







**ACIDES GRAS ALIMENTAIRES ET RÉSISTANCE AU STRESS CHEZ LE  
BAR RAYÉ (*Morone saxatilis*)**

Mémoire présenté  
dans le cadre du programme de maîtrise en océanographie  
en vue de l'obtention du grade de maître ès sciences

PAR  
© EMELINE DURAND ROMÉLUS

*novembre 2019*

**Composition du jury :**

**Réjean TREMBLAY, président du jury, Université du Québec à Rimouski**

**Céline AUDET, directrice de recherche, Université du Québec à Rimouski**

**Denis CHABOT, codirecteur de recherche, Institut Maurice-Lamontagne**

**Sébastien PLANTE, examinateur externe, Université de Moncton (campus de Shippagan)**

Dépôt initial le 29 août 2019

Dépôt final le 26 novembre 2019

## UNIVERSITÉ DU QUÉBEC À RIMOUSKI

## Service de la bibliothèque

## Avertissement

La diffusion de ce mémoire ou de cette thèse se fait dans le respect des droits de son auteur, qui a signé le formulaire « *Autorisation de reproduire et de diffuser un rapport, un mémoire ou une thèse* ». En signant ce formulaire, l'auteur concède à l'Université du Québec à Rimouski une licence non exclusive d'utilisation et de publication de la totalité ou d'une partie importante de son travail de recherche pour des fins pédagogiques et non commerciales. Plus précisément, l'auteur autorise l'Université du Québec à Rimouski à reproduire, diffuser, prêter, distribuer ou vendre des copies de son travail de recherche à des fins non commerciales sur quelque support que ce soit, y compris l'internet. Cette licence et cette autorisation n'entraînent pas une renonciation de la part de l'auteur à ses droits moraux ni à ses droits de propriété intellectuelle. Sauf entente contraire, l'auteur conserve la liberté de diffuser et de commercialiser ou non ce travail dont il possède un exemplaire.

Ce mémoire est dédié à ma mère, Vernette JEAN BAPTISTE qui a sacrifié son bien-être à ma réussite.

## REMERCIEMENTS

À l'Éternel, mon Dieu qui a toujours été là à mes côtés durant chaque seconde de cette maîtrise et qui a exercé mes mains au combat jusqu'à remporter la victoire finale.

Mes remerciements vont en premier lieu à ma directrice de recherche, Céline AUDET, qui n'avait pas hésité à m'accueillir, dès la première demande, dans son équipe de recherche. Ainsi, je tiens à l'adresser de vifs remerciements pour sa patience, sa disponibilité malgré ses multiples obligations, ses corrections instructives et pour avoir à maintes reprises encouragé mon travail. Avec elle, mon parcours universitaire durant ses deux ans a été très enrichi.

Je tiens à présenter de sincères remerciements à mon co-directeur de recherche Denis CHABOT pour avoir soutenu ce travail de recherche avec d'intéressants commentaires et corrections et pour m'avoir aidé dans la conception et l'application de formules.

Je remercie également Guy CLAIREAUX pour avoir participé dans les débuts de ce projet de maîtrise

Comment ne pas remercier Clémence GOURTAY qui durant ses études au doctorat avait accepté que j'intègre son projet de recherche lorsque j'étais obligée d'abandonner mon projet d'origine sur l'épigénétique de l'omble de fontaine. Je la remercie également pour sa disponibilité, son sens du travail en équipe, son élan à toujours vouloir aider les autres et pour son support appréciable dans la réalisation des analyses supplémentaires de laboratoire.

J'adresse mes remerciements à Sébastien PLANTE pour avoir examiné ce travail de recherche comme membre externe.

J'exprime ma reconnaissance envers Réjean TREMBLAY, Jean-Bruno NADALINI et Thibault ANDROUIN pour l'aide à l'obtention de données supplémentaires en vue de la publication de ces travaux.

Merci aussi à mes collègues de laboratoire, Léopold GHINTER et María Angélica Martínez SILVA pour votre collaboration.

Je remercie le Programme de Développement de la Pêche Artisanale du Ministère de l'Agriculture en Haïti pour avoir financé à travers la Banque Interaméricaine de Développement cette maîtrise en océanographie.

Merci à Martine BELZILE et à Marielle LEPAGE pour leur gentillesse dans l'accomplissement de leurs tâches administratives.

Un remerciement spécial aux familles LEMELIN et CADET, mes frères et sœurs dans la foi et compagnons de route qui m'ont permis de changer d'atmosphère durant toute la durée de mon séjour.

J'exprime ma profonde reconnaissance envers toute ma famille dont le soutien et l'amour ont su traverser la distance pour me réconforter durant ces années d'études. Ainsi, je tiens à remercier de manière particulière mes parents, mon oncle et ma tante pour leur présence chaleureuse dans ma vie et leur encouragement continu, de même que mon parrain et ma marraine pour leur geste d'attention à travers des appels et messages hebdomadaires.

Enfin, un grand merci à tous ceux et celles qui ont participé de près ou de loin à la réalisation de ce projet d'étude.

## RÉSUMÉ

Les acides gras polyinsaturés à longue chaîne (AGLPIs) sont essentiels dans de nombreux processus physiologiques comme la croissance et la résistance au stress chez les poissons. Le phytoplancton est la source principale d'AGLPI dans les écosystèmes aquatiques, particulièrement marins. Ainsi, la diminution attendue de la proportion des AGLPIs dans le phytoplancton liée au réchauffement climatique pourrait affecter la disponibilité en AGLPI dans le réseau trophique et influencer ainsi la performance physiologique des poissons. Les deux objectifs de cette étude sont de: 1) vérifier si la teneur en acides gras de l'aliment modifie les compétences physiologiques du bar rayé face au stress, 2) et d'étudier les composantes physiologiques pouvant expliquer les différences interindividuelles de résistance à un stress thermique. Deux groupes de bar rayé (*Morone saxatilis*) (masse:  $8.50 \pm 2.16$  g, longueur:  $7.2 \pm 0.7$  cm) ont été nourris avec deux aliments iso-énergétiques et iso-protéiques contenant des proportions différentes en AGLPI tels que l'acide eicosapentaénoïque (EPA) et l'acide docosahexaénoïque (DHA). Ces deux groupes ont été soumis à un stress thermique aigu consistant à augmenter rapidement la température, en identifiant et en sortant des bassins expérimentaux les bars au fur et à mesure qu'ils perdaient l'équilibre. Trois sous-ensembles ont été comparés: les plus sensibles au stress, les poissons modérément sensibles et les plus résistants. Les résultats ont indiqué que la composition en acides gras de l'aliment influençait la tolérance thermique chez les bars rayés. Les individus modérément sensibles, nourris avec l'aliment appauvri en AGLPI, montraient une tolérance thermique significativement supérieure en comparaison de ceux nourris avec l'aliment plus riche. Les indices de Fulton, de gras péri-viscéral et hépato-somatique ainsi que le contenu en glycogène hépatique étaient significativement plus élevés chez les juvéniles les plus tolérants (médiants et résistants), sans effet de l'aliment. Ces résultats indiquent que les animaux les plus sensibles étaient ceux qui avaient la moins bonne condition énergétique. Néanmoins, la condition ne permettait pas de distinguer les médians des résistants, ni les médians nourris avec les deux aliments, indiquant que la source des différences réside à d'autres niveaux d'organisation. Les longueurs, indices cardio-somatique et viscéro-somatique étaient similaires entre tous les juvéniles. Le lactate cardiaque était très faible mais significativement plus élevé chez les juvéniles les plus résistants sans effet de l'aliment.

Mots clés : AGLPI, régime alimentaire, bar rayé *Morone saxatilis*, maximum thermique critique, performance.

## ABSTRACT

Highly unsaturated fatty acids (HUFA) are essential for the completion of many physiological processes such as growth and stress tolerance in fish. Phytoplankton is the main source of HUFA in aquatic ecosystems, particularly in marine environments. Therefore, the expected reduction in phytoplankton HUFA content related to global warming could affect the HUFA availability in the food web and then impact fish physiological performance. The two objectives of this study were 1) to test if the diet's fatty acid content alters physiological performance under stress, and 2) to assess which physiological components may explain inter-individual variations in temperature stress tolerance. Two groups of striped bass (*Morone saxatilis*) (fork mass:  $8.50 \pm 2.16$  g; fork length:  $7.2 \pm 0.7$  cm) were fed isoenergetic and isoproteic diets containing different proportions of HUFA such as eicosapentaenoic acid (EPA) and docosahexaenoic acid (DHA). These two groups were exposed to a gradual increase in water temperature until they lost equilibrium. Three sub-groups were compared: the most stress sensitive individuals, those which were moderately sensitive, and the most stress resistant. The results indicated that dietary HUFA content impacts thermal stress tolerance in striped bass. Median temperature tolerant juveniles fed the "low HUFA" diet showed significantly higher tolerance to thermal challenge compared to those fed the enriched diet. Fulton index, mesenteric fat and hepatosomatic indices, and the liver glycogen content were significantly higher in the juveniles tolerant to stress (median and resistant), without effect of diet. These results indicated that the most stress sensitive juveniles were those with the lowest energetic condition. However, body condition did not allow to differentiate between median and the most stress resistant juveniles, indicating that other factors should be involved. Body length, cardiosomatic and viscerosomatic indices were similar among all sub-groups. Heart lactate was very low, irrespective of diet, but significantly higher in the stress resistant juveniles.

Key words: HUFA, diet, striped bass *Morone saxatilis*, critical thermal maxima, performance.

## TABLE DES MATIÈRES

<b>REMERCIEMENTS .....</b>	<b>v</b>
<b>RÉSUMÉ .....</b>	<b>vii</b>
<b>ABSTRACT .....</b>	<b>viii</b>
<b>TABLE DES MATIÈRES.....</b>	<b>ix</b>
<b>LISTE DES TABLEAUX.....</b>	<b>xii</b>
<b>LISTE DES FIGURES .....</b>	<b>xiii</b>
<b>INTRODUCTION .....</b>	<b>1</b>
1.1 PRÉSENTATION DES ACIDES GRAS INSATURÉS .....	1
1.2 APPORT DES ACIDES GRAS DANS LE MILIEU NATUREL: BAISSSE ATTENDUE EN MILIEU AQUATIQUE AVEC LES CHANGEMENTS CLIMATIQUES .....	3
1.3 NÉCESSITÉ DE L'APPROVISIONNEMENT EN ACIDES GRAS POLYINSATURÉS DANS L'ALIMENTATION DES POISSONS.....	4
1.4 IMPORTANCE DE L'EPA ET DU DHA DANS LA RÉSISTANCE AU STRESS .....	5
1.5 PERFORMANCES ET RÉSISTANCE AU STRESS DES POISSONS ALIMENTÉS AVEC UN RÉGIME DÉFICITAIRE EN ACIDES GRAS ESSENTIELS.....	7
1.6 RÉPONSES GÉNÉRALES DE STRESS CHEZ LES POISSONS.....	8
1.7 EFFET DE LA TEMPÉRATURE SUR LES POISSONS .....	9
1.8 DÉTERMINATION DE LA LIMITE DE TOLÉRANCE THERMIQUE .....	10
1.9 MÉTHODE DE DÉTERMINATION DE TOLÉRANCE THERMIQUE .....	11
1.10 MAXIMUM THERMIQUE CRITIQUE.....	11
1.11 PRÉSENTATION DU BAR RAYÉ.....	12
1.12 DISTRIBUTION DU BAR RAYÉ.....	13
1.13 LE BAR RAYÉ DANS LE SAINT-LAURENT .....	15

1.14	BAR RAYÉ ET BESOINS NUTRITIONNELS EN AGLPI.....	17
1.15	OBJECTIFS DE L'ÉTUDE .....	17
<b>MATÉRIEL ET MÉTHODES.....</b>		<b>19</b>
2.1	ÉLEVAGE ET ALIMENTATION DES BARS RAYÉS.....	19
2.2	STRESS THERMIQUE ET ÉCHANTILLONNAGE .....	21
2.3	RÉSERVES ÉNERGÉTIQUES .....	24
2.4	LACTATE ET PYRUVATE CARDIAQUE .....	26
2.5	ANALYSES STATISTIQUES .....	26
<b>RÉSULTATS .....</b>		<b>28</b>
3.1	COMPARAISON DE SURVIE ENTRE LES DEUX RÉGIMES.....	28
3.2	MASSE, LONGUEUR, CONDITION ET HÉMATOCRITE .....	29
3.3	INDICES SOMATIQUES DES TISSUS ET ORGANES.....	32
3.4	LES RÉSERVES ÉNERGÉTIQUES HÉPATIQUES.....	33
3.5	LES MESURES MÉTABOLIQUES .....	35
<b>DISCUSSION .....</b>		<b>36</b>
4.1	PERFORMANCE PHYSIOLOGIQUE DES JUVÉNILES DE BAR RAYÉ .....	36
4.2	PERFORMANCE DES DIFFÉRENTES CATÉGORIES DE JUVÉNILES .....	40
4.3	TEMPÉRATURE DE PERTE D'ÉQUILIBRE .....	42
4.4	HÉMATOCRITE .....	43
4.5	RÉSERVES ÉNERGÉTIQUES ET TOLÉRANCE THERMIQUE .....	43
4.5.1	Facteur de condition et masse des juvéniles.....	43
4.5.2	Foie, gras péri-viscéral, réserves hépatiques et tolérance thermique .....	44
4.6	PRODUIT DU MÉTABOLISME (LACTATE).....	47
4.7	PERSPECTIVES .....	48

<b>CONCLUSION .....</b>	<b>50</b>
<b>RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES .....</b>	<b>52</b>
<b>ANNEXES .....</b>	<b>73</b>

**LISTE DES TABLEAUX**

Tableau 1: Composition des aliments expérimentaux.....	20
Tableau 2: Limites de tolérance thermique (en degrés-minutes) pour les juvéniles de bar rayé nourris avec les deux régimes alimentaires.....	29
Tableau 3: Résultats des ANOVAs à deux facteurs: Aliment (appauvri et riche en AGLPI) et Sensibilité (sensible, médian et résistant) sur la masse, la longueur, l'indice de Fulton, l'hématocrite et les indices de gras péri-viscéral, viscéro-somatique, cardio-somatique et hépato-somatique chez les bars juvéniles .....	30

## LISTE DES FIGURES

Figure 1: Position de la première liaison éthylénique dans les acides gras du groupe n-3.....	1
Figure 2: Voies de l'élongation et de désaturation de C-18 pour produire des acides gras polyinsaturés à longue chaîne (n-3) chez les poissons (tirée de glencross, 2009).....	5
Figure 3: Carte de la distribution du bar rayé par région naturelle et unités désignées.....	13
Figure 4: Carte de la distribution du bar rayé dans le fleuve Saint-Laurent.....	16
Figure 5: Température en fonction du temps dans les bassins expérimentaux.....	21
Figure 6: Degrés-minutes au cours de la durée de l'expérience pour les deux groupes expérimentaux. ....	23
Figure 7: Courbe de survie (Kaplan-Meier) des challenges thermiques réalisés avec les deux groupes de poissons (300 poissons par groupe) alimentés avec le régime riche et le régime appauvri en AGLPI.....	28
Figure 8: Masse des juvéniles de bar rayé en fonction de leur niveau de sensibilité. ....	31
Figure 9: Indice de Fulton chez les juvéniles de bars rayés en fonction de leur sensibilité à l'expérience de challenge thermique. ....	31
Figure 10: Indice hépato-somatique entre les juvéniles de bar rayé de sensibilité différente .....	32
Figure 11: Indice du gras péri-viscéral chez les juvéniles de bar rayé en fonction du niveau de sensibilité au test thermique.....	33
Figure 12: Glycogène hépatique chez les juvéniles de bar rayé en fonction de leur sensibilité au stress thermique .....	34

Figure 13: Contenu énergétique ( $\text{kJ g}^{-1}$ ) du foie entre individus sensibles et résistants lors de l'exposition à un stress thermique..... 34

Figure 14: Lactate cardiaque en fonction du niveau de sensibilité au stress thermique ..... 35

# CHAPITRE I

## INTRODUCTION

### 1.1 PRÉSENTATION DES ACIDES GRAS INSATURÉS

Les acides gras sont soit saturés (sans doubles liaisons) ou insaturés (présence de doubles liaisons, appelées aussi liaisons éthyléniques), à chaîne droite et pouvant contenir un nombre pair d'atomes de carbone allant de 2 à plus de 80. Les acides gras les plus communément présents dans les organismes vivants ont des chaînes carbonées comptant entre 12 et 22 atomes de carbone (Gunstone, 2012). En général, les acides gras insaturés présentent une configuration cis (Z) avec une double liaison située dans une position déterminée (Figure 1).

