



Étude de pré faisabilité technico-économique

Potentiel aquacole de différentes espèces de poissons d'eau douce



© Tim Van Vliet

PAR

Anne Tremblay-Gratton
Benjamin James
Amélie St-Pierre

Marcel Lévesque
Pierre Blier

**Étude de pré faisabilité technico-économique :
potentiel aquacole de différentes espèces de poissons d'eau douce**

Rédaction

Anne Tremblay-Gratton, professionnelle de recherche
Merinov
418 368-6371, poste 4271
anne.tremblay-gratton@merinov.ca

Benjamin James, chargé de projet
Merinov
418 368-6371, poste 4240
benjamin.james@merinov.ca

Amélie St-Pierre, étudiante à la maîtrise
UQAR
[amelie Stpierre@live.fr](mailto:amelie_Stpierre@live.fr)

Marcel Lévesque, professeur titulaire de finance
UQAR
418 723-1986 poste 1580
[marcel Levesque@uqar.ca](mailto:marcel_Levesque@uqar.ca)

Pierre Blier, professeur
UQAR
418 723-1986, poste 1852
pierre_blier@uqar.ca

Octobre 2020

© 2020 Merinov -Tous droits réservés

Partenaire financier du projet

**Agriculture, Pêcheries
et Alimentation**
Québec 

Table des matières

Résumé	5
1. Introduction	6
2. Objectifs	8
3. Méthodologie.....	8
Sélection des espèces	8
3.3.1 Phase 1 : liste d'espèces.....	8
3.3.2 Phase 2 : sélection préliminaire	9
3.3.3 Phase 3 : fiches techniques	10
3.3.4 Phase 4 : pondération des critères des fiches techniques.....	10
Critères retenus pour un plan d'œufs à œufs.....	10
3.3.5 Critères avec facteur d'importance de 4 : longueur du cycle de production	10
3.3.6 Critères avec facteur d'importance de 3 : caractéristiques ayant une influence importante sur la productivité	11
3.3.7 Critères avec facteur d'importance de 2 : reproduction et production de juvéniles	13
3.3.8 Critères avec facteur d'importance de 1 : Résistance au stress et autres	15
Analyses de pré faisabilité économique	17
3.3.9 Composantes biologiques	18
3.3.10 Composantes techniques.....	19
3.3.11 Composantes financières	22
4. Résultats.....	25
Sélection préliminaire	25
Pondération des critères des fiches techniques	26
Analyses de pré faisabilité économique	28
4.3.1 Paramètres et cycles de production	29
4.3.2 Coûts de production.....	34
4.3.3 Répartition des coûts de production	35
4.3.4 Modulation de la VAN.....	37
4.3.5 Analyses de sensibilité	38
5. Conclusion et considérations	44
6. Remerciements	46
7. Références	46
ANNEXE 1. Liste des espèces	49
ANNEXE 2. Sélection préliminaire.....	56

ANNEXE 3. Compléments d’information concernant les critères à considérer lors de la sélection d’une nouvelle espèce pour l’aquaculture	61
ANNEXE 4. Critère de rentabilité sommaire	64
ANNEXE 5. Fiches techniques	65
ANNEXE 6. Paramètres de production.....	195
ANNEXE 7. États financiers	202

Liste des tableaux

Tableau 1. Système d’élevage (RAS et/ou ouvert) utilisé pour chacune des espèces dans les analyses de préféabilité économique.	20
Tableau 2. Variation du taux d’actualisation (%) utilisée dans le modèle.	23
Tableau 3. Prix de vente (\$/kg) des espèces selon trois niveaux : pessimiste, réaliste et optimiste.	23
Tableau 4. Catégories de tailles de moulée et prix moyen pour chaque catégorie.	23
Tableau 5. Pourcentage de variation du cout de la moulée (%) utilisée dans le modèle.....	23
Tableau 6. Variation du cout de l’électricité utilisée dans le modèle.....	24
Tableau 7. Salaire annuel pour les ressources humaines.	24
Tableau 8. Pourcentage de variation du cout de la main-d’œuvre utilisée dans le modèle.	24
Tableau 9. Pourcentage de variation du cout des assurances des poissons utilisé dans le modèle.	25
Tableau 10. Variation du taux de l’investissement initial utilisé dans le modèle.....	25
Tableau 11. Résultats des critères de la sélection préliminaire relatifs à l’environnement, l’utilité humaine et l’aspect réglementaire.....	26
Tableau 12. Résultats des critères de rentabilité sommaire et du niveau de connaissance de base (marché de la table hors Québec et de l’ensemencement au Québec).	26
Tableau 13. Classification des neuf espèces retenues pour le scénario d’élevage œuf à œuf.	27
Tableau 14. Taux de survie à différentes étapes du cycle de production et productivité des géniteurs utilisés pour chacun des sept scénarios.....	30
Tableau 15. Nombre de poissons récoltés et leur poids moyen, suivi du volume total récolté pour chacun des produits à la ferme. Le total de volume récolté est de 100 tonnes par cohorte, une cohorte par année.	31
Tableau 16. Coûts de production (\$/kg) par année estimé sur une période de 15 ans pour les sept scénarios de ferme envisagés.	35

Liste des figures

Figure 1. Diagramme de l’analyse de préféabilité économique (d’après Dupont Cyr et al. 2020).	18
Figure 2. Nombre de poissons et biomasse totale à la ferme en fonction des mois après éclosion d’une cohorte pour chacun des sept scénarios évalués.	32
Figure 3. Longueur du cycle de production des espèces pour chacun des sept modèles de production, pour une cohorte de l’incubation des œufs à la récolte de tous les poissons arrivés au poids commerciale.	33
Figure 4. Répartition des coûts de production des sept scénarios de ferme envisagés.....	36
Figure 5. Modulation de la VAN en fonction du prix de vente du poisson.....	37
Figure 6. VAN en fonction de la variation des coûts de la moulée (%) et du prix de vente du poisson (\$/kg) (prix pessimiste en bleu, réaliste en gris et optimiste en jaune) pour chacun des sept scénarios de ferme.....	39

Figure 8. VAN en fonction de la variation des couts de la main-d'oeuvre (%) et du prix de vente du poisson (\$/kg) (prix pessimiste en bleu, réaliste en gris et optimiste en jaune), pour chacun des sept scénarios de ferme.....	41
Figure 9. VAN en fonction de la variation des couts d'assurance (%) relié à la valeur de la ferme et du prix de vente du poisson (\$/kg) (prix pessimiste en bleu, réaliste en gris et optimiste en jaune) pour chacun des sept scénarios de ferme.	42
Figure 10. VAN en fonction de la variation du taux d'investissement initial (%) et du prix de vente du poisson (\$/kg) (prix pessimiste en bleu, réaliste en gris et optimiste en jaune) pour chacun des sept scénarios de ferme.....	43

On doit citer ce document comme suit : Tremblay-Gratton, A., James, B., St-Pierre, A., Lévesque, M., Blier, P. 2020. Étude de préfaisabilité technico-économique : potentiel aquacole de différentes espèces de poissons d'eau douce. Merinov, Rapport projet n° 20-35. 208 pages.

Résumé

Sur les marchés mondiaux, la production piscicole destinée au marché de la table est en constante augmentation alors qu'au Québec, elle tend à diminuer. En effet, le nombre de fermes piscicoles est passé de 102 (2011) à 84 (2020). La majorité de la production piscicole québécoise destinée à la table dépend d'un nombre restreint d'espèces, soit l'omble de fontaine, la truite arc-en-ciel et l'omble chevalier. Cela rend cette industrie vulnérable en cas d'instabilité des marchés ou de nuisance à la production.

Dans un objectif de diversification des produits pour le marché de la table, l'étude mise en place a pour but de développer une méthode objective et rigoureuse de sélection des espèces afin d'évaluer et de comparer le potentiel aquacole de divers poissons d'eau douce. Ensuite, le potentiel technico-économique de l'élevage des espèces s'étant démarquées a été évalué de façon sommaire et selon le modèle d'une ferme de 100 tonnes. En compilant les recherches des dernières années au sujet de la biologie des espèces potentielles et la prise en compte des facteurs tant biologiques, techniques que financiers, une espèce se démarque, soit le bar rayé.

Les hypothèses de travail ont permis de comparer le potentiel des espèces sur une base commune, ce qui constitue un premier exercice indispensable pour mettre en perspective les particularités de chacune des espèces et le niveau de connaissance de leur élevage. Tout changement au niveau de ces hypothèses pourrait donc faire moduler les résultats de l'étude. Bien que ces derniers s'avèrent préliminaires, l'outil développé reste indispensable pour les intervenants du Québec. Il apporte notamment des éléments clés pour aider la prise de décision et des pistes de réflexion pour l'identification des prochaines questions et avenues de recherche pour propulser la diversification piscicole du Québec.

1. Introduction

Sur les marchés mondiaux, la quantité de poissons et de fruits de mer aquacoles est en constante augmentation. En effet, leur part domine depuis 2014, avec des tonnages supérieurs à ceux des produits homologues de la pêche, qui stagnent depuis les années 1990. L'ensemble de ces biomasses est destiné à deux types d'usage : pour les industries non alimentaires et alimentaires. Dans le premier cas, les besoins demeurent relativement stables depuis les années 1970, avec environ 20 millions de tonnes annuellement. Tandis que l'industrie alimentaire est de plus en plus en demande, culminant en 2014 avec un tonnage sept fois supérieur que pour l'autre usage. Ce portrait révèle donc une impulsion mondiale, nette et durable pour les produits d'aquaculture destinés à l'alimentation humaine (Cressey, 2016; Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture, 2016).

Au Québec, la production piscicole ne bénéficie pas de cette croissance mondiale. Au contraire, elle décline, tant en volume qu'en nombre d'entreprises. Le record maximal provincial a été de 2 200 tonnes en 1999, à la suite d'une nette progression de soutiens financiers gouvernementaux (Morin, 2012). Toutefois, au cours des deux décennies suivantes, une réduction progressive de 52 % fut enregistrée pour atteindre 1 058 tonnes en 2018 (données fournies par le MAPAQ en 2021). Ceci concorde avec la baisse progressive de 82 % du nombre de permis délivrés pour les étangs de pêches entre 1996 et 2020. En effet, ce nombre a diminué de 407 à 73. Pour cette même période, le nombre de permis pour établissement piscicoles en milieu terrestre est resté relativement stable, passant de 72 à 84 (Morin, 2012; données fournies par le MAPAQ en 2021).

La diminution de la production piscicole québécoise peut être expliquée par plusieurs facteurs. Parmi ceux-ci, l'implantation de directives gouvernementales restrictives visant la protection de l'environnement a marqué un tournant à partir de 1999-2000. Conséquemment, certains plans d'affaires devenus non conformes ont dû être adaptés, voir abandonnés lorsque cela affectait la rentabilité financière. Par la suite, une vague de rationalisation gouvernementale a limité l'émission de permis exclusivement aux exploitants commerciaux (Morin, 2012). Ce cadre réglementaire, qui concerne notamment les considérations environnementales, positionne des balises qui canalisent cette industrie ainsi que son développement et sa diversification. L'ensemble des mesures législatives (total de 25) prises dans le domaine est compilé et expliqué dans le guide du ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation (MAPAQ) intitulé « Lois et règlements relatifs à l'aquaculture en eau douce » (MAPAQ, 2019). Parmi ces mesures, trois éléments orientent particulièrement le choix et la faisabilité d'un projet piscicole :

(1) La Loi sur la qualité de l'environnement est à l'origine de plusieurs lignes directrices applicables aux piscicultures avec l'objectif de limiter leurs impacts sur l'environnement limitrophe. D'une part, cette loi limite les débits d'eau captée en surface, ce qui favorise les systèmes de production en recirculation et d'autre part, elle impose des concentrations maximales de rejets de certains polluants, comme le phosphore et les matières en suspension, conséquemment la gestion des boues dans les émissaires est un enjeu majeur de cette industrie. Ces considérations peuvent affecter la taille des entreprises et, conséquemment, leur productivité (MAPAQ, 2019).

(2) Issu de la Loi sur la conservation et la mise en valeur de la faune, le Règlement sur l'aquaculture et la vente des poissons (chapitre C-61.1, r.7) vise à protéger l'intégrité de la faune sauvage. Concrètement, il restreint l'élevage d'une espèce aux zones où elle est présente à l'état naturel. Le Ministère de la Forêt, de la Faune et des Parcs (MFFP) a ainsi subdivisé le territoire québécois en 28 zones différentes avec pour chacune des espèces et activités piscicoles spécifiquement permises (MAPAQ, 2019).

(3) le Règlement sur l'aquaculture et la vente des poissons vise également à protéger l'intégrité de la faune sauvage en prévenant l'importation et la propagation de maladies au sein des populations locales d'élevage et sauvages. Deux lignes directrices doivent ici être considérées, soit le certificat d'importation pour les œufs et les poissons d'élevage vivants et la certification de santé de l'établissement piscicole d'où proviennent les œufs ou les poissons, tous deux délivrés le MFFP. Ainsi, l'importation d'œufs (d'élevage ou sauvages) et de poissons d'élevage est interdite à moins d'obtenir un certificat qui est lui-même conditionnel à l'obtention d'un certificat sanitaire du lieu d'origine. Ceci vise à vérifier qu'aucune maladie ni aucun agent pathogène ne nuira aux espèces de poissons indigènes de la province (MAPAQ, 2019).

Véritables balises de canalisation, ces mesures ont jusqu'à maintenant orienté les entreprises piscicoles québécoises vers deux principaux produits ayant un volume de ventes annuelles d'environ 600 tonnes chacun. L'un est l'omble de fontaine (truite mouchetée), produit le plus recherché pour la pêche sportive et, dans une moindre mesure, disponible pour la table. L'autre, la truite arc-en-ciel, est à l'inverse plus commercialisée pour la table et parfois pour des ensemencements lorsque la température est trop élevée pour l'omble de fontaine (Morin 2012; Table filière de l'aquaculture en eau douce du Québec, 2016).

Parmi les autres espèces élevées, l'omble chevalier (*arctic char*) est destiné à l'alimentation et sa production est croissante (environ 60 t en 2006 vs. 142 t en 2018). En moindre volume, la truite brune est plutôt élevée pour être ensemencée (< 5,5 t/an de 2014 à 2018). Les hybrides Moulac (femelle omble de fontaine croisé avec mâle touladi) et Lacmou (femelle touladi croisé avec mâle omble de fontaine) sont aussi ensemencés (< 3 t/an entre 2014 et 2018). La ouananiche est produite certaines années au Saguenay-Lac-Saint-Jean pour l'alimentation et les étangs de pêche (entre 0 et <2 t/an depuis 2002). Le touladi (truite grise) s'élève mieux dans les eaux froides, sinon plutôt profondes (Summerfelt et Summerfelt 1996) (< 1,6 t/an depuis 2006). Quant aux percidés, le doré jaune est vendu pour ensemencer des plans d'eau naturels, alors que la perchaude y est interdite et restreinte aux étangs artificiels. Tous deux sont mis en marché à petite taille et en faible quantité (ensemble < 1 t/an). Enfin, l'achigan est produit par une seule entreprise pour l'ensemencement (< 1 t/an depuis 2001) (Morin 2012; données fournies par le MAPAQ en 2021).

Le nombre restreint de produits piscicoles destinés au marché alimentaire rend cette industrie plutôt vulnérable, par exemple, en cas d'instabilité des marchés, de contraintes réglementaires supplémentaires ou de nuisances à la production (maladies, parasites, etc.). Le Plan d'action ministériel 2018-2025 (MAPAQ, 2018) propose de favoriser la diversification des produits ainsi que la croissance et la stabilité de l'industrie. En effet, le plan propose de doubler la production piscicole d'ici 2025, la faisant passer de 1 600 à 3 200 tonnes par année.

Les efforts et ressources allouées au développement de l'industrie doivent s'orienter vers les nouvelles espèces aquacoles offrant le meilleur potentiel de succès. L'identification de celles-ci ne peut se faire qu'à travers un processus rigoureux d'analyse de faisabilité. Ceci requiert des informations de base à compiler parmi les recherches réalisées au cours des dernières années au sujet des paramètres d'élevage, tant

biologiques, technologiques que financiers. Par exemple, un atelier de travail s'est tenu à Guelph en 2009 pour évaluer le potentiel aquacole d'espèces de poissons d'eau douce, dans le cadre de l'initiative nationale pour des plans d'action stratégiques en aquaculture (INPASA) (gouvernement du Canada, 2010).

Parmi les nouvelles espèces potentielles, très peu sont domestiquées au Québec. Advenant que l'industrie aquacole soit orientée vers la diversification, il faut considérer qu'il s'agit d'un long processus et, par conséquent, prioriser les espèces en fonction de l'âge à la maturité sexuelle. L'alternative envisagée jusqu'à récemment était l'importation d'œufs ou d'alevins, mais elle requiert des précautions difficiles à satisfaire en raison de la haute qualité du statut sanitaire québécois. Toutefois, le développement de nouvelles souches québécoises permettrait de convertir ce problème en avantage concurrentiel. En effet, les produits domestiqués au Québec seraient de qualité tout aussi haute et bénéficieraient d'une position stratégique sur les marchés (MAPAQ, 2014).

2. Objectifs

L'objectif principal de ce rapport est d'identifier les espèces de poissons d'eau douce pouvant être élevées au Québec et qui engendreront les meilleures retombées sur le marché de la table.

Les objectifs spécifiques sont :

- 1) De sélectionner et pondérer des critères, tant biologiques, physico-chimiques, techniques, financiers que réglementaires, servant à l'évaluation du potentiel d'élevage et de domestication de poissons.
- 2) De sélectionner, à l'aide de ces critères discriminants, les espèces à considérer pour les analyses subséquentes.
- 3) D'évaluer la faisabilité des projets d'élevage de ces espèces grâce à l'élaboration de modèles de préfaisabilité technico-économiques.
- 4) D'identifier et soulever les avenues de recherche suggérées maximisant les ressources de développement et la rentabilité commerciale.

3. Méthodologie

Sélection des espèces

Cette étape initiale facilite le processus hâtif de décision pour le choix d'une nouvelle espèce de poisson en aquaculture. La décision finale d'une nouvelle espèce va attribuer plus d'importance au marché et à l'économie de la production à un site désigné plutôt que sur les autres critères.

« La sélection d'espèces implique une approche multidisciplinaire impliquant une évaluation balancée des conditions du marché, des exigences biologiques et des technologies de production pour les espèces variées d'intérêt » (Durant, 2004).

3.3.1 Phase 1 : liste d'espèces

Une liste de toutes les espèces présentes au Québec a été générée. Cette liste exhaustive comprend 239 espèces, dont 139 poissons d'eau douce susceptibles de présenter un intérêt aquacole en contexte québécois (Annexe 1). Une phase de collecte de données sur chaque espèce (consultations de bases de données, entrevues avec des spécialistes) et une synthèse de l'information ont suivi, permettant de passer à la phase 2.

3.3.2 Phase 2 : sélection préliminaire

Critère 1 = environnement

Le projet vise à diversifier le marché de la table au Québec en proposant les espèces d'eau douce avec le meilleur potentiel aquacole. Parmi celles-ci, quelques-unes peuvent vivre autant en eau douce qu'en eau salée (catadrome/anadrome).

Critère 2 = comestibilité

Les espèces étant avant comestibles pour l'homme ont été sélectionnées, tel que proposé par Le François *et al.* (2002) et Alvarez-Lajonchère et Ibarra-Castro (2013).

Critère 3 = réglementaire

Les espèces indigènes sélectionnées à cette étape sont celles dont la production, l'élevage, la captivité et le transport sont permis dans au moins une des 28 zones piscicoles du Québec, tel qu'établi par le MFFP (voir introduction). Selon Durant (2004), les limitations législatives et réglementaires doivent être considérées tôt dans l'analyse.

Critère 4 = rentabilité

Les espèces choisies pour la réalisation de fiches techniques sont celles ayant un prix de vente supérieur au prix de production. Le type de moulée pour chaque espèce a été recommandé par Skretting. Le prix de vente utilisé est le prix de vente à la ferme. Si celui-ci n'était pas disponible, le prix de débarquement ou le prix pour le marché de l'ensemencement le plus récent possible était considéré (2018-2019) et le prix de vente à la ferme était estimé.

Prix de vente = poids commercial (kg) * \$ vente/kg poisson

Prix de production = poids commercial (kg) * taux de conversion alimentaire * \$/kg moulée

Critère 5 = marché existant / niveau de connaissance

Les espèces dont un certain niveau de connaissance était déjà présent ont été sélectionnées. Par exemple, une espèce dont un marché pour la table était déjà développé à l'extérieur du Québec dénote un niveau de connaissance élevé au niveau de leur biologie et des technologies nécessaires à leurs méthodes d'élevage. Une espèce pour laquelle un marché pour l'ensemencement au Québec était déjà en place, si petit soit-il, a également été considérée, car cela démontre un intérêt pour les méthodes d'élevage de l'espèce. En effet, si l'idée est de diversifier l'aquaculture au Québec dans les cinq prochaines années, les technologies nécessaires doivent soit déjà être développées et accessibles pour chaque stade de développement du poisson, soit en voie de l'être. Les espèces sélectionnées ne doivent pas nécessiter de technologies coûteuses (ex. : à cause d'un certain comportement). À l'inverse, s'il n'était pas possible de trouver l'information sur plusieurs traits biologiques ou sur les méthodes d'élevage d'une espèce, celle-ci était éliminée.

3.3.3 Phase 3 : fiches techniques

Les espèces ayant passé la sélection préliminaire ont ensuite fait l'objet d'une fiche technique pour évaluer leur potentiel aquacole. Les fiches techniques rassemblent les critères jugés pertinents pour évaluer le potentiel aquacole d'une espèce donnée.

Les fiches techniques présentent les critères suivants :

- 1) Temps de grossissement, taux de croissance et taille commerciale
- 2) Température optimale de croissance et de frai
- 3) Taux de conversion alimentaire
- 4) Densité d'élevage
- 5) Rendement en chair
- 6) Taux de survie des larves, juvéniles et adultes
- 7) Âge à maturité sexuelle
- 8) Contrôle de la reproduction (gamétogénèse, fertilisation, frai)
- 9) Incubation des œufs
- 10) Alimentation en milieu naturel
- 11) Alimentation en élevage
- 12) Tolérance aux variations d'oxygène
- 13) Susceptibilité aux maladies
- 14) Statut des populations et aires de répartition
- 15) Situation des pêches commerciales et récréatives
- 16) Prix au débarquement
- 17) Approvisionnement
- 18) Avenues de recherche
- 19) Caractéristiques du produit
- 20) Production aquacole
- 21) Marché
- 22) Autres informations (optionnel)
- 23) Références

3.3.4 Phase 4 : pondération des critères des fiches techniques

La majorité des critères présents dans les fiches techniques a été évaluée par une note allant de 0 à 10. Une note de 10 représente la valeur idéale. La valeur obtenue pour un critère a été multipliée par un facteur d'importance allant de 1 à 4. Plus le facteur de multiplication est élevé, plus le critère est considéré important dans le choix d'une nouvelle espèce. Des points supplémentaires ou « bonis » ont été alloués à certains critères, mais ceux-ci n'ont pas été multipliés par le facteur d'importance. Selon cette logique, un pointage élevé indique un potentiel aquacole élevé. Le pointage final a permis de terminer quelles espèces seraient retenues pour les analyses subséquentes de préfaisabilité économique.

Critères retenus pour un plan d'œufs à œufs

3.3.5 Critères avec facteur d'importance de 4 : longueur du cycle de production

Temps de grossissement

Le temps de grossissement a été choisi pour représenter le temps estimé pour atteindre la taille commerciale. Plus le poisson prend du temps pour atteindre sa taille commerciale, plus cela engendrera

des coûts (nourriture, électricité, main d'œuvre, séparation des tailles, gestion des densités, monitoring des taux de conversion alimentaire et de la qualité de l'eau, etc.). Il y a aussi augmentation des risques de maladies ou d'échecs opérationnels. On peut supposer qu'une espèce avec un temps de grossissement relativement court aura un taux de croissance élevé. Le taux de croissance est toujours utilisé comme critère hautement important dans les études qui proposent des méthodes de sélection de nouvelles espèces (Webber et Riordan, 1975; Le François *et al.*, 2002; Alvarez-Lajonchère et Ibarra-Castro, 2013). Le taux de croissance est une caractéristique fixe non modifiable, sauf par amélioration génétique à travers la sélection ou des manipulations transgéniques (Le François *et al.*, 2002). Le temps de grossissement d'une espèce est un bon indice de la rentabilité de son élevage. Une courte période de grossissement permet à la pisciculture une meilleure flexibilité au niveau de son plan de production pour répondre à la variabilité du marché (Durant, 2004).

La pondération de ce critère va privilégier les espèces avec un temps de grossissement court. Des points bonus seront alloués si une croissance compensatoire est possible et si les valeurs de temps de grossissement sont tirées de populations domestiquées. L'élevage d'une population déjà domestiquée offre l'avantage de limiter les efforts de R et D puisque certains traits ont déjà été améliorés (ex. : taux de croissance, maturité sexuelle, etc.).

- Pondération : 10 = ≤ 1 an // 8 = 1,1-1,5 an // 6 = 1,6-2 ans // 4 = 2,1-2,5 ans // 2 = 2,6-3 ans // 0 = > 3 ans (Le François *et al.*, 2010)
 - + croissance compensatoire : 10 = accessible // 5 = plus ou moins accessible // 0 = non accessible
 - + valeur tirée d'une population domestiquée : 0 = non domestiquée // 10 = domestiquée

3.3.6 Critères avec facteur d'importance de 3 : caractéristiques ayant une influence importante sur la productivité

Température optimale de croissance

La température optimale de croissance va avoir un impact sur les coûts de production. Selon celle-ci, des ajustements de la température de l'eau pourront être nécessaires. Réchauffer l'eau des bassins pour que l'espèce ait une croissance maximale peut engendrer des coûts importants. Pour la pondération de ce critère, il pourrait s'avérer utile de comparer la température optimale de croissance des espèces à la température moyenne de la nappe phréatique au Québec.

- Pondération : 10 = ≤ 8°C // 5 = 8-12 °C // 0 = > 12 °C (Le François *et al.*, 2002)

Taux de conversion alimentaire

Le taux de conversion alimentaire va avoir un impact sur les coûts d'alimentation des poissons. L'alimentation représente un grand pourcentage des coûts du cycle de production. Il y a un avantage environnemental à avoir un taux de conversion alimentaire faible : la dégradation potentielle de l'environnement due aux déchets alimentaires est plus faible (Alvarez-Lajonchère et Ibarra-Castro, 2013).

- Pondération : $10 = \leq 1,2$ // $8 = 1,3-1,6$ // $5 = 1,6-2$ // $2 = 2,1-3$ // $0 = > 3$ (Alvarez-Lajonchère et Ibarra-Castro, 2013)
 - + Valeur tirée d'une population domestiquée : $0 =$ non domestiquée // $10 =$ domestiquée

Densité d'élevage

L'utilisation optimale de l'espace permet une production maximale, améliore la rentabilité de la pisciculture et diminue les coûts d'infrastructure. La densité d'élevage va influencer la croissance, l'utilisation de la nourriture et le rendement. Elle est hautement spécifique à l'espèce et varie selon l'âge et le stade de développement (Le François *et al.*, 2010).

- Pondération : $10 = > 50 \text{ kg/m}^3$ ou $> 65 \text{ kg/m}^2$ // $7,5 = 31-50 \text{ kg/m}^3$ ou $50-64 \text{ kg/m}^2$ // $2,5 = 10-30 \text{ kg/m}^3$ ou $10-49 \text{ kg/m}^2$ // $0 = < 9 \text{ kg/m}^3$ ou $< 9 \text{ kg/m}^2$ (Le François *et al.*, 2010).

Taille commerciale

La taille commerciale affecte la longueur de la période de production et donc, le temps de grossissement. C'est un facteur clé dans la rentabilité de la ferme (Durant, 2004). Elle doit atteindre une certaine taille pour permettre la fabrication de filets (Le François *et al.*, 2002).

Ce critère pourrait être remplacé par la taille maximale atteinte par l'espèce, ce qui donne une idée de son potentiel de taille. La taille commerciale peut être décidée par l'éleveur selon ce qui est le mieux pour la transformation de ses produits et la demande des clients. L'éleveur peut décider de garder le poisson pendant une période plus longue dans le cycle de production, mais il doit s'assurer que le prix auquel il va vendre son produit dépasse le coût de production. Il doit s'assurer que cela augmente sa marge de profit.

- Pondération : $10 = > 25 \text{ cm}$ // $0 = < 25 \text{ cm}$ (Le François *et al.*, 2002)
 - + Valeur tirée d'une population domestiquée : $0 =$ non domestiquée // $10 =$ domestiquée

Rendement en chair

Le rendement en chair est un bon indicateur de la productivité (Le François *et al.*, 2010). Il a un effet primordial sur les aspects économiques de la production et de la qualité marchande du produit (Durant, 2004).

- Pondération : $10 = > 50 \%$ // $7 = 40-49 \%$ // $4 = 30-39 \%$ // $0 = < 30 \%$ (Le François *et al.*, 2002)

Nombre de juvéniles produits par kilogramme de femelles (rendement en juvéniles)

Le nombre de juvéniles produits par kilogramme de femelles est un bon critère pour évaluer le rendement en œufs. Il permet d'intégrer le succès de fertilisation, le taux de survie à l'incubation et le taux de survie des larves pour estimer le nombre de juvéniles produit par masse de femelles. Ce critère est une contrainte principale pour le développement de l'aquaculture des poissons et une durabilité commerciale (Le François *et al.*, 2010). Si une espèce a une fécondité élevée et un taux de survie des premiers stades élevé, le nombre de géniteurs nécessaires pour obtenir le nombre désiré de juvéniles diminue (Le François *et al.*, 2010). L'élevage d'un stock de géniteurs consomme espace, temps et coûts. Ce critère permet d'empêcher les espèces produisant beaucoup d'œufs avec un faible taux de survie d'obtenir un bon pointage.

- Calculs pour évaluer le nombre de juvéniles produits par kilogramme de femelles : $(n^{\text{bre}} \text{ d'œufs/kg de femelle}) \times \text{succès de fertilisation (\%)} \times \text{taux de survie à l'incubation (\%)} \times \text{taux de survie des larves (\%)}$.
- Pondération : $10 = > 600\,000 \text{ œufs par kg} // 8 = 60\,000 - 599\,999 // 6 = 10\,000 - 59\,999 // 4 = 5000 - 9999 // 2 = 4999 - 1000 // 0 = < 999$ (Le François *et al.*, 2010)

3.3.7 Critères avec facteur d'importance de 2 : reproduction et production de juvéniles

Âge à maturité sexuelle

Ce critère est un bon indicateur de la taille commerciale. Les poissons sont généralement récoltés avant l'atteinte de la maturité sexuelle (Le François *et al.*, 2010). Un poisson à maturité sexuelle est susceptible d'avoir un taux de croissance plus faible (investissement de l'énergie dans les gamètes sexuels plutôt que dans la croissance), une conversion alimentaire réduite (augmentation du taux de conversion alimentaire), une réduction de la qualité de sa chair et une probabilité plus grande d'attraper une maladie (Le François *et al.*, 2010; Durant, 2004). Une espèce à maturité sexuelle hâtive facilite la gestion des géniteurs et la productivité. Il est possible de retarder ou d'éliminer l'atteinte de la maturité sexuelle en élevant des populations monosexes ou triploïdes, ou en sélectionnant les lignées avec une maturation tardive (Le François *et al.*, 2010). Cela permet une croissance optimale non interrompue afin d'obtenir des poissons de taille commerciale plus élevée. L'âge à l'atteinte de la maturité est également important concernant le maintien d'un stock de géniteurs. Plus l'âge de maturité est hâtif, plus vite il sera possible d'obtenir des œufs des géniteurs.

- Pondération : $10 = < 2 \text{ ans} // 8 = 2-2,29 // 6 = 3-3,9 // 4 = 4-4,9 // 2 = 5-6,9 // 0 = > 7$ (Le François *et al.*, 2010)
 - + âge de l'atteinte de la taille commerciale : 10 points si maturation sexuelle après l'atteinte de la taille commerciale // + 0 point si maturation sexuelle avant l'atteinte de la taille commerciale
 - + Valeur tirée d'une population domestiquée : 0 = non domestiquée // 10 = domestiquée

Contrôle de la reproduction (gamétogénèse, fertilisation, frai)

Le contrôle de la reproduction doit être considéré dans le choix d'une nouvelle espèce, car il représente une contrainte limitant le développement de la culture commerciale pour plusieurs espèces. S'il est possible de produire des œufs à l'année ou en dehors de la saison de reproduction naturelle de l'espèce, cela offre un grand avantage (Le François *et al.*, 2010). Le moment de la production de gamètes va

influencer le cycle de production et la stratégie de marché (égalisation des récoltes tout au long de l'année, disponibilité du produit à l'année pour les consommateurs) (Durant, 2004). Une espèce dont le moment du frai peut être déplacé par manipulation de la photopériode et de la température, par induction d'hormone ou par cryopréservation sera privilégiée. Une espèce qui ne nécessite pas d'attention particulière pour le frai en captivité (reproduction naturelle) sera avantagée (Le François *et al.*, 2010). En effet, la fertilisation artificielle demande une main d'œuvre importante et est donc plus coûteuse. Par contre, elle permet de contrôler les accouplements entre les individus et de sélectionner les meilleurs parents (Durant, 2004). Il est également favorable d'élever une espèce qui a une fertilisation externe plutôt qu'interne, car celle-ci demande davantage de précautions (Le François *et al.*, 2010).

- 6 = reproduction naturelle // 5 = induction du frai et fertilisation naturelle // 3 = induction de l'ovulation et fertilisation artificielle // 1 = géniteurs sauvages (nécessaire pour obtenir une ovulation) et fertilisation artificielle // 0 = aucune de ses réponses (Alvarez-Lajonchère et Ibarra-Castro, 2013)
 - + 4 points pour les aspects suivants : contrôle par la photopériode, contrôle par la température, induction par hormone, cryopréservation des gamètes.

Temps d'incubation

Une espèce nécessitant une courte incubation de ses œufs sera privilégiée, car cette étape fastidieuse demande un temps de main-d'œuvre important (surveillance fréquente des œufs : élimination des œufs morts, surveillance de l'apparition de maladies). Une incubation plus longue implique une augmentation des chances qu'il y ait de la mortalité par apparition d'un développement bactérien ou par un échec opérationnel (mauvaise distribution de l'eau, variations soudaines de température ou/et des concentrations en oxygène) (Le François *et al.*, 2010). L'incubation des œufs est une étape facilement manipulable puisqu'il est simple d'utiliser de l'équipement spécialisé et de modifier les conditions de l'environnement d'œufs dans le but d'accélérer ou retarder l'éclosion. Cette étape nécessite peu d'espace, un petit volume d'eau et un faible flux ce qui n'engendre pas des coûts élevés pour modifier l'environnement des œufs (augmenter la température) (Durant, 2004).

- Pondération : 10 = < 6 jours // 7,5 = 6 à 19 // 5 = 20-59 // 2,5 = 60-99 // 0 = > 100 (Le François *et al.*, 2010)

Survie des œufs ou succès à l'incubation

La survie des œufs a un impact direct sur la productivité. Elle doit être assez grande afin de fournir une quantité optimale de larves à l'éclosion pour la poursuite des opérations d'élevage au-dessus du seuil de la rentabilité.

- Pondération : 10 = > 75 % // 7 = entre 60 et 75 % // 4 = entre 45 et 60 % // 0 = < 45 % (Le François *et al.*, 2002)

Survie à la première alimentation des larves

Tout comme la survie des œufs, elle aura aussi un impact sur la production. Une forte survie est une garantie supplémentaire d'un nombre adéquat de juvéniles. Elle sert également d'indice pour identifier l'adaptabilité d'une espèce à l'élevage lors des premiers stades de développement. La première alimentation est une période critique caractérisée par de fortes mortalités puisque le poisson subit un changement vers un mode d'alimentation exogène.

Si cette donnée est indisponible, le critère « taille des larves » peut être utilisé. Une larve qui a une plus grande taille à la sortie de l'œuf est un indice d'un développement plus avancé (entre autres, du système digestif). Elle sera donc plus résistante et possèdera une meilleure chance de survie.

- Pondération : 10 = > 75 % // 7 = entre 50 et 75 % // 4 = entre 25 et 50 % // 0 = < 25 % (Le François *et al.*, 2002)

Alimentation des larves, juvéniles et des adultes en élevage

L'alimentation représente une importante proportion des coûts de production des élevages, qui peuvent atteindre jusqu'à 50 % pour certaines espèces carnivores (Le François *et al.*, 2010). Il est alors préférable de miser sur une moulée dont les coûts de production sont moindres. Les moulées incorporant l'huile de poisson sont dispendieuses et il est attendu que leurs prix continuent d'augmenter dans les prochaines années. La demande industrielle mondiale pour les huiles de poissons est en augmentation, ce qui accroît la pression de pêche sur les poissons pélagiques utilisés pour extraire ces huiles. Puisque la production d'huile et de protéines de poisson fluctue au gré du nombre de prises, et que ces derniers sont également en demande dans certains pays pour la consommation humaine, il en résulte une augmentation et une instabilité au niveau des prix sur le marché (FAO, 2020). Ainsi, il est avantageux qu'une certaine proportion de protéines animales et d'acides gras provenant des huiles de poisson soit réduite et remplacée par des protéines et acides gras provenant d'autres sources, tel les plantes, insectes, microalgues, levures, etc. (Cottrell *et al.*, 2020). Il est également avantageux que l'élevage d'une espèce de poisson ne nécessite pas une nourriture vivante, car celle-ci nécessite plus d'espace et engendre des coûts supplémentaires en matériel et en main d'œuvre. Les provisions sont variables et les valeurs nutritionnelles peuvent être inconsistantes (Lucas et Southgate, 2012). En comparaison, la nourriture artificielle est plus facile à stocker et à distribuer, réduit la dégradation de la qualité de l'eau et réduit le temps de travail (Durant, 2004). Une espèce est aussi avantagée si la nutrition requise est assez connue et optimisée pour répondre à ses besoins en nutriments et en énergie (ex. moulée formulée spécialement pour l'espèce ou pour une espèce apparentée) (Durant, 2004).

- Pondération : proportion de protéines animales dans la diète : 5 = 0-29 % // 3 = 30-39 % // 1 = 40-49 % // 0 = >50 % + besoin en nourriture vivante : 5 = non // 0 = oui pour un total de 10 points. (Le François *et al.*, 2010)
 - + nourriture disponible avec la nutrition adéquate à l'espèce : 5 = oui pour l'espèce ciblée // 2,5 = oui pour une espèce parente // 0 = non

3.3.8 Critères avec facteur d'importance de 1 : Résistance au stress et autres

Tolérance à l'hypoxie et à la température

Une espèce sera privilégiée si elle possède une bonne adaptabilité à différents stress (température, hypoxie, densité élevée, manipulation, transport et qualité de l'eau) en maintenant une survie élevée et

une croissance optimale (Lucas et Southgate, 2012). La capacité du poisson à résister à l'hypoxie est un bon signe sur sa capacité à résister à d'autres stress (environnementaux et infections) (Pierre Blier, *comm. pers.*). Une bonne résistance réduit les problèmes d'élevage et les risques (Durant, 2004).

À voir selon la tolérance des espèces.

➤ Pondération :

o Oxygène : 10 = ≤ 2 mg/l // 7 = 3 mg/l // 4 = 4-5 mg/l // 0 = > 6 mg/l

- La pondération pour la tolérance à l'hypoxie est définie par la concentration limite inférieure où une croissance a été observée chez l'espèce.

o Température : 10 = 20 à 30 // 5 = 10 à 19 // 0 = 0 à 9

- La pondération pour la tolérance à la température est définie par l'écart de température où une croissance a été observée chez l'espèce. Par exemple, le bar hybride peut croître entre 10 et 33 °C, donc sur un écart de 23 °C. Cela lui donne donc un pointage de 10.

Susceptibilité aux maladies

L'apparition d'une maladie dans un élevage est synonyme de perte économique et de contrainte majeure à la productivité. En effet, la gestion et le contrôle des maladies peuvent avoir un impact sur la marge de profit d'une pisciculture (Le François *et al.*, 2010). Une espèce ayant une forte mortalité due à l'apparition d'une maladie chez un ou peu d'individus n'est pas appropriée pour l'élevage (Lucas et Southgate, 2012). Si l'on veut aller plus loin, il faudrait également tenir compte des connaissances sur les pathogènes possibles, la disponibilité des diagnostics, les méthodes de contrôle, la biosécurité, la difficulté de l'espèce à s'adapter à son environnement et au stress relié aux manipulations en plus de sa résistance aux maladies (Durant, 2004). Élever une espèce avec une bonne résistance aux maladies et une bonne tolérance aux stress peut permettre de développer un produit avec un label biologique (*organic*) ou autres puisque l'usage d'antibiotiques est peu sollicité (Le François *et al.*, 2010). Le produit peut alors être vendu plus cher.

- Pondération : 10 = très faible // 7,5 = faible // 5 = faible-moyen // 2,5 = moyen // 0 = élevé (Le François *et al.*, 2010)

Statut des populations

Il est important de vérifier s'il y a présence ou absence de compétition entre la production cultivée et les pêcheries sauvages. Si l'espèce est abondamment pêchée et qu'elle n'est pas en situation critique, il est moins avantageux de l'élever. Le prix de vente de la ferme a de grandes chances d'être plus élevé que le prix au débarquement. L'élevage d'une espèce peut participer aux efforts de réintroduction et d'ensemencement (Le François *et al.*, 2010).

- Pondération : 10 = en voie de disparition ou disparue // 7 = menacée ou en péril // 4 = préoccupante ou vulnérable // 0 = en sécurité ou non en péril

Prix de débarquement

Il est intéressant de comparer le prix de débarquement au prix à la ferme. Si le prix au débarquement est inférieur au prix de vente d'un poisson provenant d'un élevage, les consommateurs vont avoir tendance à ne pas vouloir payer plus cher pour les poissons d'élevage. Dans l'étude de Le François *et al.* (2002), une espèce était retenue si elle avait un prix de débarquement supérieur à 1 \$ CA, ce qui assure une viabilité financière pour son aquaculture. Si les débarquements annuels excédaient 1 000 t, il était nécessaire que le prix de débarquement soit supérieur à 2 \$ pour que l'espèce soit considérée pour un plan d'œufs à œufs et un plan de grossissement.

- Pondération : $10 = > 6 \$ // 5 = 3-6 \$ // 0 = < 3 \$$

Approvisionnement

L'approvisionnement en juvéniles peut représenter entre 25-33 % des coûts opérationnels des coûts intrants (Alvarez-Lajonchère et Ibarra-Castro, 2013). L'approvisionnement doit être fiable et stable pour soutenir la demande en juvéniles nécessaires à la production, que ce soit par des stocks sauvages ou des œufs provenant d'autres piscicultures. Néanmoins, un faible pointage a été accordé à ce critère. En effet, dans un contexte de diversification où les espèces évaluées occupent une part de marché faible ou inexistant au Québec, il est normal que leur filière (incluant l'accès à un approvisionnement en œuf et juvénile de qualité et en quantité suffisante) ne soit pas encore développée ou optimisée pour le Québec. À ce stade-ci, ce critère ne permettrait donc pas à une espèce de se démarquer plus qu'une autre et c'est pourquoi un facteur d'importance de 1 lui a été accordé. D'autres parts, miser sur la diversification engendrera nécessairement des aspects de recherche et développement se rattachant à ce critère. Le succès et la pérennité d'un nouvel élevage sera tributaire du développement d'une filière d'écloserie spécialisée, fiable et résiliente.

- Pondération : $5 = \text{stock de géniteurs en élevage} // 0 = \text{dépend uniquement des stocks de populations sauvages} + 5 = \text{stable depuis 5 ans} // 0 = \text{non stable}$

Analyses de pré faisabilité économique

Le modèle utilisé pour la réalisation de l'analyse de pré faisabilité économique est adapté de l'étude de Marcoux (2017) et intègre les aspects de faisabilité réglementaire et de durabilité commerciale sur un horizon de production de 15 ans. Le calcul de la fenêtre de rentabilité potentielle et d'estimations budgétaires pour l'exploitation commerciale des espèces retenues intègre trois composantes majeures, soit biologiques, techniques et financières. La Figure 1 schématise la structure générale de l'analyse de pré faisabilité économique présentée dans ce document.

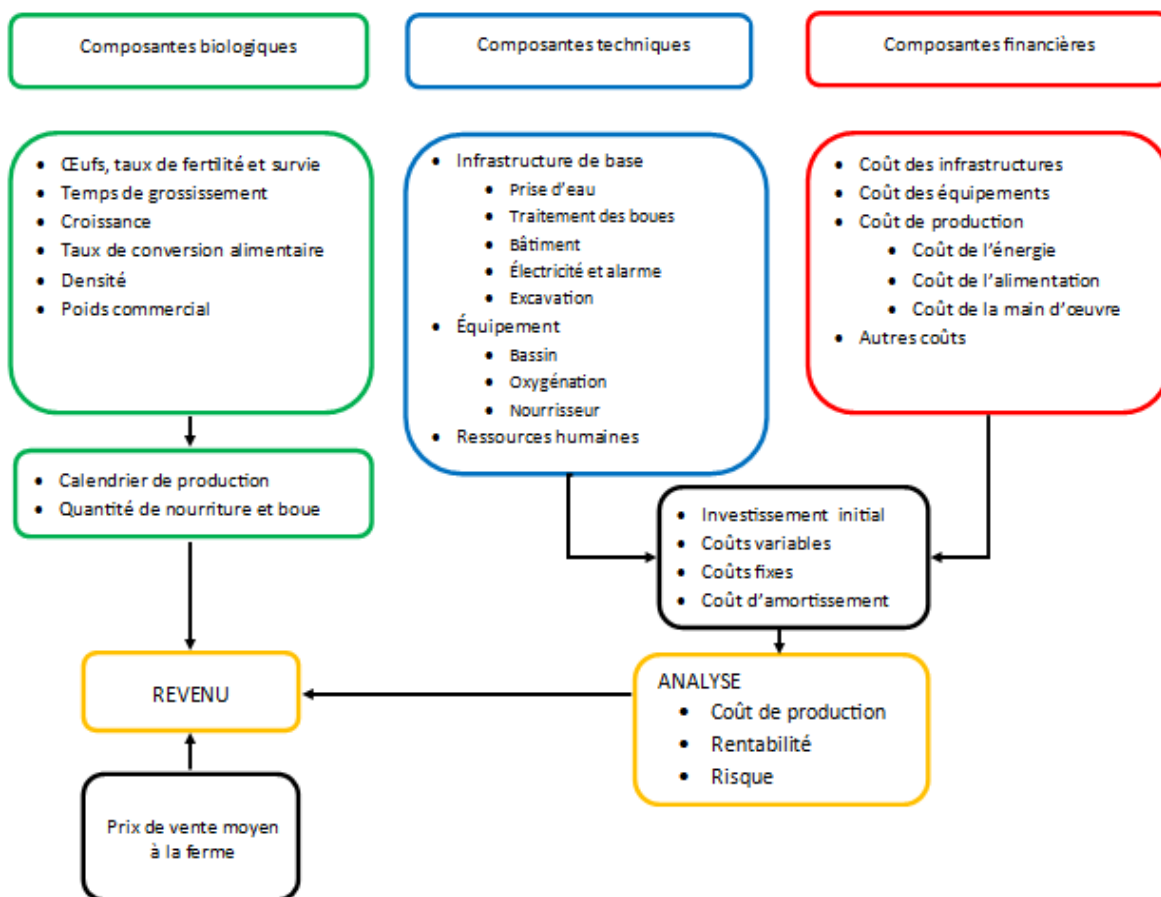


Figure 1. Diagramme de l'analyse de préféabilité économique (d'après Dupont Cyr et al. 2020).

3.3.9 Composantes biologiques

Tous les modèles considèrent un élevage d'œuf à œuf. Partant de la prémisse que le modèle doit d'évaluer la rentabilité sommaire engendrée par une production de 100 tonnes de poissons, le nombre de géniteurs nécessaire à cette production a été évalué en intégrant à rebours les taux de survie connus pour chaque étape du stade de croissance. Le modèle suit ensuite, sur une période de 15 ans, l'évolution d'une nouvelle cohorte par an de telle sorte qu'une production de 100 tonnes par année devient rapidement envisageable. Les temps de grossissement des différentes cohortes (de l'éclosion à la vente finale) s'effectuent donc en parallèle à la ferme. Pour chacune de ces cohortes, le calendrier de production comprend le nombre de poissons et la biomasse produite en fonction du stade de croissance, la quantité de nourriture fournie et la production de déchets générés, le débit d'eau, l'empreinte au sol nécessaire, le nombre et la dimension des bassins et incubateurs.

Courbes de croissance

Comme aucun élevage commercial de ouananiche, bar rayé, bar hybride, doré ou perchaude n'est en activité au Québec, il a été difficile d'obtenir l'information relative aux courbes de croissance de ces espèces. Même en présence de tels élevages, ces informations ne seraient pas divulguées aussi facilement. Néanmoins, la courbe de croissance est un outil indispensable à l'étude, aussi théorique soit-elle, d'une production piscicole commerciale. Afin de pallier cette problématique, plusieurs informations

de base ont d'abord été recueillies et sont disponibles pour consultation dans les fiches techniques (Annexe 5). Il s'agit du temps de grossissement, de la masse du poisson à la vente et de la masse de la larve à l'éclosion.

Par la suite, le modèle mathématique développé par Chabot *et al.* (2012) et estimant la relation entre le taux de croissance spécifique et la masse finale de chaque espèce pour chaque mois de croissance a servi de base pour l'estimation des courbes de croissance des cinq espèces retenues. Ce modèle se compose de deux formules; (i) l'une pour l'estimation du taux de croissance spécifique, appliquée pour chacun des mois de croissance et (ii) l'autre pour l'estimation du poids atteint à la fin de ce mois.

$$(i) \quad \ln(\text{SGR}) = C - 1,369 \cdot \ln(A_{\text{median}}) \quad (r^2 = 0,83)$$

Où :

SGR = taux de croissance spécifique

C = ordonné à l'origine

A = âge (mois)

$$(ii) \quad W_t = (\sqrt[3]{W_0} + \left(\frac{\text{TGC}}{1000}\right) * (T * t))^3$$

Où :

W_t = poids final

W_0 = poids initial

TGC = coefficient de croissance thermique

T = température en °C

t = temps en jours

À partir de ce modèle théorique développé chez Merinov, un facteur de correction unique pour chacune des cinq espèces a été ajouté à la formule du taux de croissance spécifique (i) afin que le modèle permette d'atteindre, à l'intérieur du temps de grossissement connu, la masse finale à la vente. Il est à noter que le facteur de correction peut différer d'un stade de croissance à l'autre pour une même espèce. Cela a été fait dans un souci de rester le plus fidèle possible aux diverses données de croissance tirées de contextes d'élevage et rapportées dans les fiches techniques.

3.3.10 Composantes techniques

Système RAS (Recirculating aquaculture system) et système ouvert (flow through)

Deux systèmes de production ont été considérés pour les analyses de pré faisabilité économique. Les bars et la ouananiche ont été analysés uniquement *via* le prisme du système ouvert alors que le doré et la perchaude ont été analysés selon le modèle du système ouvert et du système RAS (Tableau 1). Chaque système possède des points forts et des points faibles qu'il faut prendre en compte lors de la projection et la mise en place d'une ferme aquacole. Il a été impossible de trouver un compromis représentant aussi bien l'un que l'autre. Les différences majeures des deux systèmes résident au niveau du temps de grossissement pour atteindre la taille commerciale ainsi qu'au niveau des autres coûts associés (électricité, équipement, traitement de l'eau, etc.).

Dans les systèmes RAS, par exemple, la taille commerciale est atteinte rapidement en maintenant une température permettant une croissance optimale toute l'année (Summerfelt et Penne, 2005; Davidson *et al.*, 2016). Cette méthode permet également la production d'alevins hors saison, ce qui lui procure un grand avantage. En système ouvert, un des désavantages réside dans le fait que les températures d'élevage sont tributaires du milieu naturel et pour certaines espèces, comme les percidés, les basses températures (< 15 °C) limitent la croissance et donc allonge le temps de grossissement.

Tableau 1. Système d'élevage (RAS et/ou ouvert) utilisé pour chacune des espèces dans les analyses de préfaisabilité économique.

	Ouananiche	Bar rayé	Bar hybride	Doré	Perchaude
Système ouvert	X	X	X	X	X
Système RAS				X	X

Élevage intensif et extensif

Chaque espèce possède ses caractéristiques de production. Concernant les bars et la ouananiche, l'ensemble du cycle de production, de l'élevage larvaire au grossissement, peut être réalisé en système intensif. Pour le doré et la perchaude, les méthodes de larviculture intensive, bien qu'elles aient été investiguées, ne sont pas encore solidement établies ni utilisées commercialement (Kestmont, 2015). Leur élevage larvaire s'effectue donc toujours dans des étangs fertilisés, ce qui limite la période de larviculture au printemps (Shewmon, 2005). Dans les modèles de préfaisabilité économique, l'élevage larvaire en étang est donc une caractéristique propre au doré et à la perchaude. Une exception a néanmoins été faite pour le doré en RAS où le modèle inclut un élevage larvaire à l'intérieur de la ferme. En effet, la recherche scientifique sur ce sujet faisait état d'amélioration des techniques, ce qui permettait un meilleur taux de survie à ce stade de vie (Cf. fiches techniques pour plus de détails).

Cold banking

Le *cold banking* est une méthode de production alternative qui a notamment fait ses preuves dans des élevages commerciaux de bar hybride (*M. chrysops* x *M. saxatilis*) (Steve Mitchell, Kent Seatech Corp., comm. pers. dans Shewmon, 2005). Durant plusieurs mois, les poissons sont maintenus en bassins à température faible et reçoivent une ration alimentaire réduite pour ensuite revenir aux conditions de croissance optimales. La densité d'élevage peut également être ajustée en conséquence durant ces différentes phases. Durant les mois de *cold banking*, le métabolisme du poisson ralentit et la croissance est réduite. Lors du retour des conditions optimales, une croissance compensatoire a été observée. Ce phénomène a été étudié chez le doré et la perchaude dans des contextes exploratoires (Shewmon, 2005; Harder *et al.*, 2013; 2014).

Dans le cas du présent projet, le concept de *cold banking* a été appliqué pour le doré et la perchaude pour séparer les étapes de production où la croissance serait lente ou nulle (< 15 °C dans le cas des percidés), soit entre octobre et mai. Cet ajout important a permis de faire un suivi plus juste du poids estimé des poissons durant les mois plus froids ainsi qu'une économie au niveau des coûts de la moulée, sans prévoir d'effet négatif sur la santé du poisson. Le ralentissement de croissance prévue durant ces mois a été appliqué dans le système ouvert puisque la température de l'eau est plus dépendante du milieu extérieur. Il n'a pas été appliqué aux systèmes RAS puisque les données utilisées pour ses systèmes provenaient d'élevage qui n'utilisait pas cette technique (Cf. fiches techniques pour plus de détails).

Infrastructures de base

Les infrastructures qui ont été considérées dans chacun des modèles sont présentées ci-dessous. Le nombre de chaque élément a été personnalisé en fonction de l'espèce évaluée. Dans les modèles d'analyse de préféabilité économique, les infrastructures pour les systèmes RAS sont les mêmes que pour les systèmes ouverts en raison d'un manque d'information. Toutefois, les différences ont été incluses dans la section « Composantes financières/couts des infrastructures et équipements ».

- Prise d'eau
 - o Pompes
 - o Convertisseurs de fréquence
 - o Filtres
 - o Pompes de pressurisation
 - o Filtres UV
- Traitement des boues
 - o Drains d'évacuation des boues
 - o Filtres à tambour
 - o Décanteur de boues
- Bâtiment
 - o Bâtiment de production
 - o Chambres froides
- Électricité et alarme
 - o Générateur
 - o Système d'urgence
 - o Systèmes d'alarme et sondes
- Travail de terrain
 - o Excavation

Équipements

Les équipements qui ont été considérés dans chacun des modèles sont présentés ci-dessous. Le nombre de chaque élément a été personnalisé en fonction de l'espèce évaluée. Dans les modèles d'analyse de préféabilité économique, les équipements pour les systèmes RAS sont les mêmes que pour les systèmes ouverts en raison d'un manque d'information. Toutefois, les différences ont été incluses dans la section « composantes financières/couts des infrastructures et équipements ».

- Bassins d'élevage et plomberie
- Oxygénation et équipement de diffusion
- Nourrisseurs

* Le parc de bassins n'inclut pas de bassins dédiés à la purge des poissons avant la vente. Ceux-ci sont comptés dans le nombre total de bassins déjà présents à la ferme.

Main d'œuvre

Le nombre d'employés à la ferme est basé sur l'exemple de deux fermes familiales québécoises d'environ 100 tonnes, soit Aquaculture Gaspésie et Aquaculture des Monts-Bellechasse. Le modèle inclut donc un gestionnaire propriétaire de la ferme, un ouvrier aquacole et un technicien aquacole.

3.3.11 Composantes financières

La valeur actuelle nette (VAN)

L'analyse de préféabilité économique est basée sur la VAN, sur une période de 15 ans :

$$VAN = \sum_{t=1}^n \frac{R_t - D_t}{(1+i)^t} - I_0$$

Où, R_t = revenu au temps t ; D_t = résultat au temps t ; I_0 = investissement initial ; i = taux d'actualisation (cout du capital) ; t = temps dans l'année ; n = durée de vie du projet en années ; VAN = valeur actuelle nette

Cette approche prend en compte les revenus et les résultats financiers de chaque année de l'exploitation piscicole et les actualise au présent selon un taux qui représente le niveau de risque du projet (cout du capital). Le cout du capital peut généralement être défini comme le taux de rendement des investissements standardisé avec un investissement alternatif du même niveau de risque. Une VAN positive signifie qu'un investissement serait plus rentable qu'un investissement dans un autre projet avec un niveau de risque similaire. Cela permet un retour sur l'analyse d'investissement.

Taux d'actualisation (Taux de rendement interne)

Le taux d'actualisation (cout du capital ou taux de remise) est un indicateur financier qui permet de calculer le pourcentage de gain d'un investissement par rapport à la mise de départ. Cet indicateur permet de choisir entre plusieurs projets et déterminer celui qui rapportera le plus par rapport à la somme investie. Cet indicateur ne prend toutefois pas en compte le risque associé à chaque projet. Le taux d'actualisation nécessaire pour évaluer la rentabilité de chaque projet a été déterminé à l'aide du modèle d'équilibre des actifs financiers (MEDAF) :

$$(iii) \quad K_i = E(R_i) = R_f + [E(R_m - R_f)]B_i$$

Où : K_i : Taux d'actualisation ; R_f = Rendement des obligations du gouvernement canadien sur 15 ans = 1,50 % ; $E(R_m - R_f)$ = Prime de risque du marché de 8 % ; B_i = Rentabilité historique de l'actif = 0,8

$$K_i = E(R_i) = 1,50 \% + [9,5 \% - 1,50 \%) 0,8$$

$$K_i = E(R_i) = 7,9 \% \approx 8 \%$$

Ainsi, tous les modèles ont donc été évalués avec un taux d'actualisation de 8 %. L'analyse de la rentabilité (VAN) en fonction de la variation du taux d'actualisation a été incluse dans le modèle (Tableau 2).

Tableau 2. Variation du taux d'actualisation (%) utilisée dans le modèle.

Pessimiste 1	Pessimiste 2	Réaliste	Optimiste 1	Optimiste 2
6 %	7 %	8 %	9 %	10 %

Prix de vente du poisson

Les informations relatives au prix de vente de chaque espèce sont rapportées dans la fiche technique correspondante. À partir de ces informations, un prix de vente à la ferme réaliste a été retenu (Tableau 3). Une variation des prix de vente (4/kg) de ± 25 % pour chacune des cinq espèces a ensuite été calculée et incorporée au modèle afin d'évaluer l'effet de cette variation sur la VAN.

Tableau 3. Prix de vente (\$/kg) des espèces selon trois niveaux : pessimiste, réaliste et optimiste.

	Pessimiste (-25 %)	Réaliste (0 %)	Optimiste (25 %)
Ouananiche	5,37	7,16	8,95
Bar rayé	7,50	10,00	12,50
Bar hybride	8,05	10,73	13,41
Doré	3,59	4,79	5,99
Perchaude	4,55	6,06	7,58

Cout de la moulée

Afin de simplifier le modèle, les tailles de moulée ayant un prix similaire entre elles ont été jumelées afin de créer des catégories de tailles. Le prix moyen associé à chaque catégorie a été calculé (Tableau 4). Les prix ont été obtenus en septembre 2019.

Tableau 4. Catégories de tailles de moulée et prix moyen pour chaque catégorie.

Catégories de tailles	< 0,8 mm	0,8 à 1,8 mm	2,0 à 4,0 mm	> 6,0 mm
Prix moyen moulée	6 509,67 \$/tonne	4 370,80 \$/tonne	2 339,33 \$/tonne	2 074,50 \$/tonne

L'analyse de la rentabilité (VAN) en fonction de la variation du cout de la moulée (± 20 et 40 %) (Tableau 5) a été incluse dans le modèle.

Tableau 5. Pourcentage de variation du cout de la moulée (%) utilisée dans le modèle.

Pessimiste 1	Pessimiste 2	Réaliste	Optimiste 1	Optimiste 2
- 40 %	-20 %	0 %	+ 20 %	+ 40 %

Cout de l'électricité

Le cout de l'électricité a été fixé à 0,07 \$/kWh, selon Hydro-Québec (2019). L'analyse de la rentabilité (VAN) en fonction de la variation du cout de l'électricité a été incluse dans le modèle (Tableau 6).

Tableau 6. Variation du cout de l'électricité utilisée dans le modèle.

Pessimiste	Réaliste	Optimiste
0,06 \$/kWh	0,07 \$/kWh	0,08 \$/kWh

Couts des infrastructures et équipements

Les couts des infrastructures de base listées dans la section précédente ont été estimés à partir du rapport du Groupe Altus (2019). Le cout des équipements provient de trois fournisseurs : Aquamerik (QC), FishTech (Norvège), LLB consultant (Norvège) et Nordic Clean Pumps AS (Norvège). Les prix retenus sont des estimations réalistes faites à partir de la liste de prix fournie par les fournisseurs. Toutefois, les prix retenus n'ont pas fait l'objet d'une étude approfondie pour comparer les différences de couts pour un même équipement. Les couts reliés à la construction de la ferme sont exclus du modèle, c'est-à-dire l'étude de faisabilité et d'ingénierie, les dessins d'architecture, la gestion de la construction des bâtiments ainsi que les services de consultants.

Bien que les infrastructures et équipements supplémentaires nécessaires à l'implantation d'un système RAS n'ont pas été rapportés dans la section « Composantes techniques », les couts d'électricité et de traitement des boues peuvent être estimés. Selon Liu *et al.* (2016), pour une ferme RAS produisant 3 300 tonnes de ouananiches, ces couts s'élèvent à environ 26,6 M\$ US. Ainsi, il a été estimé que les modèles d'analyse de préfaçabilité économique pour les modèles RAS du doré et de la perchaude contiendraient un cout supplémentaire de 0,09 \$ CAN/kg de poissons par an.

Cout de la main-d'œuvre

Le salaire annuel retenu pour le gestionnaire propriétaire de la ferme, de l'ouvrier aquacole et du technicien aquacole est 45 000 \$/an (Liu *et al.*, 2016) (Tableau 7). Le même modèle est utilisé pour toutes les espèces évaluées. En fait, un salaire moyen pour trois employés a été retenu (135 000 \$/an) afin de garder l'analyse de préfaçabilité dans un spectre plus général, ce qui explique que le salaire soit le même entre les trois corps de métier. Dans le cadre d'une analyse plus poussée, un écart réaliste entre les salaires serait visible.

Tableau 7. Salaire annuel pour les ressources humaines.

Ressources humaines	Rémunération	N ^{bre} d'employés/an
Gestionnaire de site	45 000 \$/an	1
Ouvrier aquacole	45 000 \$/an	1
Technicien aquacole	45 000 \$/an	1

L'analyse de la rentabilité (VAN) en fonction de la variation du cout de la main-d'œuvre ($\pm 20\%$) est incluse dans le modèle (Tableau 8).

Tableau 8. Pourcentage de variation du cout de la main-d'œuvre utilisée dans le modèle.

Pessimiste	Réaliste	Optimiste
- 20 %	0 %	+ 20 %

Cout des assurances

Le cout des assurances pour les poissons a été fixé à 3 %, selon les standards norvégiens actuels appliqués pour le Québec (HWI Global Independent Insurance Brokers). L'analyse de la rentabilité (VAN) en fonction de la variation du cout des assurances pour les poissons ($\pm 1\%$) a été incluse dans le modèle (Tableau 9).

Tableau 9. Pourcentage de variation du cout des assurances des poissons utilisé dans le modèle.

Pessimiste	Réaliste	Optimiste
- 1 %	0 %	+ 1 %

Investissement initial

L'investissement initial correspond au total des couts des infrastructures et équipements. L'analyse de la rentabilité (VAN) en fonction de la variation de l'investissement initial ($\pm 60, 40$ et 20%) a été incluse dans le modèle (Tableau 10).

Tableau 10. Variation du taux de l'investissement initial utilisée dans le modèle.

Pessimiste 1	Pessimiste 2	Pessimiste 3	Réaliste	Optimiste 1	Optimiste 2	Optimiste 3
- 60 %	- 40 %	- 20 %	0 %	+ 20 %	+ 40 %	+ 60 %

Autres couts

Les couts fixes comprennent les couts reliés à la licence (permis, droit annuel), taxes municipales, assurances, administration, télécommunication et commercialisation (*marketing*).

4. Résultats

Sélection préliminaire

À partir de la liste initiale d'espèces générées (Annexe 1), les résultats de la sélection préliminaire (Annexe 2) indiquent que 28 espèces ont passé tous les critères de base relatifs à leur environnement d'élevage et leur comestibilité en plus de répondre aux critères réglementaires dictés au Québec (Tableau 11). De ces 28 espèces, seulement 11 ont répondu aux critères de rentabilité sommaire (Tableau 12 et Annexe 3), dont trois sont déjà élevées de façon commerciale pour le marché de la table au Québec. Seulement une de ces trois espèces a été conservée pour les étapes suivantes, la truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*), en tant que témoin pour tester la méthode de pondération des critères. Ainsi, les huit espèces restantes sont les candidates finales en vue de diversifier la pisciculture pour le marché de la table au Québec : le saumon atlantique (*Salmo salar*), la ouananiche (*Salmo salar ouananiche*), le touladi (*Salvelinus namaycush*), le bar rayé (*Morone saxatilis*), le bar blanc (*Morone chrysops*), le bar hybride *sunshine*¹ (*Morone sp.*), le doré jaune (*Sander vitreus*) et la perchaude (*Perca flavescens*). Chacune de ces

¹ Le bar rayé (*Morone saxatilis*) est croisé avec le bar blanc (*Morone chrysops*) pour donner le *sunshine bass* (bar blanc femelle x bar rayé mâle) et le *palmetto bass* (bar rayé femelle et bar blanc mâle). La fiche technique porte sur le *sunshine bass*, car, bien que les femelles de bars blancs soient plus petites, ces dernières deviennent sexuellement matures à l'âge de deux ans, soit au même moment que les mâles de bar rayé. Cela procure un avantage considérable lors de la planification des calendriers de

huit espèces, ainsi que la truite arc-en-ciel, a fait l'objet d'une fiche technique, mais seules les fiches des huit espèces « en diversification » ont été incluses à l'Annexe 5.

Tableau 11. Résultats des critères de la sélection préliminaire relatifs à l'environnement, l'utilité humaine et l'aspect réglementaire.

Environnement	Comestibilité	Règlements			TOTAL
Eau douce ou saumâtre	Disponible à la consommation humaine	Indigène	Production, élevage et captivité	Transport	28 espèces

Tableau 12. Résultats des critères de rentabilité sommaire et du niveau de connaissance de base (marché de la table hors Québec et de l'ensemencement au Québec).

Espèces	Rentabilité sommaire	Marché existant/niveau de connaissance		
	\$ vente > \$ production	Ensemencement (Québec)	Table (hors Québec)	Table (Québec)
Omble chevalier	11 espèces			
Omble de fontaine				
Truite arc-en-ciel		Oui	Oui	Oui = témoin
Touladi		-	-	Non = 8 espèces en diversification
Saumon atlantique		Oui	Oui	
Ouananiche		Oui	Oui, en dvl*	
Bar hybride <i>sunshine</i>		-	Oui, en dvl*	
Bar rayé		Oui	Oui, en dvl*	
Bar blanc		-	Oui, en dvl*	
Doré jaune		Oui	Oui, en dvl*	
Perchaude		Connu	Oui, en dvl*	

* dvl : en développement

Pondération des critères des fiches techniques

Le Tableau 13 montre les scores de chaque espèce par rapport à la méthode de pondération des critères. La truite arc-en-ciel possède le plus haut pointage (348/470 points) étant donné que les connaissances relatives à l'élevage de niveau commercial sont déjà acquises au Québec. De plus, comme l'espèce agit à titre de témoin, ce pointage équivaut à un pourcentage de connaissance de 100 %.

reproduction et de démarrage d'une nouvelle cohorte. Néanmoins, puisque l'hybride *sunshine* possède une taille plus petite à l'éclosion en comparaison au bar rayé et à l'hybride *palmetto*, cela requière une considération spéciale lors de sa première alimentation (Le François *et al.*, 2010).

Concernant les critères de longueur du cycle de production (facteurs d'importance 4), le bar hybride, le doré jaune et la perchaude ont les meilleurs résultats (respectivement 45, 47 et 45 points). Cela vient du fait que le temps de grossissement est plus court comparativement aux autres espèces puisque leur commerciale est plus petite. Pour les critères ayant une influence importante sur la productivité (facteurs d'importance 3), la ouananiche et le doré jaune sont les gagnants (140 et 133 points respectivement). À propos des critères reliés à la reproduction et l'alimentation (facteurs d'importance 2), le saumon atlantique (128 points) et la ouananiche (116 points) se démarquent. En effet, de nombreuses avancées zootechniques qui ont été faites avec les salmonidés par rapport aux autres espèces, c'est pourquoi ce groupe est prédominant dans les étalages de poissonnerie. Enfin, la ouananiche, le bar hybride et le bar rayé sont les plus performants concernant les critères de résistance au stress et autres (facteurs d'importance 1).

Finalement, d'après les résultats globaux, les quatre espèces ayant le meilleur pointage sont la ouananiche, le saumon atlantique, le bar hybride et le doré jaune (respectivement 68,8 %, 67,6 %, 60,6 % et 60,2 %).

Tableau 13. Classification des neuf espèces retenues pour le scénario d'élevage œuf à œuf.

Critères	Note parfaite	Truite arc-en-ciel	Touladi	Saumon atlantique	Ouananiche	Bar hybride	Bar rayé	Bar blanc	Doré jaune	Perchaude
Facteur d'importance de 4 : longueur du cycle de production										
Temps de grossissement	10	10	0	4	4	10	7	8	8	10
Bonus (pop. domestiquée et croissance compensée)	20	20	0	20	20	5	0	0	15	5
Sous-total multiplié par 4	40	40	0	16	16	40	28	32	32	40
Total (incluant bonus)	60	60	0	36	36	45	28	32	47	45
Facteur d'importance de 3 : caractéristiques ayant une influence importante sur la productivité										
T °C optimale de croissance	10	5	5	0	0	0	0	0	0	0
Taux de conversion alimentaire	10	10	10	8	10	2	2	5	8	8
Bonus (pop. domestiquée)	10	10	0	10	10	0	0	0	10	0
Densité d'élevage	10	2,5	0	7,5	10	10	7,5	0	10	10
Taille commerciale	10	10	10	10	10	10	10	10	10	0
Bonus (pop. domestiquée)	10	10	0	10	10	0	0	0	0	0
Rendement en chair	10	10	0	10	10	7	7	7	7	7
Nombre de juvéniles produits par kg de femelles	10	2	0	0	0	8	6	2	6	7
Sous-total	60	39,5	25	35,5	40	37	32,5	24	41	32
Sous-total multiplié par 3	180	118,5	75	106,5	120	111	97,5	72	123	96
Total (incluant bonus)	200	138,5	75	126,5	140	111	97,5	72	133	96

Critères	Note parfaite	Truite arc-en-ciel	Touladi	Saumon atlantique	Ouananiche	Bar hybride	Bar rayé	Bar blanc	Doré jaune	Perchaude
Facteur d'importance de 2: reproduction et alimentation										
Âge à maturité sexuelle	10	6	2	8	10	8	4	8	10	7
Bonus (pop. domestiquée et atteint avant taille commerciale)	20	20	0	20	10	10	20	10	0	0
Contrôle de la reproduction	10	10	4	10	7	8	8	8	10	8
Temps d'incubation	10	5	2,5	5	5	10	10	10	5	7,5
Survie des œufs	10	10	10	10	10	4	10	0	10	10
Survie à la première alimentation	10	10	7	10	10	4	4	0	5,5	7
Alimentation	10	5	5	6	6	1	1	1	1	1
Bonus (adéquate pour l'espèce)	10	10	5	10	10	10	5	5	0	0
Sous-total	60	46	30,5	49	48	35	37	27	41,5	40,5
Sous-total multiplié par 2	120	92	61	98	96	70	74	54	83	81
Total (incluant bonus)	150	122	66	128	116	90	99	69	83	81
Facteur d'importance de 1: résistance au stress et autres										
Tolérance au stress lié à l'oxygène	10	0	0	0	0	7	4	0	0	7
Tolérance au stress lié à la température	10	5	0	5	5	10	10	10	0	5
Susceptibilité aux maladies	10	7,5	7,5	0	7,5	5	5	5	5	5
Statut des populations	10	0	4	7	4	7	7	0	0	0
Approvisionnement	10	10	0	5	5	0	0	0	5	5
Prix de débarquement	10	5	0	10	10	10	5	0	10	5
Total (incluant bonus)	60	27,5	11,5	27	31,5	39	31	15	20	27
GRAND TOTAL	470	348	152,5	317,5	323,5	285	255,5	188	283	249
Pourcentage (%)	100	74,0	32,4	67,6	68,8	60,6	54,4	40,0	60,2	53,0

Analyses de préféabilité économique

Avec l'accord des partenaires, il a été convenu qu'une analyse de préféabilité économique allait être réalisée pour chacune des espèces ayant obtenus les meilleurs scores et qui seraient les plus susceptibles de faire partie de la diversification de la pisciculture au Québec. Il a été convenu d'écarter les espèces dont l'élevage commercial avait déjà fait l'objet de plusieurs analyses de rentabilité, comme le saumon atlantique, et les espèces ayant obtenues les plus faibles pointages, comme le touladi et le bar blanc. Des analyses de préféabilité économique pour des élevages de 100 tonnes/an répartis sur 15 ans ont donc été réalisées pour cinq espèces : le bar hybride, le bar rayé, le doré jaune, la ouananiche et la perchaude. Tous sont évalués en système *flow through* (FT). Le doré et la perchaude sont également évalués en système RAS, pour un total de sept scénarios.

4.3.1 Paramètres et cycles de production

Plusieurs paramètres biologiques sont essentiels au montage d'un cycle de production. Les paramètres pour chacun des sept scénarios sont présentés sous forme de tableaux à l'Annexe 6. Chacun de ces tableaux prend en compte le temps de grossissement pour atteindre le poids commercial final ainsi que la courbe de croissance ajustée selon le modèle théorique de base (se référer à la méthodologie, section 3.3.1). Le taux de conversion alimentaire, les besoins nutritionnels en termes de quantité à chacun des mois de croissance et les densités maximales d'élevage sont également rapportés. Toutes ces données, mise à part la courbe de croissance, sont rapportées dans les fiches techniques.

Les taux de survie à différentes étapes du cycle de production ainsi que la productivité des géniteurs diffèrent selon les espèces et les scénarios évalués. Le nombre d'œufs nécessaires pour une production de 100 tonnes se module en fonction de ces taux de survie. Ainsi, les scénarios ayant les meilleurs taux de survie possèdent également le nombre le moins élevé d'œufs pour débiter une nouvelle cohorte. C'est notamment le cas de la ouananiche (31 806 œufs) et du bar rayé (238 149 œufs) (Tableau 14). Finalement, le nombre de géniteurs à conserver en contention pour atteindre ce nombre d'œufs suit un ratio d'une femelle pour trois mâles. Le bar hybride nécessite le moins de géniteurs avec 6 mâles pour 11 femelles, suivi du bar rayé avec 7 mâles pour 14 femelles (Tableau 14).

Le nombre de récoltes pour une cohorte à la ferme a été statué subjectivement, mais tient compte des données de la littérature sur le poids commercial et du total de 100 tonnes récoltées par année (Tableau 15). Le bar rayé est récolté une fois alors que trois récoltes sont statuées pour le bar hybride pour commercialiser l'entièreté de la cohorte. En effet, le bar rayé se récolte à un poids moyen d'environ 750 g alors que le bar hybride se vend sur le marché à un poids moyen entre 450 g et 2 kg et plus. Les dorés FT et RAS se récoltent en quatre périodes à des poids différents. Ils peuvent être mis sur le marché à un poids aussi petit que 150 g, mais la croissance relativement rapide du doré par rapport à la perchaude permet d'étaler l'entrée des revenus et de mettre sur le marché différents produits allant de 150 à 700 g. Une grande variété de tailles de gros calibre est attendue sur le marché pour la ouananiche et cela se transpose en quatre récoltes de 4 à 5,5 kg pour chacune des cohortes. Finalement, les perchaudes FT et RAS ont seulement une récolte puisque les poissons atteignent leur taille commerciale à un poids aussi petit que 150 g (Tableau 15 et Figure 2).

Les scénarios qui permettent le plus rapidement de mettre sur le marché un produit, et donc d'enregistrer des revenus, sont le bar hybride et la perchaude RAS (14,5 mois après éclosion). Toutefois, le bar hybride permet d'étaler les récoltes jusqu'à 22 mois après éclosion (Figure 3). Les dorés FT et RAS ainsi que le bar rayé peuvent se récolter dès 15 mois après éclosion. Le doré RAS est récolté pour un total de 100 tonnes dans un délai de 4 mois alors que le doré FT est récolté en 4 mois, mais réparti entre 15 et 30 mois après éclosion. La perchaude FT est récoltée pour un total de 100 tonnes 19 mois après éclosion et la ouananiche à partir de 24 mois après éclosion dans un délai de 4 mois seulement (Figure 3).

