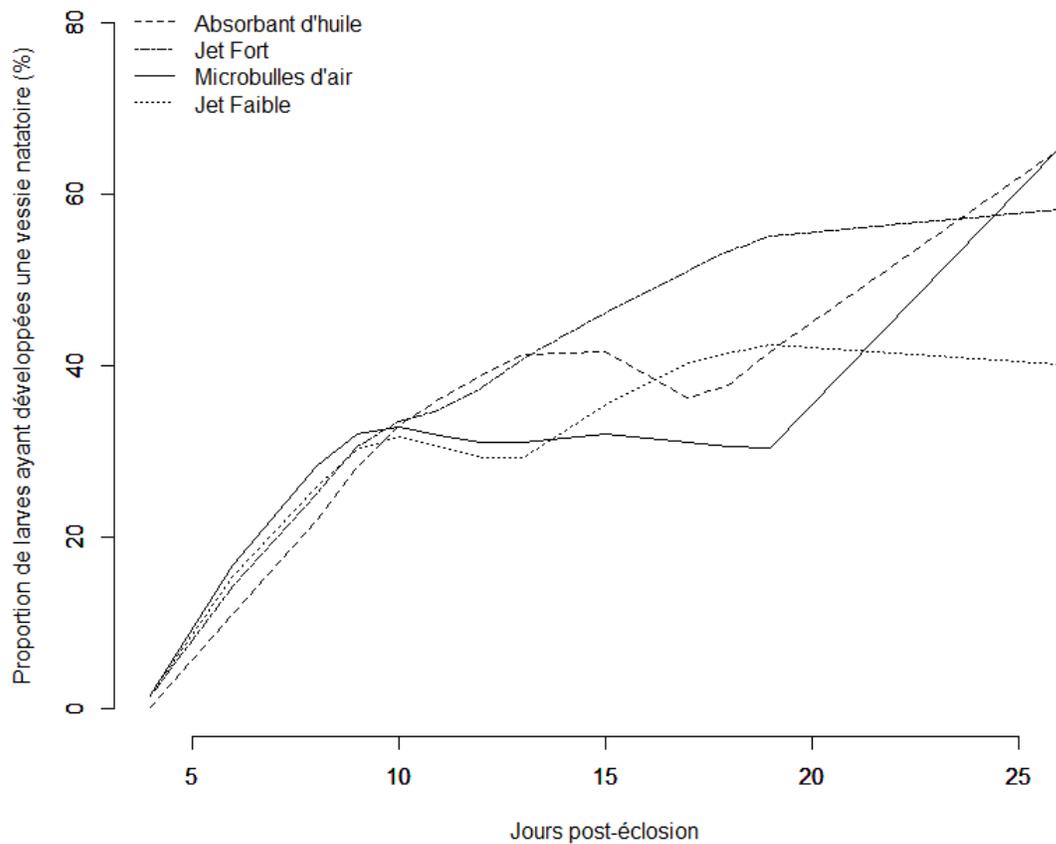


Figure 44 : Suivi de la proportion de larves ayant développé leur vessie natatoire pour chaque traitement jusqu'au 26^e jour post-éclosion

Analyses statistiques

La normalité des données a été vérifiée par une observation visuelle de leur distribution sur un histogramme (Figure 46) et un diagramme quantile-quantile (Figure 45). Un test de Shapiro-Wilk (Figure 46) confirme la normalité de la distribution des données des vessies natatoires ($n=12$, $p > 0,05$). Aucune transformation de données n'a été appliquée.

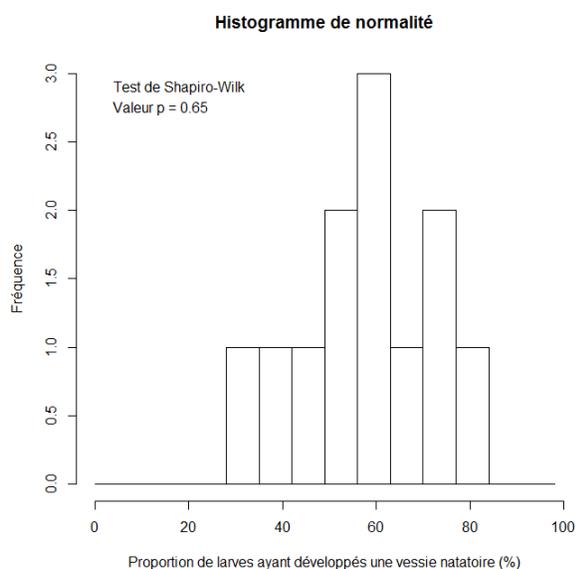


Figure 46 : Histogramme de la distribution de la proportion de larves ayant développé leur vessie natatoire au 26^e JPE.

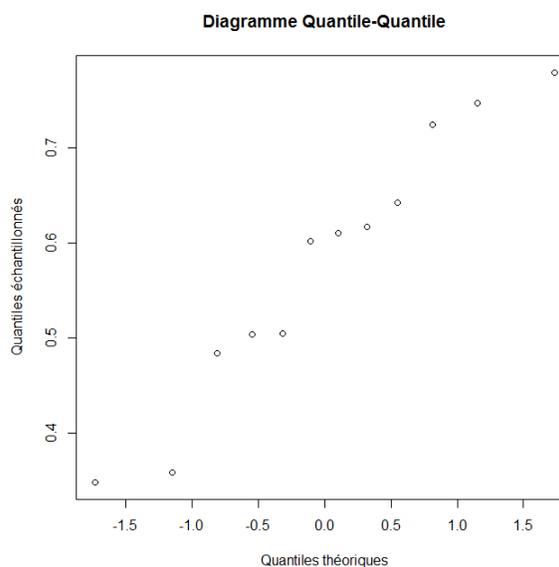


Figure 45 : Diagramme quantile-quantile des données de la proportion de larves ayant développé leur vessie natatoire au 26^e JPE

Le modèle explique une grande proportion de la variance totale ($(SC_{BLOC}+SC_{TRAIT})/SS_{TOT} = 0,71$) et les traitements explique la plus grande partie de cette variance ($SC_{TRAIT}/(SC_{TRAIT}+SC_{BLOC}) = 0,91$) (Tableau 8). Le tableau de l'ANOVA suggère une différence d'au moins un des traitements au seuil de signification $\alpha = 0,1^+$ ($n=12$, $p = 0,581$) (Tableau 8). Un test de comparaison multiple des moyennes (H.S.D. de Tukey) révèle que les écarts observés se situent entre le traitement « Jet faible » et les traitements « Microbulles » et « Absorbant » ($n=12$, $p = 0,069$) (Tableau 7). Cette différence s'observe sur le diagramme à barres des proportions de larves ayant développé leur vessie natatoire, pour chaque traitement, au 26^e JPE (Figure 47).

Tableau 8 : Tableau de l'ANOVA du plan en bloc complet sur la proportion de larves ayant développé leur vessie natatoire au 26^e JPE

Source	D.D.L.	Somme des carrés	Moyenne des carrés	Valeur de F	Pr > F
Traitements	3	0,14144	0,04715	4,409	0,0581
Blocs	2	0,013	0,0065	0,608	0,5749
Erreur	6	0,06417	0,01069		
Total	11	0,21861			

Tableau 7 : Tableau des résultats du test de comparaisons multiples H.S.D. de Tukey

Traitements	Différence	Basse	Haute	Valeur P
Jet Fort - Microbulles	-0,081	-0,373	0,211	0,777
Jet Faible-Microbulles	-0,269	-0,561	0,023	0,069
Absorbant - Microbulles	-0,007	-0,299	0,286	1,000
Jet faible - Jet fort	-0,188	-0,480	0,104	0,218
Absorbant - Jet fort	0,074	-0,218	0,366	0,817
Absorbant - Jet faible	0,262	-0,030	0,555	0,076

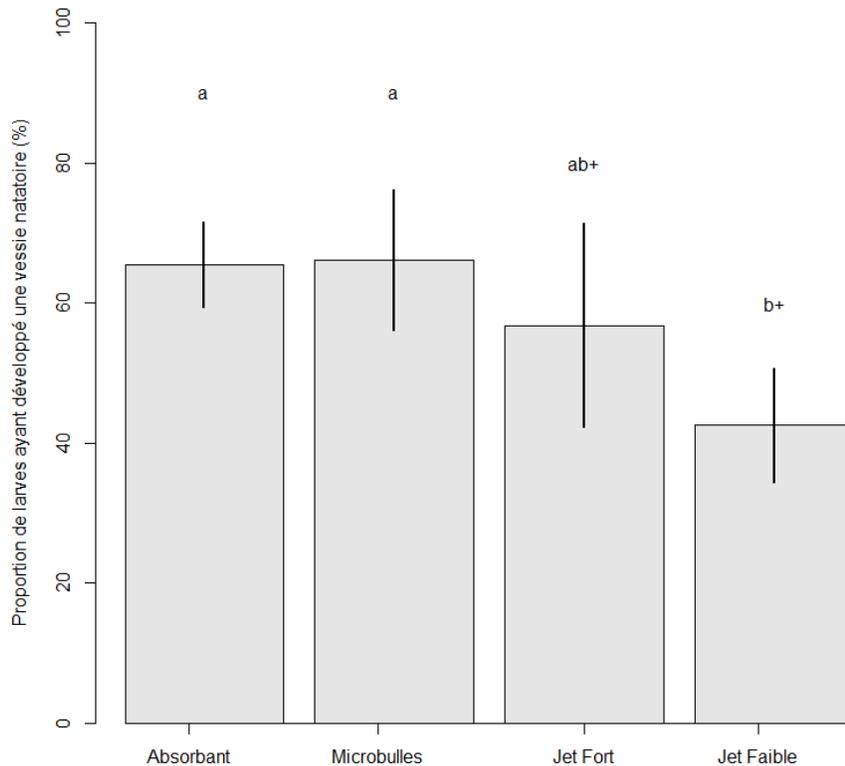


Figure 47 : Proportion de larves ayant développé leur vessie natatoire au 26^e JPE. Les lignes noires représentent l'écart type. Les différences sont significatives au seuil d'acceptabilité $p < 0,1^+$.

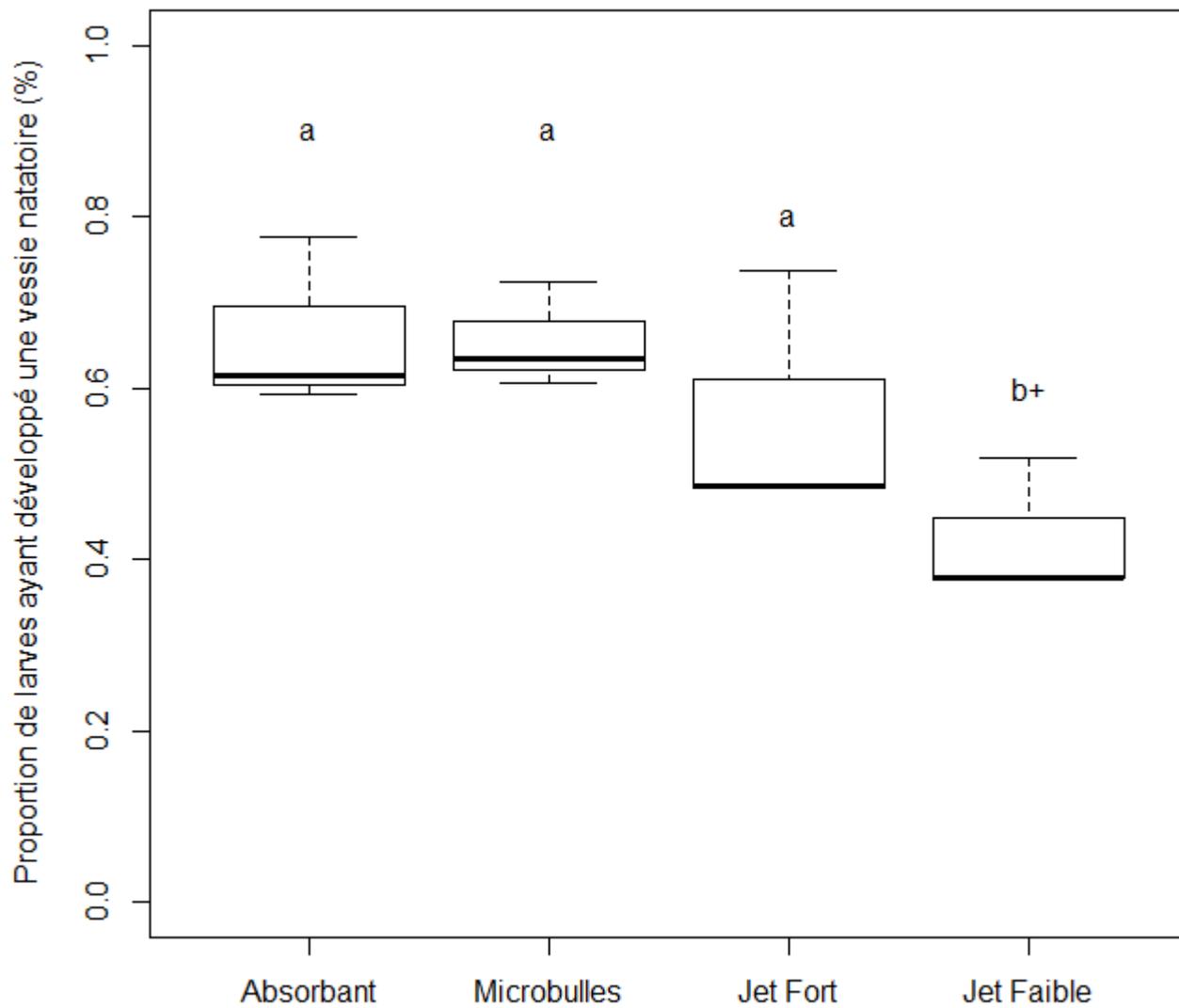


Figure 48 : Proportion de larves ayant développé leur vessie natatoire au 26e JPE. Les différences sont significatives au seuil d'acceptabilité $p < 0,1^+$

MORTALITÉ

La mortalité (nombre de morts actuels/nombre de vivants actuels) a été évaluée de façon journalière lors des manœuvres d'entretien des bassins. Un pic de mortalité très important a été observé dès le lendemain du transfert des larves. En effet, au 3^e et 4^e JPE, respectivement 21 et 14 % des larves sont mortes (Figure 49). Au 26^e JPE, 11% des larves avaient survécu en moyenne. Les bassins ayant le traitement avec un rondin absorbant l'huile avaient la meilleure survie finale (14%) et ceux avec le jet faible, la plus faible (9%) (Figure 50). Aucune différence significative n'a été observée entre les traitements quant à la survie des larves au 26^e JPE.