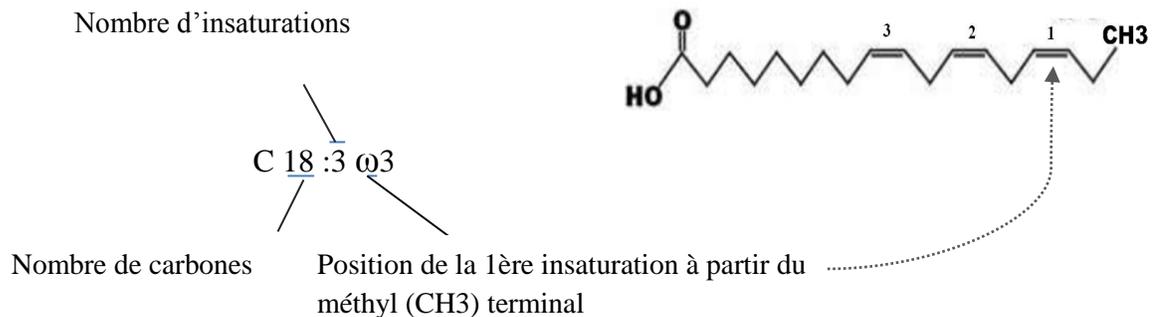


Figure 1: Position de la première liaison éthylénique dans les acides gras du groupe n-3 [exemple: l'acide alpha-linolénique (ALA)]

L'introduction de doubles liaisons dans les acides gras se fait le plus souvent chez ceux dont les chaînes de carbone ont 16 ou 18 atomes de carbone et ces modifications sont réalisées par des désaturases (Vance et Vance, 1985). Par exemple, les  $\Delta 5$  désaturases sont des enzymes qui permettent l'introduction de la 5<sup>e</sup> liaison éthylénique (Tocher, 2003). Les acides gras insaturés peuvent être monoinsaturés (avec une seule double liaison) ou polyinsaturés [renfermant plus d'une double liaison qui peuvent être coupées par un méthylène (CH<sub>2</sub>)] (Brett et Müller-Navara, 1997; Tocher, 2003). Les acides gras hautement

insaturés, [ou à longue chaîne polyinsaturés (AGLPI) (High unsaturated fatty acid (HUFA))], sont des sous-ensembles d'acides gras polyinsaturés ou (AGPI) (Brett et Müller-Navara, 1997). Selon Sargent et al. (1995), l'acide docosahexaénoïque [DHA (22: 6n-3)] et l'acide eicosapentaénoïque [EPA (20: 5n-3)] sont les plus importants parmi tous les AGLPIs à trois insaturations (n-3). Suivant la désignation des acides gras qui se fait selon leur longueur de chaîne d'atomes de carbone, le degré d'insaturation (nombre de doubles liaisons) et la position de ces doubles liaisons (Tocher, 2003), l'EPA (20:5n-3) et le DHA (22:6n-3) sont désignés comme des acide gras de 20 et 22 atomes de carbone respectivement, renfermant de manière respective 5 et 6 doubles liaisons dont la première est située sur le 3<sup>e</sup> atome de carbone à partir de la terminaison méthyl de la molécule (Tocher, 2003).

Les acides gras hautement insaturés peuvent aider au maintien de certaines fonctions de l'organisme (Sargent et al., 1995). Ils jouent trois fonctions majeures: carburants (principalement les triacylglycérols), constituants membranaires (phospholipides) et précurseurs des eicosanoïdes [les n-6, EPA et acide arachidonique (AA)] (McKenzie, 2001). Chez les poissons, les acides gras peuvent grâce à la  $\beta$ -oxydation mitochondriale, générer de l'énergie métabolique sous forme d'ATP (Sargent et al., 1989; Tocher, 2003). Les AGLPIs comme l'EPA et le DHA sont également essentiels pour le maintien de l'intégrité de la structure de plusieurs membranes cellulaires (Sargent et al., 1995). En effet, l'EPA et le DHA composent en grande partie les lipides polaires chez les poissons (Sargent et al., 2002) et ils aident au maintien de fonctions membranaires spécifiques et dans les phénomènes de fusion membranaire (Arts et al., 2009). Les AGPIs sont aussi des précurseurs dans la synthèse de certaines hormones (Brett et Müller-Navara, 1997). Les acides gras du groupe des n-3 sont essentiels pour assurer le métabolisme de divers produits du groupe des eicosanoïdes (Gunstone, 2012). L'EPA est essentiel pour la synthèse des hormones eicosanoïdes (Rawn, 1989) en jouant spécialement le rôle de modulateur dans la production des hormones leucotriènes (série 4) et prostanoïdes (série 2) (Sargent et al., 1995). Les eicosanoïdes peuvent agir dans la régulation du tonus

cardiovasculaire, la fonction neurale, les réponses inflammatoires (Tocher, 2003) ainsi que dans les réponses immunitaires (Sargent et al., 1993; Sargent et al., 2002; Glencross, 2009) par les prostaglandines en participant dans la fonction des lymphocytes et des macrophages (Johnson, 1985) qui font partie des mécanismes de défense du poisson (Waagbo, 1994). En outre, l'importance des acides gras est reconnue dans la synthèse cellulaire, le développement neuronal, la croissance (Tocher, 2010) et le fonctionnement endocrinien (Glencross, 2009). Chez un grand nombre d'organismes marins et d'eau douce, ils sont déterminants pour le maintien de forts taux de croissance (Brett et Müller-Navarra, 1997) et surtout chez les poissons marins carnivores, qui ont besoin d'un régime alimentaire riche en AGLPI (n-3) pour croître rapidement (Sargent et al., 2002).

## **1.2 APPORT DES ACIDES GRAS DANS LE MILIEU NATUREL: BAISSÉ ATTENDUE EN MILIEU AQUATIQUE AVEC LES CHANGEMENTS CLIMATIQUES**

Dans les écosystèmes marins, les AGLPIs, comme l'EPA et le DHA proviennent principalement du phytoplancton (Hixson et Arts 2016). Ainsi, dans le milieu marin, les sources principales d'EPA et de DHA sont les diatomées et les flagellés (Tocher, 2003). En eau douce, certaines espèces d'algues comme *Oscillatoria sp.* et *Cladophora sp.* renferment des niveaux détectables, mais peu élevés, de ces AGLPIs, généralement inexistantes chez les Cyanophyta et les Chlorophyta (Napolitano, 1999). L'EPA et le DHA du phytoplancton, à la base de la chaîne alimentaire, sont transmis via le zooplancton aux poissons (revu par Tocher, 2003) et sont bio-accumulés essentiellement dans le milieu marin (Glencross, 2009).

Plusieurs études suggèrent que l'augmentation de température pourrait diminuer la proportion en acides gras polyinsaturés chez le phytoplancton marin, ce qui semble être lié avec la modification de la composition en acides gras des membranes cellulaires (adaptation homéovisqueuse) (Hixson et Arts, 2016). Ainsi Thompson et al. (1992) soulignent la diminution de DHA, lors du réchauffement de l'eau, chez une espèce de phytoplancton marin, *T. pseudonana* et Renaud et al. (2002) mentionnent des diminutions

d'EPA et de DHA chez *Chaetoceros* sp., *Rhodomonas* sp., *Cryptomonas* sp., et prymnesiophyte NT19, encore une fois quand la température de l'eau augmente. Contrairement au phytoplancton marin, celui d'eau douce ne produit que l'ALA (Colombo et al., 2017), sauf certaines espèces qui contiennent de l'EPA et du DHA. En dehors du phytoplancton marin, Hixson et Arts (2016) font état également de diminution en AGLPI associée à une augmentation de température, chez quelques groupes de phytoplancton d'eau douce (diatomées, cryptophytes). En conséquence, l'augmentation des températures liée au réchauffement climatique pourrait provoquer une baisse de la disponibilité en AGLPI (n-3) à la base du réseau trophique et, de ce fait, jusqu'aux niveaux trophiques supérieurs (Leu et al., 2006).

### **1.3 NÉCESSITÉ DE L'APPROVISIONNEMENT EN ACIDES GRAS POLYINSATURÉS DANS L'ALIMENTATION DES POISSONS**

Les AGPIs doivent être apportés de façon optimale par le régime alimentaire (Bell et al., 1999). Les exigences en AGLPI (n-3) sont fortes chez les poissons marins (Sargent et al., 1987) et chez ces poissons, les exigences en AGLPI (n-3) ne peuvent être couvertes que par l'EPA et le DHA (Sargent et al., 1995). Les poissons d'eau douce, même s'ils ont besoin d'une source externe d'acides gras polyinsaturés (AGPIs), peuvent convertir les AGPIs (18n-3) et (18n-6) en des acides gras à longue chaîne polyinsaturés, comme 20:5n-3 et 22:6n-3 (Figure 2), ce que les poissons marins ne peuvent pas faire (Tocher et al., 1989; Tocher et Sargent, 1990; Sargent et al., 1995), en raison de la faible activité de la  $\Delta 5$  désaturase (Sargent et al., 1995) et/ou le manque de régulation de l'activité des enzymes élongases et désaturases (Mourente et Dick, 2002). Ainsi, selon Tocher (2003), l'absence complète des gènes requis chez les poissons marins n'explique pas leur incapacité à convertir 18: 3n-3 en 20: 5n-3 et 22: 6n-3 mais plutôt le manque d'expression d'un ou de plusieurs gènes requis.

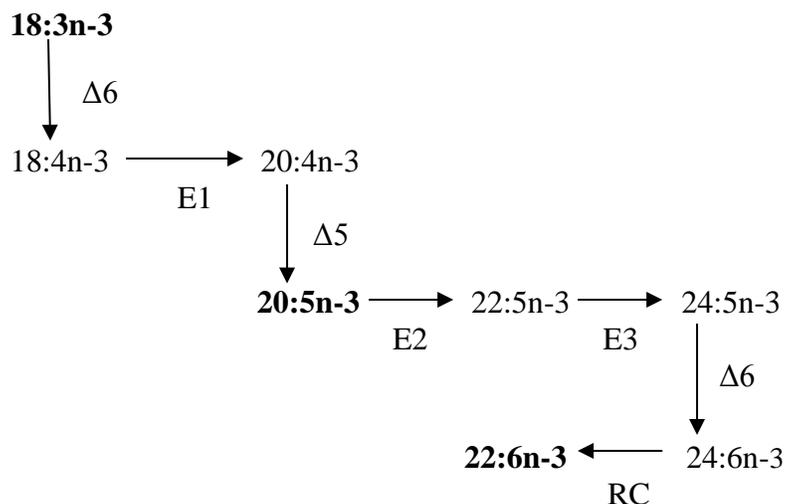


Figure 2: Voies de l'élancement et de désaturation de C-18 pour produire des acides gras polyinsaturés à longue chaîne (n-3) chez les poissons (tirée de Glencross, 2009). Les acides gras essentiels sont en caractère gras.  $\Delta 5$  et  $\Delta 6$ , représentent les réactions catalysées par les enzymes désaturases. E1, E2 et E3 désignent les réactions catalysées par les élongases. RC représente la réaction de raccourcissement de la chaîne dans le peroxysoxe.

#### 1.4 IMPORTANCE DE L'EPA ET DU DHA DANS LA RÉSISTANCE AU STRESS

Les acides gras peuvent jouer un rôle important dans la résistance au stress chez les poissons, surtout les acides gras hautement insaturés comme les AGLPIs (Jalali et al., 2010; Lavens et Sorgeloos, 1996). Il est reconnu que les AGLPIs tels l'EPA et le DHA peuvent réguler le métabolisme des poissons (Kanazawa, 1985). L'EPA est un précurseur des eicosanoïdes, identifiés comme étant un groupe de molécules biologiquement actives, qui jouent le rôle d'hormones locales (Sargent et al., 1995) et qui comprennent les thromboxanes, les leucotriènes et les prostaglandines (Brett and Muller-Navarra, 1997). Ces dernières participent a) au contrôle des processus osmorégulateurs et b) à la régulation de l'axe hypothalamus-hypophyse-interrénel qui joue un rôle majeur dans la réponse au stress (libération du cortisol) (Gupta et al., 1985; Van Praag et al., 1987; Wales, 1988). Les eicosanoïdes sont produits en grande quantité durant les situations stressantes (Sargent et al., 2002). Par ailleurs, il existe d'autres précurseurs des eicosanoïdes dont l'acide

arachidonique (C20 :4n-6), source immédiate des prostanoïdes série 2 et leucotriènes série 4 (Sargent et al., 1995).