Tableau 14. Taux de survie à différentes étapes du cycle de production et productivité des géniteurs utilisés pour chacun des sept scénarios.

	Bar rayé	Bar hybride	Doré FT	Doré RAS	Ouananiche	Perchaude FT	Perchaude RAS
Taux de survie							
% Fertilization	65	81	81	81	95	95	95
% Incubation	93	50	90	90	90	85	85
% Première alimentation	80	45	80	42	98	60	60
% Alevinage	76	45		50	95		
% Système 1	92	85		88	95		
% Système 2	95	85	98	98	95	75	80
% Système 3	-	-		-	-	-	
% Cold banking	-	-	86	-	-	75	-
Productivité des géniteurs							
Nombre de géniteurs mâles	14	11	18	25	19	850	636
Nombre de géniteurs femelles	7	6	9	12	10	425	318
Nombre d'œufs/femelle	100 000	294 500	175 000	175 000	10 000	25 000	25 000
Volume d'œufs (L)	1,19	3	4	6	5	22	17
Nombre d'œufs	238 149	559 524	522 397	724 357	31 806	3 541 726	2 651 645
Œufs/litre	200 000	200 000	122 500	122 500	6 000	159 000	159 000

Tableau 15. Nombre de poissons récoltés et leur poids moyen, suivi du volume total récolté pour chacun des produits à la ferme. Le total de volume récolté est de 100 tonnes par cohorte, une cohorte par année.

Espèce	Type de produits	Poissons (n^{bre})	Poids moyen (g)	Volume (t)
Bar rayé	Produit 1	129 184	774	100
Bar hybride	Produit 1	71 496	466	33,3
	Produit 2	29 539	1 128	33,3
	Produit 3	15 416	2 162	33,3
Doré FT	Produit 1	167 666	149	25
	Produit 2	59 912	417	25
	Produit 3	49 826	502	25
	Produit 4	36 016	694	25
Doré RAS	Produit 1	75 396	332	25
	Produit 2	63 148	396	25
	Produit 3	53 710	465	25
	Produit 4	46 292	540	25
Ouananiche	Produit 1	6 125	4 081	25
	Produit 2	5 524	4 526	25
	Produit 3	5 010	4 990	25
	Produit 4	4 568	5 473	25
Perchaude FT	Produit 1	638 144	157	100
Perchaude RAS	Produit 1	642 100	156	100

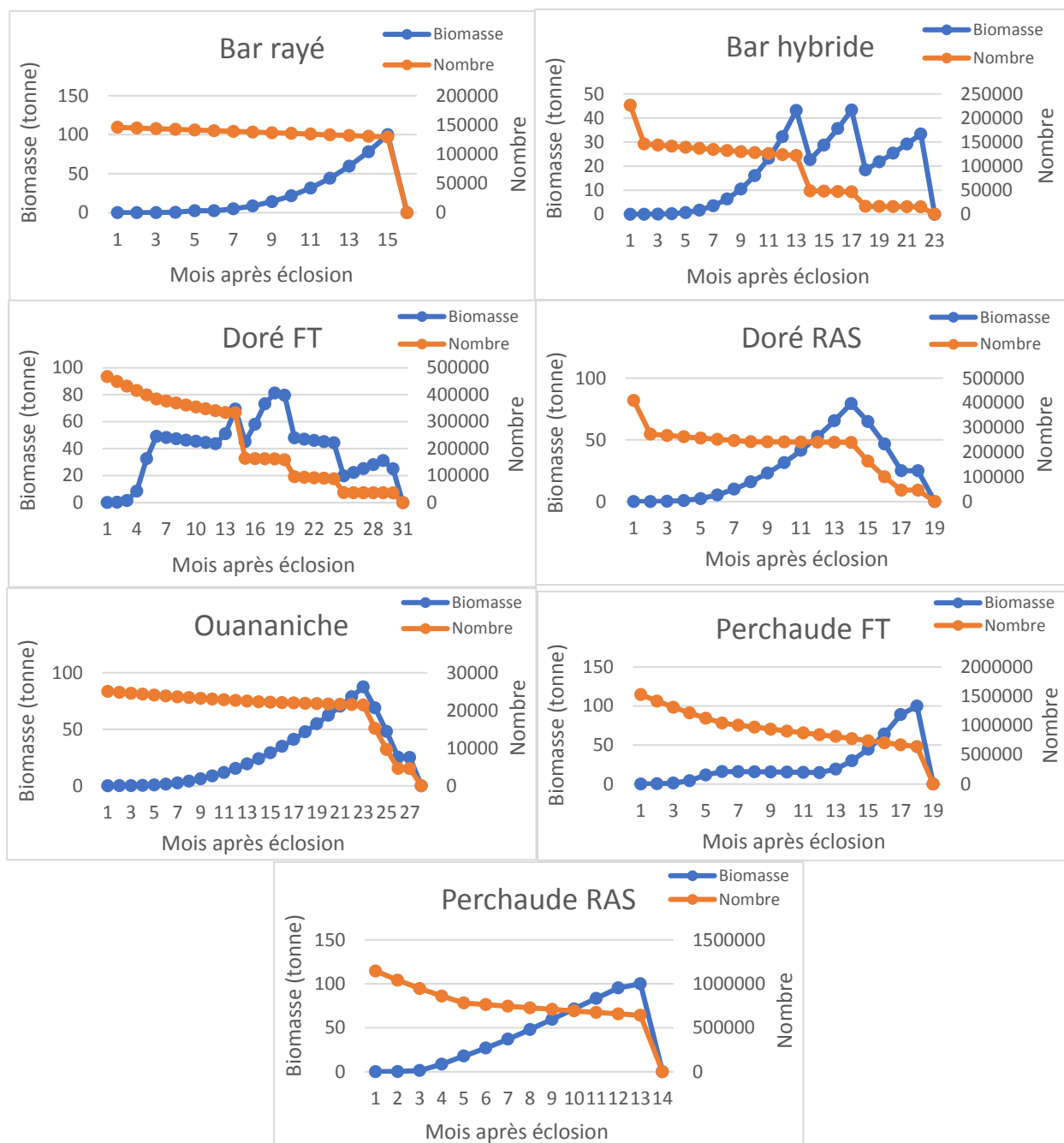


Figure 2. Nombre de poissons et biomasse totale à la ferme en fonction des mois après éclosion d'une cohorte pour chacun des sept scénarios évalués.

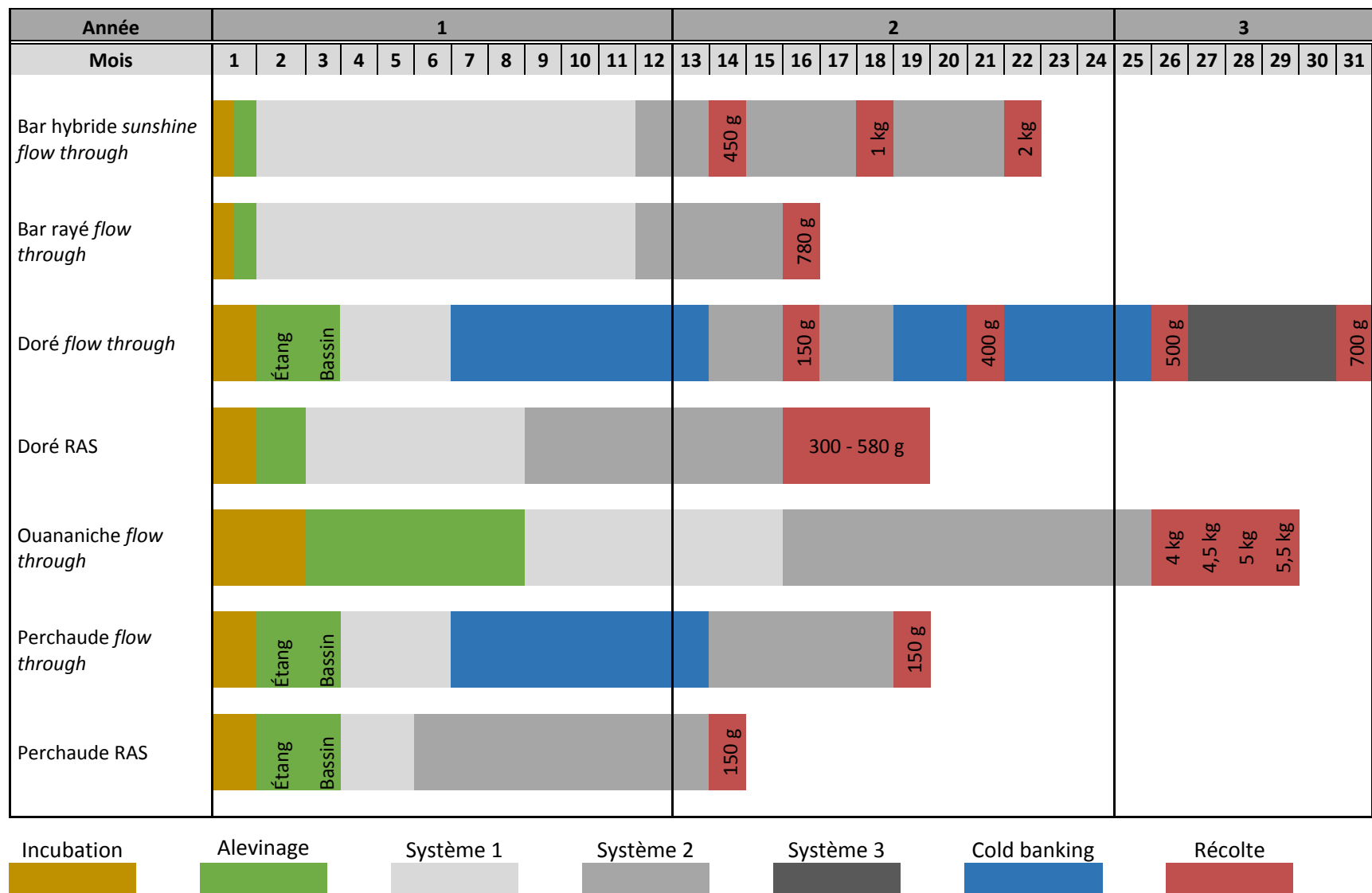


Figure 3. Longueur du cycle de production des espèces pour chacun des sept modèles de production, pour une cohorte de l'incubation des œufs à la récolte de tous les poissons arrivés au poids commerciale.

4.3.2 Coûts de production

D'après le Tableau 16, les espèces dont les coûts de production sont les plus faibles et qui seraient *a priori* les plus intéressantes à produire sont, dans l'ordre, la perchaude FT (3,65 \$/kg), la ouananiche (5,69 \$/kg), le doré RAS (6,18 \$/kg) et le bar rayé (6,26 \$/kg). La comparaison entre la somme des coûts de production et le prix de vente moyen du poisson indique que ce sont ces mêmes espèces, mis à part le doré RAS, qui pourraient être produites à profit. L'ordre de priorité est néanmoins différent : le plus grand profit étant attribué au bar rayé et ensuite à la perchaude FT et la ouananiche. Les autres espèces telles que le bar hybride, le doré FT, le doré RAS et la perchaude RAS seraient produites à perte.

La différence au niveau des coûts reliés à l'alimentation chez les bars est élevée. En effet, sur 15 ans, ces coûts s'élèvent en moyenne à 10,95 \$/kg chez le bar hybride alors qu'ils ne sont que de 2,39 \$/kg chez le bar rayé. Cette différence peut s'expliquer par plusieurs facteurs. Tout d'abord, pour obtenir des bars hybrides, il faut maintenir deux populations de géniteurs (bar rayé et bar blanc), ce qui engendre plusieurs frais supplémentaires (bassins de contention, alimentation, etc.). Aussi, le bar rayé atteint la taille commerciale de 780 g après 16 mois, environ au même moment que le bar hybride (Figure 3). Toutefois, comme le bar hybride est avant tout un produit de l'élevage commercial, il est attendu de ce produit qu'il soit vendu sur le marché à une taille supérieure, soit entre 450 g et 2 kg. Or, cette étape supplémentaire dans la production du bar hybride ajoute des coûts au niveau de l'alimentation puisque ce dernier, en plus d'être d'un calibre premium, possède à cette période un taux de conversion alimentaire de 2,5, soit nettement élevé pour un poisson d'élevage. En comparaison, la ouananiche, un salmonidé dont l'élevage est plus optimisé, est d'environ 1,07. Les coûts reliés à l'alimentation pour cette dernière sont d'ailleurs relativement faibles (2,36 \$/kg) pour un poisson commercialisé à un poids de 4 à 5,5 kg.

La différence entre les coûts d'alimentation du doré FT (6,92 \$/kg) et du doré RAS (1,21 \$/kg) est également élevée. Tout d'abord, il y a un plus grand nombre de poissons dès le début du modèle d'élevage en *flow through*. En effet, les taux de survie à la première alimentation et pour l'alevinage en général sont supérieurs dans ce système (80 % dans les deux cas), car ces étapes se font en étangs aérés. Dans les systèmes RAS, ces étapes se font en bassins, et comme les techniques ne sont pas encore optimisées, les taux de survie demeurent plus faibles (42 et 50 % respectivement) (Tableau 14). Le cycle de production d'une cohorte en *flow through* est également plus long qu'en système RAS (30 vs 19 mois, Figure 3). Comme ce cycle s'échelonne sur une plus longue période de temps, trois cohortes se chevauchent et doivent être nourries simultanément dans la ferme plutôt que deux comme dans le modèle RAS. Finalement, le taux de conversion alimentaire utilisé dans le modèle RAS est légèrement avantageux, car la donnée source utilisée provient d'un élevage domestiqué. Cela aurait pu avoir un impact sur les coûts d'alimentation, mais après une double vérification dans le modèle actuel, l'impact n'est pas suffisant pour induire une différence notable.

Tableau 16. Coûts de production (\$/kg) par année estimé sur une période de 15 ans pour les sept scénarios de ferme envisagés.

Cout de production/année (\$/kg)	Bar hybride	Bar rayé	Doré FT	Doré RAS	Ouananiche	Perchaude FT	Perchaude RAS
Électricité	0,84	1,06	2,12	1,09	0,56	0,46	1,31
Contingence	0,15	0,05	1,73	0,68	0,46	0,04	0,41
Alimentation	10,95	2,39	6,92	1,21	2,36	0,39	0,49
Assurances	0,15	0,24	0,18	0,12	0,21	0,19	0,18
Coûts fixes	0,92	0,92	1,39	0,98	0,59	0,87	2,48
Autres coûts	1,30	0,15	0,50	0,33	0,16	0,28	0,34
Salaires	1,34	1,43	1,79	1,79	1,34	1,43	1,79
Somme des coûts/année	15,64	6,26	14,64	6,18	5,69	3,65	7,01
Moyenne du prix de vente « réaliste » *	11,54	10,73	5,14	5,14	7,68	6,50	6,50
Profits (\$/kg)/année	-4,10	4,47	- 9,49	-1,04	1,99	2,85	-0,51

* Moyenne du prix de vente « réaliste » tenant compte d'une inflation de 1% par année sur une période de 15 ans.

4.3.3 Répartition des coûts de production

Les coûts de production les plus importants sont associés à l'alimentation pour quatre modèles sur sept. En effet, l'alimentation représenterait 70 % du total des coûts pour la production de bar hybride, 45 % pour le bar rayé, 47 % pour le doré FT 41 % pour la ouananiche. Cette tendance se confirme également chez la plupart des élevages commerciaux où la nourriture compte pour environ 50 % des dépenses.

Concernant les trois autres modèles, l'alimentation ne compte que pour 7 à 17 % des coûts totaux, au profit d'autres dépenses. Chez la perchaude RAS, l'alimentation passe à 7 % du coût total des dépenses. Les coûts sont plutôt dominés par les coûts fixes et l'énergie, pour une proportion de 36 % et 24 % respectivement. Pour la perchaude FT, l'alimentation compte pour seulement 11 % et les salaires et les coûts fixes sont les plus élevés en proportion pour 39 % et 24 % respectivement. Cette différence de la répartition des coûts entre les deux systèmes d'élevage chez la perchaude s'explique par l'ajout des coûts mis dans infrastructures et équipements.

Enfin, pour le doré FT, les dépenses sont dominées par l'alimentation à 47 % alors qu'avec le modèle RAS, l'alimentation tombe à 17 %. Cette différence de la répartition des coûts entre les deux systèmes d'élevage chez le doré s'explique par l'ajout des coûts qu'on a mis dans infrastructures et équipements.

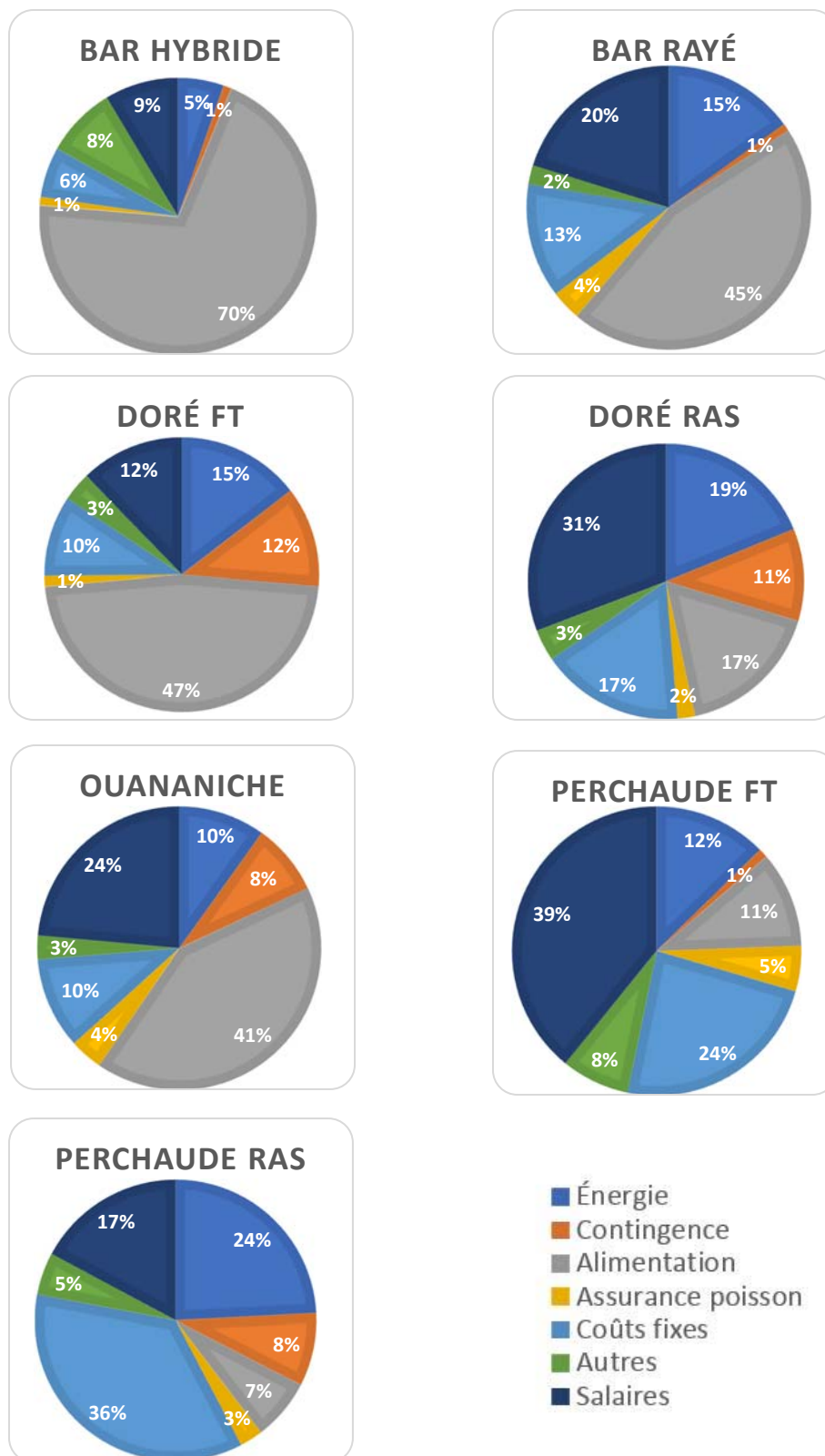


Figure 4. Répartition des coûts de production des sept scénarios de ferme envisagés.

4.3.4 Modulation de la VAN

Selon les hypothèses actuelles de cout en capital, la valeur actuelle nette (VAN) d'une ferme de 100 tonnes pourrait atteindre une rentabilité sur 15 ans seulement si le prix de vente du poisson atteint un certain seuil. L'évolution de la VAN permet de déterminer à partir de quel prix de vente il n'y a pas de perte pour l'entreprise dans une fourchette de prix déterminée au préalable (0-30 \$/kg). En ordre de prix croissant, on retrouve la ouananiche (11 \$/kg), la perchaude FT (13 \$/kg), le bar rayé (13 \$/kg), le doré RAS (14 \$/kg), le bar hybride (23 \$/kg), le doré FT (28 \$/kg) et la perchaude RAS (29 \$/kg).

Il est à noter que toute augmentation de ces prix aurait un effet positif sur la rentabilité de l'élevage. Cette structure de prix tient compte de la vente du poisson entier à la ferme et ne comprend ni le transport, la transformation, les pertes par éviscération ou l'emballage. Ces prix sont tous plus élevés que les prix de vente moyens utilisés pour les modèles initialement (Tableau 18). Néanmoins, ceux qui restent les plus près de ces derniers concernent le bar rayé (13 \$/kg $VAN=0$ vs. 10 \$/kg prix réaliste), la ouananiche (11 \$/kg $VAN=0$ vs 7,16 \$/kg prix réaliste) et la perchaude FT (13 \$/kg $VAN=0$ vs. 6,06 \$/kg prix réaliste).

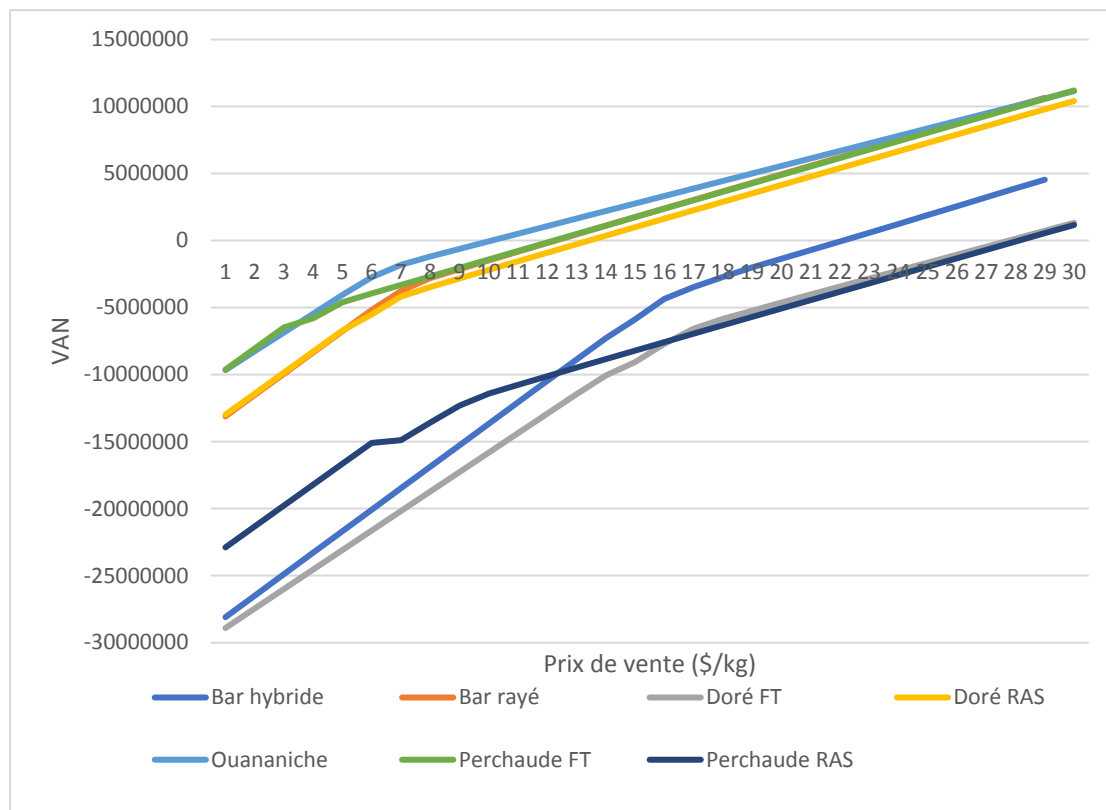


Figure 5. Modulation de la VAN en fonction du prix de vente du poisson.

4.3.5 Analyses de sensibilité

L'analyse de sensibilité permet de mesurer l'impact de la variation des différents coûts de production et de la variation des prix de vente du poisson sur la VAN. La variation des coûts (moulée, électricité, salaire, assurance et investissement initial) qui a été appliquée pour ces analyses est indiquée dans la méthodologie à la section 3.3.3 et se retrouve également en axe des x des graphiques. La variation des prix de vente est également indiquée à la section 3.3.3 et se réfère au prix pessimiste, réaliste et optimiste. Une $VAN \geq 0$ \$ indique l'atteinte d'une rentabilité potentielle.

En appliquant une variation sur les prix de la moulée de ± 40 et 20 %, seul le bar rayé avec un prix de vente optimiste de $12,50$ \$/kg et un coût d'achat de la moulée de 20 à 40 % plus faible permettrait d'obtenir une $VAN > 0$ \$ et donc d'atteindre une certaine rentabilité (Figure 6). Une diminution du coût d'achat de la moulée de 20 à 40 % ne permet pas d'atteindre la rentabilité pour le bar rayé vendu à un prix réaliste de $10,00$ \$/kg. Tous les autres scénarios, que ce soit pour le bar rayé ou pour les autres espèces, ne pourraient pas supporter les dépenses liées à la nourriture, et ce, même en diminuant leurs coûts d'achat de 20 à 40 %.

Les graphiques faisant état de l'effet d'une variation des coûts de l'électricité, des salaires et des assurances (Figure 7, 8 et 9) indiquent la même tendance que pour la variation des coûts de la moulée. Ainsi, seul le bar rayé vendu à un prix optimiste de $12,5$ \$/kg est sujet à atteindre la rentabilité.

Enfin, concernant le taux d'investissement initial, trois situations sont envisageables (Figure 10). La première concerne le bar rayé où des prix de vente à $12,5$ \$/kg et 10 \$/kg peuvent supporter un projet de ferme piscicole. La deuxième est à propos de la ouananiche où le prix de $8,95$ \$/kg peut être suffisamment élevé pour supporter l'investissement. Et la troisième fait référence à la perchaude FT avec un prix de vente équivalent à $7,6$ \$/kg.

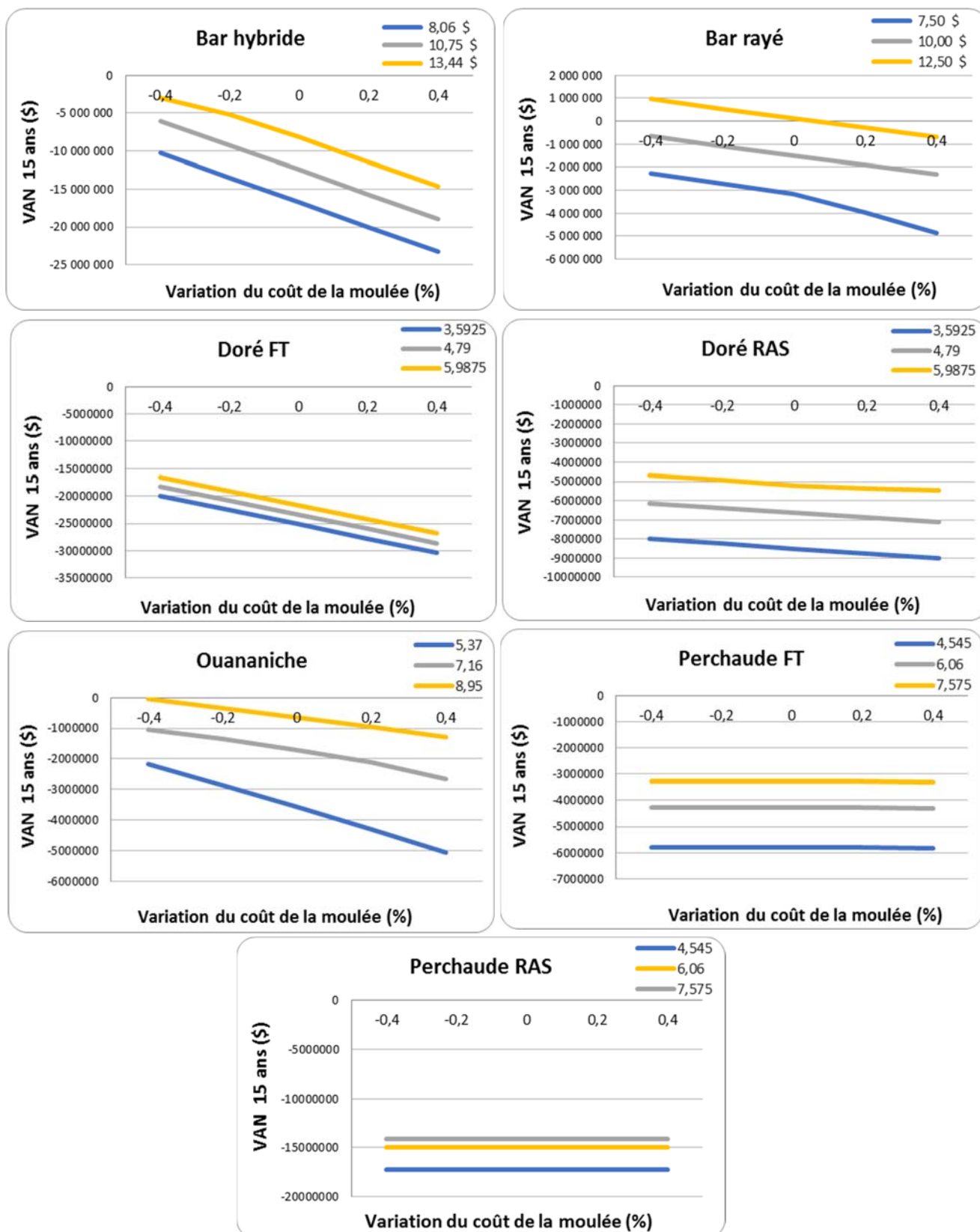


Figure 6. VAN en fonction de la variation des coûts de la moulée (%) et du prix de vente du poisson (\$/kg) (prix pessimiste en bleu, réaliste en gris et optimiste en jaune) pour chacun des sept scénarios de ferme.

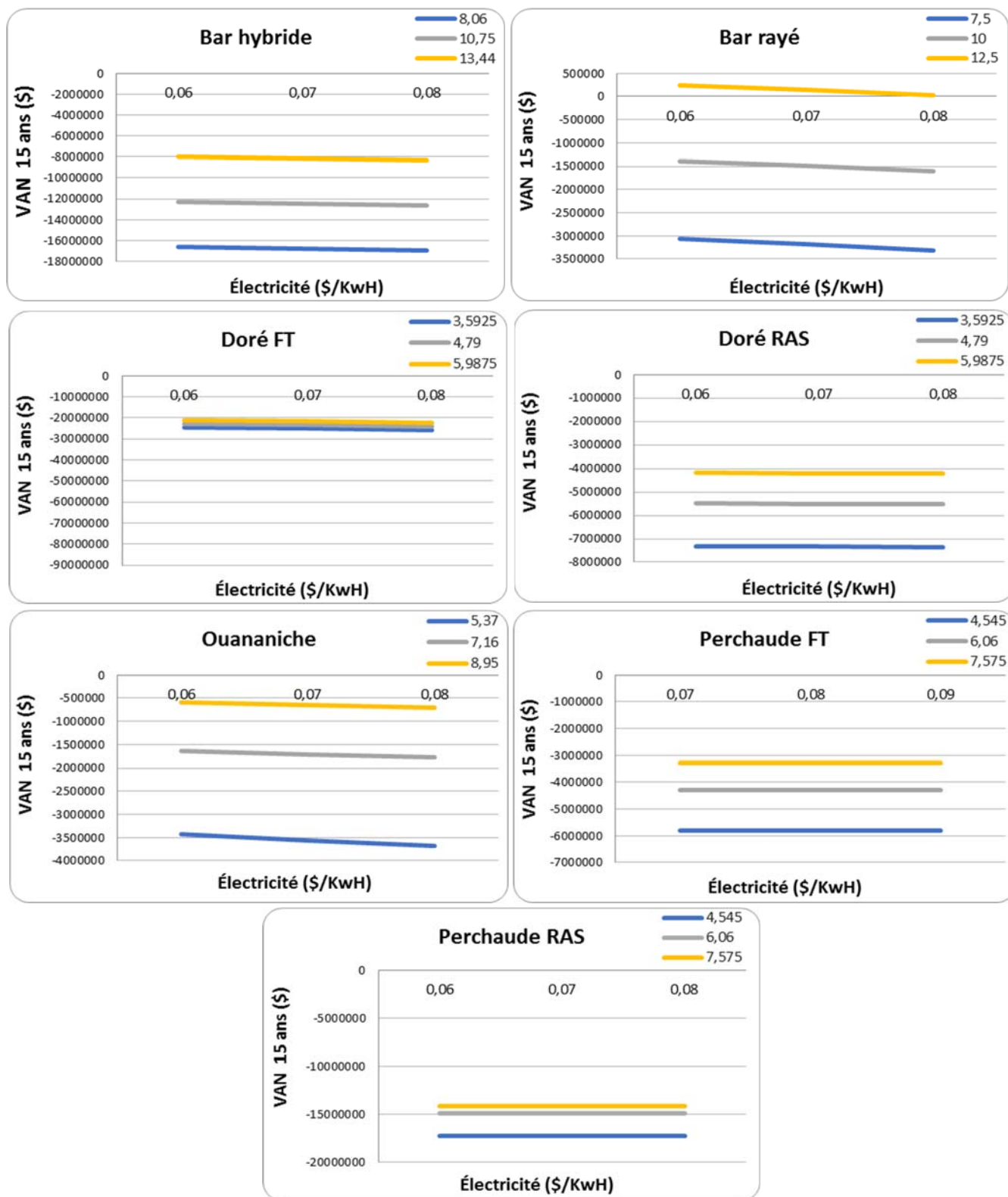


Figure 7. VAN en fonction de la variation des coûts d'électricité (\$/KwH) et du prix de vente du poisson (\$/kg) (prix pessimiste en bleu, réaliste en gris et optimiste en jaune), pour chacun des sept scénarios de ferme.

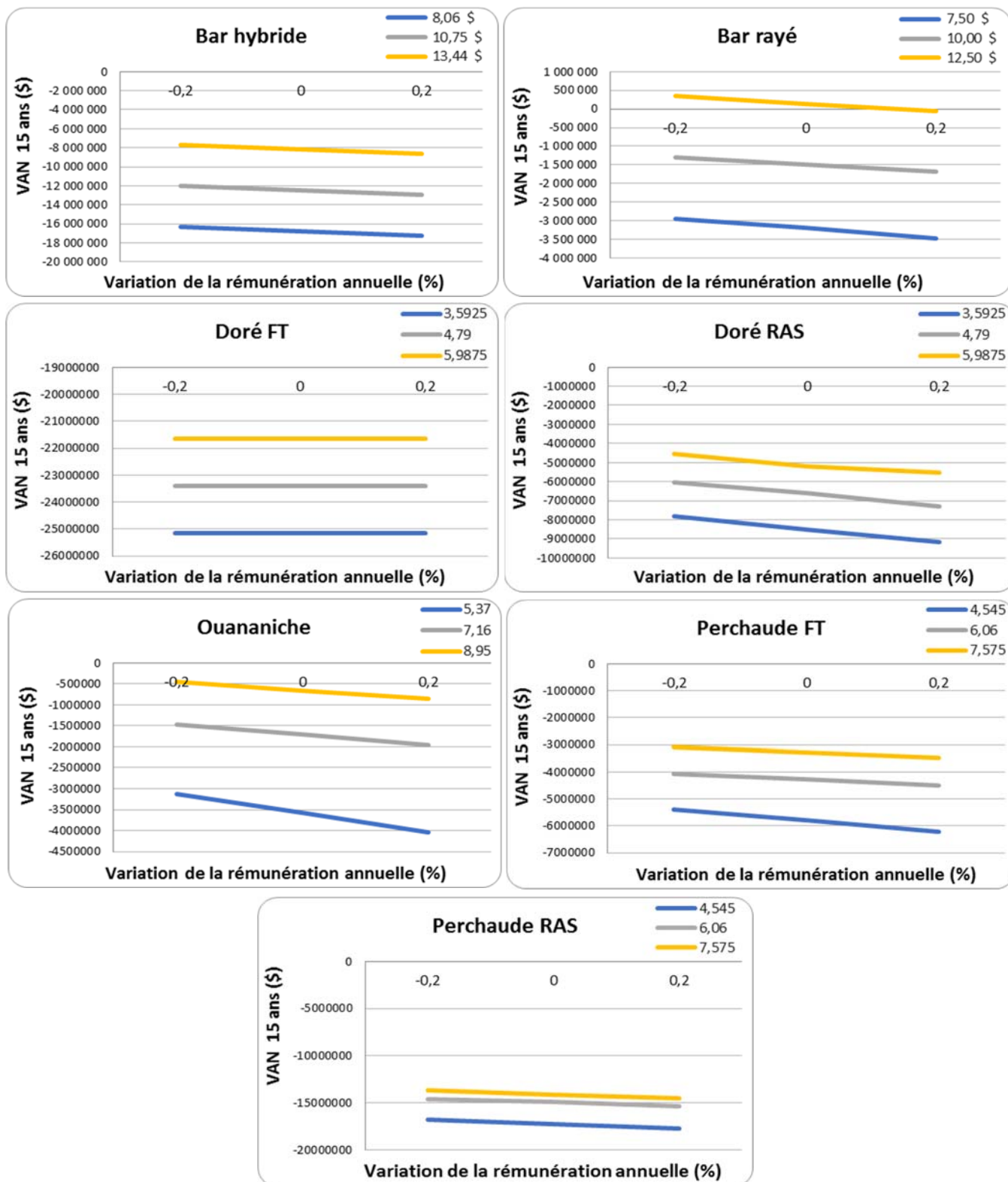


Figure 7. VAN en fonction de la variation des coûts de la main-d'oeuvre (%) et du prix de vente du poisson (\$/kg) (prix pessimiste en bleu, réaliste en gris et optimiste en jaune), pour chacun des sept scénarios de ferme.

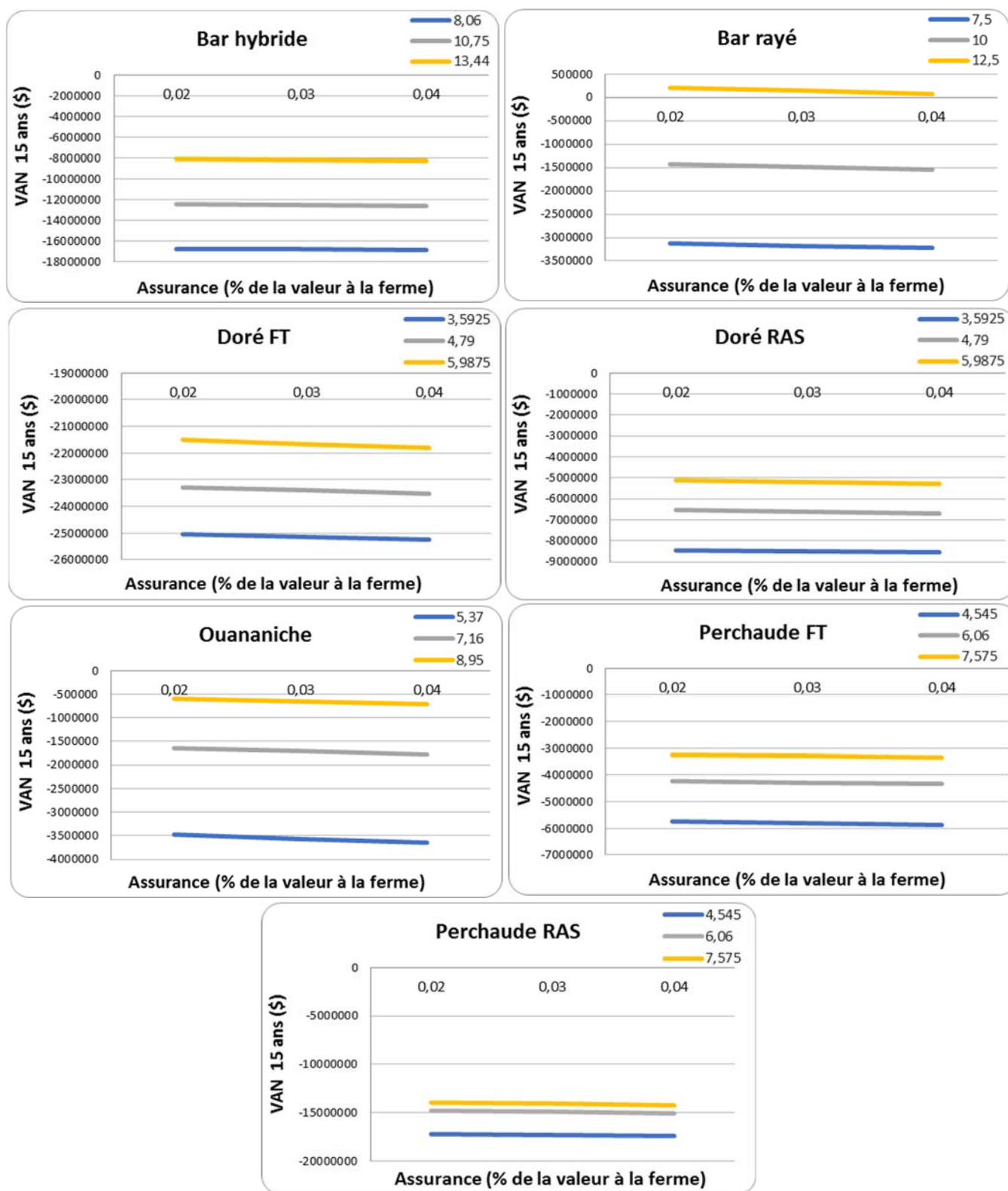


Figure 8. VAN en fonction de la variation des coûts d'assurance (%) relié à la valeur de la ferme et du prix de vente du poisson (\$/kg) (prix pessimiste en bleu, réaliste en gris et optimiste en jaune) pour chacun des sept scénarios de ferme.

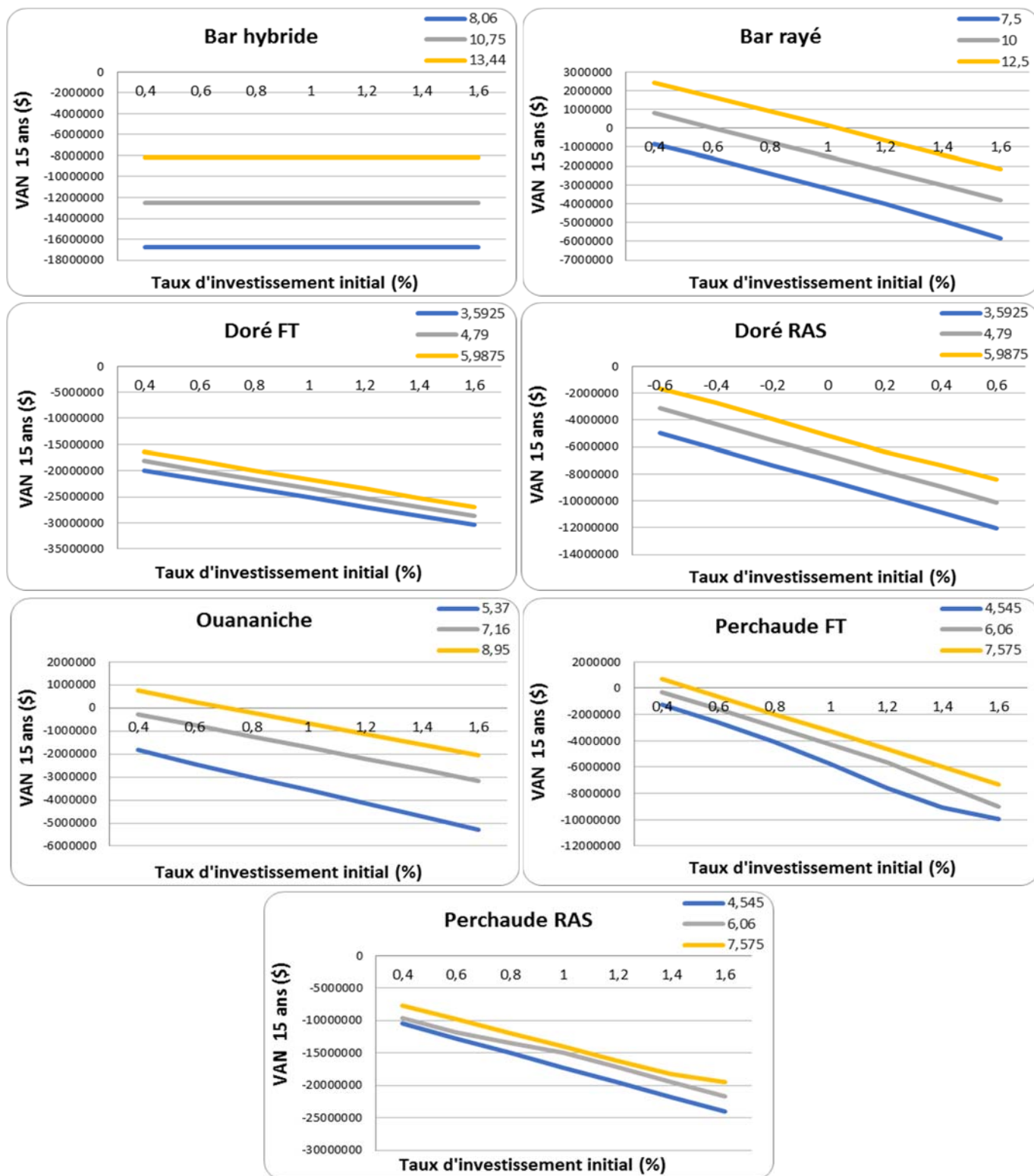


Figure 9. VAN en fonction de la variation du taux d'investissement initial (%) et du prix de vente du poisson (\$/kg) (prix pessimiste en bleu, réaliste en gris et optimiste en jaune) pour chacun des sept scénarios de ferme.

5. Conclusion et considérations

L'approche préconisée dans ce travail se veut réaliste dans la sélection de nouvelles espèces piscicoles destinées au marché de la table au Québec. Ainsi, les cinq espèces qui ont été considérées pour les analyses de préféabilité économique, soit le bar rayé, le bar hybride *sunshine*, le doré, la ouananiche et la perchaude, seraient en théorie toutes envisageables. En effet, ce sont des espèces pouvant être élevées en eau douce, disponibles à la consommation humaine, indigènes et dont les règles gouvernementales provinciales sont en faveur de leur production, leur élevage, leur garde en captivité et leur transport dans plusieurs zones piscicoles. De plus, elles ont toutes respecté le premier critère de rentabilité sommaire (Tableau 12) démontrant que leur coût de vente était supérieur à leur coût de production. Néanmoins, l'analyse de préféabilité économique qui s'en est suivie, et qui s'avère nettement plus complexe, a démontré que seulement le bar rayé, la perchaude et la ouananiche en système *flow through* seraient en mesure de soutenir un projet de ferme rentable produisant 100 tonnes par an. De ces trois espèces, c'est le bar rayé qui possède le potentiel de profit le plus élevé (4,47 \$/kg) (Tableau 16).

Les autres indicateurs fournis par le modèle indiquent également que le bar rayé serait le meilleur candidat pour développer un nouveau marché de niche au Québec. En effet, l'analyse de la modulation de la VAN a démontré que la rentabilité d'une telle ferme pourrait être atteinte après 15 ans d'opération si le prix de vente du bar rayé s'élevait à 13 \$/kg, soit seulement 3 \$/kg de plus qu'un prix de vente dit « réaliste » ou encore 0,50 \$/kg de plus qu'un prix de vente dit « optimiste ». Les analyses de sensibilité concernant l'effet de la variation des coûts de la moulée, de l'électricité, des salaires et des assurances sur la VAN, ont également démontré que seul le modèle du bar rayé serait en mesure d'atteindre la rentabilité avec un prix de vente dit « optimiste » de 12,50 \$/kg. Finalement, concernant l'effet de la variation du taux d'investissement initial sur la VAN, cette dernière peut être positive si un prix de vente dit « réaliste » et « optimiste » est appliqué pour cette même espèce. Il est à souligner que les simulations montrent que l'implantation d'une ferme piscicole pourrait être un projet avec des résultats financiers positifs si les hypothèses utilisées dans ce travail sont suivies. Tout changement de ces hypothèses affecterait donc les résultats projetés.

Actuellement, il n'existe pas de ferme commerciale de bar rayé au Canada. L'aspect novateur pourrait donc résider dans une stratégie de commercialisation proposant l'émergence d'un nouveau produit unique sur le marché québécois, reconnu et valorisé par le client. Plus précisément, elle pourrait prendre la forme d'un marché de spécialisation ou « de niche », c'est-à-dire que le prix correspondrait à sa singularité ainsi qu'à son aspect unique et local. En effet, le modèle utilisé dans la présente étude propose une ferme de taille familiale de 100 tonnes, comme il est actuellement préconisé au Québec. Notons qu'une échelle de production annuelle minimale de 100 tonnes serait nécessaire pour soutenir un marché local, mais difficilement envisageable pour un marché plus important. La principale préoccupation dans ce dernier cas serait l'ampleur des investissements initiaux qui augmente proportionnellement au niveau de production visée. Par ailleurs, la stratégie de spécialisation permettrait d'éviter une confrontation avec des concurrents indirects tels que le marché du bar rayé sauvage en affichant une étiquette éthique et respectueuse des milieux naturels.

L'aspect novateur du présent travail réside dans le fait qu'il s'agit de l'une des premières études à appliquer une méthode rigoureuse et objective pour la sélection d'une nouvelle espèce piscicole d'eau douce au Québec. La méthodologie qui a d'ailleurs été utilisée s'inspire d'études rigoureuses s'appliquant tant pour des espèces d'eau douce que d'eau salée (voir méthodologie). Dans ce contexte, une vision plus conservatrice a été préconisée pour les analyses de préféabilité économiques limitant ainsi les gains possibles au niveau des revenus. Par exemple, le choix du facteur d'inflation annuel appliqué sur le prix

de vente ne reflète pas les tendances réelles du marché et donc, l'effet de l'offre et de la demande sur la fluctuation des prix. Un facteur d'inflation anticipé de 1 % par année a plutôt été appliqué sur le prix de vente dit « réaliste », soit un prix reflétant celui du marché en 2019. De plus, ce même facteur a été appliqué sans discriminer une espèce par rapport à une autre.

Cette vision conservatrice se reflète également au niveau des coûts reliés à la gestion de l'alimentation, puisque ceux-ci ont été maximisés. Ces derniers représentaient 45 % des coûts de production dans le modèle de préfaçabilité du bar rayé. Dans la plupart des élevages commerciaux, ces derniers peuvent en effet représenter de 40 à 70 % des coûts (Rana, 2009; Wilson, 2002). Le stock doit donc être correctement géré et distribué pour éviter des pertes inutiles. Il serait possible, dans une analyse technico-économique plus poussée, de diminuer les coûts d'alimentation en tenant compte du phénomène de croissance compensatoire. Cette approche permettrait de diminuer les rations alimentaires durant les mois les plus froids de l'année. En effet, le refroidissement du milieu diminue l'activité métabolique des poissons et par conséquent leurs besoins nutritifs. Il est donc possible d'utiliser ce phénomène pour mettre en place du « *cold banking* » et d'utiliser la croissance compensatoire afin de diminuer le taux de croissance durant cette saison. Les coûts d'alimentation élevés devraient aussi inciter les pisciculteurs à fournir l'aliment qui correspond le mieux aux besoins de l'espèce élevée. Actuellement, il n'existe pas de marché consacré à l'alimentation au bar rayé domestique, car cette espèce n'est pas élevée au Canada de façon commerciale. Néanmoins, la compagnie *Skretting* commercialise une moulée (Nova LE) pour le bar hybride aux États-Unis (Utah), constituant une piste d'exploitation intéressante.

D'autres éléments pourraient aussi être pris en considération dans une analyse future pour permettre des gains significatifs tels que l'amélioration de la gestion des différentes cohortes, le nombre de pontes par année, le nombre et la qualité des employés, l'achat d'équipement à des prix avantageux et concurrentiels ou encore des choix de bâtiments plus adaptés à l'utilisation et à l'espèce visée. Ainsi, il va sans dire que toutes analyses futures et plus ciblées seraient en mesure d'amener un niveau de précision supérieur et des gains potentiellement significatifs pouvant améliorer la rentabilité de ce type de projet. Ce travail fournit donc des informations préliminaires, mais indispensables à l'identification des prochaines questions pertinentes et avenues de recherche possibles pour atteindre l'objectif de diversifier l'offre des produits piscicoles québécois.

Comme avenue de recherche principale, la question de la domestication des cheptels de bar rayé est primordiale. En effet, les données sources qui ont été utilisées pour faire le montage du modèle de cette espèce proviennent en majeure partie d'études sur le potentiel d'élevage de populations sauvages ou de populations reproduites en captivité sur une ou deux générations (voir section des références, Fiche technique du bar rayé). C'est notamment le cas pour les données du taux de conversion alimentaire, du temps de grossissement et de la taille commerciale et cela explique pourquoi aucun point boni ne leur avait été accordé dans l'étape de la pondération des critères (Section résultats 4.2). Il est à noter qu'aux États-Unis, le marché du bar hybride est plus lucratif que celui du bar rayé. La section « avenues de recherche » des fiches techniques du bar rayé, du bar hybride *sunshine* et du bar blanc permettra au lecteur d'en connaître plus sur ce sujet.

En résumé, les modèles de préfaçabilité économiques utilisés dans le présent travail montrent que la mise en œuvre d'une ferme de bar rayé pourrait être un projet avec des résultats financiers positifs après 15 ans d'opération. Si une analyse technico-économique plus poussée était envisagée pour cette espèce, ou même pour toute autre espèce ayant fait l'objet de ce document, il serait judicieux d'approfondir les variables suivantes afin de s'approcher d'une analyse plus réaliste :

- Le prix de vente du poisson et son taux d'inflation anticipé;
- Les gains possibles au niveau des coûts d'alimentation;
- Les coûts des infrastructures et des équipements;
- Tous autres coûts.

Comme mentionné précédemment, des modifications dans les paramètres de simulation peuvent changer les résultats des analyses et entraîner des pertes financières ou des profits importants. En guise de remarque finale, tout scénario choisi doit donc être analysé de façon plus détaillée avant de passer à l'étape de planification.

6. Remerciements

Les personnes impliquées dans la réalisation du projet tiennent à remercier le MAPAQ pour son soutien financier, à travers le programme « Innovamer » 2016-2017. Également, Estelle Pedneault (Merinov), pour le démarchage et la mise en œuvre du projet, ainsi que la participation indispensable de Nathalie Moisan (MAPAQ), Julie Roy (Table filière de l'aquaculture en eau douce du Québec) et Bernard-Antonin Dupont-Cyr (Merinov) pour leurs implications actives dans les processus décisionnels inhérents à l'aboutissement du projet.

7. Références

- Alvarez-Lajonchère, L. et Ibarra-Castro, L. 2013. *Aquaculture Species Selection Method Applied to Marine Fish in the Caribbean*. Aquaculture 408-409 (septembre): 20-29.
<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0044848613002548?via%3Dihub>
- Cottrell, R.S., Blanchard, J.L., Halpern, B.S. et al. *Global adoption of novel aquaculture feeds could substantially reduce forage fish demand by 2030*. Nat Food 1, 301-308 (2020).
<https://doi.org/10.1038/s43016-020-0078-x>
- Chabot, D., Savoie, A., D., Dufresne, F. et Le François, N.R. 2012. *Détermination du taux de croissance du loup tacheté (Anarhichas minor) de souche québécoise*. Rapp. tech. can. sci. halieut. aquat. 3016 : viii + 68 p.
- Cressey, D. 2016. *Farmed Fish Drive Sea Change in Global Consumption*. Nature News.
<https://doi.org/10.1038/nature.2016.20223>.
- Davidson, J., Summerfelt, R., Barrows, F., Gottsacker, B., Good, C., Fischer, G. et Summerfelt S. 2016. *Walleye Sander Vitreus Performance, Water Quality, and Waste Production in Replicated Recirculation Aquaculture Systems When Feeding a Low Phosphorus Diet without Fishmeal versus a Traditional Fishmeal-Based Diet*. Aquacultural Engineering 75 (novembre): 1-13.
<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0144860916301169?via%3Dihub>
- Durant, G., 2004. *Species selection in freshwater aquaculture: a prioritization model for industry diversification*. In: Gilbert, E., Stechey, D. et Struthers, M., 2006. Proceedings of the Canadian Freshwater Aquaculture symposium. Aquaculture Association of Canada Special Publication, 11, 147-158 p.
- FAO. 2020. *The State of World Fisheries and Aquaculture 2020. Sustainability in action*. Rome.
<https://doi.org/10.4060/ca9229en>
- Gouvernement du Canada, Pêches et Océans Canada. 2010. *Initiative nationale pour des plans d'action stratégiques en aquaculture – Document cadre*. 10 novembre 2010. <http://www.dfo-mpo.gc.ca/aquaculture/lib-bib/nasapi-inpasa/Report-fra.htm>

- Groupe Altus. 2019. Canadian Cost Guide: *The trusted resource for Canadian real estate development and infrastructure construction costs*. [En ligne] : https://www.fesgroup.ca/wp-content/uploads/2019/11/Altus_Group_19_Canadian_Cost_Guide_Copyright.pdf , consultée le 15 avril 2020, 22 p.
- Harder, T. M., Gotsch, G. G., et Summerfelt, R. C. 2013. *Survival and condition of cold-banked juvenile walleyes*. North American Journal of Aquaculture, 75(4), 512–516.
- Harder, T. M., Gotsch, G. G., et Summerfelt, R. C. 2014. *Growth Response of Juvenile Walleyes after Cold Banking*. North American Journal of Aquaculture, 76(3), 255–260.
- Hydro-Québec. 2019. *Tarifs d'électricité 2019*. [En ligne] <https://www.hydroquebec.com/data/documents-donnees/pdf/tarifs-electricite.pdf> , consultée le 15 août 2019, 178 p.
- Kestemont, P., Dabrowski, K., et Summerfelt, R. C. 2015. *Biology and culture of percid fishes: Principles and practices*.
- Leung, P S., Lee, C S et O'Bryen, P J. 2007. *Species and systems selection for sustainable aquaculture*. John Wiley & Sons, 528 p.
- Le François, N R, Lemieux, H. et Blier P U. 2002. *Biological and Technical Evaluation of the Potential of Marine and Anadromous Fish Species for Cold-Water Mariculture*. Aquaculture Research 33 (2): 95-108. <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1046/j.1365-2109.2002.00652.x>
- Le François, N R., Jobling, M. et Carter, C. 2010. *Finfish Aquaculture Diversification*. Wallingford, UK, Cambridge, MA: CABI. 681 p.
- Liu, Y., Rosten, T. W., Henriksen, K., Hognes, E. S., Summerfelt, S., et Vinci, B. 2016. *Comparative economic performance and carbon footprint of two farming models for producing Atlantic salmon (Salmo salar): Land-based closed containment system in freshwater and open net pen in seawater*. Aquacultural Engineering, 71, 1–12
- Lucas, J S., et Southgate, P C., éd. 2012. *Aquaculture: Farming Aquatic Animals and Plants*. 2. ed. Oxford: Wiley-Blackwell. 612 p.
- MAPAQ. 2019. Aquaculture. Document d'information spécialisée. Lois et règlements relatifs à l'aquaculture en eau douce. Québec. [En Ligne] : https://www.mapaq.gouv.qc.ca/fr/Publications/dadd04lois_regl.pdf
- Marcoux, T. 2017. *Analyse bio-technicoéconomique des opérations de grossissement terrestre du flétan de l'Atlantique au Québec*. Publication Merinov.
- Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation (MAPAQ), 2014. *Stratégie ministérielle pour l'essor de l'industrie piscicole au Québec*. Document de réflexion interne au MAPAQ. 8 pages.
- Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation (MAPAQ), 2018. *Plan d'action ministériel 2018-2025 : pour l'industrie des pêches et de l'aquaculture commerciales du Québec*. [En ligne] : https://cdn-contenu.quebec.ca/cdn-contenu/adm/min/agriculture-pecheries-alimentation/publications-adm/plan-action/PL_plan_action_peches_2018-2025_MAPAQ.pdf?1546022002
- Morin, R., 2012 (mise à jour de la publication originant de 2007). *Production piscicole au Québec*. Document d'information DADD-02. Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation. 8 pages. [En ligne] : <http://collections.banq.qc.ca/ark:/52327/bs1927144>
- Morin, R., et Lamy, F. 2009. *Liste des établissements piscicoles et de leurs produits. Les publications de la Direction de l'innovation et des technologies*, Direction de l'aquaculture et du développement durable, ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation, 12.
- Organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture. 2016. *The state of world fisheries and aquaculture 2016: contributing to food security and nutrition for all*.
- Otton, D D. 2004. *Establishment of an Agribusiness Model for Assessing the Commercial Viability of New Species for Aquaculture*. PhD thesis. Launceston: School of Aquaculture, University of Tasmania. 660 p.

- Rana, K. J., Siriwardena, S. et M.R. Hasan. 2009. *Impact of rising feed ingredient prices on aquafeeds and aquaculture production*. FAO fisheries and aquaculture technical paper No. 541. 63 pages.
- Shewmon, L. N. 2005. *Culture Methods for Growth Enhancement and Off- Season Production of Yellow Perch *Perca flavescens**. Master's thesis in Zoology, North Carolina State University. 79p.
- Summerfelt, R. C., et Penne, C. R. 2005. *Solids Removal in a Recirculating Aquaculture System Where the Majority of Flow Bypasses the Microscreen Filter*. Aquacultural Engineering. <https://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=US201301030747>
- Table filière de l'aquaculture en eau douce du Québec. 2016. *Espèces de poisson en pisciculture - TFAEDQ*. [En ligne] : <http://aquaculturequebec.org/fr/production/especes.php>
- Webber, H H. et Riordan, F. 1975. *Criteria For Candidate Species For Aquaculture*. Aquaculture 7: 17.
- Wilson, P. R. 2002. *Protein and aminoacids*. Dans: Halver, J.E., Hardy, R.W. (éds.). Fish Nutrition. Elsevier Science. Pages 144-179.

ANNEXE 1. Liste des espèces

Le Tableau 1.1 présente les espèces indigènes du Québec qui ont été considérées et pondérées dans ce rapport en présentant leur groupe, le nom français, le nom anglais et le nom scientifique.

Tableau 1.1. Liste des espèces considérées dans l'étude.

Groupe	Nom français	Nom anglais	Nom scientifique
Chondrichthyes	Raie hérisson	Little skate	<i>Leucoraja erinacea</i>
	Raie tachetée	Winter skate	<i>Leucoraja ocellata</i>
	Raie à queue de velours	Smooth skate	<i>Malacoraja senta</i>
	Raie épineuse	Thorny skate	<i>Amblyraja radiata</i>
	Aiguillat noir	Black dogfish	<i>Centroscyllium fabricii</i>
	Pèlerin	Basking shark	<i>Cetorhinus maximus</i>
	Grande raie	Barndoor skate	<i>Dipturus laevis</i>
	Maraîche	Porbeagle	<i>Lamna nasus</i>
	Requin bleu	Blue shark	<i>Prionace glauca</i>
	Requin du Groenland	Greenland shark	<i>Somniosus microcephalus</i>
	Aiguillat commun	Spiny dogfish	<i>Squalus acanthias</i>
Myxines	Myxine	Atlantic hagfish	<i>Myxine glutinosa</i>
Ostéognathostomates	Lycode pâle	Pale eelpout	<i>Lycodes pallidus</i>
	Lussion blanc	Ribbon barracudina	<i>Arctozenus risso</i>
	Hameçon atlantique	Atlantic hookear sculpin	<i>Artediellus atlanticus</i>
	Hameçon neigeux	Arctic hookear sculpin	<i>Artediellus uncinatus</i>
	Poisson-alligator atlantique	Alligatorfish	<i>Aspidophoroides monopterygius</i>
	Limace à longues nageoires	Longfish snailfish	<i>Careproctus longipinnis</i>
	Petite limace écossaise	Scotian tadpole	<i>Careproctus ranula</i>
	Petite limace de mer	Sea tadpole	<i>Careproctus reinhardtii</i>
	Toupet marbré	Atlantic warbonnet	<i>Chirolophis ascanii</i>
	Cotte polaire	Polar sculpin	<i>Cottunculus microps</i>
	Terrassier tacheté	Wrymouth	<i>Cryptacanthodes maculatus</i>
	Pêcheur à trèfle	Triplewart seadevil	<i>Cryptopsaras couesii</i>
	Cyclothone à petites dents	Veiled anglemouth	<i>Cyclothone microdon</i>
	Quatre-lignes atlantique	Fourline snakeblenny	<i>Eumesogrammus praecisus</i>
	Petite poule de mer atlantique	Atlantic spiny lumpsucker	<i>Eumicrotremus spinosus</i>
	Épinoche tachetée	Blackspotted stickleback	<i>Gasterosteus wheatlandi</i>
	Unernak caméléon	Fish doctor	<i>Gymnelus viridis</i>
	Tricorne arctique	Arctic staghorn sculpin	<i>Gymnocanthus tricuspis</i>
	Icèle spatulée	Spatulate sculpin	<i>Icelus spatula</i>
	Agone atlantique	Atlantic poacher	<i>Leptagonus decagonus</i>

Groupe	Nom français	Nom anglais	Nom scientifique
	Lompénie tachetée	Daubed shanny	<i>Leptoclinus maculatus</i>
	Limace atlantique	Atlantic seasnail	<i>Liparis atlanticus</i>
	Limace de cohen	Gulf snailfish	<i>Liparis coheni</i>
	Limace gélatineuse	Gelatinous seasnail	<i>Liparis fabricii</i>
	Limace marbrée	Variegated snailfish	<i>Liparis gibbus</i>
	Limace des pétoncles	Inquiline snailfish	<i>Liparis inquilinus</i>
	Limace des laminaires	Kelp snailfish	<i>Liparis tunicatus</i>
	Lompénie élancée	Slender eelblenny	<i>Lumpenus fabricii</i>
	Lompénie-serpent	Snakeblenny	<i>Lumpenus lumpretaeformis</i>
	Lycode d'esmark	Esmark's eelpout	<i>Lycodes esmarkii</i>
	Lycode du labrador	Newfoundland eelpout	<i>Lycodes lavalaei</i>
	Lycode polaire	Canadian eelpout	<i>Lycodes polaris</i>
	Lycode arctique	Arctic eelpout	<i>Lycodes reticulatus</i>
	Lycode atlantique	Atlantic eelpout	<i>Lycodes terraenovae</i>
	Mollasse atlantique	Atlantic soft pout	<i>Melanostigma atlanticum</i>
	Chaboisseau bronzé	Grubby	<i>Myoxocephalus aeneus</i>
	Chaboisseau à dix-huit épines	Longhorn sculpin	<i>Myoxocephalus octodecemspinosus</i>
	Chaboisseau arctique	Arctic sculpin	<i>Myoxocephalus scorpioides</i>
	Lampe-voilière du nord	Krøyer's lanternfish	<i>Notoscopelus krøyeri</i>
	Limace ardente	Lowfin snailfish	<i>Paraliparis calidus</i>
	Limace à museau noir	Blacksnout seasnail	<i>Paraliparis copei</i>
	Limace pote	Pouty snailfish	<i>Paraliparis garmani</i>
	Maquereau blanc	Atlantic chub mackerel	<i>Scomber colias</i>
	Sébaste acadien	Acadian redfish	<i>Sebastes fasciatus</i>
	Stichée arctique	Arctic shanny	<i>Stichaeus punctatus</i>
	Faux-trigle armé	Moustache sculpin	<i>Triglops murrayi</i>
	Poisson-alligator arctique	Arctic alligatorfish	<i>Ulcina olrikii</i>
	Ulvaire deux-lignes	Radiated shanny	<i>Ulvaria subbifurcata</i>
	Hémitriptère atlantique	Sea raven	<i>Hemitripterus americanus</i>
	Môle	Ocean sunfish	<i>Mola mola</i>
	Chaboisseau à épines courtes	Shorthorn sculpin	<i>Myoxocephalus scorpius</i>
	Sigouine de roche	Rock gunnel	<i>Pholis gunnellus</i>
	Tanche-tautogue	Cunner	<i>Tautoglabrus adspersus</i>
	Lançon d'Amérique	American sand lance	<i>Ammodytes americanus</i>
	Loup à tête large	Northern wolffish	<i>Anarhichas denticulatus</i>
	Loup atlantique	Atlantic wolffish	<i>Anarhichas lupus</i>
	Loup tacheté	Spotted wolffish	<i>Anarhichas minor</i>
	Saïda franc	Polar cod	<i>Boreogadus saida</i>
	Alose tyran	Atlantic menhaden	<i>Brevoortia tyrannus</i>
	Brosme	Cusk	<i>Brosme brosme</i>

Groupe	Nom français	Nom anglais	Nom scientifique
	Hareng atlantique	Atlantic herring	<i>Clupea harengus</i>
	Grosse poule de mer	Lumpfish	<i>Cyclopterus lumpus</i>
	Motelle à quatre barbillons	Fourbeard rockling	<i>Enchelyopus cimbrius</i>
	Morue franche	Atlantic cod	<i>Gadus morhua</i>
	Ogac	Greenland cod	<i>Gadus ogac</i>
	Plie grise	Witch flounder	<i>Glyptocephalus cynoglossus</i>
	Plie canadienne	Canadian plaice	<i>Hippoglossoides platessoides</i>
	Flétan atlantique	Atlantic halibut	<i>Hippoglossus hippoglossus</i>
	Limande à queue jaune	Yellowtail flounder	<i>Limanda ferruginea</i>
	Plie lisse	American smooth flounder	<i>Liopsetta putnami</i>
	Baudroie d'Amérique	Goosefish	<i>Lophius americanus</i>
	Lycode à carreaux	Vahl's eelpout	<i>Lycodes vahlii</i>
	Loquette d'Amérique	Ocean pout	<i>Macrozoarces americanus</i>
	Aiglefin	Haddock	<i>Melanogrammus aeglefinus</i>
	Capucette	Atlantic silverside	<i>Menidia menidia</i>
	Merlu argenté	Silver hake	<i>Merluccius bilinearis</i>
	Grenadier du grand banc	Marlin-spike grenadier	<i>Nezumia bairdii</i>
	Stromatée à fossettes	American butterfish	<i>Peprilus triacanthus</i>
	Goberge	Pollock	<i>Pollachius virens</i>
	Plie rouge	Winter flounder	<i>Pseudopleuronectes americanus</i>
	Flétan du Groenland	Greenland halibut	<i>Reinhardtius hippoglossoides</i>
	Maquereau bleu	Atlantic mackerel	<i>Scomber scombrus</i>
	Turbot de sable	Windowpane	<i>Scophthalmus aquosus</i>
	Sébaste atlantique	Deepwater redfish	<i>Sebastes mentella</i>
	Sébaste orangé	Golden redfish	<i>Sebastes norvegicus</i>
	Thon rouge	Northern bluefin tuna	<i>Thunnus thynnus</i>
	Merluce-écureuil	Red hake	<i>Urophycis chuss</i>
	Merluce blanche	White hake	<i>Urophycis tenuis</i>
	Dard de sable	Eastern sand darter	<i>Ammocrypta pellucida</i>
	Chabot tacheté	Mottled sculpin	<i>Cottus bairdii</i>
	Chabot à tête plate	Spoonhead sculpin	<i>Cottus ricei</i>
	Méné bleu	Spotfin shiner	<i>Cyprinella spiloptera</i>
	Dard arc-en-ciel	Rainbow darter	<i>Etheostoma caeruleum</i>
	Dard à ventre jaune	Iowa darter	<i>Etheostoma exile</i>
	Dard barré	Fantail darter	<i>Etheostoma flabellare</i>
	Raseux-de-terre noir	Johnny darter	<i>Etheostoma nigrum</i>
	Raseux-de-terre gris	Tessellated darter	<i>Etheostoma olmstedii</i>
	Bec-de-lièvre	Cutlip minnow	<i>Exoglossum maxillingua</i>

Groupe	Nom français	Nom anglais	Nom scientifique
	Méné d'argent	Eastern silvery minnow	<i>Hybognathus regius</i>
	Crapet du nord	Northern sunfish	<i>Lepomis peltastes</i>
	Méné à nageoires rouges	Common shiner	<i>Luxilus cornutus</i>
	Chevalier cuivré	Copper redhorse	<i>Moxostoma hubbsi</i>
	Chabot de profondeur	Deepwater sculpin	<i>Myoxocephalus thompsonii</i>
	Méné à menton noir	Blackchin shiner	<i>Notropis heterodon</i>
	Méné à museau noir	Blacknose shiner	<i>Notropis heterolepis</i>
	Tête rose	Rosyface shiner	<i>Notropis rubellus</i>
	Méné paille	Sand shiner	<i>Notropis stramineus</i>
	Méné pâle	Mimic shiner	<i>Notropis volucellus</i>
	Chat-fou des rapides	Stonecat	<i>Noturus flavus</i>
	Chat-fou brun	Tadpole madtom	<i>Noturus gyrinus</i>
	Chat-fou liséré	Margined madtom	<i>Noturus insignis</i>
	Fouille-roche zébré	Logperch	<i>Percina caprodes</i>
	Fouille-roche gris	Channel darter	<i>Percina copelandi</i>
	Méné ventre citron	Finescale dace	<i>Phoxinus neogaeus</i>
	Méné à museau arrondi	Bluntnose minnow	<i>Pimephales notatus</i>
	Naseux noir de l'est	Eastern blacknose dace	<i>Rhinichthys atratulus</i>
	Mulet à cornes	Creek chub	<i>Semotilus atromaculatus</i>
	Épinoche à quatre épines	Fourspine stickleback	<i>Apeltes quadracus</i>
	Chabot visqueux	Slimy sculpin	<i>Cottus cognatus</i>
	Mulet de lac	Lake chub	<i>Couesius plumbeus</i>
	Épinoche à cinq épines	Brook stickleback	<i>Culaea inconstans</i>
	Brochet d'Amérique	Redfin pickerel	<i>Esox americanus americanus</i>
	Brochet vermiculé	Grass pickerel	<i>Esox americanus vermiculatus</i>
	Fondule barré	Banded killifish	<i>Fundulus diaphanus</i>
	Choquemort	Mummichog	<i>Fundulus heteroclitus</i>
	Méné laiton	Brassy minnow	<i>Hybognathus hankinsoni</i>
	Crayon-d'argent	Brook silverside	<i>Labidesthes sicculus</i>
	Mulet perlé	Pearl dace	<i>Margariscus margarita</i>
	Méné d'herbe	Bridle shiner	<i>Notropis bifrenatus</i>
	Méné à tache noire	Spottail shiner	<i>Notropis hudsonius</i>
	Omisco	Trout-perch	<i>Percopsis omiscomaycus</i>
	Méné ventre rouge	Northern redbelly dace	<i>Phoxinus eos</i>
	Méné à grosse tête	Fathead minnow	<i>Pimephales promelas</i>
	Umbre de vase	Central mudminnow	<i>Umbra limi</i>
	Alose d'été	Blueback herring	<i>Alosa aestivalis</i>
	Alose à gésier	Gizzard shad	<i>Dorosoma cepedianum</i>
	Grémille	Ruffe	<i>Gymnocephalus cernuus</i>
	Gobie à taches noires	Round goby	<i>Neogobius melanostomus</i>

Groupe	Nom français	Nom anglais	Nom scientifique
	Gardon rouge	Rudd	<i>Scardinius erythrophthalmus</i>
	Tanche	Tench	<i>Tinca tinca</i>
	Carpe de roseaux	Grass carp	<i>Ctenopharyngodon idellus</i>
	Carpe argentée	Silver carp	<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>
	Tilapia du nil	Nile tilapia	<i>Oreochromis niloticus</i>
	Carpe à grosse tête	Bighead carp	<i>Hypophthalmichthys nobilis</i>
	Carpe noire	Black carp	<i>Mylopharyngodon piceus</i>
	Poisson tête de serpent	Northern snakehead	<i>Channa argus</i>
	Poisson-chat de l'amour	Amur catfish	<i>Silurus asotus</i>
	Esturgeon sibérien	Siberian sturgeon	<i>Acipenser baeri</i>
	Anguille du japon	Japanese eel	<i>Anguilla japonica</i>
	Carassin commun	Crucian carp	<i>Carassius carassius</i>
	Carpe de vase	Mud carp	<i>Cirrhinus molitorella</i>
	Bar commun ou européen	European seabass	<i>Dicentrarchus labrax</i>
	Perche commune	European perch	<i>Perca fluviatilis</i>
	Sandre doré européen	Pike-perch	<i>Stizostedion lucioperca</i>
	Tilapia du mozambique	Mozambique tilapia	<i>oreochromis mossambicus</i>
	Mulet cabot	Flathead grey mullet	<i>Mugil cephalus</i>
	Saumon coho	Coho salmon	<i>Oncorhynchus kisutch</i>
	Saumon chinook	Chinook salmon	<i>Oncorhynchus tshawytscha</i>
	Gaspereau	Alewife	<i>Alosa pseudoharengus</i>
	Alose savoureuse	American shad	<i>Alosa sapidissima</i>
	Crapet de roche	Rock bass	<i>Ambloplites rupestris</i>
	Poisson-castor	Bowfin	<i>Amia calva</i>
	Malachigan	Freshwater drum	<i>Aplodinotus grunniens</i>
	Carassin	Goldfish	<i>Carassius auratus</i>
	Couette	Quillback	<i>Carpiodes cyprinus</i>
	Cisco de lac	Cisco	<i>Coregonus artedii</i>
	Brochet maillé	Chain pickerel	<i>Esox niger</i>
	Épinoche à trois épines	Threespine stickleback	<i>Gasterosteus aculeatus</i>
	Laquaiche aux yeux d'or	Goldeye	<i>Hiodon alosoides</i>
	Laquaiche argentée	Mooneye	<i>Hiodon tergisus</i>
	Lépisosté osseux	Longnose gar	<i>Lepisosteus osseus</i>
	Crapet soleil	Pumpkinseed	<i>Lepomis gibbosus</i>
	Crapet arlequin	Bluegill	<i>Lepomis macrochirus</i>
	Lotte	Burbot	<i>Lota lota</i>
	Capelan	Capelin	<i>Mallotus villosus</i>
	Poulamon atlantique	Atlantic tomcod	<i>Microgadus tomcod</i>
	Achigan à grande bouche	Largemouth bass	<i>Micropterus salmoides</i>
	Baret	White perch	<i>Morone americana</i>
	Chevalier blanc	Silver redhorse	<i>Moxostoma anisurum</i>

Groupe	Nom français	Nom anglais	Nom scientifique
	Chevalier de rivière	River redhorse	<i>Moxostoma carinatum</i>
	Chevalier rouge	Shorthead redhorse	<i>Moxostoma macrolepidotum</i>
	Chevalier jaune	Greater redhorse	<i>Moxostoma valenciennesi</i>
	Méné jaune	Golden shiner	<i>Notemigonus crysoleucas</i>
	Méné émeraude	Emerald shiner	<i>Notropis atherinoides</i>
	Truite fardée	Cutthroat trout	<i>Oncorhynchus clarkii</i>
	Saumon rouge	Sockeye salmon	<i>Oncorhynchus nerka</i>
	Éperlan arc-en-ciel	Rainbow smelt	<i>Osmerus mordax</i>
	Marigane noire	Black crappie	<i>Pomoxis nigromaculatus</i>
	Ménomini rond	Round whitefish	<i>Prosopium cylindraceum</i>
	Épinoche à neuf épines	Ninespine stickleback	<i>Pungitius pungitius</i>
	Naseux des rapides	Longnose dace	<i>Rhinichthys cataractae</i>
	Ouitouche	Fallfish	<i>Semotilus corporalis</i>
	Chaboisseau à quatre cornes	Fourhorn sculpin	<i>Trigloopsis quadricornis</i>
	Carpe commune	Common carp	<i>Cyprinus carpio</i>
	Barbotte jaune	Yellow bullhead	<i>Ameiurus natalis</i>
	Barbotte brune	Brown bullhead	<i>Ameiurus nebulosus</i>
	Meunier rouge	Longnose sucker	<i>Catostomus catostomus</i>
	Meunier noir	White sucker	<i>Catostomus commersonii</i>
	Grand corégone	Lake whitefish	<i>Coregonus clupeaformis</i>
	Maskinongé	Muskellunge	<i>Esox masquinongy</i>
	Esturgeon jaune	Lake sturgeon	<i>Acipenser fulvescens</i>
	Esturgeon noir	Atlantic sturgeon	<i>Acipenser oxyrinchus</i>
	Anguille d'Amérique	American eel	<i>Anguilla rostrata</i>
	Grand brochet	Northern pike	<i>Esox lucius</i>
	Barbue de rivière	Channel catfish	<i>Ictalurus punctatus</i>
	Doré noir	Sauger	<i>Sander canadensis</i>
	Ombre lacmou ou moulac	<i>Salvelinus namaycush</i> x <i>fontinalis</i> (lacmou) ou l'inverse (moulac)	
	Achigan à petite bouche	Smallmouth bass	<i>Micropterus dolomieu</i>
	Truite brune	Brown trout	<i>Salmo trutta</i>
	Truite arc-en-ciel	Rainbow trout	<i>Oncorhynchus mykiss</i>
	Ombre chevalier	Arctic char	<i>Salvelinus alpinus</i>
	Ombre de fontaine	Brook trout	<i>Salvelinus fontinalis</i>
	Bar blanc	White bass	<i>Morone chrysops</i>
	Bar rayé	Striped bass	<i>Morone saxatilis</i>
	Bar hybride	Bar blanc x bar rayé	
	Doré jaune	Walleye	<i>Sander vitreus</i>
	Saumon atlantique	Atlantic salmon	<i>Salmo salar</i>
	Touladi	Lake trout	<i>Salvelinus namaycush</i>
	Ouananiche	Landlocked salmon	<i>Salmo salar</i>
	Perchaude	Yellow perch	<i>Perca flavescens</i>
<i>Petromyzontida</i>	Lamproie brune	Chestnut lamprey	<i>Ichthyomyzon castaneus</i>
	Lamproie de l'est	American brook lamprey	<i>Lampetra appendix</i>

Groupe	Nom français	Nom anglais	Nom scientifique
	Lamproie du nord	Northern brook lamprey	<i>Ichthyomyzon fossor</i>
	Lamproie argentée	Silver lamprey	<i>Ichthyomyzon unicuspis</i>
	Lamproie marine	Sea lamprey	<i>Petromyzon marinus</i>

ANNEXE 2. Sélection préliminaire

Le Tableau 2.1 présente les résultats des premières sélections. Les espèces totalement marines ont été directement éliminées, car elles ne correspondent pas aux attentes et à l'objectif du projet. Les espèces considérées sont celles présentant le plus de critères adaptés au projet (en gras dans le tableau).