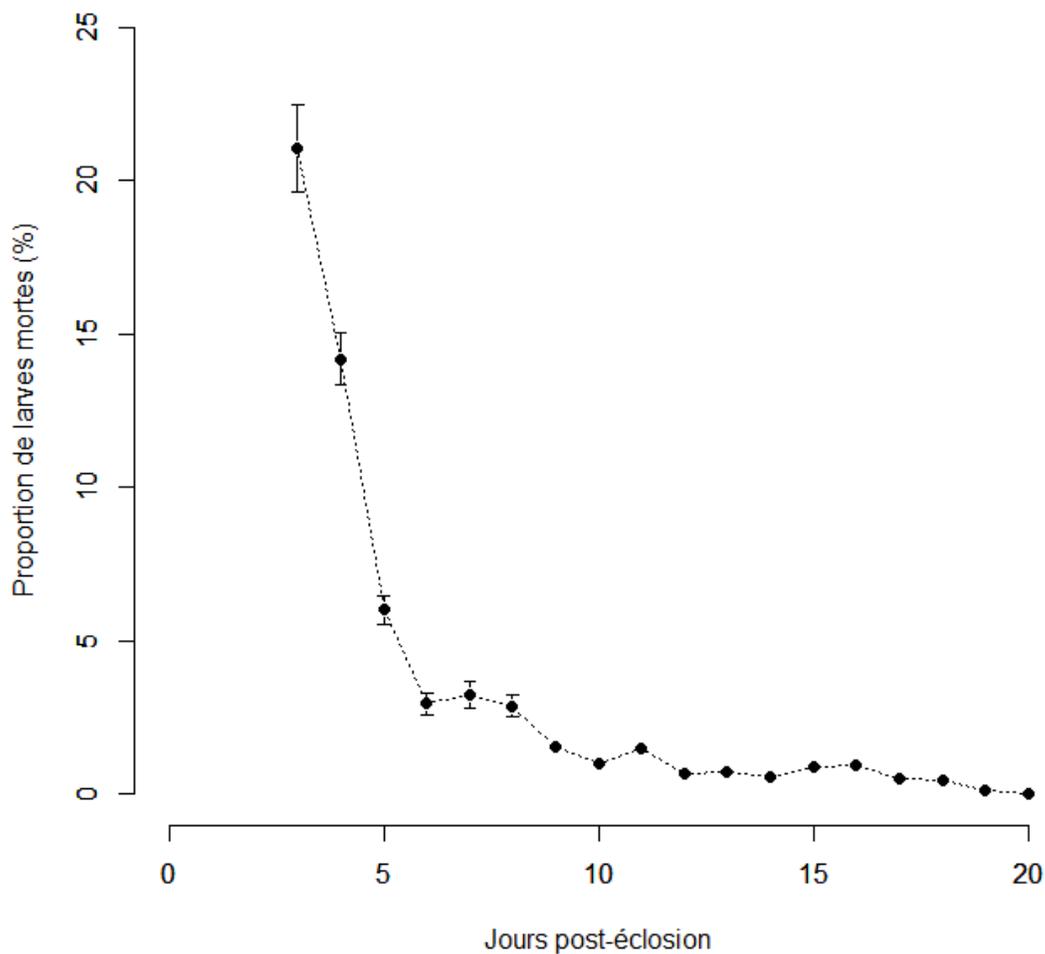


Figure 49 : Suivi de la mortalité (nombre de morts récoltés / nombre de vivants) journalière jusqu'au 20^e JPE.

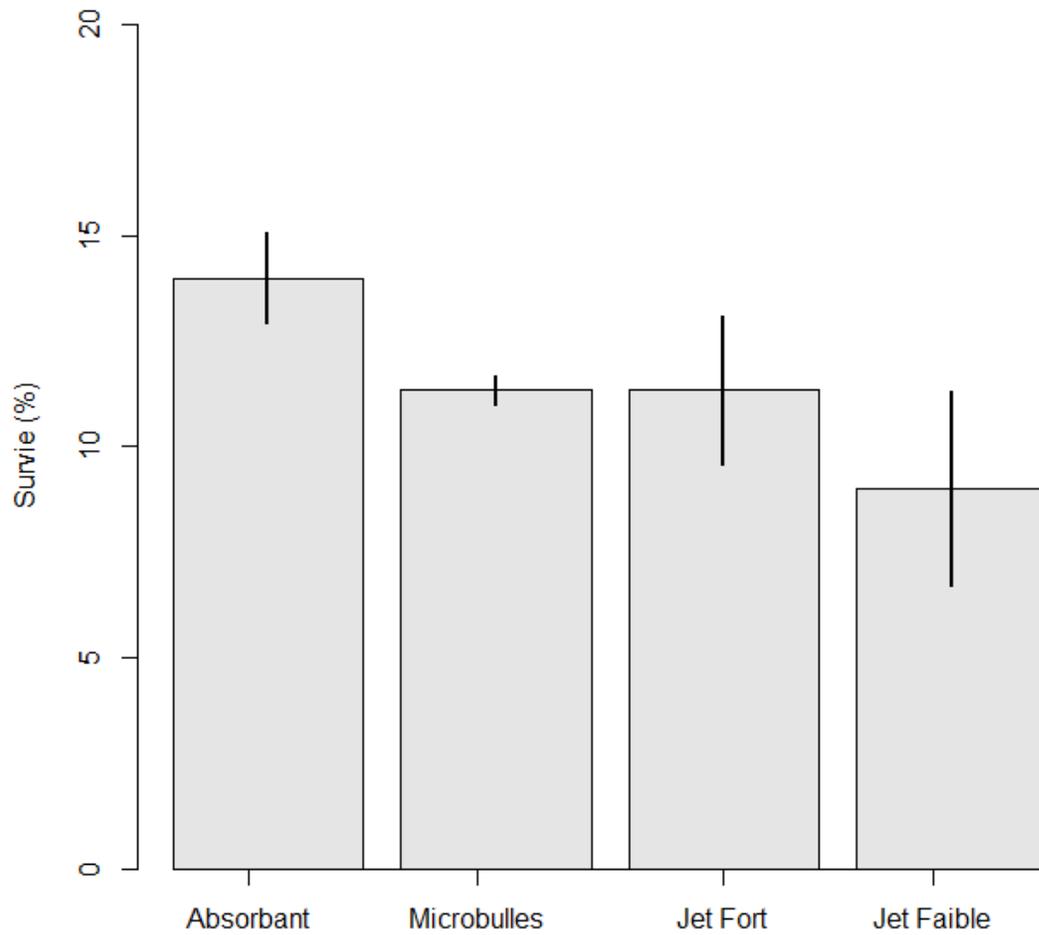


Figure 50 : Mortalité finale (nombre de larves vivantes au 26^e JPE/nombre de larves au 2^e JPE. Les lignes noires représentent l'écart-type. Aucune différence significative n'a été observée entre les traitements quant à la survie finale des larves

DISCUSSION

INCUBATION

À l'arrivée des œufs au LARSA (3^e JPF, 27 DCJ), la mortalité des œufs a été évaluée à $35,5 \pm 2,9$ %. Cependant, la mortalité associée directement au transport n'a pas pu être évaluée, car il y avait déjà une quantité relativement importante d'œufs morts dans l'incubateur lors de la récolte à la pisciculture. De plus, beaucoup d'amas fongiques ont dû être retirés manuellement avant le transport. Les traitements au formol n'ont pas été exécutés sur une base régulière et une quantité très importante d'œufs étaient affectés par une infection fongique tout au long de l'incubation (Figure 51). En effet, des traitements fréquents au formol sont recommandés pour prévenir les infections fongiques lors de l'incubation des œufs de poisson (Colsante 1996, Morin 1996). Le moment d'éclosion se devait d'être hâtif pour des raisons de disponibilités limitées de l'outil de décompte de larves XperCount™. Conséquemment, la température d'incubation a été particulièrement élevée et a permis un pic d'éclosion au 15^e JPF à 208 DCJ plutôt qu'au 21^e JPF à 231 DCJ (Figure 52). Ces deux facteurs combinés ont engendré une mortalité d'environ 80% durant l'incubation et nous ont forcés à réduire la densité de l'élevage à ~20 larves/L. De plus, les œufs provenaient de géniteurs qui étaient nourris avec de la moulée commerciale, susceptible de ne pas combler les besoins alimentaires particuliers de ces derniers (Kjorsvik 1990, Brooks et al. 1997). Les conditions de l'incubation et l'alimentation des géniteurs ont un effet sur les œufs

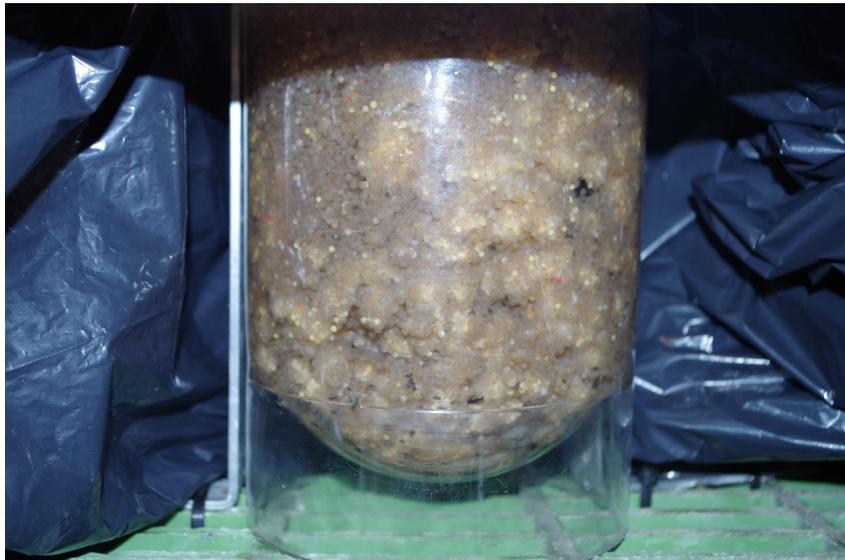


Figure 51 : Œufs atteints d'une infection fongique occasionnant des amas qui empêchent les échanges gazeux et qui mènent à la mort des œufs.

et conséquemment, sur le développement des larves (Beacham et Murray 1986, Brooks et al. 1997)

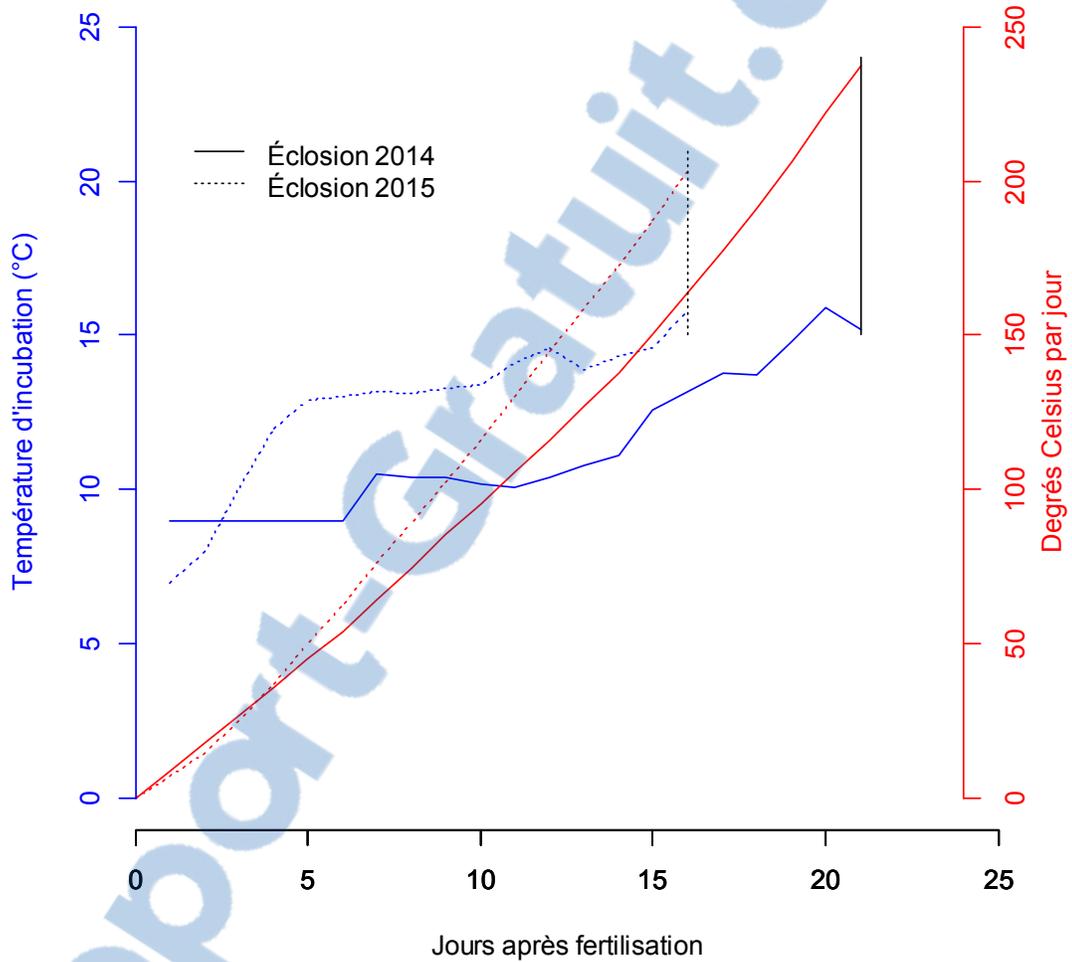


Figure 52 : Température d'incubation (en bleu) et nombre de degrés Celsius jour (en rouge) pour les années 2014 (ligne pleine) et 2015 (ligne pointillée). Les lignes noires verticales correspondent au moment du pic d'éclosion.

CROISSANCE

La croissance a été particulièrement élevée (0.90 mm/j) et correspond à ce que la littérature rapporte avec l'utilisation de ce type de moulée (Annexe E) (Tableau 9). La température plutôt élevée d'élevage a définitivement eu un effet important sur la croissance des larves (Huh et al. 1976, Nickum et Stickney 1993, Timmons et Ebeling 2010) (Figure 53).