De nombreuses études font état du rôle de l'EPA et du DHA dans la tolérance au stress chez les poissons. Kanazawa (1997) a montré qu'un régime contenant 2 % de DHA augmente la résistance au stress hypoxique chez la larve de la dorade rouge (*Pagrus major*) et qu'un régime riche en DHA et en phospholipides améliore la tolérance à l'augmentation de température chez les juvéniles de la sole marbrée (*Manda yoloahamae*). Selon McKenzie (2001), l'ajout d'AGLPI (n-3) augmenterait la tolérance à l'hypoxie chez l'anguille européenne et l'esturgeon adriatique. Kraul et al. (1991) et Watanabe (1993) ont rapporté une amélioration de la survie de larves de *Coryphaena hippurus* et de *Pagrus major*, respectivement, rapidement exposées à l'air libre avec des régimes enrichis en AGLPI (n-3), particulièrement avec ceux enrichis en DHA. Selon l'étude de Jalali et al. (2010), la résistance des juvéniles du grand esturgeon (*Huso huso*) aux stress de salinité et de température était plus élevée lorsqu'ils étaient nourris avec un régime en *Artemia urmiana* enrichi d'AGLPI et de vitamines C et E (pouvant contribuer au métabolisme de la dopamine). Les larves d'esturgeon ont également montré des augmentations de résistance au stress de pH avec une nourriture vivante contenant de grandes quantités d'AGLPI (n-3) (Abedian Kennari et al., 2007). D'autres résultats similaires d'amélioration de résistance au stress avec des aliments vivants enrichis en AGLPI, ont été relatés chez les larves de bar asiatique (*Lates calcarifer*) brusquement exposées à l'eau salée (65 ppm; Dhert et al., 1990) et chez les larves de mullet rayé (*Mugil cephalus*) physiquement manipulées (Ako et al., 1994). En conséquence, l'EPA et le DHA se révèlent efficaces pour améliorer la résistance au stress chez les poissons, d'autant plus que ces acides gras, surtout le DHA, jouent un rôle important dans le contrôle de la fluidité membranaire (Farkas et al., 1980) et une diminution des acides gras essentiels dans les écosystèmes marins avec le réchauffement climatique pourrait affecter les performances et la résistance au stress des poissons.

## **1.5 PERFORMANCES ET RÉSISTANCE AU STRESS DES POISSONS ALIMENTÉS AVEC UN RÉGIME DÉFICITAIRE EN ACIDES GRAS ESSENTIELS**

L'état nutritionnel des poissons peut jouer sur leurs capacités d'adaptation à n'importe quel stress environnemental (changement de température, diminution d'oxygène ou variation de salinité), qu'il soit chronique ou aigu (Salte et al., 1988). De ce fait, les réponses des animaux à leur environnement peuvent être influencées par les acides gras reçus dans leur alimentation (McKenzie, 2001). En effet, le profil des lipides tissulaires des poissons d'élevage peut être modifié par des huiles naturelles (marines ou d'origine terrestre) spécifiques ajoutées à leur régime alimentaire, ce qui peut ensuite affecter significativement leur physiologie respiratoire et cardiovasculaire (McKenzie, 2001) et leur niveau de résistance au stress (Mourente et al., 2005).

Certaines études démontrent que des aliments pauvres en DHA-EPA n'affectent pas la performance des poissons. C'est le cas de Bou et al. (2017) qui ont montré que la survie de saumons atlantiques (*Salmo salar*) de 182.9 à 379.7 g n'était pas influencée par un régime déficitaire en AGLPI et de Person-Le Ruyet et al. (2004) qui ont mis en évidence que la capacité d'adaptation à des températures élevées des juvéniles de bar européen, était légèrement affectée lorsque nourris durant 3 mois avec un régime alimentaire déficient en AGLPI (n-3).

Par ailleurs, d'autres études montrent des diminutions de niveau de performance et de résistance suite à une alimentation avec des régimes alimentaires pauvres en DHA-EPA, avec de faibles taux de croissance et des niveaux élevés de mortalités chez des truites arc-en-ciel (Castell et al., 1972), des juvéniles (Sargent et al., 1995) et des alevins de saumon atlantique (Ruyter et al., 2000). Miller et al. (2008) ont mis en évidence des perturbations du système immunitaire chez le saumon atlantique avec un régime déficient en AGLPI. Chez des juvéniles de bar européen nourris avec un régime faible en AGLPI, Gourtay et al. (2018) ont montré des diminutions du taux de croissance et un léger changement dans le profil des lipides polaires présents dans le muscle par rapport à ceux dont le régime était

riche en AGLPI. En outre, McKenzie (2001) a constaté que les taux métaboliques de base d'esturgeons et d'anguilles nourris avec un régime faible en AGLPI (n-3) étaient plus élevés par rapport à ceux dont le régime était enrichi en AGLPI (n-3). Les mêmes constatations ont été faites par Vagner et al. (2015) pour des juvéniles de *Liza aurata* recevant des régimes déficients en AGLPI (n-3) et chez qui le maintien des fonctions vitales demandait plus d'énergie durant un challenge thermique. Un moyen en effet, de déterminer la performance pour un régime déficitaire en AGLPI (n-3), serait de comparer la réponse à des stress aigus. Dans un tel contexte, la température est un agent de stress intéressant à considérer si on tient compte que les réponses à des facteurs de stress perçus sont en général non spécifiques (Barton, 2002).

## **1.6 RÉPONSES GÉNÉRALES DE STRESS CHEZ LES POISSONS**

Les réponses à n'importe quel stimulus ou facteur de stress troublant ou menaçant l'homéostasie d'un organisme sont généralement regroupées en trois niveaux: primaire, secondaire et tertiaire (revu par Barton, 2002).

La réponse primaire est caractérisée par la réponse hormonale qui suit immédiatement la perception du stress dans l'hypothalamus: cortisol et catécholamines (Kumar et al., 2015) comme l'épinephrine (adrénaline) et la norépinephrine (noradrénaline) (Stickney, 2000). Le cortisol est un marqueur très informatif de l'état de stress chez les poissons (Reddy et Leatherland, 1998). A fort niveau, il augmente souvent les taux de glycémie et de lactate qui peuvent être considérés à leur tour comme des indicateurs secondaires de stress chez le poisson (Teles et al., 2003; Simontacchi et al., 2008). Les réponses secondaires incluent également des changements métaboliques au niveau du glycogène hépatique et musculaire (Stickney, 2000), des paramètres hématologiques (Chatterjee et al., 2006) comme les leucocytes, érythrocytes et l'hémoglobine (Stickney, 2000) et l'activité de certaines enzymes régulant le métabolisme (Eckert et al., 1999; Dahlhoff, 2004). Parmi ces dernières, on peut mentionner les enzymes de la gluconéogenèse comme la Glucose-6-Phosphatase (G6Pase) et la Fructose-1, 6-Bisphosphatase (FBPase) (Dalvi et al., 2017), les

enzymes du métabolisme des protéines, principalement des transaminases, les enzymes de la voie glycolytique, comme l'hexokinase (HK) et la phosphofruktokinase (PFK) opérant au début de la séquence glycolytique, le pyruvate kinase (PK) et le lactate déshydrogénase (LDH) agissant à la fin de cette séquence (Carvalho et Fernandes, 2008; Kumar et al., 2015). À long terme, les corticoïdes et les catécholamines peuvent avoir directement ou indirectement des effets sur la performance (résistance aux maladies), le comportement (alimentation, survie) et la capacité reproductive des poissons (Stickney, 2000), ce que l'on appelle les réponses tertiaires qui peuvent impliquer également la suppression de la fonction immunitaire par le cortisol en inhibant l'activité des phagocytes et en réduisant les niveaux de lymphocytes qui circulent et la production d'anticorps (Wendelaar Bonga, 1997).

## **1.7 EFFET DE LA TEMPÉRATURE SUR LES POISSONS**

Tout changement dans la température de l'eau peut avoir un effet direct sur la physiologie des poissons (Killen et al., 2014). Ainsi, la température peut affecter l'activité métabolique (Malek et al., 2004; Heise et al., 2006; Kammer et al., 2011) en provoquant des changements dans le métabolisme des glucides (Woo, 1990; Das et al., 2006), des protéines (Bennemann, 1977) et des lipides (Hwang et Lin, 2002). Ces changements se traduisent le plus souvent par une augmentation globale du taux métabolique (Klepsatel et al., 2013), surtout chez les poissons acclimatés à des températures élevées (Dalvi et al., 2017), associées à l'accroissement des vitesses de réactions chimiques.

En effet, il existe une forte dépendance entre la température et les vitesses des réactions chimiques, surtout les réactions enzymatiques. Les enzymes sont des protéines catalysant les réactions métaboliques. La température influence la vitesse des réactions enzymatiques en raison de l'accroissement de l'énergie cinétique. À température trop élevée, les protéines sont dénaturées (Eckert et al., 1999). La température de l'eau peut ainsi affecter l'activité des enzymes des métabolismes anaérobie et aérobie tels que la lactate déshydrogénase

(LDH), la pyruvate kinase (PK), la phosphofructokinase (PFK) (Abdel-Tawwab et Wafeek, 2017) ou la glucokinase (GK) (Kumar et al., 2011).

Une augmentation de 10 °C de la température du milieu peut doubler (voire tripler) le taux métabolique (Eckert et al., 1999). En conséquence, un poisson dépense beaucoup d'énergie pour maintenir ces taux métaboliques élevés. Dans de telle situation, les conditions aérobies ne sont plus satisfaisantes occasionnant dès lors le passage du métabolisme aérobie au métabolisme anaérobie (Eckert et al., 1999). Tous les animaux sont des organismes aérobies car ils utilisent de l'oxygène pour la respiration cellulaire (Eckert et al., 1999). Néanmoins, sous certaines conditions, certains tissus peuvent générer de l'énergie à partir de la glycolyse anaérobie comme les muscles qui contiennent des fibres à action rapide fonctionnant en glycolyse anaérobie (Eckert et al., 1999). Mais l'énergie fournie lors du métabolisme anaérobie est inférieure à celle du métabolisme aérobie (production d'ATP environ 15 fois inférieure par molécule de substrat). De ce fait, en anaérobie, la survie est limitée dans le temps, surtout pour les cellules présentant un métabolisme élevé et une faible réserve d'énergie (Eckert et al., 1999).

## **1.8 DÉTERMINATION DE LA LIMITE DE TOLÉRANCE THERMIQUE**

Il existe des gammes de température tolérées par les différentes espèces. Ainsi, la température optimale représenterait celle qui permet les meilleures performances (Claireaux et Lagardère, 1999; Farrell et al., 2007), les températures péjues seraient des températures au-delà ou en-dessous desquelles commencent à se manifester les effets néfastes du stress oxydatif et thermique au niveau moléculaire, suivis des mécanismes de protection appropriés comme les réponses antioxydantes, de chocs thermiques et de passage au métabolisme anaérobie (Moyano et al., 2017) et enfin les températures critiques s'identifieraient au maximum et au minimum thermique critiques (Moyano et al., 2017). Ainsi chaque espèce ne peut survivre qu'au sein d'une certaine gamme de températures (Katersky et Carter, 2007). Au-delà des limites optimales de température, le bien-être de l'animal est affecté par le stress métabolique et l'augmentation de la demande en oxygène

(Wedemeyer et al., 1999). Pour définir les limites biologiques de résistance à la chaleur d'une ou de plusieurs population(s) de poisson entre elles, on utilise souvent le concept de tolérance thermique (Fry, 1971) qui peut servir aussi comme outil de différenciation physiologique entre les stocks. La tolérance thermique est en général établie selon les niveaux de contrainte du système cardiovasculaire à remplir les besoins en oxygène de l'organisme (Pörtner et Knust, 2007).

### **1.9 MÉTHODE DE DÉTERMINATION DE TOLÉRANCE THERMIQUE**

La méthode thermique critique (ou Critical Thermal Method « CTM ») introduite par Cowles et Bogert (1944) est l'une des méthodes reconnue pour déterminer la tolérance thermique (Cook, 2003). Elle évalue la capacité d'un poisson à faire face aux changements dynamiques de température s'opérant à un taux constant, soit assez lentement pour que la température du corps du poisson se maintienne à celle du milieu environnant et assez rapide pour que le poisson ne puisse s'acclimater au changement (Cook, 2003). Ce taux est en général de  $0.3 \text{ }^{\circ}\text{C min}^{-1}$  pour des poissons juvéniles et adultes (Becker et Genoway, 1979). Grâce à la CTM, on peut donc déterminer « le minimum/maximum thermique critique ». Le CTMax/CTMin, après modification de Lowe et Vance (1955) et Hutchison (1961) a été défini par Cox en 1974 comme: le point thermique moyen auquel l'activité locomotrice et la capacité de fuite d'un animal antérieurement acclimaté deviennent désorganisées, lorsqu'il est soumis à une augmentation constante de température (ou une baisse) à un taux limitant les écarts entre la température corporelle et celles expérimentales. Le maximum thermique critique (CTMax) est le point thermique où l'animal perd sa capacité à organiser ses activités locomotrices et à fuir des conditions qui peuvent lui être fatales (Moyano et al., 2017).

### **1.10 MAXIMUM THERMIQUE CRITIQUE**

Selon Lutterschmidt et Hutchison (1997), l'atteinte du maximum thermique critique (CTMax) chez les poissons peut être reconnue à partir des séries de réponses

suivantes: «perte d'équilibre initiale, perte d'équilibre totale, début de spasme et coma ou mort thermique ». Le CTMax occasionne entre autres, une dénaturation des protéines et une altération du fonctionnement des tissus chez de nombreux ectothermes en raison de la diminution de l'activité respiratoire lorsque la température corporelle est à son maximum critique (Eckert et al., 1999). La détermination de cette limite supérieure de température n'est souvent pas facile à réaliser, car le taux de réchauffement est le paramètre qui est le plus sensible dans la réalisation des protocoles (Moyano et al., 2017). En effet, un taux de réchauffement trop rapide peut conduire à une surestimation du CTMax et un taux trop lent peut trop prolonger la durée d'exposition à la chaleur et induire une sous-estimation du CTMax (Terblanche et al., 2011; Overgaard et al., 2012). Néanmoins, la méthode de détermination du CTMax répond mieux aux normes de protection des animaux que celle utilisée pour la température létale supérieure (LT50max) qui est la température à laquelle 50 % des individus de la population meurent (Blaxter, 1960), car le CTMax avec des taux de réchauffement observés in situ, permettrait d'arriver à des températures non létales pour l'animal à la fin de l'expérience (Terblanche et al., 2011). D'autre part, le temps d'exposition à un défi thermique peut grandement influencer la tolérance thermique d'une espèce (Rezende et al., 2014). Un organisme a une faible capacité de résister pendant de longues périodes de temps à des températures stressantes élevées et constantes. De ce fait, les effets de n'importe quel stress sont liés non seulement à son intensité mais aussi à sa durée (Rezende et al., 2014). Le développement de mécanismes pour faire face au stress est important pour tous les poissons y compris le bar rayé (*Morone saxatilis*), l'espèce modèle de cette étude.

### **1.11 PRÉSENTATION DU BAR RAYÉ**

Le bar rayé anadrome (*Morone saxatilis*) fait partie des quatre bars qui composent le genre *Morone*, avec le bar blanc (*M. chrysops*), le bar jaune (*M. mississippiensis*), et la perche blanche (*M. americana*) (Stickney, 2000). Le bar rayé est une espèce de poisson de grande taille (1 m ou plus) dont le corps possède sept ou huit bandes sombres horizontales de chaque côté (COSEWIC/COSEPAC, 2012). Les juvéniles de 25 à 50 mm se nourrissent

principalement de copépodes adultes (riches en EPA/DHA) et les mysidacés commencent également à entrer dans leur régime alimentaire (Robichaud-Leblanc et al., 1997). Les juvéniles de plus de 50 mm préfèrent consommer des mysidacés (*Neomysis americana*) et des crevettes grises (*Crangon septemspinosa*) (Robichaud-Leblanc et al., 1997) avant de consommer des vertébrés comme les aloses juvéniles (Bradford et al., 2012).