Tableau 2.1. Résultats des premières sélections.

	Utilisation humaine	Comestibilité	Indigène	Production, élevage, captivité	Transport	Aquaculture	Passage précritère économique	Ensemencement au Québec	Production table Québec
Nom français	(0) non / (1) oui	(0) non / (1) oui	(0) non / (1) oui	(0) Non permis / (1) permis	(0) Non permis / (1) permis	(0) Peu connue / (1) bien connue	(0) non / (1) oui	(0) non / (1) oui	(0) non / (1) oui
Dard de sable	0								
Chabot tacheté	0								
Chabot à tête plate	0								
Méné bleu	0								
Dard arc-en-ciel	0								
Dard à ventre jaune	0								
Dard barré	0								
Raseux-de-terre noir	0								
Raseux-de-terre gris	0								
Bec-de-lièvre	0								
Méné d'argent	0								
Lamproie brune	0								
Lamproie de l'Est	0								
Crapet du Nord	0								
Méné à nageoires rouges	0								
Chevalier cuivré	0								
Chabot de profondeur	0								
Méné à menton noir	0								
Méné à museau noir	0								
Tête rose	0								
Méné paille	0								
Méné pâle	0								
Chat-fou des rapides	0								
Chat-fou brun	0								
Chat-fou liséré	0								
Fouille-roche zébré	0								

	Utilisation humaine	Comestibilité	Indigène	Production, élevage, captivité	Transport	Aquaculture	Passage précritère économique	Ensemencement au Québec	Production table Québec
Nom français	(0) non / (1) oui	(0) non / (1) oui	(0) non / (1) oui	(0) Non permis / (1) permis	(0) Non permis / (1) permis	(0) Peu connue / (1) bien connue	(0) non / (1) oui	(0) non / (1) oui	(0) non / (1) oui
Fouille-roche gris	0								
Méné ventre citron	0								
Méné à museau arrondi	0								
Naseux noir de l'Est	0								
Mulet à cornes	0								
Épinoche à quatre épines	1	0							
Chabot visqueux	1	0							
Mulet de lac	1	0							
Épinoche à cinq épines	1	0							
Brochet d'Amérique	1	0							
Brochet vermiculé	1	0							
Fondule barré	1	0							
Choquemort	1	0							
Méné laiton	1	0							
Lamproie du Nord	1	0							
Lamproie argentée	1	0							
Crayon-d'argent	1	0							
Mulet perlé	1	0							
Méné d'herbe	1	0							
Méné à tache noire	1	0							
Omisco	1	0							
Méné ventre rouge	1	0							
Méné à grosse tête	1	0							
Umbre de vase	1	0							
Alose d'été	1	1	0						
Alose à gésier	1	1	0						
Grémille	1	1	0						
Gobie à taches noires	1	1	0						
Gardon rouge	1	1	0						
Tanche	1	1	0						
Carpe de roseaux	1	1	0						
Carpe argentée	1	1	0						
Tilapia du Nil	1	1	0						

	Utilisation humaine	Comestibilité	Indigène	Production, élevage, captivité	Transport	Aquaculture	Passage précritère économique	Ensemencement au Québec	Production table Québec
Nom français	(0) non / (1) oui	(0) non / (1) oui	(0) non / (1) oui	(0) Non permis / (1) permis	(0) Non permis / (1) permis	(0) Peu connue / (1) bien connue	(0) non / (1) oui	(0) non / (1) oui	(0) non / (1) oui
Carpe à grosse tête	1	1	0						
Carpe noire	1	1	0						
Poisson tête de serpent	1	1	0						
Poisson-chat de l'Amour	1	1	0						
Loche baromètre	1	1	0						
Esturgeon sibérien	1	1	0						
Anguille du Japon	1	1	0						
Carassin commun	1	1	0						
Carpe de vase	1	1	0						
Bar commun ou européen	1	1	0						
Perche commune	1	1	0						
Sandre doré européen	1	1	0						
Tilapia du Mozambique	1	1	0						
Mulet cabot	1	1	0						
Saumon coho	1	1	0						
Saumon chinook	1	1	0						
Gaspereau	1	1	1	0	0				
Alose savoureuse	1	1	1	0	0				
Crapet de roche	1	1	1	0	0				
Poisson-castor	1	1	1	0	0				
Malachigan	1	1	1	0	0				
Carassin	1	1	1	0	0				
Couette	1	1	1	0	0				
Cisco de lac	1	1	1	0	0				
Brochet maille	1	1	1	0	0				
Épinoche à trois épines	1	1	1	0	0				
Laquaiche aux yeux d'or	1	1	1	0	0				
Laquaiche argentée	1	1	1	0	0				
Lépisosté osseux	1	1	1	0	0				
Crapet soleil	1	1	1	0	0				
Crapet arlequin	1	1	1	0	0				
Lotte	1	1	1	0	0				

	Utilisation humaine	Comestibilité	Indigène	Production, élevage, captivité	Transport	Aquaculture	Passage précritère économique	Ensemencement au Québec	Production table Québec
Nom français	(0) non / (1) oui	(0) non / (1) oui	(0) non / (1) oui	(0) Non permis / (1) permis	(0) Non permis / (1) permis	(0) Peu connue / (1) bien connue	(0) non / (1) oui	(0) non / (1) oui	(0) non / (1) oui
Capelan	1	1	1	0	0				
Poulamon atlantique	1	1	1	0	0				
Achigan à grande bouche	1	1	1	0	0				
Baret	1	1	1	0	0				
Chevalier blanc	1	1	1	0	0				
Chevalier de rivière	1	1	1	0	0				
Chevalier rouge	1	1	1	0	0				
Chevalier jaune	1	1	1	0	0				
Méné jaune	1	1	1	0	0				
Méné émeraude	1	1	1	0	0				
Truite fardée	1	1	1	0	0				
Saumon rouge	1	1	1	0	0				
Éperlan arc-en-ciel	1	1	1	0	0				
Lamproie marine	1	1	1	0	0				
Marigane noire	1	1	1	0	0				
Ménomini rond	1	1	1	0	0				
Épinoche à neuf épines	1	1	1	0	0				
Naseux des rapides	1	1	1	0	0				
Ouitouche	1	1	1	0	0				
Chaboisseau à quatre cornes	1	1	1	0	0				
Doré hybride	1	1	1	0 ²	0 ²	1	0		
Carpe commune	1	1	0	1	1	1	0		
Barbotte jaune	1	1	1	1	1	0	0		
Barbotte brune	1	1	1	1	1	0	0		
Meunier rouge	1	1	1	1	1	0	0		
Meunier noir	1	1	1	1	1	0	0		
Grand corégone	1	1	1	1	1	0	0		
Maskinongé	1	1	1	1	1	0	0		
Esturgeon jaune	1	1	1	1	1	1	0		
Esturgeon noir	1	1	1	1	1	1	0		

² Avant d'autoriser la production, l'élevage, la captivité et le transport d'une espèce à l'intérieur d'une zone piscicole, le MFFP doit s'assurer que l'hybride est présent à l'état naturel dans cette zone et/ou que les deux espèces parentes sont présentes. D'autres contraintes pourraient s'appliquer.

	Utilisation humaine	Comestibilité	Indigène	Production, élevage, captivité	Transport	Aquaculture	Passage précritère économique	Ensemencement au Québec	Production table Québec
Nom français	(0) non / (1) oui	(0) non / (1) oui	(0) non / (1) oui	(0) Non permis / (1) permis	(0) Non permis / (1) permis	(0) Peu connue / (1) bien connue	(0) non / (1) oui	(0) non / (1) oui	(0) non / (1) oui
Anguille d'Amérique	1	1	1	1	1	1	0		
Grand brochet	1	1	1	1	1	1	0		
Barbue de rivière	1	1	1	1	1	1	0		
Doré noir	1	1	1	1	1	1	0		
Omble lacmou ou moulac	1	1	1	1	1	1	0		
Achigan à petite bouche	1	1	1	1	1	1	0		
Truite brune	1	1	1	1	1	1	0		
Bar hybride	1	1	1³	0²	0²	1	1	0	0
Bar blanc	1	1	1	1	1	1	1	0	0
Bar rayé	1	1	1	1	1	1	1	0	0
Doré jaune	1	1	1	1	1	1	1	1	0
Saumon atlantique	1	1	1	1	1	1	1	1	0
Touladi	1	1	1	1	1	1	1	1	0
Ouananiche	1	1	1	1	1	1	1	1	0
Perchaude	1	1	1	1	1	1	1	1	0
Truite arc-en-ciel	1	1	1	1	1	1	1	1	1
Omble chevalier	1	1	1	1	1	1	1	1	1
Omble de fontaine	1	1	1	1	1	1	1	1	1

³ Le bar hybride serait présent à l'état naturel au lac St-Louis (Québec) (Garber et Sullivan, 2006). Voir section références de la fiche technique du bar hybride.

ANNEXE 3. Compléments d'information concernant les critères à considérer lors de la sélection d'une nouvelle espèce pour l'aquaculture

Caractéristiques que possède une bonne espèce (Leung *et al.*, 2007)

- **Économique** : grand potentiel sur le marché, forte demande, viabilité économique et financière, opportunité d'ajout de valeur lors de transformation de produits, commande à prix élevée et faibles coûts de production (influencé par le type de système d'élevage), diète à coûts raisonnables.
- **Biologique** : possède les technologies disponibles pour la production de masse, cycle de vie de durée raisonnable, adaptée aux technologies de grossissement commercial, besoin faible en protéines, faible taux de conversion, période d'engraissement courte, littérature scientifique disponible, expertise technique disponible, tolérance à différents facteurs environnementaux.
- **Écologique** : disponibilité de l'espèce dans la région souhaitée, présence d'études d'impact sur l'environnement, conforme à la réglementation sur la protection de l'environnement et des normes pour assurer l'état de santé de l'écosystème.

Caractéristiques que possède une bonne espèce (Le François *et al.*, 2010)

- Se reproduit immédiatement en captivité
- Tolère les conditions de l'environnement d'élevage sans difficulté
- Tolère des densités élevées
- Taux de croissance élevé
- Temps de grossissement court
- Accepte de la nourriture peu coûteuse
- Résistante aux maladies et aux perturbations
- Acceptée immédiatement par les consommateurs
- Marché existant ou pouvant être créé
- Domestication possible sous conditions d'aquaculture

Méthode de pondération utilisée par Le François *et al.* (2002)

Si on tient compte de la technologie de recirculation de l'eau :

- T °C optimale de croissance aurait 30 points au lieu de 40 points
- Tolérance à la salinité aurait 20 points au lieu de 30 points
- Densité aurait 40 points au lieu de 30 points
- Introduction de la susceptibilité aux maladies

Élimination si :

- Pas d'utilisation humaine
- Pas d'utilisation dans les pêcheries commerciales
- Pas d'expérience d'élevage disponible
- Pas pour la consommation humaine

Répartition des points :

- Reproduction et Incubation (20 points) : contrôle de la reproduction, âge à maturité sexuelle, temps d'incubation.
- Production de larves et de juvéniles (35 points) : nombre de juvéniles produits par kg de femelles, taille de la larve à éclosion, besoin en nourriture vivante.
- Grossissement et commercialisation (45 points) : productivité, densité, proportion de protéines animales dans l'alimentation, temps de grossissement, susceptibilité aux maladies, maturation sexuelle avant taille commerciale, statut des populations.

Critique, contraintes et limitations du modèle :

- Les critères spécifiques à un site n'ont pas été pris en compte (ex. : température optimale, salinité, indicateurs de marché).
- Difficulté à discriminer les espèces selon leur prix de vente à cause de trop grandes fluctuations des prix (saison, demande et offre, préférence consommateur, etc.).
- Les technologies utilisées pour l'élevage de l'espèce n'ont pas été prises en compte. Le type d'élevage choisi influence beaucoup les coûts de production (étang vs technologie en recirculation).

Notes dans Durant (2004)

Facteurs de production influençant la viabilité de l'économie :

- Densité élevée = meilleure profitabilité, mais l'espèce doit bien le tolérer.
- Taux de croissance et taux de conversion alimentaire = critique pour assurer un succès. Une espèce doit avoir un taux de croissance élevé et un taux de conversion alimentaire efficace pour atteindre la taille commerciale rapidement et à faible coût.
- Taux de survie = détermine le nombre de juvéniles et d'adultes obtenu à partir d'un certain nombre d'œufs.

Facteurs à considérer dans le choix d'une espèce s'il faut développer un stock de géniteurs à partir d'une population sauvage.

- Âge et taille à maturité sexuelle et fécondité = affecte les coûts pour maintenir un stock de géniteurs par le volume requis pour l'élevage et le temps requis, aussi pour l'amélioration génétique.
- Fréquence et saison de production de gamètes.
- Taille des œufs = œufs plus gros = larves plus grosses = meilleure résistance et plus facile à élever.
- Méthode de frai en captivité.
- Potentiel pour contrôler tous les facteurs mentionnés ci-haut.

Importance des critères selon Otton (2004)

Cette méthode est dérivée des cas étudiés utilisant des données qualitatives pour établir un ensemble de critères minimaux pour répondre à cette question : quels sont les critères pour une production réussie de poissons sous conditions d'aquaculture? (Tableau 3.1).

Tableau 3.1. Critères de sélection classés selon les représentants de l'industrie (Otton, 2004)

Critères/attributs/facteurs de succès	Rang	Commentaires
Commercialisation	1	Critère essentiel
Adaptabilité à l'aquaculture/facilité d'élevage	2	
Bon prix/rentable	3	
Temps de cycle de croissance court	4	
Connaissance du marché et des consommateurs des espèces	5	Critères très importants
Polyvalence d'utilisation de la carcasse, technologie disponible	6	
Robuste/respectueux de l'environnement, disponibilité	7	
Produit économiquement	8	
Bon FCR, juvéniles faciles à produire, résistants aux maladies et aux parasites, qualité	9	
Production écologiquement acceptable, possible de développer une moulée alimentaire	10	
Attrayant, durée de vie, potentiel de valeur ajoutée	11	Critères importants
Sert un marché établi ou potentiel, cycle de vie maîtrisé, herbivore euryhaline, unicité, flexibilité, sert un marché à forte valeur ou à fort volume	12	
Bonne perception du client, avantage concurrentiel, bien commercialisé, adapté à la chaîne de valeur de l'agro-industrie, adapté à l'environnement	13	
Pas facile à dupliquer, innovant/commercialisé sous une nouvelle forme, soutien du gouvernement, amélioration du produit existant, taux de récupération/rendement des filets, compétitif à l'échelle mondiale/servir un marché mondial, connaissance de la biologie des espèces et du cycle d'éclosion	14	Critères pertinents
Valeur, à la mode, espèces similaires non cultivées à l'étranger, peu d'approvisionnement, adaptable à l'environnement, disponibilité du site, production sans produits chimiques, capable d'obtenir l'avantage du premier venu, potentiel de devenir un poisson commun, synergies avec l'exploitation actuelle, attrait du marché en direct, faible taux de mortalité, avantage d'être produit en Australie (spécifique à Otton, 2004), atteindre un prix régulier	15	Critères à noter

ANNEXE 4. Critère de rentabilité sommaire

Tableau 4.1. Détails des résultats du critère de rentabilité sommaire des huit espèces ayant passé le critère (prix de vente > prix de production).

Espèce	Poids commercial (kg)	Prix de vente (\$CA/kg)	Prix de la moulée (\$CA/kg)	Taux de conversion alimentaire	Prix de vente (\$CA/kg)	Prix de production (\$CA/kg)	Passage du critère
Truite arc-en-ciel	0,5-0,75	5,07-5,73	2,06-2,74	0,6-1,2	2,54-4,30	0,62-2,47	Oui
Saumon atlantique	3,0-7,0	8,61	2,21-2,31	1,2-1,43	25,83-60,27	7,96-23,12	Oui
Ouananiche	3,8-5,7	7,16	2,21-2,31	1,07-1,10	27,2-40,80	8,99-14,48	Oui
Touladi	0,56-2,05	2,21	1,95-2,03	0,74-1,03	1,24-4,53	0,80-4,12	Oui
Bar rayé	0,68-0,80	10,00	2,06-2,12	1,74-2,91	6,80-8,00	2,44-4,94	Oui
Bar blanc	0,45-0,91	1,44	2,33	1,88-1,98	0,65-1,31	1,97-4,20	Non*
Bar hybride	0,5-2,0	10,25-11,20	2,06-2,12	1,67-2,8	5,13-22,4	1,72-11,87	Oui
Doré jaune	0,5-1,5	3,30-6,28	2,21-3,21	1,12-2,85	1,65-9,42	1,24-6,10	Oui
Perchaude	0,085-0,162	5,51-6,61	1,92-2,03	1,01-1,63	0,47-1,07	0,16-0,54	Oui

* Cette espèce ne passe pas le critère. Une fiche technique lui a tout de même été destinée, car plusieurs informations devaient être récoltées pour la compréhension de l'élevage du bar hybride.

Complément d'information : les valeurs utilisées pour le calcul de rentabilité sommaire, dont la formule est citée dans la section méthodologie, se retrouvent dans les fiches techniques.

ANNEXE 5. Fiches techniques

Bar blanc – *Morone chrysops* – White bass

Temps de grossissement, taux de croissance et taille commerciale

Population sauvage

- Croissance rapide, le maximum étant pendant la première année (Scott et Crossman, 1974).
- Atteint une longueur de 127-152 mm à l'automne de sa première année (Scott et Crossman, 1974).
- Poisson à croissance rapide pouvant vivre jusqu'à 9 ans, mais généralement jusqu'à 5-6 ans
 - o Jeune de l'année : 0,1 cm/par jour (mesuré chez les individus du lac Lewis & Clark en Dakota du Sud, vers le sud la croissance est plus rapide) (Harrell, 1997).
 - o Taille maximale : 42,5 cm de longueur totale avec un poids n'excédant pas 2 kg (Harrell, 1997).
- Bar blanc femelle de 2 ans : 0,81 kg de moyenne (Mylonas *et al.*, 1997a).
- Un très grand bar blanc peut peser 1,8 kg (Harrell, 1997).
- Le bar blanc a une croissance plus faible que le bar rayé et excède rarement 2 kg. Il ne vit généralement pas plus que 9 ans (Stickney, 2000).
- Atteint de taille maximale entre 2 et 3 kg (Kerby *et al.*, 2002).

Population sauvage en élevage

- Les géniteurs de bar blanc peuvent être produits en 2 ans en bassin extérieur (Smith *et al.*, 1996).
- Phase II (de 25-75 mm à 75-250 mm): bar blanc de 41 g a atteint 126 g en 12 semaines à une densité de 142 poissons par m³, ce qui donne une croissance journalière moyenne de 1,01 g par jour (Rudacille et Kohler, 2000).
- Phase III (de juvéniles à adultes): bar blanc de 153,8 g a atteint 254,4 g en 12 semaines à une densité de 19 poissons par m³, ce qui donne une croissance journalière moyenne de 1,20 g par jour. Donc, le bar blanc a atteint un poids de 254,4 g en 24 semaines (6 mois) en système de recirculation de l'eau intérieure (Rudacille et Kohler, 2000).
- L'hybride *sunshine* et le bar blanc ont une croissance supérieure à l'hybride *palmetto* en phase II. La croissance des hybrides est meilleure que celle du bar blanc en phase III (Rudacille et Kohler, 2000).

Taille commerciale

- Un bar blanc de 13-14 pouces (33,02-35,56 cm) avec un poids de 1 livre et 6 onces est un peu plus gros que la taille moyenne sur le marché (CloveGarden, 2020).
- Entre 1 et 2 livres (0,45 et 0,91 kg) (Fresh Fish House, 2020).
- Température de frai entre 12,8 et 15,6 °C (Scott et Crossman, 1974).

Température optimale de croissance et de frai

Population sauvage

- Température de frai entre 12,8 et 15,6 °C (Scott et Crossman, 1974).
- Le frai a lieu en mai dans le lac Érié à des températures de 14,4-21,1 °C et se prolonge jusqu'en juin dans les eaux froides (Scott et Crossman, 1974).
- Température de frai entre 14 et 22 °C au Glen Elder Reservoir au Kansas, États-Unis (Quist *et al.*, 2002).
- Température de frai entre 14,4 et 18,3 °C (Stickney, 2000).
- La température idéale pour le frai et le développement larvaire en milieu naturel est de 14-18 °C (Le François *et al.*, 2010).

Population sauvage en élevage

- La température pour les genres *Morone* est optimale entre 15 et 17 °C. Il y a de la croissance entre 16 et 32 °C et il n'y en a pas à moins de 10 °C et à plus de 33 °C (Stickney, 2000).
- Température de frai : entre 14,4 et 18,3 °C (Harrell, 1997).
- Température de frai pour le bar blanc où la fertilisation se fait de manière naturelle en bassins après l'induction d'hormone : 18-19,5 °C (Salek *et al.*, 2001).
- La température létale inférieure est de 5,9, 4,8, 2,5 et 1,9 °C pour le bar rayé, l'hybride *palmetto*, l'hybride *sunshine* et le bar blanc respectivement lorsqu'ils sont nourris avec une diète commerciale préparée (40 % de protéines brutes et 10 % de lipides brutes). S'ils sont nourris avec une diète naturelle composée de menés tête de boule, ils peuvent tous se rendre à 0 °C, sauf pour le bar blanc (1,8 °C) (Kelly et Kohler, 1999).
- La température inférieure létale initiale (lower incipient lethal temperature (LILT)) du bar blanc est de 0-1,9 °C (Kelly et Kohler, 1999). Cette température est définie comme étant le point où 50 % des individus survivent à une longue exposition.
- La température d'élevage de bars blancs élevés durant une période de 3 ans a varié entre 5 et 29,3 °C avec une moyenne de 19,9.

Taux de conversion alimentaire

Population sauvage

- En phase II (de 25-75 mm à 75-250 mm, juvéniles). Les bars blancs de 41 g ont atteint 126 g en 12 semaines à une densité de 142 poissons par m³ et étant nourris avec une moulée flottante pour bar (40,2 % de protéines brutes, 8,8 % de lipides et 4,1 % d'humidité) à un taux de 4 % du poids corporel par jour pendant les trois premiers jours et à 3 % du poids corporel pour le reste de l'expérimentation : 1,98 en moyenne (Rudacille et Kohler, 2000).
- En phase III (de juvéniles à adultes). Les bars blancs de 153,8 g ont atteint 254,4 g en 12 semaines à une densité de 19 poissons par m³ et nourris avec une moulée flottante pour truite (44,1% de protéines brutes, 11,7% de lipides et 8,9 % d'humidité) à satiété : 1,88 en moyenne (Rudacille et Kohler, 2000).

Densité d'élevage

En étangs

- Larves de 4 jours stockés en étangs : 500 000 larves/ha (Kohler *et al.*, 2001).

Rendement en chair

- Rendement des filets : 46 % pour des filets avec peau et 39 % pour des filets sans peau. Un poisson de 1 livre et 5 5/8 onces donne des filets de 9 7/8 pouces (CloveGarden, 2020).

Taux de survie des larves, juvéniles et adultes

Taille et taux de survie des larves

- Les larves ont une longueur totale de 3 mm à l'éclosion et 15 jours plus tard (à 17,8 °C), une longueur totale de 8 mm (Harrell, 1997).
- Les larves mesurent 3 mm à l'éclosion (Stickney, 2000).
- Survie des larves 5 jours après l'éclosion : 15,5 % (Lewis *et al.*, 2010).
- Survie des larves après 40 jours passés en étang (fin de phase I) : 2,6 % (Kohler *et al.*, 2001).

Juvéniles et adultes

- Taux de survie de 100 % en phase II (de 25-75 mm à 75-250 mm, juvéniles) de grossissement (bar blanc de 41 g a atteint 126 g en 12 semaines) et de 100 % en phase III (de juvéniles à adultes) (bar blanc de 153,8 g a atteint 254,4 g en 12 semaines) en système de recirculation de l'eau (Rudacille et Kohler, 2000).

Âge à maturité sexuelle

En milieu naturel

- Trois ans pour les femelles et 2 ans pour les mâles (Stickney, 2000; Harrell, 1997).

En élevage

- Deux ans, mais certains mâles domestiques peuvent l'atteindre avant 1 an (entre 0,25 et 0,58 kg) (Garber et Sullivan, 2006).
- Deux ans pour les femelles et les mâles (certains mâles sont matures après un an) en aquaculture (Smith *et al.*, 1996).
- Taille moyenne à maturité sexuelle choisie pour la reproduction : 292 mm pour les femelles et 278 mm pour les mâles de 2 ans et 310 mm pour les femelles et 298 pour les mâles de 3 ans (Smith *et al.*, 1996).

Contrôle de la reproduction (gamétogénèse, fertilisation, frai)

Induction du frai

- Injection de l'hormone chorionique gonadotrope humaine (hCG) pour induire l'ovulation chez la femelle et pour augmenter le volume de semence chez les mâles (Harrell, 1997).
- Les femelles bars rayés et bars blancs sont injectées avec l'hCG (marque recommandée : Chorulon, car elle est acceptée par U.S Food and Drug Administration for fish use) pour induire l'ovulation. Il faut s'assurer que la femelle soit en condition de se reproduire par un examen visuel des ovocytes. Une deuxième injection d'hormone peut induire l'avortement de la femelle (Stickney, 2000).
- L'injection de l'hormone de libération des gonadotrophines hypophysaires (synthetic analogue of mammalian gonadotropin releasing hormone (mGnRHa)) permet d'induire le frai chez le bar rayé (Stickney, 2000).
- Contrôle du cycle reproductif en manipulant la photopériode et la température pour retarder la ponte ou la prolonger de 2-3 mois (production d'œufs possible à l'année) (Smith *et al.*, 1996).
- Une manipulation de la température peut être utilisée pour augmenter le temps d'éclosion, ce qui permet d'avoir une larve de plus grande taille. Par contre, cela réduit le volume du sac vitellin (Lochmann *et al.*, 2009). Maintenir les bars blancs matures à une température plus froide a permis de prolonger la période de frai de 3 mois (Smith *et al.*, 1996). Une manipulation de la température et de la photopériode peut être effectuée afin de prolonger le frai des bars blancs d'au moins 2 à 3 mois (Smith *et al.*, 1996).

Fertilisation artificielle

- Gamète expulsé manuellement (Harrell, 1997).
- Les gamètes sont recueillis manuellement en exerçant une pression au niveau de l'abdomen. Les poissons doivent être essuyés avec du papier essuie-tout afin d'éviter la contamination du sperme avec l'eau (l'eau active le sperme). Le sperme peut être collecté à l'aide d'une pipette Pasteur par succion (Stickney, 2000). Les bars sont anesthésiés préalablement (Le François *et al.*, 2010).
- Deux à trois mâles sont nécessaires pour fertiliser les œufs d'une femelle afin d'améliorer l'hétérozygotie génétique et de diminuer la possibilité de fertiliser avec du sperme de moindre qualité (Stickney, 2000).
- Deux types de fertilisation utilisée : méthode humide (*wet method*, sperme ajouté à une mixture d'œufs et d'eau) ou méthode à sec (*dry method*, sperme mélangé à des œufs suivi par l'ajout d'eau) (Stickney, 2000).
- Méthode à sec (œufs et sperme + eau) ou à sec modifiée (œufs + sperme/eau simultanément) avec deux ou plusieurs mâles pour fertiliser les œufs d'une femelle (Siefert *et al.*, 1974; Harrell, 1997).
- Quantité de sperme obtenu d'un bar blanc mâle : généralement moins d'un millilitre (Mylonas *et al.*, 1997b).

Fertilisation naturelle

- Le frai peut être induit chez les bars blancs pas l'induction d'hormone. Ils peuvent alors être placés en bassins où le frai s'effectuera de manière naturelle. Une femelle est placée avec quelques mâles dans un bassin circulaire. Les bars blancs utilisés provenaient d'un stock maintenu sur plusieurs générations. Le comportement des femelles et des mâles pendant le frai en bassins a été décrit en détail par ces chercheurs (Salek *et al.*, 2001).

Succès de fertilisation

- Indisponible.

Utilisation d'hormone autre que pour induire le frai

- Injection d'agonistes de la gonadolibérine (GnRHA) (ou hormone de libération des gonadotrophines hypophysaires) pour augmenter la production de sperme en maintenant la densité et la capacité à fertiliser du sperme (Mylonas *et al.*, 1997b).

Cryopréservation

- Cryopréservation du sperme possible (Devireddy *et al.*, 2006).
- Des protocoles ont été développés pour le stockage à court terme (Jenkins-Keeran *et al.*, 2001; Jenkins-Keeran et Woods, 2002a; He et Woods 2003a; He *et al.*, 2004) et à long terme (par la cryopréservation) de la semence (Jenkins-Keeran et Woods 2002b; He et Woods, 2003b, 2004a,b) pour les espèces du genre *Morone*.

Incubation des œufs

Caractéristiques

- En aquarium, incubateurs à plateaux verticaux « heath trays » ou bocaux de type MacDonald (si adhésivité des œufs est neutralisée dans le cas du bar blanc) (Stickney, 2000).
- Œufs adhésifs (Scott et Crossman, 1974).
- Élimination de l'adhésivité des œufs : des méthodes existent pour enlever l'adhésivité des œufs de bars blancs (Rottmann *et al.*, 1988). En trempant les œufs dans un bain d'acide tannique pendant 7 minutes (Smith *et al.*, 1996).

Tailles des œufs

- 0,8 mm de diamètre (Scott et Crossman, 1974).
- Entre 0,61 et 0,68 mm à l'ovulation (Harrell, 1997).
- Entre 0,61 et 0,68 mm (Stickney, 2000).

Nombre d'œufs

- Le nombre d'œufs dépend de la taille de la femelle (Scott et Crossman, 1974).
- 294 500 œufs par kg produit en moyenne par des femelles bars blancs pour la production d'hybride (Mylonas *et al.*, 1996).
- 98 273 œufs/kg pour des femelles de 2 ans et 127 805 œufs/kg pour des femelles de 3 ans (Smith *et al.*, 1996).
- Nombre d'œufs produits par le bar blanc venant de trois endroits différents : 252 100 œufs/kg (Arkansas), 247 700 œufs/kg (lac Érié), 97 500 œufs/kg (Dakota du Sud) (Kohler *et al.*, 2001).
- En milieu naturel :
 - o Entre 242 000 à 933 000 œufs et en moyenne, 565 000 œufs (Scott et Crossman, 1974).

Température d'incubation

- 19 °C (Smith *et al.*, 1996).

Temps d'incubation

- Œufs éclosent après 36-48 h après la fertilisation à 16-18 °C et l'éclosion sera complète après 24 h. L'absorption du sac vitellin prend 72 à 96 h supplémentaires (Harrell, 1997).
- Incubation en milieu naturel : éclosion après 46 h à 15,6 °C (Scott et Crossman, 1974). Après deux jours (Stickney, 2000). Éclosion après 1 jour à 26 °C ou 4,5 à 14 °C (McCormick, 1978).

Taux d'éclosion

- Succès d'éclosion pour des bars blancs femelles de 3 ans : 62,9% (Smith *et al.*, 1996).
- Succès d'éclosion chez des bars blancs sauvages élevés en captivité : 15-30 % (Kohler *et al.*, 1994).
- Succès d'éclosion pour des bars blancs en captivité : 17,5 % (Lewis *et al.*, 2010)
- Succès d'éclosion d'œufs de bars blancs venant de trois endroits différents : 11 % (Arkansas), 18,1 % (lac Érié) et 30,5 % (Dakota du Sud) (Kohler *et al.*, 2001).

Alimentation en milieu naturel

Larves

- Rotifères ou organismes de taille similaire pendant 2-3 semaines jusqu'à ce qu'ils puissent se nourrir de crustacés microscopiques (copépodes et cladocères) (Harrell, 1997).

Juvéniles

- Larves d'insectes et poissons (perchaude devient de plus en plus importante en grandissant) (Scott et Crossman, 1974).

Adultes

- Principalement du poisson (perchaude, crapet arlequin, carpe, marigane noire, alose à gésier), insectes aquatiques (surtout phrygane, chironomide), crustacés (Scott et Crossman, 1974).

Alimentation en élevage

Larves

- Se nourrissent de petits zooplanctons en étangs ou doivent être nourries de rotifères en bassins pendant deux semaines avant qu'elles soient assez grosses pour être nourries avec des *Artemia* (Harrell, 1997). La nutrition peut se poursuivre en s'alimentant de copépodes et de *Bosmina* sp. lorsque sa bouche est assez grande (Quist *et al.*, 2002).
- Première alimentation : rotifères (Stickney, 2000).
- Le sevrage complet peut prendre deux semaines (Harrell, 1997).
- Lorsqu'ils ont atteint une taille de 5,9 g, les bars blancs ont subi deux semaines d'entraînement à se nourrir d'une diète sèche pour la truite (Smith *et al.*, 1996).
- La larve de bar blanc a une capacité limitée pour convertir les acides eicosapentaénoïques (EPA) en acides docosahexaénoïques (DHA) et requiert une diète supplémentée en DHA (Harel et Place, 2003). Elle a besoin d'une nourriture supplémentée de ces deux acides gras pour avoir une croissance optimale (Harel et Place, 2003). Dans une étude, les femelles nourries avec la nourriture contenant le plus d'acides gras hautement insaturés (surtout oméga 3) ont eu le succès d'éclosion le plus élevé (environ 62%) (Lane et Kohler, 2006).

Juvéniles et adultes

- Recommandation pour la diète du juvénile à l'adulte : 40 % de protéines, 8 % de lipides, 1,7 % de fibres, 3,3 kcal/g de nourriture d'énergie disponible. Il n'est pas avisé d'utiliser une diète avec moins de 36 % de protéines brutes (Stickney, 2000).
- Dans plusieurs études, ils offrent une diète pour truite (Heyward *et al.*, 1995; Smith *et al.*, 1996; Kohler *et al.*, 2001; Harrell, 1997).

Moulée commerciale spécifique à l'espèce

- Prix de la moulée recommandé par Skretting : Classic Bass à 2,33 \$/kg. La Classic Bass est conçue pour l'achigan à grande bouche, le barramundi et le bar rayé hybride. Elle a été recommandée par Skretting pour le bar blanc. Il n'y a pas encore de diète disponible pour cette espèce en particulier. C'est une diète à moyenne énergie pour les espèces d'eau chaude (Skretting, 2020).

R-D pour développement de moulée spécifique

- Étude de Lewis *et al.* (2010) : Ces chercheurs ont testé l'effet du remplacement de l'huile de poisson par de l'huile de calamar sur la composition des ovules et la survie des larves du bar blanc. La survie des larves diminue linéairement plus le remplacement de l'huile de poisson par de l'huile de calamar devient important. Il est préférable de conserver l'huile de poisson (menhaden) qui est plus riche en longues chaînes d'acides gras polyinsaturés dans la diète des géniteurs. Une addition d'acide gras semble essentielle dans la diète des femelles bar blanc pour augmenter leur succès de reproduction.

Tolérance aux variations d'oxygène

- Les besoins en oxygène des espèces du genre *Morone* sont plus élevés que ceux pour la barbu de rivière et moins élevés que pour les truites (Stickney, 2000).
- La concentration en oxygène pour la culture de *Morone sp.* est supérieure à 4 ppm (Stickney, 2000).
- Les hybrides sont plus tolérants aux températures et aux concentrations d'oxygène extrêmes que leur parent, mais tous sont eurythermiques et euryhaline (Le François *et al.*, 2010).
- Concentration létale d'oxygène pour le bar blanc : 1-2 ppm (Mount, 1961).
- Les juvéniles ont été élevés à des concentrations d'oxygène entre 6,6 et 7,7 mg/l en eau saumâtre (Heyward *et al.*, 1995).
- Adultes élevés à des concentrations de plus de 6 mg/l (Lochmann *et al.*, 2009).
- Taux de survie des larves onze jours après l'éclosion à différentes concentrations d'oxygène à 16°C : 34,2-36 à 100 % (9,87 mg/l), 35,1 à 70 % (6,91 mg/l), 31,6-36 à 50 % (4,94 mg/l), 28,9-34,2 à 35 % (3,46 mg/l) et 19,3-24,6 à 20 % (1,97 mg/l) (Siefert *et al.*, 1974).
- Bars blancs élevés sur une période de 3 ans avec une concentration d'oxygène variant de 6,2 à 13,6 mg/l avec une moyenne de 9 mg/l (Smith *et al.*, 1996).
- Concentrations d'oxygène pendant le frai en bassins : 6,5 à 8 mg/l (Salek *et al.*, 2001).

Susceptibilité aux maladies

Population sauvage

- Les bars blancs sauvages récoltés en nature peuvent être facilement traités pour être débarrassés de maladies potentielles (ex. parasites) (Kohler *et al.*, 1994).
- Parasites en milieu naturel : trématodes, nématodes, cestodes, une espèce d'acanthocéphale et un ver plat, *Bothriocephalus cuspidatus* (Scott et Crossman, 1974).

En élevage

- *Onchocleidus minus* (trématode) (Farmer *et al.*, 2013).
- *Ichthyophthirius multifiliis* (cilié) (Farmer *et al.*, 2013).
- *Mycobacterium* en bassins (Smith *et al.*, 1996)

Autres maladies possibles

- Maladies bactériennes : columnaris (*Flexibacter columnaris*, pourriture bactérienne des nageoires) et motile aeromonas septicemia (*Aeromonas* et *Pseudomonas*). En eau salée : vibriose (*Vibrio* spp.). En système intensif : mycobactéries (*Mycobacterium marinum*) (Stickney, 2000).
- Champignons (Stickney, 2000).
- Ectoparasites dont les protozoaires flagellés et ciliés. Le plus problématique est *ichthyophthiriasis*. Ils causent de l'inconfort et de la léthargie chez les bars (Stickney, 2000).
- Parasites : ver de branchies, nématode, crustacés, et autres (Stickney, 2000).

Traitements

- Les traitements utilisés sur les autres espèces de poissons fonctionnent généralement bien sur les bars. Le sel et le formol sont couramment utilisés pour le traitement contre les parasites (Stickney, 2000).

Statut des populations et aire de répartition

Statut des populations

- Apparemment en sécurité au Canada, dont en Ontario et au Québec (base de données du rapport sur les espèces sauvages de 2015, Conseil canadien pour la conservation des espèces en péril, 2016).

Aire de répartition

- Natif du fleuve Saint-Laurent vers l'ouest dans les Grands Lacs jusqu'au lac Huron, se retrouve au sud dans la plupart des États bordant les Grands Lacs, de New York au Minnesota, vers l'ouest jusqu'au Dakota du Sud et vers le sud dans la vallée de l'Ohio et du Mississippi jusqu'au golfe du Mexique (Scott et Crossman, 1974).
- Introduit dans tous les golfes et les états de l'Atlantique Sud ainsi que le Nouveau-Mexique, l'Utah, le Colorado, la Californie et le Nevada (Harrell, 1997).
- Canada : lac Ontario, lac Érié, rivière Détroit, lac Sainte-Claire, lac Huron, lac Nipissing, eaux québécoises du fleuve Saint-Laurent (Scott et Crossman, 1974).



Répartition du bar blanc en Amérique du Nord (Scott et Crossman, 1974).

Situation des pêches commerciales et récréatives

États-Unis

- Important poisson de sport dans plusieurs parties des États-Unis surtout dans le bassin des Grands Lacs et moins d'importance au Canada due à sa distribution limitée (Scott et Crossman, 1974).
- Moins important que le bar rayé pour la pêche sportive (Harrell, 1997).

Prix de débarquement

États-Unis

- 5,99 \$ US/livre (8,51 \$ CA) pour des filets (Meijer, 2020).
- 3,99 \$US/livre (5,67 \$CA) pour des filets avec arrête, 3,99 \$ US/livre pour un poisson sans tête, 3,99 \$US/livre pour un poisson entier, 7,99 \$ US/livre (11,35 \$ CA) pour des filets (poissons venant des lacs canadiens ou de fermes) (Fresh Fish House, 2020).
- 6,99 \$ US/livre (9,93 \$ CA) pour des filets avec peau (capturé au lac Huron) (Oceanside Seafood, 2020).

Canada

- Prix payé par le OCPED (prix de débarquement) : 1,44 \$ CA/kg (OCPED, 2019).

Approvisionnement

Prélèvement en nature

- Les bars blancs peuvent être capturés par pêche électrique, *hook-and-line* ou par *trap net*. La plupart du temps, les producteurs achètent leur bar blanc des pêcheurs commerciaux du lac Érié. Les bars blancs ont une résistance plus élevée au stress et peuvent donc être reproduits immédiatement après avoir été pêchés (Stickney, 2000).
- Harrell (1997) décrit les conditions dans lesquelles il faut maintenir les bars rayés capturés en nature et la manière dont il faut s'en occuper pour réussir une acclimatation réussie. Ces propos s'appliquent également aux bars blancs capturés en milieu naturel comme l'auteur le mentionne.

Domestication

- Il serait plus facile de domestiquer le bar blanc que le bar rayé, car l'écart de temps entre les générations est moins grand. À ce niveau le bar blanc est un meilleur candidat pour la domestication (Stickney, 2000).

Avenues de recherche

- Développer un stock domestiqué de bars blancs en sélectionnant les femelles ayant les meilleurs traits pour la production (taux de croissance, taux de conversion alimentaire, taille des œufs, nombre d'œufs, taux d'éclosion) (Lochmann *et al.*, 2009) pour le développement des hybrides.

Caractéristiques du produit

- S'apparente au bar rayé

Production aquacole

États-Unis

- L'industrie aquacole aux États-Unis se base sur la production de poissons pour la consommation en utilisant des hybrides et d'autres espèces de *Morones*. Cette production annuelle équivaut à près de 4 500 tonnes où les poissons ont une taille de 700 g (MPO, 1999).
- Le bar blanc est utilisé comme géniteur pour la production d'hybride.
- L'élevage de bars blancs est très similaire à celle des hybrides (bar blanc x bar rayé) (Harrell, 1997). Les techniques d'écloserie et de production de larves en étangs sont pratiquement les mêmes que celles pour l'hybride *sunshine* (Harrell, 1997).
- Est typiquement un poisson d'eau douce (Scott et Crossman, 1974), mais il peut être élevé en eau saumâtre (4 ‰ de salinité) (Mylonas *et al.*, 1997a).
- Développement dépendant de la température (Harrell, 1997).

Structures utilisées

- Larve : étangs (ex. étang de 0,1 ha) ou en bassins (Harrell, 1997).
- Juvéniles : bassins (ex. circulaire intérieur de 2 m de diamètre et de 1 m de profond) (Smith et al., 1996).
- Adultes : bassins (ex. en fibre de verre extérieure de 6,1 m de diamètre et 1,5 m de profond pour 800 individus de 11,6 g en moyenne) (Smith et al., 1996).
- S'élève très bien en bassins circulaires et peut l'être aussi en bassins rectangulaires (Harrell, 1997). Les bassins doivent avoir une coloration foncée (ex. noir) pour que les larves s'alimentent avec succès (Denson et Smith, 1996).
- Peut être élevé avec un système de recirculation de l'eau (Rudacille et Kohler, 2000).

Culture intensive

- Élevage intensif avec un succès limité en date de 1997 (Harrell, 1997). Pas d'études récentes.

Culture en étang

- Utilisation des techniques d'élevage de l'hybride « *sunshine bass* » ou du bar rayé pour la production de bars blancs (Smith et al., 1996; Harrell, 1997).

Marché

- Ne semble pas y avoir de marché pour la table uniquement pour le bar blanc.

Autres informations

Frai en milieu naturel

- Frai au printemps, se tient en banc où les mâles et les femelles sont souvent séparés. Ils se déplacent vers les hauts-fonds ou les estuaires pour frayer. Le frai débiterait en avril dans le sud et en juin dans le nord. Il a lieu plus souvent le jour, mais a été observé de nuit également (Scott et Crossman, 1974). Il est plus fréquent au crépuscule (Harrell, 1997). Il se passe plus près en surface qu'au fond et peut durer 5 à 10 jours. Les gamètes sont libérés près de la surface ou entre les deux eaux et les œufs sont fécondés pendant leur descente vers le fond. Les œufs s'attachent au gravier, roches ou végétation du fond. Il n'y a pas de soins parentaux. Après le frai, les adultes retournent vers le large près de la surface. Le banc est caractéristique du bar blanc avant et après le frai et aussi avant la maturité sexuelle (Scott et Crossman, 1974).
- Le cycle de reproduction annuel du bar blanc a été décrit par Berlinsky et al. (1995) en suivant les niveaux d'hormones stéroïdes sexuelles et de vitellogénine.

Qualité de l'eau

- Salinité : les géniteurs doivent être dans une eau avec une salinité de 5 ppm (Stickney, 2000). Les bars blancs peuvent être élevés en eau saumâtre à des concentrations en dessous de 12 ppm en ayant un bon taux de survie (> 75 %) et une croissance (Heyward et al., 1995).

Références

- Berlinsky, D. L., Jackson, L. F., Smith, T. I. & Sullivan, C. V. 1995. *The annual reproductive cycle of the white bass Morone chrysops*. Journal of the World Aquaculture Society, 26(3): 252-260.
- CloveGarden, 2020. *White bass*. [En ligne] : https://www.clovegarden.com/ingred/sf_basswhz.html (page consultée le 28 mars 2020).
- Conseil canadien pour la conservation des espèces en péril. 2016. *Espèces sauvages 2015: la situation générale des espèces au Canada*. Groupe de travail national sur la situation générale: 128 p. (Base de données. [En ligne] : <https://www.wildspecies.ca/fr/rapports> (page consulté le 5 avril 2020)).
- Denson, M. R. & Smith, T. I. 1996. *Larval rearing and weaning techniques for white bass Morone chrysops*. Journal of the World Aquaculture Society, 27(2): 194-201.
- Devireddy, R. V., Campbell, W. T., Buchanan, J. T. & Tiersch, T. R. 2006. *Freezing response of white bass (Morone chrysops) sperm cells*. Cryobiology, 52(3): 440-445.
- Farmer, B. D., Fuller, S. A., Mitchell, A. J., Straus, D. L. & Bullard, S. A. 2013. *Efficacy of bath treatments of formalin and copper sulfate on cultured white bass, Morone chrysops, concurrently infected by Onchocleidus mimus and Ichthyophthirius multifiliis*. Journal of the World Aquaculture Society, 44(2): 305-310.
- Fresh Fish House, 2020. *White bass*. [En ligne] : <https://www.freshfishhouse.com/white-bass> (page consultée le 28 mars 2020).
- Garber, A. F. & Sullivan, C. V. 2006. *Selective breeding for the hybrid striped bass (Morone chrysops, Rafinesquex M. saxatilis, Walbaum) industry: status and perspectives*. Aquaculture Research, 37(4): 319-338.
- Harel, M. & Place, A. R. 2003. *Tissue essential fatty acid composition and competitive response to dietary manipulations in white bass (Morone chrysops), striped bass (M. saxatilis) and hybrid striped bass (M. chrysops x M. saxatilis)*. Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology, 135(1): 83-94.
- He, S., Jenkins-Keeran, K. & Woods III, L. C. 2004. *Activation of sperm motility in striped bass via a cAMP-independent pathway*. Theriogenology, 61(7-8): 1487-1498.
- He, S. & Woods III, L. C. 2003a. *Effects of glycine and alanine on short-term storage and cryopreservation of striped bass (Morone saxatilis) spermatozoa*. Cryobiology, 46(1): 17-25.
- He, S. & Woods III, L. C. 2003b. *The effects of osmolality, cryoprotectant and equilibration time on striped bass Morone saxatilis sperm motility*. Journal of the World Aquaculture Society, 34(3): 255-265.
- He, S. & Woods III, L. C. 2004a. *Changes in motility, ultrastructure, and fertilization capacity of striped bass Morone saxatilis spermatozoa following cryopreservation*. Aquaculture, 236(1-4): 677-686.
- He, S. & Woods III, L. C. 2004b. *Effects of dimethyl sulfoxide and glycine on cryopreservation induced damage of plasma membranes and mitochondria to striped bass (Morone saxatilis) sperm*. Cryobiology, 48(3): 254-262.
- Heyward, L. D., Smith, T. I. & Jenkins, W. E. 1995. *Survival and growth of white bass Morone chrysops reared at different salinities*. Journal of the World Aquaculture Society, 26(4): 475-479.
- Jenkins-Keeran, K., Schreuders, P., Edwards, K. & Woods III, L. C. 2001. *The effects of oxygen on the short-term storage of striped bass semen*. North American Journal of Aquaculture, 63(3): 238-241.
- Jenkins-Keeran, K. & Woods III, L. C. 2002a. *An evaluation of extenders for the short-term storage of striped bass milt*. North American Journal of Aquaculture, 64(4): 248-256.
- Jenkins-Keeran, K. & Woods III, L. C. 2002b. *The cryopreservation of striped bass Morone saxatilis semen*. Journal of the World Aquaculture Society, 33(1): 70-77.
- Harrell, R. M. 1997. *Striped bass and other Morone culture*. Elsevier Science, Amsterdam, The Netherlands, 366 p.

- Kelly, A. M. & Kohler, C. C. 1999. *Cold tolerance and fatty acid composition of striped bass, white bass, and their hybrids*. North American Journal of Aquaculture, 61(4): 278-285.
- Kerby, J. H., Everson, J. M., Harrell, R. M., Geiger, J. G., Starling, C. C. & Revels, H. 2002. *Performance comparisons between diploid and triploid sunshine bass in fresh water ponds*. Aquaculture, 211(1-4): 91-108.
- Kohler, C. C., Sheehan, R. J., Habicht, C., Malison, J. A. & Kayes, T. B. 1994. *Habituation to captivity and controlled spawning of white bass*. Transactions of the American Fisheries Society, 123(6): 964-974.
- Kohler, C. C., Sheehan, R. J., Myers, J. J., Rudacille, J. B., Allyn, M. L. & Suresh, A. V. 2001. *Performance comparison of geographic strains of white bass (Morone chrysops) to produce sunshine bass*. Aquaculture, 202(3-4): 351-357.
- Lane, R. L. & Kohler, C. C. 2006. *Effects of dietary lipid and fatty acids on white bass reproductive performance, egg hatchability, and overall quality of progeny*. North American Journal of Aquaculture, 68(2): 141-150.
- Le François, N., Jobling, M., Carter, C. & Blier, P.U. 2010. *Finfish Aquaculture Diversification*, CAB international, United Kingdom, 681 p.
- Lewis, H. A., Trushenski, J. T., Lane, R. L. & Kohler, C. C. 2010. *Effect of dietary marine lipids on female white bass ova compositions and progeny survival*. Fish physiology and biochemistry, 36(4): 979-992.
- Lochmann, S. E., Goodwin, K. J., Racey, C. L. & Green, C. C. 2009. *Variability of egg characteristics among female white bass and the relationship between egg volume and length at hatch of sunshine bass*. North American Journal of Aquaculture, 71(2): 147-156.
- McCormick, J. H. 1978. *Effects of temperature on hatching success and survival of larvae in the white bass*. The Progressive Fish-Culturist, 40(4): 133-137.
- Meijer, 2020. *Large white bass fillets*. [En ligne]: <https://www.meijer.com/shop/en/seafood/fish/other-fish/large-white-bass-fillets/p/22662700000> (page consultée le 28 mars 2020).
- Mount, D. I. 1961. *Development of a System for Controlling Dissolved-Oxygen Content of Water*. Transactions of the American Fisheries Society, 90(3): 323-327.
- MPO, 1999. *État des stocks de bar rayé sauvage et interactions entre le bar rayé sauvage et le bar rayé d'élevage dans les provinces maritimes*. MPO-Sciences, Rapport sur l'état des stocks D3-22 (1999).
- Mylonas, C. C., Gissis, A., Magnus, Y. & Zohar, Y. 1997b. *Hormonal changes in male white bass (Morone chrysops) and evaluation of milt quality after treatment with*. Aquaculture, 153(3-4) : 301-313.
- Mylonas, C. C., Magnus, Y., Gissis, A., Klebanov, Y. & Zohar, Y. 1996. *Application of controlled-release, GnRHa-delivery systems in commercial production of white bass x striped bass hybrids (sunshine bass), using captive broodstocks*. Aquaculture, 140(3): 265-280.
- Mylonas, C. C., Magnus, Y., Klebanov, Y., Gissis, A. & Zohar, Y. 1997a. *Reproductive biology and endocrine regulation of final oocyte maturation of captive white bass*. Journal of Fish Biology, 51(2): 234-250.
- Oceanside Seafood, 2020. *White bass*. [En ligne]: <https://www.oceansideseafood.com/products/white-bass> (page consultée le 28 mars 2020).
- Office de commercialisation du poisson d'eau douce (OCPED), 2019. *2019 Annual report*. [En ligne]: <http://www.freshwaterfish.com/content/pages/corporate-reports-0> (page consultée le 3 avril 2020).
- Quist, M. C., Guy, C. S., Bernot, R. J. & Stephen, J. L. 2002. *Ecology of larval white bass in a large Kansas reservoir*. North American Journal of Fisheries Management, 22(2): 637-642.
- Rottmann, R. W., Shireman, J. V., Starling, C. C. & Revels, W. H. 1988. *Eliminating adhesiveness of white bass eggs for the hatchery production of hybrid striped bass*. The Progressive Fish-Culturist, 50(1): 55-57.
- Rudacille, J. B. & Kohler, C. C. 2000. *Aquaculture performance comparison of sunshine bass, palmetto bass, and white bass*. North American Journal of Aquaculture, 62(2): 114-124.
- Salek, S. J., Godwin, J., Sullivan, C. V. & Stacey, N. E. 2001. *Courtship and tank spawning behavior of temperate basses (Genus Morone)*. Transactions of the American Fisheries Society, 130(5): 833-847.

- Scott, W. B., & Crossman, E. J. 1974. *Poissons d'eau douce du Canada*. Centre d'édition du gouvernement du Canada par le Ministère des Approvisionnements et Services Canada, Ottawa, Canada, 1026 p.
- Siefert, R. E., Carlson, A. R. & Herman, L. J. 1974. *Effects of reduced oxygen concentrations on the early life stages of mountain whitefish, smallmouth bass, and white bass*. The Progressive Fish-Culturist, 36(4): 186-190.
- Skretting, 2020. *Classic Bass*. [En ligne]: <https://www.skretting.com/en-US/products/classic-bass/868661> (page consultée le 3 avril 2020).
- Smith, T. I., Jenkins, W. E. & Heyward, L. D. 1996. *Production and extended spawning of cultured white bass broodstock*. The Progressive Fish-Culturist, 58(2): 85-91.
- Stickney, R.R., 2000. *Encyclopedia of aquaculture*, John Wiley & Sons Inc, New York, USA, 1063 p.

Bar hybride – *Morone sp.*- Sunshine bass

Temps de grossissement, taux de croissance et taille commerciale

Temps de grossissement – population sauvage ou non domestiquée

- Une taille commerciale acceptable est produite entre 8-13 mois en bassins et entre 18-24 mois en étangs (Harrell, 1997).
- Le temps de grossissement est de 18 mois en étangs pour des hybrides entre 1,5 et 2,5 livres (Dunning, 2001).
- Des hybrides *sunshine* ont atteint une taille jusqu'à 1 kg en moins de 2 ans en étangs alimentés avec de l'eau saumâtre (Mylonas *et al* 1996).
- Production d'un bar de 680 g et de 900 g en étang prend 14-16 mois et 14-24 mois respectivement. En bassins avec une température contrôlée, cela prend 8-10 mois et 11-13 mois respectivement (Harrell, 1997).
- En phase 2, l'hybride *sunshine* (1 g/jour) et le bar blanc (1,01 g/jour) à une croissance supérieure à l'hybride *palmetto* (0,64 g/jour). En phase 3, la croissance a été meilleure pour les hybrides *palmetto* (3,95 g/jour) et *sunshine* (5,16 g/jour) que pour le bar blanc (1,20 g/jour) (Rudacille et Kohler, 2000).
- 18 mois et plus en étang (Kohler *et al.*, 2001).
- En moins de 12 mois lorsque les hybrides sont élevés en systèmes intérieurs où la température est contrôlée (Rudacille et Kohler, 2000).
- Les hybrides sont récoltés à l'âge de 18-24 mois pour le marché (Le François *et al.*, 2010).
- En bassins, il est possible d'avoir des hybrides prêts pour le marché après 8 à 13 mois. En étangs, il faut un 18-24 mois (Le François *et al.*, 2010).
- Pour des hybrides de 1 g à une taille commerciale de 1,25-2,50 livres, il faut compter entre 1,5 à 2 ans pour une culture en étangs (Dunning et Daniels, 2001) :
- Avec des hybrides de départ pesant 1 à 3 g à une densité de 3 000-5 000 poissons par acre, il faut 15-18 mois pour obtenir des hybrides de 1,25-2,50 livres.
- Avec des hybrides de départ pesant 1 g, il faut compter 6-8 mois pour atteindre un poids de 100 g et ensuite, 9-12 mois pour atteindre un poids de 1,25-2,50 livres à une densité de 3 000-5 000 poissons par acre.
- L'hybride a une croissance plus élevée que le bar rayé pendant ces deux premières années de vie, mais le bar rayé atteindra toujours une taille (surtout en poids) plus élevée (Stickney, 2000).

Taille commerciale – population sauvage

- Entre 0,45–1,36 kg pour des hybrides aux États-Unis (Harrell, 1997).
- Entre 1,5-2 livres (= 0,680-0,907 kg) pour des hybrides aux États-Unis (Dasgupta et Thompson, 2013).
- Entre 1,5 et 2 livres, ce qui permet d'avoir deux filets de 6 à 8 po (Lougheed et Nelson, 2001).
- 0,7 kg ou plus pour les poissons du genre *Morone* (Stickney, 2000).
- Entre 0,5 à 2 kg (Le François *et al.*, 2010).

Croissance compensatoire

- Étude de Turano *et al.* (2007) : une réponse de croissance compensatoire peut être induite chez des hybrides élevés en étangs. Un taux de croissance spécifique plus élevé a été atteint lors de la réalimentation après le jeûne. Par contre, deux semaines de réalimentation n'ont pas été suffisantes pour rattraper les contrôles.

Température optimale de croissance et de frai

- Température optimale pour l'adulte hybride : 25-27 °C (Williams, 2012).
- Les hybrides et leurs parents grandissent bien entre 18 et 30 °C (Brumbaugh, 2010).
- La température pour les genres *Morone* est optimale entre 15 et 17 °C. Il y a de la croissance entre 16 et 32 °C et il n'y en a pas à moins de 10 °C et à plus de 33 °C (Stickney, 2000).
- Température optimale pour les hybrides : entre 25-27 °C (Morris *et al.*, 1999).
- La température optimale pour la croissance et le pic d'efficacité de conversion est entre 21,2 et 26,8 °C pour des hybrides *palmetto*. La croissance de l'hybride n'est pas influencée par des oscillations de température de plus ou moins 6-8 °C. Il est possible de modifier la croissance des hybrides par la manipulation de la photopériode. La photopériode de l'automne réduit la croissance et la photopériode du printemps augmente la croissance (Woiwode et Adelman, 1991).
- Il y a croissance chez l'hybride entre 16 et 32 °C et croissance maximale entre 25 et 30 °C (Stickney, 2000).

Tolérance thermique

- La température létale inférieure est de 5,9, 4,8, 2,5 et 1,9°C pour le bar rayé, l'hybride *palmetto*, l'hybride *sunshine* et le bar blanc respectivement lorsqu'ils sont nourris avec une diète commerciale préparée (40 % de protéines brutes et 10 % de lipides bruts). S'ils sont nourris avec une diète naturelle composée de menés tête de boule, ils peuvent tous se rendre à 0 °C sauf pour le bar blanc (1,8 °C) (Kelly et Kohler, 1999).
- L'hybride tolère des températures entre 4 et 33 °C (Williams, 2012).
- À une température de 29 °C, les hybrides ont une croissance (Marcek, 2020).
- La température critique maximale pour les hybrides augmente avec la température d'acclimatation et elle se situe entre 28 °C (pour des individus acclimatés à 6,5 °C) et 40,5 °C (pour des individus acclimatés à 33,1 °C) (Ctmax à 35-36 °C si acclimatés à 23 °C) (Woiwode et Adelman, 1992).
- Au-dessus de 32 °C, les hybrides deviennent stressés et refusent de manger. Ils sont alors plus susceptibles aux maladies (Dunning, 2001).
- L'hybride est un eurytherme tempéré (Woiwode et Adelman, 1991).

Taux de conversion alimentaire

- Taux de conversion alimentaire calculé par Dasgupta et Thompson (2013) à partir des données de D'Abramo *et al.* (2002) : 2,8:1 pour des hybrides *sunshine* élevés en étangs.
- Taux de conversion alimentaire calculé pour des hybrides *sunshine* élevés en cage avec un stock de départ de juvéniles de 19 g à une densité de 0,78 poisson par pied carré : 62 % de survie avec un taux de conversion de 2,4:1 (153 jours plus tard) (Webster *et al.*, 2001; Dasgupta et Thompson, 2013).

- Taux de conversion alimentaire chez des hybrides (non spécifié) élevés en cages : 2,59 :1 et 2,5 :1 (Dasgupta et Thompson, 2013).
- Taux de conversion alimentaire moyen obtenu chez les producteurs de bars rayés hybrides (non spécifié) au Texas : 2,6 :1 (Treece, 2017).
- Taux de conversion alimentaire de bars rayés hybrides nourris avec différentes diètes ne contenant pas de poisson pendant 10 semaines et ayant un poids moyen de départ de 20,4 g : de 1,97 à 2,88 (Webster *et al.*, 2000).
- Entre 2,2 et 2,4 pour des hybrides (non spécifiés) en étangs (Dunning, 2001).
- Entre 1,67 et 2,4 pour des hybrides *sunshine* élevés en cages et nourris à des fréquences différentes (Webster *et al.*, 2001).
- Taux de conversion alimentaire d'hybrides *sunshine* élevés pendant 17 mois en étangs : entre 2,2 et 2,7 (D'Abramo *et al.*, 2004).
- Taux de conversion alimentaire d'hybrides *palmetto* élevés en étangs jusqu'à la récolte : 1,47 à 1,73 (Kerby *et al.*, 1983).
- Taux de conversion alimentaire des hybrides *palmetto* et *sunshine* élevés en systèmes de recirculation de l'eau : 2,63 et 2,02 respectivement (Rudacille et Kohler, 2000).
- Taux de conversion alimentaire d'hybride *sunshine* nourris avec une diète où un pourcentage de la farine de poisson est remplacé par de la farine de chou éthiopien (*Brassica carinata*) : entre 1,68 et 1,92 (Kasiga et Brown, 2019).
- Taux de conversion alimentaire d'hybride *sunshine* en phase 2 élevés en *raceway* vertical : 1,4-1,5 (Volkman *et al.*, 2004).
- Taux de conversion alimentaire d'hybrides *sunshine* élevés en étangs avec une diète pour salmonidés en phase 2 et 3 : 1,1-1,2 et 1,5-1,7 respectivement (Kohler *et al.*, 2001).

Densité d'élevage

En étangs

- Étude de Brumbaugh (2010) : des densités de 30 à 100 larves d'hybrides en étangs n'affectent pas le rendement en poisson ni le taux de survie. Par contre, une forte densité produira des poissons plus petits lors de la récolte que s'ils sont élevés en faible densité.
- Densité en étangs pendant la phase 1 : 250 000 à 500 000 alevins de 4 jours par hectare (Stickney, 2000).
- Densité en étangs pendant la phase 2 : 20 000 à 30 000 petits juvéniles par hectare (Stickney, 2000).
- Densité en étangs pendant la phase 3 : 7 500 à 10 000 poissons par hectare (Stickney, 2000).
- Densité d'hybrides *palmetto* élevés en étangs au stade de jeunes juvéniles : 200 à 300 kg/ha. La biomasse à la récolte est de 2 312 kg/ha et de 4 886 kg/ha (Kerby *et al.*, 1983).

En bassins

- Densité d'hybrides *palmetto* élevés en bassins circulaires : 0,477 à 0,954 kg/m³ (Woods *et al.*, 1985).
- Densité maximale en bassins : environ 40 kg/m³ pour des adultes (Smith *et al.*, 1985; Wolters et Demay, 1996; Kelly et Kohler, 1996).

En raceway

- Densité finale de bars *sunshine* en raceway vertical en fin de phase 2 à densité faible et élevée : 16,2 et 18,9 kg/m³ respectivement (Volkman *et al.*, 2004).

En cages en eau salée ou saumâtre

- Densité d'hybrides *palmetto* élevée en cages en estuaire pendant 18 mois : 4,4, 6,6 et 9,2 kg/m³. La biomasse à la récolte est de 46,6 à 62,2 kg/m³ (Woods *et al.*, 1983).

En systèmes de recirculation de l'eau

- Densité d'hybrides de 60 kg/m³ dans un système de recirculation de l'eau à 20 °C (Harrell, 1997).
- Densité initiale et finale de l'hybride *sunshine* en systèmes de recirculation de l'eau : 15 kg/m³ et 55 kg/m³ sans effet néfaste sur les caractéristiques de production (juvéniles à adultes) (Kemeh et Brown, 2001).

Rendement en chair

- Rendement en filet préparé est entre 35 à 38 % et rendement en chair éviscéré est de 86-90 % pour les hybrides (non spécifiés) (Morris *et al.*, 1999).
- Rendement en chair pour l'hybride *sunshine* : poisson entier, 100 %; dressé avec branchie, 90,5 %; dressé sans branchie, 85,4 %; filet avec peau, 41,9 % (Harrell, 1997). Déchets pour l'hybride *sunshine* : squelette, 48,8 %; peau, 19,8 %; viscères, 9,5 % (Harrell, 1997).
- Rendement en filets pour l'hybride *sunshine* : entre 24 et 27,8 %. Rendement en chair en contexte expérimental où des fréquences d'alimentation ont été testées chez des bars hybrides (Webster *et al.*, 2001).
- Rendement en filets pour le *sunshine* : entre 38 et 55 % dépendamment de la forme et de la coupe (Silver Streak, 2020).
- Rendement en filets de l'hybride *palmetto* : 57 % pour les filets entiers, 49,7 % pour les filets avec peau et 36,7 % sans peau (Bosworth *et al.*, 1998).

Taux de survie des larves, juvéniles et adultes

- La survie est plus élevée lorsque les larves sont stockées à un âge plus avancé. En étangs, la survie est meilleure s'il a été stocké avec des larves de 5 g comparativement à des larves de 3 g (D'Abramo *et al.*, 2004).

Larves

- En phase 1 en étangs : bon si excède 15 % pour le bar blanc et l'hybride *sunshine* et excède 45 % pour le bar rayé et l'hybride *palmetto* (Stickney, 2000).
- Entre 40-50 % de survie chez les larves de bar blanc et d'hybride *sunshine* et entre 10 à 20 % chez les larves de bar rayé et d'hybride *palmetto* nourries avec une diète commerciale, élevés à 20 °C en systèmes de recirculation de l'eau (Kelly et Kohler, 1999).
- Taux de survie attendue pour des hybrides en étangs pendant la phase 1 est de 20 % (Dunning, 2001).
- D'hybrides *sunshine* en étangs : moins de 40 % (Morris *et al.*, 1999).

- Pour des hybrides *sunshine* élevés en bassins : entre 32 et 79 % avec une moyenne de 60 % (Ludwig et Lochmann, 2007), entre 3,1 (Ludwig et Lochmann, 2000) et 52,9 % (Ludwig, 2003).
- Un bon taux de survie pendant la phase 1 se situe entre 40 et 50 % (Morris *et al.*, 1999) et entre 15 et 20 % pour les hybrides *sunshine* (Morris *et al.*, 1999).
- Taux de survie des larves *sunshine* après 30 jours est de 78 % (Mylonas *et al.*, 1996).
- Reproduction entre hybrides *sunshine* F1 : 2,7 % de survies chez les larves de F2 après 32 jours suivant l'éclosion (Guner *et al.*, 2016).

Juvéniles

- Taux de survie en étangs à une densité de 3 000-5 000 bars rayés hybrides par acre :
 - o Jusqu'à 100 g : 85 % de survie (Dunning et Daniels, 2001).
 - o De 100 g à une taille commerciale (moyenne de 1,7 livre): 80 % de survie (Dunning et Daniels, 2001).
- Taux de survie moyen de bars rayés hybrides nourris avec une diète sans poisson pendant 10 semaines et ayant un poids moyen de départ de 20,4 g : 95 % (Webster *et al.*, 2000).
- En phase 2 en étangs : 85 % (Stickney, 2000).
- En phase 2 en étangs : 85-95 % (Morris *et al.*, 1999).
- Taux de survie attendu pour des hybrides en étang pendant la phase 2 est de 85 % (Dunning, 2001).
- Taux de survie moyen des hybrides élevés en étangs pendant la phase 3 est de 80 % (Dunning, 2001).
- Survie en phase 2 pour l'hybride *palmetto*, *sunshine* et le bar blanc élevés en systèmes de recirculation de l'eau : 100 %. En phase 3, elle a été de 98-100 % (Rudacille et Kohler, 2000).
- Taux de survie à la récolte des hybrides *sunshine* élevés en étangs pendant 17 mois : entre 67,4 et 84,8 % (D'Abramo *et al.*, 2004).
- La survie moyenne des hybrides *sunshine* juvéniles élevés dans un système de production intensif avec la technologie biofloc : 81,7 % (Green *et al.*, 2017).
- Survie de bars *sunshine* en phase 2 élevés en raceway vertical à densité faible et élevé : 81,1 et 73,8 % respectivement (Volkman *et al.*, 2004).
- Survie à la récolte d'hybrides *palmetto* élevés en cages en estuaire : moyenne de 95 % (Woods *et al.*, 1983).
- Survie à la récolte d'hybrides *palmetto* en bassins circulaires : entre 70 et 95 % (Woods *et al.*, 1985).

Âge à maturité sexuelle

Population sauvage

- Hybride *sunshine* : atteinte après deux ans (Guner *et al.*, 2016).

Contrôle de la reproduction (gamétogénèse, fertilisation, frai)

Géniteurs

- Des bars rayés domestiqués sont souvent utilisés pour fertiliser des œufs de bars blancs. Les femelles bars blancs sont acquises matures ou quelques semaines ou mois avant la saison de reproduction (Le François *et al.*, 2010).

Induction du frai

- Injection de Lutenizing hormone releasing hormone analogue (LHRH-a) chez les femelles pour induire le frai (Guner *et al.*, 2016).
- Les femelles bars rayés et bars blancs sont injectées avec l'hormone chorionique gonadotrope humaine (hCG) (marque recommandée : Chorulon, car elle est acceptée par U.S Food and Drug Administration for fish use) pour induire l'ovulation. Il faut s'assurer que la femelle soit en condition de se reproduire par un examen visuel des ovocytes. Une deuxième injection d'hormone peut induire l'avortement de la femelle (Stickney, 2000; Le François *et al.*, 2010).
- L'injection de l'hormone de libération des gonadotrophines hypophysaires (*synthetic analogue of mammalian gonadotropin releasing hormone* (mGnRHa)) permet d'induire le frai chez le bar rayé (Stickney, 2000; Le François *et al.*, 2010).
- La manipulation de la photopériode et de la température est parfois utilisée pour prolonger la saison de frai (Le François *et al.*, 2010).
- Les juvéniles ne sont pas toujours disponibles à l'année (Le François *et al.*, 2010).
- Le *cold banking* consiste à réduire la température de l'eau des géniteurs (bars rayés et bars blancs) pour prolonger la saison où les géniteurs ont des gamètes de qualité. Il est alors possible de prolonger la saison de 2 à 4 semaines. Il faut descendre la température en dessous de 15 °C pour le bar rayé mâle et en dessous de 13 °C pour le bar blanc femelle. Des femelles du bar blanc et des mâles du bar rayé peuvent produire des gamètes viables jusqu'à 4 à 6 mois passés leur saison de reproduction naturelle (McGinty et Hodson, 2008).

Fertilisation artificielle

- Les gamètes sont recueillis manuellement en exerçant une pression au niveau de l'abdomen. Les poissons doivent être essuyés avec du papier essuie-tout afin d'éviter la contamination du sperme avec l'eau (l'eau active le sperme). Le sperme peut être collecté à l'aide d'une pipette Pasteur par succion (Stickney, 2000). Les bars sont anesthésiés préalablement (Le François *et al.*, 2010).
- Deux à trois mâles sont nécessaires pour fertiliser les œufs d'une femelle afin d'améliorer l'hétérozygotie génétique et de diminuer la possibilité de fertiliser avec du sperme de moindre qualité (Stickney, 2000).
- Deux types de fertilisation utilisés : méthode humide (*wet method*, sperme ajouté à une mixture d'œufs et d'eau) ou méthode à sec (*dry method*, sperme mélangé à des œufs suivi par l'ajout d'eau) (Stickney, 2000).

Production de triploïdes

- Étude de Kerby *et al.* (2002) : comparaison de performance entre des triploïdes et des diploïdes d'hybrides *sunshine* élevés en étangs. La triploïdie est induite par pression hydrostatique. Après 3 mois en phase 2, les diploïdes avaient une croissance plus élevée en termes de poids et de longueurs. La survie est la même entre les deux (97 % pour les triploïdes et 95,9 % pour les diploïdes). Tous les mâles et la plupart des femelles diploïdes étaient matures à deux ans. Tous les triploïdes avaient des gonades réduites et dysfonctionnelles à cinq ans.