Tableau 9 : Survie (n larves finales /n larves au 5^e JPE), longueur (mm) et croissance ($[\text{longueur finale} - \text{longueur au 3e JPE}] / [\text{JPE final} - 3]$) des larves de doré nourries sous différents régimes alimentaires au Rathbun Fish Culture Research Facility. Adapté de Summerfelt et al. 2013a

Année	JPE	Moulée	Survie (%)	Longueur (mm)	Croissance (mm/j)
1991	25	FFK	68,2	26,2	0,81
1992	21	FFK	64,1	19,2	0,61
1997	24	FFK	67,0	22,9	0,70
1998	24	FFK	57,6	25,7	0,83
1999	24	FFK	63,7	25,4	0,81
2000	23	FFK	65,6	23,7	0,77
2001	26	FFK	61,9	23,2	0,65
2002	26	FFK	50,8	27,2	0,82
2004	28	INVE	21,6	22,2	0,56
		GEMMA	56,8	27,7	0,78
2005	26	GEMMA	24,6	23,0	0,64
		μGEMMA	22,3	26,8	0,80
2006	27	μGEMMA	34,9	28,5	0,84
		Otohime	35,4	29,7	0,89
2007	25	Gemma	49,2	20,7	0,56
		Otohime	72,9	25,6	0,79
2008	35	Otohime	32,6	36,4	0,88
2009	30	Otohime	65,1	32,7	0,90
2010	34	Otohime	76,0	37,3	0,94

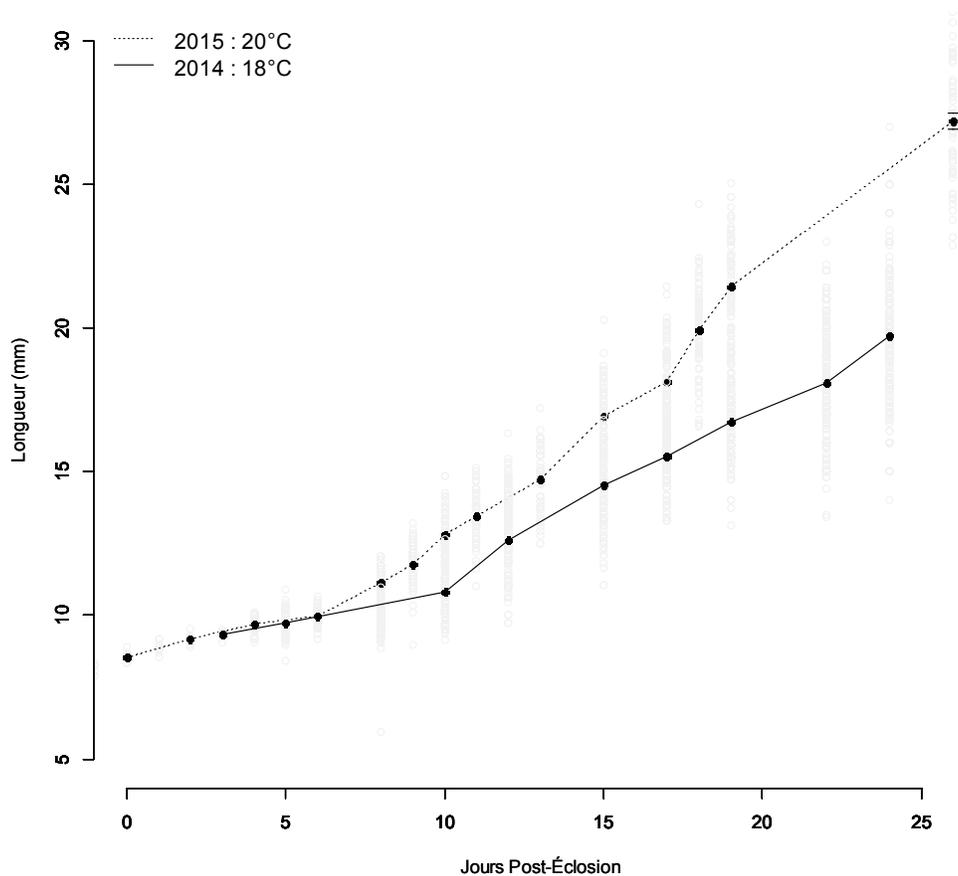


Figure 53 : Suivi de la longueur des larves sous deux moyennes de températures d'élevage différentes. (Ligne pointillée) 20°C en 2015. (Ligne pleine) 18°C en 2014

DÉVELOPPEMENT DE LA VESSIE NATATOIRE

Méthode d'échantillonnage

Cette expérience a permis d'identifier une méthode permettant d'obtenir des informations fiables quant au nombre de larves ayant développé leur VN qui n'avait pas été évalué par Barrows et al. (1993). Nous avons constaté qu'un sous-échantillonnage induit un biais, car les larves avec une VN sont généralement plus habiles dans l'eau et sont donc moins susceptibles d'être capturées par une pousse. En effet, nous avons procédé à des estimations du DVN par des sous-échantillons et avons constaté qu'elles étaient toutes inférieures aux proportions réelles obtenues par un

décompte de l'ensemble des larves d'un bassin que nous conservions pour faire des tests (B20 de l'U24 du LARSA; Annexe A : Plan de l'unité 24 du LARSA lors de l'étude préliminaire de 2014). Conséquemment, les informations sur le DVN obtenues lors de l'étude préliminaire de 2014 étaient sous-estimées. Nous avons aussi tenté une méthode par photographie de l'ensemble des larves déposées dans un bac muni de rétroéclairage, mais sans succès. Malgré l'utilisation d'un appareil photo de haute qualité, il est impossible de distinguer si une larve a développé ou non sa VN (Annexe K) avec cette méthode. Pour ces raisons, nous avons donc procédé à un décompte complet de toutes les larves dans chacun des bassins. Comme un grand soin était apporté au bien-être des larves (manipulation délicate et bulleurs) une très faible mortalité a été observée au lendemain de l'échantillonnage (<1%). Cette méthode s'avère donc être la meilleure pour obtenir une proportion réelle de larves ayant développé leur VN et des sous-échantillonnages sont à proscrire pour le futur.

L'épaisseur de la microcouche d'huile à la surface de l'eau et la concentration des huiles dans les colonnes d'eau aurait été très pertinent à échantillonner (Boggs et al. 1998). Cette nouvelle information aurait permis de mettre en relation l'accumulation des huiles avec les différents traitements et la proportion de larves ayant développé une VN. Cette information, relativement simple à obtenir, devrait donc être échantillonnée lors de futures expériences sur le sujet.

Analyses statistiques

Bien que les résultats de l'ANOVA n'indiquent pas de différence significative, au seuil d'acceptabilité $\alpha = 0,05$, de l'effet des traitements sur la proportion de larves ayant développé une VN, on peut raisonnablement parler d'une forte tendance ($p = 0,0581$) (Tableau 8). Initialement, un plan en carré latin était prévu comme dispositif expérimental, mais les mailles de deux crépines (B26 et B27 de l'U24 du LARSA, Annexe A : Plan de l'unité 24 du LARSA lors de l'étude préliminaire de 2014) se sont rompues lors de l'échantillonnage final. Conséquemment, cette ligne a dû être éliminée de l'analyse statistique et a engendré une perte de puissance statistique. À titre informatif, les données sur le DVN ne s'éloignaient pas des moyennes de chacun des traitements.

Jets d'eau de surface

La tendance indique que le jet de surface d'un débit de 0,6 L/min n'est pas suffisant dans un système en recirculation pour permettre le DVN chez les larves de dorés ($39 \pm 7\%$) (Figure 47). Ce faible débit suggéré dans la littérature est principalement basé sur des systèmes en circuit

ouvert (Summerfelt 2013a, Summerfelt 2013b, Clayton et Summerfelt 2010, Boggs et al. 2003, Moore et al. 1994). Le fait de recirculer la même eau, comme c'est le cas dans la présente expérience (95%), peut engendrer une accumulation des gras dans l'eau (Martin et al. 2010) ce qui expliquerait l'inefficacité de ce traitement et les meilleures performances du jet d'eau fort de 1,2 L/min sur le DVN ($58 \pm 14 \%$) (Figure 47).

Microbulles d'air

La proportion de larves ayant développé leur VN était particulièrement élevée dans les bassins munis d'un microbulleur à pores fins ($67 \pm 9 \%$) (Figure 47). Une saturation d'oxygène plus élevée ne peut pas expliquer ces résultats (Summerfelt 1991). Deux explications peuvent éclaircir ces résultats, (i) les larves peuvent capter des bulles d'air dans la colonne d'eau (Goolish et Okutake 1999), croyant qu'il s'agit de proies ou, (ii) les bulles d'air engendrent un courant de remonté d'eau favorable à l'extirpation du film d'huile de surface (Colesante et al. 1986).

Bien sûr, une explication n'exclut pas l'autre et un effet combiné est possible. Malheureusement, la disposition du traitement ne permet pas d'isoler l'un des deux facteurs. Aucune larve n'a pu être observée en train de capter une microbulle due à la turbidité de l'eau. De plus, la présence de ce tuyau au fond du bassin rendait l'entretien légèrement plus difficile. Cet aspect, ajouté au fait que l'installation de ce type de bullage ne se fasse pas simplement, rend plus ardu un transfert technologique en pisciculture.

Absorbant d'huile

Friedman et Bates (1988) ont démontré que l'ajout d'un tissu d'absorption d'huile à la surface de l'eau des bassins de culture augmentait le DVN chez les larves de bar rayé (*Morone saxatilis*). Cependant, Van Olst et al. (1990) n'ont obtenu aucun effet de l'ajout d'un tissu d'absorption d'huile semblable sur le DVN pour la même espèce. Chez le doré jaune, au 26^e JPE, Summerfelt (1991) n'a obtenu que 13,1 % et 12,5% de la proportion de larves ayant développé leur VN avec et sans un tissu d'absorption d'huile de polypropylène respectivement. Ainsi, dans la présente expérience, le rondin d'absorption d'huile, commercialisé d'abord pour des déversements d'huiles et de pétrole (Annexe I : Informations détaillées sur le rondin absorbant d'huile), a permis d'obtenir une très bonne proportion de larves ayant développé leur VN ($66 \pm 5 \%$) (Figure 47). Compte tenu de (i) son prix abordable, (ii) de sa facilité d'installation et (iii) de son efficacité pour capter le film d'huile de surface, il s'agit d'une excellente façon de faciliter le DVN des larves de doré dans les piscicultures en recirculation actuellement en opération.

MORTALITÉ

La mortalité journalière ne présente pas de pic de mortalité aux alentours du 10^e JPE tel que rapporté dans la littérature et observé lors de l'étude préliminaire de 2014 (Figure 54) (Summerfelt et al. 2013a, Summerfelt et al. 1996). Les densités d'élevage étaient différentes d'une année à l'autre et pourraient expliquer l'absence de ce pic de mortalité anticipé.

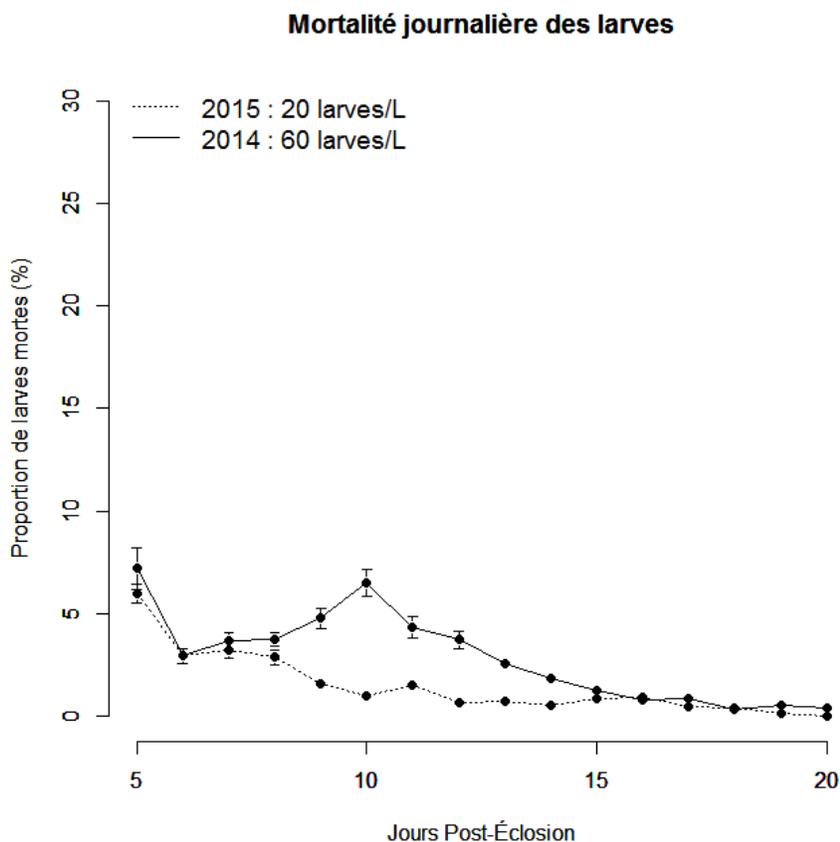


Figure 54 : Mortalité journalière, du 5^e au 20^e JPE, à deux densités d'élevage différentes

Le décompte des larves au 26^e JPE dévoile une survie moyenne de seulement 11 ± 4 % (Figure 50). Une étude de Barrows et al. (1993) rapporte une survie de 11% pour des larves de dorés élevées dans des conditions similaires. Cependant, ces résultats contrastent fortement avec ce que l'on retrouve dans la littérature récente (52 ± 18 % entre le 21^e et le 35^e JPE) (Tableau 9) (Summerfelt et al. 2013a). Plusieurs éléments peuvent nous éclairer sur cette divergence. D'abord, dans ces études, les décomptes initiaux s'effectuent par une procédure volumétrique très imprécise (Summerfelt 2013a, Kindschi et Barrows 1991) comparativement à la méthode

spectrophotométrique utilisée dans nos expériences (Figure 33). Ensuite, dans certaines études, les décomptes se déroulent au 5^e JPE (2001, 2002, 2007, 2009 dans Tableau 9). Considérant que la majorité des larves sont mortes avant le 5^e JPE, la survie finale des larves aurait été supérieure si nous avions procédé au décompte lors du 5^e JPE (n larves au 26^e JPE / n larves au 5^e JPE = 35 ± 5 %). De plus, toutes les études réalisées à la Rathbun Fish Culture Research Facility, présentées au Tableau 9, utilisaient des œufs de géniteurs de haute qualité, domestiqués depuis plusieurs générations et alimentés de façon plus spécialisée.