### 1.12 DISTRIBUTION DU BAR RAYÉ

Le bar rayé se distribue naturellement le long de la côte atlantique de l'Amérique du Nord, depuis le fleuve Saint-Laurent jusqu'au nord-est de la Floride. Il y a trois unités désignées pour le Canada: l'unité du sud du golfe du St-Laurent, l'unité de la baie de Fundy et celle du fleuve St-Laurent (Figure 3) (COSEWIC/COSEPAC, 2012).

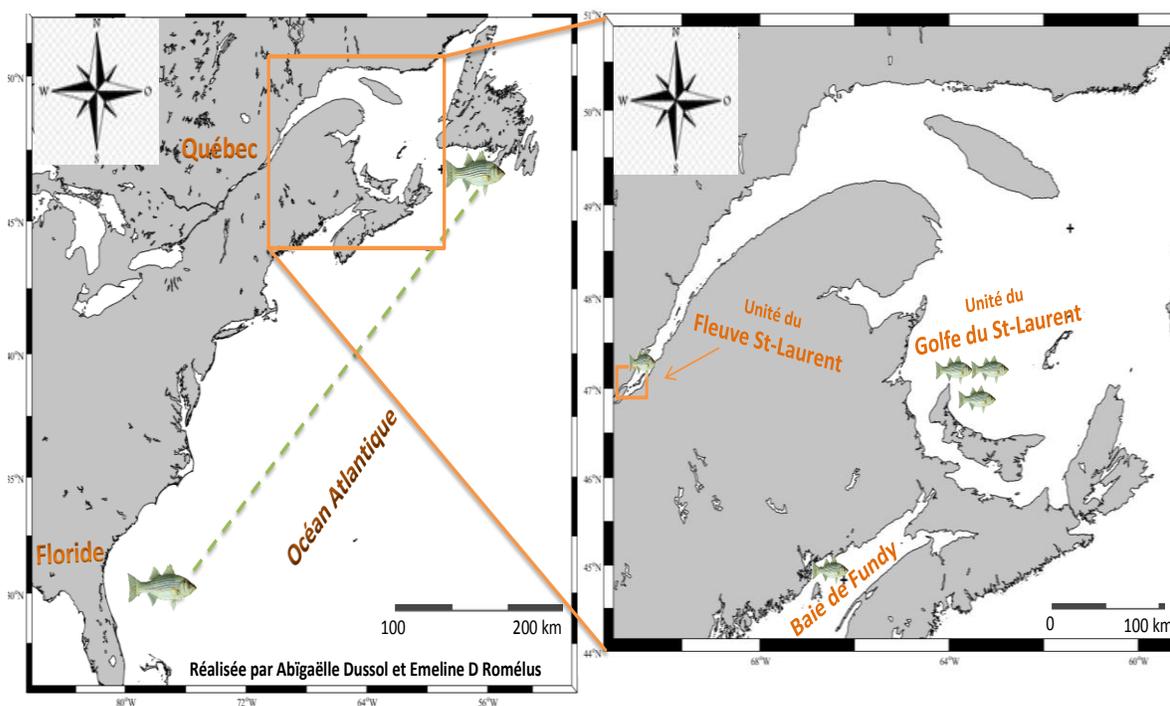


Figure 3: Carte de la distribution du bar rayé par région naturelle et unités désignées

Selon leur aire de distribution au Canada, les bars rayés peuvent faire face à leur limite nord à des températures variant de  $-0.4\text{ }^{\circ}\text{C}$  (rivière Kouchibouguac, Bradford et al. 1997) à  $16\text{ }^{\circ}\text{C}$  (baie de Fundy, Bradford et al., 2012) et à leur limite sud de  $6\text{ }^{\circ}\text{C}$  (rivière Ouelle, Pelletier et al., 2010) à  $19\text{ }^{\circ}\text{C}$  (Montmagny, Legault, 2012). En outre, dans certaines régions du sud du golfe St-Laurent, les températures peuvent atteindre  $25\text{ }^{\circ}\text{C}$  (baie de Whycocomagh, Petrie et Bugden 2002; rivière Mira, Buhariwalla, 2018). La température peut influencer également la performance du bar rayé selon le stade ontogénique. En effet, du point de vue environnemental, les bars affichent différentes résistances à la température selon leur stade de croissance et leur origine. Après l'éclosion, les larves provenant de la rivière Shubénacadie ont un taux de survie de 40 % entre  $10$  et  $14\text{ }^{\circ}\text{C}$  (Cook *et al.*, 2010). Une température de  $12\text{ }^{\circ}\text{C}$  pour des larves émanant de la baie de Chesapeake dans le Maryland (Hall, 1991) serait proche de la température critique. Mais, des larves de bar rayé venant des États-Unis et élevées à Moscou survivent mieux à des températures de  $16$  à  $19\text{ }^{\circ}\text{C}$  (Doroshev, 1970). Les juvéniles provenant de la rivière Shubénacadie montrent une croissance maximale à des températures comprises entre  $26$  et  $30\text{ }^{\circ}\text{C}$  dans des conditions moyennes de salinité (Cook *et al.*, 2010). Cependant, le développement des juvéniles du bar rayé provenant de la rivière Miramichi est influencé par des variations de température de l'eau, probablement parce que ces dernières occasionnent des changements de taux métabolique (Robichaud-Leblanc et al., 1998). Les conditions de température et de salinité peuvent également influencer la croissance et la survie des juvéniles dans leur première année de développement (Cook et al., 2010). Contrairement aux juvéniles, les adultes peuvent supporter des variations plus importantes de température (Talbot, 1966; Setzler et al., 1980), mais ils ont tendance à éviter les températures supérieures à  $24\text{ }^{\circ}\text{C}$  en utilisant de petits refuges, réservoirs et estuaires (Coutant, 1985).

Le bar rayé présente un certain intérêt comme espèce aquacole dans plusieurs lacs et réservoirs où il a été introduit avec succès pour soutenir les activités de pêche récréative (Lee et al., 1980; Setzler et al., 1980). Le bar rayé est également apprécié dans les pêches et la culture autochtones (COSEWIC/COSEPAC, 2012). Les habitats estuariens et côtiers

(Bain et Bain, 1982) et les systèmes d'eau de mer (COSEWIC, 2004) sont préférés par les bars rayés aux stades juvéniles et adultes (COSEWIC/COSEPAC, 2012).

### **1.13 LE BAR RAYÉ DANS LE SAINT-LAURENT**

Le statut du bar rayé au Canada, a été réexaminé en 2012 par le Comité sur la situation des espèces en péril au Canada (COSEPAC/COSEWIC). Selon ce rapport, en novembre 2012, le bar rayé a été de nouveau classé, selon l'unité désignée, comme une espèce en danger (unité de la Baie de Fundy), à statut inquiétant (unité du Golfe du St-Laurent) et disparue (unité du fleuve St-Laurent) (COSEWIC/COSEPAC, 2012). Bien qu'il n'y ait pas encore de nouvelle classification en rapport au statut du bar rayé par le COSEPAC, de récentes recherches sur l'abondance du bar rayé au Canada ont relaté son expansion démographique (spécialement les reproducteurs) dans le sud du golfe St-Laurent (DFO, 2018; Andrews et al., 2019a). Suite à ce constat, la pêche récréative de cette espèce a récemment été de nouveau permise dans cette zone et le nombre de prises par jour d'un adulte (50 - 60 cm) est passé de 1 à 3 (Andrews et al., 2019a)

Au niveau du St-Laurent, le bar rayé est présent surtout dans le sud du golfe du Saint-Laurent, principalement sur la côte est du Nouveau-Brunswick. Sa présence est aussi remarquée sur une partie de la côte de la Nouvelle-Écosse, de l'Île-du-Prince-Édouard et de l'est du Québec (Baie des Chaleurs et Gaspé) (COSEWIC/COSEPAC, 2012).

Auparavant, la population d'origine du fleuve Saint-Laurent se trouvait selon la saison et le stade de cycle de vie (périodes de fraie, d'incubation et de vie larvaire, juvénile et adulte) dans divers habitats (Figure 4), depuis l'archipel et le lac Saint-Pierre, l'île d'Orléans, la rivière Ouelle, la zone de Kamouraska, jusqu'à la rivière du Loup (Robitaille, 2010). Cette population historique a commencé par décliner en 1954 pour disparaître à la fin des années 1960 (Beaulieu, 1985). Les raisons expliquant sa disparition ne sont pas bien connues (COSEWIC/COSEPAC, 2012). Depuis 2002, on assiste à un effort d'ensemencement des eaux du fleuve St-Laurent (Saint-Pierre-les-Becquets et rivière

Ouelle) avec des juvéniles de bar rayé capturés à la rivière Miramichi et élevés à la station piscicole de Baldwin-Mills (station piscicole gouvernementale) comme géniteurs de la nouvelle population du fleuve St-Laurent (Legault et al., 2008). Il en a résulté une augmentation de l'abondance et de la répartition (COSEWIC/COSEPAC, 2012). Plusieurs individus de la nouvelle population introduite ont été observés dans les zones de décharge de la centrale nucléaire de Gentilly 2 et dans le bassin de la rivière du Sud de Montmagny (revu par Andrews et al., 2019b). Selon les saisons, des concentrations importantes des individus issus des efforts de réintroduction ont été remarqués au printemps et en été autour de l'île d'Orléans, le secteur de Montmagny au niveau de la rivière du Sud et rivière Ouelle, en automne au niveau de l'Anse Sainte-Anne, et en hiver dans le secteur de l'Isle-aux-Grues (Figure 4) (Valiquette et al., 2017). Néanmoins, de nouvelles données manquent par rapport à la pérennité de cette population et les menaces bien que réduites continuent à peser sur la population du fleuve (COSEWIC/COSEPAC, 2012). Ainsi, la pêche dans le fleuve du St-Laurent demeure encore interdite à nos jours en vue de promouvoir sa réintroduction (Andrews et al., 2019a).

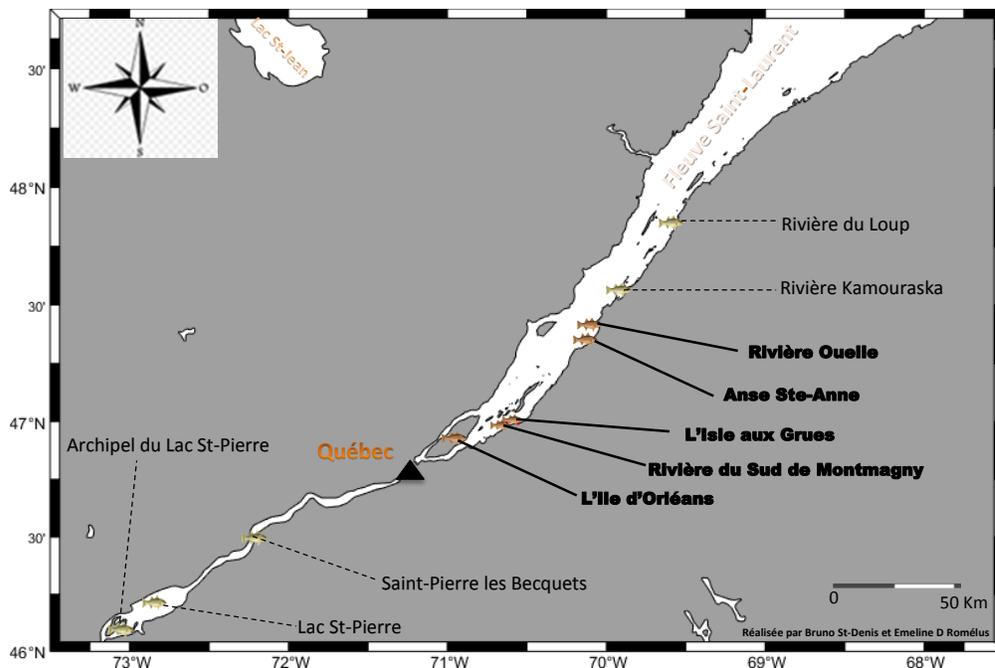


Figure 4: Carte de la distribution du bar rayé dans le Fleuve Saint-Laurent. Les traits pleins représentent les aires de répartition des animaux réintroduits (Valiquette et al., 2017) et ceux en pointillés représentent les anciennes aires de distribution du bar rayé.

#### 1.14 BAR RAYÉ ET BESOINS NUTRITIONNELS EN AGLPI

Les bars rayés sauvages ont tendance à ressembler aux espèces marines, dans leur incapacité à synthétiser de novo les acides gras essentiels à partir d'acides gras à chaîne plus courte (Tuncer et Harrell, 1992; Tuncer et al., 1993). Tuncer et Harrell (1992) et Karahadian et al. (1995) ont montré que le ratio n-3/n-6 retrouvé chez des larves et des adultes de bars rayés sauvages est important, ce qui s'apparente à un régime alimentaire rencontré en général chez les espèces marines (Castell, 1982). Des résultats similaires en rapport à de hauts ratios de n-3/n-6 pour les bars rayés sauvages ont été rapportés par Harrell et Woods (1995). Ainsi, les bars rayés semblent avoir besoin d'acides gras hautement insaturés (n-3) dans leurs aliments pour croître (Tuncer et Harrell, 1992; Tuncer et al., 1993). C'est aussi ce qu'ont montré les résultats de Lund (1998) où des bars rayés nourris avec un régime riche en AGLPI étaient les plus gros et avaient une meilleure croissance. De même, une déficience alimentaire en AGLPI diminue les taux de croissance chez le bar rayé (Tuncer et Harrell, 1992). En conséquence, les juvéniles de bars rayés pourraient être affectés par la diminution de la disponibilité en AGLPIs (n-3) chez les producteurs primaires à cause du réchauffement climatique. Ainsi, cette situation peut se produire même si les bars rayés reçoivent indirectement de l'EPA et du DHA à travers leurs proies qui se nourrissent principalement de phytoplancton, comme les mysidacés (Pezzac, 1978) et les copépodes adultes comme *Eurytemora sp.* (Barthel, 1983).

#### 1.15 OBJECTIFS DE L'ÉTUDE

Cette étude vise à étudier la variation individuelle de résistance au stress chez des bars rayés (*M. saxatilis*) nourris avec deux types de régime alimentaire, un étant appauvri en AGLPI (aliment appauvri) et l'autre contenant une plus grande proportion en AGLPI (aliment riche) correspondant aux apports en milieu marin où les AGLPI sont abondants. Comme agent de stress aigu, nous avons choisi l'exposition à un accroissement rapide de température. Ce projet est donc important parce qu'il permettra de comprendre l'effet

potentiel d'un régime pourvu en une concentration moindre d'EPA et de DHA dans le développement des mécanismes de résistance au stress chez le bar rayé.

Ce projet s'intègre à un projet plus global qui vise à mieux comprendre les effets potentiels d'une baisse des apports environnementaux en AGLPI sur la santé et la performance de deux espèces de poissons, le bar rayé et le bar européen. Dans le cadre de cette maîtrise, l'objectif général est de voir si une baisse des apports en AGLPI affecte la performance physiologique du bar rayé.