Succès de fertilisation

- Taux de fertilité moyen de 81,2 % pour des hybrides *sunshine* venant de femelles bars blancs de deux ans et de mâles bars rayés de trois ans (Mylonas *et al.*, 1996).
- Reproduction entre hybrides *sunshine* F1 : entre 56,3 et 85,4 % (Guner *et al.*, 2016).

Cryopréservation

- Des protocoles ont été développés pour le stockage à court terme (Jenkins-Keeran et Woods, 2002a; He et Woods 2003a; He *et al.*, 2004) et à long terme (par la cryopréservation) de la semence (Jenkins-Keeran et Woods 2002b; He et Woods, 2003b, 2004a,b) pour les espèces du genre *Morone*.

Incubation des œufs

Caractéristiques

- En aquarium, incubateurs à plateaux verticaux *heath trays* ou bocaux de type MacDonald (si adhésivité des œufs est neutralisée dans le cas de l'hybride *sunshine*) (Stickney, 2000).
- Des méthodes existent pour enlever l'adhésivité des œufs de bars blancs et de l'hybride *sunshine* (Rottmann *et al.*, 1988).

Tailles des œufs

- Voir les fiches du bar rayé et du bar blanc pour la taille des œufs.
- Les œufs de *sunshine* sont plus petits que ceux des *palmetto* (Stickney, 2000).

Taille des larves à l'éclosion

- Taille des hybrides *palmetto* : 8-10 mm (Brumbaugh, 2010).
- Taille des hybrides *sunshine* : 2-6 mm (Brumbaugh, 2010).

Nombre d'œufs

- Voir les fiches du bar rayé et du bar blanc pour le nombre d'œufs.

Temps d'incubation

- 36 à 48 h à 16-18 °C pour éclore et 72 à 96 h pour que la larve ait résorbé son sac vitellin (Stickney, 2000).
- Entre 41 à 106 h avec une moyenne de 65,5 h tout dépendamment de la température d'incubation pour des hybrides *sunshine* (Lochmann *et al.*, 2012).

Taux d'éclosion

- Environ 68 % (lors de la production d'hybrides *sunshine*) (Harrell, 1997).
- Entre 49 et 96 % lors de la production d'hybrides *sunshine* (Lochmann *et al.*, 2009).
- Entre 10,5 et 64,2 % lors de la production d'hybrides *sunshine* (Lochmann *et al.*, 2012).
- Taux de survie des œufs après 24 h : 46,5 % pour des hybrides *sunshine* avec un taux d'éclosion général de 45 % (Mylonas *et al.*, 1996).
- Reproduction entre hybrides *sunshine* F1 : entre 0,99 et 46,88 % de succès d'éclosion (fertilisation manuelle et en bassin) (Guner *et al.*, 2016)
- Les deux types d'hybrides produisent des œufs viables, mais une faible survie des alevins a été observée avec l'hybride *sunshine*.

Alimentation en milieu naturel

- Semblable au bar rayé et bar blanc. Voir fiche technique correspondante.

Alimentation en élevage

Larves

- Besoin d'une nourriture vivante pour les premiers jours après la résorption du sac vitellin. L'hybride *sunshine* a besoin de se nourrir en rotifères pendant les premiers jours, dû à sa plus petite taille comparativement à l'hybride *palmetto* ou au bar rayé (Brumbaugh, 2010). En étangs, il suffit de le fertiliser préalablement pour obtenir une bonne communauté de phytoplanctons et de zooplanctons. Si l'élevage des larves se fait en bassins, il faut alors l'ensemencer en rotifères ou autres petits zooplanctons (Fuller, 2020). Les rotifères et les artémias sont déficients en acides gras essentiels que les bars rayés et ses hybrides ne sont pas capables de synthétiser. Il faut alors les enrichir avant de les donner aux poissons (Le François *et al.*, 2010).
- Les larves de l'hybride *palmetto* se nourriront de cladocères et de copépodes alors que les larves de l'hybride *sunshine*, étant plus petites à l'éclosion, se nourriront de plus petits zooplanctons comme les rotifères (Stickney, 2000).
- Étude de Fuller (2020) : diminuer la période pendant laquelle les larves d'hybrides se nourrissent de rotifères augmente la croissance des larves. Après 6 jours, les larves étaient nourries d'artémis au lieu des rotifères et maintenaient leur croissance à 18 et 26 °C. Elles étaient plus grandes à la fin de la période de l'étude. Il est possible de réduire à 4 jours la période où les larves sont nourries de rotifères. L'élevage d'artémia est moins consommant en temps et moins dispendieux que l'élevage de rotifères. Aussi, aucune diminution significative n'a été remarquée au niveau de la survie des larves.

Juvéniles et adultes

- Les habitudes alimentaires des hybrides adultes sont similaires à celles du bar rayé (Stickney, 2000).
- Recommandation pour la diète du juvénile à l'adulte : 40 % de protéines, 8 % de lipides, 1,7 % de fibres, 3,3 kcal/g de nourriture d'énergie disponible. Il n'est pas avisé d'utiliser une diète avec moins de 36 % de protéines brutes (Stickney, 2000).
- 5-17 % de lipides (Nematipour *et al.*, 1992).
- Étude de Ende *et al.*, 2018 : les hybrides nourris avec une diète pour sandre doré européen (*Sander lucioperca*) ont obtenu un taux de croissance spécifique significativement plus élevé que les hybrides nourris avec deux diètes pour truites arc-en-ciel. Le taux de conversion alimentaire était aussi plus bas avec la diète pour sandre (1) qu'avec la diète pour truite (1,1 et 1,2). Il n'y a pas eu de différence au niveau du poids final, de la taille finale et du facteur de condition. La diète pour le sandre offre une performance de croissance plus optimale pour les hybrides que la diète pour la truite arc-en-ciel.

Moulée commerciale spécifique à l'espèce

- Skretting offre une diète optimisée pour le bar rayé hybride et le barramundi. Ils ont recommandé la Nova LE, créé spécialement pour les espèces à eau chaude. C'est une diète à faible-moyenne énergie conçue avec différente source de protéines (Skretting, 2020a). Il y a

aussi la Classic Bass conçue pour l'achigan à grande bouche, le barramundi et le bar rayé hybride. C'est une diète à moyenne énergie pour les espèces d'eau chaude (Skretting, 2020b).

R-D pour développement de moulée spécifique

- Il est possible de nourrir les bars rayés hybrides *sunshine bass* avec une diète ne contenant pas de poisson. Cet ingrédient peut être remplacé par du soja, du canola, de la farine de volaille ou de la farine de chanvre. Aucun effet négatif n'a été observé sur la croissance, la survie et la composition du corps (Webster *et al.*, 2000).
- Étude de Bharadwaj *et al.* (2002) : il est possible d'incorporer jusqu'à 45 % des protéines totales de la farine d'os ou de viande dans la diète de l'hybride *palmetto* sans que sa consommation moyenne, son gain de poids et son taux de conversion alimentaire soient affectés significativement par rapport à une diète composée de farine de poisson et de tourteau de soja. Les hybrides peuvent utiliser efficacement cette source de protéines, même en source principale.
- Étude de Blaufuss et Trushenski (2012) : essai d'une diète composée de 10 % de farine de poisson et de 65 % de tourteau de soja. La farine de poisson a été réduite en bas de 10 % par le remplacement des protéines concentrées de soja ou d'isolat de protéines de soja. Réduire en dessous de 10 % la farine de poisson réduit la performance de production. Les protéines raffinées de soja ainsi que le tourteau de soja peuvent être utilisées pour remplacer la farine de poisson. Par contre, les coûts de ses produits et leur acceptabilité auprès des poissons vont déterminer son avenir dans la nutrition des poissons.
- Étude de Cruz (2018) : essai de remplacement de 10, 15, 20 % de la farine de poisson et des concentrés de protéines de soja par des produits d'algues. Le remplacement jusqu'à 15 % par une mixture de BGAB (biomasse d'algues bleues), *phaeodactylum tricornutum*, *Nanochloropsis salina* ou une mixture de *Nanochloropsis salina* avec *Amphora sp.* Ou *Cylindrothecatheca sp.* a été possible sans affecter les performances de croissance et la composition du corps des hybrides.
- Étude de Bowzer et Trushenski (2015) : la farine de carpes asiatiques a été testée dans l'alimentation du bar rayé hybride. Les résultats semblent être pertinents, mais la diète devra être testée à long terme afin d'évaluer son efficacité.
- Étude Gallagher (1994) : le tourteau de soja peut remplacer jusqu'à 75 % de la farine de poisson comme protéine dans la diète des hybrides de plus de 150 g sans qu'il y ait une différence de croissance. Chez les hybrides de 5 g, un remplacement de 50 % a résulté en une diminution du gain de poids.
- Étude de Perez-Velazquez *et al.* (2019) : ces chercheurs ont trouvé qu'une combinaison de farine de *Arthrospira sp.* et de *S. limacinum* peut remplacer une proportion de la farine de poisson dans la diète des hybrides. Cette diète avec de la farine d'algues permet des performances de croissance acceptables jusqu'à 50 % de remplacement de la farine de poisson. Elle permet aussi une accumulation de DHA (oméga-3) dans les tissus des poissons.
- Études de Rawles *et al.* (2009) et de Rawles *et al.* (2006) : des scientifiques ont testé le remplacement de la farine de poisson dans la diète d'hybrides élevés en étangs et en systèmes de recirculation de l'eau par de la farine de sous-produits de poulet. Les résultats sont prometteurs, mais ils demandent plus de recherches.

Tolérance aux variations d'oxygène

- Les besoins en oxygène des espèces du genre *Morone* sont plus élevés que ceux pour la barbotte de rivière et moins élevés que pour les truites (Stickney, 2000).
- La concentration en oxygène pour la culture de *Morone* sp. est supérieure à 4 ppm (Stickney, 2000).
- Les hybrides et leurs parents ont besoin d'une concentration en oxygène plus élevée que 3 mg/l (Brumbaugh, 2010).
- Les hybrides sont plus tolérants aux températures et aux concentrations d'oxygène extrêmes que leur parent, mais tous sont eurythermiques et euryhaline (Le François *et al.*, 2010).
- Les hybrides peuvent croître dans une eau hypoxique à 3 mg/l si une nourriture est donnée en quantité suffisante. S'ils subissent des températures extrêmes (29 °C) en plus, une diminution significative de la consommation et de la croissance a été observée (Marcek *et al.*, 2020).
- Le gain de poids chez des hybrides est 3,3 et 4,9 fois plus élevé avec une saturation d'oxygène de 39,7 % et de 105,5 % respectivement comparativement à 23 %. L'utilisation de la nourriture est significativement réduite sous des conditions sévères d'hypoxie chronique (Green *et al.*, 2015).

Susceptibilité aux maladies

- Il semble ne pas avoir de différence au niveau de la susceptibilité aux maladies chez le bar rayé et ses hybrides (Harrell, 1997).
- Le stress relié aux manipulations serait la cause de la perturbation de leur système immunitaire (Williams, 2012).
- Maladies
 - o Maladies bactériennes : Columnaris (*Flexibacter columnaris*, pourriture bactérienne des nageoires) et motile Aeromonas septicemia (*Aeromonas* et *Pseudomonas*). En eau salée : Vibriose (*Vibrio spp.*). En système intensif : mycobactéries (*Mycobacterium marinum*) (Stickney, 2000).
 - o Champignons (Stickney, 2000).
 - o Ectoparasites dont les protozoaires flagellés et ciliés. Le plus problématique est *ichthyophthiriasis*. Ils causent de l'inconfort et de la léthargie chez les bars (Stickney, 2000).
 - o Parasites : vers de branchies, nématodes, crustacés, et autres (Stickney, 2000).
- Traitements
 - o Les traitements utilisés sur les autres espèces de poisson fonctionnent généralement bien sur les bars. Le sel et le formol sont couramment utilisés pour le traitement contre les parasites (Stickney, 2000).

Statut des populations et aire de répartition

Statut des populations

- Voir les fiches du bar rayé et du bar blanc pour le statut des populations au Canada.

Aire de répartition

- Il existe des hybrides en milieux naturels. Ceux-ci sont fertiles. Des croisements avec les espèces parentes ont été répertoriés (Harrell, 1984; Fries et Harvey, 1989; Woods *et al.*, 1995). Plusieurs gestionnaires ont peur que ces croisements affectent le groupe génétique des espèces parentes, ce qui mènerait à une introgression de gènes (Kerby *et al.*, 2002).
- Des hybrides existent dans des lacs, des réservoirs et des criques dans au moins 32 états des États-Unis et dans un lac (lac St-Louis, Québec) au Canada (Garber et Sullivan, 2006).

Situation des pêches commerciales et récréatives

- Poissons très populaires pour la pêche sportive, stockés en eau douce depuis 1965 (Axon et Whitehurst, 1985).
- Pas de pêche commerciale.
- Une diminution des pêcheries de bars rayés sur la côte est des États-Unis durant les années 1970 et 1980 a ouvert des opportunités pour la culture des hybrides (Garber et Sullivan, 2006).

Prix de débarquement

- Prix à la ferme aux États-Unis du bar rayé hybride en 2019 : 3,30-3,60 \$ US/livre (Russell, 2019).
- Prix à la ferme de Freshwater Farms of Ohio (Urbana, Ohio) d'avril 2018 pour des bars rayés hybrides : 4 \$ US pour un poisson de 5-7 po, 4,50 \$ US pour un poisson de 6-8 po et 5,85 \$ US pour un poisson de 8-10 po (Freshwater Farms of Ohio, 2020).
- Prix à la ferme au Texas pour des bars rayés hybrides : 3,25-3,50 \$ US en 2015 et 3,50 \$ US en 2016 (Treece, 2017).
- Prix moyen à la ferme aux États-Unis pour le bar rayé hybride : 3,75 \$ US/livre en 2010 et 4,14 \$ US/livre en 2013 (Dasgupta et Thompson, 2013).
- Prix moyen à la ferme aux États-Unis en 2002 pour un bar rayé hybride: 2,56 \$ US/livre frais ou 3,12 \$ US/livre vivant (Lougheed et Nelson, 2001).
- Le prix est généralement entre 5,50 et 7,70 \$ US/kg pour un poisson entier sur glace (Stickney, 2000).
- Seuil de rentabilité pour une culture de bar rayé hybride en étang : 1,96 \$ US/livre pour arriver à couvrir tous les coûts de production (Dunning et Daniels, 2001).

Approvisionnement

Généralité

- Il est plus facile pour un producteur de se procurer des géniteurs en milieu naturel que de maintenir deux stocks de géniteurs à la pisciculture (Stickney, 2000).
- La majorité des producteurs pour la table achète des juvéniles d'autres producteurs pour le grossissement (Le François *et al.*, 2010).

Prélèvement de bars rayés en nature

- Les bars rayés sont capturés pendant la migration en rivière pour le frai à l'aide de la pêche électrique, de filets maillants ou de *pound nets*. Il est préférable de garder des individus de moins de 5 kg, car ils ne s'adaptent pas bien à la captivité (Stickney, 2000). Des scientifiques recommandent de laisser les femelles réabsorber leurs œufs pour qu'elles aient de l'énergie le

temps qu'elles s'adaptent à une diète sèche. Les mâles seront prêts à être reproduit la saison suivante, mais il faudra attendre deux ans pour que les femelles produisent une bonne qualité d'œufs. Généralement, les piscicultures ne tiennent pas compte de ces recommandations et reproduisent les géniteurs aussitôt capturés (Stickney, 2000).

- Les bars blancs peuvent être capturés par pêche électrique, *hook-and-line* ou par *trap nets*. La plupart du temps, les producteurs achètent leurs bars blancs des pêcheurs commerciaux du lac Érié. Les bars blancs ont une résistance plus élevée au stress et peuvent donc être reproduits immédiatement après avoir été pêchés (Stickney, 2000).

Achat d'œufs et de larves chez des pisciculteurs

- Maintenance d'un groupe de géniteurs des deux espèces dont l'on souhaite faire l'hybridation. Les hybrides ne sont pas convenables pour servir de géniteurs, car les individus F_2 expriment une variabilité de leur taux de croissance, de la conformation et de la coloration de leur corps et autres caractéristiques de production. Une bonne manière de produire des hybrides est de conserver un groupe de bars rayés mâles domestiques et de les reproduire avec un groupe de bars blancs femelles captifs ou domestiques que l'on remplace chaque quelques années (Harrell, 1997). Les bars blancs sont plus faciles à maintenir, à frayer et à produire en captivité comparativement au bar rayé (Kohler *et al* 1994; Harrell, 1997).

Domestication

- Difficile de domestiquer le bar rayé, car il y a un grand écart de temps entre les générations comparativement au bar blanc. Celui-ci est alors un meilleur candidat pour la domestication (Stickney, 2000).

Avenues de recherche

- Trouver une solution pour enlever le besoin en nourriture vivante (rotifères) chez les larves (Fuller, 2020). Éliminer les rotifères de l'alimentation des hybrides diminuerait les coûts de production de 89 % (Eklund *et al.*, 2012).
- Un programme national d'amélioration génétique et de reproduction sélective a été initié et la domestication du bar rayé et du bar blanc a fait quelques progrès (Garber et Sullivan, 2006). Il est important d'établir des lignées où les traits de production sont optimisés. Un chercheur a montré que d'obtenir un gain génétique de 10 % sur les traits de production (croissance, taux de conversion alimentaire) peut doubler son profit. Cela permettrait de réduire les coûts de production (Knibb, 2000). Garber et Sullivan (2006) décrit les différentes approches pour la reproduction sélective du bar rayé hybride en incluant les avantages et désavantages pour chacune.
- Améliorer la disponibilité des médicaments et des agents thérapeutiques. Il y a un manque de traitements thérapeutiques approuvés pour cette espèce (Le François *et al.*, 2010).
- Certaines femelles bars blancs produisent des œufs et des larves avec des caractéristiques qui sont plus appropriés pour augmenter la survie et la production de juvéniles (ex. sélection pour de plus gros alevins). S'il y a sélection pour ces caractéristiques lors de la domestication de lignée de bar blanc, la production d'hybrides *sunshine* en sera grandement améliorée (Lochmann *et al.*, 2009).

Caractéristiques du produit

- Voir fiche sur le bar rayé

Production aquacole

- Une diminution des pêcheries de bars rayés sur la côte est des États-Unis durant les années 1970 et 1980 a ouvert des opportunités pour la culture des hybrides (Garber et Sullivan, 2006).
- La production commerciale d'hybrides a commencé dans le début des années 1980 avec le bar *palmetto*. Elle a été ensuite remplacée par la production de bar *sunshine* qui est plus facile à obtenir (Garber et Sullivan, 2006).
- La première hybridation expérimentale entre le bar rayé et le bar blanc a été réalisée par Robert Stevens en 1965 (Stickney, 2000).
- La production d'hybride est une partie importante de l'aquaculture aux États-Unis (4 000 t en 2012 valant 29-30 millions) (Dasgupta et Thompson, 2013). Le Texas est le principal producteur d'hybrides aux États-Unis (plus de 50 % de la production nationale) (Russell, 2019).
- La production d'hybride est basée sur la production de F1. Les hybrides F2 sont hautement variables en termes de croissance et de conformations corporelles et sont considérés non convenables pour l'aquaculture commerciale (Harrell, 1997).
- Le bar *sunshine* est plus cultivé que le bar *palmetto* (Tomasso *et al.*, 1999). Plus de 80 % de la production d'hybrides aux États-Unis est du bar *sunshine* (Stickney, 2000).

Généralités

- L'article de Dasgupta et Thompson (2013) compare les coûts de la production d'hybrides de trois systèmes différents en étangs. La culture des hybrides se fait de la même manière que la culture du bar rayé (Harrell, 1997).

Différentes phases de l'élevage des espèces du genre *Morone*

- Phase 0 : incubation et éclosion (Garber et Sullivan, 2006).
- Phase 1 : du stockage des larves à la récolte des jeunes juvéniles (*fingerling*) (Garber et Sullivan, 2006). Environ 30 à 45 jours (Stickney, 2000). Jusqu'à une taille de 25-75 mm (Le François *et al.*, 2010).
- Phase 2 : du stockage des jeunes juvéniles (*fingerling*) à la récolte des juvéniles à un poids de 90-225 g (Garber et Sullivan, 2006). Première saison de croissance, entre 6 à 9 mois (Stickney, 2000). Jusqu'à une taille de plus de 250 mm, les poissons atteignent un an d'âge (Le François *et al.*, 2010).
- Phase 3 : du stockage des juvéniles pour le grossissement des poissons jusqu'à la taille commerciale (0,68 kg ou plus) (Garber et Sullivan, 2006). Deuxième saison de croissance jusqu'à l'atteinte de la taille commerciale (Stickney, 2000).

Culture intensive en systèmes de recirculation de l'eau

- Les hybrides et le bar rayé peuvent être élevés en système de recirculation de l'eau (Stickney, 2000).
- Si les hybrides *palmetto* sont élevés en bassins, il est nécessaire de les nourrir avec une nourriture vivante (ex. *artemia*) pendant les deux premières semaines après la résorption du

sac vitellin. Les hybrides *sunshine* sont nourris plusieurs jours à une semaine avec des rotifères et ensuite, avec des artémias (Le François *et al.*, 2010).

- Le bar *sunshine* peut être élevé avec succès à des densités et des taux d'alimentation élevés en système de recirculation de l'eau (Kemeh et Brown, 2001).

Culture en systèmes de production avec la technologie biofloc

- Voir Green *et al.* (2017).
- Utilisé principalement pour l'élevage intensif de tilapia et de crevette de la famille *Penaeidea*. Le biofloc sert à maintenir la qualité de l'eau en métabolisant l'ammoniac excrété par le nourrissage intensif des poissons.

Culture en « raceway » vertical

- Le bar *sunshine* peut être élevé avec succès à des densités et des taux d'alimentation élevés en *raceways* verticaux (Volkman *et al.*, 2004).

Culture en bassins

- Exemple dans l'étude de Woods *et al.* (1985).
- Lors de la production de larves de bars *sunshine*, une turbidité élevée augmente la survie en diminuant les interactions cannibalismes entre les poissons (McEntire *et al.*, 2015).

Culture en cages en eau saumâtre des hybrides

- Pour avoir une croissance maximale, il est mieux de nourrir deux fois par jour les hybrides *sunshine* élevés en cages (Webster *et al.* 2001).
- Exemple dans l'étude de Woods *et al.* (1983).

Culture en étangs

- Les procédures de production en étangs sont les mêmes pour toutes les espèces du genre *Morone* sauf pour la phase 1 (Stickney, 2000).
- Phase 1 : les larves sont nourries avec du zooplancton, des cladocères et des copépodes pour les hybrides *palmetto* et des rotifères pour les hybrides *sunshine*. Les étangs doivent être préalablement fertilisés afin d'assurer la qualité et la quantité de zooplancton nécessaire à l'hybride. La fertilisation doit se faire entre 2 à 7 jours avant le stockage de bars blancs et d'hybrides *sunshine* et 2 semaines avant le stockage de bars rayés et d'hybrides *palmetto*. Après que les poissons eurent été mis dans l'étang, ils doivent continuer à êtreensemencés chaque semaine pendant au moins 3 semaines. Une diète pour salmonidés (de type starter) peut être introduite après 21 jours. Cette phase dure 30 à 45 jours où les poissons atteignent 2,5 à 5 cm de longueur et 1 g en poids (Stickner, 2000).
- Phase 2 : les juvéniles de la phase 1 sont récoltés et séparés selon la taille pour éviter le cannibalisme. Ils sont souvent placés en *raceway* ou en bassins pour le tri. Les poissons sont alors nourris avec une diète à 40 % de protéines. À la fin de cette phase, les poissons ont atteint un poids de 100 g. Les poissons peuvent être récoltés et restockés selon la taille pour la phase 3 où ils peuvent rester dans l'étang pour l'hiver et ensuite être récoltés et stockés au printemps (Stickner, 2000).
- Phase 3 : les poissons sont nourris avec une diète à 36-40 % de protéines brutes. Les poissons sont récoltés à la fin de la saison de grossissement à la fin de l'automne à un poids de 0,7 kg ou plus (Stickner, 2000).

Marché

- En date de l'article, les hybrides sont vendus à 80 % en entier sur glace ou vivant (Garber et Sullivan, 2006).
- Les hybrides sont autant acceptés sur le marché que le bar rayé (Stickney, 2000).

Autres informations

Qualité de l'eau

- Qualité de l'eau nécessaire pour la culture des bars hybrides décrite en détail par Harrell (1997).

Avantages des hybrides

- Croissance plus rapide, meilleure résistance et adaptabilité aux conditions d'aquaculture et un rendement de production plus élevé en étangs et en poissons transformés (Harrell, 1997). Existent également en milieu naturel et ne sont pas stériles (Harrell, 1997).
- Meilleures performances en captivité par rapport au bar rayé et au bar blanc en termes de croissance, survie, résistance aux maladies (Garber et Sullivan, 2006).
- Meilleures caractéristiques de culture que les espèces parentes en termes de croissance, de survie, de résistance aux maladies et de tolérance à une qualité d'eau variable (Morris *et al.*, 1999).
- Possède les qualités de pêche, la taille, les habitudes alimentaires et la longévité du bar rayé et l'adaptabilité environnementale du bar blanc (Garber et Sullivan, 2006).
- Les hybrides ont une croissance plus rapide pendant leurs deux premières années de vie, s'adaptent mieux à une diète sèche et sont plus résistants aux maladies (Stickney, 2000).

Avantage de produire des hybrides *sunshine* comparativement aux hybrides *palmetto*

- Les femelles deviennent sexuellement matures à l'âge de deux ans en même temps que les mâles bars rayés et elles ont une taille plus petite. Ces caractéristiques permettent de réduire les coûts et les efforts d'élevage et de maintenance des stocks reproducteurs (Kohler *et al.*, 1994).
- La production de *palmetto* peut être problématique, car il est parfois difficile d'obtenir une femelle bar rayé dans les derniers stades de maturation des ovaires (Stickney, 2000).
- Les femelles bars blancs sont plus faciles à manipuler lors de la récolte avec seine, de l'injection d'hormone et de la fraie. Les bars blancs sont plus accessibles aux États-Unis que les bars rayés (Lochmann *et al.*, 2009).
- La croissance est meilleure chez les bars *sunshine* que chez les bars *palmetto* en systèmes en recirculation (RAS) (Rudacille et Kohler, 2000). Le bar *sunshine* possède une meilleure tolérance aux changements de salinité (Myers et Kohler, 2000).

Production d'hybrides provenant du croisement entre un bar *sunshine* femelle et un bar rayé mâle

- Performance similaire entre le *sunshine* et le *sunshine* x bar rayé en systèmes de recirculation de l'eau (Tomasso *et al.*, 1999).
- L'hybride *sunshine* et le bar rayé mâle atteignent la maturité sexuelle au même âge (2 ans) (Tomasso *et al.*, 1999).

- L'hybride *sunshine* x bar rayé produit un plus grand nombre d'œufs et ceux-ci sont plus larges que ceux du *sunshine* et du bar blanc. Les larves peuvent donc se nourrir directement d'artémis et n'ont plus besoin de rotifères. Il a également un corps moins profond ressemblant au bar rayé contrairement au bar *sunshine*. Sa forme similaire au bar rayé pourrait être un avantage pour son acceptabilité auprès des consommateurs comme substitut au bar rayé (Tomasso *et al.*, 1999).

Références

- Axon, J. R. & Whitehurst, D. K. 1985. *Striped bass management in lakes with emphasis on management problems*. Transactions of the American Fisheries Society, 114(1): 8-11.
- Bharadwaj, A. S., Brignon, W. R., Gould, N. L., Brown, P. B. & Wu, Y. V. 2002. *Evaluation of meat and bone meal in practical diets fed to juvenile hybrid striped bass Morone chrysops × M. saxatilis*. Journal of the World Aquaculture Society, 33(4): 448-457.
- Blaufuss, P. & Trushenski, J. 2012. *Exploring soy-derived alternatives to fish meal: using soy protein concentrate and soy protein isolate in hybrid Striped Bass feeds*. North American Journal of Aquaculture, 74(1): 8-19.
- Bosworth, B. G., Libey, G. S. & Notter, D. R. 1998. *Relationships among total weight, body shape, visceral components, and fillet traits in palmetto bass (striped bass female Morone saxatilis × white bass male M. chrysops) and paradise bass (striped bass female M. saxatilis × yellow bass male M. mississippiensis)*. Journal of the World Aquaculture Society, 29(1): 40-50.
- Bowzer, J. & Trushenski, J. 2015. *Growth performance of hybrid striped bass, rainbow trout, and cobia utilizing Asian carp meal-based aquafeeds*. North American Journal of Aquaculture, 77(1): 59-67.
- Brumbaugh, E. N. 2010. *Using fish culture ponds to examine factors affecting larval hybrid striped bass growth and survival*. Thesis for Master of Science. The Ohio State University, Columbus, 63 p.
- D'Abramo, L. R., Ohs, C. L. & Hanson, T. R. 2004. *Effect of stocking weight and stocking density on production of hybrid striped bass (sunshine) in earthen ponds in the second phase of a 2-phase system*. Journal of the World Aquaculture Society, 35(1): 33-45.
- D'Abramo, L. R., Ohs, C. L., Hanson, T. R. & Taylor, J. B. 2002. *Production and economic analysis of two-phase and three-phase culture of sunshine bass in earthen ponds*. North American Journal of Aquaculture, 64: 103-112.
- Dasgupta, S. & Thompson, K.R. 2013. *Comparison of costs of different hybrid striped bass production systems in ponds*. Southern Regional Aquaculture Center (SRAC), No. 3000.
- de Cruz, C. R., Lubrano, A. & Gatlin III, D. M. 2018. *Evaluation of microalgae concentrates as partial fishmeal replacements for hybrid striped bass Morone sp.* Aquaculture, 493: 130-136.
- Dunning, R. 2001. *Hybrid striped bass: inputs, outputs, and economics*. North Carolina Department of Agriculture and Consumer Services, Division of Aquaculture and Natural Resources, Raleigh, North Carolina, USA, 20 p.
- Dunning, R. & Daniels, H. 2001. *Hybrid striped bass production in ponds: enterprise budget*. Southern Regional Aquaculture Center (SRAC), No. 3000.
- Eklund, P., Engle, C. & Ludwig, G. 2012. *Comparative cost analysis of hybrid striped bass fingerling production in ponds and tanks*. North American Journal of Aquaculture, 74(1): 39-53.
- Ende, S. S., Fuchs, V., Schuhn, A., von der Marwitz, C., Wirtz, A., Henjes, J. & Slater, M. 2018. *Growth performance of hybrid striped bass (Morone chrysops × M. saxatilis) fed with commercial pike perch and trout diets*. International Aquatic Research, 10(1): 57-63.
- Freshwater Farms of Ohio, 2020. *Stocking fish*. [En ligne]: <https://fwfarms.com/pond-care-and-supplies/stocking-fish/> (page consultée le 24 mars 2020).

- Fries, L. T. & Harvey, W. D. 1989. *Natural hybridization of white bass with yellow bass in Texas*. Transactions of the American Fisheries Society, 118(1): 87-89.
- Fuller, S. A. 2020. *Minimizing time fed rotifers maximizes hybrid striped bass (Morone chrysops x Morone saxatilis) larval growth in recirculating aquaculture systems*. North American Journal of Aquaculture, 82(2): 208-214.
- Gallagher, M. L. 1994. *The use of soybean meal as a replacement for fish meal in diets for hybrid striped bass (Morone saxatilis x M. chrysops)*. Aquaculture, 126(1-2): 119-127.
- Garber, A. F. & Sullivan, C. V. 2006. *Selective breeding for the hybrid striped bass (Morone chrysops, Rafinesque x M. saxatilis, Walbaum) industry: status and perspectives*. Aquaculture Research, 37(4): 319-338.
- Green, B. W., Rawles, S. D., Fuller, S. A., Beck, B. H. & McEntire, M. E. 2015. *Hypoxia affects performance traits and body composition of juvenile hybrid striped bass (Morone chrysops x M. saxatilis)*. Aquaculture research, 47(7): 2266-2275.
- Green, B. W., Rawles, S. D., Webster, C. D. & McEntire, M. E. 2017. *Effect of stocking rate on growing juvenile sunshine bass, Morone chrysops x M. saxatilis, in an outdoor biofloc production system*. Journal of the World Aquaculture Society, 49(5): 827-836.
- Guner, Y., Kizak, V., Altunok, M. & Celik, I. 2016. *Spawning and larval rearing in hybrid striped bass (Morone chrysops ♀ x Morone saxatilis ♂) in Turkey*. Ekoloji, 25(98): 25-32.
- Harrell, R. M. 1984. *Tank spawning of first generation striped bass x white bass hybrids*. The Progressive Fish-Culturist, 46(2): 75-78.
- Harrell, R. M. 1997. *Striped bass and other Morone culture*. Elsevier Science, Amsterdam, The Netherlands, 366 p.
- He, S., Jenkins-Keeran, K. & Woods III, L. C. 2004. *Activation of sperm motility in striped bass via a cAMP-independent pathway*. Theriogenology, 61(7-8): 1487-1498.
- He, S. & Woods III, L. C. 2003a. *Effects of glycine and alanine on short-term storage and cryopreservation of striped bass (Morone saxatilis) spermatozoa*. Cryobiology, 46(1): 17-25.
- He, S. & Woods III, L. C. 2003b. *The effects of osmolality, cryoprotectant and equilibration time on striped bass Morone saxatilis sperm motility*. Journal of the World Aquaculture Society, 34(3): 255-265.
- He, S. & Woods III, L. C. 2004a. *Changes in motility, ultrastructure, and fertilization capacity of striped bass Morone saxatilis spermatozoa following cryopreservation*. Aquaculture, 236(1-4): 677-686.
- He, S. & Woods III, L. C. 2004b. *Effects of dimethyl sulfoxide and glycine on cryopreservation induced damage of plasma membranes and mitochondria to striped bass (Morone saxatilis) sperm*. Cryobiology, 48(3): 254-262.
- Jenkins-Keeran, K. & Woods III, L. C. 2002a. *An evaluation of extenders for the short-term storage of striped bass milt*. North American Journal of Aquaculture, 64(4): 248-256.
- Jenkins-Keeran, K. & Woods III, L. C. 2002b. *The cryopreservation of striped bass Morone saxatilis semen*. Journal of the World Aquaculture Society, 33(1): 70-77.
- Kasiga, T. & Brown, M. L. 2019. *Nutritional utilization of modified Carinata Brassica carinata meals in sunshine bass diets*. North American Journal of Aquaculture, 81(4): 372-384.
- Kelly, A. M. & Kohler, C. C. 1996. *Sunshine bass performance in ponds, cages, and indoor tanks*. The Progressive Fish-Culturist, 58(1): 55-58.
- Kelly, A. M. & Kohler, C. C. 1999. *Cold tolerance and fatty acid composition of striped bass, white bass, and their hybrids*. North American Journal of Aquaculture, 61(4): 278-285.
- Kemeh, S. & Brown, P. B. 2001. *Evaluation of different stocking densities for hybrid striped bass in small-scale recirculation systems*. North American Journal of Aquaculture, 63(3): 234-237.
- Kerby, J. H., Everson, J. M., Harrell, R. M., Geiger, J. G., Starling, C. C. & Revels, H. 2002. *Performance comparisons between diploid and triploid sunshine bass in fresh water ponds*. Aquaculture, 211(1-4): 91-108.

- Kerby, J. H., Woods III, L. C. & Huish, M. T. 1983. *Pond culture of striped bass x white bass hybrids*. Journal of the World Mariculture Society, 14(1-4): 613-623.
- Knibb, W. 2000. *Genetic improvement of marine fish—which method for industry?* Aquaculture Research, 31(1): 11-23.
- Kohler, C. C., Sheehan, R. J., Habicht, C., Malison, J. A. & Kayes, T. B. 1994. *Habituation to captivity and controlled spawning of white bass*. Transactions of the American Fisheries Society, 123(6): 964-974.
- Kohler, C. C., Sheehan, R. J., Myers, J. J., Rudacille, J. B., Allyn, M. L. & Suresh, A. V. 2001. *Performance comparison of geographic strains of white bass (Morone chrysops) to produce sunshine bass*. Aquaculture, 202(3-4): 351-357.
- Le François, N., Jobling, M., Carter, C. & Blier, P.U. 2010. *Finfish Aquaculture Diversification*, CAB international, United Kingdom, 681 p.
- Lochmann, S. E., Goodwin, K. J. & Racey, C. L. 2012. *Temperature and maternal effects on hatch rate and length at hatch of hybrid bass (White Bass x Striped Bass) larvae*. North American Journal of Aquaculture, 74(3): 283-288.
- Lochmann, S. E., Goodwin, K. J., Racey, C. L. & Green, C. C. 2009. *Variability of egg characteristics among female white bass and the relationship between egg volume and length at hatch of sunshine bass*. North American Journal of Aquaculture, 71(2): 147-156.
- Lougheed, M. & Nelson, B. 2001. *Hybrid striped bass production, markets and marketing*. Burdick Center for Cooperatives, North Dakota State University.
- Ludwig, G. M. 2003. *Tank culture of larval sunshine bass, Morone chrysops (Rafinesque) x M. saxatilis (Walbaum), at three feeding levels*. Aquaculture Research, 34(14): 1277-1285.
- Ludwig, G. M. & Lochmann, S. 2000. *Culture of sunshine bass, Morone chrysops x M. saxatilis fry in tanks with zooplankton cropped from ponds with a drum filter*. Journal of Applied Aquaculture, 10(2): 11-26.
- Ludwig, G. M. & Lochmann, S. E. 2007. *Effect of tank stocking density on larval sunshine bass growth and survival to the fingerling stage*. North American Journal of Aquaculture, 69(4): 407-412.
- Marcek, B. J., Burbacher, E. A., Dabrowski, K., Winslow, K. P. & Ludsins, S. A. 2020. *Interactive effects of hypoxia and temperature on consumption, growth, and condition of juvenile hybrid striped bass*. Transactions of the American Fisheries Society, 149(1): 71-83.
- McEntire, M., Riche, M., Beck, B. H. & Carter, D. 2015. *Effect of contrasting agents on survival, performance, and condition of larval hybrid striped bass Morone chrysops x M. saxatilis in tanks*. Journal of Applied Aquaculture, 27(1): 1-28.
- McGinty, A. S. & Hodson, R. G. 2008. *Hybrid striped bass: hatchery phase*. Southern Regional Aquaculture Center (SRAC), No. 301
- Morris, J. E., Kohler, C. C. & Mischke, C. C. 1999. *Pond culture of hybrid Striped Bass in the north central region*. North Central Regional Aquaculture Center (NCRAC), Extension Fact Sheets, Paper 12, Iowa State University, Ames, Iowa, USA.
- Myers, J. J. & Kohler, C. C. 2000. *Acute responses to salinity for sunshine bass and palmetto bass*. North American Journal of Aquaculture, 62(3): 195-202.
- Mylonas, C. C., Magnus, Y., Gissis, A., Klebanov, Y. & Zohar, Y. 1996. *Application of controlled-release, GnRHa-delivery systems in commercial production of white bass x striped bass hybrids (sunshine bass), using captive broodstocks*. Aquaculture, 140(3): 265-280.
- Nematipour, G.R., Brown, M.L. & Gatlin, D.M. III 1992. *Effects of dietary energy:protein ratio on growth characteristics and body composition of hybrid striped bass*. Aquaculture 107: 359–368.
- Perez-Velazquez, M., Gatlin III, D. M., González-Félix, M. L., García-Ortega, A., de Cruz, C. R., Juárez-Gómez, M. L. & Chen, K. 2019. *Effect of fishmeal and fish oil replacement by algal meals on biological performance and fatty acid profile of hybrid striped bass (Morone chrysops ♀ x M. saxatilis ♂)*. Aquaculture, 507: 83-90.

- Rawles, S. D., Gaylord, T. G., McEntire, M. E. & Freeman, D. W. 2009. *Evaluation of poultry by-product meal in commercial diets for hybrid striped bass, *Morone chrysops* ♀ × *Morone saxatilis* ♂, in pond production*. Journal of the World Aquaculture Society, 40(2): 141-156.
- Rawles, S. D., Riche, M., Gaylord, T. G., Webb, J., Freeman, D. W. & Davis, M. 2006. *Evaluation of poultry by-product meal in commercial diets for hybrid striped bass (*Morone chrysops* ♀ × *M. saxatilis* ♂) in recirculated tank production*. Aquaculture, 259(1-4): 377-389.
- Silver Streak, 2020. *Hybrid striped bass*. [En ligne]: <http://www.silverstreakbass.com/hybrid.htm> (page consultée le 27 mars 2020).
- Skretting, 2020a. *Nova LE*. [En ligne]: <https://www.skretting.com/en-US/products/nova-le/774534> (page consultée le 5 avril 2020).
- Skretting, 2020b. *Classic bass*. [En ligne]: <https://www.skretting.com/en-US/products/classic-bass/868661> (page consultée le 5 avril 2020).
- Smith, T. I., Jenkins, W. E. & Snelvel, J. F. 1985. *Production characteristics of striped bass (*Morone saxatilis*) and F1, F2 hybrids (*M. saxatilis* and *M. chrysops*) reared in intensive tank systems*. Journal of the World Mariculture Society, 16(1-4): 57-70.
- Stickney, R.R., 2000. *Encyclopedia of aquaculture*, John Wiley & Sons Inc, New York, USA, 1063 p.
- Rottmann, R. W., Shireman, J. V., Starling, C. C. & Revels, W. H. 1988. *Eliminating adhesiveness of white bass eggs for the hatchery production of hybrid striped bass*. The Progressive Fish-Culturist, 50(1): 55-57.
- Rudacille, J. B. & Kohler, C. C. 2000. *Aquaculture performance comparison of sunshine bass, palmetto bass, and white bass*. North American Journal of Aquaculture, 62(2): 114-124.
- Russell, A. 2019. *Changes in aquaculture have consumers buying higher value fish*. [En ligne]: <https://www.savingseafood.org/news/economic-impact/changes-in-aquaculture-have-consumers-buying-higher-value-fish/> (page consultée le 22 mars 2020).
- Tomasso, J. R., Kempton, C. J., Gallman, A. & Smith, T. I. J. 1999. *Comparative production characteristics of sunshine bass and sunshine bass × striped bass in recirculating-water systems*. North American Journal of Aquaculture, 61(1): 79-81.
- Treece, G. D. 2017. *The Texas aquaculture industry – 2017*. Texas Aquaculture Association, Lampasas, Texas, USA.
- Turano, M. J., Borski, R. J. & Daniels, H. V. 2007. *Compensatory growth of pond-reared hybrid striped bass, *Morone chrysops* × *Morone saxatilis*, fingerlings*. Journal of the World Aquaculture Society, 38(2): 250-261.
- Volkman, E. T., Kohler, C. C. & Kohler, S. T. 2004. *Assessment of floating vertical raceways for the culture of phase-II hybrid striped bass*. North American Journal of Aquaculture, 66(2): 125-132.
- Webster, C. D., Thompson, K. R., Morgan, A. M., Grisby, E. J. & Gannam, A. L. 2000. *Use of hempseed meal, poultry by-product meal, and canola meal in practical diets without fish meal for sunshine bass (*Morone chrysops* × *M. saxatilis*)*. Aquaculture, 188(3-4): 299-309.
- Webster, C.D., Thompson, K.R., Morgan, A.M., Grisby, E.J. & Dasgupta, S. 2001. *Feeding frequency affects growth, not fillet composition of juvenile sunshine bass *Morone chrysops* × *M. saxatilis* grown in cages*. Journal of the World Aquaculture Society, 32(1): 79-88.
- Williams, T. N. 2012. *Hybrid striped bass: *Morone chrysops* X *Morone saxatilis**. Monterey Bay Aquarium, Seafood Watch. [En ligne]: <https://seafood.ocean.org/wp-content/uploads/2016/10/Bass-Hybrid-Striped.pdf> (page consultée le 20 février 2020).
- Woiwode, J. G. & Adelman, I. R. 1991. *Effects of temperature, photoperiod, and ration size on growth of hybrid striped bass X white bass*. Transactions of the American Fisheries Society, 120(2): 217-229.
- Woiwode, J. G. & Adelman, I. R. 1992. *Effects of starvation, oscillating temperatures, and photoperiod on the critical thermal maximum of hybrid striped × white bass*. Journal of thermal biology, 17(4-5): 271-275.

- Wolters, W. R. & DeMay, R. 1996. *Production characteristics of striped bass × white bass and striped bass × yellow bass hybrids*. Journal of the World Aquaculture Society, 27(2): 202-207.
- Woods, L. C., Ely, B., Leclerc, G. & Harrell, R. M. 1995. *Evidence for genetic purity of captive and domestic striped bass broodstocks*. Aquaculture, 137(1-4): 41-44.
- Woods III, L. C., Kerby, J. H. & Huish, M. T. 1983. *Estuarine cage culture of hybrid striped bass*. Journal of the World Mariculture Society, 14(1-4): 595-612.
- Woods III, L. C., Kerby, J. H. & Huish, M. T. 1985. *Culture of hybrid striped bass to marketable size in circular tanks*. The Progressive Fish-Culturist, 47(3): 147-153.

Bar rayé-*Morone saxatilis*-Striped bass

Temps de grossissement, taux de croissance et taille commerciale

Population sauvage

- En milieu naturel : croissance rapide durant les deux premières années (Scott et Crossman, 1974).
- Croissance de 2,13 g par poisson par jour pour des bars rayés élevés de l'âge de 2 jours à 443 jours en bassins (jusqu'à 10 g) et en étangs (poids moyen atteint à la fin : 459 g) avec une nourriture artificielle (Wawronowicz et Lewis, 1979).

Relations âge-longueur (mm) des populations canadiennes de bar rayé du fleuve Saint-Laurent (intervalles de 95 % des longueurs à la fourche) (Scott et Crossman, 1974).

Âge	LF (mm)
1	69-124
2	165-268
3	276-359
4	343-433
5	380-485
6	431-532
7	461-596
8	507-626
9	479-681

Taille (cm) en fonction de l'âge chez le bar rayé (Scott et Scott, 1988).

Âge	Saint-Laurent Qc	Kouchibouguac N.-B.
1	6.9-12.4	14.5
2	16.5-26.8	22.4
3	27.6-35.9	33.9
4	34.3-43.3	40.6
5	38.0-48.5	46.7
6	43.1-53.7	52.7
7	46.1-59.6	
8	50.7-62.6	

Population domestiquée

- Poids moyens de bars rayés élevés en systèmes de recirculation de l'eau après 1 et 2 ans : 0,460 et 2,5 kg respectivement (évalué sur six populations sauvages et 1 domestiquée (8-9 générations). Ils ont atteint la taille commerciale (0,680 kg) en 15-16 mois. Dans cette étude, ils n'ont pas observé de différence de croissance entre la culture en eau douce et en eau salée (Kenter *et al.*, 2018).

- La pisciculture Pacifico Aquaculture au Mexique élève ses bars rayés pendant 18-24 mois en cages marines. Elle maintient et renouvelle son stock de géniteurs avec sa propre production (œufs à œufs) (Pacifico Aquaculture, 2020).

Taille commerciale

- 700g aux États-Unis (MPO, 1999).
- Moyenne de taille commerciale pour les poissons du genre *Morone* : 680g, certains préfèrent 800 g ou plus (Harrell, 1997).
 - o Bars vendus entre 570-680 g en 1994 à un marché de poissons de Toronto de la part du Maritime Culture Systems (Nouveau-Brunswick) (Cairns, 1999).
 - o La ferme Abattoir (Brussels, Belgique) vend des bars rayés d'une taille entre 200 et 800 g (BIGH, 2019).
 - o Le bar rayé atteint une taille plus grande que le bar blanc et l'hybride. Il peut vivre jusqu'à plus de 30 ans (Stickney, 2000).
 - o Vendu à un poids de 0,5 à 2 kg (Le François *et al.*, 2010).

Température optimale de croissance et de frai

Croissance

- Espèce d'eau tempérée, a donc besoin de températures supérieures à 15 °C pour l'optimisation de sa croissance (Cech *et al.*, 1984).
- Température optimale de croissance est proche 24 °C. La meilleure efficacité bioénergétique est entre 14 et 22 °C avec une moyenne de 18 °C (Cox et Coutant, 1981).
- Température optimale pour le maintien des géniteurs est de 17,7-18,8 °C (Lyon *et al.*, 2006).
- Température optimale de croissance pour le bar rayé et ses hybrides : entre 22 et 26 °C (Harrell, 1988).
- Le bar rayé et ses hybrides croissent rapidement à des températures proches de 30 °C, le taux de conversion alimentaire est meilleur proche de 20 °C. La température idéale pour l'élevage des bars rayés juvéniles est entre 18 et 32 °C. Les bars rayés adultes préfèrent des températures autour de 20-23 °C et deviennent stressés et perdent la faim à plus de 25 °C (Le François *et al.*, 2010).
- Les bars rayés juvéniles (< 5-40 g) ont une croissance optimale à 24-28 °C (Kellogg et Gift, 1983; Secor, 2000; Duston *et al.*, 2004) alors que les juvéniles de plus grande taille et les adultes préfèrent les températures autour de 20 °C (Cheek *et al.*, 1985; Duston *et al.*, 2004).
- Température utilisée pour la production de bars rayés en bassins extérieurs est entre 17,6 et 23 °C avec une moyenne de 18,9 °C (Hung *et al.*, 1993).

Frai

- Une température de plus de 30 °C altère la composition des ovocytes et crée un échec au niveau du recrutement (Harrell, 1997).
- Température optimale pour la croissance des ovaires : 10-16 °C (Harrell, 1997).

- Température optimale pour le frai et le développement larvaire en milieu naturel est de 16-17 °C (Le François *et al.*, 2010; (Harrell, 1997), entre 12 et 14,5 °C (Scott et Scott, 1988) ou entre 13,9 et 21,1 °C (Stickney, 2000).
- Température optimale pour les œufs et les larves : 18 °C (Morgan *et al.*, 1981; Harrell, 1997).
- Température optimale pour les larves : > 25 °C (Harrell, 1997).

Tolérance thermique

- La température pour les genres *Morone* est optimale entre 15 et 17 °C. Il y a de la croissance entre 16 et 32 °C mais il n'y en a pas à moins de 10 °C et à plus de 33 °C (Stickney, 2000; Harrell, 1997).
- Les œufs et les larves de bars rayés peuvent survivre entre 12,8 et 23,9 °C. Il y a une mortalité totale sous 10 °C et au-delà de 26 °C (Le François *et al.*, 2010).
- La température létale inférieure est de 5,9; 4,8; 2,5 et 1,9 °C pour le bar rayé, l'hybride *palmetto*, l'hybride *sunshine* et le bar blanc respectivement lorsqu'ils sont nourris avec une diète commerciale préparée (40 % de protéines brutes et 10 % de lipides bruts). S'ils sont nourris avec une diète naturelle composée de menés tête de boule, ils peuvent survivre à 0 °C, sauf le bar blanc qui succombe à 1,8 °C (Kelly et Kohler, 1999).
- Peut vivre à 6 °C sans effet néfaste aiguë. Par contre, une exposition chronique entre 1 et 6 °C limite la croissance et la survie (Valenti *et al.*, 1976).

Taux de conversion alimentaire

Population sauvage

- Taux de conversion alimentaire chez le bar rayé : 1,74-2,91 :1 (Small et Soares, 1998), 2,8 (Wawronowicz et Lewis, 1979).
- Chez des bars rayés élevés en cages marines d'un poids de 1,7-6 g à 250-500 g (en 1 an) nourris avec une diète pour truites : entre 1,77 et 1,81 (Valenti *et al.*, 1976).

Densité d'élevage

En étangs

- Larves : 75 000 – 100 000/ha (Harrell, 1997).
- Adultes : 5 600 – 6 600/ha (Harrell, 1997).
- Entre 75-250 mm : 10 000-250 000/ha ou 25 000-60 000 pour une meilleure survie et des poissons uniformes (Harrell, 1997).
- Adultes en étangs intensifs : 7 500 kg/ha (Harrell, 1997).
- Larves de 5-10 jours: 400 000 larves/ha en eau douce et 600 000 larves/ha en eau salée (Geiger et Parker, 1985).
- Stade non précisé : 907 à 1 360 kg/acre (2 000 à 3 000 livres) (Harrell, 1988).
- Larves : 494 000-555 750 larves par ha (Lyon *et al.*, 2006).

En *flow-through*

- Adultes : 43,2 kg/m³ avec un maximum de 110 kg/m³ (Harrell, 1997).

En cages en mer

- Juvéniles : entre 0,328 et 1,311 kg/m³ (Valenti *et al.*, 1976).
- Stade non précisé : 680 kg/acre en cages (1 500 livres) (Harrell, 1988).

En système de recirculation de l'eau

- Adultes : maximum de 110 kg/m³ (Harrell, 1997).

Rendement en chair

- Entre 41 et 43,7 % (sans peau) (Kenter *et al.*, 2018).
- Entre 88,5 et 90,5 % de rendement pour la carcasse avec tête (Kenter *et al.*, 2018).
- 81 % de rendement pour la carcasse sans tête et écaillée (Valenti *et al.*, 1976).

Taux de survie des larves, juvéniles et adultes

Larves

- Taux de survie des larves à 18 °C après 24 h : 76,1 % (Robitaille et Ouellette, 1991).
- La survie des larves est optimale entre 17 et 23 °C et presque nulle sous 12 °C (Robitaille et Ouellette, 1991).
- En moyenne 40 % de survie en phase 1 (Geiger et Parker, 1985).
- Entre 30 et 40 % de survie en phase 1 lorsqu'élevées en étangs (Geiger, 1983).
- Taux de survie moyen de larves de bars rayés de 25 jours élevés en aquarium : entre 72 et 87 % avec une moyenne de 79 % (Monteleone et Houde, 1990).

Juvéniles

- Taux de survie du bar rayé élevé en bassins et en étangs à un âge de départ de 2 jours pendant 441 jours avec une nourriture artificielle (jusqu'à un poids moyen de 459 g) : 91,8 % (Wawronowicz et Lewis, 1979).

Âge à maturité sexuelle

Population sauvage

- En milieu naturel : 3 ans pour les mâles et 4 ans pour les femelles (MPO, 1999). Trois à cinq ans pour les mâles et 6-7 ans pour les femelles en milieu naturel (Harrell, 1997). Trois ans pour les mâles et 7 ans pour les femelles (entre 2 et 7 kg) (Garber et Sullivan, 2006). Quatre ans et plus pour les femelles et 2 ans pour les mâles (Stickney, 2000).
- Deux à trois ans pour les mâles et 3-4 ans pour les femelles en culture (Harrell, 1997).
- Entre 4 et 5 ans pour les femelles et entre 2 et 3 ans pour les mâles en culture (Harrell, 1997).

Population domestiquée

- Domestique : 2-3 ans pour les mâles et 4-5 ans pour les femelles (Garber et Sullivan, 2006).

Contrôle de la reproduction (gamétogénèse, fertilisation, frai)

- Le livre de Harrell (1997) décrit très bien le système reproducteur, la maturation des gonades, la reproduction en nature et en aquaculture, la description de la production d'œufs à l'année, les méthodes pour développer un stock de géniteurs, etc.

Suivi de l'ovulation

- Développement des ovaires monitorés en prélevant des œufs à l'aide d'un cathéter (Cairns *et al.*, 1999).

Détermination du sexe

- Utilisation des ultrasons pour déterminer le sexe des bars rayés adultes (5 ans) à n'importe quel moment du cycle reproductif (précision = 95 %) et des bars rayés hybrides femelles de 2 ans proche du frai (précision = 100 %). Moins précise pour les jeunes mâles hybrides (< 50 %). Méthode simple, efficace et non invasive (Blythe *et al.*, 1994).

Induction du frai

- Frai induit par l'injection d'hormone lorsque les œufs ont une taille de 0,8 à 1 mm de diamètre (Cairns *et al.*, 1999). Le temps du frai peut être modifié à l'aide de la photopériode ou de la température (Harrell, 1997). Possibilité d'avoir des œufs à l'année (Harrell, 1997). Injection de l'hormone chorionique gonadotrope humaine (hCG) pour induire l'ovulation chez la femelle et pour augmenter le volume de semence chez les mâles (Harrell, 1997).
- Les femelles bars rayés et bars blancs sont injectées avec l'hormone chorionique gonadotrope humaine (hCG) (marque recommandée : Chorulon, car elle est acceptée par U.S Food and Drug Administration for fish use) pour induire l'ovulation. Il faut s'assurer que la femelle soit en condition de se reproduire par un examen visuel des ovocytes. Une deuxième injection d'hormone peut induire l'avortement de la femelle (Stickney, 2000).
- L'injection de l'hormone de libération des gonadotrophines hypophysaires (*synthetic analogue of mammalian gonadotropin releasing hormone* (mGnRHa)) permet d'induire le frai chez le bar rayé (Stickney, 2000).
- La manipulation de la photopériode et de la température est parfois utilisée pour prolonger la saison de frai (Le François *et al.*, 2010; Clark *et al.*, 2005) et pour induire la maturation des gonades et le frai chez les bars rayés (Henderson-Arzapalo et Colura, 1987).

Fertilisation artificielle

- Les gamètes sont recueillis manuellement en exerçant une pression au niveau de l'abdomen. Les poissons doivent être essuyés avec du papier essuie-tout afin d'éviter la contamination du sperme avec l'eau (l'eau active le sperme). Le sperme peut être collecté à l'aide d'une pipette Pasteur par succion (Stickney, 2000). Les bars sont anesthésiés préalablement (Le François *et al.*, 2010).
- Deux types de fertilisation utilisée : méthode humide (*wet method*, sperme ajouté à une mixture d'œufs et d'eau) ou méthode à sec (*dry method*, sperme mélangé à des œufs suivi par l'ajout d'eau) (Stickney, 2000).

- Reproduction manuelle avec la méthode à sec (mélange sperme et œufs + ajout d'eau) (Harrell, 1997).
- Deux à trois mâles sont nécessaires pour fertiliser les œufs d'une femelle afin d'améliorer l'hétérozygotie génétique et de diminuer la possibilité de fertiliser avec du sperme de moindre qualité (Stickney, 2000).

Fertilisation naturelle

- Si des femelles bars rayés sont injectées avec l'hormone mGnRHa, elles peuvent être placées en bassins avec des mâles. Elles peuvent alors se reproduire sans manipulation. Le frai peut durer 54 à 72 h (Le François *et al.*, 2010). Le frai naturel en bassins a été démontré par Bishop en 1975. Pour sa réussite, il faut utiliser des géniteurs capturés en milieux naturels et les injecter avec l'hormone chorionique gonadotrope humaine (hCG). Cette méthode réduit le travail et peut améliorer la survie des larves (Henderson-Arzapalo et Colura, 1987).

Succès de fertilisation

- De 25 à 90 %, dépend si on utilise du sperme frais ou cryopréservé et de la qualité des œufs (Setzler-Hamilton *et al.*, 1980; Woods et Sullivan, 1993).
- 80 % deux heures après le frai et 24 % 14 h après le frai (développement normal des embryons) (Henderson-Arzapalo et Colura, 1987).
- Normalement, un peu plus de 50 % de fécondité est attendu chez le bar rayé (Geiger et Parker, 1985).
- Viabilité des œufs de bars rayés capturés en milieu naturel et reproduit en bassins (injections d'hormone pour induire le frai et fertilisation naturelle en bassins) : 64,1 % en moyenne (entre 25 et 83 %) (Harrell, 1997).

Injection d'hormone autre que pour l'induction du frai

- Des injections de triiodothyronine (T3) peuvent être faites sur les femelles pendant la maturation des gonades. Il a été démontré que les larves de ces femelles ont une augmentation de l'aire de leur corps, de leur taille, de leur poids sec, de leur taux de survie et du taux d'inflation de la vessie natatoire. L'utilisation d'hormone maternelle pourrait avoir une application en aquaculture, mais des recherches sont encore nécessaires (Brown *et al.*, 1989; Brown *et al.*, 1988).

Cryopréservation

- Des protocoles ont été développés pour le stockage à court terme (Jenkins-Keeran *et al.*, 2001; Jenkins-Keeran et Woods, 2002a; He et Woods 2003a; He *et al.*, 2004) et à long terme (par la cryopréservation) de la semence (Jenkins-Keeran et Woods 2002b; He et Woods, 2003b, 2004 a, b) pour les espèces du genre *Morone*. Les bars rayés produits avec du sperme cryopréservé ont une viabilité semblable à ceux produits avec du sperme frais (Kerby *et al.*, 1985).

Incubation des œufs

Caractéristiques

- Œufs semi-pélagiques (Scott et Crossman, 1974).
- Œufs fertilisés planctoniques (MPO, 1999).
- La larve survit en se nourrissant de son sac vitellin pendant 5 à 6 jours et commence à se nourrir de nourriture exogène au jour 7 (Le François *et al.*, 2010).

Taille des œufs

- Entre 1 et 1,35 mm de diamètre avant extrusion et 3,6 mm quelques heures après la fertilisation (Scott et Scott, 1988).
- Entre 0,9 et 1,6 mm (Woods *et al.*, 1992; Scott et Crossman, 1974).
- Entre 1 et 1,6 mm en milieu naturel (Stickney, 2000).
- 1,6-2 mm (Mansueti, 1958).
- Lors de l'éclosion, les larves ont une taille de 2 à 3,7 mm (Robitaille et Ouellette, 1991) et sont pélagiques (MPO, 1999).
- 8-10 mm (Brumbaugh, 2010).
- Environ 3,1 mm en milieu naturel et entre 5 à 7 mm en laboratoire (Stickney, 2000).
- Les œufs mesurent entre 1 et 1,35 mm en milieu naturel avant l'expulsion et environ 3,6 mm quelques heures après la fécondation (Scott et Crossman, 1974).

Nombre d'œufs

- Le nombre d'œufs est plus ou moins proportionnel au poids du poisson. Une femelle de 3 livres peut pondre 14 000 œufs et une femelle de 50 livres, 3 220 000 œufs. En moyenne, les femelles produisent entre 180 000 et 700 000 œufs (Scott et Crossman, 1974).
- 14 000 œufs pour une femelle de 1,4 kg et 3 220 000 œufs pour une femelle de 22,7 kg (Scott et Scott, 1988).
- Entre 4 et 10 ans, produit 100 000 œufs/kg (Lewis et Bonner, 1966).
- La fécondité des bars rayés est relativement semblable entre les populations sauvages et domestiquées : environ 200 000 œufs/kg (données non publiées de Woods, cité dans Harrell et Woods, 1995).

Température d'incubation

- 17,7-18,8 °C (Lyon *et al.*, 2006).
- 16-18 °C (Lewis et Bonner, 1966).
- 18 °C pour l'élevage des œufs et des larves (Morgan *et al.*, 1981).

Temps d'incubation

- 48-72 h à 16-18 °C (MPO, 1999).
- Milieu naturel : 70-74 h à 14,4-15,6 °C et après 48 h à 17,8-19,4 °C (Scott et Crossman, 1974). Éclosion entre 29 h à 22°C et 80 h à 11 °C (Stickney, 2000) ou après 48 h à 18 °C (Le François *et al.*, 2010).

Taux d'éclosion

- 87,4 % (Robitaille et Ouellette, 1991).
- Entre 81,3 et 98 % avec une moyenne de 92,8 % (Monteleone et Houde, 1990).

Alimentation en milieu naturel

Caractéristiques

- Carnivore (Scott et Crossman, 1974) et vorace et opportuniste (Scott et Scott, 1988).
- Larves : se nourrit du sac vitellin pendant 4 à 5 jours (Harrell, 1997) et ensuite de zooplanctons (Scott et Scott, 1988) (surtout cladocères et copépodes cyclopoides en eau douce et copépodes calanoides et harpaticoides en eau saumâtre) (Harrell, 1997).
- Juvéniles : petites crevettes (*Gammarus*, Crangon), autres petits crustacés, annélides et insectes (Scott et Scott, 1988; Scott et Crossman, 1974).
- Adultes : petits poissons (hareng, éperlan, anguille, flétan, merluche, alose tyran, gaspareau, alose savoureuse, crayon d'argent, choquemort) et invertébrés (calmar, crabe, Nereis, amphipode, homard) (Scott et Scott, 1988), majoritairement du poisson (Harrell, 1997).
- Semblent se gaver pour ensuite cesser de se nourrir jusqu'à ce que la digestion soit finie (Scott et Crossman, 1974).

Alimentation en élevage

Larves

- Demande une alimentation vivante (Harrell, 1997).
- Éclosion en bassins : artémia (Cairns *et al.*, 1999).
- Éclosion en système d'étang : zooplancton, principalement les rotifères (Cairns *et al.*, 1999).
- Première alimentation : zooplanctons, dont des cladocères et des copépodes (Stickney, 2000).
- En eau saumâtre, les larves se nourrissent de copépodes calanoïdes et harpaticoïdes (Le François *et al.*, 2010).
- Les rotifères et les artémias sont déficients en acides gras essentiels que les bars rayés et ses hybrides ne sont pas capables de synthétiser. Il faut alors les enrichir avant de les donner aux poissons (Le François *et al.*, 2010).
- En système intensif, il est préférable de passer à une diète sèche le plus rapidement possible. Le sevrage peut commencer deux semaines après l'éclosion en remplaçant progressivement la nourriture vivante par de la nourriture sèche. Il n'est pas recommandé de nourrir exclusivement les larves de nourriture sèche avant le 16^e jour suivant l'éclosion, jour où le poisson possède un estomac et des enzymes digestibles complètement développés. La première nourriture sèche donnée doit avoir entre 45 et 55 % de protéines brutes (Le François *et al.*, 2010).
- Cladocères et copépodes pour des bars jusqu'à une longueur totale du bar de 10 mm. Copépodes adultes supplémentés de cladocères et de larves d'insectes pour des bars de 10 à 30 mm de longueur totale. Quelques copépodes, mais se nourrissent majoritairement de cladocères et de larves d'insectes lorsque les bars ont une taille entre 30 et 80 mm. Les

bars rayés de 80-100 mm se nourrissent majoritairement de larves d'insectes. Les bars rayés âgés de 30 jours peuvent commencer leur entraînement vers une nourriture artificielle (Humphries et Cumming, 1973).

- Une étude a comparé la survie et la croissance de larves de bars rayés nourries avec une diète séchée par pulvérisation et de celles nourries avec des naupliis d'artémies vivantes. La survie et la croissance étaient significativement moindres avec la diète sèche (Ohs *et al.*, 1998).

Juvéniles et adultes

- Aliment conçu pour le saumon en suivant les chartes pour la grosseur des granules (Cairns *et al.*, 1999). Diète flottante ou coulante avec 40-55 % de protéines (Harrell, 1997) et 6-8 kcal/g de protéines (Woods *et al.*, 1995).
- Diète élevée en protéines (36-50 %) et en lipides (10-16 %) (Harrell, 1997).
- Recommandation pour la diète du juvénile à l'adulte : 40 % de protéines, 8 % de lipides, 1,7 % de fibres, 3,3 kcal/g de nourriture d'énergie disponible. Il n'est pas recommandé d'utiliser une diète avec moins de 36 % de protéines brutes (Stickney, 2000).
- Les juvéniles doivent être nourris au moins 5 % de leur poids en nourriture par jour. Les petits poissons mangent une plus grande proportion de leur masse corporelle en nourriture que les gros et doivent être nourris plus souvent dû à leur taux de métabolite élevé (Harrell, 1997).
- La nourriture pour salmonidé semble être sous-optimale pour le bar rayé dans l'étude de Hung *et al.* (1993), où les bars ont montré un faible taux de croissance et une efficacité alimentaire faible.

Moulée commerciale spécifique à l'espèce

- Skretting offre une diète optimisée pour le bar rayé hybride et le barramundi. Ils ont recommandé la Nova LE, créé spécialement pour les espèces à eau chaude (2,06-2,12 \$/kg). C'est une diète à faible-moyenne énergie conçue avec différente source de protéines (Skretting, 2020a). Il y a aussi la Classic Bass conçue pour l'achigan à grande bouche, le barramundi et le bar rayé hybride. C'est une diète à moyenne énergie pour les espèces d'eau chaude (Skretting, 2020b).

R-D pour développement de moulée spécifique

- Le soja peut remplacer une partie des protéines animales dans la diète du bar rayé (Harrell, 1997).

Tolérance aux variations d'oxygène

- Les besoins en oxygène des espèces du genre *Morone* sont plus élevés que ceux pour la barbie de rivière et moins élevés que pour les truites (Stickney, 2000).
- Les hybrides sont plus tolérants aux températures et aux concentrations d'oxygène extrêmes que leur parent, mais tous sont eurythermiques et euryhaline (Le François *et al.*, 2010).
- La concentration en oxygène pour la culture de *Morone sp.* est supérieure à 4 ppm (Stickney, 2000).

- Une concentration d'oxygène en dessous de 4,5-4 mg/l diminue la consommation de nourriture et la croissance. La concentration d'oxygène minimale requise pour la culture intensive du bar rayé est de 5 mg/l (Le François *et al.*, 2010).
- La survie des œufs diminue quand la concentration en oxygène passe en dessous de 5 mg/l (Le François *et al.*, 2010).
- Peut survivre à 1 mg/l, mais est très stressant pour le poisson (Harrell, 1997).
- Entre 0,5 et 4 g d'oxygène par 100 g de poisson par jour (Harrell, 1997).
- Selon le stage
 - i. Adultes : entre 5 mg/l et saturation (Harrell, 1997).
 - ii. Juvéniles : supérieur à 5 mg/l, éviter les concentrations inférieures à 4,9 °C, à 1 mg/l les poissons commencent à mourir et à 0,5 mg/l les poissons sont presque tous morts (Harrell, 1997).
 - iii. Larves : supérieur à 6 mg/l (Harrell, 1997).
 - iv. Œufs : saturation (Harrell, 1997).
 - v. Embryon : a besoin de plus de 3 mg/l pour un développement normal (Harrell, 1997).
- Diminution de la teneur en oxygène dissous saturé si augmentation de la température et de la salinité (Harrell, 1997).
- La croissance des bars rayés juvéniles est fortement affectée à des concentrations d'oxygène en dessous de 4 mg/l (Brandt *et al.*, 2009). Des concentrations d'oxygène en dessous de 4 mg/l peuvent causer la perte de poids même si de la nourriture est limitée (Brandt *et al.*, 2009).

Susceptibilité aux maladies

- Faible à modéré (Harrell, 1997).
- Semble ne pas avoir de différence au niveau de la susceptibilité aux maladies chez le bar rayé et ses hybrides (Harrell, 1997).
- Le bar rayé et ses hybrides répondent négativement aux manipulations incorrectes, au transport et au stress chronique et aigu associé à une pauvre qualité de l'eau ou autres anormalités dans leur environnement. Il y a un manque de traitements thérapeutiques approuvés pour le bar rayé et ses hybrides (Le François *et al.*, 2010).
- La susceptibilité aux maladies augmente avec l'intensification des conditions de culture et/ou avec la diminution de la qualité de l'environnement (Harrell, 1997).
- Maladies rencontrées en milieu naturel et en élevage
 - o Champignons (Stickney, 2000).
 - o Virus : *aquareovirus*, *lymphocystis* et nécrose infectieuse pancréatique (Harrell, 1997).
 - o Bactérie : cause les problèmes les plus sérieux dans l'élevage de bars rayés (Harrell, 1997). *columnaris* (*Flexibacter columnaris*, pourriture bactérienne des nageoires) et motile *Aeromonas septicemia* (*Aeromonas* et *Pseudomonas*). En eau salée : vibriose (*Vibrio* spp.). En système intensif : mycobactéries (*Mycobacterium marinum*) (Stickney, 2000).
 - o Maladies fongiques : *Saprolegnia parasitica* et *Branchiomyces* sp. (Harrell, 1997).
 - o Infections protozoaires : flagellés (ex. *Ichthyobodiasis* et *amyloodiniasis*), ciliés (ex. *Ambiphyra*, *Apiosoma*, *Chilodonella*, *Trichodina*, *Epistylis*, *Ichthyophthirius* et *Cryptocaryon*) (Harrell, 1997).

- o Maladies parasitiques métazoaires : trématodes monogénétiques et digénétiques, cestodes, nématodes, acanthocephalans, sangsues et crustacés parasitiques (ex. *Lernaea* sp., *Argulus* sp., *Ergasilus* sp.) (Harrell, 1997).
- o Autres parasites : souvent sujet à des parasites externes et internes, mais il n'y a pas de preuves qu'il en est sérieusement affecté. Trématodes monogénétiques et digénétiques, cestodes, acanthocéphales, copépodes, lernaeopodidés et ergasilidés (Scott et Crossman, 1974). Ver de branchies, nématode, crustacés, et autres (Stickney, 2000). Ectoparasites dont les protozoaires flagellés et ciliés. Le plus problématique est *Ichthyophthiriasis*. Ils causent de l'inconfort et de la léthargie chez les bars (Stickney, 2000).
- Traitements
 - o Les traitements utilisés sur les autres espèces de poissons fonctionnent généralement bien sur les bars. Le sel et le formol sont couramment utilisés pour le traitement contre les parasites (Stickney, 2000).

Maladies bactériennes du bar rayé et leur niveau de gravité (Harrell, 1997).

Disease	Causative agent	Severity
Motile Aeromonas septicemia (MAS)	<i>Aeromonas hydrophila</i> <i>A. sobria</i>	Moderate
Pseudomonas septicemia	<i>Pseudomonas fluorescens</i> <i>Pseudomonas</i> sp.	Low
Columnaris	<i>Flexibacter columnaris</i> <i>F. maritimus</i>	Moderate to high Unknown
Pasteurellosis	<i>Pasteurella piscicida</i>	High
Edwardsiellosis	<i>Edwardsiella tarda</i>	Low
Vibriosis	<i>Vibrio anguillarum</i>	Moderate
Enterococcosis	<i>Enterococcus faecium</i>	Moderate
Streptococcosis	<i>Streptococcus</i> sp.	Moderate
Mycobacteriosis	<i>Mycobacterium marinum</i>	High
Carnobacteriosis	<i>Carnobacterium piscicola</i>	Low
Corynebacteriosis	<i>Corynebacterium aquaticum</i>	Low

Statut des populations et aire de répartition

Statut des populations

- Évaluation et rapport de situation du COSEPAC sur le bar rayé (COSEPAC, 2012) :
 - o Population du sud du golfe du Saint-Laurent : préoccupante en 2012, menacée en 2004 (COSEPAC, 2012)

- o Population de la baie de Fundy : en voie de disparition en 2012, menacée en 2004 (COSEPAC, 2012)
- o Population du fleuve Saint-Laurent : en voie de disparition en 2012. Disparue du pays en 2004. Protégée par la *Loi sur les espèces en péril* depuis 2011 (COSEPAC, 2012; Valiquette *et al.*, 2018). Serait considérée éteinte aujourd'hui, puisque les individus retrouvés dans cette aire de répartition sont les bars rayés ensemencés et leur progéniture (Rémillard, 2019).
- Situation de l'espèce selon le Conseil canadien pour la conservation des espèces en péril : le bar rayé est considéré apparemment en sécurité au Québec et au Canada, vulnérable au Nouveau-Brunswick et dans l'océan Atlantique et en péril en Nouvelle-Écosse et à l'Île-du-Prince-Édouard (base de données du rapport sur les espèces sauvages de 2015, Conseil canadien pour la conservation des espèces en péril, 2016).
- Il existe aussi une population dans le fleuve Saint-Laurent. Elle fait l'objet d'un programme de rétablissement incluant la réintroduction du bar rayé dans le fleuve Saint-Laurent. En 2011, elle était sur la liste des espèces en péril en vertu de la Loi sur les espèces en péril (LEP) et est protégée par celle-ci et par le Règlement de pêche du Québec. En 2012, cette population a été désignée comme en voie de disparition par le COSEPAC. Le programme a fait son effet et une augmentation de la population ainsi qu'une reproduction naturelle a été confirmée. Cependant, elle demeure précaire et nécessite toujours un suivi (MPO, 2017).
- Procédures de conservation sont en vigueur pour accroître l'effort de reproduction des populations (DFO, 1997).

Aire de répartition

- Espèce côtière se retrouvant rarement à plus de quelques kilomètres de la côte, sauf lors des migrations du printemps et d'automne (Scott et Crossman, 1974).
- Espèce répandue le long de la côte atlantique de l'Amérique du Nord depuis le fleuve Saint-Laurent jusqu'à la rivière St-Johns dans le nord de la Floride, et dans le golfe du Mexique, dans les eaux douces ou saumâtres des tributaires de l'ouest de la Floride, de l'Alabama, du Mississippi et de la Louisiane (Scott et Crossman, 1974).
- Introduite sur la côte du Pacifique en 1879 et en 1882 du fleuve Columbia, en Oregon, jusqu'au sud de la Californie (Scott et Crossman, 1974).
- Canada : dans les eaux côtières des provinces maritimes et occasionnellement dans le fleuve Saint-Laurent (figure 1) (Scott et Crossman, 1974).
 - o Île-du-Prince-Édouard : dans la baie Malpèque, à Tignish et à Summerside (Scott et Crossman, 1974).
 - o Nouvelle-Écosse : Chéticamp, rivière Philip, Canso, baies Mira, Chédabouctou et Mahone, le secteur du bassin des Mines de la baie de Fundy, le long des rives du comté de Yarmouth, rivières Shubenacadie et Annapolis et lacs Shubenacadie et Grand (Scott et Crossman, 1974).
 - o Nouveau-Brunswick : limité aux eaux douces, rivière Richibouctou, rivière Miramichi et son estuaire, rivières Tabusintac, Tracadie et Pokemouche, bassin de la rivière Saint-Jean, rivière Aroostook, en aval du barrage de Beechwood, dans la région de Frédéricton du lac Grand, Long Reach, Nérépis, rivières Hammond et Kennebecasis, Grand Bay et chutes Reversibles (Scott et Crossman, 1974).



Répartition du bar rayé en Amérique du Nord (Scott et Crossman, 1974).

Situation des pêches commerciales et récréatives

- Raison de son utilisation en aquaculture : la demande en bar rayé excédait les ressources disponibles provenant de la pêche commerciale due à une baisse des populations (Harrell, 1997).