ENTRETIEN

L'entretien quotidien des bassins d'élevage a été considérablement réduit grâce à l'utilisation des crépines pleine longueur et du changement de taille de maille en cours d'élevage, mais demeure encore une tâche particulièrement demandant en termes de temps et de main d'œuvre. L'entretien a été estimé à environ 30 minutes par jour, à deux personnes pour un bassin de 150L ou 7h/semaine. L'utilisation de bassins de volume plus important et muni de bras magnétique autonettoyant permettrait de réduire considérablement le temps dédié à l'entretien et de passer plus de temps sur le suivi du développement des larves (Müller-Beleckea et al. 2015).

Tableau 10 : Ressources nécessaires et succès de l'élevage pour trois stratégies de nettoyage des bassins d'une écloserie de sandre (*Sander lucioperca*) d'après un modèle d'élevage larvaire de 100 000 larves par bassin de 3m³. Adapté de Müller-Beleckea et al. (2015).

	Autonettoyant ^a	Manuel ^b	Transfert ^c
Investissement pour un bassin de 3m ³ (€)	5500	2500	3500
Espace requis (m ²)	6	6	9
Temps de nettoyage (h/sem)	3,5	17	4
Perte de larves associé au nettoyage (%/jour)	0,1	3	1,1
Survie jusqu'au 40e JPE (%)	22,8	8,7	16

^a : Bassin muni d'un bras magnétique autonettoyant

^b : Nettoyage manuel par siphonage

^c : Transfert des larves vers des bassins propres au besoin

CONCLUSION

Tous les intervenants du secteur aquacole s'entendent pour dire que le développement durable de l'aquaculture en eau douce devra se faire en utilisant les technologies de recirculation et de traitement de l'eau afin de la réutiliser et de capter les déchets des poissons. La rentabilité des investissements nécessaire à l'établissement de ce type de technologies est tributaire des performances de l'élevage et de la valeur marchande du produit. Les percidés, comme le doré jaune (*Sander vitreus*), sont des candidats exemplaires pour pratiquer l'élevage en recirculation au Québec, compte tenu de leurs préférences thermales, de leur croissance élevée, de leur tolérance à différentes fenêtres de paramètres physico-chimiques, mais surtout de leur prix de vente qui peut atteindre jusqu'à 60\$CAN le kilogramme pour des filets sauvages. De plus, depuis quelques années, il y a un engouement vis-à-vis les approches multitrophiques, telle l'aquaponie, pour valoriser les déchets aquacoles et d'augmenter les revenus d'une pisciculture. Les percidés sont des candidats de choix en aquaponie, car ils sont parmi les seules espèces de poissons, dont on peut faire la vente au Québec, qui ont une haute valeur marchande, mais surtout qui tolèrent les températures d'eau élevées que nécessitent la plupart des plantes maraichères pour leur croissance (20°C et plus). Assurément, le savoir-faire et les techniques qui ont été développées au cours de ce projet seront transférables à d'autres espèces apparentées telle la perchaude. De plus, le doré est une espèce priorisée par plusieurs instances publiques et parapubliques et correspond donc aux attentes de développement de l'industrie aquacole.

Nos travaux ont mis en lumière plusieurs éléments qui faciliteront l'élevage larvaire intensif du doré dans un système en recirculation.

1. Les nouvelles moulées commerciales enrichies de farines de krills sont suffisamment appétantes pour ne pas nécessiter d'ajout de nourriture vivante comme l'artémie. Cependant, des alternatives devraient tout de même être envisagées, car (i) ce type de moulée dépend d'une ressource naturelle fragile, (ii) n'est fabriqué que par de rares fournisseurs asiatiques et (iii) est sujet à des interdictions d'importation au Canada. L'inclusion de farine d'insectes, pour substituer le krill, présente une avenue intéressante qui suscite de plus en plus d'intérêt parmi la communauté scientifique. Des nouvelles

études permettraient de valider l'appétence de la farine d'insectes comme substitution au krill dans les moules commerciales de percidés.

2. Les crépines pleine longueur avec des tailles de maille variables (Annexe G) sont un moyen efficace de réduire l'entretien journalier lié à l'élevage larvaire intensif de larves tout en prévenant les larves de s'échapper. Néanmoins, cet entretien demeure majeur et représente un enjeu économique de taille compte tenu de la main-d'œuvre nécessaire. Des bassins autonettoyants adaptés à l'élevage larvaire des percidés et possédant un bras de raclage magnétique devraient être envisagés dans de futurs projets de recherche afin de stimuler le transfert technologique vers les piscicultures.
3. Les jets d'eau de surface ayant un débit inférieur à 0,6L/min ne sont pas suffisants pour émulsifier efficacement le film d'huile de surface, qui contribue au non-gonflement de la vessie natatoire, dans les systèmes en recirculation. Conséquemment, l'ajout d'un rondin d'absorption d'huile, disposé à la surface, est un moyen efficace pour favoriser le développement de la vessie natatoire des larves de dorés dans les systèmes en recirculation. Cette méthode est peu coûteuse et facilement transférable et pourrait être combinée à un microbullage pour de potentiels meilleurs résultats.

RÉFÉRENCES

- Balon, E. K. (1975). Terminology of intervals in fish development. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada* 32:1663–1670.
- Balon, E. K. (1984). Reflections on some decisive events in the early life of fishes. *Transactions of the American Fisheries Society* 113:178–185.
- Balon, E. K., McElman, J. F. (1979). Early ontogeny of walleye, *Stizostedion vitreum*, with step of saltatory development. *Environmental Biology of Fishes* Vol. 4, No. 4, pp. 309-348.
- Barrows, F. T., Kindschi G. A., Zitzow R. E. (1993a). Detecting Swim Bladder Inflation in Fingerling Walleyes. *The Progressive Fish-Culturist* 55(2): 90-94.
- Barrows, F. T., Zitzow, R. E., Kindschi, G. A. (1993b). Effects of surface water spray, diet, and phase feeding on swim bladder inflation, survival, and cost of production of intensively reared larval walleyes. *The Progressive Fish-Culturist* 55(4): 224-228.
- Barton, B. A., editor. (2011). *Biology, management, and culture of walleye and sauger*. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland. 600p.
- Battaglione, S.C., Talbot, R.B. (1990). Initial swim bladder inflation in intensively reared Australian bass larvae, *Macquaria nouemaculeata* (Steindachner) (Perciformes: Percichthyidae). *Aquaculture*, 66: 431-442.
- Beacham, T. D., Murray, C. B. (1986). The effect of spawning time and incubation temperature on meristic variation in chum salmon (*Oncorhynchus keta*). *Canadian Journal of Zoology*. 64, 45-48.
- Billington, N., Wilson, C.C., Sloss, B. L. (2011). Distribution and population genetics of Walleye and Sauger. Chapter 4 in *Biology, Management, and Culture of Walleye and Sauger*, American Fisheries Society. 600p.
- Boggs, C. T., Summerfelt, R. C. (1996a). Origin of the oil film on the water surface of tanks used for the mass culture of larval walleye. In *Successes and failures in commercial recirculating aquaculture (conference proceedings)*. NRAES-98. Northeast Regional Agricultural Engineering Service: Ithaca, New York.
- Boggs, C. T., Summerfelt, R. C. (1996b) A method for sampling and quantifying oil surface microlayers in larviculture tanks. In *Successes and failures in commercial recirculating aquaculture (conference proceedings)*. NRAES-98. Northeast Regional Agricultural Engineering Service: Ithaca, New York. July.
- Boggs, C. T., Summerfelt, R. C. (2003) Enhancing gas bladder inflation in larval walleye: comparison of two methods for removing an oily film from the water surface of

- culture tanks, T. P. Barry and J. A. Malison (editors), International Percid Fish. Symp. Univ. Wisconsin Sea Grant Institute, Madison, pp 19-20.
- Bozek, M. A., Haxton, T. J., Raabe, J. K. (2011a). Walleye and sauger habitat. Chapter 5 in Biology, management, and culture of walleye and sauger, American Fisheries Society. 600p
- Bozek, M. A., Baccante, D. A., Lester, N. P. (2011b). Walleye and sauger life history. Chapter 7 in Biology, management, and culture of walleye and sauger, American Fisheries Society. 600p
- Bristow, B. T., Summerfelt, R. C., Clayton, R. D. (1996). Comparative performance of intensively cultured larval walleye in clear, turbid, and colored water. *Progressive Fish-Culturist* 58:1–10.
- Broderius, S., Drummond, R., Fiantdt, J., Russom, C. (1985). Toxicity of ammonia to early life stages of the smallmouth bass at four pH values. *Environmental Toxicology and Chemistry* 4:87–96.
- Brooks, S., Charles, R., Tyler, J., Sumpter, P. (1997). Egg quality in fish: what makes a good egg? *Reviews in Fish Biology and Fisheries* 7(4): 387-416.
- Bulkowski, L., Meade, J. W. (1983). Changes in phototaxis during early development of walleye. *Transactions of the American Fisheries Society* 112:445–447
- Casselman, S. J., Schulte-Hostedde, A. I., Montgomerie, R. (2006). Sperm quality influences male fertilization success in walleye (*Sander vitreus*). *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 63:2119–2125.
- Chapman, D. C., Hubert, W. A., Jackson, U. T. (1988) Influence of access to air and of salinity on gas bladder inflation in striped bass. *The Progressive Fish-Culturist* 50(1988):23-27.
- Clayton, R. D., Summerfelt, R. C. (2010). Gas bladder inflation in walleye fry cultured in turbid water with and without a surface spray. *North American Journal of Aquaculture* 72:338–342.
- Clayton R. D., Summerfelt, R. C. (2011). A standpipe screen design to prevent fry loss during tank cleaning. *North American Journal of Aquaculture*, 73:2, 104-106, DOI: 10.1080/15222055.2011.544945
- Colesante R. T., Youmans, N. B., Ziolkoski, B. (1986). Intensive culture of walleye fry with live food and formulated diets. *The Progressive Fish-Culturist* 48(1986):33-37
- Colesante, R. T. (1996). Collection of walleye broodstock, egg take, incubation, and fry production at the Oneida Fish Culture Station. Pages 71–74 in R. C. Summerfelt, editor. *Walleye culture manual*. NCRAC Culture Series 101, North Central Regional Aquaculture Center Publications Office, Iowa State University, Ames.

- Colt, J. (1986). Gas supersaturation — Impact on the design and operation of aquatic systems. *Aquacultural Engineering* 5(1): 49-85.
- Corazza, L., Nickum, J. G., (1981). Possible effects of phototactic behavior on initial feeding of walleye larvae. Pages 48-52 in L. J. Allen, Kenney E.C., Bio-engineering symposium for fish culture. Fish Culture Section of the American Fisheries Society Publication No.1, Bethesda, Maryland.
- Czesny, S., Kolkovski, S., Dabrowski, K., Culver., D. (1999). Growth, survival, and quality of juvenile walleye *Stizostedion vitreum* as influenced by n-3 HUFA enriched artemia nauplii. *Aquaculture* 178:103–115
- Duncan M. (2012). *sciplot: Scientific Graphing Functions for Factorial Designs*.
- Fenton, R., Mathias, J. A., Moodie, G. E. E. (1996). Recent and future demand for Walleye in North America. *Fisheries.*, 21:6-12.
- Friedmann, B. R., Bates, J. A. (1988). Development of an efficient technique to promote the inflation of swim bladders in tank reared larval striped bass. Report. EA Science and Technology, Middletown, New York.
- Food and Agriculture Organization. (FAO) (2014). The state of world fisheries and aquaculture 2014. E-ISBN 978-92-5-108276-8, Rome
- Goolish, E. M., Okutake, K. (1999). Lack of gas bladder inflation by the larvae of zebrafish in the absence of an air-water interface. *Journal of Fish Biology* 55(5): 1054-1063.
- Grysole, J. (2009). Recherche marketing en soutien au développement de produits de charcuterie de poissons et de fruits de mer. MAPAQ, DIT Rapport de R-D n°170 14 pages.
- Hagopian, D.S., Riley, J.G. (1998). A closer look at the bacteriology of nitrification. *Aquaculture Engineering* 18, 223-244
- Harder, T. M., Gotsch, G. G., Summerfelt, R. C. (2012). Effect of photoperiod on growth and feed efficiency of fingerling walleye. *North American Journal of Aquaculture* 74(4): 547-552.
- Heidinger, R. C., Waddell, J. H., Tetzlaff, B. L. (1985). Relative survival of walleye fry versus fingerlings in two Illinois reservoirs. *Proceedings of the Annual Conference Southeastern Association of Fish and Wildlife Agencies* 39:306–311.
- Hey, J., Farrar, E., Bristow, B.T., Stettner, C., Summerfelt, R. C. (1996). Thyroid hormones and their influences on larval performance and incidence of cannibalism in walleye *Stizostedion vitreum*. *Journal of the World Aquaculture Society* 27:40–51.
- Howey, R. G., Theis, G. L. et. Haines, P. B. (1980). Intensive culture of walleye (*Stizostedion vitreum vitreum*). U.S. Fish and Wildlife Service, Lamar Fish Cultural Development Center Information Leaflet 80–05, Lamar, Pennsylvania.