#### Objectifs spécifiques

-Objectif 1: Vérifier si la résistance au stress thermique est similaire en fonction du régime alimentaire reçu par les bars.

*H1: Les bars rayés juvéniles étant euryhalins et migrant rapidement en milieu estuarien, leur tolérance au stress thermique devrait être améliorée par l'aliment riche en AGLPI.*

-Objectif 2 : Vérifier si les différences intra (animaux résistants, médians, sensibles) et inter groupes (aliment appauvri ou riche en AGLPI) sont associées à des différences allométriques au niveau du cœur, du foie, du gras péri-viscéral et des viscères.

*H2: Des différences anatomiques sont liées à la performance individuelle ou de groupe de tolérance au stress thermique.*

-Objectif 3: Vérifier si certaines différences anatomiques expliquant la résistance s'expriment sur le plan fonctionnel (réserves énergétiques, métabolites).

*H3: Les différences anatomiques traduisent l'existence de différences au niveau des métabolites (lactate) et des réserves énergétiques.*

## CHAPITRE II

### MATÉRIEL ET MÉTHODES

#### 2.1 ÉLEVAGE ET ALIMENTATION DES BARS RAYÉS

À la fin du mois d'octobre 2017, les juvéniles de 44 géniteurs de bars rayés de génération F2 (33 mâles et 11 femelles), issus de la rivière Miramichi et élevés à la pisciculture de Baldwin-Coaticook, ont été transportés à la station aquicole de l'ISMER sise à Pointe-au-Père, QC.

Les juvéniles âgés de 143 à 146 jours ont été distribués dans 4 bassins de 230 L chacun, selon une charge de 17.39 kg m<sup>-3</sup>. Les bassins étaient alimentés en eau douce déchlorinée à raison de 5 L min<sup>-1</sup>. Les juvéniles ont été élevés à photopériode naturelle à une luminosité de 40 LUX et à température saisonnière (maximum de 15 °C à l'été et minimum de 4 °C à l'hiver).

Les juvéniles (masse : 6.16 ± 2.21 g) ont été séparés en deux groupes expérimentaux (2 bassins par groupe, à raison de 280 juvéniles par bassin, soit une biomasse d'environ 1.72 kg bassin<sup>-1</sup>). Ils étaient nourris une fois par jour ad libitum avec une moulée expérimentale, élaborée au laboratoire du Dr José Zambonino (Ifremer, Brest) (Tableau 1, modifié à partir de Gourtay et al., 2018; voir liste des ingrédients *en Annexe 2* tirée de Gourtay, 2019). Les deux aliments avaient la même composition à l'exception de la composition lipidique ajustée pour obtenir différentes concentrations en acides gras à longue chaîne polyinsaturée (AGLPI), soit l'acide eicosapentaénoïque (EPA) et l'acide docosahexaénoïque (DHA). L'aliment contenant le moins d'AGLPI (0,73 %) sera appelé ci-après « aliment appauvri » et l'aliment en contenant le plus (1,65 %) sera appelé « aliment riche ». Les juvéniles ont été nourris avec ces deux moulées expérimentales pour une période de 102 à 105 jours. La transition vers la moulée expérimentale s'est faite après une période d'acclimatation de vingt jours. Durant les 10 premiers jours de leur arrivée à la station aquicole de l'ISMER, les juvéniles ont été d'abord nourris avec un aliment constitué

de 50 % de la moulée à laquelle ils avaient été nourris précédemment [Nutra Xp, provenant du laboratoire de Skretting, Canada (voir *Annexe 1*)] et 50 % de l'aliment appauvri. Par la suite, ils n'ont reçu que l'aliment appauvri pendant une période de dix jours.

Tableau 1: Composition des aliments expérimentaux\*

	Aliment riche	Aliment appauvri
	<i>% de masse sèche</i>	
Matière sèche	95.12	94.84
Protéines	50.23	50.48
Lipides totaux	21.63	21.98
Triglycérides	17.05	16.99
Phospholipides	4.71	4.70
	<i>% de lipides totaux de l'aliment</i>	
AGS	2.97	2.18
AGMI	6.48	7.32
n-3	2.68	1.93
n-6	2.28	2.65
n-9	5.46	6.56
<b>EPA+DHA</b>	<b>1.65</b>	<b>0.73</b>
18:1n-9 (AO)	4.65	5.69
18:2n-6 (AL)	2.16	2.50
18:3n-3 (ALA)	0.77	0.97
18:3n-6	0.01	0.00
18:4n-3	0.14	0.08
20:4n-6 (ARA)	0.07	0.03
20:5n-3 (EPA)	0.94	0.28
22:5n-3	0.07	0.03
22:6n-3 (DHA)	0.71	0.45
DHA:EPA	0.76	1.61

\* Tableau modifié à partir de Gourtay et al., 2018

Les données sont présentées en pourcentage de masse sèche pour la matière sèche, les protéines, lipides totaux, triglycérides et phospholipides. Les données pour les acides gras spécifiques sont exprimées en pourcentage de lipides totaux. AGS: acides gras saturés; AGMI: acides gras monoinsaturés; AO: acide oléique, AL: acide linoléique; ALA: acide alpha-linolénique; ARA: acide arachidonique; EPA: acide eicosapentaénoïque; DHA: acide docosahexaénoïque.

## 2.2 STRESS THERMIQUE ET ÉCHANTILLONNAGE

Pour évaluer la performance thermique des deux groupes de bars rayés, nous les avons soumis, en février 2018, à un stress thermique (Roze et al. 2013). Partant de 4 °C (température d'élevage), nous avons à l'aide de quatre chauffe-eaux, augmenté la température à un rythme de 0.1 °C min<sup>-1</sup> jusqu'à l'atteinte de 20 °C, puis à un taux de 0.02 °C min<sup>-1</sup> (3 chauffe-eaux) jusqu'à environ 25 °C. Cette expérience a été réalisée une fois pour chacun des deux groupes expérimentaux, à raison de 300 juvéniles par expérience. Pour les deux expériences, le même protocole d'augmentation de température de l'eau a été réalisé (Figure 5).

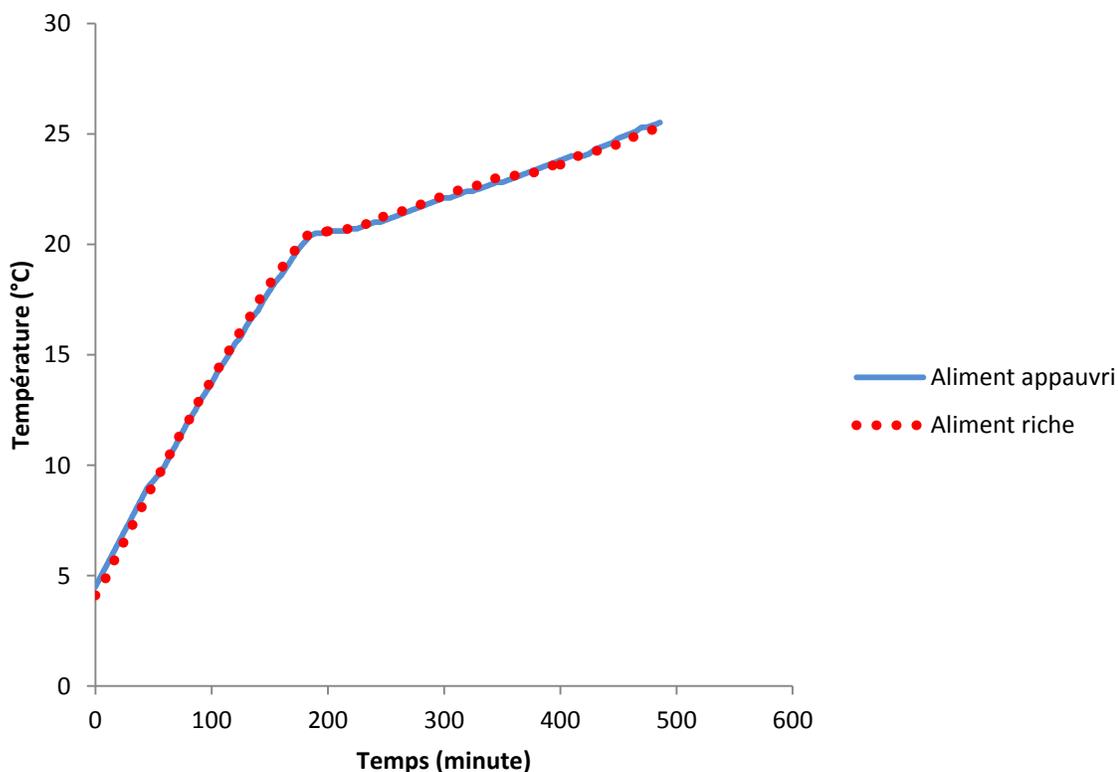


Figure 5: Température en fonction du temps dans les bassins expérimentaux. Le trait plein indique le profil de réchauffement de l'eau pour le groupe nourri avec l'aliment appauvri et le trait en pointillé, le profil pour le groupe nourri avec l'aliment riche.

Les poissons ont été gardés à jeun durant 24 heures avant l'expérience. Les expériences ont été réalisées en circuit fermé à trois jours d'intervalle (12 et 15 février pour les challenges avec l'aliment appauvri et riche, respectivement). La teneur en oxygène dissous a été maintenue à près de 100 % de saturation, relativement à l'air, par l'ajout de bulleurs dans le bassin expérimental.

Les juvéniles étaient retirés du bassin expérimental dès qu'ils perdaient l'équilibre. La température et le temps écoulé depuis le début de l'expérience ont été alors notés. Avec l'historique des données de température et de temps recueillies pour les 300 poissons, des mesures d'accumulation en chaleur (°C) dans le temps (minute), ci-après dénommées degrés-minutes (Figure 6) ont été calculées à l'aide de la formule qui suit:

$$\text{Degrés-minutes au temps } t = \sum_{t=0}^{t=n} (T_t - T_0) \text{ avec } t \text{ variant de } 0 \text{ à } n$$

$T_t$  : température (°C) au temps  $t$

$T_0$  : température initiale (°C), correspondant ici à la température de démarrage de l'expérience

$n$ : durée de l'expérience en minutes

N.B.  $t$  est la minute où on est rendu

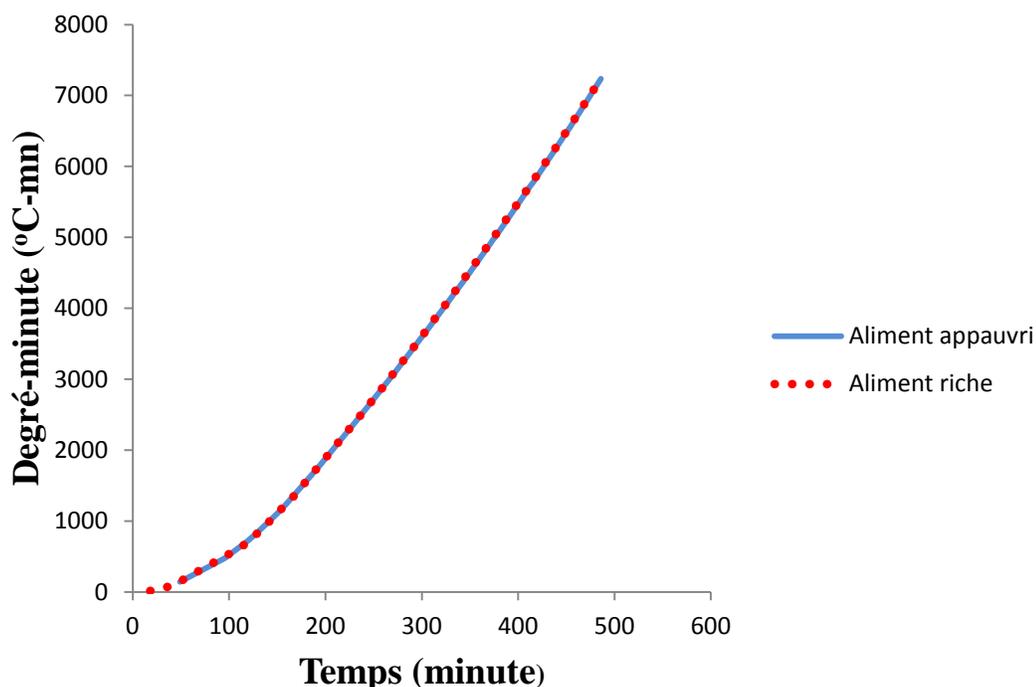


Figure 6: Degrés-minutes au cours de la durée de l'expérience pour les deux groupes expérimentaux (trait plein: traitement avec l'aliment appauvri et trait en pointillé: traitement avec l'aliment riche).

Les degrés-minutes ont été utilisés en lieu et place de la température ou du temps d'exposition (pris séparément) en vue de combiner l'ampleur du changement de température vécu par le poisson à une durée d'exposition « x ». L'utilisation des degrés-minutes faciliterait la comparaison entre des expériences qui auraient eu des différences dans la vitesse de réchauffement de l'eau.

Pour chacune des deux expériences de stress thermique, les 10 premiers juvéniles à perdre l'équilibre, ci-après dénommés sensibles, ont été échantillonnés, de même que les 10 médians et les 10 derniers à perdre l'équilibre, ci-après dénommés résistants.

Les individus échantillonnés ont été anesthésiés avec du méthanesulfonate de tricaine (MS-222, 0.08 g L<sup>-1</sup>). La colonne vertébrale a été sectionnée et le cœur, le foie, le gras péri-viscéral, les viscères et un morceau de muscle ont été pesés. La formule suivante a

été utilisée pour déterminer les indices cardio-somatique, hépato-somatique, viscéro-somatique et du gras péri-viscéral:

$$\text{Indice somatique de l'organe} = \frac{\text{masse de l'organe (g)}}{\text{longueur de l'individu (cm)}^3} \times 100$$

Le cœur et le foie ont été congelés dans l'azote liquide puis conservés à -80 °C jusqu'au moment des analyses subséquentes. Une petite quantité de sang a été également prélevée sur les juvéniles échantillonnés par ponction de la veine caudale à l'aide de micro-tubes. Les échantillons ont été centrifugés (Hermle Labortechnik Z200A 160 W Germany) pour des mesures d'hématocrite (3000 g, 5 min).

En outre, pour connaître l'état de condition des poissons dont les longueurs variaient entre 5.91 à 8.77 cm, nous avons calculé l'indice de condition de Fulton avec la formule suivante après vérification de la puissance appliquée à la longueur (2.99: pente de droite de régression des logarithmes népériens des longueurs et masses des individus, Gourtay, communication personnelle):

$$\text{Indice de Fulton} = \frac{\text{masse de l'individu (g)}}{\text{longueur de l'individu (cm)}^3} \times 100$$

### 2.3 RÉSERVES ÉNERGÉTIQUES

Des analyses sur les réserves hépatiques en protéines, lipides totaux au niveau des catégories sensibles et résistants et en glycogène ont été réalisées pour les trois catégories de tolérance. L'aliment n'a pas été considéré pour les échantillons des sensibles et résistants, mais il a été pris en compte seulement pour les médians. Les réserves ont été testées pour les sensibles et résistants sans considération de l'aliment car les degrés-minutes durant lesquels les juvéniles de ces deux catégories étaient enlevés étaient similaires pour les deux aliments, ce qui n'était pas le cas pour les médians (voir section 3.1). Les analyses de réserves ont été effectuées sur un nombre égal de foies de juvéniles sensibles et

résistants pour chacun des aliments. Pour les médians, elles ont été réalisées sur la totalité des échantillons de foie.