Canada

- Pêche fermée depuis 1996 et vente de bars sauvages interdite (DFO, 1997).
- Importante espèce de commerce et de sport (Scott et Crossman, 1974).
- Le bar rayé du sud du golfe Saint-Laurent a été historiquement exploité principalement comme une espèce de capture occasionnelle dans des engins de pêche visant l'éperlan et le gaspareau (DFO, 1997).
- Captures occasionnelles dans le sud du golfe Saint-Laurent = débarquements de moins de 10 tonnes entre 1987 et 1994 (DFO, 1997).
- Pêcherie commerciale en Nouvelle-Écosse : 15 000 livres en 1963 et 4 000 livres en 1967 (Scott et Crossman, 1974).

Québec

- Règlement pour la pêche sportive du bar rayé en 2019 : pêche permise dans la zone 21 et dans certaines rivières se déversant dans cette zone entre le 15 juin et le 31 octobre 2019, avec trois hameçons simples maximum et des leurres artificiels seulement. La limite de prise quotidienne et de possession est de trois bars rayés d'une longueur totale entre 50 et 65 cm (MFFP, 2019).

Prix au débarquement

États-Unis

- Prix de vente au grossiste pour du bar rayé éviscéré provenant du Canada : 15 \$ US/kg (comm. personnelle avec distributeur québécois qui évalue un poisson rond à chair blanche du Québec, janv., 2019), donc environ 10 \$ CA/kg à la ferme.
- 7 \$ US/livre en 2015 (prix payé par les grossistes) (Blazis, 2015).
- 6,09 \$ US/livre pour les grossistes et 1,80 \$ US/livre en 2003 (Southwick Associates Inc., 2005).
- Prix à la ferme en 1994 aux États-Unis pour des bars rayés et des bars rayés hybrides : 5,33 à 6,67 \$ US/kg (Harrell, 1997).
- Cout du poisson complet sur le marché : 6,60 \$ US/kg vivant et 5,50 \$ US/kg frais (estimation provenant de la Striped Bass Growers Association Annual Survey 2006 cité dans Finfish Aquaculture Diversification, 2010).

Approvisionnement

Généralité

- Les producteurs s'approvisionnent généralement sur des stocks sauvages. Il y a environ 8,2 % de la production globale de bars rayés qui proviennent de stocks domestiqués (Gjedrem *et al.*, 2012). Ne pas avoir de populations domestiquées résulte en une grande variabilité des traits désirables pour la production.

Prélèvement de bars rayés en nature

- Les bars rayés sont capturés pendant la migration en rivière pour le frai à l'aide de la pêche électrique, de filets maillants ou de *pound nets*. Il est préférable de garder des individus de moins de 5 kg, car ils ne s'adaptent pas bien à la captivité (Stickney, 2000). Des scientifiques recommandent de laisser les femelles réabsorber leurs œufs pour qu'elles aient de l'énergie le temps qu'elles s'adaptent à une diète sèche. Les mâles seront prêts à être reproduit la saison suivante, mais il faudra attendre deux ans pour que les femelles produisent une bonne qualité d'œufs. Généralement, les piscicultures ne tiennent pas compte de ces recommandations et reproduisent les géniteurs aussitôt capturés (Stickney, 2000).
- Sur les populations sauvages. Peuvent être nourris avec des granulés de poisson (réticent à manger à cause du stress) (Cairns *et al.*, 1999). Capturer durant la migration pour la reproduction. Permet de bien identifier le sexe des individus et d'obtenir un bon ratio mâle:femelle (Harrell, 1997). Il est préférable de ne pas reproduire les bars sauvages pendant la période d'acclimatation aux conditions d'élevage (laisser les femelles réabsorber leurs œufs). Cela permet de diminuer le pourcentage de mortalité après que les gamètes ont été prélevés dû à un stress trop élevé relié aux manipulations et à de nouvelles conditions de vie. Les femelles peuvent prendre deux ans à produire des œufs de bonne qualité (Harrell, 1997). Préférer des individus de moins de 5 kg, car les individus avec un poids supérieur ne supportent pas bien les conditions de captivité (Harrell, 1997). Harrell (1997) décrit les conditions dans lesquelles il faut maintenir les individus capturés en nature et la manière dont il faut s'en occuper pour réussir une acclimatation réussie.

Achat d'œufs et de larves chez des pisciculteurs

- Achat de larves ou de juvéniles chez d'autres pisciculteurs ayant des bars rayés domestiqués. Pour obtenir un individu prêt à être reproduit, compter deux à trois ans pour le mâle et 4 à 5 ans pour la femelle (Harrell, 1997).
- Les poissons peuvent être obtenus de plusieurs éleveurs aux États-Unis (Harrell, 1988).

Domestication

- Difficile de domestiquer le bar rayé, car il y a un grand écart de temps entre les générations comparativement au bar blanc. Ce dernier est alors un meilleur candidat pour la domestication (Stickney, 2000).

Avenues de recherche

- Production de bars triploïdes stériles par un choc thermique et de pression sur des œufs fraîchement fertilisés ou par le croisement entre un diploïde et un tétraploïde (Harrell, 1997).
- Production de populations uniquement composées de femelles. Des femelles sont masculinisées pour la reproduction (Harrell, 1997).
- Développement des géniteurs domestiques et amélioration génétique (Harrell, 1997).
- Perfectionner les méthodes pour le stockage à court terme du sperme et pour la cryopréservation des œufs et des embryons (He et Woods, 2003b)
- Optimiser ou développer une diète complète pour le bar rayé (Harrell, 1997; Small *et al.*, 2000).
- Trouver un moyen de réduire les coûts de production des juvéniles (*fingerling*) (Harrell, 1997).
- Améliorer la disponibilité des médicaments et des agents thérapeutiques. Il y a un manque de traitements thérapeutiques approuvés pour cette espèce (Le François *et al.*, 2010).
- Développer des méthodes pour améliorer la capacité des bars à produire des œufs à l'année (Harrell, 1997).

Caractéristiques du produit

- Chair blanche, floconneuse et très appréciée (Scott et Scott, 1988).
- Petits poissons vendus vivants, congelés ou fumés et gros poissons vendus en filet (Harrell, 1997).

Production aquacole

Généralités

- L'élevage du bar rayé a débuté dans l'est du Canada pour l'ensemencement de ce poisson dans les années 1980 (Cairns *et al.*, 1999). L'industrie aquacole aux États-Unis se base sur la production de poisson pour la consommation en utilisant des hybrides et d'autres espèces de *Morones*. Cette production annuelle de bars rayés équivaut à près de

4 500 tonnes où les poissons ont une taille de 700 g (MPO, 1999). Les programmes d'élevage du bar rayé sont bien établis aux États-Unis. Il existe aussi une production pour l'ensemencement et la restauration des populations naturelles : 10,5 millions de juvéniles ont été relâchés au large des côtes de la Caroline du Nord jusqu'au Maine entre 1985 et 1992 (MPO, 1999).

- Trois types de production : production de poissons de taille commerciale, d'œufs et de juvéniles (*fingerling*) (Harrell, 1997).
- Culture extensive (faible densité en étang ou lac) ou intensive (densité élevée en cage en lac, réservoir ou estuaire; *raceway* rectangulaire ou bassin circulaire; système de recirculation de l'eau ou en étang (si une alimentation artificielle est ajoutée et l'oxygénation de l'eau augmentée) (Harrell, 1997).
- Il peut être élevé en eau douce, saumâtre ou salée (Kenter *et al.*, 2018).

Différentes phases d'élevage des espèces du genre *Morone*

- Phase 1 : du stockage des larves à la récolte des jeunes juvéniles (*fingerling*) (Garber et Sullivan, 2006). Environ 30 à 45 jours (Stickney, 2000). Jusqu'à une taille de 25-75 mm (Le François *et al.*, 2010).
- Phase 2 : du stockage des jeunes juvéniles (*fingerling*) à la récolte des juvéniles à un poids de 90-225 g (Garber et Sullivan, 2006). Première saison de croissance, entre 6 à 9 mois (Stickney, 2000). Jusqu'à une taille de plus de 250 mm, les poissons atteignent un an d'âge (Le François *et al.*, 2010).
- Phase 3 : du stockage des juvéniles pour le grossissement des poissons jusqu'à la taille commerciale (0,68 kg ou plus) (Garber et Sullivan, 2006). Deuxième saison de croissance jusqu'à l'atteinte de la taille commerciale (Stickney, 2000).

Structures utilisées

- Bassins et *raceways* intérieurs avec de l'eau pompée des lacs ou dans les estuaires des rivières, étangs extérieurs (adultes *et alevins*), bassins intérieurs avec un système de recirculation de l'eau (Cairns *et al.*, 1999), filets et cages (Harrell, 1997). Les étangs sont les plus utilisés (système de recirculation de l'eau arrive en 2^e place) et la majorité de la production se fait en eau douce (Harrell, 1997).

Culture en cages

- Cages marines : préférable d'ensemencer des bars de 10 g ou plus (Valenti *et al.*, 1976).
- Une des difficultés de la culture en cages est la disponibilité en larves âgées ou de grandes tailles. Il est nécessaire d'avoir des larves d'une taille minimale de 4 po et une taille de 8 po est préférable. Il faut toujours séparer les tailles pour éviter le cannibalisme (Masser, 1997).
- Les bars rayés ne peuvent pas être stockés aussi densément que dans les étangs ouverts en raison de la quantité limitée d'oxygène disponible dans l'air (Harrell, 1988).

Culture intensive

- Souvent pour tous les stades (larves, juvéniles et adultes) et bien décrite par Harrell (1997).
- Si les bars rayés sont élevés en bassins, il est nécessaire de les nourrir avec une nourriture vivante (artémia) pendant les deux premières semaines après la résorption du sac vitellin (Le François *et al.*, 2010).

- Il peut y avoir présence de cannibalisme chez les alevins en systèmes de culture intensive (Braid et Shell, 1981).

Culture en étangs

- Bien connue et maîtrisée surtout aux États-Unis. Voir Harrell (1997) pour de plus amples informations.
- Recommandé d'utiliser des étangs de plus de 5 acres. De plus petits étangs peuvent être utilisés s'ils sont mécaniquement aérés (Harrell, 1988).
- En majorité, ce sont des bars rayés de 5 à 10 jours suivant l'éclosion qui sont stockés en étangs (Geiger et Parker, 1985).
- Avantages et désavantages de stocker des larves de phase 1 : non dispendieux, peuvent être stockées à haute densité. Les juvéniles en excès peuvent être revendus. Taux de mortalité élevé et larves non sevrées. Avantages et désavantages de stocker des larves de phase 2 : larves en santé et sevrées, taux de mortalité plus faible qu'en phase 1. Dispendieuses à l'achat (Harrell, 1988).
- Les procédures de production en étangs sont les mêmes pour toutes les espèces du genre *Morone* sauf pour la phase 1, due à une première alimentation différente (Stickney, 2000).
- Phase 1 : les larves sont stockées 2 à 10 jours après l'éclosion (Le François *et al.*, 2010). Les larves sont nourries avec du zooplancton, des cladocères et des copépodes pour les hybrides *palmetto* et des rotifères pour les hybrides *sunshine*. Les étangs doivent être préalablement fertilisés afin d'assurer la qualité et la quantité de zooplancton nécessaire à l'hybride. La fertilisation doit se faire entre 2 à 7 jours avant le stockage de bars blancs et d'hybrides *sunshine* et 2 semaines avant le stockage de bars rayés et d'hybrides *palmetto*. Après la mise en étangs des poissons, ils doivent continuer à être ensemencés chaque semaine pendant au moins 3 semaines. Une diète pour salmonidés (de type *starter*) peut être introduite après 21 jours. Cette phase dure entre 30 à 45 jours où les poissons atteignent 2,5 à 5 cm de longueur et 1 g en poids (Stickney, 2000).
- Phase 2 : les juvéniles de la phase 1 sont récoltés et séparés selon la taille pour éviter le cannibalisme. Ils sont souvent placés en *raceways* ou en bassins pour le tri. Les poissons sont alors nourris avec une diète à 40 % de protéines. À la fin de cette phase, les poissons ont atteint un poids de 100 g. Les poissons peuvent être récoltés et restockés selon la taille pour la phase 3 ou ils peuvent rester dans l'étang pour l'hiver et ensuite être récoltés et stockés au printemps (Stickney, 2000).
- Phase 3 : les poissons sont nourris avec une diète à 36-40 % de protéines brutes. Les poissons sont récoltés à la fin de la saison de grossissement à la fin de l'automne à un poids de 0,7 kg ou plus (Stickney, 2000).

Marché

- Poisson de qualité premium (Harrell, 1997).
- Vendu à 75-80 % congelé, entier ou vivant (Harrell, 1997).

Autres informations

- Le livre d'Harrell *Striped bass and others morone culture* est une bonne source de renseignements sur la culture du bar rayé. Il discute de tous les aspects concernant cette aquaculture : stocks de géniteurs, différents systèmes de production, reproduction, méthode de récolte, transport, qualité de l'eau, alimentation, maladies, couts de production, gestion du stress du bar en culture et autres paramètres importants (Harrell, 1997).

Reproduction en milieu naturel

- Fraie en eau douce. Les géniteurs passent l'hiver dans le fleuve et remontent vers les frayères au printemps. Le frai a lieu en début juin, juste en amont de la limite supérieure des eaux de marée. Quelques poissons peuvent remonter plus loin en eau douce. Les femelles peuvent frayer plusieurs fois par année. Elles ne se reproduisent pas toutes les années. Elles cessent de se nourrir avant et pendant le frai (Scott et Crossman, 1974).
- Durée et type de frai : ponte annuelle qui a généralement lieu durant les mois de mai et juin dans les rivières (MPO, 1999). Le moment du frai varie selon la latitude, généralement entre septembre et décembre (Harrell, 1997). Fertilisation externe (Harrell, 1997).

Qualité de l'eau

- Qualité de l'eau nécessaire pour la culture des bars rayés décrite en détail par Harrell (1997).
- Tolérance à la salinité : éclosion des œufs se passe très bien à 10 ‰ ou moins. Larves doivent être en dessous de 15 ‰. *Fingerlings* et juvéniles peuvent être en eau douce et en eau totalement salée (Harrell, 1997).
- Salinité : géniteurs doivent être dans une eau avec une salinité entre 8 et 12 ppm (Stickney, 2000).
- pH optimal pour l'élevage du bar rayé : entre 7,5-8,5 et acceptable entre 6,5 et 9 (Harrell, 1997).
- Un courant modéré (30 cm/sec) est essentiel pour la survie des larves (Robitaille et Ouellette, 1991).

Autres

- Les déchets résultant de l'élevage du bar rayé peuvent servir dans la fabrication de nourriture pour animaux et de protéines déshydratées (Harrell, 1997).

Références

- BIGH, 2020. *Ferme Abattoir*. [En ligne]: <https://bigh.farm/fr/ferme-abattoir/> (page consultée le 5 octobre 2019).
- Blazis, M. 2015. *Outdoors: Cost of striped bass just too high*. [En ligne]: <https://www.telegram.com/article/20150730/SPORTS/150739885> (page consultée le 2 avril 2020).
- Blythe, B., Helfrich, L. A., Beal, W. E., Bosworth, B. & Libey, G. S. 1994. *Determination of sex and maturational status of striped bass (Morone saxatilis) using ultrasonic imaging*. *Aquaculture*, 125(1-2): 175-184.

- Braid, M. R. & Shell, E. W. 1981. *Incidence of cannibalism among striped bass fry in an intensive culture system*. The Progressive Fish-Culturist, 43(4): 210-212.
- Brandt, S. B., Gerken, M., Hartman, K. J. & Demers, E. 2009. *Effects of hypoxia on food consumption and growth of juvenile striped bass (Morone saxatilis)*. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology, 381: S143-S149.
- Brown, C. L., Doroshov, S. I., Cochran, M. D. & Bern, H. A. 1989. *Enhanced survival in striped bass fingerlings after maternal triiodothyronine treatment*. Fish physiology and biochemistry, 7(1-6): 295-299.
- Brown, C. L., Doroshov, S. I., Nunez, J. M., Hadley, C., Vaneenennaam, J., Nishioka, R. S. & Bern, H. A. 1988. *Maternal triiodothyronine injections cause increases in swimbladder inflation and survival rates in larval striped bass, Morone saxatilis*. Journal of Experimental Zoology, 248(2): 168-176.
- Brumbaugh, E. N. 2010. *Using fish culture ponds to examine factors affecting larval hybrid striped bass growth and survival*. Thesis for Master of Science. The Ohio State University, Columbus, 63 p.
- Cairns, D., Robichaud-Leblanc, K., Bradford, R., Peterson, R. H. & Angus, R. 1999. *Striped bass culture in eastern Canada*. Canadian Stock Assessment Secretariat, Research Document 99/004, 11 p.
- Cech, J.J., Mitchell, S.J. & Wragg, T.E. 1984. *Comparative growth of juvenile white sturgeon and striped bass: effects of temperature and hypoxia*. Estuaries, 7(1): 12-18.
- Cheek, T. E., Van Den Avyle, M. J. & Coutant, C. C. 1985. *Influences of water quality on distribution of striped bass in a Tennessee River impoundment*. Transactions of the American Fisheries Society, 114(1): 67-76.
- Clark, R. W., Henderson-Arzapalo, A. & Sullivan, C. V. 2005. *Disparate effects of constant and annually-cycling daylength and water temperature on reproductive maturation of striped bass (Morone saxatilis)*. Aquaculture, 249(1-4): 497-513.
- Conseil canadien pour la conservation des espèces en péril. 2016. *Espèces sauvages 2015: la situation générale des espèces au Canada*. Groupe de travail national sur la situation générale: 128 pp. (Base de données. [En ligne]: <https://www.wildspecies.ca/fr/rapports> (page consulté le 5 avril 2020)).
- Cook, A. M., Duston, J. & Bradford, R. G. 2006. *Thermal tolerance of a northern population of striped bass Morone saxatilis*. Journal of Fish Biology, 69(5): 1482-1490.
- COSEPAC. 2012. *Évaluation et Rapport de situation du COSEPAC sur le bar rayé (Morone saxatilis) au Canada*. Comité sur la situation des espèces en péril au Canada, Ottawa. xx + 86 p. (www.registrelep-sararegistry.gc.ca/default_f.cfm).
- Cox, D. K. & Coutant, C. C. 1981. *Growth dynamics of juvenile striped bass as functions of temperature and ration*. Transactions of the American Fisheries Society, 110(2): 226-238.
- Davis, K. B. & Parker, N. C. 1990. *Physiological stress in striped bass: effect of acclimation temperature*. Aquaculture, 91(3-4): 349-358.
- DFO, 1997. *Striped bass (Morone saxatilis) Southern gulf of St-Lawrence*. DFO-Science, Stock Status Report, D3-15, 4 p.
- Duston, J., Astatkie, T. & MacIsaac, P. F. 2004. *Effect of body size on growth and food conversion of juvenile striped bass reared at 16–28 C in freshwater and seawater*. Aquaculture, 234(1-4): 589-600.
- Garber, A. F. & Sullivan, C. V. 2006. *Selective breeding for the hybrid striped bass (Morone chrysops, Rafinesque x M. saxatilis, Walbaum) industry: status and perspectives*. Aquaculture Research, 37(4): 319-338.
- Geiger, J. G. 1983. *A review of pond zooplankton production and fertilization for the culture of larval and fingerling striped bass*. Aquaculture, 35: 353-369.
- Geiger, J. G. & Parker, N. C. 1985. *Survey of striped bass hatchery management in the southeastern USA*. The Progressive Fish-Culturist, 47(1): 1-13.
- Gjedrem, T., Robinson, N. & Rye, M. 2012. *The importance of selective breeding in aquaculture to meet future demands for animal protein: a review*. Aquaculture, 350: 117-129.

- Harrell, R. M. 1988. *The culture of striped bass and its hybrids in cages*. Finfish aquaculture workbook series, Maryland Sea Grant Extension publication, University of Maryland system, No. UM-SG-MAP-88-07.
- Harrell, R. M. 1997. *Striped bass and other Morone culture*. Elsevier Science, Amsterdam, The Netherlands, 366 p.
- Harrell, R. M. & Woods III, L. C. 1995. *Comparative fatty acid composition of eggs from domesticated and wild striped bass (Morone saxatilis)*. Aquaculture, 133(3-4): 225-233.
- He, S., Jenkins-Keeran, K. & Woods III, L. C. 2004. *Activation of sperm motility in striped bass via a cAMP-independent pathway*. Theriogenology, 61(7-8): 1487-1498.
- He, S. & Woods III, L. C. 2003a. *Effects of glycine and alanine on short-term storage and cryopreservation of striped bass (Morone saxatilis) spermatozoa*. Cryobiology, 46(1): 17-25.
- He, S. & Woods III, L. C. 2003b. *The effects of osmolality, cryoprotectant and equilibration time on striped bass Morone saxatilis sperm motility*. Journal of the World Aquaculture Society, 34(3): 255-265.
- He, S. & Woods III, L. C. 2004a. *Changes in motility, ultrastructure, and fertilization capacity of striped bass Morone saxatilis spermatozoa following cryopreservation*. Aquaculture, 236(1-4): 677-686.
- He, S. & Woods III, L. C. 2004b. *Effects of dimethyl sulfoxide and glycine on cryopreservation induced damage of plasma membranes and mitochondria to striped bass (Morone saxatilis) sperm*. Cryobiology, 48(3): 254-262.
- Henderson-Arzapalo, A. & Colura, R. L. 1987. *Laboratory maturation and induced spawning of striped bass*. The Progressive Fish-Culturist, 49(1): 60-63.
- Humphries, E. T. & Cumming, K. B. 1973. *An evaluation of striped bass fingerling culture*. Transactions of the American Fisheries Society, 102(1): 13-20.
- Hung, S. S., Conte, F. S. & Hallen, E. F. 1993. *Effects of feeding rates on growth, body composition and nutrient metabolism in striped bass (Morone saxatilis) fingerlings*. Aquaculture, 112(4): 349-361.
- Jenkins-Keeran, K., Schreuders, P., Edwards, K. & Woods III, L. C. 2001. *The effects of oxygen on the short-term storage of striped bass semen*. North American Journal of Aquaculture, 63(3): 238-241.
- Jenkins-Keeran, K. & Woods III, L. C. 2002a. *An evaluation of extenders for the short-term storage of striped bass milt*. North American Journal of Aquaculture, 64(4): 248-256.
- Jenkins-Keeran, K. & Woods III, L. C. 2002b. *The cryopreservation of striped bass Morone saxatilis semen*. Journal of the World Aquaculture Society, 33(1): 70-77.
- Kellogg, R. L. & Gift, J. J. 1983. *Relationship between optimum temperatures for growth and preferred temperatures for the young of four fish species*. Transactions of the American Fisheries Society, 112(3): 424-430.
- Kelly, A. M. & Kohler, C. C. 1999. *Cold tolerance and fatty acid composition of striped bass, white bass, and their hybrids*. North American Journal of Aquaculture, 61(4): 278-285.
- Kenter, L. W., Kovach, A. I., Woods III, L. C., Reading, B. J. & Berlinsky, D. L. 2018. *Strain evaluation of striped bass (Morone saxatilis) cultured at different salinities*. Aquaculture, 492: 215-225.
- Kerby, J. H., Bayless, J. D. & Harrell, R. M. 1985. *Growth, survival, and harvest of striped bass produced with cryopreserved spermatozoa*. Transactions of the American Fisheries Society, 114(5): 761-765.
- Le François, N., Jobling, M., Carter, C. & Blier, P.U. 2010. *Finfish Aquaculture Diversification*, CAB international, United Kingdom, 681 p.
- Lewis, R.M. & Bonner, R.R. Jr. 1966. *Fecundity of the striped bass, Roccus saxatilis (Walbaum)*. Transactions of the American Fisheries Society, 95: 328-331.
- Mansueti, R.J. 1958. *Eggs, larvae and young of the striped bass, Roccus saxatilis*. Chesapeake Biological Laboratory, Contribution No. 112, Solomons, Maryland, USA, 12 p.
- Masser, M. P. 1997. *Cage Culture: Species suitable for cage culture*. Southern Regional Aquaculture Center (SRAC), No. 163.

- MFFP, 2019. *La pêche au bar rayé sera permise dans certaines rivières du Québec pour la saison 2019-2020*. [En ligne]: <https://mffp.gouv.qc.ca/peche-bar-raye-permise-certaines-rivieres-quebec-saison-2019-2020-2019-07-10/> (page consultée le 11 mars 2020).
- Monteleone, D. M. & Houde, E. D. 1990. *Influence of maternal size on survival and growth of striped bass *Morone saxatilis* Walbaum eggs and larvae*. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology, 140(1-2): 1-11.
- Morgan, R. P., Rasin Jr, V. J. & Copp, R. L. 1981. *Temperature and salinity effects on development of striped bass eggs and larvae*. Transactions of the American Fisheries Society, 110(1): 95-99.
- MPO, 1999. *État des stocks de bar rayé sauvage et interactions entre le bar rayé sauvage et le bar rayé d'élevage dans les provinces maritimes*. MPO-Sciences, Rapport sur l'état des stocks D3-22 (1999).
- MPO, 2017. *Rapport sur les progrès de la mise en œuvre du programme de rétablissement du bar rayé (*Morone saxatilis*) population du fleuve Saint-Laurent au Canada pour la période 2011-2016 de la série de rapports sur les programmes de rétablissement prévue dans la Loi sur les espèces en péril*. Pêches et Océans Canada, Ottawa. v + 30 p.
- Ohs, C. L., D'Abramo, L. R., Buddington, R., Robinette, H. R. & Roethke, J. M. 1998. *Evaluation of a spray-dried artificial diet for larval culture of freshwater prawn, *Macrobrachium rosenbergii*, and striped bass, *Morone saxatilis**. Aquaculture Nutrition, 4(2): 73-82.
- Pacifico Aquaculture, 2020. *Sustainability model* [En ligne]: <https://www.pacificoaquaculture.com/sustainability-model> (page consultée le 31 mars 2020).
- Rémillard, D. 2019. *Le bar rayé du Saint-Laurent est éteint*. [En ligne]: <https://ici.radio-canada.ca/nouvelle/1412779/statut-bar-raye-saint-laurent-revision-cosepac-2019> (page consultée le 13 mars 2020).
- Robitaille, J. & Ouellette, G. 1991. *Problématique de la réintroduction du bar rayé (*Morone saxatilis*) dans le Saint-Laurent*. Ministère du Loisir, de la Chasse et de la Pêche, Direction de la gestion des espèces et des habitats, Rapport technique, xi + 63 p.
- Scott, W. B., & Crossman, E. J. 1974. *Poissons d'eau douce du Canada*. Centre d'édition du gouvernement du Canada par le Ministère des Approvisionnements et Services Canada, Ottawa, Canada, 1026 p.
- Scott, W.B. & Scott, M.G. 1988. *Atlantic fishes of Canada*. University of Toronto Press, Minister of Fisheries and Oceans and the Canadian Government Publishing Centre, Supply and Services Canada, Toronto, Canada, 731 p.
- Secor, D. H., Gunderson, T. E. & Karlsson, K. 2000. *Effect of temperature and salinity on growth performance in anadromous (Chesapeake Bay) and nonanadromous (Santee-Cooper) strains of striped bass *Morone saxatilis**. Copeia, 2000(1): 291-296.
- Setzler-Hamilton, E. M., Boyton, W. R., Wood, K. V., Zion, H. H., Lubbers, L., Mountford, N. K., Frere, P., Tucker, L. & Mihursky, J. A. 1980. *Synopsis of biological data on striped bass, *Morone saxatilis* (Walbaum)*. National Oceanic and Atmospheric Administration (NOAA) Technical Report, National Marine Fisheries Service (NMFC), Circular 433, FAO Synopsis No. 121, Washington, USA.
- Skretting, 2020a. Nova LE. [En ligne]: <https://www.skretting.com/en-US/products/nova-le/774534> (page consultée le 5 avril 2020).
- Skretting, 2020b. *Classic bass*. [En ligne]: <https://www.skretting.com/en-US/products/classic-bass/868661> (page consultée le 5 avril 2020).
- Small, B. C. & Soares, J. H. 1998. *Estimating the quantitative essential amino acid requirements of striped bass *Morone saxatilis*, using fillet A/E ratios*. Aquaculture Nutrition, 4(4): 225-232.
- Small, B.C., Soares, J.H. Jr & Woods, L.C. III. 2000. *Optimization of feed formulation for mature female striped bass*. North American Journal of Aquaculture, 62(4): 290-293.
- Southwick Associates Inc., 2005. *The economics of recreational and commercial striped bass fishing*. Stripers Forever Inc., Fernandina Beach, Florida, USA, 58 p.
- Stickney, R.R., 2000. *Encyclopedia of aquaculture*, John Wiley & Sons Inc, New York, USA, 1063 p.

- Valenti, R. J., Aldred, J. & Hebell, J. 1976. *Experimental marine cage culture of striped bass in northern waters*. Proceedings of the annual meeting - World Mariculture Society, 7(1-4): 99-108.
- Valiquette, E., Legault, M., Mainguy, J., Bujold, V. & Pelletier, A.-M. 2018. *Répartition du bar rayé au Québec – mise à jour des connaissances*. Ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs, Québec, V + 17 p.
- Wawronowicz, L. J. & Lewis, W. M. 1979. *Evaluation of the striped bass as a pond-reared food fish*. The Progressive Fish-Culturist, 41(3): 138-140.
- Woods, L.C. III, Bennett, R.O. & Sullivan, C.V. 1992. *Reproduction of a domestic striped bass brood stock*. The Progressive Fish-Culturist, 54(3): 184–188.
- Woods, L.C. III & Sullivan, C.V. 1993. *Reproduction of striped bass, Morone saxatilis (Walbaum), broodstock: monitoring maturation and hormonal induction of spawning*. Aquaculture and Fisheries Management, 24: 211–222.
- Woods, L.C. III, Yust, D., McLeod, C. & Subramanyam, M. 1995. *Effects of dietary protein:energy ratio on weight gain, body composition, serum glucose and triglyceride levels, and liver function of striped bass*. Water Science and Technology, 31: 195–203.

Doré jaune - *Sander vitreus* - Walleye

Temps de grossissement, taux de croissance et taille commerciale

Population sauvage

- Espèce dimorphique : les femelles ont un taux de croissance plus élevé que les mâles même après la maturation (Hartman, 2009).
- Individus de 5 ans font 35 cm en Colombie-Britannique, et 42-65 cm aux États-Unis (Hartman, 2009).
- Taille permise de 37-53 cm au Québec, dans secteurs de pêche restreints (Arvisais *et al.*, 2016).
- Poids moyen de 0,5-1,5 kg et taille moyenne de 30-50 cm dans les populations sauvages (Arvisais *et al.*, 2016)
- Temps de grossissement
 - o Environ 16 mois pour atteindre un poids commercial de 568 g dans un système RAS (Summerfelt et Summerfelt, 1996).
 - o Six semaines (1,4 mois) pour passer de $0,03 \pm 0,008$ g à $1,12 \pm 0,3$ g dans un contexte de recherche (Mejri *et al.* 2019).
 - o Dix à douze semaines (2,3 à 2,8 mois) pour atteindre 10 cm (environ 8,7 g) pour des dorés destinés à l'ensemencement. Il serait réaliste d'atteindre ce même taux de croissance dans des élevages à grande échelle (Flowers, 1996).
- o 482 g en moyenne ou 38 cm (Summerfelt et Penne, 2005).

Population domestiquée

- o Environ 17 mois pour atteindre le poids commercial de 571 ± 26 g à 589 ± 15 g en système RAS, à partir d'une population domestiquée (Davidson *et al.* 2016).
- o 240 jours nécessaires pour passer d'un poids d'environ 84 g à environ 571-589 g (Davidson *et al.* 2016).
- o Huit mois postéclosion pour atteindre 45 g ou encore neuf mois postéclosion pour atteindre 84 g (Davidson *et al.* 2016).

Croissance compensatoire

- o Étude sur la croissance compensatoire dans un contexte de *cold banking* (Harder *et al.*, 2013; 2014), de recherche exploratoire (Rosauer *et al.*, 2009) et sous forme de modèle théorique (Lester *et al.*, 2014; Hayward *et al.*, 2013).

Température optimale de croissance et de frai

Population sauvage

- Croissance nulle sous 15 °C (Summerfelt et Summerfelt, 1996).
- Préfère vivre en eau fraîche et tiède : 10-24 °C (Bozek *et al.* 2011).
- La température pour stimuler la croissance est entre 18-26 °C (Summerfelt et Summerfelt, 1996).
- Température optimale physiologique de 25,3 °C à 45 lux de luminosité, basée sur les mesures du taux métabolique (Harder *et al.*, 2012) ou 26 °C à 5 lux (Summerfelt, 2000).

- Température utilisée entre 15,8-24,1 °C pour la croissance de doré ayant en moyenne 482 g (Summerfelt et Penne, 2005).
- 21-24 °C pour des adultes (Mejri *et al.*, 2019).
- 21,8–21,9 °C pour des adultes de 61-66 g (Harder *et al.*, 2012).
- Taux de croissance élevé à des températures aussi élevées que 26-28 °C (Tidwell *et al.*, 1999)
- Entre 15,6-18,4 °C, avec un optimum de 18,4 °C pour le développement larvaire (Colesante, 1996).

Taux de conversion alimentaire

Population sauvage

- 1,48-2,20 lorsque les dorés sont nourris avec de la moulée pour salmonidés contenant 54,5 % protéine (Summerfelt et Penne, 2005).
- 1,72-2,13 pour des dorés de 61-66 g lorsque nourris avec de la moulée pour salmonidés contenant 45 % de protéine. Les poissons élevés sous une photopériode de 24 :0 (L:N) ingèrent 25 % plus de nourriture pour gagner un gramme de poids que ceux élevés sous une photopériode de 12:12 (L:N) (Harder *et al.*, 2012).
- $2,85 \pm 1,12$ pour des juvéniles de 0,03 à 1,12 g nourris avec une diète à base de meunier blanc (Mejdi *et al.*, 2019).
- $2,21 \pm 1,06$ pour des alevins de 0,03 à 1,12 g nourris avec une diète contenant des protéines marines (EWOS Micro) (Mejdi *et al.*, 2019).

Population domestiquée

- Le taux de conversion augmente graduellement avec l'âge et le poids (Davidson *et al.*, 2016).
- 1,12–1,76 chez des adultes entre 84 g et 589 g, dont $1,32 \pm 0,02$ lorsque nourris avec une moulée à base de poisson sauvage et $1,27 \pm 0,03$ lorsque nourris avec une moulée à base de farine de poulet, soya et maïs (Davidson *et al.*, 2016).

Densité d'élevage

Population sauvage en bassins intérieurs

- Les dorés peuvent être élevés à forte densité dans des systèmes RAS (Summerfelt, 1996).
- 3,0 g/L pour les alevins de 0,5-1,0 g (3,8 cm) et 15,0 g/L pour une taille de 10 cm (Flowers, 1996).
- 10,9 kg/m³ pour des alevins de 61-66 g dans un système expérimental RAS en bassins circulaires (Harder *et al.*, 2012).
- 34,7-39,2 kg/m³ pour des dorés de 189–218 g dans un système expérimental RAS en bassins circulaires (Harder *et al.*, 2012).
- 35,8-36,7 kg/m³ pour des dorés de 482 g (38 cm) dans un système commercial RAS utilisant des bassins circulaires à double drain avec parois latérales et drains centraux (Summerfelt et Penne, 2005).
- 60 kg/m³ pour des dorés entre 227-681 g dans un système RAS (Summerfelt, 1993).
- 6,25 kg/m³ pour des alevins et allant jusqu'à 72,1 kg/m³ pour des adultes, tous en système RAS. Une densité d'élevage de 96,2 kg/m³ devient trop élevée, car le niveau d'oxygène doit

être maintenu ≥ 5 mg/L, ce qui est impossible avec une simple supplémentation en bullage. Un ajout d'oxygène pur est alors nécessaire (Summerfelt, 1996).

Rendement en chair

Population sauvage

- Entre 40-50 % du poids frais en filet avec peau pour un doré jaune de taille commerciale élevé en système intensif (Summerfelt et Summerfelt, 1996; Davidson *et al.*, 2016).
- 24,5–29,6 % du poids frais sans peau ni arrêtes (Davidson *et al.*, 2016).
- Le poids frais minimal d'un doré jaune pour faire deux filets de 114 g est de 504-568 g, temps de grossissement de mois de 16 mois (Summerfelt et Summerfelt, 1996).
- Un poids de 143 g permet de faire deux filets de 35 g en 5-6 mois (Summerfelt *et al.*, 2010), soit la moitié de temps que pour la perchaude (Hart *et al.* 2006).

Taux de survie des larves, juvéniles et adultes

Population sauvage

- 28 000-120 000 œufs/kg femelles (Malison et Held, 1996).
- Selon la taille de la femelle, leur nombre varie de 50 000 à 300 000 (MFFP, 2016).
- Taux de survie des œufs à l'incubation de 90 % (Laramée, 2016).
- Le taux de fertilisation dans des conditions d'élevage est entre 75-86 % (Moore, 1987; 2003), dû à la variation de la qualité des ovules (Morre, 1987).
- Taux de survie des larves et juvéniles
 - o 12 % de survie jusqu'au 24^e JPE (17,81-21,22 mm) tout traitement confondu dans un contexte de recherche (circuit ouvert/fermé) et type d'alimentation artémie ou nourriture artificielle (Laramé, 2016).
 - o 33-36 % de survie jusqu'au 23^e JPE. Alimentation à raison de 36 à 280 nauplii/larve/jour et densité d'élevage de 40-60 larves/L (Peterson *et al.*, 1988).
 - o 42 % de survie jusqu'au 30^e JPE. Alimentation à raison de 800 à 1 300 nauplii/larve/jour et densité d'élevage de 21 larves/L (Colesante, 1996).
 - o 33,9-69,7 % de survie au 40^e JPE, lors du passage de 35 à 46 mm (0,3-0,5 g) pendant la transition pour accepter de la moulée commerciale (Kestemont *et al.*, 2015).
 - o < 50 % de survie jusqu'au 69^e JPE (taille et poids initial de 15,7 mm et 0,03 g au 27^e JPE, poids final de 1,12 g au 69^e JPE) (Mejri *et al.*, 2019)

Population domestiquée

- Taux de survie des adultes : 98,5-100 % pour des dorés jaunes de 84-589 g élevés en RAS pendant 240 jours (Davidson *et al.*, 2016).

Âge à maturité sexuelle

Population sauvage

- Les femelles mûrent entre 3 et 6 ans (35,6-43,2 cm en moyenne donc entre 377-662 g) (Hartman, 2009).

- Les mâles mûrent entre 2 et 4 ans (27 cm en moyenne) (Hartman, 2009).
- À 6 ans, les femelles immatures atteignent en moyenne 39 cm et les mâles immatures 32,5 cm (Hartman, 2009).
- Première reproduction est vers 5 ans chez les femelles et vers 2 ans chez les mâles dans le fleuve Saint-Laurent (MFFP, 2016).
- Maturation sexuelle hâtive en système d'élevage par rapport au milieu naturel (Summerfelt et Summerfelt, 1996).
- En système d'élevage, les dorés mûrent avant le 368^e jour (12 mois), donc avant l'atteinte du poids commercial de 568 g atteint en 480 jours (16 mois) (Summerfelt et Summerfelt, 1996).

Contrôle de la reproduction (gamétogénèse, fertilisation, frai)

Reproduction avec géniteurs sauvages

- Méthode la plus répandue. Les œufs sont obtenus à partir de géniteurs sauvages chaque année lors de la fraie. L'ovulation des femelles sauvages peut être déclenchée en deux jours par injection d'une hormone, la gonadotrophine (MAPAQ, 2019).
- Il est possible d'induire le frai 10 semaines plus tôt (fin janvier) en augmentant la température pendant une semaine en bassins et en ajustant la photopériode à 12 h:12 h (L:D) et avec l'utilisation d'un traitement hormonal. Les œufs obtenus sont alors de qualité similaire (% de survie des œufs au 6^e jour après fertilisation) à ceux obtenus durant la saison normale de reproduction (Dabrowski *et al.*, 2000; Malison *et al.*, 1998; Barry *et al.*, 1995).

Reproduction avec géniteurs issus de l'élevage

- Contrôle de la gamétogénèse possible en élevage intensif avec un contrôle de la température et de la photopériode (Fisher, 2020), mais la qualité des produits sexuels de la première génération serait moindre que ceux des géniteurs sauvages (Malison et Held, 1996).
- Au Québec, jusqu'à maintenant, les essais de maturation avec des géniteurs d'élevage ont donné de moins bons résultats qu'avec des géniteurs sauvages (MAPAQ, 2019).

Fertilisation artificielle

- Méthode bien développée avec fertilisation à sec (Malison et Held, 1996; Kestmont *et al.*, 2015).
- La fertilisation est maximisée à un ratio minimal sperme : œufs de 25 000: 1 (Rinchart *et al.*, 2005)

Cryopréservation

- Méthode de préservation des semences développées, dont la cryopréservation (Moore, 1987 dans Kestmont *et al.*, 2015; Malison et Held, 1996).

Incubation des œufs

Caractéristiques des oeufs

- Œufs benthiques possédant une membrane adhésive qui permet à la masse d'œufs de rester groupée (Balon, 1975).
- Les œufs mesurent 0,7 à 1,25 mm et sont au nombre de 85 000 à 160 000/L (MAPAQ, 2019).
- Les œufs ont entre 1,5 et 2,0 mm de diamètre (MFFP, 2016).

Temps d'incubation

- 7 à 26 jours dépendamment de la température de l'eau (MAPAQ, 2019).
 - o Première éclosion au 16^e jour postfécondation avec un pic d'éclosion au 21^e jour postfécondation, température de 16,2 °C (Laramée, 2016).
 - o Fenêtre d'éclosion de 12 ± 8 jours, température de 10 ± 1 °C et augmentée à 13 ± 2 °C dès le premier jour d'éclosion pour réduire la fenêtre d'éclosion (Laramée, 2016).
 - o 14 ± 4 jours à 12,8 °C (Nelson *et al.*, 1965 dans Kestmont *et al.*, 2015)
 - o 21 jours d'intervalle à 11 °C (Harvey et Hood, 1996)

Alimentation en milieu naturel

Caractéristiques

- Espèce prédatrice, s'alimente de zooplanctons, insectes aquatiques et autres poissons (Bozek *et al.*, 2011).
- Prédateur du meunier noir au Canada et aux États-Unis (Barton 2011).
- Cannibalisme (Barton, 2011).
- Yeux très sensibles à la lumière, il se tient en profondeur pour s'alimenter particulièrement la nuit, à l'aube et au crépuscule (Sépaq, 2020).

Alimentation en élevage

Caractéristiques

- À l'éclosion, les larves ont un sac vitellin et un globule huileux qui leur servent de source d'énergie principale (Kestemont *et al.*, 2015).
- Formation de la bouche au 3^e jour postéclosion (JPE), premiers signes d'alimentation exogène au 4^e JPE avec une bouche d'environ 0,7 mm de largeur (Li et Mathias, 1982).
- Apparition des premiers signes d'ingestion alimentaire au 8^e JPE (Laramée, 2016).
- Cannibalisme possible dès la formation de la bouche. Certaines méthodes d'élevage sont développées pour diminuer le cannibalisme entre larves (voir section production aquacole) (Li et Mathias, 1982).
- Les larves ont une forte appétence pour la nourriture vivante et une faible appétence pour la nourriture artificielle (Bozek *et al.*, 2011).

Alimentation avec nourriture vivante en étangs

- La méthode de grossissement en étangs est celle qui est la plus largement répandue. Les larves fraîchement écloses sont élevées jusqu'à une taille de 6-8 cm. L'étang est fertilisé pour stimuler la production de phytoplancton et les larves s'alimentent donc directement de nourriture vivante (MAPAQ, 2019).
- Cette méthode est moins coûteuse qu'en bassins avec l'alimentation à base d'artémies (MAPAQ, 2019).

Alimentation avec nourriture vivante en bassins

- Connue et fonctionnelle, mais peu utilisée en mode commerciale, car plus coûteuse que l'alimentation en étangs.
- Densité de 100 nauplii/larve/jour pour une alimentation maximale (Loadman *et al.*, 1986).

Alimentation avec moulée non spécifique à l'espèce

- Aucune compagnie canadienne ne produit d'aliment spécifique à l'espèce pour l'alevinage ou l'alimentation adulte (Mejri *et al.*, 2019).
- Micromoulée commerciale (< ~500 µm) enrichie de farine de krill en provenance du Japon (BioKyowa et Otohime) permet une meilleure prise alimentaire lorsqu'elle est ajoutée à la nourriture vivante. Elle peut également être utilisée pour habituer rapidement les larves à la moulée commerciale. Toutefois, cette moulée n'est pas autorisée au Canada pour l'élevage commercial du doré et elle est dispendieuse (Mejri *et al.*, 2019).
- Les diètes pour salmonidés (54,5 % protéine, 1,8 % phosphore) sont utilisées pour l'élevage des alevins, juvéniles et adultes en absence de nourriture spécifique à l'espèce (Mejri *et al.*, 2019)
- Poissons congelés (Mejri *et al.*, 2019).

Moulée commerciale spécifique à l'espèce

- Les connaissances sur les besoins nutritionnels du doré restent éparses (Mejri *et al.*, 2019).
- Années 1970 : moulée spécifique W-16 (Mejri *et al.*, 2019).
- Depuis les années 1990 : la moulée de croissance WG-9206 (*Walleye Grower*) est la seule moulée commerciale pour les larves et juvéniles aux États-Unis (Nelson and Sons, Inc., Murray, Utah). L'importation au Canada des moulées spécifiques au doré semble être difficile à sécuriser en raison du faible niveau de disponibilité et de la variation des prix (Mejri *et al.*, 2019).

R-D pour le développement de moulée spécifique

- Moulée spécifique en train de se développer au niveau de la recherche au Québec (Mejri *et al.*, 2019) et aux États-Unis (Davidson *et al.*, 2016).

Tolérance aux variations d'oxygène

- ≥ 7mg/L à maintenir en élevage (Mejri *et al.*, 2019).
- Premier signe de stress observés à un niveau < 5 mg/L et mortalité < 2 mg/L, sous une température de 21 °C (MAPAQ, 2019).

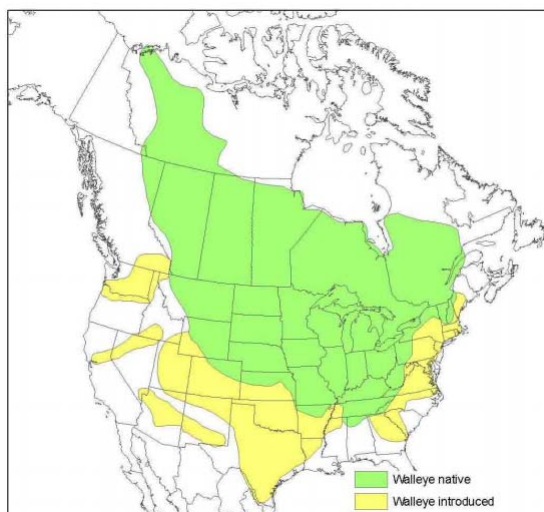
Susceptibilité aux maladies

- Très susceptible aux bactéries à Gram négatif, du genre *Flavobacterium* causant la columnariose (*F. columnare*) et la maladie des branchies (BGD; *F. branchifilum*) (Kestemont *et al.*, 2015).
- Susceptibles aux infections parasitaires (*Ichthyophthirius multifiliis* et *Trichodina spp*) et aux bactéries telles *Aeromonas*, *Pseudomonas* et *Flexibacter columnaris* (myxobactériose) qui sont la cause principale de mortalité dans les premières semaines en cas de lésions physiques (transport, changement de bassins). Les traitements connus sont 1) le Terramycin®, mais il est non enregistré pour les dorés et 2) le Diquat dibromide, mais il n'est autorisé par la FDA que comme un « nouveau médicament expérimental pour animaux ». Les traitements ne sont pas efficaces une fois que l'infection s'est installée (Johnson et Rudacille, 2003 dans Lumsden *et al.*, 2004).
- Aucune infection virale répertoriée causant des mortalités dans les élevages de dorés. Toutefois, certains virus ont déjà été retrouvés comme celui de la nécrose du pancréas infectieuse et de la nécrose hématopoïétique infectieuse (Johnson et Rudacille, 2003 dans Lumsden *et al.*, 2004).
- Traitements disponibles au Québec en passant par les associations locales (comm. personnelle, aquaculteur).

Statut des populations et aires de répartition

Amérique du Nord

- Le doré jaune est largement répandu en Amérique du Nord



Répartition nord-américaine du doré jaune natif (vert) et introduit (jaune) (Barton *et al.*, 2011).

Canada

- Statut des populations : en sécurité (Conseil canadien pour la conservation des espèces en péril, 2016, base de données du rapport sur les espèces sauvages de 2015).

Québec

- Se retrouve dans au moins 1 578 lacs au Québec (Lemm, 2002).
- Au Québec, le doré jaune est à la limite de son aire de répartition. Par rapport au reste du Canada, les habitats possibles pour le doré jaune répertoriés au Québec sont marginaux (Lemm, 2002).
- Statut des populations : apparemment en sécurité (Conseil canadien pour la conservation des espèces en péril, 2016, base de données du rapport sur les espèces sauvages de 2015).

Situation des pêches commerciales et récréatives

États-Unis

- La pêche commerciale est interdite pour protéger les populations sauvages. Les populations sauvages sont conservées pour la pêche sportive et la pêche de subsistance pour les Premières Nations (Lemm, 2002).

Canada

- Pêche commerciale lucrative dans le lac Érié et dans les lacs de l'ouest de l'Ontario, du Manitoba, de la Saskatchewan et des Territoires du Nord-Ouest. En 2014-2016, 41,8 % des débarquements de l'ensemble des pêcheries de poisson d'eau douce pour ces provinces sont constitués de doré jaune, soit 6 815 tonnes. 95 % de ces prises sont exportées aux États-Unis. En Ontario, la pêche commerciale représentait 2,2 millions de kg pour une valeur de 12,2 M\$ de vente en 2014-2016 (MPO, 2019).
- La disponibilité de la ressource est variable. Diminution des stocks dans le lac Winnipeg, mais augmentation dans les Grands Lacs entre 2014-2016 (MPO, 2019).

Québec

- Comme l'aire de répartition du doré jaune est à sa limite au Québec, les stocks sont très faibles comparativement au reste du Canada (Arvisais *et al.*, 2016).
- Depuis 1971, la pêche commerciale est confinée dans le fleuve Saint-Laurent entre le pont Laviolette près de Trois-Rivières et la pointe est de l'île d'Orléans (Arvisais *et al.*, 2016).
- En 2014, les débarquements totalisent 8 tonnes pour le doré jaune (Arvisais *et al.*, 2016).
- La disponibilité de la ressource est variable. Les populations de doré jaune tendent à se rétablir plus rapidement dans le lac Saint-Louis que le lac Saint-Pierre (Arvisais *et al.*, 2016).

Prix au débarquement

Canada

- 2019 (4,40 \$/kg), 2018 (4,71 \$/kg), 2010 (3,22 \$/kg) pour les provinces de l'Alberta, du Manitoba, de la Saskatchewan et des Territoires du Nord-Ouest (OCPED, 2019).
- 2014-2016 : 5,45 \$/kg en Ontario, 3,43 \$/kg au Manitoba, 3,63 \$/kg en Saskatchewan et 3,32 \$/kg aux Territoires du Nord-Ouest (MPO, 2019).

Québec

- 2019 (6,28 \$/kg) (comm. personnel Simon Duval, propriétaire de Simmer International).

Approvisionnement

- Œufs : non disponibles à la vente au Québec. Ils sont produits par les piscicultures gouvernementales ou privés à des fins d'ensemencement et sont obtenus par fécondation artificielle à partir de géniteurs sauvages.
- Alevins : l'Ontario possède un répertoire des piscicultures produisant des alevins pour l'ensemencement (communityhatcheries.com, 2020). Voici l'exemple au Minnesota (États-Unis) d'un producteur qui vend des alevins de doré jaune certifiés sans maladie pour l'ensemencement (10,000 Lakes Aquaculture, Inc., 2018 : <https://fish4stocking.com/>). Le Northern Aquaculture Demonstration Facility de l'université du Wisconsin à Stevens Point s'applique aussi depuis 2008 à domestiquer le doré jaune et le doré hybride. Des dorés de 8 mois (45 g) ont été obtenus de ces installations dans un contexte de recherche avec le Conservation Fund Freshwater Institute en Virginie-Occidentale, É.-U. (Davidson *et al.*, 2016)

Avenues de recherche

- Développer une stratégie de commercialisation pour le marché de la table (Kestemont *et al.*, 2015).
- Réaliser des modèles technico-économiques adaptés au Québec pour diminuer les risques associés aux démarrages d'entreprise (Laramée, 2016).
- Augmenter les efforts de domestication du doré par sélection génétique. À l'heure actuelle, tous les dorés jaunes sont produits à partir de parents sauvages qui ne sont pas sélectionnés pour leur performance de croissance, résistance aux maladies, etc. (Kestemont *et al.*, 2015).
- Mieux comprendre les facteurs influençant la croissance et la conversion alimentaire (Malison et Held, 1996).
- Effectuer des recherches sur la croissance compensatoire pour mieux comprendre le métabolisme, favoriser l'acceptabilité des moulées et diminuer les coûts reliés à l'alimentation des dorés en système intensif (Davidson *et al.* 2016).
- Poursuivre les efforts pour développer une moulée spécifique à l'espèce pour les stades juvéniles afin de réduire les ingrédients à base de protéines marines et mieux exploiter le potentiel génétique du doré jaune (Kestemont *et al.*, 2015).
 - o Optimiser la composition en acide gras d'une nouvelle moulée contenant 49,5 % de protéines et produite à base de meunier blanc (*Catostomus commersonii*) en la supplémentant d'acide oléique. Cette moulée 1) est conçue à base d'une espèce invasive au Québec, 2) est bien acceptée par les juvéniles, 3) engendre au taux de croissance comparable et même supérieur à la moulée pour salmonidé, 4) économique, car le prix du meunier blanc est similaire ou inférieur à celui de la carpe asiatique ou celui d'autres protéines marines (Mejri *et al.*, 2019).
 - o Améliorer la palatabilité des moulées à base de farine de poulet, soya et maïs et dont le contenu en phosphore est plus faible (USDA-ARS Fish Technology Center, Bozeman, MT, ÉU) (Davidson *et al.*, 2016).

Caractéristiques du produit

- Chaire très appréciée des fins gourmets, notes de noisette, goût exquis. Servis dans les restaurants chics (Summerfelt, 2004).
- La deuxième espèce la plus appréciée au Québec après la truite mouchetée (Sépaq, 2020).

Production aquacole

- La production œuf à œuf est réalisée pour le doré (Fontaine *et al.*, 2008 dans Kestmont *et al.*, 2015).
- Le doré hybride fait aussi partie des espèces produites aux États-Unis pour l'ensemencement et la table (Kestmont *et al.*, 2015)

Systèmes extensifs

- Taux de survie aléatoire en étangs (MAPAQ, 2019).
- La production commerciale rentable d'alevins en étangs dans les régions centrales des États-Unis est bien établie. Ils sont destinés à l'ensemencement par des particuliers, groupes de pêcheurs, associations de lacs et agences publiques (Summerfelt et Summerfelt, 1996; Dunnville Hunters & Anglers, 2018 : <http://www.dunnvillehuntersandanglers.ca/walleyehatchery.html>).
- La production commerciale en étangs jusqu'à l'atteinte de la taille commerciale pour le marché de la table n'est pas encore optimisée aux États-Unis (Summerfelt et Summerfelt, 1996).
 - o Alevins phase 1 (32-64 mm) : élevage en étangs, se nourrissent d'invertébrés. Lorsque le cannibalisme commence, il y a transfert des alevins des étangs vers des bassins d'élevage intensif ou d'autres étangs pour la phase de grossissement durant tout l'été. Densité d'élevage optimal inconnu. L'habitation à une alimentation à base de moulée inerte est un défi, mais reste importante pour le grossissement et la diminution du cannibalisme (Summerfelt et Summerfelt, 1996).
 - o Alevins phase 2 : atteinte d'une taille d'au moins 127-203 mm, moyenne de 254 mm à l'automne de la première année. Ces poissons passent l'hiver en étangs, mais leurs conditions peuvent se détériorer durant cette période, ce qui n'est donc pas recommandé pour une production commerciale. À la fin du deuxième été, les poissons atteignent 305-356 mm (Stevens, 1996 dans Summerfelt et Summerfelt, 1996).
 - o Atteinte de la taille commerciale (680-910 g) après la moitié ou la fin du troisième été. Le temps pour l'atteinte de la taille commerciale en étangs pourrait être plus long au Canada en raison de la température moyenne plus faible; c'est-à-dire la saison de croissance s'arrête quand la température passe sous 15 °C (Summerfelt, 2004).
 - o Les étangs sont recouverts de panneaux opaques pour maintenir une luminosité faible (MAPAQ, 2019).

Systèmes intensifs

- L'élevage en système intensif est bien maîtrisé aux États-Unis (Summerfelt et Summerfelt, 1996).
- Les systèmes intensifs sont les seuls moyens de produire des alevins hors saison (Summerfelt, 2004).
 - o Alevins phase 1 : approvisionnement facile d'alevins de phase 1 aux États-Unis. Ceux-ci peuvent être habitués à une alimentation à base de moulée avec un taux de survie de 90 % (Summerfelt et Summerfelt, 1996). Peuvent être maintenus en bassins intensifs dans des *raceways* rectangulaires (Summerfelt, 2004).
 - o Alevins phase 2 : aux États-Unis, peuvent être élevés jusqu'à la taille commerciale en *flow through*, en *raceways* ou en bassins circulaires (Summerfelt et Summerfelt, 1996).
- Au Canada, l'élevage en *flow through* serait impraticable économiquement, car la température de l'eau doit être chauffée pour être maintenue > 15,5 °C (seuil de tolérance pour la croissance) (Summerfelt et Summerfelt, 1996).
- Les systèmes traditionnels de *single pass* et *serial reuse*, qui sont standards pour la culture des salmonidés, ne sont pas appropriés pour la culture du doré, car la température de l'eau souterraine est trop froide (Summerfelt, 2004).

Systèmes intensifs de type RAS

- Une fois habitué à la moulée, le doré peut être élevé en système RAS en maintenant la température ≥ 20 °C pour permettre une croissance optimale toute l'année, et ainsi atteindre la taille commerciale (480-580 g) rapidement (Summerfelt et Penne, 2005; Davidson *et al.*, 2016).
- Les critères d'élaboration d'une ferme en RAS ont été déterminés pour le doré avec une moulée formulée non spécifique à l'espèce dans le but d'en élever jusqu'à la taille commerciale en 14-16 (15,8) mois (Summerfelt, 1996; Summerfelt et Summerfelt, 1996; Moodie *et al.*, 1992).

Particularités de l'élevage du doré en systèmes intensifs

- Les larves sont attirées vers la lumière directe ou réfléchie. Il est fortement recommandé d'utiliser des bassins à parois foncées, une eau turbide à l'aide d'ajout d'argile kaolinite et une luminosité continue d'intensité faible pour disperser les larves de façon homogène et réduire le cannibalisme. (Laramée, 2016; MAPAQ, 2019).
- L'utilisation d'une crépine pleine longueur diminue la perte de larves vers la sortie d'eau des bassins (Laramée, 2016).
- Pour faciliter le développement de la vessie natatoire des larves, l'utilisation de rondins peut aider à absorber à la surface de l'eau l'huile résiduelle issue de la moulée. Les rondins donnent de meilleurs résultats que les jets d'eau de surface qui dispersent l'huile à la surface de l'eau. Il est aussi important d'ajuster la photopériode tout au long du cycle larvaire (Laramée, 2016).
- Maintenir la luminosité faible pour l'élevage des adultes (Davidson *et al.*, 2016).

Marché

États-Unis

- Une étude de marché ainsi qu'un état des connaissances sur l'élevage du doré en systèmes intensifs pour le marché de la table a été réalisée par Summerfelt (2004). Les points importants traités sont : 1) commercialisation, 2) besoin alimentaire (moulée commerciale), 3) reproduction, 4) température optimale de croissance, 5) taille maximale atteinte, 6) faisabilité économique.
- Les importations des dorés jaunes issus de la pêche commerciale canadienne sont importantes. Les tonnages des débarquements sont élevés et ne semblent pas vouloir diminuer, et cela limite le développement de fermes piscicoles aux États-Unis pour la production destinée au marché de la table (Lemm, 2002).
- Menace : le sandre doré européen (*Sander lucioperca*) pêché commercialement en Europe de l'Est se retrouve sur le marché sous le nom de doré jaune ou de perchaude (*Perca flavescens*), car ces deux poissons ont un prix sur le marché du détail plus intéressant (2,00 à 4,00 \$ US de plus que celui du saumon) (Summerfelt, 2004).

Canada

- Le doré jaune est une espèce d'une grande valeur commerciale (Summerfelt *et al.* 2010; Riepe 1998).
- Le doré jaune issu de la pêche commerciale est vendu sur le marché aux États-Unis (transformé, emballé et vendu) par l'office de commercialisation du poisson d'eau douce (OCPED) (Summerfelt *et al.*, 2010).
- Le marché est bien ancré et sa valeur augmente, car la demande excède l'offre (Davidson *et al.*, 2016).
- Là où l'approvisionnement futur est limité par le déclin des populations sauvages, il y a un potentiel pour le développement de son élevage au Canada. Toutefois, les potentiels producteurs semblent mal informés des différentes technologies spécifiques à l'espèce (Summerfelt, 2004).

Québec

- Au Québec en 2019, il y avait deux producteurs de doré en étangs destinés à l'ensemencement.

Autres informations

- Au cours de sa croissance, le doré reste pélagique et solitaire, mais peut également vivre en bande (Craig, 2000; Simon et Wallus, 2006 dans Kestmont *et al.*, 2015).

Références

- Balon, E. K. 1975. *Terminology of intervals in fish development*. Journal of the Fisheries Research Board of Canada. 32:1663–1670.
- Barry T. P., Malison J. A., Lapp A. F. et L. S. Procarione. 1995. *Effects of selected hormones and male cohorts on final oocyte maturation, ovulation, and steroid production in walleye (Stizostedion vitreum)*. Aquaculture, 138:331–347
- Barton, B. A. 2011. *Biology, management, and culture of walleye and sauger*. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland. 600p.
- Bozek, M. A., Haxton, T. J., Raabe, J. K. 2011. *Walleye and sauger habitat. Chapter 5 in Biology, management, and culture of walleye and sauger*, American Fisheries Society. 600p
- Colesante, R. T. 1996. *Transportation and handling of walleye eggs, fry, fingerlings, and broodstock*. Pages 79-83 in R. C. Summerfelt, editor. Walleye culture manual. NCRAC Culture Series 101, North Central Regional Aquaculture Center Publications Office, Iowa State University, Ames.
- Conseil canadien pour la conservation des espèces en péril. 2016. *Espèces sauvages 2015: la situation générale des espèces au Canada*. Groupe de travail national sur la situation générale: 128 pp. [En ligne] : <https://www.wildspecies.ca/fr/rapports pour la base de données>, page consultée le 25 mars 2020.
- Craig J. F. 2000. *Percid fishes systematics, ecology, and exploitation*. Blackwell Science, Oxford. Wiley-Blackwell. 370 pages
- Dabrowski K., Czesny S., Kolkovski S. et W. E. Jr., Lynch. 2000. *Intensive culture of walleye larvae produced out of season and during regular season spanning*. N Am J Aquac 62:219–224
- Davidson, J., Summerfelt, R., Barrows F., Gottsacker B., Good, C. Fischer, G. et Summerfelt, S. 2016. *Walleye Sander Vitreus Performance, Water Quality, and Waste Production in Replicated Recirculation Aquaculture Systems When Feeding a Low Phosphorus Diet without Fishmeal versus a Traditional Fishmeal-Based Diet*. Aquacultural Engineering 75: 1-13.
- Flowers, D. D. 1996. *Intensive Walleye culture in Ontario: advanced fingerling production methods*. Pages 213-214 in R.C. Summerfelt, editor. Walleye culture manual. North Central Regional Aqua-Culture Center Publications Office. NCRAC Culture Series 101.
- Fontaine, P., Kestemont, P., Teletchea, F., et Wang, N. 2008. *Percid Fish Culture from Research to Production*, Presses universitaires de Namur. 150 pages. In: Kestemont, P., Dabrowski, K., et Summerfelt, R. C. 2015. *Biology and Culture of Percid Fishes: Principles and Practices*. Dordrecht; New York: Springer. 991 pages.
- Harder, T. M., Gotsch, G. G., et Summerfelt, R. C. 2012. *Effect of photoperiod on growth and feed efficiency of fingerling walleye*. North American Journal of Aquaculture, 74(4), 547–552.
- Harder, T. M., Gotsch, G. G., et Summerfelt, R. C. 2013. *Survival and condition of cold-banked juvenile walleyes*. North American Journal of Aquaculture, 75(4), 512–516.
- Harder, T. M., Gotsch, G. G., et Summerfelt, R. C. 2014. *Growth Response of Juvenile Walleyes after Cold Banking*. North American Journal of Aquaculture, 76(3), 255–260.
- Hart S. D., Garling D. L., Malison J. A. 2006. *Yellow perch (Perca flavescens) culture guide*, vol 103, NCRAC culture series. NCRAC, Publications Office, Iowa State University, Ames. 84 pages
- Hartman, G. F. 2009. *A biological synopsis of walleye (Sander vitreus)*. Pêches et Océans Canada, Nanaimo, BC. Canadian Manuscript Report of Fisheries and Aquatic Sciences 2888
- Harvey J. E., Hood S. E. 1996. *Collection and spawning of walleye broodfish and incubation of fertilized eggs*. Dans: Summerfelt R. C. (ed) Walleye culture manual, vol 101, NCRAC culture series. North Central Regional Aquaculture Center Publications Office, Iowa State University, Ames, pp 25–28

- Hayward, R. S., Masagounder, K., Clayton, R. D., Morris, J. E., et Ali, M. 2015. *Increasing growth and feed efficiency of Juvenile Walleye, Sander vitreus (Mitchill, 1818), through novel, subsatiation, restrict/feed cycles from late summer into fall*. Aquaculture Research, 46(4), 952–958.
- Johnson A, Rudacille J. 2003. *Coolwater Fish Culture Workshop*, Des Moines, Iowa, p. 106- 110, Iowa Dept. Nat. Res., Des Moines, IA. In: Lumsden, J. S., Young, K., Welsh, K., MacInnes, J., Russell, S., et S. Hesami. 2004. Proceedings of the Canadian Freshwater Aquaculture Symposium – Aquaculture Canada. Part of the 21st Annual Meeting of the Aquaculture Association of Canada, Québec City, Québec, October 17-20, 2004. 189 pages.
- Kestemont, P., Dabrowski, K., et Summerfelt, R. C. 2015. *Biology and Culture of Percid Fishes: Principles and Practices*. Dordrecht; New York: Springer. 991 pages.
- Laramée, B. 2016. *Optimisation de l'élevage intensif des larves de doré jaune (sander vitreus) dans les systèmes aquacoles en recirculation*. Mémoire de Maîtrise, Sciences animales, Université Laval. 112 pages.
- Lemm, L. P. 2002. *A Thesis Submitted to the Graduate Faculty of the North Dakota State University of Agriculture and Applied Science*. North Dakota State University of Agriculture and Applied Science. 99 pages
- Lester, N. P., Shuter, B. J., Venturelli, P. et D. Nadeau. 2014. *Life-history plasticity and sustainable exploitation: A theory of growth compensation applied to walleye management*. Ecological Applications, 24(1), 38–54.
- Li, S. et J. A. Mathias. 1982. *Causes of High Mortality among Cultured Larval Walleyes*. Transactions of the American Fisheries Society 111 (6): 710-21.
- Loadman, N. L., G. E. E. Moodie, et J. A. Mathias. 1986. *Significance of Cannibalism in Larval Walleye (Stizostedion vitreum)*. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences 43 (3): 613-18.
- Malison, J. A. et J. A. Held. 1996. *Reproductive Biology and Spawning*. North Central Regional Aquaculture Center, 52.
- Malison J. A., Procarione L. S., Kayes T. B., Hansen J. F. et J. A. Held. 1998. *Induction of out-of-season spawning in walleye (Stizostedion vitreum)*. Aquaculture 163:151–161
- MAPAQ. 2019. Aquaculture, document d'information spécialisée : *Élevage du doré*. [En ligne] : <https://www.mapaq.gouv.qc.ca/fr/Publications/dadd08dore.pdf>, page consultée le 22 novembre 2019.
- Mejri, S., Tremblay R., Vandenberg, G. et C. Audet. 2019. *Novel Feed from Invasive Species Is Beneficial to Walleye Aquaculture*. North American Journal of Aquaculture 81 (1): 3-12.
- MFFP, 2016. Poissons du Québec : Doré jaune. [En ligne] : <https://mffp.gouv.qc.ca/faune/peche/poissons/dore-jaune.jsp> (page consultée le 25 novembre 2019).
- Moodie, G.E.E., J.A. Mathias, et N.L. Loadman. 1992. *A Comparison of Two Production-Scale Modules for the Intensive Culture of Larval Walleye*. Aquacultural Engineering 11 (3): 171-82.
- Moore A. A. 1987. *Short-term storage and cryopreservation of walleye semen*. Prog Fish-Cult 49:40–43. In: Kestemont, P., Dabrowski, K., et Summerfelt, R. C. 2015. *Biology and Culture of Percid Fishes: Principles and Practices*. Dordrecht; New York: Springer. 991 pages.
- Moore, A. A. 2003. *Manipulation of fertilization procedure to improve hatchery walleye egg fertility and survival*. North American Journal of Aquaculture, 65 : 56-59. Dans 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.
- MPO. 2019. Report of the Ministerial Advisory Panel on the Transformation of the Freshwater Fish Marketing Corporation. 49 pages.

- Nelson W. R., Hines N. R., Beckman L. G. 1965. *Artificial propagation of saugers and hybridization with walleyes*. Prog Fish Cult 27:216–218. In: Kestemont, P., Dabrowski, K., et Summerfelt, R. C. 2015. *Biology and Culture of Percid Fishes: Principles and Practices*. Dordrecht; New York: Springer. 991 pages.
- Peterson, W. T., Arcos, D. F., McManus, G. B., Dam, H., Bellantoni, D. Johnson, T. et P. Tiselius. 1988. *The nearshore zone during coastal upwelling: Daily variability and coupling between primary and secondary production off central Chile*. Progress in Oceanography 20 (1): 1-40.
- Riepe, Jean. 1998. *Walleye Markets in the North Central Region: Results of a 1996/97 Survey*. NCRAC Technical Bulletins, août.
- Rinchard J., Dabrowski K., Tassell J. J. et R. A. Stein. 2005. *Optimization of fertilization success in Sander vitreus is influenced by the sperm: egg ratio and ova storage*. J Fish Biol 67:1157–1161
- Sépaq, 2020. *Pêche au doré jaune au Québec*. [En ligne] : https://www.sepaq.com/peche/poissons-quebec/peche-dore.dot?language_id=2 (page consultée le 22 novembre 2019)
- Simon T. P. et R. Wallus. 2006. *Reproductive biology and early life history of fishes in the Ohio River drainage vol. 4: Percidae – perch, pikeperch, and darters*. CRC Taylor and Francis, Boca Raton. In: Kestemont, P., Dabrowski, K., et Summerfelt, R. C. 2015. *Biology and Culture of Percid Fishes: Principles and Practices*. Dordrecht; New York: Springer. 991 pages.
- Summerfelt, S. T. 1993. *Low-Head, Roughing Filters for Enhancing Recycle Water Treatment for Aquaculture*. Doctor of Philosophy, Ames: Iowa State University, Digital Repository.
- Summerfelt, S. T. 1996. *Engineering design of a water reuse system*. Pages 277-309 in R. C. Summerfelt, editor. *Walleye culture manual*. NCRAC Culture Series 101. North Central Regional Aquaculture Center Publications Office, Iowa State University, Ames.
- Summerfelt, S. T., et R. C. Summerfelt. 1996. *Aquaculture of walleye as a food fish*. Pages 215- 230 in R. C. Summerfelt, editor. *Walleye culture manual*. NCRAC Culture Series 101. North Central Regional Aquaculture Center Publications Office, Iowa State University, Ames.
- Summerfelt, R. C. 2004. *Intensive culture of walleye in the United States*, pages 173-182. In: Lumsden, J. S., Young, K., Welsh, K., MacInnes, J., Russell, S., et S. Hesami. 2004. *Proceedings of the Canadian Freshwater Aquaculture Symposium – Aquaculture Canada*. Part of the 21st Annual Meeting of the Aquaculture Association of Canada, Québec City, Québec, October 17-20, 2004. 189 pages.
- Summerfelt, R. C., Clayton, R. D., Johnson, J. A. et R. E. Kinnunen. 2010. *Production of Walleye as Potential Food Fish*. North Central Regional Aquaculture Center Extension Fact Sheet. Paper 15. pp. 1–9.
- Summerfelt, R. C., et C. R. Penne. 2005. *Solids Removal in a Recirculating Aquaculture System Where the Majority of Flow Bypasses the Microscreen Filter*. Aquacultural Engineering. 33 (3): 214-224.
- 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.

Ouananiche* – *Salmo salar* – Landlocked atlantic salmon

* Ouananiche : désigne le poisson indigène ou sédentaire de l'espèce *Salmo salar*

Temps de grossissement, taux de croissance et taille commercial

Population sauvage

- Certaines souches de saumon atlantique grandissent plus vite que d'autres (Summerfelt *et al.*, 2013c).
- La ouananiche peut vivre 10 ans ou plus et se reproduire pour plusieurs années consécutives (Vespoor *et al.*, 2007).
- La ouananiche est plus petite que le saumon anadrome. Son poids moyen est de 907-1 814 g (2 à 4 lb), mais celle du lac Saint-Jean atteint un poids d'environ 7 lb (Scott et Crossman, 1974).
- La moyenne de poids de la ouananiche est de 7-8 kg dans les lacs en Amérique du Nord comme ceux du Maine et du Québec (Vespoor *et al.*, 2007).
- Les ouananiches âgées de 1 an pèsent environ 860 g et 1 726 g à 4 ans (Fortin *et al.*, 2009).

Population sauvage élevée en RAS

- Croissance compensatoire possible, étude en RAS (Badiola *et al.*, 2017)
- Le taux de croissance peut être accéléré en modifiant la photopériode (luminosité continue), et cette mesure serait équivalente à l'effet sur la croissance d'une augmentation de la température de 4,5 °C (Davidson *et al.*, 2016).
- Le début de la phase juvénile du cycle de vie de la ouananiche ne semble pas différent de celui du saumon atlantique (Vespoor *et al.* 2007).
- Le temps de grossissement de la ouananiche varie d'une souche à l'autre (Summerfelt *et al.*, 2013c).

Population domestiquée

- La souche domestiquée Gaspé (Cascade) semble moins susceptible à la maturation que la souche de Stofinskur (Islande) en eau douce (Summerfelt *et al.*, 2017).
- La souche domestiquée Gaspé (originaire de la baie de Gaspé, Québec, réfère à la souche Cascade) fournie par Troutlodge grandit plus vite que la souche sauvage de la rivière St-Jean (*St John River*, Québec, descendant sauvage de la souche domestiquée Cascade) fournie par Cook Aquaculture.
 - o En 24 mois après éclosion, la souche Cascade atteint environ 3,9 kg vs environ 3,5 kg pour la souche de la rivière St- Jean lorsque les deux sont élevées à 13 °C (Summerfelt *et al.*, 2017).
 - o Atteint la taille commerciale en environ deux ans après son éclosion, toute souche confondue (Cascade obtenu de *Icicle Seafoods* et rivière St- Jean obtenu de *Cook Aquaculture*) (Davidson *et al.*, 2016; Summerfelt *et al.*, 2013b et c).
- Atteignent 40-60 g (présolt) en 7-9 mois après éclosion toute souche confondue (Davidson *et al.*, 2016).
- Souche de la rivière St-Jean (Davidson *et al.*, 2016).
 - o De 40-60 g à 340 g en 15,5 mois après éclosion (postsolt).

- o De 340 g à 4,2 kg en 9,8 mois et atteignent 4,7 kg après 10 semaines supplémentaires de récolte, donc à 12,3 mois.
- o De 340 g (postsmolt) à 2,14 kg en 5,2 mois (156 jours) à 15-16 °C et atteint 4-4,5 kg en 2 mois supplémentaires, donc 7,2 mois (Summerfelt *et al.*, 2013c).
- Souche Cascade (Davidson *et al.*, 2016).
 - o De 40-60 g à 510 g en 13,9 mois après éclosion et est récolté 4,9 kg en 10,6 mois de plus.
 - o Atteint 750 g en 14,3 mois après éclosion (*post-smolt*) et est récolté à 4,1 kg après 8,7 mois de plus. Atteint 5,7 kg en 4 mois supplémentaires de récolte (donc total de 27 mois).
 - o 4,3 kg atteints en 22,6 mois après éclosion (Summerfelt *et al.*, 2013b).
- Les étapes clés qui influencent l'âge auquel la ouananiche serait récoltée à la taille commerciale sont 1) la taille commerciale visée, 2) le taux de croissance de la période qui suit celle de la smoltification, soit autour de 300–450 jours après éclosion, car la ouananiche semble être plus fragile (croissance inconsistante) à cette période possiblement à cause du manque d'exposition à l'eau salée (Davidson *et al.*, 2016).

Calendrier de croissance en RAS en eau douce, de l'œuf jusqu'à la taille commerciale (Summerfelt *et al.*, 2013).

- 42^e jour après éclosion : première alimentation
- 269^e jour après éclosion : simulation de l'hiver avec une photopériode de 12 h :12 h, pour 6 semaines (saumons de 50 g)
- 312^e jour après éclosion : simulation de la fin de l'hiver, photopériode à 24 h lumière : 0 h noirceur
- 439^e jour après éclosion : mâles précoces enlevés des bassins (ont environ 350 g)
- 465^e jour après éclosion : les ouananiches sont installées dans des bassins de grossissement.
- 616^e jour après éclosion : première récolte de mâles matures (4,2 kg)
- 728^e jour après éclosion : deuxième récolte de mâles matures
- 759^e jour après éclosion : première récolte pour le marché, de niveau premium
- 767^e jour après éclosion : deuxième récolte pour le marché, de niveau premium
- 773^e jour après éclosion : troisième récolte pour le marché, de niveau premium
- 780^e jour après éclosion : quatrième récolte pour le marché, de niveau premium
- 831^e jour après éclosion : cinquième récolte pour le marché, de niveau premium (4,6 kg)

Température optimale de croissance et de frai

Population sauvage

- Voir fiche du saumon atlantique pour plus d'information.
- En lac et en rivière : 10-12 °C (MDDEFP, 2013).
- En rivière pour le frai : 5-7 °C vers le milieu d'octobre (Legault et Gouin, 1985).