- Huh, H. T, Calbert, H. E., Stuibler, D. A. (1976). Effects of temperature and light on growth of yellow perch and walleye using formulated feed. *Transactions of the American Fisheries Society* 105(2): 254-258.
- Hurley, D. A. (1972). Observations on incubating walleye eggs. *Progressive Fish-Culturist* 34:49–54.
- Iwai, T. (1980). Sensory anatomy and feeding of fish larvae. Pages 124–139 in J. E. Bardach, J. J. Magnuson, R. C. May, et J. M. Reinhart, editors. *Fish behavior and its use in the capture and culture of fishes*. International Center for Living Aquatic Resources Management (ICLARM), Manila, Philippines.
- Johnson, J. A., Summerfelt, R. C. et Clayton, R. D. (2008). Evaluation of replacement feeds for Fry Feed Kyowa for larval walleyes. *North American Journal of Aquaculture* 70:445–451.
- Kerr, S.J., Corbett, B.W., Hutchinson, N. J., Kinsman, D., Leach, J. H., Puddister, D., Stanfield, L., Ward, N. (1997). *Walleye habitat: A synthesis of current knowledge with guidelines for conservation*. Percid Community Synthesis, Walleye Habitat Working Group, Ontario Ministry of Natural Resources, Peterborough, Ontario.
- Kindschi, G. A., Barrows, F. T. (1991). Evaluation of an electronic counter for walleye fry. *The Progressive Fish-Culturist* 53:180–183.
- Kitajima, C., Tsukashima, Y., Fujita, S., Watanabe, T., Yone, Y. (1981). Relationship between uninflated swim bladders and lordotic deformity in hatchery-reared red sea bream *Pagrus major*. *Bulletin of the Japanese Society for the Science of Fish*. 47, 1289-1294.
- Kitajima, C., Watanabe, T., Tsukashima, Y., Fujita, S. (1994). Lordotic deformation and abnormal development of swim bladders in some hatchery-bred marine physoclistous fish in japan. *Journal of the World Aquaculture Society* 25(1): 64-77.
- Kjorsvik, E., Mangorjensen, A., Holmefjord, I. (1990). Egg quality in fishes. *Advances in Marine Biology* 26, 71-113
- Lawson, T.B. (1995). *Fundamentals of aquacultural engineering*. Chapman & Hall, N.Y., 355p.
- Lemon, J. (2006). Plotrix: a package in the red light district of R. *R-News*, 6(4): 8-12.
- Li, S., Mathias, J. A. (1982). Causes of high mortality among cultured larval walleyes. *Transactions of the American Fisheries Society* 111:710–721.
- Loadman, N. L., Moodie, G. E. E., Mathias, J. A. (1986). Significance of cannibalism in larval walleye (*Stizostedion vitreum*). *Canadian Journal Fisheries and Aquatic Sciences* 43: 613-618
- Lukasz Komsta (2011). outliers: Tests for outliers. R package version 0.14. <http://CRAN.R-project.org/package=outliers>

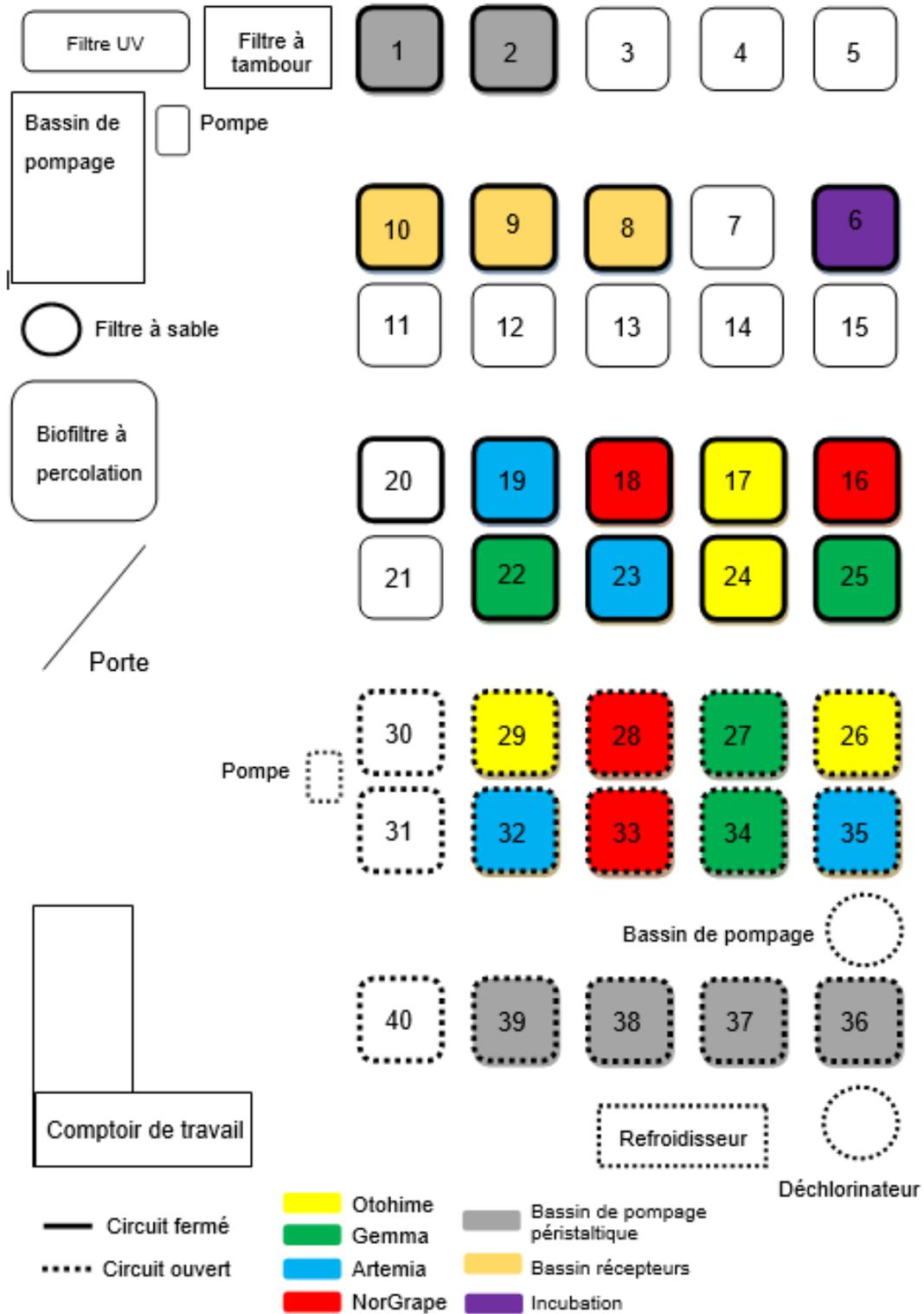
- Martin-Robichaud, D. J., Peterson, R. H. (1998). Effects of light intensity, tank colour and photoperiod on swimbladder inflation success in larval striped bass, *Morone saxatilis* (Walbaum). *Aquaculture Research* 29(8): 539-547.
- Martins, C. I. M., Eding, E. H., Verdegem, M. C. J., Heinsbroek, L. T. N., Schneider, O., Blancheton, J. P., d'Orbcastel, E. R., Verreth, J. A. J. (2010). New developments in recirculating aquaculture systems in Europe: A perspective on environmental sustainability. *Aquacultural Engineering* 43(3): 83-93
- Marty, G. D., Hinton, D. E., Summerfelt, R. C. (1995). Histopathology of swimbladder noninflation in walleye (*Stizostedion vitreum*) larvae: role of development and inflammation. *Aquaculture* 138(1-4): 35-48.
- Masson, S., Lavigne, S., Robitaille, V. (2013). The XperCount, a fast and cost-effective method for enumeration of organisms in environmental media. *Journal of xenobiotics* 3.
- McClanahan, T., Allison, E. H., Cinner, J. E. (2015). Managing fisheries for human and food security. *Fish and Fisheries*, 16: 78-103. doi: 10.1111/faf.12045
- Meade, J.W. (1985). Allowable ammonia for fish culture. *The Progressive Fish Culturist*. 47(3):135-145.
- Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation (MAPAQ). (2013a). Pêches et aquaculture commerciale au Québec en un coup d'œil. Portrait statistique. Édition 2013. [En ligne] <http://www.mapaq.gouv.qc.ca/fr/Publications/CoupOeilpeche.pdf> (Consultée le 3 décembre 2015)
- Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation (MAPAQ). (2013b). Bottin statistique de l'alimentation. Édition 2013. [En ligne]. http://www.mapaq.gouv.qc.ca/fr/Publications/Bottin_statistique_alimentation.pdf (Consultée le 3 décembre 2015)
- Ministère du Développement Durable, de l'Environnement, de la Faune et des Parcs (MDDEFP). (2012). L'eau au Québec, une ressource à protéger [En ligne] www.mddep.gouv.qc.ca/eau/inter.htm (Consultée le 3 décembre 2015)
- Moodie, G. E. E., Loadman, N. L., Wiegand, M. D., Mathias, J. A. (1989). Influence of egg characteristics on survival, growth and feeding in larval walleye *Stizostedion vitreum*. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 46:516-521
- Moore, A Prange, M. A., Summerfelt, R. C., Bushman, R. P. (1994). Evaluation of tank shape and a surface spray for intensive culture of larval walleyes fed formulated feed. *The Progressive Fish-Culturist* 56(2): 100-110.
- Morin, R. (1996). Élevage des salmonidés, Fascicule 3 : Reproduction, incubation et alevinage. Gouvernement du Québec, Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation, ISBN 2-551-17085-0, 67 pages.

- Morin, R. (2007). Production piscicole au Québec. Document d'information DADD-02. Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation. 8 p. [En ligne] <http://www.mapaq.gouv.qc.ca/Fr/Peche> (Consultée le 3 décembre 2015)
- Moyle, P.B., Cech J. J. Jr. (2004). Fishes, an introduction to ichthyology. 5th Edition. Prentice Hall, Upper Saddle River, NJ, USA. 726 p.
- Müller-Belecke, A., Zienerta, S., Sprangerb, U., Sprangerb, A. (2015). Development of special equipment for efficient hatchery production and handling of juvenile pikeperch. Aquaculture Europe 2015, Rotterdam, Netherlands.
- Nevin, J. (1900). Hatching wall-eyed pike eggs. Pages 329–332 in F. Mather. modern fish culture in fresh and salt water. Forest and Stream Publishing Company, New York.
- Nickum, J.G., Stickney, R.R. (1993). Walleye. In Stickney, R.R., Culture of non-salmonid freshwater fishes. 2nd Edition. CRC Press, Boca Raton, Florida, p231-250
- Olson, D. E. (1974). Effects of elevated temperatures and fry density on initiation of feeding by walleye fry. Minnesota Department of Natural Resources, Division of Fish and Wildlife, Investigational Report No. 327, St. Paul.
- Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO). (2012). Situation mondiale des pêches et de l'aquaculture. [En ligne]. 261p. <http://www.fao.org/docrep/016/i2727f/i2727f.pdf> (consulté le 3 décembre 2015)
- Oseid, D. M., Smith, L. L. Jr. (1971). Survival and hatching of walleye eggs at various dissolved oxygen levels. The Progressive Fish-Culturist 33:81–85.
- Peterson, D. L., Carline, R. F., Wilson, T. A., Hendricks, M. L. (1997). Production-scale methods for intensive culture of walleye fry. The Progressive Fish-Culturist 59:14–19
- Phillips, T.A. Summerfelt, R. C. (1999). Gill development in larval walleye. Transactions of the American Fisheries Society 128:162–168.
- Piper, R.E., McElwain, I.B., Orme, L.E., McCraren, J.P., Fowler, L.G., Lonard, J.R. (1982). Fish Hatchery Management. U.S. Fish and Wildlife Service, Washington, DC.
- R Development Core Team (2014). R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. ISBN 3-900051-07-0. <http://www.R-project.org>.
- Rieger, P. W., Summerfelt, R. C. (1997). The influence of turbidity on larval walleye, *Stizostedion vitreum*, behavior and development in tank culture. Aquaculture 159:19–32
- Riepe, J. R. (1998). Walleye Markets in the North Central Region: Results of a 1996/97 Survey. NCRAC Technical Bulletins. Paper 9. http://lib.dr.iastate.edu/ncrac_techbulletins/9
- Speaker, E. B. (1940). Pond rearing of wall-eyed pike. Iowa Department of Conservation, Fish Culture Report No. 1 (1940).

- Szkudlarek, M., Zakeš, Z. (2007). Effect of stocking density on survival and growth performance of pikeperch, *Sander lucioperca*, larvae under controlled conditions. *Aquaculture International* 15(1): 67-81.
- Stranahan, J. J. (1900). The pike-perch or wall-eyed pike. Pages 165–179 in *A manual of fish-culture, based on the methods of the U.S. Commission of fish and fisheries*, revised edition. U.S. Commission of Fish and Fisheries, Government Printing Office, Washington, D.C.
- Stranahan, J. J. (1903). The pike perch or wall-eyed pike. Plate 51 and pages 165–179 in *Artificial propagation of the shad and pike-perch*, extracted from the revised edition of the fish manual. U. S. Commission of Fish and Fisheries, Government Printing Office, Washington, D.C.
- Stratégie de Développement Durable de l'Aquaculture en eau douce au Québec (STRADDAQ). (2012). *Portrait aquaenvironnemental, Phase 2, Rapport Global*. Juin 2012.
- Summerfelt, R. C. (1991). Non-inflation of the gas bladder of larval walleye (*Stizostedion vitreum*): experimental evidence for alternative hypotheses of its etiology. Pages 290-293. in Lavens, P., Sorgeloos, P., Jaspers, E., Ollevier, F., editors (1991). *Larvi'91 – Fish & crustaceans larviculture symposium*. European Aquaculture Society, Special Publication 15, Ghent, Belgium.
- Summerfelt, R. C. (1996). Intensive culture of walleye fry. Pages 161-185 in R.C. Summerfelt, editor. *Walleye culture manual*. NCRAC Culture Series 101. North Central Regional Aquaculture Center Publication Office, Iowa State University, Ames.
- Summerfelt, R. C., Clayton, R. D., Johnson, J. A., Kinnunen, R. E. (2010). Production of walleye as potential food fish. North Central Regional Aquaculture Center, Fact Sheet #116, USDA Grant #2003-38500-12995.
- Summerfelt, R. C., Johnson, A., Clouse, C. P. (2013a). Culture of walleye, sauger and hybrid walleye. Chapter 13 in *Biology, management, and culture of walleye and sauger*, American Fisheries Society
- Summerfelt, R. C. (2013b). Gas bladder inflation in larval fish aquaculture. Pages 125-142 in J. G. Qin, editor. *Larval fish aquaculture*. Nova Science Publishers, Inc., Hauppauge, NY
- Tidwell, J. H., Webster, C. D., Coyle, S. D., Barrows, F. T. (1999). Growth of juvenile walleye, *Stizostedion vitreum*, fed two dietary protein levels in ponds. *Journal of Applied Aquaculture* 9:47–56.
- Timmons M. B., Ebeling J. M. (2010). *Recirculating Aquaculture*. 2nd Edition. Cayuga Aqua Ventures, Ithaca. NY

- Trotter, A. J., Battaglione, S. C., Pankhurst, P. M. (2003). Effects of photoperiod and light intensity on initial swim bladder inflation, growth and post-inflation viability in cultured striped trumpeter (*Latris lineata*) larvae. *Aquaculture* 224(1-4): 141-158.
- Tunison, A. V., Mullin, S. M., Meehan, O. L. (1949). Extended survey of fish culture in the United States. *The Progressive Fish-Culturist* 11:253–262.
- van Buuren, S., Groothuis-Oudshoorn, K. (2011). mice: Multivariate Imputation by Chained Equations in R. *Journal of Statistical Software*, 45(3), 1-67. <http://www.jstatsoft.org/v45/i03/>
- Van Olst, J., Carlberg, J. M., Massingill, M. J., Mitchell S. J., Rieger, P.W. (1990). Domesticated broodstock and intensive fingerling culture techniques for commercial striped bass farming, National Science Foundation, SBIR Phase I, Final Project Report, Aquatic Ecosystems Incorporated, San Diego, California.
- Walker, T. A. (1992). Are we ready for walleye?. *Northern Aquaculture* 8(1): 17-21
- Watson, R. A., Cheung, W. L., Anticamara, J. A., Sumaila, R. U., Zeller, D., Pauly, D. (2013). Global marine yield halved as fishing intensity redoubles. *Fish and Fisheries* 14(4): 493-503.
- Wedemeyer, G. A., Yasutake, W. T. (1978). Prevention and treatment of nitrite toxicity in juvenile steelhead trout (*salmo gairdneri*), *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*. 35:822-827.
- Wickham. H. (2009). *ggplot2: elegant graphics for data analysis*. Springer New York
- Worm, B., Barbier, E.B., Beaumont, N., Duffy, J.E., Folke, C., Halpern, B.S., Jackson, J.B.C., Lotze, H.K., Micheli, F., Palumbi, S.R., Sala, E., Selkoe, K.A., Stachowicz, J.J., Watson, R. (2006). Impacts of biodiversity loss on ocean ecosystem services. *Science* (Washington, D.C.), 314(5800): 787–790.
- Worm, B., Hilborn, R., Baum, J. K., Branch, T. A., Collie, J. S., Costello, C., Fogarty, M. J., Fulton, E. A., Hutchings, J. A., Jennings, S., Jensen, O. P., Lotze, H. K., Mace, P. M., McClanahan, T. R., Minto, C., Palumbi, S. R., Parma, A. M., Ricard, D., Rosenberg, A. A., Watson, R., Zeller, D. (2009). Rebuilding Global Fisheries. *Science* 325(5940): 578-585.