Les échantillons de foie congelés ont été pesés et homogénéisés dans dix (10) volumes de tampon citrate (0.1 M à pH 5.0) à l'aide d'un sonicateur (Ultrasonic Processor, 20 khz, 125 watts). L'homogénat a été séparé en trois aliquotes dont l'une a été mise à bouillir pour une période de 3 min pour le dosage du glycogène.

Le glycogène a été dosé selon la méthode de Carr et Neff (1984) à partir de l'échantillon chauffé. Un contrôle de qualité de la solution d'amyloglucosidase a été réalisé en utilisant du glycogène de moule. Une concentration de 42 U ml<sup>-1</sup> d'amyloglucosidase a été utilisée. 10 µl de solution d'amyloglucosidase ont été ajoutés à 400 µl d'homogénat bouilli. Après incubation à température ambiante durant 12 h, l'homogénat a été centrifugé (12000 g, 15 min) et le surnageant a été récupéré. Le glucose a été dosé à la fois avant et après digestion à l'amyloglucosidase et la différence a été associée au glucose issu du glycogène. Les mesures de glucose ont été réalisées avec des trousse colorimétriques (Cayman's Glucose Colorimetric Assay kit No.10009582, USA).

Le contenu en lipides hépatiques totaux a été évalué par la méthode de Frings et al. (1972). Un standard d'huile d'olive a été utilisé pour réaliser les courbes standards (0 à 10 mg ml<sup>-1</sup>).

Le contenu en protéines hépatiques solubles a été mesuré à l'aide de la méthode Bio-rad (Protein Assay kit, Biorad, USA). Les courbes standards ont été réalisées à l'aide d'albumine bovine (50 à 500 µg ml<sup>-1</sup>).

Les concentrations en protéines, lipides et glycogène ont été exprimées en mg g<sup>-1</sup> et les facteurs de conversion de 17, 24 et 38 kJ g<sup>-1</sup> ont été utilisés respectivement pour le glucose, les protéines et les lipides (Jobling, 1993) afin de convertir les masses en équivalents énergétiques.

## 2.4 LACTATE ET PYRUVATE CARDIAQUE

L'aliment n'a pas été considéré dans les analyses sur les concentrations de lactate cardiaque car il n'y a pas eu d'effet de l'aliment en lien avec le degré de tolérance à la température. Ces analyses ont été aussi effectuées sur un nombre égal d'échantillons de cœur des juvéniles sensibles et résistants pour chacun des régimes.

Les cœurs ont été homogénéisés dans du tampon de phosphate de potassium (1 M, pH 7.5, 1 mM EDTA) dans un ratio de 1:50. L'homogénat obtenu a été déprotéiné dans de l'acide métaphosphorique (0.5 M) puis centrifugé à 10000 g (4 °C, 5 mn). Le surnageant a été neutralisé avec 50 µl de carbonate de potassium et centrifugé. Le surnageant final obtenu a été conservé à -80 °C pour les dosages. La concentration de lactate a été mesurée par fluorescence en utilisant une trousse de dosage (Cayman's L-Lactate Assay kit No. 700510, USA) basée sur la production de NADH. La concentration de pyruvate a également été dosée avec une trousse commerciale (Cayman's Pyruvate Assay kit No. 700470, USA).

## 2.5 ANALYSES STATISTIQUES

La résistance des deux groupes expérimentaux au stress thermique a été analysée à l'aide de courbes de survie (Kaplan Meier), la différence entre les deux courbes étant testée selon le test du log rang (Alberti et al. 2005). Des tests de t ont été également utilisés pour la comparaison des degrés-minutes moyens de chacune des catégories de tolérance (sensible, médian, résistant) pour les deux aliments.

Pour chacune des différentes variables étudiées (masse, longueur, hémocrite, indice cardio-somatique, indice hépato-somatique, indice de Fulton, indice de gras péri-viscéral, indice viscéro-somatique, glycogène, lipides et protéines hépatiques, lactate et pyruvate cardiaques), la normalité de la distribution des données a été vérifiée avec le test de Kolmogorov-Smirnov (Quinn & Keough, 2002). Des ANOVAs à deux facteurs (ou des

tests de t le cas échéant) ont permis de vérifier l'effet du régime alimentaire et du niveau de sensibilité sur les différentes variables mesurées. Pour le glycogène hépatique, l'ANOVA à un facteur a été utilisée dans le test de l'effet de sensibilité à la température au niveau des trois catégories de juvéniles. En présence d'effets significatifs, un test a posteriori de Turkey a été réalisé. L'homogénéité des variances a été examinée avec un test de Levene (Quinn & Keough, 2002). Dans les cas de l'indice cardio-somatique où l'homogénéité des variances n'était pas obtenue, la comparaison de moyennes a été effectuée par un LSD de Fisher sur les rangs. Toutes les analyses statistiques ont été réalisées à l'aide du logiciel Statistica7/version 10.0 pour Windows (StatSoft, Tulsa, Oklahoma, États-Unis) avec un niveau de significativité  $\alpha = 0.05$ .

## CHAPITRE III

### RÉSULTATS

#### 3.1 COMPARAISON DE SURVIE ENTRE LES DEUX RÉGIMES

La courbe de survie des juvéniles alimentés avec le régime appauvri différait de celle des juvéniles alimentés avec le régime riche ( $p < 0.001$ ). Les poissons alimentés avec le régime appauvri (faible en AGLPI) ont affiché une plus grande résistance aux augmentations de température par rapport à ceux alimentés avec le régime riche, la médiane de survie étant de 5200 degrés-minutes pour le groupe de l'aliment riche et de 5800 degrés-minutes pour le groupe de l'aliment appauvri (Figure 7). Par ailleurs, les classes de degrés-minutes au cours desquelles les juvéniles de bar rayé ont perdu l'équilibre étaient relativement similaires entre les deux groupes : de 16 à 7179 degrés-minutes pour le régime riche et de 142 à 7235 degrés-minutes pour le régime appauvri. En effet, les degrés-minutes moyens sont similaires pour les juvéniles les plus sensibles (les 10 premiers à avoir perdu l'équilibre au sein de chacun des groupes) et pour les plus résistants (les 10 derniers de chaque groupe) (Tableau 2). Il n'y a que chez les juvéniles exprimant une réponse médiane (ceux retirés à mi-population) que l'on peut voir un effet du régime alimentaire (Tableau 2).

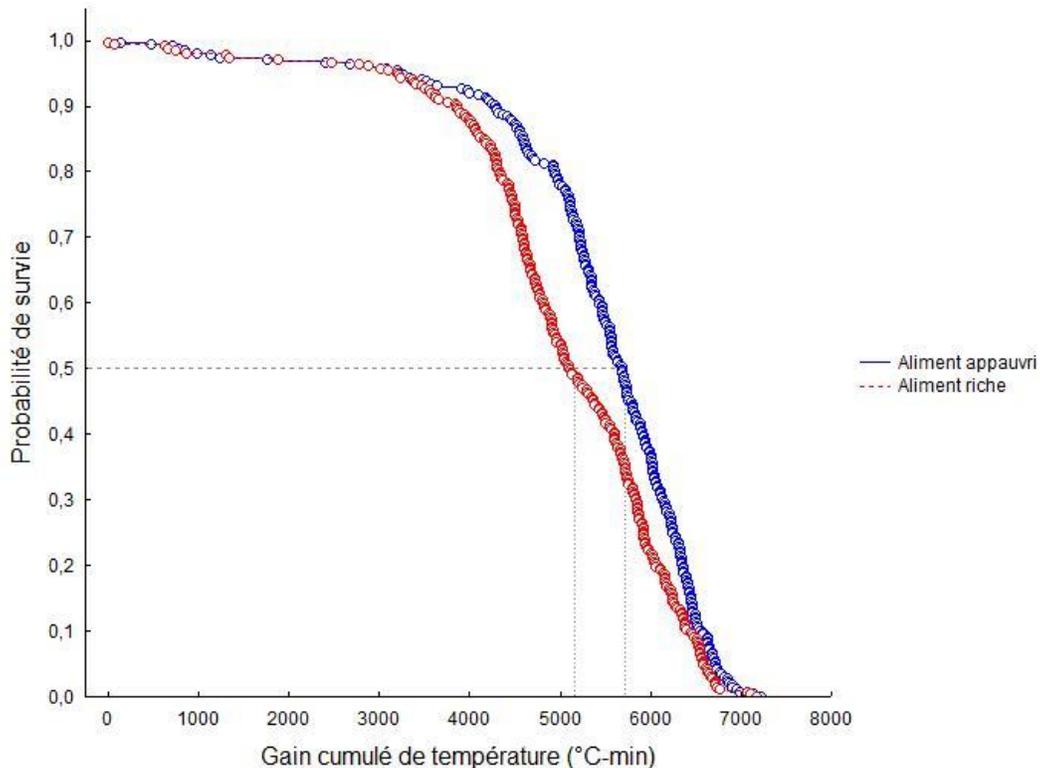


Figure 7: Courbe de survie (Kaplan-Meier) des challenges thermiques réalisés avec les deux groupes de poissons (300 poissons par groupe) alimentés avec le régime riche et le régime appauvri en AGLPI

Tableau 2: Limites de tolérance thermique (en degrés-minutes) pour les juvéniles de bar rayé nourris avec les deux régimes alimentaires. Les valeurs sont données sous forme de moyenne  $\pm$  écart-type

<b>Catégorie</b>	<b>Aliment riche en AGLPI</b>	<b>Aliment appauvri en AGLPI</b>	<b>dl</b>	<b>Valeur t</b>	<b>Valeur p</b>
<b>Sensible</b>	1152 $\pm$ 954	1056 $\pm$ 648	18	0.26	0.79
<b>Médian</b>	5220 $\pm$ 216	5882 $\pm$ 261	18	-6.17	0.000008
<b>Résistant</b>	6599 $\pm$ 319	6801 $\pm$ 276	18	-1.51	0.15

### 3.2 MASSE, LONGUEUR, CONDITION ET HÉMATOCRITE

Aucune différence significative entre les masses et le facteur de conditions des juvéniles n'a été observée en fonction du régime alimentaire. Cependant, des différences significatives en fonction de la « sensibilité » ont été observées (Tableau 3). Les poissons résistants à la température avaient une masse significativement plus grande que celle des poissons les plus sensibles (Figure 8). Ces derniers avaient également un facteur de condition de Fulton significativement plus faible que les juvéniles des deux autres catégories (Tableau 3; Figure 9). Aucune différence au niveau de la longueur ou de l'hématocrite n'a été observée (Tableau 3). Les juvéniles avaient une longueur moyenne de  $7.2 \pm 0.7$  cm et un hématocrite de  $50.3 \pm 5.6$  %.

Tableau 3: Résultats des ANOVAs à deux facteurs: Aliment (appauvri et riche en AGLPI) et Sensibilité (sensible, médian et résistant) sur la masse, la longueur, l'indice de Fulton, l'hématocrite et les indices de gras péri-viscéral, viscéro-somatique, cardio-somatique et hépato-somatique chez les bars juvéniles

<b>Variables</b>	<b>Transformation</b>	<b>Effet Aliment</b>	<b>Effet Sensibilité</b>	<b>Aliment*Sensibilité</b>
<b>Masse (g)</b>	Aucune	$F_{1,54} = 0.21$ $p = 0.65$	$F_{2,54} = 3.48$ $p = 0.04$	$F_{2,54} = 0.25$ $p = 0.78$
<b>Longueur (cm)</b>	Aucune	$F_{1,54} = 0.01$ $p = 0.94$	$F_{2,54} = 0.94$ $p = 0.39$	$F_{2,54} = 0.50$ $p = 0.61$
<b>Indice de Fulton (%)</b>	Aucune	$F_{1,54} = 1.50$ $p = 0.23$	$F_{2,54} = 10.75$ $p = 0.00012$	$F_{2,54} = 1.29$ $p = 0.28$
<b>Hématocrite (%)</b>	Aucune	$F_{1,53} = 1.71$ $p = 0.20$	$F_{2,53} = 0.24$ $p = 0.79$	$F_{2,53} = 0.60$ $p = 0.55$
<b>Indice gras péri-viscéral (%)</b>	Aucune	$F_{1,54} = 0.52$ $p = 0.47$	$F_{2,54} = 3.33$ $p = 0.04$	$F_{2,54} = 0.16$ $p = 0.85$
<b>Indice viscéro-somatique (%)</b>	Aucune	$F_{1,54} = 0.23$ $p = 0.63$	$F_{2,54} = 2.13$ $p = 0.13$	$F_{2,54} = 0.55$ $p = 0.58$
<b>Indice cardio-somatique (%)</b>	Aucune	$F_{1,54} = 0.27$ $p = 0.60$	$F_{2,54} = 1.21$ $p = 0.30$	$F_{2,54} = 0.87$ $p = 0.42$
<b>Indice hépato-somatique (%)</b>	Aucune	$F_{1,54} = 0.13$ $p = 0.72$	$F_{2,54} = 15.29$ $p = 0.000005$	$F_{2,54} = 0.62$ $p = 0.54$

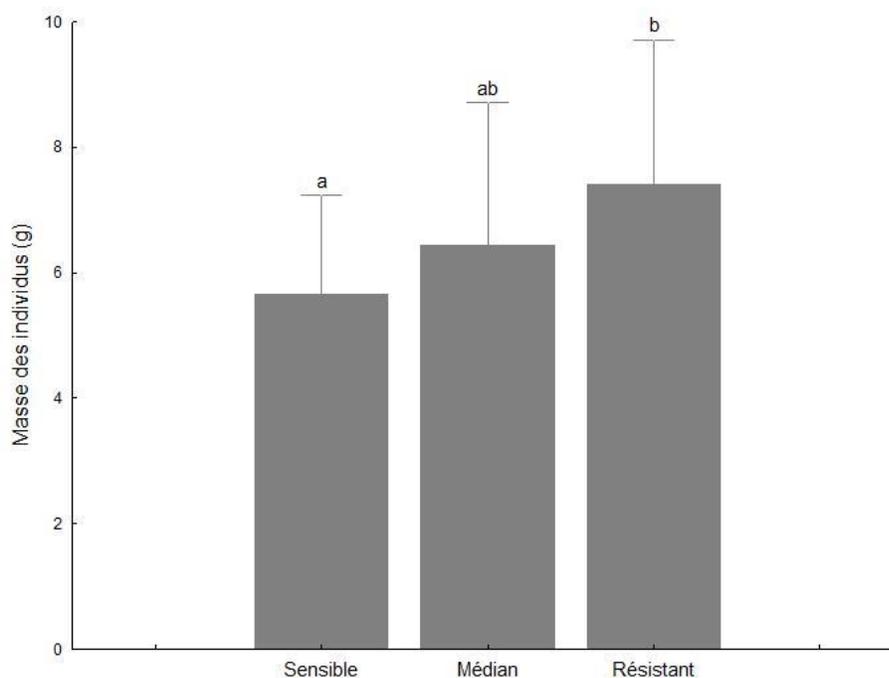


Figure 8: Masse des juvéniles de bar rayé en fonction de leur niveau de sensibilité. N = 20 dans chacune des catégories. Moyenne  $\pm$  écart-type. Des lettres différentes indiquent la présence de différences significatives ( $\alpha=0.05$ ).