Population naturelle élevée en RAS

- Période de croissance effectuée à 15-16 °C (Davidson *et al.*, 2016).
- De 0,15 à 75 g. Les saumons élevés en eau douce ont un taux de croissance plus élevé à 16 °C qu'à 2 °C (Good et Davidson, 2016).
- Élevée à 13 °C pour la période de grossissement (Summerfelt *et al.*, 2017).

Taux de conversion alimentaire

Population domestiquée en RAS

- 1,07-1,10, ce qui serait comparable à la culture en mer dans des enclos (Davidson *et al.*, 2016).
- 1,10 pour les juvéniles prégrossissement (Summerfelt *et al.*, 2013).
- 1,07-1,20 en période de grossissement (340 g à 4,2 kg environ) (Summerfelt *et al.*, 2013; 2013b).
- 0,75 pour alevins (*fry*) avec coefficient de croissance thermique de 1,25 (Summerfelt *et al.*, 2013; Liu *et al.*, 2016).
- 0,90 pour *smolt* avec coefficient de croissance thermique de 1,40 (Summerfelt *et al.*, 2013; Liu *et al.*, 2016).
- 1,0 pour prégrossissement avec coefficient de croissance thermique de 2,00 (Liu *et al.*, 2016).
- Coefficient de croissance thermique de 2,30 pour la période de grossissement (Liu *et al.*, 2016).

Densité d'élevage

Population domestiquée élevée en RAS en eau douce

- 35, 100, et même 118 kg/m³ sans voir d'effet apparent sur la performance des poissons et l'état des nageoires (Davidson *et al.*, 2016; Summerfelt *et al.*, 2013b).
- 80 kg/m³ maximum (Liu *et al.*, 2016).
- 40 kg/m³ pour assurer un taux de croissance optimal (Summerfelt *et al.*, 2013).

Rendement en chair

- Pour un filet avec peau 61 %, pour un filet sans peau 57-58 % pour une taille commerciale de 4,1-4,9 kg (Davidson *et al.*, 2016).
- Poisson éviscéré avec tête 87,8 à 91,1 % pour une taille commerciale de 4,1-4,9 kg (Davidson *et al.*, 2016).
- Filets *butterfly* 74,7 à 74,8% (Davidson *et al.*, 2016).

Taux de survie des larves, juvéniles et adultes

Population sauvage

- Voir fiche saumon atlantique pour les premiers stades élevés en eau douce.
- Taux de survie > 90 % pour la période de grossissement (entre 0,34-0,75 kg et la taille commerciale) (Davidson *et al.*, 2016).

Âge à maturité sexuelle

Population sauvage

- La durée de vie des ouananiches du lac Saint-Jean est entre 8 et 9 ans et la maturité sexuelle est atteinte vers 5-6 ans (Legault et Gouin, 1985).

Population sauvage élevée en RAS en eau douce

- Maturité sexuelle des mâles de souches nord-américaines (souche de la rivière St-Jean et souche Cascade) arrive vers 1,5-2 kg, soit avant l'atteinte de la taille commerciale d'environ 4 kg. Ils sont retirés du système à environ 2-3 kg. Le pourcentage de maturation atteint entre 17-38,5 % dépendamment de la souche (Davidson *et al.*, 2016).
- À la taille commerciale, atteinte en environ deux ans (4,1-4,6 kg), 80 % des saumons mâles avaient atteint la maturité (Summerfelt *et al.*, 2013).
- L'utilisation d'œufs triploïdes de sexe femelle pourrait procurer une solution au problème de maturation précoce dans les systèmes RAS (Davidson *et al.*, 2016).

Contrôle de la reproduction (gamétogénèse, fertilisation, frai)

Population sauvage

- Voir fiche du saumon atlantique pour plus d'information.
- Smoltification en nature se fait en rivière avant la migration en lac (Fortin *et al.*, 2009).
- Smoltification et maturation sexuelle peuvent être induites à la première année en système RAS en réduisant la photopériode (Davidson *et al.*, 2016; Good *et al.*, 2015).
- Frai en milieu naturel : la ouananiche fraie dans les cours d'eau tributaires pour ensuite retourner au lac (Scott et Crossman, 1974).
- La maturation précoce du saumon atlantique mâle (ouananiche) serait plus fréquente dans les systèmes RAS en eau douce comparativement à l'élevage en mer, mais la cause reste imprécise. Une explication possible serait l'accumulation d'hormone de maturation dans les bassins d'élevage (Davidson *et al.*, 2016).

Incubation des œufs

Caractéristique

- Taille des œufs est variable : 4 800-8 000/L (Ros, 1981)
- Le temps d'incubation des œufs de la ouananiche dépend de la température (Fortin *et al.*, 2009).
- Environ 33 œufs pour une femelle de 10,6 cm pour la Ouananiche de Beck, 95 œufs pour une taille moyenne de 17,9 cm dans le Namsen (Berg et Gausen, 1988), 268 œufs pour une taille de 25 cm à Candlestick Pond à Terre-Neuve (Barbour *et al.*, 1979), 1633 œufs pour une femelle de 1,27 kg (1 286 œufs/kg) à Little Moose Lake dans l'état de New York (Warner et Havey, 1985; Vespoor *et al.*, 2007).

Population sauvage

- Près de 7 mois (environ 210 jours) en nature au lac Saint-Jean (Fortin *et al.*, 2009)
- Environ 110 jours à 3,9 °C, éclosion au mois d'avril, jeunes demeurent enfouis dans le gravier et survivent grâce à leur sac vitellus, émergent au mois de mai ou juin (Scott et Crossman, 1974).

Population domestiquée

- 48 jours à 7-8 °C en RAS, et graduellement augmentée à 12 °C sur une période de trois jours (Summerfelt *et al.*, 2013; Davidson *et al.*, 2016).

Alimentation en milieu naturel

- Voir fiche du saumon atlantique pour plus d'information.

Alimentation en élevage

- Voir fiche saumon atlantique pour plus d'information.
- Les alevins ont un sac vitellin qui leur permet de survivre sans nourriture externe pour les 42 premiers jours après éclosion (Summerfelt *et al.*, 2013).
- Adulte : moulée pour salmonidés (43-47 % protéines, 24 % de lipides) supplémentée avec de l'astaxanthine et de la canthaxanthine à raison de 30 ppm chacune pour induire une belle couleur à la chair (Davidson *et al.*, 2016).

Tolérance aux variations d'oxygène

- Voir fiche saumon atlantique pour plus d'information.
- En milieu naturel, la ouananiche du lac St-Jean se maintient dans des environnements où la concentration en oxygène dissous est > 7 mg/L (Fortin *et al.*, 2009).
- Concentration requise dans son milieu naturel (lac et rivière) : > 8 ppm (MDDEFP, 2013).
- Pourcentage de saturation en oxygène en RAS est de 100 % et le pH de 7,45 (Summerfelt *et al.*, 2013).

Susceptibilité aux maladies

Population domestiquée élevée en RAS

- Aucun vaccin, antibiotique, pesticide ou autre traitement nécessaire. Infection fongique traitée avec du peroxyde d'hydrogène (50-100 ppm) et avec des chocs de salinité (10 ppt) de façon occasionnelle avant la smoltification. Diminution de stress après manipulation manuelle en utilisant des légers chocs de salinité (2-3 ppt). Aucun agent pathogène détecté, parasite, poux du saumon ou de *Kudoa thyrsites*. Susceptibilité, donc faible en RAS (Davidson *et al.*, 2016).
- *Yersinia ruckeri* : cette bactérie a été répertoriée dans les systèmes d'aquaculture en recirculation et les souches domestiques dans le biofilm sont considérées comme un problème qui a provoqué des épisodes récurrents de cas aigus, certains avec une mortalité élevée (Bornø & Linaker, 2015; Hjeltne *et al.*, 2017).

Statut des populations et aires de répartition

- Les populations non anadromes d'eau douce ont une distribution restreinte sur le territoire. Elles migrent des rivières vers les lacs et peuvent retourner se reproduire dans les rivières ou bien être des populations résidentes des lacs ou des rivières. Dans certains cas, ce sont des barrières physiques qui les empêchent de retourner en mer, mais pas dans tous les cas (Verspoor *et al.*, 2017).
- Les populations non anadromes de saumon atlantique sont biologiquement distinctes des populations anadromes et chacune des populations démontre des variations au niveau de la croissance, de l'âge à la maturité sexuelle, du comportement de migration et de l'utilisation de l'habitat (Verspoor *et al.*, 2017).
- Populations non anadromes présentes dans les terres du Labrador, dans le nord du Québec et dans l'ouest jusqu'au lac Ontario. Plusieurs populations n'existent plus, par exemple celles dans sa distribution naturelle comme dans l'Est américain et les provinces maritimes canadiennes, dans le Saint-Laurent et le lac Ontario. Les populations qui persistent dans ces régions sont diminuées et persistent à l'aide de programme d'ensemencement (Verspoor *et al.*, 2017). Présente dans la rivière Gander à Terre-Neuve et rivière Saguenay au Québec (Verspoor *et al.*, 2017). Se retrouve dans le lac Saint-Jean, le lac Memphrémagog en Estrie et le lac Saint-François entre Chaudière-Appalaches et l'Estrie (MDDEFP, 2013).
- En général, les populations de saumon au Québec sont classées vulnérables (Conseil canadien pour la conservation des espèces en péril, 2016).
- La remontée dans les rivières au Saguenay-Lac-Saint-Jean n'est pas constante d'une année à l'autre (comm. personnelle Salmotherme inc.).

Situation des pêches commerciales et récréatives

Pas de pêche commerciale au Canada ni au Québec

Québec

- Poisson de sport par excellence (Scott et Crossman, 1974).
- Ensemencement pour introduire l'espèce ou pour restaurer des populations indigènes en difficulté comme ce fut le cas dans la région du Saguenay–Lac-Saint-Jean (MDDEFP, 2013).

Prix au débarquement

Pour du saumon élevé en RAS, en eau douce

- 3,90-4,00\$ US / kg éviscéré avec la tête pour la ouananiche élevée en RAS, ce qui est similaire à la culture en enclos en mer (Summerfelt *et al.*, 2013).
- Vendu 2,89\$/100 g (28,9 \$/kg) en poissonnerie à Vancouver, ou encore 3,19 \$/100 g (31,9 \$/kg) au Costco (Summerfelt *et al.*, 2013b).
- Le prix de production du saumon en eau douce (RAS) serait de 5,60\$ US /kg vs. 5,08\$ US/kg pour la production en mer, soit une valeur marchande 9,3 % plus élevée (Liu *et al.*, 2016).

En général

- 6,05\$ US/kg, soit environ 8,61\$ CAN/kg pour du saumon atlantique (Tridge.com, novembre 2019).
- En considérant que le prix de production pour un saumon élevé uniquement en eau douce en RAS est 9,3 % plus élevé que celui élevé en mer, son prix pourrait être évalué à 9,49\$ CAN/kg (évaluation faite avec le prix de 6,05\$ US/kg sur Tridge.com).

Approvisionnement

Œufs

- Les œufs utilisés pour des essais d'élevage de saumon atlantique dans un système RAS jusqu'à la taille commerciale doivent provenir d'une source certifiée sans pathogène, par exemple de Cooke Aquaculture (Maine, USA), qui proviennent d'une souche de la rivière St-Jean (Summerfelt *et al.*, 2013).
- Pour les systèmes en RAS, le fournisseur devrait être en mesure de fournir des œufs de stade oeillés certifiés chaque 6 mois pour maximiser leur production (Summerfelt *et al.*, 2013).
- Œufs de la souche Cascade fournis par le American Gold Seafood (WA) (Summerfelt *et al.*, 2013b).
- Œufs diploïdes en provenance de Salmobreed, Bergen, Norvège (Davidson *et al.*, 2017).
- Au Québec, l'approvisionnement en géniteurs sauvages est instable d'une année à l'autre, car ceux-ci ne remontent pas les rivières du Saguenay (comm. personnel aquaculteur québécois, 18 mars 2020).

Avenues de recherche

- Évaluer le stress et le bien-être chez des saumons postsmoltification élevés en RAS $\geq 100 \text{ kg/m}^3$ (Davidson *et al.*, 2016).
- Travailler avec des oeufs de saumon triploïde, toutes des femelles stériles (Summerfelt *et al.*, 2017).
- Utilisation de la photopériode pour stimuler la smoltification ou d'autres signaux endocriniens permettant une alimentation 24 h/24 et 7 jours/7 et une qualité d'eau constante (Summerfelt *et al.*, 2017).

Caractéristiques du produit

- Fumé à chaud et à froid, filets frais ou fumés (Summerfelt *et al.*, 2013).
- La qualité des filets de ouananiche élevée en RAS aurait les mêmes qualités que le saumon élevé en mer, soit un pourcentage de lipides élevé de 14-20 % pour des ouananiches de 4-5 kg (Davidson *et al.*, 2016).

Production aquacole

- 1990-1999 : la majorité des ensemencements se faisait dans les tributaires du lac Saint-Jean (MDDEFP, 2013).
- 1999-2001 : les piscicultures privées du lac Saint-Jean ont produit entre 4-7 tonnes/année (Morin, 2007).
- 2007-2011 : au Québec, les piscicultures privées ont produit en moyenne 1,8 tonne/année, dont 83 % pour l'ensemencement au stade fretin (5-10 cm). L'État a produit en moyenne 0,3 tonne/année pour l'ensemencement principalement en Estrie et en Mauricie (MDDEFP, 2013).

Marché

- Voir fiche saumon atlantique pour plus d'information.

Références

- Barbour, S.E., Rombough, P.J. and Kerekes, J.J. (1979) *A life history and ecologic study of an isolated population of 'Dwarf' Ouananiche, Salmo salar, from Gros Moren National Park, Newfoundland. Naturaliste Canadienne*, 106: 305–311.
- Berg, O.K. and Gausen, D.A.F. (1988) *Life history of a riverine, resident Atlantic salmon Salmo salar* L. Fauna Norvegica Series A, 9: 63–68.
- Bornø, G. & Linaker, L. (2015) Fiskehelserapporten 2014, Harstad: Veterinærinstituttet 2015.
- Hjeltnes, B., Bornø, G., Jansen, M. D., Haukaas, A. & Walde, C. (Eds) (2017) Fiskehelserapporten 2016. Oslo, Veterinærinstituttet, p. 121.
- Badiola, M., Gartzia, I., Basurko, O. C., & Mendiola, D. (2017). *Land-based growth of Atlantic salmon (Salmo salar) and consumers' acceptance*. Aquaculture Research, 48(9), 4666–4683.
- Conseil canadien pour la conservation des espèces en péril. 2016. *Espèces sauvages 2015: la situation générale des espèces au Canada*. Groupe de travail national sur la situation générale. 128 pp.
- Davidson, J., May, T., Good, C., Waldrop, T., Kenney, B., Terjesen, B. F., & Summerfelt, S. 2016. *Production of market-size North American strain Atlantic salmon Salmo salar in a land-based recirculation aquaculture system using freshwater*. Aquacultural Engineering, 74, 1–16.
- Davidson, J., Good, C., Williams, C., & Summerfelt, S. T. 2017. *Evaluating the chronic effects of nitrate on the health and performance of post-smolt Atlantic salmon Salmo salar in freshwater recirculation aquaculture systems*. Aquacultural Engineering, 79(May), 1–8.
- Fortin, A.-L., P. Sirois & M. Legault, 2009. *Synthèse et analyse des connaissances sur la ouananiche et l'éperlan arc-en-ciel du lac Saint-Jean*. Université du Québec à Chicoutimi, Laboratoire des sciences aquatiques et ministère des Ressources naturelles et de la Faune du Québec, Direction de l'expertise sur la faune et ses habitats. Québec. 137 p.
- Good, C., G. M. Weber, T. May, J. Davidson, & S. Summerfelt. 2015. *Reduced photoperiod (18 hours light vs 24 hours light) during first-year rearing associated with increased early male maturation in Atlantic salmon Salmo salar cultured in a freshwater recirculation aquaculture system*. Aquaculture Research. 5p
- Good, C. & Davidson, J. 2016. *A Review of Factors Influencing Maturation of Atlantic Salmon, Salmo salar, with Focus on Water Recirculation Aquaculture System Environments*. Journal of the World Aquaculture Society, 47(5), 605–632.

- Legault, M., & H. Gouin. 1985. *La ouananiche: fierté du Saguenay-Lac-Saint-Jean*. Ministère du Loisir, de la Chasse et de la Pêche, Direction régionale du Saguenay/Lac Saint-Jean. 19 p
- Liu, Y., Rosten, T. W., Henriksen, K., Hognes, E. S., Summerfelt, S., & Vinci, B. 2016. *Comparative economic performance and carbon footprint of two farming models for producing Atlantic salmon (Salmo salar): Land-based closed containment system in freshwater and open net pen in seawater*. *Aquacultural Engineering*, 71, 1–12.
- MDDEFP. 2013. *Outil d'aide à l'ensemencement des plans d'eau – Ouananiche (Salmo salar ouananiche)*. Ministère du Développement durable, de l'Environnement, de la Faune et des Parcs. Direction générale de l'expertise sur la faune et ses habitats, Direction de la faune aquatique, Québec. 8 pages.
- Morin, R. 2007. *La production piscicole au Québec*, Document d'information, mise à jour en novembre 2007, Québec, ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation, Direction de l'aquaculture et du développement durable. Les publications de la Direction de l'innovation et des technologies. 7 p.
- Ros, T. 1981 *Salmonids in the Lake Vänern area*. *Ecological Bulletin*. Stockholm. 34: 21–31
- Scott, W. B., et Crossman, E. J. 1974. *Poissons d'eau douce du Canada*. Service des pêches et des sciences de la mer, ministère de l'Environnement.
- Summerfelt S., Waldrop T. B., Good C., Davidson J., Back-over P., Vinci B. & Carr J. 2013. *Freshwater Grow-Out Trial of St. John River Strain Atlantic salmon in Commercial-Scale, Land-Based, Closed-Containment System*. The Freshwater Institute, Shepherdstown, WV, 52
- Summerfelt, S., Waldrop, T., et Davidson, J. 2013b. *Atlantic Salmon Growout Trials in Freshwater Closed-Containment Systems at the Conservation Fund Freshwater Institute*, Producers Workshop, Vancouver, BC, April 23, 22 pages.
- Summerfelt, S., Waldrop, T., Davidson, J., & Good, C. 2013c. *Atlantic Salmon Growout Trials in Freshwater Closed- Containment Systems at the Conservation Fund Freshwater Institute*.
- Summerfelt, S., Davidson, J., Waldrop, T., Crouse, C., May, T., et Good, C. 2017. *Performance of all-female Atlantic salmon in freshwater closed- containment systems*. The conservation Fund. AIW, Vancouver, Nov 29-30.
- Verspoor, E., Stradmeyer, L., et Nielsen, J. 2007. *The Atlantic Salmon: Genetics, Conservation and Management*. In *The Atlantic Salmon: Genetics, Conservation and Management*. Blackwell Publishing Ltd, 500 pages.
- Warner, K. and Havey, K.A. (1985) *Life history, ecology and management of Maine landlocked salmon (Salmo salar)*. Maine Department of Inland Fisheries and Wildlife, ME.

Perchaude - *Perca flavescens* - Yellow perch

Temps de grossissement, taux de croissance et taille commerciale

Population sauvage

- Croissance globale relativement lente comparée à d'autres espèces (Goetz *et al.*, 2015).
- Croissance plus rapide au début que vers la fin du cycle de croissance. Croissance extrêmement variable selon la grandeur de la population, l'étendue et la productivité de l'habitat (Scott et Crossman, 1974).
- Dimorphisme sexuel au niveau de la croissance à partir de 110 mm. Elles atteignent leur maturation sexuelle plus tardivement que les mâles (Craig, 1987; Tanasichuk et MacKay, 1989).
- Les femelles croissent près de 25 % plus rapidement (Rougeot *et al.*, 2015) ou encore deux fois plus rapidement que les mâles et atteignent une taille finale plus grande (Scott et Crossman, 1974; Hayward et Wang, 2001).
- Taille moyenne de 10-25 cm (50-200g) (MFFP, 2019; Landry *et al.*, 2000).
- La taille maximale chez les femelles est de 500 g et 35 cm de longueur (Stickney, 1993).

En élevage

- Taux de croissance identique en circuit fermé ou ouvert (Ebeling *et al.*, 1995; Losordo, 1998).

Élevage en étangs

- Atteinte de 30 mm en 8-10 semaines. Leur croissance est positive pour les 5 premiers mois, contrairement au doré dont la croissance diminue rapidement après seulement 2 semaines d'élevage en étangs (Briland, 2010).

Temps de grossissement

- La taille commerciale pour la perchaude est entre 100-150 g, et donc le temps entre *fingerlings* à la taille commerciale peut prendre entre 10-18 mois (Fontaine *et al.*, 2008).
- La perchaude d'élevage peut aussi être mise sur le marché à 150 g en 15-18 mois lorsqu'élevée en étang dans le Nord-ouest américain ou encore 9-12 mois, lorsqu'élevée en système RAS (Heidinger et Kayes, 1986).
- Le poids de 120 g prend le double du temps pour atteindre la taille commerciale par apport au doré qui prend 5-10 mois pour atteindre une taille de 143 g (Summerfelt *et al.* 2010).
- La perchaude est habituellement mise en marché à une taille > 120 g. Après 9 mois 12 % des perchaudes atteignent la taille commerciale et une majorité de perchaudes peut atteindre la taille commerciale en 10-11 mois (nourris à satiété à 20-22 °C, luminosité continue) (Shewmon, 2005).
- Un peu moins de 40 % des perchaudes atteignent la taille commerciale en 2 ans, lorsqu'élevées en étangs extérieurs en Ontario (Paterson, 2009).

Croissance compensatoire

- Peu d'étude sur la croissance compensatoire.
- En milieu expérimental avec des femelles juvéniles (52 g), des cycles de nourrissage de 2 (c'est-à-dire 2 jours de nourrissage suivi de 2 jours de jeûne), 6 et 12 jours sur une période de 72 jours permettent la croissance compensatoire sans nécessairement engendrer de la surcompensation (Schaeffer *et al.*, 2012).
- En milieu expérimental avec des mâles et des femelles (30 g), des cycles de nourrissage de 2 jours (c'est-à-dire 2 jours de nourrissage suivi de 2 jours de jeûne) pour les mâles et des cycles de 12 jours pour les femelles sur une période entre 112 et 125 jours engendrent une croissance compensatoire sans nécessairement engendrer de la surcompensation. Les perchaudes étaient nourries avec des vers de farine (*Tenebrio molitor*) (Hayward et Wang, 2001).
- Suite à un *cold banking* de 2-3 mois à 10 °C (alimentation à 1,5 % de la biomasse totale) suivis de 4 mois sous des conditions de production normale à 20-23 °C (alimentation à satiété), les perchaudes croissent similairement en longueur et en poids aux perchaudes témoins qui n'ont pas été en situation de *cold banking* (Shewmon, 2005).

Généralité

- Les productions commerciales devraient utiliser uniquement les femelles puisqu'elles atteignent la taille commerciale plus rapidement que les mâles (Malison *et al.*, 1986; Kestemont et Mélard, 2000).
- On tente d'inhiber la maturation, pour stimuler le taux de croissance et éviter le dimorphisme sexuel, en contrôlant la photopériode et les régimes de températures (Hokanson, 1977; Dabrowski et al. 1996).

Température optimale de croissance et de frai

Température optimale

- Pour le frai : entre 7,8 et 11,1 °C (Stickney, 1993).
- Pour la croissance des larves en élevage extensif : entre 20 et 23,9 °C (Stickney, 1993; Suchocki et Sepulveda-villet, 2019).
- Pour la croissance des juvéniles en élevage intensif : entre 23,9 et 27,8 °C (Stickney, 1993).
- Pour la croissance des adultes en élevage intensif : entre 23 et 25 °C (Stickney, 1993).
- Température préférentielle entre 21-24 °C (Scott et Crossman, 1974).

Tolérance thermique

- Gamme de tolérance entre 0 et 33,3 °C (Stickney, 1993).
- Croissance nulle à 10 °C et apparition de signes de stress (diminution de la croissance, incidence de problème de santé et mortalité) à des températures > 26 °C (Stickney, 1993).

Taux de conversion alimentaire

Population sauvage entraînée avec moulée commerciale

- Le taux de conversion alimentaire dépend de la température
 - o Entre 1,1 et 2,7 à 16 °C (poids initial d'environ 5 g, nourrie avec moulée commerciale) (Brown *et al.*, 2002);

- o Entre 1,0 et 1,9 à 22 °C (poids initial d'environ 5 g, nourrie avec moulée commerciale) (Brown *et al.*, 2002);
- o Entre 1,5 et 2,8 à 28 °C (poids initial d'environ 5 g, nourrie avec moulée commerciale) (Brown *et al.*, 2002);
- o Entre 1,21 et 3,3 à 23 °C (poids initial d'environ 27 g, nourrie avec nourriture expérimentale à base de soya) (Kasper *et al.*, 2007);
- o Entre 1,01 et 1,63 à 20-23 °C (pour perchaudes juvéniles nourries à satiété avec moulée commerciale contenant > 55 % protéines) (Shewmon, 2005);
- o Entre 1,45 et 2,08 (0,48-0,69 *feed efficiency*) à 20-22 °C (pour perchaudes entre 25 et 407 g) (Twibell et Brown, 2000; Twibell *et al.*, 2001; Gould *et al.*, 2003; Hart *et al.*, 2010).

Densité d'élevage

Élevage extensif avec population sauvage

- 400 000-500 000 larves/ha (Huh *et al.*, 1976; Malison, 1999).
- 740 000 larves/ha (Hart *et al.*, 2006).

Élevage intensif avec population sauvage

- Entre 24 et 72 kg/m³ pour des perchaudes juvéniles de 2,5 et 7,5 cm respectivement. Elle peut s'adapter à un entassement trois fois plus élevé dans un milieu bien oxygéné par rapport à un milieu non oxygéné (Dubé, 1996).
- Densité optimale de 35 kg/m³ pour des juvéniles de 5 g et de 75 kg/m³ pour des adultes de 150 g, en système expérimental RAS (Fontaine *et al.*, 2008).
- La densité maximale pouvant être utilisée dans les systèmes RAS est de 85 kg/m³ (Hart *et al.*, 2006)
- À une densité ≥ 60 kg/m³, la croissance des adultes peut diminuer, mais cela serait plutôt dû à une moins bonne qualité de l'eau dans les systèmes RAS qu'à cause du poisson lui-même (Hinshaw, 2006).
- 6,71g/L (6,71 kg/m³) ou 1 500 perchaudes juvéniles dans un bassin de 750 L pour l'élevage commercial à la ferme Deca- J (Clinton, NC, USA) (Shewmon, 2005).
- Moyenne de 5,99g/L (5,99 kg/m³) dans une étude préliminaire pour l'élevage commercial à la ferme Deca- J (Clinton, NC, É.-U.) (Shewmon, 2005).
- L'augmentation de la densité d'élevage peut diminuer les problèmes de cannibalisme (Baras *et al.* 2003).

Rendement en chair

- Une perchaude de 151 g fournit 2 filets de 31 g, 45 % *dress out* (Hart *et al.* 2006).
- Rendement en chair entre 34,57 ± 0,01 % et 35,22 ± 0,01 % pour un poids final entre 52,0 ± 2,5 à 138,12 ± 6,90 g (Rosauer *et al.*, 2011).
- Rendement en chair de 42,-5-43,5 % pour des perchaudes sauvages de 175-200 g et longueur de 20-23 cm vs 40-42 % pour des perchaudes d'élevage de 150 g et longueur de 18 cm (Lindsay, 1980).
- Rendement en chair pour des filets sans peau de 33,6 % et avec peau de 42,1 % (Summerfelt *et al.*, 1996).

Taux de survie des larves, juvéniles et adultes

Facteurs influençant la taille et la survie des larves

- Taux de survie de 60 % des alevins lors du passage de l'alimentation vivante à artificielle (longueur initiale de 15 mm) (Brown *et al.*, 1996).
- Taux de survie de 54-59 % des alevins lors du passage de l'alimentation vivante à artificielle (longueur des larves 11,5-12 mm) (Wojno *et al.*, 2012).
- 53,3-68,3 % de survie des alevins nourris avec alimentation artificielle (longueur des alevins de 16,9-42,6 mm) (Malison et Held, 1992).
- Taux de survie des larves élevées en système intensif selon l'origine est de 20 % avec des géniteurs sauvages vs. 80 % avec des géniteurs domestiqués (Wojno *et al.*, 2012).
- Taux de survie des larves non affecté par l'angle d'un *sprinkler* ou l'utilisation d'un rodin absorbant (Wojno *et al.*, 2012).
- La température influence le taux de survie des juvéniles (en 8 semaines de culture, poids initial d'environ 5 g)
 - o Entre 77 et 100 % à 16 °C (Brown *et al.*, 2002).
 - o Entre 96 et 100 % à 22 °C (Brown *et al.*, 2002).
 - o Entre 81 et 100 % à 28 °C (Brown *et al.*, 2002).
- Un haut niveau de mortalité est observé pour les perchaudes entre 1-160 g. En général, un taux de survie de 60-70 % est enregistré après 1 an d'élevage. Les parasites, bactéries, stress et le cannibalisme sont les causes de mortalités les plus fréquentes (Fontaine *et al.*, 2008).

Âge à maturité sexuelle

Population sauvage

- Les mâles mûrent à environ 1-2 ans à 68-168 mm (2,7-6,6 pouces) et aussi petits que 14 g. Les femelles mûrent à environ 2-3 ans à 94-173 mm (3,7-6,8 pouces) et à un poids de >57 g (Landry *et al.*, 2000; Hart *et al.*, 2006).

Population domestiquée

- Les femelles matures ont un poids allant de 20 à 200 g et les mâles matures, de 10 à 60 g (Malison, 2003).
- Normalement la perchaude atteint la maturité sexuelle avant d'atteindre la taille commerciale, et le développement des gonades résulte en une diminution du rendement en filet de 10-25 % (Malison, 2003).

Contrôle de la reproduction (gamétogénèse, fertilisation, frai)

Population sauvage

- Une température froide ≥ 6 °C pour un minimum de 185 jours est nécessaire pour le développement des ovules. Le cycle de maturation se termine lorsque la température est à 8-12 °C au printemps. Un hiver avec des températures se maintenant à 10-11 °C est dommageable pour la fertilité et la qualité des œufs (Landry *et al.*, 2000).
- Le cycle reproducteur des percidés est contrôlé par les variations annuelles au niveau de la photopériode et de la température, ce qui rend le contrôle des paramètres environnementaux plus complexe que pour les salmonidés (Fontaine *et al.*, 2015).

Gamétogénèse et frai

- Chez les femelles, il a été possible de devancer la ponte par rapport à la ponte en nature de 1 mois (mars vs avril) en modifiant les paramètres de température et de photopériode, mais la viabilité des œufs était moindre. Il a été possible de devancer la spermatogénèse chez les mâles avec cette méthode (Fontaine *et al.*, 2015).
- Possibilité de déclencher un cycle de reproduction hors-saison chez les femelles en induisant un changement d'une photopériode, de l'été (L:D 16:8) à l'hiver (L:D 8:16), et en gardant la température constante à 22 °C (Shewmon *et al.* 2007).
- Pour induire la période de frai, il serait possible de tester l'injection d'hormones (gonadotrophines) chez les femelles comme pour le doré. Les femelles peuvent pondre 1 à 2 jours après l'injection (Landry *et al.*, 2000). L'injection d'autres hormones est également utilisée (CPE, hCG, mGnRH α) (Dabrowski *et al.*, 1994).
- L'injection d'hormone LHRH α peut induire la production de sperme chez les mâles (Dabrowski *et al.* 1994).

Fertilisation

- La fertilisation spontanée (ou naturelle) dans les bassins a été réalisée pendant longtemps et par beaucoup d'aquaculteurs peu expérimentés, ce qui est possible grâce à la forme en ruban de lots d'œufs. Toutefois, cette méthode ne permet pas de réaliser une reproduction sélective (Briland *et al.*, 2015).
- La fertilisation artificielle (ou manuelle) est utilisée dans les fermes aquacoles plus expérimentées. Les œufs sont activés avec de l'eau afin d'étaler le ruban d'œufs dans l'eau, ensuite fertilisation à sec avec l'ajout de sperme et brassage. La méthode est bien documentée (Briland *et al.*, 2015).
- La cryopréservation du sperme est possible (Ciereszko *et al.*, 1993; Glogowski *et al.*, 1999)

Géniteur

- La manipulation de la ploïdie (triploïdie) ne donne pas de bons résultats au niveau de la croissance et réduit la survie. Cette pratique n'est donc pas viable en ce moment pour les élevages commerciaux (Shewmon, 2005).
- Un programme de géniteurs de perchaude a été établi à l'Université du Wisconsin Great Lakes WATER Institute en collaboration avec le USDA Agricultural Research Service. Le but du programme est de caractériser la génétique des géniteurs issus de plusieurs régions géographiques nord-américaines pour déceler des différences au niveau de leur croissance, leur développement embryonnaire et leur performance à la reproduction (Goetz *et al.*, 2015).
 - o Trois axes (1) caractérisation génétique des populations sauvages aux É.-U. par lesquels les géniteurs pourraient potentiellement être développés, (2) la création d'un groupe de géniteurs à partir du point 1, (3) le croisement et la sélection des progénitures pour obtenir une lignée qui exprime des caractéristiques de forte croissance. Ces axes ont été complétés avec succès, avec deux rondes de sélection génétique réalisées (Goetz *et al.*, 2015).
 - o Deux stocks de géniteurs avec un taux de croissance plus élevé leur permettant d'être mis plus tôt sur le marché et qui ont un niveau de stress faible ont été sélectionnés, ce qui est les rend plus fiables pour les modèles de production (Goetz *et al.*, 2015).

Incubation des œufs

Caractéristiques

- Les œufs sont contenus dans un tube gélatineux et transparent ressemblant à un cordon aplati pouvant mesurer 2 m de long par 4 cm de large et plié en accordéon (Landry *et al.*, 2000). La taille de la femelle est corrélée à la taille du ruban (Dubois *et al.*, 1996).
- Œufs transparents de 1,2-1,6 mm (Mansueti, 1964) ou encore de 3,5 mm de diamètre une fois libérés et gonflés en amas d'œufs semi-pélagiques (Scott et Crossman, 1974).
- Difficulté à incuber les œufs dans les équipements traditionnels, car les œufs ont tendance à flotter (Landry *et al.*, 2000), donc l'incubation se fait plutôt en suspendant les œufs dans des réservoirs à des fils ou des supports (Landry *et al.*, 2000).
- L'incubation peut se faire directement dans des cages flottantes en étangs ou des chambres d'incubation opérées en circuit ouvert (Zarski *et al.*, 2015).
- L'incubation des œufs de perchaude est généralement réalisée sans problèmes tant que l'eau reste bien oxygénée, ce qui peut représenter un défi de plus par rapport aux œufs de doré en raison de la matrice gélatineuse qui les entoure (ruban gélatineux). Les œufs ne deviennent pas collants comme ceux des dorés lorsqu'en contact avec de l'eau (Zarski *et al.*, 2015).

Population sauvage

- 79 -233 œufs/g de femelle (Hart *et al.*, 2006)
- 10 000-40 000 œufs par femelle (Scott et Crossman, 1974 ; Mangan, 2004; Simon et Wallus, 2006)
- 106–212 oeufs/ml (Malison, 2003).

Taux de fertilisation

- Taux de fertilisation de > 95 % avec méthode humide et sèche (Fontaine *et al.*, 2008).

Temps d'incubation

- Milieu naturel
 - o 27 jours d'incubation à 8,3 °C (Scott et Crossman, 1974).
 - o 20 jours d'incubation à 10 °C (Couture, 1985).
- Élevage
 - o 12 jours d'incubation à 10,5 °C, la température étant ensuite graduellement élevée à 17,9 °C (Suchocki, et Sepulveda-villet, 2019).
 - o 165 degrés-jours à 12,5 °C, donc 13,2 jours (Teletchea *et al.*, 2009).
 - o Peut aller jusqu'à 23 jours d'incubation à une température moyenne de 6,7 °C (Mansueti, 1964)
 - o Fenêtre d'éclosion de 2 jours (Teletchea *et al.*, 2009; Mansuetti, 1964).
 - o Avec un régime thermique qui augmente graduellement de 10 à 15 °C, les éclosions commencent 12 jours après la fertilisation (Fontaine *et al.*, 2008).
 - o La limite médiane de tolérance thermique est entre 5-15 °C ou entre 10-18 °C (Hinshaw, 2006; Hokanson et Kleiner, 1974), avec une préférence à 12,5 °C (Teletchea *et al.*, 2009).

Taux d'éclosion

- Dans des conditions de laboratoire, les taux d'éclosion peuvent atteindre 80–90 % (Hart *et al.*, 2006)
- Des taux d'éclosion > 60 %, de la fertilisation jusqu'à l'éclosion, sont considérés bons (Hart *et al.*, 2006)
- Augmentation du taux d'éclosion possible en soumettant les œufs à une agitation physique à la fin de leur incubation, comme les siphonner avec un boyau de 1,5 m de long jusqu'à une chaudière en partie inférieure (Landry *et al.*, 2000).

Alimentation en milieu naturel

- Chaîne alimentaire : omnivore benthique (Markham et Knight, 2017)
- Juvéniles après la première année : insectes immatures et petits poissons (Scott et Crossman, 1974).
- Perchaudes de plus de 150 mm (adultes) : décapodes, petits poissons et nymphe d'Odonata (Scott et Crossman, 1974). Œufs de poissons, surtout ceux du touladi (Landry *et al.*, 2000).
- Se nourrit le matin, le soir, et est inactive la nuit (Scott et Crossman, 1974).
- La diète varie selon la taille et la saison (Scott et Crossman, 1974).
- Larves : cladocères, ostracodes et larves de chironomidés (Scott et Crossman, 1974). Protozoaires, rotifères, crustacés (cladocères, copépodes, ostracodes) et insectes immatures. Préfèrent le zooplancton en abondance : 250 microorganismes planctoniques quotidiennement par larve de perchaude (Landry *et al.*, 2000).
- La perchaude goûte les aliments et peut en refuser certains, car elle possède des récepteurs sur ses lèvres (Landry *et al.*, 2000).

Alimentation en élevage

Alimentation en étangs

- Larves : besoin de l'apport d'un aliment naturel vivant comme du zooplancton, puis à partir de 0,3-0,9 g (Wallat et Tiu, 1999) ou à partir de 30-45 jours après éclosion (Brown *et al.*, 1996), les alevins peuvent s'adapter à la nourriture commerciale pour salmonidés. Maintenant, il n'est plus nécessaire de retirer les larves vers des bassins intérieurs pour faire la transition vers l'alimentation artificielle (Brown *et al.*, 1996). Une source de lumière est placée au-dessus de l'étang la nuit pour attirer les alevins à la surface de l'eau et s'alimenter (Malison *et al.*, 1994).

Alimentation avec nourriture vivante en bassins

- 2-3 jours après l'éclosion, la première alimentation est avec les rotifères et ensuite avec *Artemia* pour les 2 jours suivants. L'introduction à la nourriture artificielle se fait dans les 10-13 jours suivants (Suchocki et Sepulveda-villet, 2019; Wojno *et al.*, 2012).
- *Co feeding* : technique bien utilisée qui permet de combiner krill déshydraté avec la moulée commerciale pour une meilleure acceptabilité de la moulée commerciale par les larves (Fontaine *et al.*, 2001).
- Temps pour habitude à l'alimentation artificielle dépend de la taille des larves (sans ajout de krill):
 - o 13 jours avec une taille initiale de 16,9 mm (Malison et Held, 1992).
 - o 32 jours avec une taille initiale de 32,5 mm (Malison et Held, 1992).

- o 47 jours avec une taille initiale de 42,6 mm (Malison et Held, 1992).
- Taux de succès à l'habitation de la moulée commerciale de 80-90 % au programme d'aquaculture à l'université du Wisconsin, É.-U. (Kestemont *et al.*, 2015b).

Alimentation avec moulée non spécifique à l'espèce

- Juvéniles de quelques centimètres : peuvent être adaptés progressivement à consommer de l'aliment artificiel. L'aliment pour la truite arc-en-ciel est utilisé, car aucune nourriture n'a été développée pour la perchaude (Wallat et Tiu, 1999, Landry *et al.*, 2000; Paterson, 2009).
- L'entraînement à une alimentation artificielle se fait sur 23 jours, la majorité des alevins (0,3 à 0,9 g) acceptent la moulée en 7 jours (Wallat et Tiu, 1999).
- La perchaude a un meilleur taux de croissance, lorsqu'elle est nourrie avec de la moulée pour truite ou saumon (minimum de 36 % de protéines) qu'avec une moulée de poisson-chat (Brown *et al.*, 1996).
- Alevins entre 2,5 et 3,5 cm : début de l'alimentation artificielle avec une moulée avec % de protéines (foie de bœuf est utilisé) (Landry *et al.*, 2000).
- Alevins entraînés avec de la moulée commerciale comprenant 55 % de protéines (Ziegler Bros. Gardners, PA; Finfish starter: 55% protein, 15% fat) pendant 6 semaines (Shewmon, 2005).

R-D pour développement de moulée spécifique

- Changement des protéines animales pour des protéines végétales comme du soya à raison de 300 g soya/kg de moulée (Kasper *et al.*, 2007).
- La perchaude a besoin d'acide gras hautement insaturé (HUFAs) à longue chaîne dans sa diète pour optimiser la croissance (Brown *et al.* 1996; résultats non publiés).
- La perchaude au stade juvénile a besoin d'au moins 0,5 % de DHA dans sa diète pour soutenir une croissance optimale (Brown *et al.* 1996; résultats non publiés).

Tolérance aux variations d'oxygène

- Assez tolérante aux faibles concentrations d'oxygène de ≤ 3 mg/l (Landry *et al.*, 2000).
- La perchaude est modérément tolérante à de faibles concentrations en oxygène (3,5 mg/L) sans en affecter la croissance (Malison, 2003).
- En bassins, la limite critique inférieure est de 5 mg/l et l'oxygène dissous doit être maintenu près de la saturation (Landry *et al.*, 2000).

Susceptibilité aux maladies

Milieu naturel

- *Black spot*, vers jaune et vers plat *Diphyllbothrium latum* qui peut se transmettre à l'homme (Scott et Crossman, 1974).
- Virus (*rhabdovirus* ou PFRv), bactéries (*Flavobacterium psychrophilum* et (*Aeromonas sobria*), parasites protozoaires (*Ichthyobodo necator* et *Myxobolus neurophilus*) (Scott et Crossman, 1974).

En élevage

- Il n'y a pas de maladies graves répertoriées dans les piscicultures de perchaudes au Québec (Landry *et al.*, 2000).

- Maladies bactériennes comme *Aeromonas hydrophyla* et *Flexibacter columnaris*, traitées avec une concentration de 10 mg/l de chloramine-T (Landry *et al.*, 2000).
- Champignons (mycose). Les œufs sont traités au formol à une concentration 1 000 mg/l durant 10-15 minutes de 2 à 3 fois par semaine à partir de l'incubation jusqu'au stade oeillé. Les adultes sont traités avec une solution de formol de 25 à 50 mg/l durant 20 minutes en joutant une solution de 1 % de NaCl (Landry *et al.*, 2000).
- Le virus *Lymphocystic (LCDV)* ne serait pas mortel, mais peut affecter la valeur de la production dans les systèmes d'aquaculture de perchaude (Rodger et Phelps, 2015).
- Le *Dermal sarcoma virus (WDSV)* pourrait poser une menace dans les systèmes d'élevage de percidés dû à la grande promiscuité entre les individus (Rodger et Phelps, 2015).
- Certains protozoaires endoparasitistes ont été enregistrés et ont causé quelques problèmes dans les stations piscicoles de perchaudes en Amérique du Nord. Il n'y a aucun traitement possible et donc un haut niveau de biosécurité doit être considéré pour réduire le risque d'infection à la ferme (Khoo *et al.*, 2010).

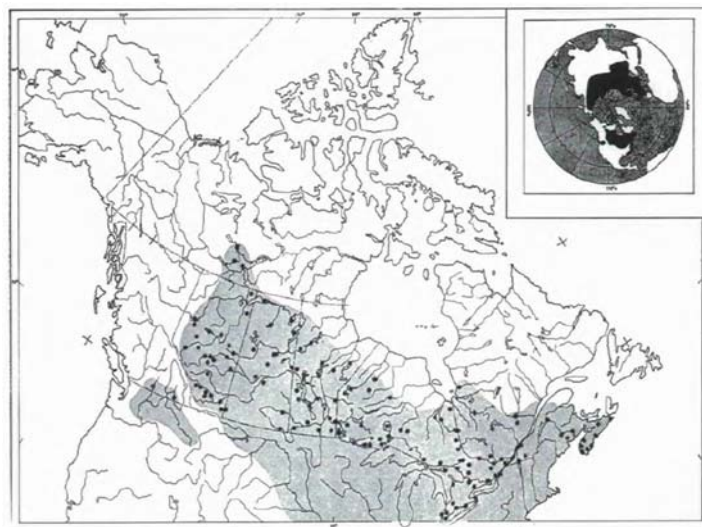
Statut des populations et aires de répartition

Amérique du Nord

- Répartition presque circumpolaire dans les eaux douces et rarement dans les eaux saumâtres de l'hémisphère nord (Scott et Crossman, 1974)

Canada

- Depuis la Nouvelle-Écosse, vers l'ouest à travers le Nouveau-Brunswick jusqu'à Baie-Comeau au Québec, à travers le Québec jusqu'à la baie James, dans le lac Abitibi, vers l'ouest à travers l'Ontario à la latitude de la haute rivière Albany, vers le nord par le centre du Manitoba, dans toute la Saskatchewan, vers le nord jusqu'au Grand lac des Esclaves, vers le sud dans l'Alberta jusqu'au contrefort des Montagnes au sud et dans quelques endroits en Colombie-Britannique (Scott et Crossman, 1974).



Répartition de la perchaude en Amérique du Nord (Scott et Crossman, 1974).

Québec

- La population du lac St-Pierre est dans un état préoccupant. Le processus de reconstruction est lent, faible taux de reproduction, mortalité élevée chez les adultes, perte d'habitats de reproduction, détérioration des herbiers aquatiques, mauvaise qualité d'eau dans les tributaires, arrivée d'espèces compétitrices et prédation par le cormoran à aigrette (Magnan *et al.*, 2017).
- Statut : les populations sont en sécurité au niveau national et au niveau du Québec (Conseil canadien pour la conservation des espèces en péril, 2016).

Situation des pêches commerciales et récréatives

États-Unis

- Dans les années 1990, la perchaude représentait 85 % des prises de pêches sportives (par poids) dans le lac Michigan. Les prises ont remarquablement diminué depuis et ne s'en sont pas encore remises (Francis *et al.* 1996).

Canada

- Important poisson de commerce et de sport très prisé dans la région des Grands Lacs (Scott et Crossman, 1974; Francis *et al.* 1996).
- Les nouvelles restrictions et la fermeture de certaine pêche commerciale dans les Grands Lacs, couple avec une forte demande des consommateurs ont fait augmenter l'intérêt pour l'aquaculture de la perchaude (Goetz *et al.*, 2015).
- Décroissance des captures de perchaude à la pêche commerciale dans les Grands Lacs depuis le milieu des années 1970 (Bronte *et al.*, 2003; Mills *et al.*, 2003).
- Pêche commerciale dans les Grands Lacs : 15 000 tonnes/an dans les années 1960 et entre 5 000-8000 tonnes/an entre 1980-1990 (Landry *et al.*, 2000).
- Fait encore partie des espèces dont la pêche commerciale est la plus importante dans les Grands Lacs et principalement dans le lac Érié entre 2004-2008 (Belore *et al.*, 2008).

Québec

- La pêche commerciale était surtout concentrée au lac St-Pierre : entre 230 et 310 tonnes/an dans les années 1986-1996 et 100 tonnes en 1997 (Landry *et al.*, 2000).
- Déclin de la perchaude dans le lac Saint-Pierre observé dès le milieu des années 1990. Réduction de la pression de pêche instaurée en 2008 et un moratoire de 5 ans instauré en 2012 au lac Saint-Pierre et dans son archipel pour la pêche sportive et commerciale (Magnan *et al.*, 2017).

Prix au débarquement

Canada

- Prix payé aux pêcheurs par l'OCPED : 4,15 \$/kg brut (2017) ou 5,00 \$/kilo brut (2018) de perchaude (OCPED, 2018).

Québec

- Prix de vente élevé : entre 7,35 et 9,60 \$/kg pour le prix de gros de ce poisson entier et non éviscéré et entre 28 et 48 \$/kg pour le prix au détail (Landry *et al.*, 2000).
- Prix moyen payé aux pêcheurs selon le plan d'eau : 2,75 \$/kg (lac Saint-Pierre et fleuve Saint-Laurent (pont Laviolette jusqu'à l'île d'Orléans) en 2007-2008 (Fédération québécoise des chasseurs et pêcheurs, 2010).

Approvisionnement

Œufs/alevins

- Une des contraintes majeures est la disponibilité d'œufs de qualité à partir de géniteurs de souche domestique (Fontaine *et al.*, 2008).
- Possible d'avoir des populations monosexes femelles et des triploïdes, mais leur performance serait moindre (Landry *et al.*, 2000).
- Œufs de perchaude pouvant être obtenus d'un élevage à l'Université du Wisconsin (*Milwaukee's School of Freshwater Science*) (Suchocki et Sepulveda-villet, 2019).
- Femelles juvéniles rendues disponibles par un producteur commercial aux États-Unis (Coolwater Farms LLC, Cambridge, WI, ÉU) (Kasper *et al.*, 2007).
- 0,11 \$/2,5 cm (1 pouce) pour alevins de perchaude entraînés à la nourriture commerciale et gradés (tous de la même grandeur) en 2004, ou encore 0,11-0,14 %/g. Des alevins de ce calibre sont disponibles en Caroline du Nord en mai de chaque année (Steve Gabel, personal communication dans Shewmon, 2005).

Québec

- Produits sexuels de qualité provenant de géniteurs sauvages (Landry *et al.*, 2000).
- Géniteurs : gardés en pisciculture ou capturés dans le milieu naturel avant ou pendant la saison de frai. Il n'est pas permis de capturer des perchaudes n'importe où et n'importe quand (Landry *et al.*, 2000).
- Il ne sera pas toujours possible de prélever des œufs dans le milieu sauvage. Il faudra acheter à des piscicultures déjà existantes et vérifier que les œufs sont exempts de maladies (Landry *et al.*, 2000).

Avenues de recherche

- Le développement de l'élevage de la perchaude à l'échelle commerciale serait limité par sa petite taille et sa croissance lente (Landry *et al.*, 2000).
- L'utilisation d'une température de l'eau adaptée au stade de vie, l'utilisation d'une moulée adaptée à l'espèce ainsi que la sélection de géniteurs femelles ayant une croissance plus rapide serait nécessaire pour diminuer le temps de grossissement (Landry *et al.*, 2000).
- L'élevage larvaire n'est pas encore au point en raison de la diminution de la performance et du haut taux de mortalité associé au non-gonflement de la vessie natatoire (Jacquemond 2004).
- Contrôle du cycle de reproduction et induction du frai hors-saison, fertilisation artificielle (Kestemont *et al.*, 2015).
- Meilleure connaissance des besoins nutritionnels (Kestemont *et al.*, 2015).
- Sélection génétique privilégiée pour favoriser les souches qui ont une croissance supérieure.
- Au Manitoba, en Ontario et au Québec, des travaux récents ont porté une attention particulière à la sélection génétique pour favoriser les souches sauvages qui ont une croissance

supérieure pour le développement d'une ligne domestiquée. Les lignées sauvages québécoises démontrent des performances de croissance prometteuses (Fontaine *et al.*, 2008).

- Manque de connaissance vétérinaire pour les maladies spécifiques aux percidés et les techniques de prévention (vaccins, probiotiques) (Kestemont *et al.*, 2015).

Caractéristiques du produit

- Chair blanche et ferme, goût fin, faible teneur en gras et en phospholipides (hypolipidique), résistante aux dommages causés par le froid et aux modifications de saveur à la cuisson (Landry *et al.*, 2000).

Production aquacole

La perchaude se maintient en bande tout au long de sa vie contrairement au doré (Fulford *et al.* 2006 ; Simon et Wallus 2006).

La production œuf à œuf est réalisée pour la perchaude (Fontaine *et al.*, 2008).

États-Unis

- Il ne semble pas y avoir de production commerciale de larves de perchaude aux É.-U., mais il y en a pour la perche commune (Kestmont *et al.*, 2015).
- La méthode du *Cold banking* est utilisée chez des producteurs utilisant le système RAS et qui ont donc la capacité de faire une production commerciale à l'année. Par exemple, il est possible de combiner l'élevage de la perchaude à l'élevage du bar hybride (*Morone chrysops* x *M. saxatilis*). L'élevage larvaire de la perchaude se fait alors en étangs pour ensuite entraîner les juvéniles à la nourriture artificielle en systèmes intensifs pour une durée variable pouvant aller jusqu'à 3 mois. Une période de *cold banking* (10 °C, ration alimentaire limitée à 1,5 % de leur biomasse) peut être appliquée pendant plusieurs mois avant de poursuivre la période de grossissement à 20-23 °C avec une alimentation jusqu'à satiété (Kent Seatech Corporation, dans Shewmon, 2005).
- Les aquaculteurs américains combinent l'élevage de plusieurs espèces, dont les temps de production sont décalés, dans les mêmes étangs (doré, doré hybride, perchaude, bar rayé, bar blanc et barbue de rivière (Hokanson, 1977).

Québec

- L'élevage de la perchaude est autorisé seulement dans les zones 6, 7, 13 et 15. Un permis est obligatoire pour le transport du poisson vivant, mais n'est pas nécessaire pour le transport du poisson mort (Landry *et al.*, 2000).
- Il n'y a pas d'élevage commercial de perchaude au Québec ni pour le marché de l'ensemencement.

Élevage extensif ou combinaison extensif/intensif

- Type d'élevage le plus utilisé aux États-Unis, car il permet de produire une grande quantité de perchaudes à un coût relativement bas (Landry *et al.*, 2000).
- Pour un élevage typique, les étangs de production peuvent atteindre 0,1 à 0,8 hectare pour rester rentable (Briland *et al.*, 2015).

- L'ensemencement des étangs peut se faire avec des œufs fertilisés; l'incubation se fait dans une boîte grillagée avec des ouvertures de 6 mm, sceaux ou petits bassins, ou directement avec des larves (Landry *et al.*, 2000).
- Cause de la haute fréquence de cannibalisme entre larves
 - o 1) l'éclosion à des temps différents, 2) croissance inégale des larves, 3) nourriture pas assez abondante, 4) concentration faible en oxygène (Landry *et al.*, 2000).
- Solutions proposées au cannibalisme entre larves
 - o 1) Distribuer de la nourriture autour de l'étang avec des nourrisseurs automatiques, 2) installation de systèmes d'aération dans les étangs jour et nuit, 3) utilisation de cages pour l'élevage des larves dans les étangs et nourrissage par ajout d'*Artemia* (cette méthode facilite aussi le traitement des maladies) (Landry *et al.*, 2000).
- La fertilisation des étangs pour la production de planctons permet de tripler ou quadrupler la production en poisson (Landry *et al.*, 2000).
- Pour le grossissement jusqu'à la taille commerciale pour le marché de la table, les alevins sont d'abord élevés en étangs jusqu'au stade juvénile (16-30 mm, soit après seulement 5-7 semaines) puis ensuite transférés dans des bassins terrestres pour être habitués à la moulée commerciale (Hartleb *et al.* 2012; Heidinger et Kayes 1986; Boyd, 1977). Une fois entraînés à accepter la moulée, les juvéniles peuvent être engraisés soit en bassins intensifs, soit retourner en étangs jusqu'à la taille commerciale.
- Différentes méthodes existent pour habituer les alevins à la moulée commerciale
 - o Habituation complète en bassins;
 - o Semi-habituation en bassins pendant 4-7 jours et habituation finale en étangs pour un autre 7 jours;
 - o Habituation complète en étangs (densité de 615 000 alevins/ha). Attention cette technique engendre une grande disparité dans les tailles, ce qui crée du cannibalisme (Malison *et al.* 1994).

Élevage intensif

- Méthode moins populaire pour produire de la perchaude (Landry *et al.*, 2000).
- Équipement larvaire et méthodes d'élevage larvaire en RAS sont développés à une échelle laboratoire (Kestmont *et al.*, 2015b)
 - o Jusqu'à 10-14 jours après éclosion : petit bassin conique avec une circulation d'eau de type *upwelling* et ajout d'un *sprinkler* pour briser la tension de surface, à la surface de l'eau. Ajout de microalgues pour induire une turbidité de l'eau de 10-15 NTU. Densité larvaire de 20-100/L (Wojno *et al.*, 2012; Kwasek *et al.*, 2013).
 - o Les larves de perchaude sont plus sensibles à la tension de surface que les larves de doré en raison de leur plus petite taille au moment du gonflement de la vessie natatoire (6-8 mm). Une vessie natatoire mal gonflée peut entraîner des complications au niveau de la demande énergétique, au détriment de la croissance (Colesante *et al.*, 1986; Barrows *et al.* 1988; Summerfelt, 1996).
- Engraissement en bassins circulaires et rectangulaires possible (Landry *et al.*, 2000).
- Élevage en circuits ouverts, fermés (RAS) ou semi-fermés possible (Landry *et al.*, 2000).
- La faisabilité d'élever la perchaude jusqu'à la taille commerciale dans des systèmes en recirculation a été démontré par le passé (University of Wisconsin Sea Grant College Program 1975), sans nécessairement démontrer leur rentabilité (Malison, 2003).

Marché

- En raison de la pêche commerciale des percidés, les aquaculteurs doivent se concentrer sur le développement d'un marché de niche (Steenfeldt *et al.*, 2015).
- En France, les percidés forment le groupe de poissons le plus apprécié après la truite et le saumon dans les restaurants. La France s'intéresse à leur élevage depuis les années 1990-2000 en RAS (Steenfeldt *et al.*, 2015).
- Les percidés sont élevés en étangs et même en RAS dans plusieurs pays : Danemark, Finlande, Suède, Irlande, France, Pays-Bas, République Tchèque, Hongrie, Iran, Tunisie (Steenfeldt *et al.*, 2015).
- Le sandre doré européen (*Sander lucioperca*) est vendu illégalement sous le nom de perchaude aux États-Unis et le renforcement des lois n'est pas suffisant pour arrêter cette pratique. Cela a un impact négatif sur le prix de vente de la perchaude (Fontaine *et al.*, 2008).

Références

- Baras E, Kestemont P. & Melard, C. 2003. *Effect of stocking density on the dynamics of cannibalism in sibling larvae of Perca fluviatilis under controlled conditions*. Aquaculture 219(1-4):241– 255.
- Barrows, F. T., Lellis, W. A. & Nickum, J. G. 1988. *Intensive culture of larval walleye with dry or formulated feed: note on swim bladder inflation*. The progressist fish culturist 50: 160-166.
- Belore, M., Cook, A., Einhouse, D., Hartman, T., Kayle, K., Knight, C., MacDougall, T., Murray, C., Thomas, M. & Witzel, L., 2008. *Report of the Lake Erie yellow perch task group*. Great Lakes Fisheries Commission, Ann Arbor, Michigan, É.-U. 46pp.
- Boyd, C. E. 1977. *Practical aspects of chemistry in pond aquaculture*. The progressist fish-Culturist 59: 85-93.
- Briland R. D. 2010. *Optimizing larval fish survival and growth through an analysis of consumer and resource interactions in percid culture ponds*. M.S. thesis, The Ohio State University.
- Briland, R. D., Cathleen, M. D. & Culver, D. A. 2015. Chap 18 In: Kestemont, P., Summerfelt, R. C., & Dabrowski, K. (2015). *Biology and Culture of Percid Fishes: principles and practices*. In Biology and Culture of Percid Fishes (Springer). 901 p.
- Bronte, C.R., Ebener, M.P., Schreiner, D.R., DeVault, D.S., Petzold, M.M., Jensen, D.A., Richards, C. Lozano, S.J. 2003. *Fish community change in Lake Superior, 1970-2000*. Can. J. Fish. Aquat. Sci. 60, 1552-1574.
- Brown, P. B., Dabrowski K. & Garling, D. L. 1996. *Nutrition and feeding of yellow perch (Perca fl avescens)*. J Appl Ichthyol 12:171–174.
- Brown, P. B., Wetzel, J. E., Mays, J., & Wilson, K. A. 2002. *Growth Differences Among Stocks of Yellow Perch, Perca flavescens, Are Temperature Dependent*. Journal of Applied Aquaculture 12(1), 43–56.
- Cierieszko, A. & Dabrowski K. 1993. *Estimation of sperm concentration of rainbow trout, whitefish and yellow perch by spectrophotometric technique*. Aquaculture 109:367–373.
- Colesante, R. T., Youmans, N. B., Ziolkoski, B. 1986. *Intensive culture of walleye fry with live food and formulated diets*. The progressive fish culturist 45: 126-127.
- Conseil canadien pour la conservation des espèces en péril. 2016. *Espèces sauvages 2015: la situation générale des espèces au Canada*. Groupe de travail national sur la situation générale: 128 pp. <https://www.wildspecies.ca/fr/rapports%20pour%20la%20base%20de%20donn%C3%A9es> .
- Couture, F. 1985. *Étude technique et économique sur la production de perchaudes en élevage intensif (préliminaire)*. Faculté d'agriculture, Université Laval. Québec. 24 p.
- Craig J. F. 1987. *The biology of perch and related fish*. Timber Press, Portland, p 333.

- Dabrowski, K., Ciereszko, A., Ramseyer, L., Culver, D. & Kestemont P. 1994. *Effects of hormonal treatment on induced spermiation and ovulation in the yellow perch (Perca fl avescens)*. Aquaculture 120:171–180.
- Dabrowski, K., Ciereszko, R., Ciereszko, A., Toth, G., Christ, A., El-Saidy, D. & Ottobre, J. 1996. *Reproductive physiology of yellow perch (Perca flavescens): environmental and endocrinological cues*. Journal of Applied Ichthyology, 12:139-148.
- Dubé, P. 1996. *Mission scientifique sur l'élevage de la perchaude (Perca flavescens) Mitchill et du doré (Stizostedion vitreum) dans deux états du centre-nord des États-Unis, du 10 au 20 janvier 1996*. Société de recherche et de développement en aquiculture continentale (SORDAC) Inc. 200, chemin Ste-Foy, 12e étage (Québec) Qc. G1R 4X6. Document de veille technologique. No. 96.1. 56 p.
- Dubois, J. P., Gillet, C., Bonnet, S. & Chevalier-Weber, Y. 1996. *Correlation between the size of mature female perch (Perca fluviatilis L.) and the width of their egg strands in Lake Geneva*. Ann ZoolFennici 33:417–420.
- Ebeling, James; G. Jensen *et al.* 1995. *Engineering and operations manual*. W. Wade Miller, 201, Curtiss Hall. Department of Agricultural Education and Studies. Iowa State University, Ames, Iowa 500 11-10 50 É.-U. 32 p.
- Fédération québécoise des chasseurs et pêcheurs, 2010. *Portrait faunique du Centre-du-Québec*. [En ligne] : https://www.afbf.qc.ca/DbImages/Documents/portrait_faunique_r%C3%A9gional.pdf (page consultée le 3 mars 2020).
- Fontaine P, Kestemont P, Teletchea F & Wang, N. 2008. *Percid fish culture: from research to production*. Abstracts and short communications, 23–24 Jan 2008, Namur, 148 p.
- Fontaine, P. Wang, N. & Hermelink, B. 2015. *Broodstock Management and Control of the Reproductive Cycle*, Chap 3 In: Kestemont, P., Summerfelt, R. C., & Dabrowski, K. 2015. *Biology and Culture of Percid Fishes: principles and practices*. In *Biology and Culture of Percid Fishes* (Springer). 901p.
- Francis J. T., Robillard S. R. & Marsden J. E. 1996. *Yellow perch management in lake Michigan: a multi-jurisdictional challenge*. Fisheries 21(2):18–20.
- Fulford, R. S., Rice J. A., Miller T. J., Binkowski F. P., Dettmers J. M., Belonger B. 2006. *Foraging selectivity by larval yellow perch (Perca fl avescens): implications for understanding recruitment in small and large lakes*. Can J Fish Aquat Sci 63:28–42.
- Glogowski, J., Ciereszko A. & Dabrowski K. 1999. *Cryopreservation of muskellunge and yellow perch semen*. N Am J Aquac 61:258–262.
- Goetz, F. W., Rosauer, D. R., Grzybowski, M., Binkowski, F. P. & Shepherd, B. S. 2015. *Production of Genetically Defined Perch Broodstocks and Their Selection for Fast Growth*. Chap 26 In: Kestemont, P., Summerfelt, R. C., & Dabrowski, K. 2015. *Biology and Culture of Percid Fishes: principles and practices*. In *Biology and Culture of Percid Fishes* (Springer). 901 p.
- Gould, N. L., Glover, M. M., Davidson, L. D. & Brown, P. B. 2003. *Dietary flavor influence consumption of feeds by yellow perch Perca flavescens*. Journal of World Aquaculture Society 34: 412-417.
- Hart, S. D., Garling D. L., Malison J. A. 2006. *Yellow perch (Perca flavescens) culture guide*. Iowa State University, Ames.
- Hart, S. D., Brown, B. J., Gould, N. L., Robar M. L., Witt, E. M. & Brown, P. B. 2010. *Predicting the optimal dietary essential amino acid profile for growth of juvenile yellow perch with whole body amino acid concentrations*. Aquaculture nutrition 16:248-253.
- Hartelb, C. F., Johnson, J. A., Held, J. A. 2012. *Walleye and yellow perch pond fertilization*. In : Mischke CC (ed) *Pond fertilization : impacts of nutrient input on aquaculture production*. Wiley-Blackwell, Oxford, pp 147-161.
- Hayward, R. S., & Wang, N. 2001. *Failure to induce over-compensation of growth in maturing yellow perch*. Journal of Fish Biology, 59, 126–140.

- Heidinger, R. C., Kayes, T. B. 1986. *Yellow perch*. In: Stickney, R. R (ed) *Culture of nonsalmonids freshwater fishes*. CRC Press, Boca Raton, pp 103-113.
- Hinshaw, J. M. 2006. *Species profile: yellow perch*. Southern Regional Aquaculture Center publication no 7204. North Carolina State University. Stoneville, MS, É.-U.
- Hokanson, K. E. F. 1977. *Temperature requirements of some percids and adaptations to the seasonal temperature cycle*. J Fish Res Board Can 34:1524–1550.
- Huh, H.T., Calbert, H.E. & Stuibler, D.A. 1976. *Effects of temperature and light on growth of yellow perch and walleye ... etc.*, 54 p.
- Jacquemond, F. 2004. *Separated breeding of perch fingerlings (Perca fluviatilis L.) with and without initial inflated swim bladder: comparison of swim bladder development, skeleton conformation and growth performances*. Aquaculture 239:261–273.
- Kasper, C. S., Watkins, B. A., & Brown, P. B. 2007. *Evaluation of two soybean meals fed to yellow perch (Perca flavescens)*. Aquaculture Nutrition, 13(6), 431–438.
- Kestemont, P., Summerfelt, R. C., & Dabrowski, K. 2015. *Biology and Culture of Percid Fishes: principles and practices*. Springer. 901 p.
- Kestemont, P., M  lard, C., Held, J. A. & Dabrowski, K. 2015b. *Culture Methods of Eurasian Perch and Yellow Perch Early Life Stages*, Chap 9 In Kestemont, P., Summerfelt, R. C., & Dabrowski, K. 2015. *Biology and Culture of Percid Fishes: principles and practices*. In *Biology and Culture of Percid Fishes* (Springer). 901 p.
- Kestemont P., M  lard C. 2000. Chap 11: Aquaculture. In: Craig JF (ed) *Percid fishes. Systematics, ecology and exploitation*. Blackwell Science, Oxford, pp 191–224.
- Khoo, L., Rommel, F. A., Smith, S. A., Griffin, M. J. & Pote, L. M. 2010. *Myxobolus neurophilus: morphologic histopathologic and molecular characterisation*. Dis Aquat Org 89:51–61.
- Kwasek, K., Wojno, M., Niass, F., Grayson, J. & K. Dabrowski. 2013. *The art of raising yellow perch in captivity*. World Aquaculture Society, book of abstract, Nashville, 21-25 Feb.
- Landry, P.-L., Axelsen, F. & Morin, R. 2000. *  levage de la perchaude*. Document d'information DADD-17. Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation. 17 p. [En ligne] : <http://www.mapaq.gouv.qc.ca/Fr/Peche>, (page consultée le 29 février 2020).
- Lindsay, R. C. 1980. *Comparative sensory analysis of aquacultured and wild yellow perch (Perca flavescens) fillets*. Journal of food quality, 3, 283-289.
- Losordo Thomas M. 1998. *Recirculating Aquaculture Production Systems. The Status and Future*. Aquaculture Magazine. P.O. Box 2329, Asheville. N.C. 28802 USA 38-45 pp.
- Malison, J. A., Kates, T. B., Best, C. D., Amundson, C. H. & B. C. Wentworth. 1986. *Sexual differentiation and use of hormones to control sex in yellow perch (Perca flavescens)*. Canadian Journal of Fish Aquatic Science 43:26–35.
- Malison, J. A., Northwy, D. L., Held, J. A. & T. E. Kuczynski. 1994. *Habituation of yellow perch (Perca flavescens) fingerlings to formulated feeds in ponds using lights and vibrating feeders*. World Aquaculture Society book of abstracts 25th annual meeting of the World Aquaculture Society, New Orleans.
- Malison, Jeffrey A. 1999. *Current status of yellow perch: markets and culture*. Aquaculture magazine, sept-oct. 1999, volume 25, number 5. P.O. Box 2329, Asheville, NC. 28802, 28-41 pp.
- Malison J.A., Held J.A. 1992. *Effects of fish size at harvest, initial stocking density and tank lighting, conditions on the habituation of pond-reared yellow perch, (Perca flavescens) to intensive culture conditions*. Aquaculture 104: 67 - 78.
- Malison Jeffrey. A. 2003. *A white paper on the status and needs of yellow perch aquaculture in the north central region*, North Central Aquaculture Center, University of Wisconsin, Madison, 17 p.

- Magnan, P., P. Brodeur, É. Paquin, N. Vachon, Y. Paradis, P. Dumont & Mailhot, Y. 2017. *État du stock de perchaudes du lac Saint-Pierre en 2016. Comité scientifique sur la gestion de la perchaude du lac Saint-Pierre*. Chaire de recherche du Canada en écologie des eaux douces, Université du Québec à Trois-Rivières et ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs. vii + 34 pages + annexes.
- Mangan, M. T. 2004. *Yellow perch production and harvest strategies for semi-permanent wetlands in Eastern South Dakota*. MSc thesis, Wildlife and Fisheries Sciences, South Dakota State University.
- Mansueti, A. J. 1964. *Early development of the yellow perch, Perca fl. avescens*. Chesap Sci 5:46–66.
- Markham, J. L. & Knight, R. L. 2017. *The state of Lake Erie in 2009* [En ligne]: http://www.glfc.org/pubs/SpecialPubs/Sp17_01.pdf (consultée en ligne le 19 février 2020).
- MFFP. 2019. *Poisson du Québec : Perchaude*, [En ligne] : <https://mffp.gouv.qc.ca/faune/peche/poissons/perchaude.jsp> (page consultée le 19 février 2020).
- Mills, E.L., Casselman, J. M., Dermot, R., Fitzsimons, J. D., Gal, G., Holeck, K. T., Hoyle, J. A., Johannsson, O. E., Lantry, B. F., Makarewicz, J. C., Millard, E. S., Munawar, I. F., Munawar, M., O'Gorman, R., Owens, R. W., Rudstam, L. G., Schaner, T. & Stewart, T. J., 2003. *Lake Ontario: food web dynamics in changing ecosystem (1970-2000)*. Can. J. Fish. Aquat. Sci. 60, 471-490.
- OCPED, 2018. *Rapport annuel 2018*. Office de commercialisation du poisson d'eau douce. Office de commercialisation du poisson d'eau douce, Ottawa, Ontario, ISSN : 1910-748X, numéro du catalogue : CC191F-PDF, <http://www.freshwaterfish.com/system/files/FFMC-2018-AR-French-FINAL-Aug15-2018.pdf>.
- Paterson, G. 2009. *Growth Efficiency and Reproductive Output of Pond Raised Yellow Perch*. Final Report Project #CA-05-01-001. Aquaculture Collaborative Research and Development Program, Department of Fisheries and Oceans Canada, 43p.
- Rodger, H. D. & Phelps, N. B. D. 2015. *Percid Fish Health and Disease*. Chap 31 In: Kestemont, P., Summerfelt, R. C., & Dabrowski, K. 2015. *Biology and Culture of Percid Fishes: principles and practices*. Springer. 901 p.
- Rosauer, D. R., Biga, P. R., Lindell, S. R., Binkowski, F. P., Shepherd, B. S., Palmquist, D. E., Simchick, C. A. & Goetz F. W. 2011. *Development of yellow perch (Perca flavescens) broodstocks: Initial characterization of growth and quality traits following grow-out of different stocks*. Aquaculture, 317(1–4), 58–66.
- Rougeot, C. 2015. *Sex and Ploidy Manipulation in Percid Fishes*. Chap 23 In: Kestemont, P., Summerfelt, R. C., & Dabrowski, K. 2015. *Biology and Culture of Percid Fishes: principles and practices*. Springer. 901 p.
- Schaeffer, T. W., Schoenebeck, C. W., Brown, M. L., Chipps, S. R., Schaeffer, T. W., Spengler, D. E., & Schoenebeck, C. W. 2012. *Effect of Feeding–Fasting Cycles on Oxygen Consumption and Bioenergetics of Female Yellow Perch*. Transactions of the American Fisheries Society, 141, 1480–1491.
- Scott, W.B. & Crossman, E. J. 1974. *Poissons d'eau douce du Canada*. Ministère de l'Environnement, Service des sciences de la mer, Ottawa, 1 026 p.
- Shewmon, L. N. 2005. *Culture Methods for Growth Enhancement and Off- Season Production of Yellow Perch Perca flavescens*. Master's thesis in Zoology, North Carolina State University. 79p.
- Shewmon L. N., Godwin J. R., Murashige R. S. & Daniels H. V. 2007. *Environmental manipulation of growth and sexual maturation in yellow perch, Perca flavescens*. J World Aquacult Soc, 38(3):383–394.
- Simon, T. P. & Wallus, R. 2006. *Reproduction biology and early life history of fishes in the Ohio River drainage vol. 4: Percidae-perch, pikeperch, and darters*. CRC Taylor and Francis, Boca Raton.

- Steenfeldt, S., Fontaine, P., Overton, J. L., Policar, T., Toner, D., Falahatkar, B., Horváth, A., Khemis, I. B., Hamza, N. & Mhetli, M. 2015. Chap 32 In: Kestemont, P., Summerfelt, R. C., & Dabrowski, K. (2015). *Biology and Culture of Percid Fishes: principles and practices*. In Biology and Culture of Percid Fishes (Springer). 901 p.
- Stickney, R.R., 1993, *Advances in Fisheries Science, Culture of Non salmonid Freshwater Fishes*, Second Edition, CRC Press Inc., 104-113 pp.
- Suchocki, C. R., & Sepulveda-villet, O. J. 2019. *The role of phototaxis in the initial swim bladder inflation of larval yellow perch (Perca flavescens)*. International Aquatic Research, 11(1), 33–42.
- Summerfelt, R. C. 1996. *Intensive culture of walleye fry*. In: Summerfelt, R. C. (ed) Walleye culture manual, vol 101, NCRAC culture series. North Central Regional Aquaculture Center Publications Office, Iowa State University, Ames, pp 161-185.
- Summerfelt R. C., Johnson J. A., Clayton R. D. & Kinunen R. E. 2010. *Production of walleye as potential food fish*, vol 116, Fact sheet. North Central Regional Aquaculture Center, Ames.
- Tanasichuk, R. W. & MacKay, W. C. 1989. *Quantitative and qualitative characteristics of somatic and gonadal growth of yellow perch perca flavescens, from lake Ste. Anne, Alberta*. Can J Fish Aquat Sci 46:989–994.
- Teletchea F., Gardeur J. N., Kamler E., Fontaine P. 2009. *The relationship of oocyte diameter and incubation temperature to incubation time in temperate freshwater fish species*. J Fish Biol 74:652–668.
- Twibell, D. G. & Brown, P. B. 2000. *Dietary choline requirement of juvenile yellow perch (Perca flavescens)* Journal of Nutrition 130: 95–99.
- Twibell, D. G., Watkins, B. A. & Brown, P. B. 2001. *Dietary conjugated linoleic acids and lipid source after fatty acid composition of juvenile yellow perch, Perca flavescens*. Journal of Nutrition 131: 2322 – 2328.
- Wallat, G., & Tiu, L. 1999. *Production and Feed Training of Yellow Perch Fingerlings*. Aquaculture, Business & Economic Development, Forestry, Horticulture, Soil & Water Resources, AQ(1), 1–6.
- Wojno M., Kwasek K., Dabrowski K. & Wick M. 2012. *Yellow perch rearing in intensive conditions-update for 2011*. Lake Erie-Inland waters annual review, Ohio Division of Wildlife, Columbus, 26-27 Jan.
- Żarski, D., Horváth, A., Held, J. A. & Kucharczyk, D. 2015. *Artificial Reproduction of Percid Fishes*. Chap 4 In: Kestemont, P., Summerfelt, R. C., & Dabrowski, K. 2015. Biology and Culture of Percid Fishes: principles and practices. Springer. 901 p.

Saumon atlantique - *Salmo salar* - Atlantic salmon

Temps de grossissement, taux de croissance et taille commerciale

Population sauvage

- En milieu sauvage : le taux de croissance varie selon la population (populations qui sont restées en eau douce ou migrées en eau salée) (Scott et Crossman, 1974).