ANNEXE A : PLAN DE L'UNITÉ 24 DU LARSA LORS DE L'ÉTUDE PRÉLIMINAIRE DE 2014



ANNEXE B : PROCÉDURE NORMALISÉE DE SUIVI DU DÉVELOPPEMENT D'ŒUFS DE DORÉS

Procédure normalisée de suivi du développement d'œufs de dorés

Par Benjamin Laramée le 17 mai 2014

Généralité

Procédure normalisée pour effectuer un suivi quotidien de l'état de développement des œufs de dorés. Cette procédure permet de récolter les informations suivantes : (i) Densité volumétrique, (ii) Taux de mortalité, (iii) Diamètre moyen des œufs, (iv) Variabilité du développement, (v) Suivi photographique du développement. Une feuille de données est proposée à la fin du document.

Pour toutes questions : benjamin.laramee@gmail.com

Préparation

Matériel requis :

- Compteur manuel
- Cylindre gradué de 10ml
- Feuille de note
- Plat pétri en verre
- Règle
- Stéréoscope binoculaire muni d'une caméra
- Tige de verre
- Tube gradué de 10ml

1. S'assurer que le matériel est propre
2. Préparer un espace de travail sur un linge propre
3. Se laver les mains et bien les rincer



Figure 1 : Espace de travail et matériel nécessaire pour l'échantillonnage et le décompte.

Échantillonnage

4. Insérer la pipette graduée de 10ml avec un angle de $\pm 45^\circ$ dans le silo en longeant la paroi
 - a. Ne pas boucher le bout du tube avec le doigt pour éviter un effet de succion instantané
 - b. L'insertion inclinée du tube, le long de la paroi du silo, vise à réduire la capture des œufs morts en surface
5. Descendre le plus bas possible à l'intérieur du silo
 - a. Éviter de toucher les œufs avec les doigts
6. Boucher l'orifice supérieur du tube de 10ml avec un doigt
7. Retirer le tube rempli d'œufs
8. Vider le contenu dans le cylindre gradué de 10 ml
 - a. Se positionner au-dessus du silo
 - b. Incliner légèrement le cylindre gradué afin de limiter le choc subit par les œufs

Décompte

9. **Compacter les œufs** en faisant tourner le cylindre gradué sur lui-même
 - a. Ne pas utiliser d'objet pour compacter les œufs, la gravité s'en charge
10. **Attendre 1 minute**
11. **Noter le volume des œufs**
12. **Verser les œufs et l'eau dans un plat pétri**
 - a. En bouchant le cylindre avec un doigt et en l'inclinant à plusieurs reprises, on arrive à décoller les œufs au fond du cylindre
13. **Répartir les œufs en périphérie du pétri à l'aide d'une tige de verre**
14. **Aligner les œufs au centre**
15. **Marquer un endroit spécifique** du pétri en faisant un espace dans la rangée œufs périphériques.
 - a. Cette espace servira de point de départ pour le décompte
16. **Compter les œufs** à l'aide du compteur manuel
 - a. Vérifier que le compteur est à 0
 - b. Ne pas toucher aux œufs
 - c. Enlever de l'eau si les œufs se déplacent trop facilement
 - d. Déposer le pétri sur une surface noir pour accentuer le contraste avec les œufs morts
17. **Noter le nombre d'œufs total**
18. **Compter les œufs morts (blancs)**
19. **Noter le nombre d'œufs morts**

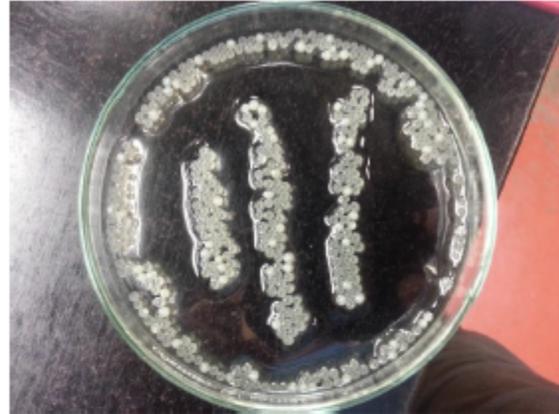


Figure 2 : Disposition idéale pour effectuer un décompte

Mesures

20. **Calibrer le stéréoscope binoculaire**
 - a. À l'aide d'une règle et d'un stéréoscope binoculaire munit d'une lentille à échelle graduée intégrée, établir la valeur unitaire de l'échelle graduée à un zoom optique donné.
 - b. Par exemple, avec un zoom optique de 2.0X, 5mm sur la règle correspond à 9 unités sur l'échelle de la lentille.
21. **Noter (i)** le zoom optique utilisé, **(ii)** la distance de référence et **(iii)** l'équivalence sur l'échelle de la lentille
22. **Mesurer le diamètre de 6 œufs** en conservant le zoom optique du calibrage
 - a. Tenter de mesurer les trois plus gros œufs et les trois plus petits
 - b. Ne pas mesurer les œufs en périphérie à cause de la distorsion que produit le verre
23. **Noter les 6 mesures** en unités sur l'échelle de la lentille
 - a. La conversion en mm peut être faite ultérieurement
24. **Noter toute observation particulière**, biais éventuels dans les résultats ou dérogation à la procédure normalisée
25. **Effectuer l'Échantillonnage, le Décompte et les Mesures 3 fois** quotidiennement
26. **Conserver le dernier échantillon** pour les photos
27. **Jeter les œufs** dans un congélateur identifié pour les déchets biologiques

Photographies

28. Ajouter de l'eau dans le pot pétri si nécessaire
 - a. Une eau abondante permettra d'isoler plus facilement les œufs et réduira les déformations
29. Faire les réglages de la caméra (Nikon CoolPix 995)
 - a. Mode focus sur « infinite »
 - b. Qualité de l'image sur « fine »
 - c. Ajustement du diaphragme à F2.6
30. Photographier un ensemble d'œufs au zoom optique le plus faible (0.63X)
 - a. Prendre deux photos (à forte et à faible luminosité)
31. Isoler un œuf
32. Photographier l'œuf à 5.0X (à forte et à faible luminosité) sans utiliser le zoom numérique de l'appareil photo (dé-zoomer au complet)
33. Photographier l'œuf à 4.0X (à forte et à faible luminosité) en utilisant le zoom optique de l'appareil photo de façon à cadrer au maximum l'œuf dans la photo
34. Répéter les étapes 28 à 30 pour 3 œufs au total
 - a. Choisir idéalement le plus petit, le plus gros et le plus représentatif

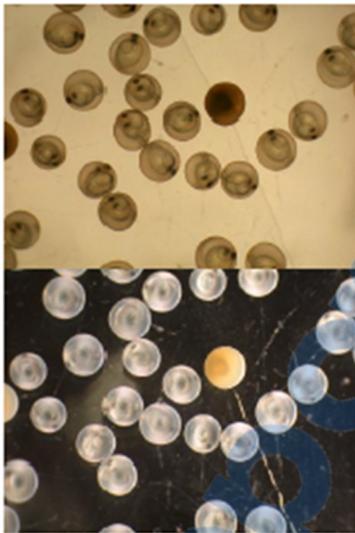


Figure 3 : Photos à 0.63X d'un ensemble d'œufs de dorés à forte (en haut) et faible (en bas) luminosité

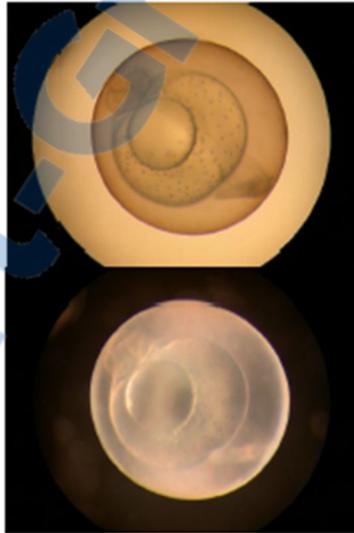


Figure 4 : Photos à 5.0X dé-zoomé d'un œuf de doré à forte (en haut) et faible (en bas) luminosité

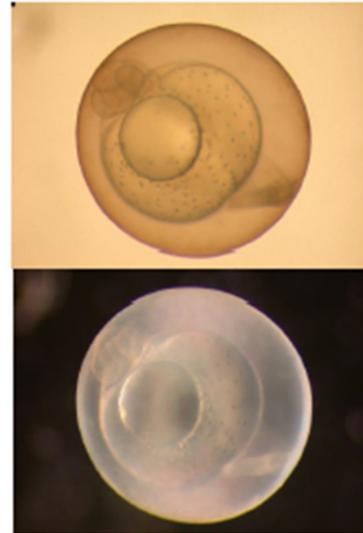


Figure 5 : Photos à 4.0X dé-zoomé d'un œuf de doré à forte (en haut) et faible (en bas) luminosité

Pour toutes questions : benjamin.laramee@gmail.com

ANNEXE C : LE XPERCOUNT, SEAU DE DÉCOMPTE D'ORGANISMES AQUATIQUES PAR SPECTROPHOTOMÉTRIE



The XperCount™

Counter for small aquatic organisms



Features	Robust 5 gallon bucket with an electronic lid; Fully integrated device, no computer required during the counts; The same device can count several types of specimens
Capacity	From 500 mL to 10 L; From 1 µm to few centimeters.
Performances	Average accuracy of 95% and higher; Counts within 10 seconds.
Material	Made of high density polyethylene (HDPE); Special coating specifically designed to resist in the marine environment; Splash proof.
Dimension	Height: 46 cm Diameter: 30 cm
Electrical	Universal power adaptor Input 100-240V Output 5V, 1.2 A
Included Accessories	Adaptors Net to facilitate the transfer of your specimen in and from the bucket SD card
Warranty	One year parts, labor and technical support We also offer an extended warranty buyable on a year by year basis

ANNEXE D : DÉTAILS SUR L'ARGILE UTILISÉE POUR INDUIRE LA TURBIDITÉ DANS L'EAU



100 Mansell Court East, Suite 300; Roswell, GA 30076
Telephone (770) 645 3689 Fax: (770) 645-3460
Customer Service: (800) 814-4538

MATERIAL SAFETY DATA SHEET

Section 1 - PRODUCT AND COMPANY IDENTIFICATION

Product Trade Name(s): Old Mine #4
Common Name(s): Ball Clay, Kaolinitic Clay
Chemical Formula: $Al_2Si_2O_5(OH)_4$
CAS Number: 1332-58-7
Physical Form: Light gray to brown powder

Manufacturer's Name & Address: Kentucky-Tennessee Clay Company, 100 Mansell Court East, Suite 300; Roswell, GA 30076

Emergency Telephone: For Chemical Emergency Spill, Leak, Fire, Exposure or Accident Call CHEMTREC Day or Night. DOMESTIC NORTH AMERICA (800) 424-9300 INTERNATIONAL, CALL (703) 527-3887 (collect calls accepted)

Intended Uses: Ceramics, ceramic glazes, porcelain insulators, gypsum wallboard, ceiling tile, coal tar sealing emulsions

Section 2 - COMPOSITION/INFORMATION ON INGREDIENTS

<u>Ingredient</u>	<u>Wt. % (Approx.)</u>	<u>CAS No.</u>	<u>OSHA PEL*</u>	<u>ACGIH TLV*</u>
Kaolin	60% - 100%	1332-58-7	5 mg/m ³ Resp. 15 mg/m ³ Total	2 mg/m ³ Resp.
Crystalline Silica, Quartz	10% - 30%	14808-60-7	0.1 mg/m ³ Resp.	0.025 mg/m ³ Resp.
Titanium Dioxide	1% - 5%	13463-67-7	15 mg/m ³	10 mg/m ³
Water	1% - 5%	7732-18-5		

* Unless otherwise noted, all PEL and TLV values are reported as 8 hour time weighted averages (TWA).

Section 3 - HAZARDS IDENTIFICATION

Appearance: Light gray to brown powder

Primary Routes of Entry: Skin contact, eye contact, ingestion, inhalation

Target Organs: Eye, skin and lungs

Medical Conditions Aggravated by Exposure: Skin contact may aggravate existing dermatitis. Breathing excessive quantities of Ball Clay dust may aggravate pre-existing respiratory conditions.