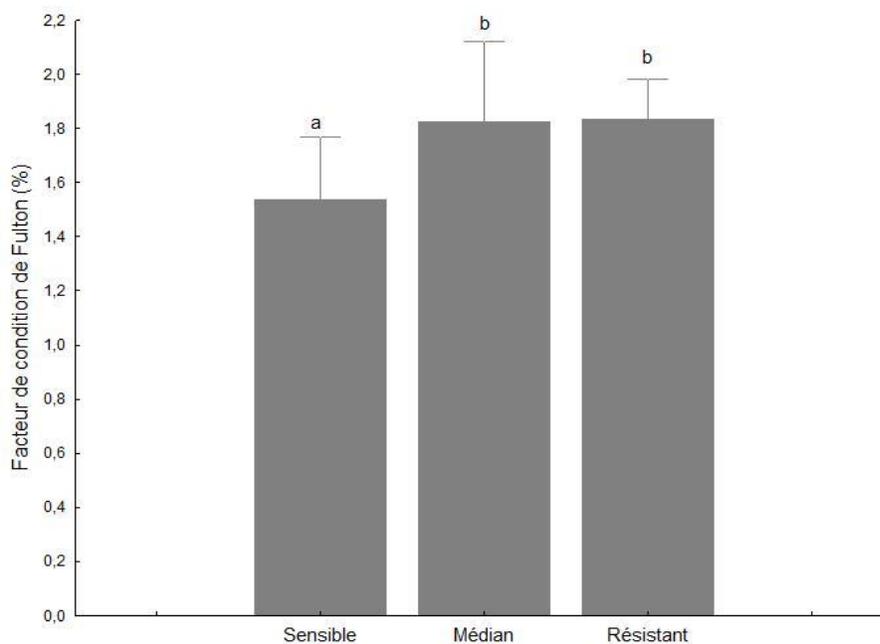


Figure 9: Indice de Fulton chez les juvéniles de bars rayés en fonction de leur sensibilité à l'expérience de challenge thermique. Moyenne  $\pm$  écart-type. Des lettres différentes indiquent la présence de différences significatives entre les catégories ( $\alpha=0.05$ ).

### 3.3 INDICES SOMATIQUES DES TISSUS ET ORGANES

Aucun effet du régime alimentaire n'a été observé chez les juvéniles de bar rayé pour les différents indices mesurés, mais des différences ont été observées en fonction du niveau de sensibilité (Tableau 3). Ainsi, les indices hépato-somatiques des juvéniles les plus sensibles étaient les plus faibles comparativement aux deux autres niveaux de sensibilité considérés (Figure 10). Le gras péri-viscéral était en quantité plus faible chez les juvéniles les plus sensibles que chez les médians, alors que les individus résistants avaient une valeur intermédiaire de gras péri-viscéral (Figure 11). Aucune différence ne fut détectée entre les trois groupes de juvéniles pour les indices cardio-somatiques et viscéro-somatiques (Tableau 3). Les valeurs moyennes des indices cardio-somatiques et viscéro-somatiques étaient de  $0.006 \pm 0.002$  et  $0.04 \pm 0.01$  respectivement.

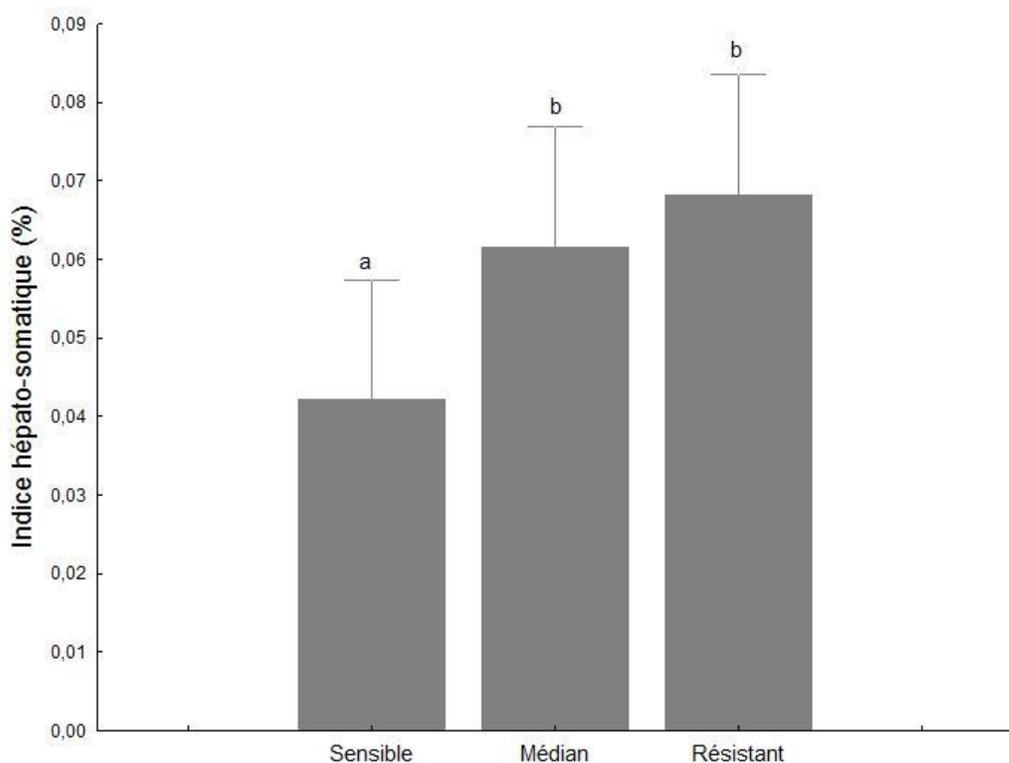


Figure 10: Indice hépato-somatique entre les juvéniles de bar rayé de sensibilité différente. Moyenne  $\pm$  écart-type. Des lettres différentes indiquent la présence de différences significatives ( $\alpha=0.05$ ).

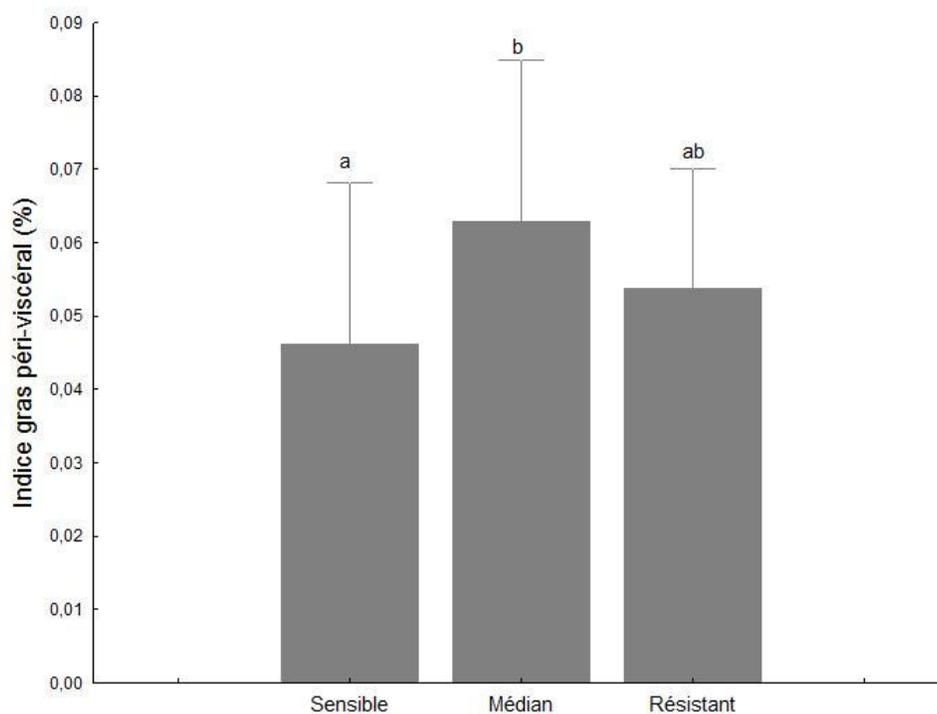


Figure 11: Indice du gras péri-viscéral chez les juvéniles de bar rayé en fonction du niveau de sensibilité au test thermique. Moyenne  $\pm$  écart-type. Des lettres différentes indiquent la présence de différences significatives ( $\alpha=0.05$ ).

### 3.4 LES RÉSERVES ÉNERGÉTIQUES HÉPATIQUES

Les analyses effectuées sur les réserves hépatiques des catégories de sensibilité au stress thermique ont indiqué des différences significatives de concentration en glycogène hépatique, mais des contenus similaires en lipides totaux et en protéines. Les juvéniles de la catégorie médian avaient une concentration relative de glycogène hépatique significativement plus élevée que celle des juvéniles les plus sensibles ( $F_{2, 36} = 8.59$ ;  $p < 0.001$ ; Figure 12). L'effet du régime alimentaire sur les réserves en glycogène hépatique n'a été examiné que chez le groupe médian, et il n'était pas significatif ( $t = 1.18$ ;  $p > 0.05$ ;  $dl = 17$ ). Quant au contenu en énergie totale dans le foie, les valeurs moyennes les plus élevées ont été observées chez les juvéniles résistants comparativement aux plus sensibles ( $t = -2.18$ ;  $p < 0.05$ ;  $dl = 18$ ; Figure 13).

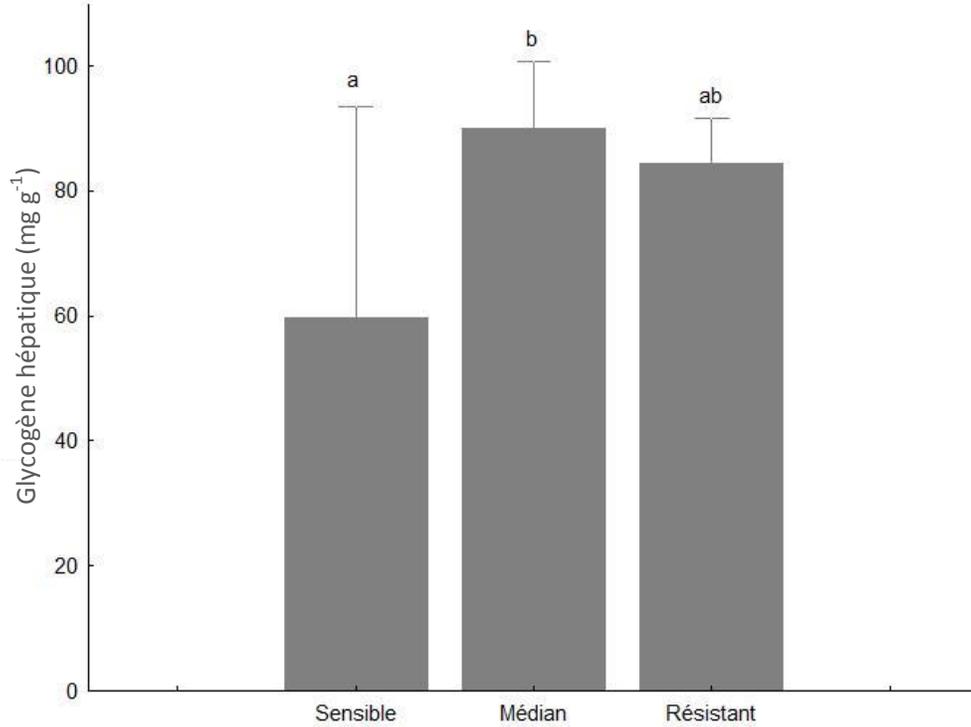


Figure 12: Glycogène hépatique chez les juvéniles de bar rayé en fonction de leur sensibilité au stress thermique. Moyenne  $\pm$  écart-type. Des lettres différentes indiquent la présence de différences significatives ( $\alpha=0.05$ ).

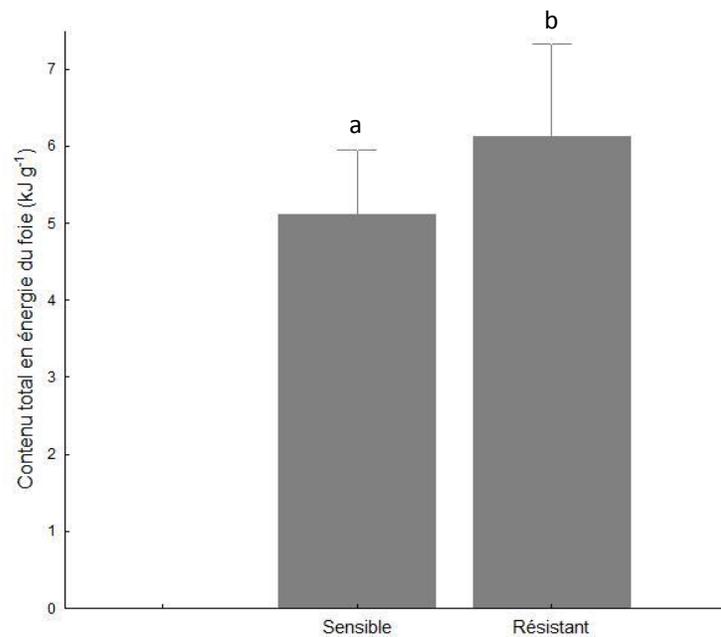


Figure 13: Contenu énergétique (kJ g<sup>-1</sup>) du foie entre individus sensibles et résistants lors de l'exposition à un stress thermique. Moyenne  $\pm$  écart-type. Des lettres différentes indiquent la présence de différences significatives ( $\alpha=0.05$ ).

### 3.5 LES MESURES MÉTABOLIQUES

Les mesures de lactate effectuées sur le cœur des juvéniles sensibles au stress thermique se sont avérées significativement plus faibles que chez les juvéniles résistants ( $t = -3.75$ ,  $p < 0.01$ ;  $dl = 18$ ; Figure 14). Les niveaux de pyruvate mesurés dans le cœur étaient en dessous du seuil de détection pour l'ensemble des mesures effectuées.