Population domestiquée

- Il faut 1,5 an pour atteindre la smoltification en élevage comparativement en milieu naturel où il en faut 2,5 ans (Pennell et Barton, 1996).
- La période d'engraissement en cages pouvait durer deux ans par le passé. Aujourd'hui, les saumons atteignent la taille commerciale en 10 à 15 mois après avoir été transférés en cages (Stickney, 2000).
- L'œuf éclot après 3 mois et l'alevin se nourrit de son sac vitellin pendant 1 mois. Lorsqu'ils sont capables de se nourrir par eux-mêmes, on les appelle tacon. Après 18 mois, ils sont alors appelés smolt et sont placés en eaux salées. Ils y restent jusqu'à taille commerciale de 5-6 kg et cela peut prendre jusqu'à deux ans (ISFA, 2016). Deux ans en engraissement pour obtenir des poissons de 2 kg et plus. Ils auront alors passé 8 à 16 mois en eau douce pour atteindre la smoltification (FAO, 2020a).
- Temps de grossissement : entre 2 et 3 ans (Lund *et al.*, 2017).
- Il est possible par manipulation de la photopériode de produire de saumons prêts pour la smoltification à un âge de moins de 1 an suivant la fertilisation. On les appelle les S0 smolts. Ils ont une taille de 40-90 g. Ce sont les plus grosses larves qui sont choisies pour devenir S0. Les smolts S1 arriveront à la smoltification après 14-17 mois suivant la fertilisation. Ils ont une taille de 60-120 g (le système d'élevage n'est pas précisé. Information générale. Ce temps de grossissement est atteint par la manipulation de la photopériode.) (OECD, 2017).
- Le temps de production en mer avant la récolte est de 7 à 18 mois pour des smolts S1 et de 12-20 mois pour de smolts S0 (OECD, 2017).
- En raison d'une optimisation de l'élevage, de la nourriture et à la sélection, il est possible d'atteindre la smoltification en un an au lieu de deux. À l'aide de manipulation de la photopériode, les poissons avec un taux de croissance rapide peuvent atteindre la smoltification encore plus tôt (Stickney, 2000).
- Taille commerciale de 3 à 7 kg atteinte en 2-3 ans (« from stripping »), 12 à 18 mois à partir d'un smolt de 50-100g (Le François *et al.*, 2010).
- Les poissons capturés commercialement pèsent environ 4,5 kg en moyenne (Scott et Crossman, 1974).
- Entre 4 et 6 kg (saumons élevés en mer en cage) (Gendron-Lemieux, 2013).
- Entre 4-5 kg (Liu *et al.*, 2016).
- 3 à 6 kg avec une phase d'engraissement en mer (Stickney, 2000).
- Atteint la taille commerciale en deux ans en cage en mer (Sarker *et al.*, 2013).
- Entre 2 à 3 kg jusqu'à 10 kg, le marché demande souvent un poids de 5 kg (OECD, 2017).

Croissance compensatoire

- Il est possible de stimuler une croissance compensatoire chez le saumon atlantique (Maclean et Metcalfe, 2001; Nicieza et Metcalfe, 1997; Reimers *et al.*, 1993; Mortensen et Damsgard, 1993).

Température optimale de croissance et de frai

Température optimale de croissance

- Pour la croissance des smolts : 12-14 °C (Dalsgaard *et al.*, 2013).
- Pour la croissance des saumons : 15 °C (Le François *et al.*, 2010).
- Pour la croissance des larves : 6-8 °C (Le François *et al.*, 2010).
- Pour la croissance des juvéniles : 6-10 °C (Le François *et al.*, 2010).
- Pour la croissance : 10-17 °C (Piper *et al.*, 1982; Morin, 2012).
- Pour la croissance en cages : 6-16 °C (FAO, 2020a).
- Arrêt de croissance chez les juvéniles en dessous de 4-7 °C (sauvage) (OECD, 2017).
- Température optimale de 9-11 °C en mer et optimale de 10-18°C pour le taux de croissance (sauvage) (OECD, 2017).

Tolérance thermique

- Tolérance thermique : 0-27,8 °C (Verspoor *et al.*, 2007).
- De 1 à 26 °C (Elliot et Elliot, 2010).
- Température critique maximale : entre 22,3 à 27,5 °C (saumons atlantiques de 1 an de chez Cooke Aquaculture, NB) (Anttila *et al.*, 2013).
- De 0°C à 28 °C (sauvage) (OECD, 2017).
- Température limite pour l'alimentation des juvéniles en eaux douces : 22,5 °C (sauvage) (OECD, 2017).

Taux de conversion alimentaire

Population domestiquée

- La conversion alimentaire biologique peut varier de moins de 0,6 à plus de 1,3 (Webster et Lim, 2002).
- Taux de conversion alimentaire moyen : 1,3 (Regulatory impacts, alternatives and strategies, 2016).
- Pour 1 kg de saumon atlantique, il faut 0,5 kg d'huile de poisson et 0,7 kg de farine de poisson (Regulatory impacts, alternatives and strategies, 2016).
- Taux de conversion alimentaire pour les smolts : 0,7-0,89 (Dalsgaard *et al.*, 2013).
- Aujourd'hui, il est possible d'atteindre des taux de conversion alimentaire de 1 ou moins (Stickney, 2000).
- Taux de conversion alimentaire pour l'élevage du saumon en écloserie : 1,5 et en engraissement : 1,46 (Liu *et al.*, 2016).

Différence entre les pays

- Taux de conversion alimentaire des fermes de Colombie-Britannique au Canada : 1,2 (information générale) (Regulatory impacts, alternatives and strategies, 2016).
- Taux de conversion alimentaire pour le saumon atlantique, coho et chinook au Canada : 1,2-1,4 (information générale) (Tacon et Metian, 2008).
- Taux de conversion alimentaire de plusieurs pays : 1,103 en Norvège, 1,313 au Canada, 1,331 au Royaume-Uni, 1,35 en Australie et 1,493 au Chili (Information générale) (Torrissen *et al.*, 2011).

Densité d'élevage

Généralités

- Avant la smoltification : jusqu'à ou supérieure à 50 kg/m³ (FAO, 2020a).
- Pour la culture des smolts : 45-50 kg/m³ (Le François *et al.*, 2010).
- En écloserie : 80-100 kg/m³ et au fil du temps que les poissons grossissent, ils seront maintenus à des densités basses de 25 kg/m³ jusqu'à 40 kg/m³ (OECD, 2017).
- Lorsque l'alevin est capable de se nourrir (*fry*) : 30 kg/m³ jusqu'à 50 kg/m³ (OECD, 2017).
- Augmenter la densité d'élevage réduit la vitesse de l'eau, altère la distribution spatiale des vitesses et augmente la turbulence (Plew *et al.*, 2015).

En bassins

- Densité en bassins avant la smoltification : 30 kg/m³ est optimale, entre 30-60 kg/m³ (OECD, 2017).

En cages en mer

- Densité d'élevage des adultes en cages marines : < 25 kg/m³, Norvège = 5-15 kg/m³, Australie et Chili = 8-10 kg/m³ (Le François *et al.*, 2010).
- 15 kg/m³ en cages (Fleming *et al.*, 1996).

Transport

- Transport des smolts vers l'eau salée : 30-50 kg/m³ (OECD, 2017).

Rendement en chair

- Saumon entier vidé : 73-77 % (Le François *et al.*, 2010).
- Saumon atlantique : 60-68 % (Webster et Lim, 2002).
- Rendement en filet du saumon atlantique : 60 % (non précisé si avec ou sans peau (Sarker *et al.*, 2013).

Taux de survie des larves, juvéniles et adultes

Larves

- De l'éclosion au sevrage : 97-98 % (Le François *et al.*, 2010).

Juvéniles et adultes

- Taux de survie des saumons atlantiques dans les fermes écossaises élevés en cages en mer : entre 98,5 et 99 %. 60 % des fermes investiguées ont un taux de mortalité de moins de 1 % (Fletcher, 2018).

Âge à maturité sexuelle

Population domestiquée

- Prend de 1 à 3 ans à partir du moment où le smolt est placé en cages marines (Le François *et al.*, 2010).

- Généralement, ce sont des individus de 4 ans qui sont utilisés comme géniteurs. Des saumons de 2 à 7 ans peuvent être utilisés, mais il est préférable de se maintenir avec des individus de moins de 4 ans. En effet, ceux-ci sont plus petits et sont donc beaucoup plus facile à manipuler et coutent moins cher à entretenir (espace et alimentation) (OECD, 2017).

Contrôle de la reproduction (gamétogénèse, fertilisation, frai)

Détermination du sexe des géniteurs

- Le sexe des géniteurs est identifié après une à plusieurs années avant la reproduction en utilisant des ultrasons ou des markers moléculaires. Les géniteurs sont anesthésiés et les gonades sont retirées à la main en pressant le ventre ou en utilisant de l'air comprimé (OECD, 2017).

Contrôle de la gamétogénèse

- Température optimale pour la vitellogenèse : 10-14 °C; et durant la maturation finale de l'ovocyte : 5-11 °C (Taranger et Hansen, 1993; Le François *et al.*, 2010; King et Pankhurst, 2004).
- La manipulation de la photopériode et de la température permet de synchroniser l'induction d'ovogénèse, la vitellogenèse et les stades de maturation des gamètes (OECD, 2017).

Induction du frai

- Contrôle de la ponte par modification de la photopériode (Stickney, 2000) et de la température (pour retarder ou avancer le frai), par administration de médicaments (hormones) (King et Pankhurst, 2004; Taranger *et al.*, 2003), par exposition plus tôt à l'eau douce (Stickney, 2000). Permet d'avoir des œufs et de la laitance sur une plus grande période de temps. Il est possible de produire et fertiliser des œufs sur une période de 4 mois au lieu de 2 mois (période de frai naturel) (Stickney, 2000).
- La stimulation hormonale est utilisée pour améliorer (ex. les mâles vont augmenter la production de sperme) ou synchroniser l'ovulation et la spermiation d'un groupe de géniteurs afin d'avoir des œufs au moment désiré (retarde ou avance le frai) (ex. gonadotropine) (OECD, 2017).

Fertilisation artificielle

- Fertilisation externe (Le François *et al.*, 2010).
- Sélection artificielle pour améliorer les traits de performance (Gross, 1998).
- Méthode à sec : récolter les œufs et le sperme des géniteurs et mélanger les gamètes pendant une minute. Ajouter un volume équivalent d'eau fraîche et laisser mijoter pendant 1,5 minute. Nettoyer l'excès de sperme et transférer les œufs dans un incubateur (Le François *et al.*, 2010).

Méthodes pour éliminer l'arrivée de la maturité sexuelle avant l'atteinte de la taille commerciale

- Conséquence chez le saumon atlantique : réduction de la croissance, perte de qualité de la chair et mortalité élevée (due à une perte d'habilité à réguler la balance eau/sel en eau salée) (OECD, 2017).
- Facteurs influençant l'âge à maturité sexuelle sont très bien décrits par Good et Davidson (2016).

- Techniques utilisées pour retarder la maturation sexuelle des saumons sont bien décrites par Iversen *et al.* (2016).
- Utilisation de lumière en cages (OECD, 2017, voir p. 170 pour description).
- Sélection des individus avec une maturation sexuelle tardive (OECD, 2017).
- Triploïdie :
 - o La triploïdie est induite par choc thermique ou par pression dans l'heure suivant la fertilisation des œufs (Benfey, 2001). Elle est un bon moyen de stériliser un grand nombre de poissons sans utilisation de produits chimiques (Benfey, 2001). Elle empêche une maturation précoce et la reproduction avec des populations sauvages en cas d'évasion (Benfey, 2001). La tétraploïdie est induite par pression. La gynogenèse et l'androgenèse sont induites par irradiation.
 - o La triploïdie empêche le saumon d'utiliser de l'énergie pour la maturation des gonades. Il peut alors l'investir seulement dans la croissance. En évitant la maturité sexuelle, la qualité de la chair reste intacte. Chez le saumon atlantique, elle est induite par un choc de pression. Un plus haut taux de mortalité a été montré chez les saumons atlantiques triploïdes comparativement au diploïde entre l'éclosion et la première alimentation. En ce qui concerne les autres stades de développement, le taux de survie ne diffère pas entre les triploïdes et des diploïdes (McGeachy *et al.*, 1995; O'Flynn *et al.*, 1997). En eau douce, aucune différence au niveau du taux de croissance n'a été observée entre les diploïdes et les triploïdes. En eau salée, les triploïdes performant mieux que les diploïdes, mais le taux de survie est plus petit chez les triploïdes (O'Flynn *et al.*, 1997).
 - o La production de triploïdes a été testée au Canada (OECD, 2017; voir ces auteurs pour plus d'information : Friars et Benfey, 1991; O'Flynn *et al.*, 1997; Pepper *et al.*, 2004).
 - o Bonne description dans OECD (2017).

Succès de fertilisation

- 75-100 % (Le François *et al.*, 2010).
- 77,1 % +/- 18,2 % (Estay *et al.*, 1999).

Cryopréservation

- La cryopréservation du sperme permet d'avoir des gamètes sexuels de mâles supérieurs sur une plus longue période de temps. Ils peuvent donc être utilisés sur des femelles prêtes à des temps différents (Stickney, 2000).

Incubation des œufs

Caractéristique

- Œufs adhésifs (courte période) (Verspoor *et al.*, 2007).

Taille des œufs

- Entre 5 et 7 mm de diamètre (Verspoor *et al.*, 2007).
- Œufs allant de 0,1 à 0,4 g (OECD, 2017).

Taille des larves à l'éclosion

- 15-25 mm (Le François *et al.*, 2010; Verspoor *et al.*, 2007).

Nombre d'œufs

- Entre 600 et 1 500 œufs/kg de femelle (Le François *et al.*, 2010).
- Un saumon atlantique d'une longueur moyenne de 671 mm va produire une moyenne de 5 355 œufs (Verspoor *et al.*, 2007).
- Une femelle va produire de 2 000 à 15 000 œufs (1 500-1 800 œufs par kg) (Verspoor *et al.*, 2007).
- 946 +/- 210 œufs par kg (domestique) (Estay *et al.*, 1999).
- Une femelle plus large et plus vieille va produire plus d'œufs (Verspoor *et al.*, 2007).
- En milieu naturel : 700 œufs/lb de poids d'une femelle en moyenne (en milieu sauvage) (Scott et Crossman, 1974).

Température d'incubation

- En milieu naturel : 6-8 °C, alevins : 12 °C, habilité à nager librement : jusqu'à 15 °C (OECD, 2017).
- Entre 2 et 8 °C (2 à 6 °C pour les triploïdes). Ne pas changer la température de plus de 3 °C par jour. Une température de plus de 8 °C pendant l'incubation peut augmenter le niveau de déformations squelettiques (Benchmark Genetics Limited, 2019).
- Température optimale pour le développement des œufs et des gamètes : 6 °C (Le François *et al.*, 2010).

Temps d'incubation

- Entre 480-520 degrés-jour. Il faut compter entre 3 et 4 jours pour que tous les œufs éclosent (Benchmark Genetics Limited, 2019).
- Environ 245 °C jour pour le développement des yeux et 510 °C jour pour éclore à 8 °C. Le temps d'incubation varie entre 70 à 160 jours (température associée non disponible) (Verspoor *et al.*, 2007).
- De l'œuf à l'apparition d'œil dans l'œuf : 220-250 °C (domestique) (OECD, 2017).
- Temps d'incubation de la fertilisation à l'éclosion : 500-530 degrés-jour, 230 degrés-jour pour se rendre au stade de l'œil (Le François *et al.*, 2010).

Taux d'éclosion

- 80-90 % jusqu'à l'éclosion, 60-75 % jusqu'au stade de l'œil (Aas *et al.*, 1991; Estay *et al.*, 1999; Le François *et al.*, 2010).
- Survie des œufs au stade de l'œil : 76,1 +/- 23,6% (Estay *et al.*, 1999).

Alimentation en milieu naturel

- En eau salée : crustacés (euphausides, amphipodes, décapodes) et petits poissons (harengs, sprats, lançons, petits gadids, capelans, éperlans, petits maquereaux et morues) (FAO, 2020b; Scott et Crossman, 1974).
- En eau douce : les adultes ne se nourrissent pas, mais les juvéniles mangent des larves aquatiques (chironomidés, phryganes, éphémères, similies et perles) et des insectes (aquatiques et terrestres) (FAO, 2020b; Scott et Crossman, 1974).
- Opportuniste pélagique se nourrissant de crustacés et de poissons : crevette, calmar, lançon (*Ammodytes*), hareng (*Clupea harengus*), capelan (*Mallotus villosus*), sprat (*Sprattus sprattus*), *Myctophidae*, et *Maurollicus mulleri* (Verspoor *et al.*, 2007).

Alimentation en élevage

Généralités

- Le pourcentage en protéines animales est habituellement de 35-60 % pour les alevins, les juvéniles et les smolts et de 25-50 % pour les saumons en croissance et les stocks de géniteurs. Des produits de soya, de gluten et de céréales peuvent être utilisés comme source de protéines végétales (Webster et Lim, 2002).
- Pour la culture du saumon atlantique, saumon chinook et le saumon coho, une diète composée de 25 à 50 % de farine de poissons et de 14 à 30 % d'huile de poisson est utilisée au Canada permettant d'avoir un taux de conversion alimentaire de 1,2-1,4 (Tacon et Metian, 2008).
- L'alimentation pour le saumon atlantique est généralement composée de 40 à 60 % de farine de poisson et de 20 à 30 % d'huile de poisson provenant de poissons marins (Gillund et Myhr, 2010).
- Au Canada, le contenu moyen en protéines des moulées pour les salmonidés est de 45-46 % (Sarker *et al.*, 2013).
- L'astaxanthine est le principal caroténoïde chez le saumon atlantique sauvage et il est le plus communément utilisé dans la diète des saumons atlantiques d'élevage pour pigmenter la chair. Il donne une couleur plus rouge que la canthaxanthine. Il est aussi essentiel pour la croissance et la survie des alevins durant la première alimentation. La demande en pigmentation est satisfaite avec un total de 6-8 mg par kg de chair. L'astaxanthine est également un élément essentiel pour la croissance et la survie des alevins lors des premières alimentations (Webster et Lim, 2002).
- Les saumons atlantiques utilisent plus efficacement les protéines alimentaires des diètes hautement énergétiques pour la croissance que les diètes faibles en énergie (Webster et Lim, 2002).
- Le diamètre optimal de la moulée des saumons juvéniles est de 2,5 % de la longueur à la fourche. Lorsque les poissons sont nourris, la nourriture doit être éparpillée uniformément dans le bassin pour prévenir les saumons dominants de repousser les saumons non dominants où il n'y a pas de nourriture. La fréquence d'alimentation optimale des poissons dépend de la taille des poissons et de la température de l'eau. Pratique commune : nourrir les saumons juvéniles toutes les demi-heures et les saumons en cages marines toutes les demi-heures-deux heures durant le jour avec des distributeurs automatiques. Une croissance maximale peut tout de même être achevée avec seulement 3-4 repas par jour en été si suffisamment de temps est alloué à nourrir chaque cage. Il est important de donner à chaque fois suffisamment de nourriture pour empêcher la compétition entre les poissons (Webster et Lim, 2002). La suralimentation n'est pas nécessaire pour un taux de croissance maximum. Par contre, il est déconseillé de sous-alimenter les saumons surtout les juvéniles, car la faim peut induire des agressions résultant en érosion excessive des nageoires (Webster et Lim, 2002).
- Les coûts reliés à l'alimentation représentent 40 à 50 % des coûts opérationnels dans une ferme de saumons (Stickney, 2000).

Larves

- Temps jusqu'à la première alimentation (à partir de l'éclosion) : 290 degrés-jour (Le François *et al.*, 2010; Verspoor *et al.*, 2007). Le sac vitellin nourrit l'alevin pendant environ une période de 3-8 semaines (Verspoor *et al.*, 2007).
- Après l'absorption du sac vitellin, le saumon atlantique se nourrit directement avec une moulée sèche (52-58 % en protéines et 18-20 % en lipides) (OECD, 2017).

Juvéniles et adultes

- Avant la smoltification : diète de 46-48 % de protéines et 36-30 % de lipides (OECD, 2017).
- Adultes en grossissement : de 1 à 2,5 kg = 19 g de protéines/mJ et de 2,5 à 5 kg = 16-17 g de protéines/mJ (Einen et Roem, 1997).
- Une pratique commune est d'inclure entre 50-55 % de protéines brutes dans la diète des juvéniles et de réduire cette proportion à 40-45 % dans les diètes pour la croissance (Webster et Lim, 2002).

Moulée commerciale spécifique à l'espèce

- Il existe plusieurs types de nourritures optimisés pour les smolts de saumon atlantique (Dalsgaard *et al.*, 2013).
- Plusieurs diètes ont été développées pour le saumon atlantique que ce soit pour une croissance optimale ou pour favoriser le développement des gamètes chez le stock reproducteur (OECD, 2017; Skretting, 2020a).
- Moulée recommandée par Skretting (2020b) : *Premium*, 2,21 à 2,31 \$/kg, diète développée pour le saumon coho et atlantique.

R-D pour développement de moulée spécifique

- Autres sources de protéines de type végétales : gluten, gluten de maïs, protéines de soya, tourteau de soya (Stickney, 2000).
- Étude de Refstie *et al.* (2000) : comparaison de l'effet de deux diètes sur le saumon atlantique (1=seulement farine de poisson (protéine de sole), 2=32 % de farine de sole et 30 % de tourteau de soya). Le saumon a gagné 44 % plus de poids avec la diète composée seulement de farine de poisson comparativement avec la diète contenant du soya. Il y a une réduction de l'absorption du gras chez le saumon lorsqu'il est nourri de tourteau de soya, ce qui a un impact négatif sur sa croissance. La diète soya a réduit l'absorption et la rétention des nutriments chez le saumon atlantique.
- Le remplacement de 20 % de la farine de poisson par du tourteau de soya dégraissé dans la diète est toléré par le saumon atlantique, mais un remplacement de 40 % va nuire à sa croissance (Olli *et al.*, 1995; Refstie *et al.*, 1998).
- Le remplacement de 20 à 40 % de la farine de poisson par un seul tourteau de plante n'a normalement pas d'effets sur la croissance du poisson (Nengas *et al.*, 1996; Refstie *et al.*, 2000).
- Le remplacement complet de la farine de poisson par des protéines de plantes n'est pas un succès et la croissance des poissons est affectée négativement (Refstie *et al.*, 2000, 2001; De Francesco *et al.*, 2004; Sitja-Bobadilla *et al.*, 2005; Espe *et al.*, 2006).
- Plusieurs études ont démontré que le remplacement de 50 à 80 % de l'huile de poisson par des sources lipidiques de plantes ou d'animaux terrestres n'a pas d'effets négatifs sur la croissance, l'efficacité alimentaire, la prise alimentaire et le taux de survie (études citées dans Sarker *et al.*, 2013 : Turchini *et al.*, 2009; Farrell *et al.*, 2010; Crampton *et al.*, 2010; Bendiksen *et al.*, 2011).
- Les microalgues sont une alternative intéressante pour remplacer les protéines animales dans la diète des saumons. Certaines espèces sont riches en acides gras hautement polyinsaturés, particulièrement en DHA (Sarker *et al.*, 2013). Les déchets résultants des pêcheries marines pourraient être utilisés dans les diètes (Sarker *et al.*, 2013).
- Autres alternatives à la farine de poisson qui fonctionnent bien dans les diètes pour salmonidés : farine de sang, plume et os et sous-produit de volaille. Ils ont un contenu en

protéine de 45-65 % et sont peu coûteux. Ils ont été testés aux É.-U. et au Canada (Sarker *et al.*, 2013). La farine de krill et l'huile de calamar peuvent être aussi des options intéressantes (Sarker *et al.*, 2013).

- Études de Miller *et al.* (2007) : le remplacement complet de l'huile de poisson par des thraustochytrids est possible sans impact négatif sur la croissance et la santé des jeunes saumons atlantiques. Cela a même permis d'augmenter la concentration en DHA dans la chair des poissons.
- Le remplacement partiel ou complet des protéines et huiles de poisson par des protéines et huiles trouvées sur terre comme des concentrés de soya et canola, des huiles de lin et du gras de poulet sont déjà utilisés dans les diètes de salmonidés au Canada (Friesen *et al.*, 2008; Drakeford et Pascoe, 2008).

Tolérance aux variations d'oxygène

- Évite les zones où il y a moins de 35 % de saturation d'oxygène, cela serait sa limite (Stehfest *et al.*, 2017).
- Étude de Lund *et al.* (2017) :
 - o Début de saturation d'oxygène létale (*incipient lethal oxygen saturation*): entre 17,86 et 20,32 % pour le saumon atlantique (individus contrôles).
- Durant la phase d'engraissement en mer, le saumon peut expérimenter des épisodes d'hypoxie chronique et aiguë allant de 30 à 70 % de saturation d'oxygène (Burt *et al.*, 2012; Johansson *et al.*, 2006; Oppedal *et al.*, 2011).
- Le saumon atlantique au stade postsmolt montre une réduction de son appétit et de sa croissance quand il est exposé à une saturation d'oxygène de moins de 70 % à 16 °C (Remen *et al.*, 2012).
- Étude de Barnes *et al.* (2011) : perte d'équilibre à une concentration moyenne d'oxygène de 2,19 mg/l. La population de saumons atlantiques de la Tasmanie est capable de réguler son taux métabolique à 35-50 % de saturation d'oxygène tout dépendamment de la température. Ils suggèrent que ces poissons possèdent un degré élevé de tolérance à l'hypoxie et aux autres conditions environnementales qui peuvent occuper dans les systèmes de production commerciale.
- Étude de Stevens *et al.* (1998) : perte d'équilibre débute à 1,9 mg/l et à 1,6 mg/l 50 % des saumons ont perdu leur équilibre. Le saumon atlantique est capable de réguler son métabolisme à des concentrations d'oxygène de 4 mg/l.
- Les saumons atlantiques juvéniles montrent du stress affectant leur habilité à nager à 4,5 mg/l (OECD, 2017).
- Durant le frai : 8 mg/l (OECD, 2017).
- 5-6,5 mg/l est acceptable pour les saumons adultes s'ils ne sont pas en frai (OECD, 2017).
- Concentration optimale d'oxygène pour le saumon atlantique : 8,5-11 mg/l. Il survivra entre 6 et 8,5 mg/l, mais sa réponse métabolique sera plus faible et sa santé, compromise. Non recommandé en dessous de 6 mg/l et forte mortalité entre 1 et 3 mg/l (OECD, 2017).
- Concentration nécessaire pour la croissance de smolts : 10 mg/l (Dalsgaard *et al.*, 2013).

Susceptibilité aux maladies

- Élevée (Le François *et al.*, 2010).
- Maladie la plus sérieuse : nécrose dermique ulcéralive (NDU), normalement fatale au saumon (Scott et Crossman, 1974).
- Parasites du saumon atlantique : nématodes, cestodes, trématodes, acanthocéphales, copépodes parasites (ex. asticots de branchies), pou du poisson (*Argulus*) (Scott et Crossman, 1974).
- Le virus de la nécrose pancréatique infectieuse est très répandu chez les saumons sauvages et les saumons échappés des fermes (OECD, 2017).
- L'occurrence de maladie est beaucoup plus élevée en cages en mer qu'en bassins sur terre pour la croissance des saumons atlantiques (OECD, 2017).
- Maladies courantes : virus de la nécrose pancréatique infectieuse et virus de l'anémie infectieuse du saumon (Stickney, 2000).
- Un vaccin a été créé pour contrer *Aeromonas salmonicida* (furunculosis) et un nombre de *Vibrio* et servir de protection contre la nécrose pancréatique infectieuse (Stickney, 2000).
- Voir Noble *et al.* (2018) pour les maladies du saumon atlantique en élevage et leur traitement.

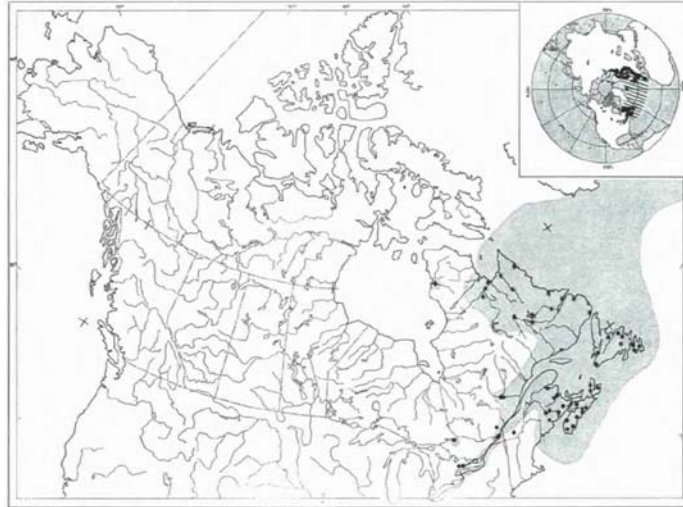
Statut des populations et aire de répartition

Statut des populations

- Selon le rapport du COSEPAC, la population du sud de Terre-Neuve est menacée, les populations de l'est et de l'ouest de la Côte-Nord du Québec, et celles de l'intérieur du Saint-Laurent et de la Gaspésie sud du golfe Saint-Laurent sont préoccupantes, les populations de l'île d'Anticosti, de l'est du Cap-Breton, des hautes terres du sud de la Nouvelle-Écosse et de l'intérieur et de l'extérieur de la baie de Fundy sont en voie de disparition (COSEWIC, 2010).
- Situation de l'espèce selon le Conseil canadien pour la conservation des espèces en péril : le saumon atlantique est considéré apparemment en sécurité au Canada, au Labrador et Terre-Neuve, vulnérable au Québec et dans l'océan Arctique oriental, en péril au Nouveau-Brunswick, à l'île-du-Prince-Édouard et dans l'océan Atlantique et gravement en péril en Nouvelle-Écosse (base de données du rapport sur les espèces sauvages de 2015, Conseil canadien pour la conservation des espèces en péril, 2016).

Aire de répartition

- Côtes atlantiques de l'Europe, mer de Barents, nord de la Norvège, sud de la Baltique au nord du Portugal, autour de l'Islande, sud du Groenland, côtes du Canada et de l'Amérique du Nord (FAO, 2020b; Verspoor *et al.*, 2007).
- Au Canada : répandu à Terre-Neuve et au Labrador, dans les provinces maritimes, l'est du Québec et la région de l'Ungava du Nouveau-Québec (Scott et Crossman, 1974; Verspoor *et al.*, 2007).



Répartition du saumon atlantique en Amérique du Nord (Scott et Crossman, 1974).

Situation des pêches commerciales et récréatives

- Nombre de captures mondiales en 2016 = 2177 tonnes (inclus commerciales et récréatives) (FAO, 2020b).
- Capturés à l'aide de chaluts ou de filets maillants (FAO, 2020b).
- Poisson de sport par excellence (Scott et Crossman, 1974).

Prix de débarquement

- Prix de débarquement moyen sur le marché international : 8,61 \$ CA/kg (6,05 \$ US/kg) (mis à jour en novembre 2019) (Tridge, 2019).

Approvisionnement

Généralité

- L'approvisionnement en juvéniles et/ou en géniteurs est facile dû à la présence d'une industrie salmonicole bien implantée au Canada et à la présence de populations naturelles sur nos territoires (Le François *et al.*, comm. pers.).

Achat d'œufs et de larves chez des pisciculteurs

- En 2009, Il y avait sept piscicultures produisant du saumon atlantique dont quatre vendant des œufs et six vendant des alevins de moins de 5 cm (Morin *et al.*, 2009).
- Des piscicultures produisent des œufs de saumons atlantiques à l'année pour la vente, mais il est difficile de les acheter et de les faire venir au Québec au niveau réglementaire (communication personnelle de Nathalie Moisan et Bernard-Antonin Dupont-Cyr).

Domestication

- Selon la Nova Scotia Salmon Association, il y a environ 30 compagnies au Canada opérant dans plus de 200 fermes de saumons sur les deux côtes du Canada. La plupart élèvent du saumon atlantique domestiqué. En 1999, 70 000 tonnes de saumons domestiqués ont été élevés au

Canada. Il y a dix fois plus de saumons domestiqués que de saumons sauvages (Nova Scotia Salmon Association, 2020).

Avenues de recherche

- Production intensive de smolt dans un système aquacole de recirculation (Le François *et al.*, 2010).
- Réduire la production générale perdue durant la phase en mer (Le François *et al.*, 2010).
- Adapter la qualité de la chair à la demande des consommateurs (Le François *et al.*, 2010).
- Améliorer les traits de productivité au travers de la sélection lors du choix des géniteurs (Le François *et al.*, 2010). Les différences développementales et génétiques entre les saumons atlantiques sauvages et d'élevage sont mentionnées par Gross (1998).
- Nouveaux éléments comme ingrédients pour la nourriture du saumon (Le François *et al.*, 2010).
 - o Les microalgues sont une alternative intéressante pour remplacer les protéines animales dans la diète des saumons. Certaines espèces sont riches en acides gras hautement polyinsaturés, particulièrement en DHA (Sarker *et al.*, 2013). Les déchets résultants des pêcheries marines pourraient être utilisés dans les diètes (Sarker *et al.*, 2013).
 - o Autres alternatives à la farine de poisson qui fonctionnent bien dans les diètes pour salmonidés : farine de sang, plume et os et sous-produit de volaille. Ils ont un contenu en protéine de 45-65 % et sont peu coûteux. Ils ont été testés aux É.-U. et au Canada (Sarker *et al.*, 2013). La farine de krill et l'huile de calamar peuvent être aussi des alternatives intéressantes (Sarker *et al.*, 2013).
 - o Études de Miller *et al.* (2007) : le remplacement complet de l'huile de poisson par des thraustochytrids est possible sans impact négatif sur la croissance et la santé des jeunes saumons atlantiques. Cela a même permis d'augmenter la concentration en DHA dans la chair des poissons.
- Développer une production écologique (Le François *et al.*, 2010).
- Déterminer les conditions d'élevage optimales pour les saumons atlantiques triploïdes afin que ceux-ci soient meilleurs à être utilisés en élevage et l'impact écologique des triploïdes en environnement naturel (Benfey, 2001). Ce dernier a déjà été étudié par Cotter *et al.* (2000).
- Réussir la culture de saumons atlantiques de 250 à 1 000 g et même de 3 à 5 kg sur terre en système de recirculation de l'eau. Permettra de diminuer la longueur du cycle de production en ayant un contrôle sur les paramètres de l'eau et d'éviter les infestations de poux de mer (Dalsgaard *et al.*, 2013).

Caractéristiques du produit

- Voir fiche technique de la ouananiche.

Production aquacole

Généralités

- Production aquacole globale en 2016 : 2 247 759 tonnes (FAO, 2020b).
- Les adultes sont élevés en cages en mer pendant la phase de grossissement et les smolts sont produits en bassins sur terre ou en cages en lac (Dalsgaard *et al.*, 2013). À la première alimentation, les larves pèsent moins de 0,5 g. Elles sont élevées jusqu'au stade de smolts,

donc, un poids de 50-80 g pour être transférées en mer. Les saumons atlantiques seront élevés jusqu'à 3 à 6 kg (Stickney, 2000).

- Le saumon atlantique passe de 12 à 18 mois en eau douce de l'œuf au stade de smolt (NAIA, 2020) et a une période de grossissement en cages en mer entre 16 et 24 mois pour atteindre un poids entre 4 à 6 kg (Gendron-Lemieux, 2013) ou entre 2 à 10 kg (NAIA, 2020).

Structures utilisées

- Des œufs et larves : *hatching silo, trough and basket system, trough and flow system, hexhatch* (Stead et Laird, 2002), plateaux plats (Gross, 1998).
- Des juvéniles : réservoir d'un diamètre de 1 à 4 m (Stead et Laird, 2002). Smolts : raceways, bassins et cages à haute densité, vaccinés (Gross, 1998).
- Des adultes : les cages prédominent, circulaires ou carrées. Bassins circulaires en terre avec drains doubles (un dans le fond, un en surface) (Gendron-Lemieux, 2013).

Cages ou enclos ouverts

- Cages ou enclos ouverts (très utilisés) pour le grossissement des saumoneaux jusqu'à la taille marchande (taille : 30 x 30 x 15 m en Colombie-Britannique et 70-150 m de circonférence avec une profondeur de 6-15 m dans l'est du Canada. Site : entre 6 et 16 cages en C.-B. et entre 7 et 33 cages dans les provinces de l'est) (Gendron-Lemieux, 2013).

Systèmes en circuit fermé

- En mer : cages à parois souples (comme une cage, mais le filet est remplacé par un sac imperméable souple et l'eau est pompé dans le sac), cages à parois rigides (AgriMarine System). Ces systèmes ont eu des problèmes de stabilité de structures dus aux vagues et de gestion de déchets. Sur la terre : à circulation d'eau continue (eau pompée dans le bassin et rejetée avec ou sans traitement dans un milieu propice), système d'aquaculture en recirculation (traitement de l'eau, décantation par gravité ou par force centrifuge et filtration par microtamis ou matériaux granulaires/poreux, biofiltration), coûts initiaux plus dispendieux qu'en cages en système ouvert, peut être près des villes, permet d'optimiser la température de croissance et la photopériode, culture de densité plus élevée de poisson) (Gendron-Lemieux, 2013).

Systèmes de recirculation de l'eau

- Deviennent de plus en plus utilisés pour l'élevage des alevins jusqu'au stade de smolts (Stickney, 2000).

Recherche

- Une étude a été menée afin de voir l'effet de submerger (de 10-24 m) les cages à saumon sur le comportement, la croissance et la condition des saumons atlantiques (environ 3,5 kg). Submerger les cages permet de les protéger des grandes tempêtes, de la glace et des blooms d'algues et de méduses. Il est possible de le faire pendant 42 jours, basé sur le taux de survie des saumons. Ils ont une flottabilité négative, mais ils compensent par une nage plus rapide. Conséquences négatives à long terme : se nourrit plus lentement, diminution de l'absorption de la nourriture, diminution du taux de croissance (53 % moins que contrôle) et augmentation du taux de conversion alimentaire (10 % de plus que le contrôle) (Korsøen *et al.*, 2009).
- Étude de comparaison de coûts et d'empreinte de carbone entre un élevage de saumon en cages ouvertes en mer et un élevage en bassins sur la terre avec un système de recirculation

de l'eau. Conclusion : les cages restent les plus profitables, l'empreinte de carbone est plus importante chez le système de recirculation de l'eau si une énergie fossile est utilisée. Elle se rapproche de celle de l'élevage en cages si une énergie hydroélectrique est utilisée.

Marché

- Vendu frais, séché/salé, fumé et congelé (FAO, 2020b), en filet (Liu *et al.*, 2016).
- Le saumon atlantique a un prix plus élevé sur le marché que les autres espèces de saumon élevées au Canada (Sarker *et al.*, 2013).

Autres informations

Qualité de l'eau

- La vitesse de nage idéale pour le saumon atlantique est d'environ 1-1,5 la taille du poisson par seconde. Il a été démontré que cette vitesse améliore le taux de croissance, la résistance aux maladies et est associée avec la modulation de plusieurs gènes importants pour la robustesse (Gorle *et al.*, 2018). Voir Davison (1997), Castro *et al.* (2011) et Towers *et al.* (2013) pour plus d'informations.

Taux de rétention des protéines

- Jusqu'à 45 % (Regulatory impacts, alternatives and strategies, 2016).

Frai en milieu naturel

- Les adultes remontent dans les rivières entre avril et août et se reproduisent entre octobre et décembre à l'âge de 5 à 6 ans (FAO, 2020b). Le frai se produit dans les eaux canadiennes en octobre et novembre (Scott et Crossman, 1974). La reproduction a lieu entre le début de l'automne et le début du printemps généralement, mais la plupart des populations se reproduisent entre octobre et décembre (Verspoor *et al.*, 2007). Les jeunes restent en eau douce 2-3 ans avant de migrer en eau salée. Ils vont croître une ou plusieurs années en mer avant de retourner en eau douce pour se reproduire (Scott et Crossman, 1974; Verspoor *et al.*, 2007). La femelle construit un ou plusieurs nids de gravier en amont ou en aval d'une fosse. Le mâle et la femelle déposent leurs gamètes dans le nid et le recouvrent de gravier. La femelle peut creuser plusieurs nids (Scott et Crossman, 1974; Verspoor *et al.*, 2007). Le saumon survit au frai et peut frayer plus d'une fois (Scott et Crossman, 1974).
- Incubation en milieu naturel : environ 110 jours à 3,9 °C, éclosion au mois d'avril, jeunes demeurent enfouis dans le gravier et survivent grâce à leur sac vitellus, émergent au mois de mai ou juin (Scott et Crossman, 1974).
- Développement en milieu naturel : ils restent dans l'eau à courant rapide jusqu'à une taille de 65 mm. La croissance des juvéniles est lente en rivière. Les tacons descendent à la mer à une taille de 127-152 mm à l'âge d'environ 2 ou 3 ans dans les provinces maritimes. Ils rejoignent la mer à une taille d'au moins 180 mm et un âge de 4-8 ans dans l'Ungava (Scott et Crossman, 1974). Selon leur taux de croissance, la disponibilité de la nourriture et la température, le saumon va passer entre 1-6 ans en eau douce avant de se rendre en eau salée (Verspoor *et al.*, 2007).

Facteurs héréditaires pour la sélection

- Adaptabilité au confinement, la proportion de smolt d'un an, le taux de croissance et le taux de conversion alimentaire (Stickney, 2000).
- Des programmes d'amélioration de la génétique des espèces de saumons en aquaculture ont déjà eu lieu (Gjøen et Bentsen, 1997).
 - o Entre 10 à 15 % d'augmentation de la croissance par génération (OECD, 2017).

Émission de gaz à effet de serre

- En moyenne, selon différentes études réalisées, la production de 1 kg de saumon atlantique nécessite 31,7 MJ d'énergie, crée une émission de gaz à effet de serre de 2,2 kg de CO₂ équivalent, a un potentiel d'eutrophisation de 47,4 g PO₄ au Canada (Regulatory impacts, alternatives and strategies, 2016).

Saumon atlantique est un poisson anadrome

- Jeunes restent en eaux douces durant 2-3 ans et migrent en eaux salées pour 1 ou plusieurs années avant de retourner se reproduire en eaux douces (FAO, 2020b). Il y a aussi des populations non anadromes qui restent en eau douce et des populations anadromes incomplètes où les smolts vont rester dans les estuaires au lieu d'aller en pleine mer (Verspoor *et al.*, 2007).

Impact de la fuite de saumons d'élevage dans le milieu naturel

- Les impacts de la fuite de saumons durant la phase en mer ont été étudiés par Fleming *et al.* (1996) : Les saumons atlantiques femelles d'élevage montrent moins de comportements reproducteurs, construisent moins de nids, gardent plus d'œufs non fertilisés, sont moins bonnes pour couvrir les nids, provoquent plus de destructions de nids et ont un succès d'éclosion moindre que les femelles sauvages. Les mâles et les femelles d'élevage ont un succès de fertilisation très inférieur à celui des sauvages lors de la reproduction en milieu naturel.

Références

- Aas, G. H., Refstie, T. & Gjerde, B. 1991. *Evaluation of milt quality of Atlantic salmon*. Aquaculture, 95: 125–132.
- Anttila, K., Dhillon, R. S., Boulding, E. G., Farrell, A. P., Glebe, B. D., Elliott, J. A. K., Wolters, W. R. & Schulte, P. M. 2013. *Variation in temperature tolerance among families of Atlantic salmon (Salmo salar) is associated with hypoxia tolerance, ventricle size and myoglobin level*. Journal of experimental biology, 216(7): 1183-1190.
- Barnes, R. K., King, H. & Carter, C. G. 2011. *Hypoxia tolerance and oxygen regulation in Atlantic salmon, Salmo salar from a Tasmanian population*. Aquaculture, 318(3-4): 397-401.
- Benchmark Genetics Limited, 2019. *Atlantic salmon hatchery manual: egg to first feeding*. GEN-EN-10031, 16 p.
- Bendiksen, E. Å., Johnsen, C. A., Olsen, H. J. & Jobling, M. 2011. *Sustainable aquafeeds: progress towards reduced reliance upon marine ingredients in diets for farmed Atlantic salmon (Salmo salar L.)*. Aquaculture, 314(1-4): 132-139.
- Benfey, T. J. 2001. *Use of sterile triploid Atlantic salmon (Salmo salar L.) for aquaculture in New Brunswick, Canada*. ICES Journal of Marine Science, 58(2): 525-529.

- Burt, K., Hamoutene, D., Mabrouk, G., Lang, C., Puestow, T., Drover, D., Losier, R. & Page, F. 2012. *Environmental conditions and occurrence of hypoxia within production cages of Atlantic salmon on the south coast of Newfoundland*. Aquaculture Research, 43(4): 607-620.
- Castro, V., Grisdale-Helland, B., Helland, S. J., Kristensen, T., Jørgensen, S. M., Helgerud, J., Claireaux, G., Farrell, A. P., Krasnov, A. & Takle, H. 2011. *Aerobic training stimulates growth and promotes disease resistance in Atlantic salmon (Salmo salar)*. Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology, 160(2): 278-290.
- Conseil canadien pour la conservation des espèces en péril. 2016. *Espèces sauvages 2015: la situation générale des espèces au Canada*. Groupe de travail national sur la situation générale: 128 pp. (Base de données. [En ligne]: <https://www.wildspecies.ca/fr/rapports> (page consulté le 5 avril 2020)).
- COSEWIC. 2010. *COSEWIC assessment and status report on the Atlantic Salmon Salmo salar* (Nunavik population, Labrador population, Northeast Newfoundland population, South Newfoundland population, Southwest Newfoundland population, Northwest Newfoundland population, Quebec Eastern North Shore population, Quebec Western North Shore population, Anticosti Island population, Inner St. Lawrence population, Lake Ontario population, Gaspé-Southern Gulf of St. Lawrence population, Eastern Cape Breton population, Nova Scotia Southern Upland population, Inner Bay of Fundy population, Outer Bay of Fundy population) in Canada. Committee on the Status of Endangered Wildlife in Canada. Ottawa. xlvii + 136 pp.
- Cotter, D., O'Donovan, V., O'Maoiléidigh, N., Rogan, G., Roche, N. & Wilkins, N. P. 2000. *An evaluation of the use of triploid Atlantic salmon (Salmo salar L.) in minimising the impact of escaped farmed salmon on wild populations*. Aquaculture, 186(1-2): 61-75.
- Crampton, V. O., Nanton, D. A., Ruohonen, K., Skjervold, P. O. & El-Mowafi, A. 2010. *Demonstration of salmon farming as a net producer of fish protein and oil*. Aquaculture Nutrition, 16(4): 437-446.
- Dalsgaard, J., Lund, I., Thorarinsdottir, R., Drengstig, A., Arvonen, K. & Pedersen, P. B. 2013. *Farming different species in RAS in Nordic countries: Current status and future perspectives*. Aquacultural engineering, 53: 2-13.
- Davison, W. 1997. *The effects of exercise training on teleost fish, a review of recent literature*. Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Physiology, 117(1): 67-75.
- De Francesco, M., Parisi, G., Médale, F., Lupi, P., Kaushik, S. J. & Poli, B. M. 2004. *Effect of long-term feeding with a plant protein mixture based diet on growth and body/fillet quality traits of large rainbow trout (Oncorhynchus mykiss)*. Aquaculture, 236(1-4): 413-429.
- Drakeford, B. & Pascoe, S. 2008. *Substitutability of fishmeal and fish oil in diets for salmon and trout: A meta-analysis*. Aquaculture Economics & Management, 12(3): 155-175.
- Einen, O. & Roem, A.J. 1997. *Dietary protein/energy ratios for Atlantic salmon in relation to fish size: growth, feed utilization and slaughter quality*. Aquaculture Nutrition, 3: 115-126.
- Elliott, J. & Elliott, J. A. 2010. *Temperature requirements of Atlantic salmon Salmo salar, brown trout Salmo trutta and Arctic charr Salvelinus alpinus: predicting the effects of climate change*. Journal of fish biology, 77(8): 1793-1817.
- Espe, M., Lemme, A., Petri, A. & El-Mowafi, A. 2006. *Can Atlantic salmon (Salmo salar) grow on diets devoid of fish meal?* Aquaculture, 255(1-4): 255-262.
- Estay, F., Vergara, C. & Diaz, N. F. 1999. *Reproductive performance of cultured Atlantic salmon Salmo salar L. 1758 in Chile*. Aquaculture Research, 30: 759-764.
- FAO, 2020a. *Salmo salar* (Linnaeus, 1758). [En ligne]: http://www.fao.org/tempref/FI/DOCUMENT/aquaculture/CulturedSpecies/file/en/en_atlanticsalmon.htm (page consultée le 9 septembre 2019).
- FAO, 2020b. *Salmo salar*. [En ligne]: <http://www.fao.org/fishery/species/2929/en> (page consultée le 26 septembre 2019).

- Farrell, A. P., Friesen, E. N., Higgs, D. A. & Ikonomou, M. G. 2010. *Toward improved public confidence in farmed fish quality: a Canadian perspective on the consequences of diet selection*. Journal of the World Aquaculture Society, 41(2): 207-224.
- Fleming, I. A., Jonsson, B., Gross, M. R. & Lamberg, A. 1996. *An experimental study of the reproductive behaviour and success of farmed and wild Atlantic salmon (Salmo salar)*. Journal of Applied Ecology, 33(4): 893-905.
- Fletcher, R. 2018. Salmon mortality figures published. [En ligne]: <https://thefishsite.com/articles/salmon-mortality-figures-published> (page consultée le 8 avril 2020).
- Friars, G.W. & Benfey, T.J. 1991. *Triploidy and sex-reversal in relation to selection in the Salmon Genetics Research Program*. Canadian Technical Report of Fisheries and Aquatic Sciences, 1789: 81-87.
- Friesen, E. N., Ikonomou, M. G., Higgs, D. A., Ang, K. P. & Dubetz, C. 2008. *Use of terrestrial based lipids in aquaculture feeds and the effects on flesh organohalogen and fatty acid concentrations in farmed Atlantic salmon*. Environmental science & technology, 42(10): 3519-3523.
- Gendron-Lemieux, I. 2013. *Élevage du saumon de l'Atlantique en circuit recirculé: évaluation des options de gestion des boues et des effluents*. Mémoire de maîtrise. Université de Sherbrooke, Sherbrooke, 104 p.
- Gillund, F. & Myhr, A. I. 2010. *Perspectives on salmon feed: a deliberative assessment of several alternative feed resources*. Journal of agricultural and environmental ethics, 23(6): 527-550.
- Gjøen, H. M. & Bentsen, H. B. 1997. *Past, present, and future of genetic improvement in salmon aquaculture*. ICES Journal of Marine Science, 54(6): 1009-1014.
- Good, C. & Davidson, J. 2016. *A review of factors influencing maturation of Atlantic Salmon, Salmo salar, with focus on water recirculation aquaculture system environments*. Journal of the World Aquaculture Society, 47(5): 605-632.
- Gorle, J. M. R., Terjesen, B. F., Mota, V. C. & Summerfelt, S. 2018. *Water velocity in commercial RAS culture tanks for Atlantic salmon smolt production*. Aquacultural Engineering, 81: 89-100.
- Gross, M. R. 1998. *One species with two biologies: Atlantic salmon (Salmo salar) in the wild and in aquaculture*. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences, 55(S1): 131-144.
- International Salmon Farmers Association (ISFA), 2016. *The evolution of land based Atlantic salmon farms*. 32 p.
- Iversen, M., Myhr, A. I. & Wargelius, A. 2016. *Approaches for delaying sexual maturation in salmon and their possible ecological and ethical implications*. Journal of applied aquaculture, 28(4): 330-369.
- Johansson, D., Ruohonen, K., Kiessling, A., Oppedal, F., Stiansen, J. E., Kelly, M. & Juell, J. E. 2006. *Effect of environmental factors on swimming depth preferences of Atlantic salmon (Salmo salar L.) and temporal and spatial variations in oxygen levels in sea cages at a fjord site*. Aquaculture, 254(1-4): 594-605.
- King, H. R. & Pankhurst, N. W. 2004. *Effect of short-term temperature reduction on ovulation and LHRHa responsiveness in female Atlantic salmon (Salmo salar) maintained at elevated water temperatures*. Aquaculture, 238: 421-436.
- Korsøen, Ø. J., Dempster, T., Fjelldal, P. G., Oppedal, F. & Kristiansen, T. S. 2009. *Long-term culture of Atlantic salmon (Salmo salar L.) in submerged cages during winter affects behaviour, growth and condition*. Aquaculture, 296(3-4): 373-381.
- Le François, N., Jobling, M., Carter, C. & Blier, P.U. 2010. *Finfish Aquaculture Diversification*, CAB international, United Kingdom, 681 p.
- Liu, Y., Rosten, T. W., Henriksen, K., Hognes, E. S., Summerfelt, S. & Vinci, B. 2016. *Comparative economic performance and carbon footprint of two farming models for producing Atlantic salmon (Salmo salar): Land-based closed containment system in freshwater and open net pen in seawater*. Aquacultural Engineering, 71: 1-12.

- Lund, M., Dahle, M. K., Timmerhaus, G., Alarcon, M., Powell, M., Aspehaug, V., Rimstad, E. & Jørgensen, S. M. 2017. *Hypoxia tolerance and responses to hypoxic stress during heart and skeletal muscle inflammation in Atlantic salmon (Salmo salar)*. PloS one, 12(7): e0181109.
- Maclean, A. & Metcalfe, N. B. 2001. *Social status, access to food, and compensatory growth in juvenile Atlantic salmon*. Journal of Fish Biology, 58(5): 1331-1346.
- McGeachy, S. A., Benfey, T. J. & Friars, G. W. 1995. *Freshwater performance of triploid Atlantic salmon (Salmo salar) in New Brunswick aquaculture*. Aquaculture, 137(1-4): 333-341.
- Miller, M. R., Nichols, P. D. & Carter, C. G. 2007. *Replacement of fish oil with thraustochytrid Schizochytrium sp. L oil in Atlantic salmon parr (Salmo salar L) diets*. Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology, 148(2): 382-392.
- Morin, R. 2012. *Qualité de l'eau requise pour l'élevage des salmonidés*. Document d'information DADD-14, ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation. 25 p.
<http://www.mapaq.gouv.qc.ca/Fr/Peche>
- Morin, R., Lamy, F. & Savard, M. 2009. *Liste des établissements piscicoles et de leurs produits*. Document d'information, Les publications de la Direction de l'innovation et des technologies, Direction de l'aquaculture et du développement durable, ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation, 12 p. <http://www.mapaq.gouv.qc.ca/Fr/Peche>
- Mortensen, A. & Damsgård, B. 1993. *Compensatory growth and weight segregation following light and temperature manipulation of juvenile Atlantic salmon (Salmo salar L.) and Arctic charr (Salvelinus alpinus L.)*. Aquaculture, 114(3-4): 261-272.
- Nengas, I., Alexis, M. N. & Davies, S. J. 1996. *Partial substitution of fishmeal with soybean meal products and derivatives in diets for the gilthead sea bream Sparus aurata (L.)*. Aquaculture Research, 27(3): 147-156.
- Newfoundland Aquaculture Industry Association (NAIA), 2020. *Atlantic salmon*. [En ligne]: <https://naia.ca/index.php/our-seafood/species/atlantic-salmon> (page consultée le 30 octobre 2019).
- Nicieza, A. G. & Metcalfe, N. B. 1997. *Growth compensation in juvenile Atlantic salmon: responses to depressed temperature and food availability*. Ecology, 78(8): 2385-2400.
- Noble, C., Gismervik, K., Iversen, M. H., Kolarevic, J., Nilsson, J., Stien, L. H. & Turnbull, J. F. 2018. *Welfare Indicators for farmed Atlantic salmon: tools for assessing fish welfare*. Nofima, 351 p.
- Nova Scotia Salmon Association (NSSA), 2020. *Aquaculture*. [En ligne]: <https://www.nssalmon.ca/issues/aquaculture> (page consultée le 22 mars 2020).
- OECD, 2017. *Atlantic salmon (Salmo salar)*, in Safety Assessment of Transgenic Organisms in the Environment, Volume 7: OECD Consensus Documents, OECD Publishing, Paris, DOI: <https://doi.org/10.1787/9789264279728-7-en>.
- O'Flynn, F. M., McGeachy, S. A., Friars, G. W., Benfey, T. J. & Bailey, J. K. 1997. *Comparisons of cultured triploid and diploid Atlantic salmon (Salmo salar L.)*. ICES Journal of Marine Science, 54(6): 1160-1165.
- Olli, J. J., Krogdahl, Å. & Våbenø, A. 1995. *Dehulled solvent-extracted soybean meal as a protein source in diets for Atlantic salmon, Salmo salar L*. Aquaculture Research, 26(3): 167-174.
- Oppedal, F., Dempster, T. & Stien, L. H. 2011. *Environmental drivers of Atlantic salmon behaviour in sea-cages: a review*. Aquaculture, 311(1-4): 1-18.
- Pennell, W. & Barton, B.A. 1996. *Principles of salmonid culture*. Elsevier Science, Amsterdam, The Netherlands, 1039 p.
- Pepper, V. A., Nicholls, T. & Collier, C. 2004. *Reproductive technologies applied to Newfoundland salmonid aquaculture to enhance commercial production*. Canadian Technical Report of Fisheries and Aquatic Sciences, 2541: v + 50.
- Piper, R. G., McElwain, I. B., Orme, L. E., McCraren, J. P., Fowler, L. G. & Leonard, J. R. 1982. *Fish hatchery management*. Fish and Wildlife Service, Department of the Interior, Washington, USA, 517 p.

- Plew, D. R., Klebert, P., Rosten, T. W., Aspaas, S. & Birkevold, J. 2015. *Changes to flow and turbulence caused by different concentrations of fish in a circular tank*. Journal of Hydraulic Research, 53(3): 364-383.
- Refstie, S., Korsøen, Ø. J., Storebakken, T., Baeverfjord, G., Lein, I. & Roem, A. J. 2000. *Differing nutritional responses to dietary soybean meal in rainbow trout (Oncorhynchus mykiss) and Atlantic salmon (Salmo salar)*. Aquaculture, 190(1-2): 49-63.
- Refstie, S., Storebakken, T., Baeverfjord, G. & Roem, A. J. 2001. *Long-term protein and lipid growth of Atlantic salmon (Salmo salar) fed diets with partial replacement of fish meal by soy protein products at medium or high lipid level*. Aquaculture, 193(1-2): 91-106.
- Refstie, S., Storebakken, T. & Roem, A. J. 1998. *Feed consumption and conversion in Atlantic salmon (Salmo salar) fed diets with fish meal, extracted soybean meal or soybean meal with reduced content of oligosaccharides, trypsin inhibitors, lectins and soya antigens*. Aquaculture, 162(3-4): 301-312.
- Regulatory impacts, alternatives and strategies (RIAS Inc.), 2016. *Comparing the environmental footprint of B.C.'s farm-raised salmon to other food protein sources*. BC Salmon Farmers Association, Ottawa, Canada, 23 p.
- Reimers, E., Kjørrefjord, A. G. & Stavøstrand, S. M. 1993. *Compensatory growth and reduced maturation in second sea winter farmed Atlantic salmon following starvation in February and March*. Journal of Fish Biology, 43(5): 805-810.
- Remen, M., Oppedal, F., Torgersen, T., Imsland, A. K. & Olsen, R. E. 2012. *Effects of cyclic environmental hypoxia on physiology and feed intake of post-smolt Atlantic salmon: initial responses and acclimation*. Aquaculture, 326: 148-155.
- Sarker, P. K., Bureau, D. P., Hua, K., Drew, M. D., Forster, I., Were, K., Hicks, B. & Vandenberg, G. W. 2013. *Sustainability issues related to feeding salmonids: a Canadian perspective*. Reviews in Aquaculture, 5(4): 199-219.
- Scott, W. B., & Crossman, E. J. 1974. *Poissons d'eau douce du Canada*. Centre d'édition du gouvernement du Canada par le Ministère des Approvisionnements et Services Canada, Ottawa, Canada, 1026 p.
- Sitjà-Bobadilla, A., Peña-Llopis, S., Gómez-Requeni, P., Médale, F., Kaushik, S. & Pérez-Sánchez, J. 2005. *Effect of fish meal replacement by plant protein sources on non-specific defence mechanisms and oxidative stress in gilthead sea bream (Sparus aurata)*. Aquaculture, 249(1-4): 387-400.
- Skretting, 2020a. *Atlantic salmon (Salmo salar)*. [En ligne]: <https://www.skretting.com/en-CA/products/atlantic-salmon/> (page consultée le 5 avril 2020).
- Skretting, 2020b. *Premium*. [En ligne]: <https://www.skretting.com/en-CA/products/premium/757013> (page consultée le 5 avril 2020).
- Stead, S. M. & Laird, L. 2002. *The Handbook of Salmon Farming*. Springer-Verlag London in association with Praxis Publishing, Chichester, United Kingdom, 502 p.
- Stehfest, K. M., Carter, C. G., McAllister, J. D., Ross, J. D. & Semmens, J. M. 2017. *Response of Atlantic salmon Salmo salar to temperature and dissolved oxygen extremes established using animal-borne environmental sensors*. Scientific reports, 7(1): 1-10.
- Stevens, E. D., Sutterlin, A. & Cook, T. 1998. *Respiratory metabolism and swimming performance in growth hormone transgenic Atlantic salmon*. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences, 55(9): 2028-2035.
- Stickney, R.R., 2000. *Encyclopedia of aquaculture*, John Wiley & Sons Inc, New York, USA, 1063 p.
- Tacon, A. G. & Metian, M. 2008. *Global overview on the use of fish meal and fish oil in industrially compounded aquafeeds: Trends and future prospects*. Aquaculture, 285(1-4): 146-158.
- Taranger, G. L. & Hansen, T. 1993. *Ovulation and egg survival following exposure of Atlantic salmon, Salmo salar L., broodstock to different water temperatures*. Aquaculture and Fisheries Management, 24: 151-156.

- Taranger, G. L., Vikingstad, E., Klenke, U., Mayer, I., Stefansson, S. O., Norberg, B., Hansen, T., Zohar, Y. & Andersson, E. 2003. *Effects of photoperiod, temperature and GnRH α treatment on the reproductive physiology of Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) broodstock*. Fish Physiology and Biochemistry, 28: 403–406.
- Torrissen, O., Olsen, R. E., Toresen, R., Hemre, G. I., Tacon, A. G. J., Asche, F., Hardy, R. W. & Lall, S. 2011. *Atlantic salmon (*Salmo salar*): the “super-chicken” of the sea?* Reviews in Fisheries Science, 19(3): 257–278.
- Towers, L. 2013. *Effects of salinity and exercise on Atlantic salmon postsmolts reared in RAS*. [En ligne]: <https://thefishsite.com/articles/effects-of-salinity-and-exercise-on-atlantic-salmon-postsmolts-reared-in-ras> (page consultée le 9 mars 2020).
- Tridge, 2019. *Salmon*. [En ligne]: <https://www.tridge.com/intelligences/atlantic-salmon/price> (page consultée le 4 mars 2020).
- Turchini, G. M., Torstensen, B. E. & Ng, W. K. 2009. *Fish oil replacement in finfish nutrition*. Reviews in Aquaculture, 1(1): 10-57.
- Verspoor, E., Stradmeyer, L. & Nielsen, J. 2007. *The atlantic salmon: genetics, conservation and management*. Blackwell Publishing Ltd, Oxford, UK, 500 p.
- Webster, C. D. & Lim, C. 2002. *Nutrient requirements and feeding of finfish for aquaculture*. Cabi Publishing, Wallingford, UK, 418 p.

Touladi - *Salvelinus namaycush* - Lake trout or Lake charr

Temps de grossissement, taux de croissance et taille commerciale

Population sauvage

- C'est une espèce qui vit longtemps et grandit lentement. Elle a aussi une maturation hâtive en nature (Page et Burr, 1997).
- Le touladi est le plus grand des ombles (sous-groupe des salmonidés) (Keeler, 2014).
 - o Taille maximale enregistrée de 127 cm, et poids entre 15-40 lb (Keeler, 2014)
 - o 96,8 cm et 24,5 lb à l'âge de 23 ans (Rahrer, 1965).
 - o 20,5 cm à 3 ans/61,8 cm à 23 ans dans le lac Mistassini au Québec (Scott et Crossman, 1974).
- La croissance des deux phénotypes de touladi (Siscowet et Lean) a été étudiée chez des individus sauvages. Le phénotype Lean croît plus rapidement que le Siscowet (Miller et Schram, 2000).
- En 1965, la taille minimale légale pour la pêche est de 1,5 lb (680g), atteinte à 8 ans. 98 % des poissons de ce gabarit sont sexuellement matures (Rahrer, 1965).
- En 2004, la taille minimale pour la pêche sportive est entre 15-20 pouces (38,1-50,8 cm) dépendamment des réservoirs sélectionnés dans l'état du New Jersey, ce qui permet au touladi de moins de 1,5 an d'être préservé (Hamilton et Barno, 2005).
- Au Québec en 2020 : les touladis de 45 cm (17,7 pouces) et plus peuvent être pêchés dans plusieurs zones piscicoles (9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 17, 18, 20, 21, 25, 26, 27 et 28) avec un maximum de deux prises. Selon Rahrer (1965), les poissons de cette taille en nature ont entre 7-8 ans.

Population domestiquée

- Il n'y a pas beaucoup d'information sur le taux de croissance de cette espèce en milieu contrôlé (Gunther *et al.*, 2007).

Croissance compensatoire

- Pas d'études sur la croissance compensatoire.

Température optimale de croissance et de frai

Population sauvage

- Fenêtre optimale
 - o Métabolisme aérobie au maximum à 15 °C (*active metabolic rate*) (Evans, 2007).
 - o Pour son habitat en nature : 8-15 °C (Hamilton et Barno, 2005).
 - o Pour la croissance : 8-12 °C (Christie et Regier, 1988 dans Kelly, 2014).
 - o Pour le frai : 8-13 °C (septembre à novembre en nature, quand les jours deviennent plus courts) (Mui *et al.*, 2012) ou 12-13 °C (Hamilton et Barno, 2005).
- Grossissement : température de 14,9 °C permet un plus grand gain de poids et de prise alimentaire que des températures plus froides de 6,4 °C et 10,6 °C (Gunther *et al.*, 2007) / 7,9 ± 0,8°C pour des juvéniles en circuit ouvert (15 L min⁻¹) (Gunther *et al.*, 2005).
- Température létale pour 50 % de la population : 25,5-29 °C (McDermid *et al.*, 2013).

Taux de conversion alimentaire

Population sauvage

- Le FCR est meilleur à 10,6 °C (1,03) qu'à 14,9 °C (0,91) et à 6,4°C (0,74) (Gunther *et al.*, 2007).

Densité d'élevage

Population sauvage

- Pour des alevins de 3,3 g, la densité d'élevage est de 0,6 g/L (6 kg/m³) pendant 31 jours à 10 °C dans un contexte de recherche, en bassin (Sadler *et al.*, 1986).
- Pour les adultes, l'information semble inconnue.

Rendement en chair

Absence de données.

Taux de survie des larves, juvéniles et adultes

Population sauvage

- Moyenne de 1 351 œufs/femelle ou 516 œufs/lb ce qui équivaut à 1 137 œufs/kg de femelle (Rahrer, 1965).
- 1 500 œufs/kg de femelle (Eschmeyer, 1955)
- 53 à 88 % de survie à l'éclosion, la moyenne de survie à l'éclosion obtenue entre 1981-1995 étant de 69 % pour des œufs installés sur des substrats artificiels sur la Devils Island Shoal au Wisconsin (Bronte *et al.*, 2002), de 49,7 à 66,2 % de survie à l'éclosion sur des substrats artificiels à Seven Mile et Harding Lakes en Alaska (Viavantt, 1998), de 70 à 90 % de survie à l'éclosion sur des substrats artificiels (Swanson, 1980).
- 80 ± 1 % de survie à l'éclosion et 67 ± 2 % de survie jusqu'à l'atteinte de la première alimentation pour des œufs triploïdes (Kozfkay *et al.*, 2005).

Population domestiquée

- Troisième génération de population domestiquée : la qualité du sperme (motilité, vitesse, linéarité, longévité et densité) a été étudiée en milieu d'élevage contrôlé (*hatchery production*) en Ontario et la saisonnalité explique 7-27 % de la variation sur la qualité du sperme (Johnson *et al.*, 2013)

Facteurs influençant la taille et la survie des œufs/larves

- Les plus grosses femelles produisent des œufs en plus grand nombre et plus gros qui contiennent plus de lipides (yolk) et donc, produisent des larves plus grosses (Lenker, 2015).
- Après quelques mois de vie, la grosseur des larves s'homogénéise et la croissance devient similaire pour tous les poissons, peu importe la taille des œufs au départ (Blanc, 2002).
- Finalement la taille des œufs n'aurait pas d'effet sur le taux de survie des larves à l'éclosion dans les systèmes d'élevage ou les laboratoires, là où les ressources en nourriture ne sont pas limitantes (Blanc, 2002).

Taille des larves à l'éclosion

- 0,22 g à l'éclosion (Gunther *et al.*, 2005).
- 2,54 g au 112^e jour après éclosion (coefficient de croissance thermique de 0,086) (Gunther *et al.*, 2005).
- Passe de 2 à 14,7 g en 112 jours (élevé à 14 °C, coefficient de croissance thermique de 0,065) (Gunther *et al.*, 2007).

Caractéristique de l'élevage larvaire

- Les larves naissent avec un sac vitellin et en dépendent pour les deux premières semaines (Hamilton et Barno, 2005).
- Déjà deux semaines après l'éclosion, les larves sont très actives (*swip-up period*). Elles peuvent commencer à se nourrir à partir de moulée artificielle pour salmonidés (Hamilton et Barno, 2005).
- Les larves de touladi commencent à se nourrir par elles-mêmes entre le 216^e et le 360^e degré-jour (Gunther *et al.*, 2005).
- Grandissent de 0,75 pouce par mois (Hamilton et Barno, 2005).

Âge à maturité sexuelle

Population sauvage

- Longueur à la première maturité sexuelle : 42-50 cm (FAO, Fishbase).
- L'âge à maturité sexuelle est ordinairement 6 ou 7 ans, mais non avant 13 ans dans le grand lac de l'Ours (Canada) (Scott et Crossman, 1974).
- Maturité sexuelle des mâles : vers 12,7 pouces (32,2 cm) et entre 5 et 6 ans (Rahrer, 1965; Kerr, 2001)
- Maturité sexuelle des femelles : vers 14,7 pouces (37,3 cm) soit entre 6 et 7 ans (Rahrer, 1965; Kerr, 2001) ou entre 6 et 8 ans (Hamilton et Barno, 2005).
- Taille minimale légale est de 1,5 lb (680 g), atteinte à 8 ans. 98 % des poissons de ce gabarit sont sexuellement matures (Rahrer, 1965).

Contrôle de la reproduction (gamétogénèse, fertilisation, frai)

- Le frai se fait surtout la nuit, avec un pic d'activité entre le coucher du soleil et 21-22 h. (FAO, Fishbase).
- Dans les programmes de réensemencement du touladi, les gamètes sont récoltés à partir de géniteurs sauvages et la fertilisation est artificielle (Johnson *et al.*, 2013; Viavant, 1998). Les œufs sont mis en incubation sur les substrats artificiels dans les lacs (Viavant, 1998; Kerr et Lasenby, 2001).
- L'injection d'estradiol ne permet pas de produire une population de femelles, comme chez le saumon atlantique. Une concentration de testostérone à 5 mg/kg de moulée augmente le ratio de mâle: femelle (Herman et Kincaid, 1991).
- Des œufs triploïdes peuvent être obtenus par traitement par pression (Kozfkay *et al.*, 2005).

Incubation des œufs

Caractéristiques

- La masse d'œufs représente environ 12-18 % du poids de la femelle avant la ponte (Eschmeyer, 1964).
- Les œufs font 0,166 (1/6 pouce) à 0,635 (1/4 pouce) de diamètre (Eschmeyer, 1964).
- La grosseur de la femelle influence le nombre d'œufs produits, mais pas le diamètre des œufs (Eschmeyer, 1964).

Temps d'incubation

- 35 degrés jours pour que 50 % des larves éclosent si l'incubation se fait à $8,7 \pm 0,3$ °C (Gunther *et al.*, 2005).
- 50-156 jours d'incubation dépendamment de la température (Hamilton et Barno, 2005).
 - o Par exemple pour une éclosion après 74 jours, mettre les œufs 5 °C pour 52 jours, augmenter la température avec un système gouttes à gouttes pour quelques heures et replacez les dans des incubateurs pour 14 jours supplémentaires (Hamilton et Barno, 2005).
- Fenêtre d'éclosion : 3 jours consécutifs (Hamilton et Barno, 2005).

Alimentation en milieu naturel

- Le touladi est une espèce prédatrice qui se nourrit d'une grande variété d'organismes. Jusqu'à un certain point, les organismes consommés dépendent de leur disponibilité (Scott et Crossman, 1974).
- Alevins : zooplancton/juvéniles : zooplancton et insectes/adultes : zooplancton, insectes et poissons (Hamilton et Barno, 2005) (p. ex : ciscos, grand corégone, éperlan, perchaude, chabots, méné émeraude, épinoche à neuf épines, omisco et meunier rouge) (Scott et Crossman, 1974).
- Les individus qui se nourrissent de plancton croissent plus lentement, n'atteignent pas une taille aussi grande et ne vivent pas aussi longtemps que ceux dont le régime est constitué surtout de poisson (Scott et Crossman (1974).

Alimentation en élevage

Alimentation avec nourriture vivante (artémies) en bassins

- Pas de mention de nourriture à base d'artémis (Gunther *et al.*, 2005).

Alimentation avec moulée non spécifique à l'espèce

- Sont nourris directement avec de la moulée sèche après la réabsorption de leur sac vitellin (Gunther *et al.*, 2005).
- Utilise une moulée pour salmonidés Purina 0,5 mm à 0,7mm (52-54 % de protéine et 16-17 % lipide) ou encore MNR98-HS starter diet de EWOS (30 % des ingrédients sont composés d'autres sources de poisson) (Gunther *et al.*, 2005).
- Il y a une demande pour développer une charte d'alimentation spécifique à l'espèce *et waste output models* (Gunther *et al.*, 2005).

R-D pour développement de moule spécifique

- Pour l'ensemencement du touladi dans les Grands Lacs, les autorités évaluent la possibilité de compléter la moule avec l'ajout de thiamine pour un minimum de 2 ans, car une carence de cet élément est liée au MES (*early mortality syndrome*) (Honeyfield *et al.*, 2005).

Recherche demandée

- Nécessité de développer une charte d'alimentation qui prend en compte la température, bioénergétique, les entrées-sorties en nutriments, les besoins alimentaires et les déchets générés (Gunther *et al.*, 2007).

Tolérance aux variations d'oxygène

- C'est une espèce d'eau froide et se tient dans les zones profondes où la température de l'eau est froide et contient beaucoup d'oxygène (>3 mg/L) (Lee et Bergersen, 1996).
- > 6 mg L-1 (Kelly, 2014; Hamilton et Barno, 2005).
- Taux d'oxygène dissous utilisé en bassins pour des juvéniles de 2-4 g : $9.3 \pm 0,6$ mg L-1 (Gunther *et al.*, 2007).

Susceptibilité aux maladies

- À l'écloserie de Hackettstown aux États-Unis, la furunculosis (*Aeromonas salmonicida*) était le plus gros problème rencontré avant 1982, mais n'a plus été diagnostiquée depuis 1983. Parfois, la maladie bactérienne des branchies causait quelques pertes. Des parasites externes comme *Trichodina*, *Ichthyophthirius*, et *Gyrodactylus* ont déjà été vus (Hamilton et Barno, 2005).
- Problème occasionnel causant des mortalités chez les alevins: maladie du sac bleu (*blue-sac disease*) et le *coagulated yolk disease* (Hamilton et Barno, 2005).
- Au New Jersey, les œufs reçus du milieu sauvage sont inspectés pour la nécrose pancréatique infectieuse, la septicémie hémorragique virale, la nécrose hématopoïétique infectieuse ainsi que pour la furonculose (*Aeromonas salmonicida*), la maladie rénale bactérienne (*Renibacterium salmoninarum*), la bouche rouge entérique (*Yersinia ruckeri*), la maladie rénale proliférative et la maladie du tournis (*Myxobolus cerebralis*) à l'aide de la technique de détection standard (American Fisheries Society Fish Health Section Blue Book 1994 ou équivalent) (Hamilton et Barno, 2005).

Statut des populations et aires de répartition

Canada et États-Unis

- Le touladi est une espèce d'eau douce native de l'Amérique du Nord et son aire de répartition naturelle inclut le Canada, l'Alaska et le nord-est des États-Unis (Scott et Crossman, 1974).
- Sud-ouest de la Nouvelle-Écosse, Nouveau-Brunswick, Québec, Labrador, ouest de l'Ontario, nord du Manitoba et de la Saskatchewan, sud-ouest et nord-est de l'Alberta, nord de la Colombie-Britannique, très répandu au Yukon et les Territoires-du-Nord-Ouest, plusieurs îles arctiques (Baffin, Southampton, King William, Victoria et Banks) (Scott et Crossman, 1974).
- Ce n'est pas un poisson migrateur (McCracken *et al.* 2013).

- Le touladi est un bon indicateur de la santé d'un lac puisqu'il est particulièrement sensible à son environnement (Parcs Canada, 2018).
- Statut des populations : vulnérabilité élevée dans le lac Ontario (Keeler, 2014).
- En 2019, seulement quelques lacs privés possèdent encore des populations de touladi non exploitées aux États-Unis, et la plupart des populations non exploitées se retrouvent dans le nord du Canada et en Alaska, bien que ces dernières soient aussi de plus en plus à risque en raison de la montée de l'intérêt pour le tourisme et le développement de nouvelles routes forestières et autres sentiers hors route (Gunn et Sein 2000; Selinger *et al.* 2006).

Québec

- Présent sur une large partie du territoire, mais les connaissances sont fragmentaires au-dessus du 55^e parallèle. Il a été introduit dans de nombreux plans d'eau pour étoffer l'offre pour la pêche sportive (MDDEFP, 2014).
- Les principales menaces sont l'eutrophisation, le marnage des réservoirs, les changements climatiques et la surexploitation (MDDEFP, 2014).
- Statut : populations en sécurité au niveau national et au niveau du Québec (Conseil canadien pour la conservation des espèces en péril, 2016).