Potential Health Effects:

- **Eye Contact:** This product may produce irritation upon contact with the eye. See also Section 4 below.
- **Skin Contact:** Prolonged or repeated exposure may cause skin irritation. Ball Clay is not expected to be absorbed through the skin in harmful amounts or to produce an allergic skin reaction.
- **Ingestion:** No adverse effect is expected. If ingested, seek medical advice. See also Section 4 below.
- **Inhalation:** Inhalation of excessive quantities of Ball Clay dust may irritate the respiratory tract. See also Section 4 below. Prolonged exposure to respirable kaolin dust without the use of appropriate respiratory equipment could adversely affect respiratory function including fibrogenic response.
- **Sub-chronic, Chronic:** No applicable information was found concerning any potential health effects resulting from sub chronic or chronic exposure to kaolin. However, this product contains the following

Date Prepared: 06 February 2011

Revised: N/A

Prepared by: Imerys North America Ceramics Technical Department (770) 645-3689

Page 1 of 8

ANNEXE E : FORMULATION DE LA MOULÉE COMMERCIALE OTOHIME MARUBENI NISSHIN FEED CO. LTD



Pacific Trading
Feeding Global Aquaculture

OTOHIME

OTOHIME A1 / A2 A1: 75-150 µm A2: 150-250 µm		OTOHIME B1 / B2 B1: 250-360 µm B2: 360-650 µm		OTOHIME C1 / C2 C1: 580-840 µm C2: 840-1410 µm		OTOHIME S1 / S2 S1: avg. 1000 µm S2: avg. 1400 µm	
Analysis:		Analysis:		Analysis:		Analysis:	
MOISTURE	6.3%	MOISTURE	8.0%	MOISTURE	6.1%	MOISTURE	6.2%
CRUDE PROTEIN	58.0%	CRUDE PROTEIN	62.0%	CRUDE PROTEIN	62.3%	CRUDE PROTEIN	62.9%
CRUDE FAT	13.0%	CRUDE FAT	9.0%	CRUDE FAT	9.8%	CRUDE FAT	8.8%
CRUDE FIBER	1.0%	CRUDE FIBER	1.0%	CRUDE FIBER	1.3%	CRUDE FIBER	1.3%
CRUDE ASH	15.0%	CRUDE ASH	15.0%	CRUDE ASH	15.5%	CRUDE ASH	15.8%
CALCIUM	2.8%	CALCIUM	2.3%	CALCIUM	2.4%	CALCIUM	3.3%
PHOSPHORUS	2.2%	PHOSPHORUS	1.9%	PHOSPHORUS	1.8%	PHOSPHORUS	2.5%
VITAMIN A	10,000IU/kg	VITAMIN A	10,000IU/kg	VITAMIN A	10,000IU/kg	VITAMIN A	10,000IU/kg
VITAMIN D3	2,000 IU/kg	VITAMIN D3	2,000 IU/kg	VITAMIN D3	2,000 IU/kg	VITAMIN D3	2,000 IU/kg
VITAMIN E (a-tocopherol)	1,250 mg/kg	VITAMIN E (a-tocopherol)	1,250 mg/kg	VITAMIN E (a-tocopherol)	1,250 mg/kg	VITAMIN E (a-tocopherol)	1,250 mg/kg
Cu	7.0mg/kg	Cu	7.0mg/kg	Cu	7.0mg/kg	Cu	7.0mg/kg
Mn	31.8mg/kg	Mn	31.8mg/kg	Mn	31.8mg/kg	Mn	31.8mg/kg
DIOXIN TOTAL COUNT NO RADIOACTIVITY	< 1 pg TEQ/g	DIOXIN TOTAL COUNT NO RADIOACTIVITY	< 1 pg TEQ/g	DIOXIN TOTAL COUNT NO RADIOACTIVITY	< 1 pg TEQ/g	DIOXIN TOTAL COUNT NO RADIOACTIVITY	< 1 pg TEQ/g
Composition:		Composition:		Composition:		Composition:	
KRILL MEAL	> 40 %	FISH MEAL	> 45 %	FISH MEAL	> 60 %	FISH MEAL	> 60 %
FISH MEAL	> 35 %	KRILL MEAL	> 40 %	KRILL MEAL	> 20 %	KRILL MEAL	> 20 %
SQUID MEAL	> 5 %	SQUID MEAL	> 5 %	SQUID MEAL	< 5 %	SQUID MEAL	< 5 %
FISH OIL	< 5 %	VITAMIN AND MINERAL PREMIX	< 5 %	VITAMIN AND MINERAL PREMIX	< 5 %	VITAMIN AND MINERAL PREMIX	< 5 %
FEED YEAST	< 5 %	POTATO STARCH	< 5 %	WHEAT FLOUR	< 5 %	WHEAT FLOUR	< 5 %
YEAST EXTRACT	< 5 %	PLANT GUM (SOY LECITHIN)	< 5 %	PLANT GUM (SOY LECITHIN)	< 5 %	POTATO STARCH	< 5 %
VITAMIN AND MINERAL PREMIX	< 5 %	WHEAT FLOUR	< 5 %	POTATO STARCH	< 5 %	BETAINE	< 5 %
WHEAT FLOUR	< 5 %	INORGANIC CALCIUM PHOSPHATE	< 5 %	GUAR GUM	< 5 %	PLANT GUM (SOY LECITHIN)	< 5 %
PLANT GUM (SOY LECITHIN)	< 5 %	GUAR GUM	< 5 %	BETAINE	< 5 %	INORGANIC CALCIUM PHOSPHATE	< 5 %
INORGANIC CALCIUM PHOSPHATE	< 5 %	BETAINE	< 5 %	INORGANIC CALCIUM PHOSPHATE	< 5 %		
POTATO STARCH	< 5 %						
YEAST CELL WALL	< 5 %						
GUAR GUM	< 5 %						
BETAINE	< 5 %						
Package:		Package:		Package:		Package:	
Carton (1kg x 5 aluminium bags)		Carton (2kg x 5 aluminium bags)		Carton (2kg x 5 aluminium bags)		Carton (2kg x 5 aluminium bags)	
<p>INCLUDES FISH MEAL, NOT FOR CONSUMPTION BY RUMINANTS. CONTAINS NO PROTEIN FROM MAMMAL OR RUMINANT ORIGIN AND NO MEAL FROM GENETICALLY MODIFIED ORGANISMS. Expiry : One year from date of manufacture Storage: 20 deg C FOR UNOPENED BAGS. OPENED BAGS TO BE STORED AT <5 deg C AND USED WITHIN 14 DAYS OF OPENING.</p>							


MARUBENI NISSHIN FEED CO., LTD.


PACIFIC TRADING CO., LTD.

Pacific Trading - Aquaculture Ltd.
67E Heather Rd.
Sandyford Ind. Est.
Dublin 18
Ireland

P: +353 1 293 28 90
F: +353 1 293 28 39
E: info@ptaqua.eu
W: www.ptaqua.eu

ANNEXE F : FORMULATION DE LA MOULÉE COMMERCIALE GEMMA WEAN DE SKRETTING CANADA INC.

GEMMA Wean

GEMMA Wean is a high end larval co-feeding and weaning diet aimed at *Artemia* optimisation and is fortified with a high level of proteins and phospholipids. GEMMA Wean provides the early weaned juveniles with dedicated fish nutrition and is an ideal follow on from GEMMA Micro or

Artemia. GEMMA Wean has an optimised nutritional balance and physical quality so that it flows more freely and spreads readily on the water surface. The balance of phospholipid classes together with the production technology based on a low temperature extrusion process improve the

physical aspect of the pellets while still retaining the high phospholipid content. GEMMA Wean is available in 0.1mm, 0.2mm and 0.3mm. There is also a 0.5mm micro-pellet, GEMMA Wean Diamond, which covers the early nursery stage from post-weaning to pre-growing.

GEMMA Wean

Product overview*

	Size (µm)	Proteins (%)	Lipids (%)	Ash (%)	Fibre (%)	Phosphorous (%)
GEMMA Wean 0.1	100-250	62	14	9	0.5	1.5
GEMMA Wean 0.2	250-400	62	14	9	0.5	1.5
GEMMA Wean 0.3	350-500	62	14	9	0.5	1.5
GEMMA Wean Diamond 0.5	500-800	62	14	9	0.5	1.5

*For detailed product information, please refer to product label

ANNEXE G : CRÉPINE DE 18PO ÉLABORÉE D'APRÈS LE MODÈLE DE CLAYTON ET SUMMERFELT (2011)

ITEM NO.	PART NUMBER	DESCRIPTION	QTY.
1		Mailles de Nitex (400,700,1000µm)	1
2		Tuyau de PVC de 4po	1
3		Ruban de butyle-elastique	2
4		Réducteur 2po-1¼po	1
5		Réducteur 4po-2po avec ciment	1

Figure G-1 : Décomposition des pièces des crépines utilisées lors de l'étude sur le développement de la vessie natatoire en 2015.
Crédit : Éric Caron

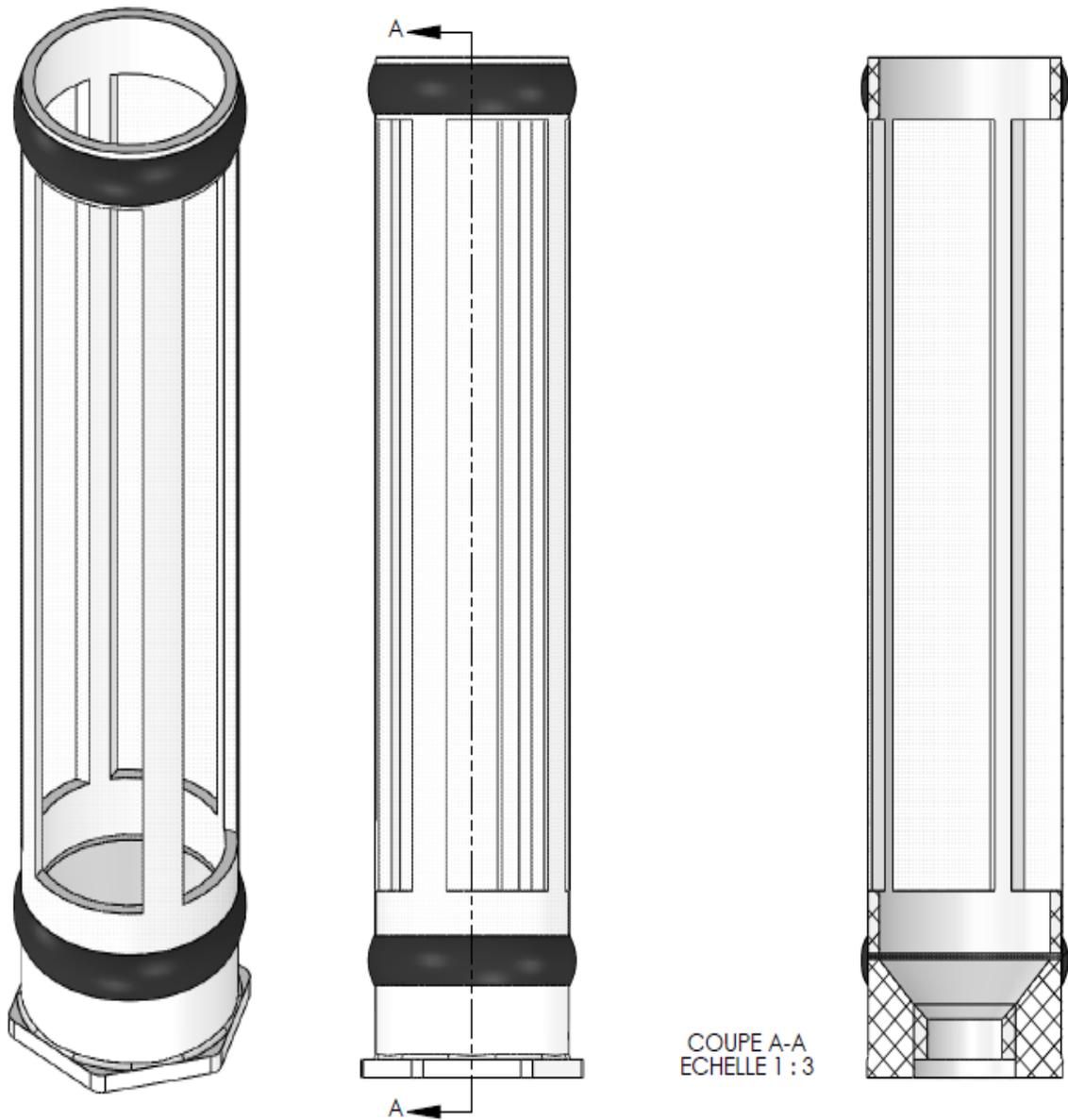


Figure G-2 : Différents angles de vue des crépines utilisées lors de l'étude sur le développement de la vessie natatoire en 2015. Crédit : Éric Caron

ANNEXE H : PATRON DE LA DISTRIBUTION DE LA LUMIÈRE DE L'UNITÉ 24 DU LARSA DE L'UNITÉ 24 DU LARSA

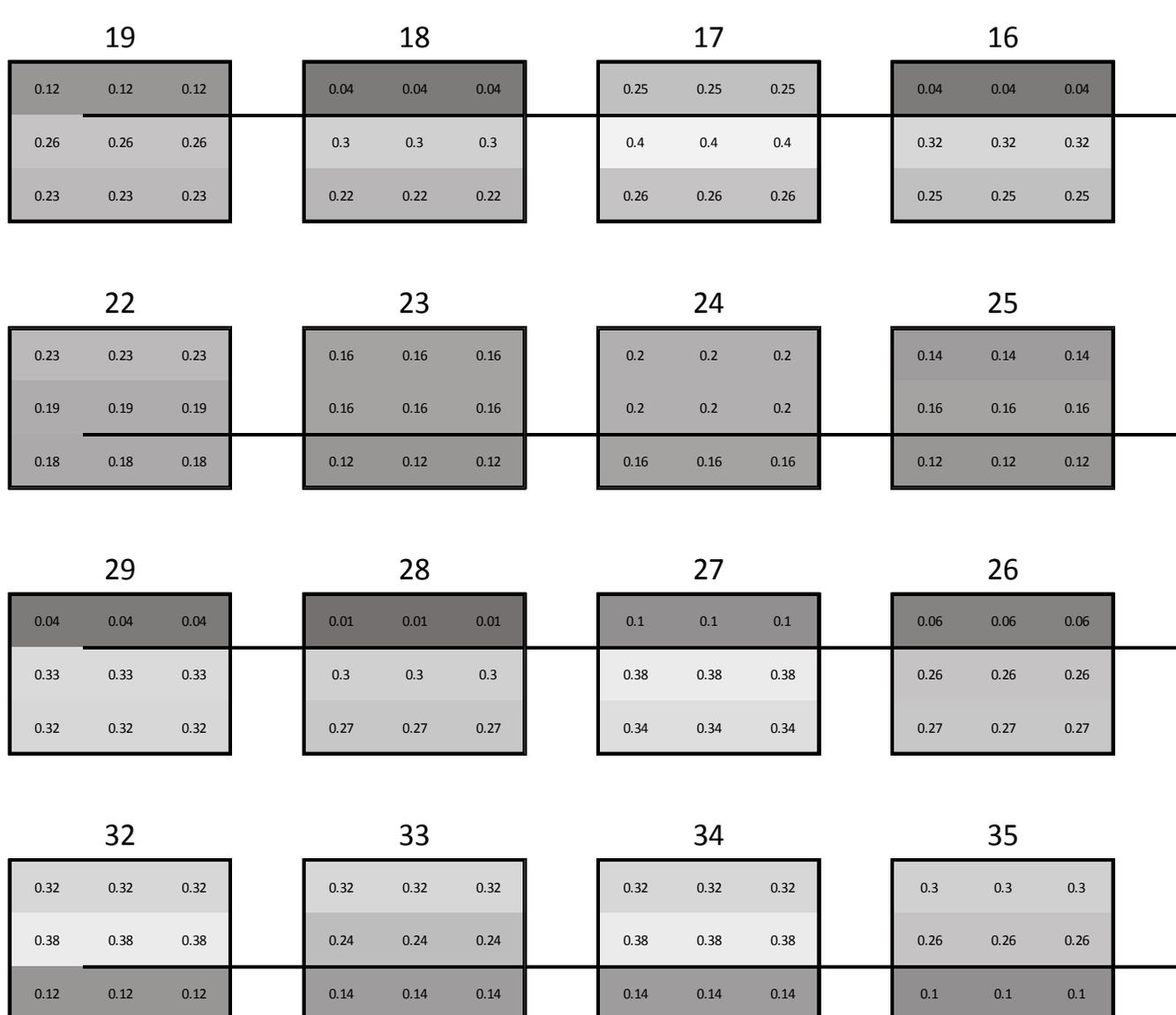


Figure H-1 : Radiance lumineuse exprimée en $10^{14} \cdot \text{quanta} \cdot \text{cm}^{-2} \cdot \text{sec}^{-1}$ de chacun des bassins. Mesuré à 40% d'intensité lumineuse avec un QSL-100 (Biospherical Instruments Inc., No. Série : 1332). Plus un carré est foncé moins il y a de lumière. Le nombre au-dessus des bassins est le numéro du bassin. Les bassins utilisés lors de l'expérience sur le DVN en 2015 sont les bassins 16 à 19 et 26 à 35.

ANNEXE I : INFORMATIONS DÉTAILLÉES SUR LE RONDIN ABSORBEUR D'HUILE

Safety Data Sheet

1. Product And Company Identification

Product Identifier: Oil-Only PIG Absorbents (MSD-016)

General Use: Oil-Only PIG Absorbents are designed to confine and absorb oil-based chemicals such as oil, gasoline, kerosene, diesel fuel, vegetable oil, etc., while repelling water and water-based products from machinery, leaks, drips, over-spray and spills.

Specific Product Identifier: PIG Oil-Only Absorbent Mat, PIG FAT MAT Oil-Only Absorbent Mat, PIG Rip-n-Fit Oil-Only Absorbent Mat, PIG 4-in-1 Oil-Only Absorbent Mat, PIG Brown Oil-Only Absorbent Mat, PIG Ham-O Oil-Only Absorbent Mat, PIG Oil-Only UV-Resistant Absorbent Mat, PIG Oil-Only Railroad Absorbent Mat, PIG Absorbent Ground Tarp System, PIG Leak and Drip Pad, PIG Coolant Skimming Pad, PIG Oil-Only Barrel Top Absorbent Mat, PIG UV-Resistant Oil-Only Barrel Top Absorbent Mat, PIG Oil-Only Absorbent Diaper Mat, Oil-Only Mop System, PIG Oil-Only Absorbent Sock, PIG Skimmer Sock, PIG Spaghetti Boom, PIG Oil-Only Absorbent Boom, PIG Dark Oil-Only Absorbent Boom, PIG Skimming Sweep, PIG Sump Skimmer, PIG Monitoring Well Skimming Sock, PIG Rigid Monitoring Well Sock, PIG Skimmer Pillow, PIG Spaghetti Pillow, PIG Printer's Pillow, PIG Poly-Back Oil-Only Absorbent Pillow, PIG Outdoor Pan, PIG PomPom Oil-Mops, PIG Oil-Only Absorbent Valve Wrap, PIG Oil Only Pulp, PIG LeakTrapper Absorbent Bag, PIG LeakTrapper Absorbent Valve Wrap, PIG Oil only heavy Fluids Mat, PIG SunSafe™ UV-Resistant Mat, STAT-MAT Absorbents, Static Dissipative Skimming PIG Mat, PIG Brown Oil Only Poly Back Mat, PIG Oil Only Brown Mat.

Product Description: These white, yellow, blue, green, brown, black, or Multi-Colored absorbents are provided in many forms such as a mat (pad or rolls), spaghetti strips (pads cut into thin strips), pom-pom, pulp (mat ground into a particulate) or may come in a pan.

COMPANY PROFILE:

New Pig Corporation
One Pork Avenue
Tipton, PA 16684-0304
Information Number
1-800-468-4647

EMERGENCY TELEPHONE:

INFOTRAC
200 North Palmetto Street
Leesburg, FL 34748
24 hrs, 7 days/week
1-800-535-5053

Website: www.newpig.com, **Email:** hothogs@newpig.com

2. Hazards Identification

GHS Classification: Not a dangerous substance according to GHS

POTENTIAL HEALTH EFFECTS:

Eye Contact: May cause irritation

Ingestion: No hazard in normal use of product

Inhalation: No hazard in normal use of product

Skin Contact: Not applicable

Chronic: Not applicable

3. Composition/Information on Ingredients

CAS: 9003-07-0	Polypropylene	>97%
----------------	---------------	------

May contain one or more of the following:

CAS: None	Brown pigment	<0.3%
CAS: None	Zelec-Anti Static Agent	
CAS: 9003-07-0	Polypropylene: Film, Tywrap, Rope Mesh	
CAS: 9002-88-4	Polyethylene Film, Cord, Pan	
CAS: Not Avail.	Grommets, Steel Wire Tie, Aluminum Clip	
CAS: 25038-59-9	Polyester Fleece or Mesh	
CAS: 9003-07-0	Pan: Polypropylene	
CAS: 9002-88-2	Pan: PVC	
<i>Ink</i>		
EC: 1336-21-6	Aqua Ammonia	1-1.5%
EC: 215-647-6		
CAS: 108-01-0	Dimethylethanolamine	1-1.5%
EC: 203-542-8		

4. First Aid Measures

Eye Contact: Flush with water for 15 minutes. Consult a physician.

Ingestion: Not applicable

Inhalation: Not applicable

Skin Contact: Not applicable

5. Fire Fighting Measures

Extinguishing Media: Unused form: Not applicable Used form: that which is compatible to liquid(s) absorbed.

Special Fire Fighting Procedures: Wear a self-contained breathing apparatus and refer to absorbed liquid(s) SDS(s).

Hazardous Combustion Products: When heated above the melting point: carbon monoxide, carbon dioxide, acrolein, ketones, aldehydes and other unidentified organic compounds.

Unusual Hazards: Refer to absorbed liquid(s) SDS(s). The Oil-Only PIG Absorbents do not render liquids nonflammable, neutral or less hazardous.

6. Accidental Release Measures

Spill or Leak Procedures: If material is unused, sweep or pick up and dispose of as a non-hazardous material.

7. Handling and Storage

Handling Precautions: Camouflage pig pattern not recommended for use with solvents or aggressive liquids that may affect printed pattern.

Storage Precautions: Store in a cool, dry place. Shelf Life: Indefinitely - as long as product is kept in a clean, dry place away from direct sunlight.

General: Refer to absorbed liquid(s) SDS(s). The container can be hazardous when empty. Follow label cautions even after the container is empty. Do not re-use empty containers for food, clothing or products for human or animal consumption, or where skin contact can occur.



Safety Data Sheet

8. Exposure Controls/Personal Protection

Engineering Controls: None required

PERSONAL PROTECTION

Eyes: Safety glasses with side shields is a good industrial practice

Respirator: Not required.

Gloves: Not normally required. However, use of cloth, canvas or leather gloves is a good industrial practice.

Other: None required.

OSHA HAZARDOUS COMPONENTS (29 CFR 1910.1200):

EXPOSURE LIMITS 8 hrs. TWA (ppm)

OSHA PEL ACGIH TLV

None

9. Physical and Chemical Properties

Appearance: White, yellow, blue, green, brown, black or multi-colored polymer material in a variety of shapes, may also be in a black pan. Interior color may vary.

Odor: No odor **Odor Threshold:** Not applicable

pH: Not applicable

MELTING POINT/Freezing Point: >320° F (>160° C)

Initial Boiling Point and Range: Not applicable

Flash Point: Not applicable **Method:** Not applicable

Evaporation Rate: Not applicable

Flammable Limits: Not applicable

Conditions of Flammability: Not established

Explosive Properties: Not applicable

Vapor Pressure: Not applicable

Vapor Density: Not applicable

Relative Density (H₂O = 1): 0.9

Solubility in Water: Insoluble

Auto Ignition Temperature: 675° F (357° C)

Coefficient of Water/Oil Distribution: Not available

10. Stability and Reactivity

General: This is a stable material.

Conditions of Reactivity: Not established

Incompatible Materials: Strong oxidizing agents may degrade product over an extended period of time.

Conditions to Avoid: Not applicable

Hazardous Decomposition: When heated, it may emit toxic fumes.

Hazardous Polymerization: Will not occur

11. Toxicological Information

LD50: Not available

LC50: Not available

Carcinogenicity: IARC: Not established

National Toxicology Program: Not established

OSHA: Not established

California Prop 65: No listed ingredient

Reproduction Toxicity: Not available

11. Toxicological Information (Cont'd)

Teratogenicity: Not available

Mutagenicity: Not available

Synergistic Products: Not available

Irritancy of Product: See Section 2.

Sensitization to Product: Not available

12. Ecological Information

No data available

13. Disposal Considerations

Waste Disposal Method: If unused, no special precautions are necessary. Dispose of in accordance with federal, state and local regulations. In certain types of cleanup applications the nature of the material recovered will classify the resulting spent material as a hazardous component. In such instances the material should be disposed of via an approved hazardous waste disposal service and the appropriate manifesting obtained.

14. Transport Information

DOT (Department of Transportation):

Proper Shipping Name: Not regulated

Hazard Class: Not regulated

Identification Number: Not applicable

15. Regulatory Information

CERCLA (Comprehensive Environmental Response Compensation and Liability Act): No Reportable Quantity
OSHA Hazard Communication Standard, 29 CFR 1910.1200: No listed ingredient

SARA Title III (Superfund Amendments and Reauthorization Act): No listed ingredient

TSCA (Toxic Substances Control Act): Ingredients of this product are on the Inventory list.

16. Other Information

NFPA Hazard Ratings: **Health - 0**

none → extreme **Fire - 1**

0 → 4 **Reactivity - 0**

WHMIS Classification: Not a controlled product.

Reason for Issue: Reviewed, changes to Sections 3 & 16.

Prepared by: Dale Gatehouse, Entreprises Krenda Inc.

Approved by: Lisa Baxter, New Pig Corporation

Previous Date of Issue: 02/06/2014

Revised Date: 04/14/2015

SDS Number: MSD-016

The following is in lieu of all warranties, expressed or implied: All information provided is based on testing and data believed to be accurate.

ANNEXE J : CERTIFICAT D'ANALYSE DE LA TURBIDITÉ DE LA FORMAZINE DE CALIBRATION

Certificate of Analysis Certified Reference Material



Turbidity 4000 NTU Calibration Standard

Number TURB4000-100ML
 Lot LRAA4620
 Solvent (Matrix) Water
 Hazard Irritant
 Storage & Handling Store at 4°C.
 Expiration Date December 31, 2016
 Certification Date 3/14/2014

Certified By:

Christopher Rucinski - QA Director

Analyte	Certified Value ^{1,2}	Units	K ³
Turbidity 2055	4000 ± 61.2	NTU	2.00

Additional Information

Preparation Instructions

Calibrate your instrument as directed by the manufacturer.

Ensure that the solution is thoroughly mixed immediately prior to analysis. To mix invert bottle gently several times, do not shake. Shaking adds air to the sample and may cause erroneous results.

1. Certified value - based on a prepared to value and analytically verified by RTC with associated uncertainties from the preparation and analytical procedures.

2. Expanded Uncertainty - Uncertainty values in this document are expressed as Expanded Uncertainty (U₉₅) corresponding to the 95% confidence interval. U₉₅ is derived from the combined standard uncertainty multiplied by the coverage factor k, which is obtained from a t-distribution and degrees of freedom. The components of combined standard uncertainty include the uncertainties due to characterization, homogeneity, long term stability, and short term stability (transport). The components due to stability are generally considered to be negligible unless otherwise indicated by stability studies.

3. K: Coverage factor derived from a t-distribution table, based on the degrees of freedom of the data set. Confidence Interval = 95%.

Traceability: The standard was manufactured under an ISO/IEC 17025:2005 certified quality system. The balance used to weigh raw materials is accurate to +/- 0.0001g and calibrated regularly using mass standards traceable to NIST. All dilutions were performed gravimetrically. Additionally, individual analytes are traceable to NIST SRMs where available or other certified reference material as specified by each analyte.

Homogeneity: Homogeneity was assessed in accordance with ISO Guide 35. Completed units were sampled using a random stratified sampling protocol. The results of chemical analysis were then compared using a one-way analysis of variance approach as described by TNI EL-V3-2005 Appendix A.2. See instructions for minimum sub-sample size.

THIS PRODUCT WAS DESIGNED, PRODUCED AND VERIFIED FOR ACCURACY AND STABILITY IN ACCORDANCE WITH ISO/IEC 17025:2005 (AClass Cert AT-1467) and ISO GUIDE 34:2005 (AClass Cert AR-1470).



ANNEXE K : TENTATIVE DE DÉCOMPTE DES LARVES AVEC UNE VN
DANS UN BAC MUNI DE RÉTROÉCLAIRAGE