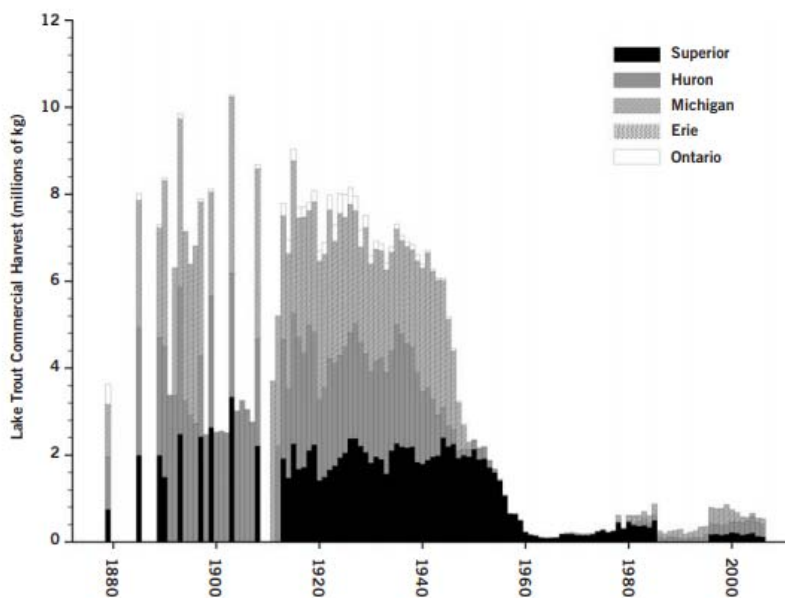
Situation des pêches commerciales et récréatives

États-Unis

- 1950 (1 328 tonnes), 1980 (190 tonnes), 2000 (573 tonnes), 2010 (389 tonnes), 2011 (397 tonnes) (FAO, Capture production).

Canada

- C'était une espèce d'une valeur commerciale importante dans les années 1950 dans les Grands Lacs. Le rendement au Canada et aux États-Unis a diminué drastiquement après la seconde guerre mondiale pour plusieurs raisons : surexploitation, prédation par les lamproies et pollution (DDT). Seules certaines populations naturelles sont encore présentes dans le lac Huron et le lac Supérieur (Scott et Crossman, 1974; Johnson *et al.*, 2013; Muir *et al.*, 2013), voir ci-dessous tirée de Baldwin *et al.* (2009) pour une vue d'ensemble (1880 à 2007).
- 1950 (2 000 tonnes), 1980 (1 214 tonnes), 2000 (556 tonnes), 2010 (522 tonnes), 2011 (0 tonne) (FAO, Capture production).
- En date de 2014, seul le lac Supérieur possède une population autosuffisante pour supporter une pêche commerciale durable. Les touladis pêchés comme prises accessoires dans les autres lacs des Grands Lacs doivent être remis à l'eau vivants (Johnson, 2015).
- Le touladi (*Salvelinus namaycush*), l'omble de fontaine (*Salvelinus fontinalis*) et leurs hybrides comptent pour environ 80 % des poissons ensemencés dans les lacs en Ontario (Kerr et Lasenby, 2001).



Rendement du touladi dans les pêcheries commerciales des Grands Lacs (Baldwin *et al.*, 2009)

Québec

- En 1988, 82 % des populations du sud du Québec sont surexploitées, contre 63 % en 2012. Établissement d'un plan de gestion du touladi en 2014 jusqu'en 2020. Leur taille moyenne est de 40 cm dans le sud du Québec contre 55 cm dans le nord (MDDEFP, 2014).
- La pêche commerciale n'est pas autorisée au Québec (MDDEFP, 2014).
- L'ensemencement vise à maintenir les populations pour permettre la pêche sportive. C'est 70 000 pêcheurs pour 380 000 touladis conservés (380 tonnes) et une valeur de 90 M\$ (MDDEFP, 2014).

Prix au débarquement

Québec

- 2019 : 2,21 \$/kg (Groupe Alimentaire Nordique)

Approvisionnement

Oeufs/alevins

- Les œufs sont obtenus en capturant des géniteurs sauvages (Hamilton et Barno, 2005).
- Des œufs sont produits aussi dans écloseries fédérales et provinciales aux États-Unis qui maintiennent des souches de géniteurs du lac Supérieur (Bronte *et al.*, 2002).
- Au Québec, prélèvement de géniteurs sauvages (communication personnelle, pisciculteur).

Avenues de recherche

- L'impact des programmes de réensemencement du touladi sur la perte de la diversité génétique des populations sauvages a été évalué dans les Grands Lacs du côté américain (Page *et al.*, 2005).
- Il ne semble pas y avoir eu d'avancement dans les techniques d'élevage de l'espèce pour en faire du grossissement. Au Canada et aux États-Unis, les connaissances sont tournées vers les efforts de réhabilitation dans les Grands Lacs et donc l'ensemencement dans les lacs. Toutefois, le touladi est souvent vu par les pêcheurs sportifs comme une prise de second ordre et une alternative correcte par rapport aux autres salmonidés, car son esprit combatif n'est pas aussi spectaculaire (Eschmeyer, 1964; Muir *et al.*, 2013).
- Les informations suivantes n'ont pas pu être trouvées ou reste incomplètes : temps de grossissement, croissance compensatoire, taux de conversion alimentaire, densité d'élevage, taille et poids commercial, rendement en chair, taux de survie jusqu'à taille commerciale, contrôle de la reproduction, incubation des œufs, alimentation en élevage et approvisionnement.

Caractéristiques du produit

- Différents noms utilisés: truite grise, truite de lac (Vallières et Lacasse, 1996), Great Lakes trout, laker, namaycush, togue, grey trout, mountain trout, mackinaw, lake char/charr, touladi, salmon trout (Keeler, 2014).
- Le touladi est un poisson de table fort estimé, goût excellent (Scott et Crossman, 1974).
- Chair est blanche, rose, orange ou rouge orange dépendamment de son régime (Scott et Crossman, 1974).
- Les trois morphotypes (Siscower, Lean et Humper) se vendent sur le marché : frais, congelé ou fumé.
- 18 % de protéines et 9,4 % de lipides dans un filet de touladi (Thurston, 1962).

Production aquacole

- L'élevage se fait à des fins l'ensemencement dont le but est la pêche sportive et la réhabilitation dans les lacs des États-Unis et du Canada (Hamilton et Barno, 2005).
- L'élevage se fait à des fins l'ensemencement dont le but est la pêche sportive et la réhabilitation dans les lacs des États-Unis et du Canada (Hamilton et Barno, 2005).
- Alevins : éclosiers dans des installations terrestres (circuit ouvert ou en recirculé) (MPO, 2017) ou incubation dans les lacs sur des substrats artificiels (Viavantt, 1998; Bronte *et al.*, 2002).
- Juvéniles : cages en filets dans des milieux d'eau douce comme en Ontario où ils sont introduits au printemps et récoltés à l'automne à la station de recherche à Alma (MPO, 2018).
- Système intensif (Hamilton et Barno, 2005) :
 - o Habituation à la moulée commerciale pendant 30 jours consécutifs dans des bassins de 100 gallons à partir de la 2^e semaine de vie, soit lorsque le sac vitellin se résorbe.
 - o Sont transférés dans des bassins circulaires de 350 gallons pour grandir jusqu'à une longueur de 2 pouces.

- o Sont transférés dans des bassins rectangulaires de 1 000 gallons jusqu'à l'atteinte de 4 pouces.
- o Sont transférés dans des bassins de 2 000 gallons jusqu'à l'atteinte de 7,5 pouces.
- o Le temps de grossissement pour atteindre 7,5 pouces n'est pas mentionné.

Marché

- Information inconnue.

Références

- Baldwin, N.A., Saalfeld R.W., Dochoda M.R., Buettner H.J., & Eshenroder R.L. 2009. *Commercial fish production in the Great Lakes 1867–2006*. Great Lakes Fishery Commission. In: Muir, A. M., Krueger, C. C., & Hansen, M. J. 2013. Re-Establishing Lake Trout in the Laurentian Great Lakes : Past , Present, and Future. Great Lakes Fishery Policy and Management: A Binational Perspective, (November 2014), 533–588.
- Beauchamp, D. A., Allen, B. C., Richards, R. C., Wurtsbaugh, W. A., & Goldman, C. R. 1992. *Lake Trout Spawning in Lake Tahoe: Egg Incubation in Deepwater Macrophyte Beds*. North American Journal of Fisheries Management, 12(3), 442–449.
- Blanc, J. 2002. *Effects of egg size differences on juvenile weight between and within lots in rainbow trout Oncorhynchus mykiss*. Journal of the World Aquaculture Society 33(3):278-286.
- Bronte, C. R., Schram, S. T., Selgeby, J. H., & Swanson, B. L. 2002. *Reestablishing a Spawning Population of Lake Trout in Lake Superior with Fertilized Eggs in Artificial Turf Incubators*. North American Journal of Fisheries Management, 22(3), 796–805.
- Conseil canadien pour la conservation des espèces en péril. 2016. *Espèces sauvages 2015: la situation générale des espèces au Canada*. Groupe de travail national sur la situation générale: 128 pp.
- Dwyer, W.P., Smith, C.E. & Piper, R.G., 1981. *Lake trout Salvelinus namaycush growth efficiency as affected by temperature*. Dev. Fish Cult., Bozeman Inf. Leaflet. 22, 1–18.
- Edsall, T.A. & Cleland, J., 2000. *Optimum temperature for growth and preferred temperatures of age-0 lake trout*. North American Journal of Fisheries Management. 20, 804–809.
- Eschmeyer P.H. 1955. *The reproduction of lake trout in south- ern Lake Superior*. Transactions of the American Fisheries Society. 84 (1954): 47-74.
- Eschmeyer, P. H. 1964. *Fishery leaflet : The Lake Trout (Salvelinus namaycush)*. United States Department of the Interior, Stewart L. Udall, Secretary, 8 pages.
- Evans, D.O. 2007. *Effects of hypoxia on scope-for-activity and power capacity of lake trout (Salvelinus namaycush)*. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences 64:345-361.
- FAO, 2020. *Capture production*, [En Ligne] : http://fishbase.mnhn.fr/report/FAO/FAOCatchList.php?c_code=&areacode=&scientific=Salvelinus+namaycush&english=&yc=all (page consultée en ligne le 2 mars 2020).
- FAO, 2020. *Fishbase*, [En Ligne] : <http://fishbase.mnhn.fr/Summary/SpeciesSummary.php?ID=248&AT=lake+trout> (page consultée en ligne le 25 février 2020).
- Gunn, J. M., & R. Sein. 2000. *Effects of forestry roads on reproductive habitat and exploitation of lake trout (Salvelinus namaycush) in three experimental lakes*. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences 57(S2):97-104.

- Gunther, S. J., Moccia, R. D., & Bureau, D. P. 2007. *Patterns of growth and nutrient deposition in lake trout (Salvelinus namaycush), brook trout (Salvelinus fontinalis) and their hybrid, F1 splake (Salvelinus namaycush x Salvelinus fontinalis) as a function of water temperature*. Aquaculture Nutrition, 13(3), 230–239.
- Gunther, S. J., Moccia, R. D., & Bureau, D. P. 2005. *Growth and whole body composition of lake trout (Salvelinus namaycush), brook trout (Salvelinus fontinalis) and their hybrid, F1 splake (Salvelinus namaycush x Salvelinus fontinalis), from first-feeding to 16 weeks post first-feeding*. Aquaculture, 249(1–4), 195–204.
- Hamilton, P. & Barno, L. 2005. *Coldwater Fisheries Management Plan*. New Jersey Department of Environmental Protection, Division of Fish and Wildlife, Bureau of Freshwater Fisheries. 362p.
- Herman, L. R. & Kincaid H. L. 1991. *Effects of orally administered steroid on Lake Trout and Atlantic Salmon*. The Progressive Fish-Culturist, 53: 157–161. [En Ligne] : https://books.google.ca/books?id=mGFUxRhoAvMC&pg=PA45&lpg=PA45&dq=Salvelinus+namaycush++rearing+techniques+for+grow+out&source=bl&ots=s8w_nu78Bi&sig=ACfU3U38WZLjuz4KAwj3CiimfTYwNUzhLw&hl=fr&sa=X&ved=2ahUKEwiV9q_snYToAhWEmeAKHYBD9sQ6AEwGHoECAwQAQ#v=onepage&q=lake%20trout&f=false (page consultée le 5 mars 2020).
- Holey, M. E., Page, K. S., Scribner, K. T., Bast, D., & Burnham-Curtis, M. K. 2005. *Genetic Evaluation of a Great Lakes Lake Trout Hatchery Program*. Transactions of the American Fisheries Society, 134(4), 872–891.
- Holey, M. E., Rybicki, R. W., Eck, G. W., Brown, E. H., Marsden, J. E., Lavis, D. S., Horrall & R. M. 1995. *Progress Toward Lake Trout Restoration in Lake Michigan*. Journal of Great Lakes Research, 21(December 2017), 128–151.
- Honeyfield, D. C., Hinterkopf, J. P., Fitzsimons, J. D., Tillitt, D. E., Zajicek, J. L., & Brown, S. B. 2005. *Development of thiamine deficiencies and early mortality syndrome in lake trout by feeding experimental and feral fish diets containing thiaminase*. Journal of Aquatic Animal Health, 17(1), 4–12.
- Iwama, G. K., & Tautz, A. F. 1981. *A Simple Growth Model for Salmonids in Hatcheries*. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences, 38(6), 649–656.
- Johnson, K., Butts, I. A. E., Wilson, C. C., & Pitcher, T. E. 2013. *Sperm quality of hatchery-reared lake Trout throughout the spawning season*. North American Journal of Aquaculture, 75(1), 102–108.
- Johnson, Jeremiah, Conard Whitney, Keeler Bailey, Krieger Joseph, et Spooner Ellen. 2015. *Monterey Bay Aquarium Seafood Watch on Lake whitefish, Walleye and Yellow perch in Lake Ontario*. 80 p.
- Kelly, N. 2014. *Ice age fish in a warming world: thermal acclimation capacity of lake trout (Salvelinus namaycush) populations*. M.sc.Thesis, Faculty of Arts and Science, Trent University. 46 p.
- Kerr, S. J. & T. A. Lasenby. 2001. *Lake trout stocking in inland lakes: an annotated bibliography and literature review*. Fish and Wildlife Branch, Ontario Ministry of Natural Resources. Peterborough, Ontario. 178 p. + appendices.
- Kozfkay, J., Wagner, E., & Aplanalp, D. 2005. *Production of Triploid Lake Trout by Means of Pressure Treatment*. North American Journal of Aquaculture, 67(2), 93–97.
- Lantry, J., Schaner, T., & Copeland, T. 2014. *A management strategy for the restoration of Lake Trout in Lake Ontario, 2014 update*. 1–33.
- Lee, W. C., & E. P. Bergersen. 1996. *Influence of thermal and oxygen stratification on lake trout hooking mortality*. North American Journal of Fisheries Management 16(1):175- 181.
- Lenker, M. A. 2015. *Managing recreational Lake Trout Salvelinus namaycush fisheries for the future: developing harvest regulations for an unexploited population and investigating the effect of climate on spawning phenology*. McGill University. McGill University.
- Mackenzie-Grieve, J. L., & Post, J. R. 2006. *Thermal Habitat Use by Lake Trout in Two Contrasting Yukon Territory Lakes*. In Transactions of the American Fisheries Society (Vol. 135, pp. 727–738).

- McDermid, J.L., Wilson C.C., Sloan W.N. & Shuter B.J. 2013. *Intraspecific differences in thermal biology among inland lake trout populations*. Transactions of the American Fisheries Society, 142:756-766.
- McCracken, G. R., Perry R., Keefe D., & Ruzzante D. E. 2013. *Hierarchical population structure and genetic diversity of Lake Trout (Salvelinus namaycush) in a dendritic system in Northern Labrador*. Freshwater Biology 58(9):1903-1917.
- McGurk, M. D., Landry, F., Tang, A., & Hanks, C. C. (2006). *Acute and chronic toxicity of nitrate to early life stages of lake trout (Salvelinus namaycush) and lake whitefish (Coregonus clupeaformis)*. Environmental Toxicology and Chemistry, 25(8), 2187–2196.
- Ministère du Développement durable, de l'Environnement, de la Faune et des Parcs. 2014. *Synthèse du plan de gestion du touladi au Québec 2014-2020*. Ministère du Développement durable, de l'Environnement, de la Faune et des Parcs, Direction générale de l'expertise sur la faune et ses habitats, Direction de la faune aquatique, Québec. 11 p.
- Miller, M. A., & Schram, S. T. 2000. *Growth and contaminant dynamics of Lake Superior lake trout*. Journal of Great Lakes Research, 26(1), 102–111.
- MPO. 2018. *Aquaculture Opportunities in Ontario*. Little Current, May 30, 2018. Présentation Power Point [En Ligne] : <https://www.waubetek.com/upload/documents/aqua-opportunities.pdf>. 118 pages. (page consultée le 28 février 2020).
- Muir, A. M., C. T. Blackie, J. E. Marsden, & C. C. Krueger. 2012. *Lake charr Salvelinus namaycush spawning behaviour: new field observations and a review of current knowledge*. Reviews in Fish Biology and Fisheries 22(3):575-593.
- Muir, A. M., Krueger, C. C., & Hansen, M. J. 2013. *Re-Establishing Lake Trout in the Laurentian Great Lakes : Past , Present , and Future*. Great Lakes Fishery Policy and Management: A Binational Perspective, (November 2014), 533–588.
- OMNR. 2006. *Inland Ontario lakes designated for lake trout management*. Ontario Ministry of Natural Resources. 58p.
- Page, K. S., Scribner, K. T., Bast, D., Holey, M. E., & Burnham-Curtis, M. K. 2005. *Genetic Evaluation of a Great Lakes Lake Trout Hatchery Program*. Transactions of the American Fisheries Society, 134(4), 872–891.
- Page, L.M. & Burr, B.M. 1991. *A field guide to freshwater fishes. North America. North of Mexico*. The Peterson Field Guide Series. Boston. Xii + 432 p.
- Parc Canada, 2018. *Parc national de Prince Albert : Population de touladis*. 2018. [En Ligne] : https://www.pc.gc.ca/fr/pn-np/sk/princealbert/nature/integrite_ecologique-ecological_integrity/lacs-lakes/touladis-trout (page consultée en ligne le 4 mars 2020).
- Pazzia, I., Trudel, M., Ridgway, M., & Rasmussen, J. B. 2002. *Influence of food web structure on the growth and bioenergetics of lake trout (Salvelinus namaycush)*. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences, 59(10), 1593–1605.
- Pêche et Océan Canada. 2017. *Truite d'élevage*. [En Ligne] : <http://www.dfo-mpo.gc.ca/aquaculture/secteur-secteur/species-especes/trout-truite-eng.htm> (page consultée le 4 mars 2020).
- Perkins, D. L., & Krueger, C. C. 1995. *Dynamics of reproduction by Hatchery-Origin Lake Trout (Salvelinus namaycush) at Stony Island Reef, Lake Ontario*. J. Great Lakes Res., 21, 400–417.
- Rahrer, J. F. 1965. *Age, Growth, Maturity, and Fecundity of Humber Lake Trout, Isle Royale, Lake Superior*. Transactions of the American Fisheries Society, 94(1), 75–81.
- Region, M. 2006. (Great Lakes / Big Rivers) *Lake Trout Restoration Program Thrives*. U.S. Fish & Wildlife Service. 4p.
- Sadler, S. E., Friars, G. W., & Ihssen, P. E. 1986. *The Influence of Temperature and Genotype on the Growth Rate of Hatchery-Reared Salmonids*. Canadian Journal of Animal Science, 66(3), 599–606.

- Scott, W., et E. J., Crossman, 1974. *Poissons d'eau douce du Canada*. Ministère de l'Environnement. Office des recherches sur les pêcheries du Canada, Ottawa, Ministère des approvisionnements et services Canada, Bulletin 184, 1026 p.
- Selinger, W., Lowman D., Kaufman S., & Malette M. 2006. *The status of Lake Trout populations in northeastern Ontario (2000–2005)*. Ontario Ministry of Natural Resources, Timmins, Ont.
- Swanson, B. L. 1980. *Artificial turf as a substrate for incubating lake trout eggs on reefs in Lake Superior*. Progressive Fish Culturist 44: 109-111
- Taylor, P., & Soderberg, R. W. 2011. *Growth Models for Intensive Aquaculture Linear Fish Growth Models for Intensive Aquaculture*. The Progressive Fish-Culturist Linear Fish. 37–41.
- Thurston, C. E. 1962. *Physical Characteristics and Chemical Composition of Two Subspecies of Lake Trout*. Journal of the Fisheries Research Board of Canada, 19(1), 39–44.
- Vallières, L. & Lacasse, S., 1996. *Habitat du poisson : guide de planification, de réalisation et d'évaluation d'aménagements*. Fondation de la faune du Québec., Québec (Province). Direction des territoires fauniques., & GDG Environnement Itée.
- Viavant, T. 1998. *Hatching success of lake trout eggs in artificial incubation substrates in Harding and Seven Mile lakes*. Fishery Data Series. 98:30. 17p

ANNEXE 6. Paramètres de production

Tableau 6.1. Paramètres de production du bar rayé, TCS réfère au taux de croissance spécifique et TCA au taux de conversion alimentaire, Les systèmes font références aux différentes étapes de croissance, pouvant être séparé en différentes cohortes élevé en parallèle.

Système	Mois	Poids moyen		TCS	TCA	Alimentation	Moulée	Densité MAX
		Initial (g)	Final (g)	*%/jour)	(g/poisson)	(g)	(mm)	(kg/m3)
Alevinage	1	0,001	0,008	7,3	2,10	0,0	Vivant	0,5
Système 1	2	0,008	0,04	5,7	2,80	0,1	0,5	15
	3	0,04	0,2	5,7	2,40	0,5		
	4	0,2	1,3	5,5	2,00	2,1		
	5	1,3	4,4	4,1	2,25	6,9	1,2	
	6	4,4	11,3	3,2	2,25	15,5		
	7	11,3	24,3	2,6	2,25	29,3		
	8	24,3	46,0	2,1	2,25	48,9	3	
	9	46,0	79,3	1,8	2,25	74,9		
	10	79,3	127,0	1,6	2,25	107,3		
	11	127,0	192,0	1,4	2,25	146,2		
Système 2	12	192,0	277,0	1,2	2,25	191,4	3	55
	13	277,0	384,9	1,1	2,25	242,7		
	14	384,9	518,0	1,0	2,25	299,6		
	15	518,0	678,8	0,9	2,25	361,7		
	16	678,8	869,4	0,8	2,25	428,8	12	

Tableau 6.2. Paramètres de production du bar hybride. TCS réfère au taux de croissance spécifique, et TCA au taux de conversion alimentaire. Les systèmes font référence aux différentes étapes de croissance pouvant être séparées en différentes cohortes élevées en parallèle.

Système	Mois	Poids moyen		TCS	TCA	Alimentation	Moulée	Density MAX
		Initial (g)	Final (g)	(%/jour)	(g/poisson)	(g)	(mm)	(kg/m3)
Alevinage	1	0,004	0,03	6,5	2,5	0,1	Vivant	1
Système 1	2	0,03	0,1	5,1	2,5	0,3	0,5	15
	3	0,1	0,6	5,1	2,5	1,2		
	4	0,6	2,6	4,9	2,5	4,9		
	5	2,6	7,6	3,6	2,5	12,5	1,2	
	6	7,6	17,6	2,8	2,5	25,0		
	7	17,6	34,7	2,3	2,5	42,9		
	8	34,7	61,3	1,9	2,5	66,4	3	
	9	61,3	99,5	1,6	2,5	95,3		
	10	99,5	151,1	1,4	2,5	129,2		
	11	151,1	218,2	1,2	2,5	167,7		
Système 2	12	218,2	302,4	1,1	2,5	210,4	3	55
	13	302,4	405,0	1,0	2,5	256,6		
	14	405,0	527,4	0,9	2,5	306,0		
	15	527,4	670,7	0,8	2,5	358,1		
	16	670,7	835,7	0,7	2,5	412,5	12	
	17	835,7	1023,2	0,7	2,5	468,7		
	18	1023,2	1233,8	0,6	2,5	526,6		
	19	1233,8	1468,0	0,6	2,5	585,6		
	20	1468,0	1726,3	0,5	2,5	645,6		
	21	1726,3	2008,8	0,5	2,5	706,3		
	22	2008,8	2315,8	0,5	2,5	767,5		

Tableau 6.3. Paramètres de production du doré *flow through*. TCS réfère au taux de croissance spécifique, et TCA au taux de conversion alimentaire. Les systèmes font référence aux différentes étapes de croissance pouvant être séparées en différentes cohortes élevées en parallèle. Le mois 1 est le mois de mai.

Système	Mois	Mean body mass		TCS	TCA	Alimentation	Moulée	Densité MAX
		Initial (g)	Final (g)	(%/jour)	(g/poisson)	(g)	(mm)	(kg/m3)
Alevinage 1 (étang)	1	0,004	0,1	10,3	1,72	0,1	étang fertilisé	12,4
Alevinage 2 (bassin)	2	0,1	1,0	8,0	1,72	1,5	1,2	16,8
Système 1	3	1,0	6,0	6,1	1,72	8,7	3	16,8
	4	6,0	35,0	5,9		49,9		
	5	35,0	128,1	4,3		160,1		
Cold banking (système 2)	6	128,1	128,1	0,0	1,32	0,0	12	60
	7	128,1	128,1	0,0		0,0		
	8	128,1	128,1	0,0		0,0		
	9	128,1	128,1	0,0		0,0		
	10	128,1	128,1	0,0		0,0		
	11	128,1	128,1	0,0		0,0		
	12	128,1	128,1	0,0		0,0		
Système 2	13	128,1	177,7	1,1	1,32	65,5	12	60
	14	177,7	238,9	1,0		80,7		
	15	238,9	312,6	0,9		97,4		
	16	312,6	400,0	0,8		115,3		
	17	400,0	501,7	0,8		134,4		
Cold banking (système 3)	18	501,7	501,7	0,0	1,32	0,0	12	60
	19	501,7	501,7	0,0		0,0		
	20	501,7	501,7	0,0		0,0		
	21	501,7	501,7	0,0		0,0		
	22	501,7	501,7	0,0		0,0		
	23	501,7	501,7	0,0		0,0		
	24	501,7	501,7	0,0		0,0		
Système 3	25	501,7	572,2	0,4	1,32	93,0	12	60
	26	572,2	648,0	0,4		100,1		
	27	648,0	729,3	0,4		107,3		
	28	729,3	816,1	0,4		114,6		
	29	816,1	908,4	0,4		121,9		

Tableau 6.4. Paramètres de production du doré RAS. TCS réfère au taux de croissance spécifique, et TCA au taux de conversion alimentaire. Les systèmes font référence aux différentes étapes de croissance pouvant être séparées en différentes cohortes élevées en parallèle. Le mois 1 est le mois de mai.

Système	Mois	Poids moyen		TCS	TCA	Alimentation	Moulée	Densité MAX
		Initial (g)	Final (g)	(%/jour)	(g/poisson)	(g)	(mm)	(kg/m3)
Alevinage	1	0,004	0,1	10,3	2,21	0,19	nauplii ou < 1mm	12,4
Système 1	2	0,09	0,3	4,5	2,21	0,6	1,2	16,8
	3	0,3	1,4	4,6		2,2		
	4	1,4	5,1	4,4	1,5	5,6	3	
	5	5,1	13,5	3,2		12,6		
	6	13,5	28,8	2,5		22,9		
	7	28,8	53,1	2,0	1,4	34,1		
Système 2	8	53,1	79,3	1,3	1,32	34,6	3	60
	9	79,3	111,6	1,1		42,6	12	
	10	111,6	150,0	1,0		50,6		
	11	150,0	194,4	0,9		58,6		
	12	194,4	244,7	0,8		66,4		
	13	244,7	300,8	0,7		74,0		
	14	300,8	362,4	0,6		81,4		
	15	362,4	429,4	0,6		88,4		
	16	429,4	501,5	0,5		95,2		
	17	501,5	578,6	0,5		101,7		

Tableau 6.5. Paramètres de production de la ouananiche. TCS réfère au taux de croissance spécifique, et TCA au taux de conversion alimentaire. Les systèmes font référence aux différentes étapes de croissance pouvant être séparées en différentes cohortes élevées en parallèle

Système	Mois	Poids moyen		TCS	TCA	Alimentation	Moulée	Densité MAX
		Initial (g)	Final (g)	(%/jour)	(g/poisson)	(g)	(mm)	(kg/m3)
Alevinage	1	0,1	0,5	5,2	0,75	0,3	≤ 0,5	100
	2	0,5	1,6	4,0	0,75	0,8	1,2	
	3	1,6	5,3	4,0		2,8		
	4	5,3	17,2	3,9		8,9		
	5	17,2	40,6	2,9		17,6	3	
	6	40,6	79,4	2,2		29,1		
Système 1	7	79,4	136,6	1,8	0,9	51,5	3	100
	8	136,6	214,6	1,5		70,3		
	9	214,6	315,4	1,3		90,7		
	10	315,4	440,1	1,1		112,2		
	11	440,1	589,6	1,0		134,5		
	12	589,6	764,3	0,9		157,3	12	
	13	764,3	964,5	0,8		180,2		
Système 2	14	964,5	1190,2	0,7	1,07	241,4	12	100
	15	1190,2	1441,0	0,6		268,4		
	16	1441,0	1716,7	0,6		295,0		
	17	1716,7	2016,9	0,5		321,2		
	18	2016,9	2340,9	0,5		346,7		
	19	2340,9	2688,3	0,5		371,7		
	20	2688,3	3058,4	0,4		396,0		
	21	3058,4	3450,6	0,4		419,7		
	22	3450,6	3864,3	0,4		442,6		
	23	3864,3	4298,6	0,4		464,8		
	24	4298,6	4753,1	0,3		486,3		
	25	4753,1	5227,0	0,3		507,0		
	26	5227,0	5719,6	0,3		527,1		

Tableau 6.6. Paramètres de production de la perchaude *flow through*. TCS réfère au taux de croissance spécifique, et TCA au taux de conversion alimentaire. Les systèmes font référence aux différentes étapes de croissance pouvant être séparées en différentes cohortes élevées en parallèle. Le mois 1 est le mois de mai.

Système	Mois	Poids moyen		TCS	TCA	Alimentation	Moulée	Densité MAX
		Initial (g)	Final (g)	(%/jour)	(g/poisson)	(g)	(mm)	(kg/m3)
Alevinage (étang)	1	0,002	0,05	10,7	1,5	0,07	< 0,8	50
Alevinage (bassin)	2	0,05	0,36	6,6		0,44		0,65
Système 1	3	0,36	1,4	4,7	1,5	1,6	< 0,8	35
	4	1,4	5,6	4,5		6,0		
	5	5,6	15,1	3,3		13,8		
Cold-banking (système 1)	6	15,1	15,6	0,1	1,5	0,0	3	60
	7	15,6	16,0	0,1		0,0		
	8	16,0	16,4	0,1		0,0		
	9	16,4	16,7	0,1		0,0		
	10	16,7	17,0	0,1		0,0		
	11	17,0	17,2	0,0		0,0		
	12	17,2	17,5	0,0		0,0		
Système 2	13	17,5	29,6	1,8	1,5	0,0	3	85
	14	29,6	47,5	1,6		27,0		
	15	47,5	73,3	1,4		38,6		
	16	73,3	108,9	1,3		53,4	12	
	17	108,9	156,7	1,2		71,8		

Tableau 6.7. Paramètres de production de la perchaude RAS. TCS réfère au taux de croissance spécifique, et TCA au taux de conversion alimentaire. Les systèmes font référence aux différentes étapes de croissance pouvant être séparées en différentes cohortes élevées en parallèle. Le mois 1 est le mois de mai.

Système	Mois	Poids moyen		TCS	TCA	Alimentation	Moulée	Densité MAX
		Initial (g)	Final (g)	(%/jour)	(g/poisson)	(g)	(mm)	(kg/m3)
Alevinage (étang)	1	0,002	0,05	10,7	1,5	0,07	< 0,8	50
Alevinage (bassin)	2	0,050	0,36	6,6		0,44		0,65
Système 1	3	0,36	2,6	6,6	1,5	3,2	< 0,8	35
	4	2,6	17,4	6,4		21,4		
Système 2	5	17,4	28,6	1,7	1,9	16,2	3	60
	6	28,6	42,1	1,3		19,6		
	7	42,1	57,6	1,0		29,5		
	8	57,6	74,8	0,9		32,7		
	9	74,8	93,4	0,7		35,4	12	
	10	93,4	113,2	0,6		37,7		
	11	113,2	134,0	0,6		39,6		
	12	134,0	155,7	0,5		41,2		

ANNEXE 7. États financiers

Tableau 7.1. Estimation de l'état financier d'une pisciculture de ouananiche d'une capacité de production de 100 T par année, étalée sur 15 ans																
Année	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
Investissement	1 793 406 \$	324 744 \$	519 522 \$	-156 194 \$	-154 294 \$	-152 301 \$	-150 213 \$	-144 654 \$	12 373 \$	12 373 \$	12 373 \$	12 373 \$	12 373 \$	12 373 \$	12 373 \$	12 373 \$
Fonds de roulement																
Fonds de roulement		312 371 \$	507 149 \$	-168 567 \$	-166 667 \$	-164 674 \$	-162 586 \$	-157 027 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Remboursement du fonds de roulement		-312 371 \$	-507 149 \$	168 567 \$	166 667 \$	164 674 \$	162 586 \$	157 027 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Amortissement fiscal																
Infrastructures		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	11 922 \$	29 727 \$	26 754 \$	24 079 \$	8 664 \$	0 \$
Équipements		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	5 872 \$	13 426 \$	11 235 \$	9 483 \$	4 267 \$	0 \$
Sommes amortissements		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	17 794 \$	43 152 \$	37 990 \$	33 562 \$	12 931 \$	0 \$
Couts variables																
Énergie		32 210 \$	51 694 \$	55 114 \$	55 657 \$	56 205 \$	56 759 \$	57 318 \$	57 883 \$	58 453 \$	59 029 \$	59 611 \$	60 199 \$	60 793 \$	61 392 \$	61 998 \$
Salaires		120 488 \$	122 295 \$	124 129 \$	125 991 \$	127 881 \$	129 799 \$	131 746 \$	133 722 \$	135 728 \$	137 764 \$	139 831 \$	141 928 \$	144 057 \$	146 218 \$	148 411 \$
Alimentation		66 978 \$	195 954 \$	223 536 \$	228 006 \$	232 566 \$	237 218 \$	241 962 \$	246 801 \$	251 737 \$	256 772 \$	261 908 \$	267 146 \$	272 489 \$	277 938 \$	283 497 \$
Assurance poisson		1 898 \$	18 967 \$	21 746 \$	21 964 \$	22 183 \$	22 405 \$	22 629 \$	22 855 \$	23 084 \$	23 315 \$	23 548 \$	23 784 \$	24 021 \$	24 262 \$	24 504 \$
Autres dépenses		4 377 \$	13 176 \$	15 063 \$	15 365 \$	15 672 \$	15 985 \$	16 305 \$	16 631 \$	16 964 \$	17 303 \$	17 303 \$	17 303 \$	17 303 \$	17 303 \$	17 303 \$
Contingence		22 595 \$	40 209 \$	43 959 \$	44 698 \$	45 451 \$	46 217 \$	46 996 \$	47 789 \$	48 597 \$	49 418 \$	50 220 \$	51 036 \$	51 866 \$	52 711 \$	53 571 \$
Somme couts variables		248 546 \$	442 294 \$	483 547 \$	491 681 \$	499 959 \$	508 383 \$	516 957 \$	525 683 \$	534 563 \$	543 602 \$	552 421 \$	561 396 \$	570 529 \$	579 825 \$	589 285 \$
Couts fixes																
Licence		114 \$	116 \$	119 \$	121 \$	123 \$	126 \$	128 \$	131 \$	134 \$	136 \$	139 \$	142 \$	145 \$	147 \$	150 \$
Taxes		38 649 \$	39 422 \$	40 210 \$	41 014 \$	41 835 \$	42 671 \$	43 525 \$	44 395 \$	45 283 \$	46 189 \$	47 113 \$	48 055 \$	49 016 \$	49 996 \$	50 996 \$
Assurance		2 690 \$	2 744 \$	2 799 \$	2 855 \$	2 912 \$	2 970 \$	3 029 \$	3 090 \$	3 152 \$	3 215 \$	3 279 \$	3 345 \$	3 412 \$	3 480 \$	3 550 \$
Administration		5 000 \$	5 100 \$	5 202 \$	5 306 \$	5 412 \$	5 520 \$	5 631 \$	5 743 \$	5 858 \$	5 975 \$	6 095 \$	6 217 \$	6 341 \$	6 468 \$	6 597 \$
Commercialisation		5 000 \$	5 100 \$	5 202 \$	5 306 \$	5 412 \$	5 520 \$	5 631 \$	5 743 \$	5 858 \$	5 975 \$	6 095 \$	6 217 \$	6 341 \$	6 468 \$	6 597 \$
Somme couts fixes		51 453 \$	52 482 \$	53 531 \$	54 602 \$	55 694 \$	56 808 \$	57 944 \$	59 103 \$	60 285 \$	61 491 \$	62 721 \$	63 975 \$	65 255 \$	66 560 \$	67 891 \$
Revenus																
Ventes		0 \$	0 \$	730 392 \$	737 696 \$	745 072 \$	752 523 \$	760 048 \$	767 649 \$	775 325 \$	783 079 \$	790 909 \$	798 819 \$	806 807 \$	814 875 \$	823 024 \$
Somme revenus		0 \$	0 \$	730 392 \$	737 696 \$	745 072 \$	752 523 \$	760 048 \$	767 649 \$	775 325 \$	783 079 \$	790 909 \$	798 819 \$	806 807 \$	814 875 \$	823 024 \$
Flux de trésorerie																
Bénéfices avant impôts		-312 371 \$	-507 149 \$	180 940 \$	179 040 \$	177 047 \$	174 959 \$	172 775 \$	170 490 \$	168 104 \$	147 818 \$	112 423 \$	95 239 \$	111 592 \$	143 187 \$	153 475 \$
Impôts sur les bénéfices, dépréciation et amortissement		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Taxe récupérée lors de la dernière perte		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Flux net de trésorerie		-1 793 406 \$	-637 116 \$	-1 026 671 \$	337 134 \$	333 333 \$	329 348 \$	325 173 \$	317 428 \$	158 117 \$	155 731 \$	135 445 \$	100 051 \$	82 866 \$	99 219 \$	130 814 \$
Flux de trésorerie actualisé		-1 793 406 \$	-589 922 \$	-880 205 \$	267 628 \$	245 010 \$	224 149 \$	204 914 \$	185 216 \$	85 426 \$	77 904 \$	62 737 \$	42 910 \$	32 907 \$	36 483 \$	44 537 \$
Valeur actuelle nette		-1 709 231 \$														

Tableau 7.2. Estimation de l'état financier d'une pisciculture de bar hybride d'une capacité de production de 100 T par année, étalée sur 15 ans

Années	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
Investissement	3 525 002 \$	1 431 326 \$	349 912 \$	364 597 \$	379 214 \$	394 657 \$	410 493 \$	426 729 \$	443 374 \$	460 438 \$	477 929 \$	493 085 \$	508 632 \$	524 578 \$	540 932 \$	557 704 \$
Fonds de roulement																
Fonds de roulement		1 395 424 \$	314 010 \$	328 696 \$	343 312 \$	358 756 \$	374 592 \$	390 828 \$	407 473 \$	424 537 \$	442 028 \$	457 183 \$	472 730 \$	488 676 \$	505 031 \$	521 803 \$
Remboursement du fonds de roulement		-1 395 424 \$	-314 010 \$	-328 696 \$	-343 312 \$	-358 756 \$	-374 592 \$	-390 828 \$	-407 473 \$	-424 537 \$	-442 028 \$	-457 183 \$	-472 730 \$	-488 676 \$	-505 031 \$	-521 803 \$
Amortissement fiscal																
Infrastructures		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Équipements		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
<i>Sommes amortissements</i>		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Couts variables																
Énergie		75 840 \$	79 445 \$	80 217 \$	80 556 \$	81 343 \$	82 138 \$	82 940 \$	83 751 \$	84 570 \$	85 396 \$	86 232 \$	87 075 \$	87 927 \$	88 788 \$	89 657 \$
Salaires		120 488 \$	122 295 \$	124 129 \$	125 991 \$	127 881 \$	129 799 \$	131 746 \$	133 722 \$	135 728 \$	137 764 \$	139 831 \$	141 928 \$	144 057 \$	146 218 \$	148 411 \$
Alimentation		975 312 \$	967 135 \$	986 477 \$	1 006 207 \$	1 026 331 \$	1 046 858 \$	1 067 795 \$	1 089 151 \$	1 110 934 \$	1 133 152 \$	1 155 815 \$	1 178 932 \$	1 202 510 \$	1 226 561 \$	1 251 092 \$
Assurance poisson		10 397 \$	14 333 \$	14 477 \$	14 621 \$	14 768 \$	14 915 \$	15 064 \$	15 215 \$	15 367 \$	15 521 \$	15 676 \$	15 833 \$	15 991 \$	16 151 \$	16 313 \$
Autres dépenses		114 843 \$	117 117 \$	119 460 \$	121 849 \$	124 286 \$	126 772 \$	129 307 \$	131 893 \$	134 531 \$	137 222 \$	137 222 \$	137 222 \$	137 222 \$	137 222 \$	137 222 \$
Contingence		12 969 \$	13 003 \$	13 248 \$	13 492 \$	13 746 \$	14 005 \$	14 269 \$	14 537 \$	14 811 \$	15 091 \$	15 348 \$	15 610 \$	15 877 \$	16 149 \$	16 427 \$
<i>Somme couts variables</i>		1 309 848 \$	1 313 329 \$	1 338 007 \$	1 362 717 \$	1 388 355 \$	1 414 486 \$	1 441 121 \$	1 468 270 \$	1 495 941 \$	1 524 146 \$	1 550 123 \$	1 576 599 \$	1 603 584 \$	1 631 088 \$	1 659 121 \$
Couts fixes																
Licence		114 \$	115 \$	116 \$	117 \$	119 \$	120 \$	121 \$	122 \$	123 \$	125 \$	126 \$	127 \$	128 \$	130 \$	131 \$
Taxes		70 174 \$	70 876 \$	71 585 \$	72 301 \$	73 024 \$	73 754 \$	74 492 \$	75 236 \$	75 989 \$	76 749 \$	77 516 \$	78 291 \$	79 074 \$	79 865 \$	80 664 \$
Assurances		5 288 \$	5 340 \$	5 394 \$	5 448 \$	5 502 \$	5 557 \$	5 613 \$	5 669 \$	5 726 \$	5 783 \$	5 841 \$	5 899 \$	5 958 \$	6 018 \$	6 078 \$
Administration		5 000 \$	5 050 \$	5 101 \$	5 152 \$	5 203 \$	5 255 \$	5 308 \$	5 361 \$	5 414 \$	5 468 \$	5 523 \$	5 578 \$	5 634 \$	5 690 \$	5 747 \$
Commercialisation		5 000 \$	5 050 \$	5 101 \$	5 152 \$	5 203 \$	5 255 \$	5 308 \$	5 361 \$	5 414 \$	5 468 \$	5 523 \$	5 578 \$	5 634 \$	5 690 \$	5 747 \$
<i>Somme couts fixes</i>		85 576 \$	86 432 \$	87 296 \$	88 169 \$	89 051 \$	89 941 \$	90 841 \$	91 749 \$	92 666 \$	93 593 \$	94 529 \$	95 474 \$	96 429 \$	97 393 \$	98 367 \$
Revenus																
Ventes		0 \$	1 085 750 \$	1 096 608 \$	1 107 574 \$	1 118 649 \$	1 129 836 \$	1 141 134 \$	1 152 546 \$	1 164 071 \$	1 175 712 \$	1 187 469 \$	1 199 343 \$	1 211 337 \$	1 223 450 \$	1 235 685 \$
<i>Somme revenus</i>		0 \$	1 085 750 \$	1 096 608 \$	1 107 574 \$	1 118 649 \$	1 129 836 \$	1 141 134 \$	1 152 546 \$	1 164 071 \$	1 175 712 \$	1 187 469 \$	1 199 343 \$	1 211 337 \$	1 223 450 \$	1 235 685 \$
Flux de trésorerie																
Bénéfices avant impôts		-1 395 424 \$	-314 010 \$	-328 696 \$	-343 312 \$	-358 756 \$	-374 592 \$	-390 828 \$	-407 473 \$	-424 537 \$	-442 028 \$	-457 183 \$	-472 730 \$	-488 676 \$	-505 031 \$	-521 803 \$
Impôts sur les bénéfices, dépréciation et amortissement		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Taxe récupérée lors de la dernière perte		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
<i>Flux net de trésorerie</i>	-3 525 002 \$	-2 826 750 \$	-663 922 \$	-693 293 \$	-722 526 \$	-753 413 \$	-785 085 \$	-817 557 \$	-850 847 \$	-884 974 \$	-919 956 \$	-950 268 \$	-981 362 \$	-1 013 254 \$	-1 045 964 \$	-1 079 508 \$
Flux de trésorerie actualisé	-3 525 002 \$	-2 617 361 \$	-569 206 \$	-550 358 \$	-531 078 \$	-512 761 \$	-494 736 \$	-477 036 \$	-459 686 \$	-442 708 \$	-426 118 \$	-407 554 \$	-389 712 \$	-372 571 \$	-356 110 \$	-340 306 \$
Valeur actuelle nette	-12 472 304 \$															

Tableau 7.3. Estimation de l'état financier d'une pisciculture de Bar rayé d'une capacité de production de 100 T par année, étalée sur 15 ans

Année	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
Investissement	3 073 039 \$	630 715 \$	-324 126 \$	-237 832 \$	22 919 \$	22 919 \$	22 919 \$	22 919 \$	22 919 \$	22 919 \$	22 919 \$	22 919 \$	22 919 \$	22 919 \$	22 919 \$	22 919 \$
Fonds de roulement																
Fonds de roulement		607 796 \$	-347 045 \$	-260 751 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Remboursement du fonds de roulement		-607 796 \$	347 045 \$	260 751 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Amortissement fiscal																
Infrastructures		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	34 608 \$	48 832 \$	43 949 \$	39 554 \$	13 638 \$	0 \$	33 463 \$	30 889 \$	27 800 \$	25 020 \$
Équipements		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	17 046 \$	19 968 \$	16 891 \$	14 430 \$	6 717 \$	0 \$	12 951 \$	11 277 \$	9 939 \$	8 868 \$
Sommes amortissements		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	51 654 \$	68 801 \$	60 840 \$	53 984 \$	20 355 \$	0 \$	46 413 \$	42 166 \$	37 739 \$	33 888 \$
Coûts variables																
Énergie		88 672 \$	100 896 \$	101 882 \$	102 878 \$	103 884 \$	104 901 \$	105 927 \$	106 963 \$	108 010 \$	109 067 \$	110 135 \$	111 214 \$	112 303 \$	113 404 \$	114 515 \$
Salaires		128 520 \$	130 448 \$	132 405 \$	134 391 \$	136 406 \$	138 453 \$	140 529 \$	142 637 \$	144 777 \$	146 948 \$	149 153 \$	151 390 \$	153 661 \$	155 966 \$	158 305 \$
Alimentation		282 291 \$	284 184 \$	289 868 \$	295 665 \$	301 578 \$	307 610 \$	313 762 \$	320 037 \$	326 438 \$	332 967 \$	339 626 \$	346 419 \$	353 347 \$	360 414 \$	367 622 \$
Assurance poisson		9 457 \$	23 664 \$	23 901 \$	24 140 \$	24 382 \$	24 625 \$	24 872 \$	25 120 \$	25 372 \$	25 625 \$	25 881 \$	26 140 \$	26 402 \$	26 666 \$	26 932 \$
Autres dépenses		13 542 \$	13 624 \$	13 896 \$	14 174 \$	14 457 \$	14 747 \$	15 042 \$	15 342 \$	15 649 \$	15 962 \$	16 281 \$	16 607 \$	16 939 \$	17 278 \$	17 624 \$
Contingence		5 225 \$	5 528 \$	5 620 \$	5 712 \$	5 807 \$	5 903 \$	6 001 \$	6 101 \$	6 202 \$	6 306 \$	6 411 \$	6 518 \$	6 627 \$	6 737 \$	6 850 \$
Somme coûts variables		527 706 \$	558 344 \$	567 571 \$	576 961 \$	586 515 \$	596 238 \$	606 133 \$	616 201 \$	626 448 \$	636 876 \$	647 488 \$	658 288 \$	669 279 \$	680 464 \$	691 848 \$
Coûts fixes																
Licence		114 \$	116 \$	119 \$	121 \$	123 \$	126 \$	128 \$	131 \$	134 \$	136 \$	139 \$	142 \$	145 \$	147 \$	150 \$
Taxes		65 366 \$	66 674 \$	68 007 \$	69 367 \$	70 755 \$	72 170 \$	73 613 \$	75 086 \$	76 587 \$	78 119 \$	79 681 \$	81 275 \$	82 901 \$	84 559 \$	86 250 \$
Assurances		4 610 \$	4 702 \$	4 796 \$	4 892 \$	4 990 \$	5 089 \$	5 191 \$	5 295 \$	5 401 \$	5 509 \$	5 619 \$	5 731 \$	5 846 \$	5 963 \$	6 082 \$
Administration		5 000 \$	5 100 \$	5 202 \$	5 306 \$	5 412 \$	5 520 \$	5 631 \$	5 743 \$	5 858 \$	5 975 \$	6 095 \$	6 217 \$	6 341 \$	6 468 \$	6 597 \$
Commercialisation		5 000 \$	5 100 \$	5 202 \$	5 306 \$	5 412 \$	5 520 \$	5 631 \$	5 743 \$	5 858 \$	5 975 \$	6 095 \$	6 217 \$	6 341 \$	6 468 \$	6 597 \$
Somme coûts fixes		80 090 \$	81 692 \$	83 326 \$	84 992 \$	86 692 \$	88 426 \$	90 194 \$	91 998 \$	93 838 \$	95 715 \$	97 629 \$	99 582 \$	101 574 \$	103 605 \$	105 677 \$
Revenus																
Ventes		0 \$	1 010 000 \$	1 020 100 \$	1 030 301 \$	1 040 604 \$	1 051 010 \$	1 061 520 \$	1 072 135 \$	1 082 857 \$	1 093 685 \$	1 104 622 \$	1 115 668 \$	1 126 825 \$	1 138 093 \$	1 149 474 \$
Somme revenus		0 \$	1 010 000 \$	1 020 100 \$	1 030 301 \$	1 040 604 \$	1 051 010 \$	1 061 520 \$	1 072 135 \$	1 082 857 \$	1 093 685 \$	1 104 622 \$	1 115 668 \$	1 126 825 \$	1 138 093 \$	1 149 474 \$
Flux de trésorerie																
Bénéfices avant impôts		-607 796 \$	369 964 \$	369 203 \$	368 348 \$	367 397 \$	314 692 \$	240 291 \$	217 669 \$	268 441 \$	340 739 \$	359 505 \$	307 855 \$	234 493 \$	211 318 \$	259 944 \$
Impôts sur les bénéfices, dépréciation et amortissement		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Taxe récupérée lors de la dernière perte		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Flux net de trésorerie		-3 073 039 \$	-1 238 512 \$	694 090 \$	607 035 \$	345 429 \$	344 478 \$	291 773 \$	217 372 \$	194 750 \$	245 522 \$	317 820 \$	336 586 \$	284 936 \$	211 574 \$	188 399 \$
Flux de trésorerie actualisé		-3 073 039 \$	-1 146 770 \$	595 070 \$	481 884 \$	253 901 \$	234 446 \$	183 867 \$	126 834 \$	105 217 \$	122 822 \$	147 212 \$	144 356 \$	113 152 \$	77 795 \$	64 143 \$
Valeur actuelle nette		-1 494 390 \$														

Tableau 7.4. Estimation de l’état financier d’une pisciculture de Doré *flow through* d’une capacité de production de 100 T par année, étalée sur 15 ans

Année	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
Investissement	5 876 365 \$	910 158 \$	1 149 168 \$	980 574 \$	999 645 \$	1 019 113 \$	1 038 979 \$	1 059 251 \$	1 079 938 \$	1 101 048 \$	1 106 821 \$	1 133 883 \$	1 161 445 \$	1 189 515 \$	1 218 105 \$	1 247 223 \$
Fonds de roulement																
Fonds de roulement		820 025 \$	1 059 035 \$	890 441 \$	909 512 \$	928 980 \$	948 846 \$	969 118 \$	989 805 \$	1 010 915 \$	1 016 688 \$	1 043 750 \$	1 071 312 \$	1 099 382 \$	1 127 972 \$	1 157 090 \$
Remboursement du fonds de roulement		-820 025 \$	-1 059 035 \$	-890 441 \$	-909 512 \$	-928 980 \$	-948 846 \$	-969 118 \$	-989 805 \$	-1 010 915 \$	-1 016 688 \$	-1 043 750 \$	-1 071 312 \$	-1 099 382 \$	-1 127 972 \$	-1 157 090 \$
Amortissement fiscal																
Infrastructures		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Équipements		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Sommes amortissements		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Couts variables																
Énergie		181 782 \$	203 350 \$	206 968 \$	208 987 \$	211 029 \$	213 091 \$	215 174 \$	217 277 \$	219 402 \$	212 951 \$	215 033 \$	217 135 \$	219 258 \$	221 403 \$	223 569 \$
Salaires		160 650 \$	163 060 \$	165 506 \$	167 988 \$	170 508 \$	173 066 \$	175 662 \$	178 297 \$	180 971 \$	183 686 \$	186 441 \$	189 237 \$	192 076 \$	194 957 \$	197 882 \$
Alimentation		242 348 \$	595 806 \$	650 293 \$	663 299 \$	676 565 \$	690 097 \$	703 898 \$	717 976 \$	732 336 \$	746 983 \$	761 922 \$	777 161 \$	792 704 \$	808 558 \$	824 729 \$
Assurance poisson		7 065 \$	18 917 \$	20 078 \$	20 277 \$	20 479 \$	20 684 \$	20 891 \$	21 100 \$	21 311 \$	16 409 \$	16 573 \$	16 739 \$	16 906 \$	17 075 \$	17 246 \$
Autres dépenses		16 201 \$	42 992 \$	47 084 \$	48 026 \$	48 986 \$	49 966 \$	50 965 \$	51 985 \$	53 024 \$	54 085 \$	55 167 \$	56 270 \$	57 395 \$	58 543 \$	59 714 \$
Contingence		91 207 \$	153 619 \$	163 489 \$	166 287 \$	169 135 \$	172 035 \$	174 989 \$	177 995 \$	181 057 \$	182 117 \$	185 270 \$	188 481 \$	191 751 \$	195 080 \$	198 471 \$
Somme couts variables		699 253 \$	1 177 743 \$	1 253 419 \$	1 274 863 \$	1 296 703 \$	1 318 939 \$	1 341 579 \$	1 364 630 \$	1 388 101 \$	1 396 231 \$	1 420 406 \$	1 445 023 \$	1 470 091 \$	1 495 617 \$	1 521 610 \$
Couts fixes																
Licence		114 \$	116 \$	119 \$	121 \$	123 \$	126 \$	128 \$	131 \$	134 \$	136 \$	139 \$	142 \$	145 \$	147 \$	150 \$
Taxes		101 843 \$	103 879 \$	105 957 \$	108 076 \$	110 238 \$	112 443 \$	114 691 \$	116 985 \$	119 325 \$	121 711 \$	124 146 \$	126 629 \$	129 161 \$	131 744 \$	134 379 \$
Assurances		8 815 \$	8 991 \$	9 171 \$	9 354 \$	9 541 \$	9 732 \$	9 927 \$	10 125 \$	10 328 \$	10 534 \$	10 745 \$	10 960 \$	11 179 \$	11 403 \$	11 631 \$
Administration		5 000 \$	5 100 \$	5 202 \$	5 306 \$	5 412 \$	5 520 \$	5 631 \$	5 743 \$	5 858 \$	5 975 \$	6 095 \$	6 217 \$	6 341 \$	6 468 \$	6 597 \$
Commercialisation		5 000 \$	5 100 \$	5 202 \$	5 306 \$	5 412 \$	5 520 \$	5 631 \$	5 743 \$	5 858 \$	5 975 \$	6 095 \$	6 217 \$	6 341 \$	6 468 \$	6 597 \$
Somme couts fixes		120 771 \$	123 187 \$	125 650 \$	128 163 \$	130 727 \$	133 341 \$	136 008 \$	138 728 \$	141 503 \$	144 333 \$	147 219 \$	150 164 \$	153 167 \$	156 230 \$	159 355 \$
Revenus																
Ventes		0 \$	241 895 \$	488 628 \$	493 514 \$	498 449 \$	503 434 \$	508 468 \$	513 553 \$	518 688 \$	523 875 \$	523 875 \$	523 875 \$	523 875 \$	523 875 \$	523 875 \$
Somme revenus		0 \$	241 895 \$	488 628 \$	493 514 \$	498 449 \$	503 434 \$	508 468 \$	513 553 \$	518 688 \$	523 875 \$	523 875 \$	523 875 \$	523 875 \$	523 875 \$	523 875 \$
Flux de trésorerie																
Bénéfices avant impôts		-820 025 \$	-1 059 035 \$	-890 441 \$	-909 512 \$	-928 980 \$	-948 846 \$	-969 118 \$	-989 805 \$	-1 010 915 \$	-1 016 688 \$	-1 043 750 \$	-1 071 312 \$	-1 099 382 \$	-1 127 972 \$	-1 157 090 \$
Impôts sur les bénéfices, dépréciation et amortissement		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Taxe récupérée lors de la dernière perte		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Flux net de trésorerie		-5 876 365 \$	-1 730 182 \$	-2 208 202 \$	-1 871 015 \$	-1 909 158 \$	-1 948 093 \$	-1 987 825 \$	-2 028 370 \$	-2 069 744 \$	-2 111 963 \$	-2 123 509 \$	-2 177 633 \$	-2 232 757 \$	-2 288 898 \$	-2 346 077 \$
Flux de trésorerie actualisé		-5 876 365 \$	-1 602 021 \$	-1 893 177 \$	-1 485 272 \$	-1 403 288 \$	-1 325 839 \$	-1 252 667 \$	-1 183 534 \$	-1 118 218 \$	-1 056 507 \$	-983 596 \$	-933 950 \$	-886 658 \$	-841 623 \$	-798 748 \$
Valeur actuelle nette		-23 399 403 \$														

Tableau 7.5. Estimation de l'état financier d'une pisciculture de Doré RAS d'une capacité de production de 100 T par année, étalée sur 15 ans

Année	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
Investissement	3 928 065 \$	593 873 \$	139 623 \$	143 700 \$	147 881 \$	152 168 \$	156 563 \$	161 069 \$	165 688 \$	170 421 \$	170 354 \$	180 431 \$	190 716 \$	201 177 \$	211 817 \$	222 641 \$
Fonds de roulement																
Fonds de roulement		534 896 \$	80 646 \$	84 724 \$	88 905 \$	93 192 \$	97 587 \$	102 093 \$	106 711 \$	111 445 \$	111 378 \$	121 454 \$	131 739 \$	142 200 \$	152 841 \$	163 664 \$
Remboursement du fonds de roulement		-534 896 \$	-80 646 \$	-84 724 \$	-88 905 \$	-93 192 \$	-97 587 \$	-102 093 \$	-106 711 \$	-111 445 \$	-111 378 \$	-121 454 \$	-131 739 \$	-142 200 \$	-152 841 \$	-163 664 \$
Amortissement fiscal																
Infrastructure		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Équipement		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Sommes amortissements		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Couts variables																
Énergie		90 439 \$	103 977 \$	104 924 \$	105 880 \$	106 845 \$	107 821 \$	108 805 \$	109 800 \$	110 805 \$	111 820 \$	112 824 \$	113 859 \$	114 904 \$	115 960 \$	117 026 \$
Salaires		160 650 \$	163 060 \$	165 506 \$	167 988 \$	170 508 \$	173 066 \$	175 662 \$	178 297 \$	180 971 \$	183 686 \$	186 441 \$	189 237 \$	192 076 \$	194 957 \$	197 882 \$
Alimentation		104 542 \$	106 633 \$	108 765 \$	110 941 \$	113 160 \$	115 423 \$	117 731 \$	120 086 \$	122 488 \$	124 937 \$	127 436 \$	129 985 \$	132 584 \$	135 236 \$	137 941 \$
Assurance poisson		5 965 \$	11 541 \$	11 657 \$	11 773 \$	11 891 \$	12 010 \$	12 130 \$	12 251 \$	12 374 \$	12 498 \$	12 613 \$	12 739 \$	12 867 \$	12 995 \$	13 125 \$
Autres dépenses		29 863 \$	30 460 \$	31 069 \$	31 691 \$	32 325 \$	32 971 \$	33 631 \$	34 303 \$	34 989 \$	31 412 \$	32 040 \$	32 681 \$	33 335 \$	34 001 \$	34 681 \$
Contingence		58 719 \$	62 351 \$	63 288 \$	64 241 \$	65 209 \$	66 194 \$	67 194 \$	68 211 \$	69 244 \$	69 653 \$	70 703 \$	71 775 \$	72 865 \$	73 973 \$	75 098 \$
Somme couts variables		450 177 \$	478 022 \$	485 209 \$	492 514 \$	499 938 \$	507 484 \$	515 153 \$	522 948 \$	530 871 \$	534 005 \$	542 057 \$	550 277 \$	558 631 \$	567 123 \$	575 754 \$
Couts fixes																
Licence		114 \$	116 \$	119 \$	121 \$	123 \$	126 \$	128 \$	131 \$	134 \$	136 \$	139 \$	142 \$	145 \$	147 \$	150 \$
Taxes		68 713 \$	70 088 \$	71 489 \$	72 919 \$	74 378 \$	75 865 \$	77 382 \$	78 930 \$	80 509 \$	82 119 \$	83 761 \$	85 436 \$	87 145 \$	88 888 \$	90 666 \$
Assurances		5 892 \$	6 010 \$	6 130 \$	6 253 \$	6 378 \$	6 505 \$	6 635 \$	6 768 \$	6 904 \$	7 042 \$	7 182 \$	7 326 \$	7 473 \$	7 622 \$	7 774 \$
Administration		5 000 \$	5 100 \$	5 202 \$	5 306 \$	5 412 \$	5 520 \$	5 631 \$	5 743 \$	5 858 \$	5 975 \$	6 095 \$	6 217 \$	6 341 \$	6 468 \$	6 597 \$
Commercialisation		5 000 \$	5 100 \$	5 202 \$	5 306 \$	5 412 \$	5 520 \$	5 631 \$	5 743 \$	5 858 \$	5 975 \$	6 095 \$	6 217 \$	6 341 \$	6 468 \$	6 597 \$
Somme couts fixes		84 719 \$	86 414 \$	88 142 \$	89 905 \$	91 703 \$	93 537 \$	95 408 \$	97 316 \$	99 262 \$	101 248 \$	103 273 \$	105 338 \$	107 445 \$	109 594 \$	111 786 \$
Revenus																
Ventes		0 \$	483 790 \$	488 628 \$	493 514 \$	498 449 \$	503 434 \$	508 468 \$	513 553 \$	518 688 \$	523 875 \$	523 875 \$	523 875 \$	523 875 \$	523 875 \$	523 875 \$
Somme revenus		0 \$	483 790 \$	488 628 \$	493 514 \$	498 449 \$	503 434 \$	508 468 \$	513 553 \$	518 688 \$	523 875 \$	523 875 \$	523 875 \$	523 875 \$	523 875 \$	523 875 \$
Flux de trésorerie																
Bénéfices avant impôts		-534 896 \$	-80 646 \$	-84 724 \$	-88 905 \$	-93 192 \$	-97 587 \$	-102 093 \$	-106 711 \$	-111 445 \$	-111 378 \$	-121 454 \$	-131 739 \$	-142 200 \$	-152 841 \$	-163 664 \$
Impôts sur les bénéfices, dépréciation et amortissement		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Taxe récupérée lors de la dernière perte		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Flux net de trésorerie		-3 928 065 \$	-1 128 769 \$	-220 269 \$	-228 424 \$	-236 786 \$	-245 360 \$	-254 150 \$	-263 162 \$	-272 398 \$	-281 866 \$	-281 732 \$	-301 886 \$	-322 455 \$	-343 377 \$	-364 658 \$
Flux de trésorerie actualisé		-3 928 065 \$	-1 045 157 \$	-188 845 \$	-181 330 \$	-174 045 \$	-166 988 \$	-160 158 \$	-153 552 \$	-147 168 \$	-141 003 \$	-130 496 \$	-129 474 \$	-128 051 \$	-126 259 \$	-124 152 \$
Valeur actuelle nette		-7 046 522 \$														

Tableau 7.6. Estimation de l'état financier d'une pisciculture de Perchaude <i>flow through</i> d'une capacité de production de 100 T par année, étalée sur 15 ans																
Année	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
Investissement	4 516 425 \$	367 279 \$	-148 939 \$	109 170 \$	109 170 \$	109 170 \$	109 170 \$	109 170 \$	109 170 \$	109 170 \$	109 170 \$	109 170 \$	109 170 \$	109 170 \$	109 170 \$	109 170 \$
Fonds de roulement																
Fonds de roulement		258 109 \$	-258 109 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Remboursement du fonds de roulement		-258 109 \$	258 109 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Amortissement fiscal																
Infrastructures		0 \$	2 471 \$	0 \$	2 659 \$	39 900 \$	42 157 \$	37 942 \$	34 148 \$	484 \$	3 115 \$	30 373 \$	27 336 \$	24 602 \$	22 142 \$	788 \$
Équipements		0 \$	1 217 \$	0 \$	1 309 \$	19 652 \$	36 728 \$	35 503 \$	17 239 \$	238 \$	1 534 \$	19 863 \$	36 924 \$	35 684 \$	17 405 \$	388 \$
<i>Sommes amortissements</i>		0 \$	3 688 \$	0 \$	3 968 \$	59 552 \$	78 886 \$	73 444 \$	51 387 \$	722 \$	4 649 \$	50 236 \$	64 260 \$	60 286 \$	39 547 \$	1 176 \$
Couts variables																
Énergie		23 986 \$	44 858 \$	45 301 \$	45 748 \$	46 199 \$	46 655 \$	47 115 \$	47 580 \$	48 050 \$	48 524 \$	49 003 \$	49 487 \$	49 976 \$	50 469 \$	50 968 \$
Salaires		128 520 \$	130 448 \$	132 405 \$	134 391 \$	136 406 \$	138 453 \$	140 529 \$	142 637 \$	144 777 \$	146 948 \$	149 153 \$	151 390 \$	153 661 \$	155 966 \$	158 305 \$
Alimentation		6 337 \$	36 432 \$	37 161 \$	37 904 \$	38 662 \$	39 435 \$	40 224 \$	41 028 \$	41 849 \$	42 686 \$	43 540 \$	44 410 \$	45 299 \$	46 205 \$	47 129 \$
Assurance poisson		2 902 \$	18 468 \$	18 652 \$	18 839 \$	19 027 \$	19 217 \$	19 410 \$	19 604 \$	19 800 \$	19 998 \$	20 198 \$	20 400 \$	20 604 \$	20 810 \$	21 018 \$
Autres dépenses		4 523 \$	26 023 \$	26 544 \$	27 075 \$	27 616 \$	28 168 \$	28 732 \$	29 306 \$	29 893 \$	30 490 \$	31 100 \$	31 722 \$	32 357 \$	33 004 \$	33 664 \$
Contingence		16 627 \$	2 562 \$	2 601 \$	2 640 \$	2 679 \$	2 719 \$	2 760 \$	2 802 \$	2 844 \$	2 886 \$	2 930 \$	2 974 \$	3 019 \$	3 065 \$	3 111 \$
<i>Somme couts variables</i>		182 895 \$	258 791 \$	262 663 \$	266 595 \$	270 590 \$	274 648 \$	278 770 \$	282 957 \$	287 211 \$	291 533 \$	295 923 \$	300 383 \$	304 914 \$	309 517 \$	314 194 \$
Couts fixes																
Licence		114 \$	116 \$	119 \$	121 \$	123 \$	126 \$	128 \$	131 \$	134 \$	136 \$	139 \$	142 \$	145 \$	147 \$	150 \$
Taxes		58 325 \$	59 492 \$	60 682 \$	61 895 \$	63 133 \$	64 396 \$	65 684 \$	66 998 \$	68 338 \$	69 704 \$	71 098 \$	72 520 \$	73 971 \$	75 450 \$	76 959 \$
Assurances		6 775 \$	6 910 \$	7 048 \$	7 189 \$	7 333 \$	7 480 \$	7 629 \$	7 782 \$	7 938 \$	8 096 \$	8 258 \$	8 423 \$	8 592 \$	8 764 \$	8 939 \$
Administration		5 000 \$	5 100 \$	5 202 \$	5 306 \$	5 412 \$	5 520 \$	5 631 \$	5 743 \$	5 858 \$	5 975 \$	6 095 \$	6 217 \$	6 341 \$	6 468 \$	6 597 \$
Commercialisation		5 000 \$	5 100 \$	5 202 \$	5 306 \$	5 412 \$	5 520 \$	5 631 \$	5 743 \$	5 858 \$	5 975 \$	6 095 \$	6 217 \$	6 341 \$	6 468 \$	6 597 \$
<i>Somme couts fixes</i>		75 214 \$	76 718 \$	78 253 \$	79 818 \$	81 414 \$	83 042 \$	84 703 \$	86 397 \$	88 125 \$	89 888 \$	91 686 \$	93 519 \$	95 390 \$	97 297 \$	99 243 \$
Revenus																
Ventes		0 \$	612 060 \$	618 181 \$	624 362 \$	630 606 \$	636 912 \$	643 281 \$	649 714 \$	656 211 \$	662 773 \$	669 401 \$	676 095 \$	682 856 \$	689 685 \$	696 581 \$
<i>Somme revenus</i>		0 \$	612 060 \$	618 181 \$	624 362 \$	630 606 \$	636 912 \$	643 281 \$	649 714 \$	656 211 \$	662 773 \$	669 401 \$	676 095 \$	682 856 \$	689 685 \$	696 581 \$
Flux de trésorerie																
Bénéfices avant impôts		-258 109 \$	272 862 \$	277 265 \$	273 981 \$	219 051 \$	167 925 \$	172 225 \$	228 119 \$	280 153 \$	276 704 \$	221 603 \$	170 301 \$	174 420 \$	230 127 \$	281 968 \$
Impôts sur les bénéfices, dépréciation et amortissement		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Taxe récupérée lors de la dernière perte		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
<i>Flux net de trésorerie</i>	<i>-4 516 425 \$</i>	<i>-625 388 \$</i>	<i>421 801 \$</i>	<i>168 095 \$</i>	<i>164 811 \$</i>	<i>109 880 \$</i>	<i>58 754 \$</i>	<i>63 054 \$</i>	<i>118 948 \$</i>	<i>170 982 \$</i>	<i>167 533 \$</i>	<i>112 432 \$</i>	<i>61 131 \$</i>	<i>65 249 \$</i>	<i>120 957 \$</i>	<i>172 798 \$</i>
Flux de trésorerie actualisé	-4 516 425 \$	-579 063 \$	361 626 \$	133 439 \$	121 141 \$	74 783 \$	37 025 \$	36 792 \$	64 264 \$	85 534 \$	77 600 \$	48 220 \$	24 276 \$	23 992 \$	41 181 \$	54 473 \$
Valeur actuelle nette	-3 911 142 \$															

Tableau 7.7. Estimation de l'état financier d'une pisciculture de Perchaude RAS d'une capacité de production de 100 T par année, étalée sur 15 ans

Année	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
Investissement	11 418 000 \$	770 049 \$	222 374 \$	226 560 \$	230 862 \$	235 283 \$	239 824 \$	244 490 \$	249 283 \$	254 205 \$	259 259 \$	270 252 \$	281 432 \$	292 804 \$	304 370 \$	316 135 \$
Fonds de roulement																
Fonds de roulement		574 885 \$	27 210 \$	31 396 \$	35 698 \$	40 118 \$	44 660 \$	49 326 \$	54 119 \$	59 041 \$	64 095 \$	75 087 \$	86 268 \$	97 639 \$	109 206 \$	120 971 \$
Remboursement du fonds de roulement		-574 885 \$	-27 210 \$	-31 396 \$	-35 698 \$	-40 118 \$	-44 660 \$	-49 326 \$	-54 119 \$	-59 041 \$	-64 095 \$	-75 087 \$	-86 268 \$	-97 639 \$	-109 206 \$	-120 971 \$
Amortissement fiscal																
Infrastructures		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Équipements		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
<i>Sommes amortissements</i>		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Coûts variables																
Énergie		113 271 \$	124 286 \$	125 508 \$	126 743 \$	127 990 \$	129 250 \$	130 522 \$	131 806 \$	133 104 \$	134 415 \$	135 738 \$	137 075 \$	138 426 \$	139 790 \$	141 167 \$
Salaires		160 650 \$	163 060 \$	165 506 \$	167 988 \$	170 508 \$	173 066 \$	175 662 \$	178 297 \$	180 971 \$	183 686 \$	186 441 \$	189 237 \$	192 076 \$	194 957 \$	197 882 \$
Alimentation		22 157 \$	44 817 \$	45 713 \$	46 628 \$	47 560 \$	48 511 \$	49 481 \$	50 471 \$	51 481 \$	52 510 \$	53 560 \$	54 632 \$	55 724 \$	56 839 \$	57 975 \$
Assurance poisson		15 162 \$	17 510 \$	17 685 \$	17 862 \$	18 041 \$	18 221 \$	18 403 \$	18 587 \$	18 773 \$	18 961 \$	19 150 \$	19 342 \$	19 535 \$	19 731 \$	19 928 \$
Autres dépenses		15 829 \$	32 018 \$	32 658 \$	33 311 \$	33 977 \$	34 657 \$	35 350 \$	36 057 \$	36 778 \$	37 514 \$	37 514 \$	37 514 \$	37 514 \$	37 514 \$	37 514 \$
Contingence		32 707 \$	38 169 \$	38 707 \$	39 253 \$	39 808 \$	40 370 \$	40 942 \$	41 522 \$	42 111 \$	42 708 \$	43 240 \$	43 780 \$	44 328 \$	44 883 \$	45 447 \$
<i>Somme coûts variables</i>		359 776 \$	419 859 \$	425 777 \$	431 785 \$	437 884 \$	444 075 \$	450 360 \$	456 740 \$	463 218 \$	469 793 \$	475 644 \$	481 580 \$	487 603 \$	493 713 \$	499 912 \$
Coûts fixes																
Licence		114 \$	116 \$	119 \$	121 \$	123 \$	126 \$	128 \$	131 \$	134 \$	136 \$	139 \$	142 \$	145 \$	147 \$	150 \$
Taxes		187 868 \$	191 625 \$	195 458 \$	199 367 \$	203 354 \$	207 421 \$	211 570 \$	215 801 \$	220 117 \$	224 519 \$	229 010 \$	233 590 \$	238 262 \$	243 027 \$	247 888 \$
Assurances		17 127 \$	17 470 \$	17 819 \$	18 175 \$	18 539 \$	18 910 \$	19 288 \$	19 674 \$	20 067 \$	20 468 \$	20 878 \$	21 295 \$	21 721 \$	22 156 \$	22 599 \$
Administration		5 000 \$	5 100 \$	5 202 \$	5 306 \$	5 412 \$	5 520 \$	5 631 \$	5 743 \$	5 858 \$	5 975 \$	6 095 \$	6 217 \$	6 341 \$	6 468 \$	6 597 \$
Commercialisation		5 000 \$	5 100 \$	5 202 \$	5 306 \$	5 412 \$	5 520 \$	5 631 \$	5 743 \$	5 858 \$	5 975 \$	6 095 \$	6 217 \$	6 341 \$	6 468 \$	6 597 \$
<i>Somme coûts fixes</i>		215 109 \$	219 411 \$	223 799 \$	228 275 \$	232 841 \$	237 498 \$	242 247 \$	247 092 \$	252 034 \$	257 075 \$	262 216 \$	267 461 \$	272 810 \$	278 266 \$	283 832 \$
Revenus																
Ventes		0 \$	612 060 \$	618 181 \$	624 362 \$	630 606 \$	636 912 \$	643 281 \$	649 714 \$	656 211 \$	662 773 \$	662 773 \$	662 773 \$	662 773 \$	662 773 \$	662 773 \$
<i>Somme revenus</i>		0 \$	612 060 \$	618 181 \$	624 362 \$	630 606 \$	636 912 \$	643 281 \$	649 714 \$	656 211 \$	662 773 \$	662 773 \$	662 773 \$	662 773 \$	662 773 \$	662 773 \$
Flux de trésorerie																
Bénéfices avant impôts		-574 885 \$	-27 210 \$	-31 396 \$	-35 698 \$	-40 118 \$	-44 660 \$	-49 326 \$	-54 119 \$	-59 041 \$	-64 095 \$	-75 087 \$	-86 268 \$	-97 639 \$	-109 206 \$	-120 971 \$
Impôts sur les bénéfices, dépréciation et amortissement		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
Taxe récupérée lors de la dernière perte		0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$	0 \$
<i>Flux net de trésorerie</i>	<i>-11 418 000 \$</i>	<i>-1 344 933 \$</i>	<i>-249 585 \$</i>	<i>-257 956 \$</i>	<i>-266 560 \$</i>	<i>-275 401 \$</i>	<i>-284 485 \$</i>	<i>-293 816 \$</i>	<i>-303 401 \$</i>	<i>-313 246 \$</i>	<i>-323 355 \$</i>	<i>-345 339 \$</i>	<i>-367 700 \$</i>	<i>-390 443 \$</i>	<i>-413 576 \$</i>	<i>-437 106 \$</i>
Flux de trésorerie actualisé	-11 418 000 \$	-1 245 309 \$	-213 979 \$	-204 774 \$	-195 929 \$	-187 433 \$	-179 274 \$	-171 439 \$	-163 918 \$	-156 701 \$	-149 776 \$	-148 110 \$	-146 019 \$	-143 565 \$	-140 806 \$	-137 794 \$
Valeur actuelle nette	-15 002 825 \$															