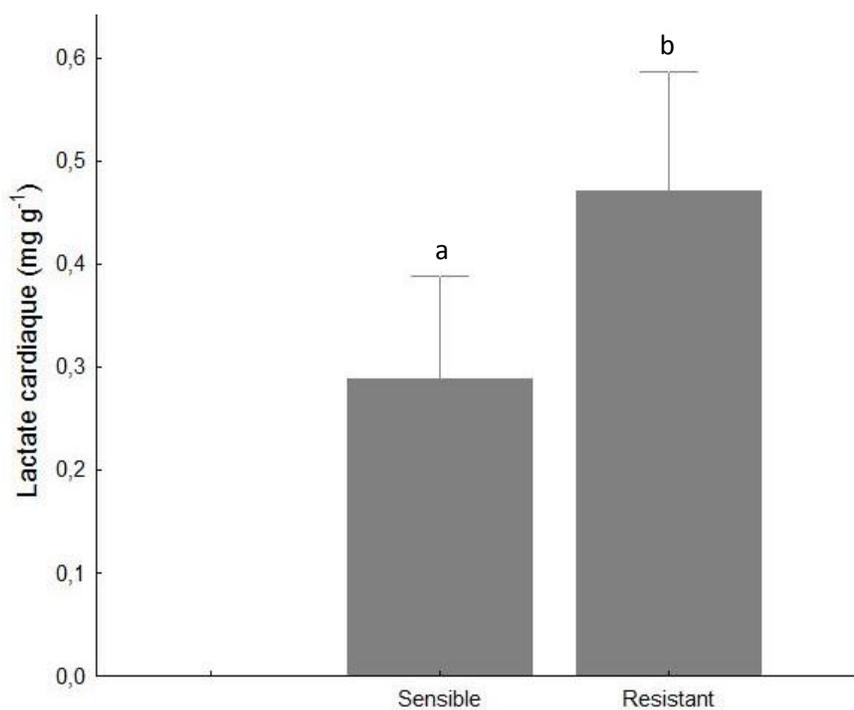


Figure 14: Lactate cardiaque en fonction du niveau de sensibilité au stress thermique. Moyenne  $\pm$  écart-type. Des lettres différentes indiquent la présence de différences significatives ( $\alpha=0.05$ ).

## CHAPITRE IV

### DISCUSSION

Dans cette étude, nous avons évalué l'effet potentiel d'une baisse des apports en AGLPI (EPA, DHA) sur la performance physiologique du bar rayé en situation de stress. De manière spécifique, notre démarche a été de vérifier si la résistance au stress thermique était similaire en fonction du régime alimentaire reçu par les bars et si les différences intra et inter groupes étaient associées à des différences allométriques ou de fonctionnement (réserves énergétiques, métabolites).

#### 4.1 PERFORMANCE PHYSIOLOGIQUE DES JUVÉNILES DE BAR RAYÉ

Notre hypothèse de travail était que la tolérance au stress des juvéniles de bar rayé serait améliorée lorsque ceux-ci étaient nourris avec un aliment riche en AGLPI (1.65 % en EPA-DHA). Mais les résultats trouvés montrent que ce sont les juvéniles nourris avec le régime ayant le contenu le plus faible en EPA-DHA qui ont eu une meilleure résistance au challenge thermique. En effet, pour une probabilité de survie de 50 %, ces juvéniles ont accumulé 600 degrés-minutes supplémentaires au regard des juvéniles nourris avec l'aliment riche. Notre hypothèse était en partie basée sur le fait que les AGLPIs comme l'EPA et le DHA peuvent contribuer dans la résistance contre le stress (Lavens et Sorgeloos, 1996). Les AGLPIs sont des composants essentiels pour le bon fonctionnement des membranes cellulaires et ils influencent directement les processus métaboliques en agissant sur la conformation des sites de liaison, les activités enzymatiques et le transport membranaire (Farndale et al., 1999). D'autres études ont montré qu'une amélioration de performance pouvait être liée à une alimentation faible en AGLPIs. Ainsi, McKenzie et al. (1998) et Chatelier et al. (2006) utilisant la nage comme indicateur de performance, ont montré une meilleure capacité de vitesse de nage maximale chez *Salmo salar* ( $404 \pm 17$  g) et *Dicentrarchus labrax* ( $200 \pm 10$  g) respectivement, lorsque les poissons étaient nourris avec un régime contenant de faibles teneurs en EPA et DHA. Dès lors, pour *Salmo salar* ces teneurs allaient de 8.7 % d'EPA + 6.7 % de DHA *versus* 13.4 % d'EPA + 9.4 % de

DHA pour l'aliment dont les proportions étaient les plus élevées. Pour les régimes de *Dicentrarchus labrax*, les proportions les plus faibles étaient de 1.1 % d'EPA + 1.9 % de DHA *versus* 7 % d'EPA + 6.3 % de DHA pour l'aliment avec la proportion la plus élevée. Les concentrations d'EPA et DHA citées dans les études de McKenzie et al. (1998) et Chatelier et al. (2006) sont plus élevées que celles utilisées dans notre étude, mais ces études ont été réalisées avec des espèces différentes et dans des conditions d'élevage spécifiques. Des tendances similaires ont été observées à deux températures d'élevage (15 et 20 °C) chez *Dicentrarchus labrax* ( $0.75 \pm 0.02$  g) nourris avec les deux mêmes moulées expérimentales (Gourtay, 2019). À l'inverse, Kelly et Kohler (1999) ont indiqué une plus faible capacité de tolérance au froid chez des bars rayés ( $250 \pm 10$  g) nourris avec un régime contenant de faible teneur en DHA (2.86 % de l'aliment). Contrairement aux études précédentes, les résultats de Kelly et Kohler (1999) ne sont pas surprenants étant donné le rôle reconnu des AGLPIs, spécialement de l'EPA et du DHA dans l'amélioration de la résistance au froid par l'augmentation de la fluidité membranaire (Craig et al., 1995; Snyder et Hennessey, 2003).

Par ailleurs, même si l'aliment appauvri contient une plus faible proportion en EPA-DHA, son ratio en DHA:EPA (1.61 %) est meilleur au regard de celui de l'aliment riche (0.76 %), ce qui expliquerait probablement l'amélioration de performance du groupe de juvéniles de bars rayés alimenté avec le régime appauvri en comparaison de celui de l'autre régime. Xu et al. (2016) ont également montré que la tolérance à l'exposition à l'air chez des juvéniles de bars européens japonais (*Lateolabrax japonicus* Cuvier) nourris avec des régimes ayant des ratios élevés (1.53, 2.08 et 2.93 %) en DHA/EPA était améliorée par rapport à ceux dont le ratio en DHA/EPA était faible (0.55 %). D'autres études sur les juvéniles des poissons, particulièrement dans leur stade larvaire (Larvens et al., 1995; Mourente et al., 1993; Brinkmeyer et Holt, 1998) ont montré qu'un ratio DHA:EPA nutritionnel supérieur à 1 est souvent préférable pour une meilleure performance des poissons. La meilleure performance du groupe nourri au régime appauvri dans notre étude

pourrait indiquer qu'un plus fort ratio DHA/EPA améliorerait la tolérance au stress chez le bar rayé au stade juvénile.

La non-satisfaction des besoins nutritionnels en AGLPI (n-3) peut influencer la survie des poissons. Les études sur les besoins nutritionnels en AGLPI (n-3) chez le bar rayé sont rares. Des données existent pour un hybride (*Morone chrysops* ♀ × *M. saxatilis* ♂) et indiquent que le minimum requis serait de 1 % de la masse sèche de l'aliment ou de 20 % de la masse des lipides totaux lorsque les hybrides sont nourris à satiété (Nematipour et Gatlin, 1993). Toutefois, étant donné le phénomène de vigueur hybride (qui explique pourquoi les hybrides sont utilisés en production aquacole), il est difficile de faire un lien direct avec les besoins d'une des espèces parentales. Dans notre étude, le contenu en EPA+DHA de l'aliment riche en AGLPI représentait 1.65 % de la masse des lipides totaux et était deux fois plus élevé que celui de l'aliment « pauvre ». Néanmoins, l'augmentation des proportions d'EPA+DHA dans l'aliment n'a pas amélioré la capacité de résistance des juvéniles, ce qui suggère que la concentration la plus faible en EPA+DHA de l'aliment appauvri représentant 0.73 % satisfait les besoins des juvéniles de bar rayé et qu'on pourrait être au-dessus de la concentration optimale dans les deux moules expérimentales. On peut aussi supposer que l'ajout d'EPA et DHA dans l'aliment ne garantit pas toujours une meilleure performance en situation de stress. En effet, des résultats de ce genre ont déjà été décrits dans les études de McKenzie et al. (1998) et Chatelier et al. (2006) citées précédemment. Mais, cet ajout peut possiblement influencer la croissance. Lund (1998) et Gourtay et al. (2018) ont fait état de meilleure capacité de croissance chez les juvéniles de bar rayé et européen, ayant reçu un régime riche en EPA et DHA contenant respectivement 9.8 % d'EPA+7.9 % de DHA et 1.65 % d'EPA+DHA. Cependant, les résultats sur les expériences de croissance de Gourtay (2019), durant les saisons automnale et hivernale chez des bars rayés juvéniles nourris avec les deux régimes alimentaires utilisés dans la présente étude, ont démontré que la croissance du bar rayé n'était pas influencée par le régime alimentaire. L'absence de différence de croissance dans la présente étude pourrait être causée par le fait qu'une bonne partie de l'expérience s'est déroulée à température très

froide (8 à 4 °C), ce qui pourrait réduire considérablement la consommation de nourriture des bars rayés et le potentiel de l'un ou l'autre aliment à accélérer la croissance. En effet, Cairns et al. (1999) ont montré que les bars rayés adultes de l'est du Canada nécessitaient une température d'au moins 15 °C pour croître rapidement.

L'utilisation d'huile de poisson ou d'huile végétale dans l'alimentation modifie non seulement l'apport en AGLPI dans l'aliment, mais peut entraîner des modifications dans le profil des lipides tissulaires (Mourente et al., 2005). En évaluant la fonction immunitaire (nombre de leucocytes, activité des macrophages) chez le bar rayé européen, ces auteurs ont montré qu'un changement dans le profil lipidique peut influencer la capacité des poissons à résister au stress. Gourtay (2019) a déterminé les profils en acides gras du foie et des muscles des bars rayés juvéniles nourris avec les deux régimes alimentaires et utilisés dans la présente étude. Les effets sont présents à la fois au niveau des lipides totaux du foie et des lipides neutres et polaires dans le muscle. Les fractions en acides gras mono-insaturés (acide oléique, C18:1n-9) et polyinsaturés (acide linoléique, C18: 2n-6) dans le foie des juvéniles alimentés avec le régime faible en EPA-DHA étaient significativement supérieures à celles observées chez les juvéniles nourris avec le régime riche en EPA-DHA. L'acide oléique était également présent en pourcentage significativement plus grand dans la fraction neutre des acides gras du muscle des juvéniles ayant reçu le régime faible en EPA-DHA. Bien que les AGLPIs (n-6) étaient significativement plus élevés dans le foie et dans le profil en acides gras neutres et polaires du muscle des juvéniles alimentés avec le régime faible en EPA-DHA, le rapport n-3/n-6 n'était significativement inférieur qu'au niveau des lipides neutres du muscle, lesquels constituent une source de réserves. Cependant, aucune différence significative en EPA ou DHA n'a été détectée dans le foie et dans le muscle.

Ces résultats suggèrent d'une part, que la dominance des acides gras comme l'acide oléique et l'acide linoléique qui sont les substrats préférentiellement mobilisés par les poissons à jeun (Kiessling et Kiessling, 1993) pourrait constituer une source potentielle de réserves en carburant chez les juvéniles nourris avec l'aliment pauvre en EPA-DHA lors du

stress thermique. En effet, ces acides gras (spécialement l'acide oléique) peuvent constituer une source d'énergie lipidique importante dans les situations de grande demande en énergie (Greene et Selivonchick, 1987; Sheridan, 1988; Sargent et al., 1989; Montero et al., 2001; revu par Tocher, 2003) et qu'il y en a plus dans le foie et les lipides neutres des muscles, qui sont des organes et structures de réserves importantes. D'autre part, le faible rapport de n-3/n-6 au niveau des lipides neutres du muscle des juvéniles nourris avec le régime faible en EPA-DHA suggère que les acides gras insaturés de 18 carbones, spécialement l'acide linoléique, auraient contribué grandement dans l'effet du régime lors du stress thermique. Cet acide gras pourrait potentiellement jouer un rôle dans la démarcation entre les performances de stress thermique. Des tendances similaires ont été remarquées dans l'étude de McKenzie et al. (1998) où la vitesse de nage maximale était positivement corrélée avec le niveau d'acide oléique et linoléique dans le muscle chez *Salmo salar*. Par ailleurs, il est possible que l'acide arachidonique (C20 :4n-6) ait pu contribuer aux résultats observés, si on considère que cet acide est un précurseur important des eicosanoïdes et peut être régulé à la hausse en réponse à un stress (Bell et Sargent, 2003).

#### **4.2 PERFORMANCE DES DIFFÉRENTES CATÉGORIES DE JUVÉNILES**

La comparaison effectuée entre les catégories sensibles, médians et résistants a montré que les juvéniles qui ont perdu l'équilibre au début (sensibles) et à la fin (résistants) du challenge présentaient respectivement des niveaux d'accumulation de température similaires dans le temps quel que soit l'aliment. En effet, ces juvéniles respectivement perdaient l'équilibre dans une fourchette similaire de température pour les deux aliments (voir *Annexe 4*). L'effet du régime alimentaire n'était présent que chez les juvéniles exprimant une réponse médiane (ceux retirés à mi-population), ce qui permet de dire qu'il y a eu un effet du régime alimentaire. Selon Hutchison (1976), de nombreux facteurs peuvent influencer la tolérance thermique chez les poissons. Parmi les plus importants, on peut citer le sexe, le stade du cycle de vie ou le contenu en eau du muscle. Becker et Genoway (1979) ont également mis l'accent sur la taille chez *Oncorhynchus kisutch*. La masse peut influencer la tolérance thermique des animaux en raison de la relation inverse

entre le taux métabolique spécifique à la masse et la masse corporelle. En effet, cette même relation a été décrite par Kelly et al. (2014) en examinant l'influence de la capacité de dépression métabolique sur la tolérance thermique selon le stade ontogénique chez *Tautoglabrus adspersus* et *Gadus morhua*.

Les résultats de perte d'équilibre au niveau des différentes catégories de sensibilité corroborent qu'il y avait des différences de tolérance à la température. Si on considère les résultats de la courbe de survie on pourrait dire que la première catégorie de juvéniles était très peu tolérante au stress thermique quel que soit l'aliment. Ainsi, comme on peut le voir avec le changement de pente des courbes (4000 degrés-minutes), le gain cumulé de température n'était pas encore important aux degrés-minutes durant lesquels les sensibles ont été enlevés. En effet, les catégories médians et résistants ont accumulé respectivement environ 5 à 6 fois plus de degrés-minutes durant le test thermique que la catégorie des sensibles. En conséquence, ces résultats suggèrent que même si le groupe terre fut en général plus performant, une proportion similaire de juvéniles très tolérants était présente pour les deux aliments.

D'un autre côté, les courbes de réchauffement (Figure 5) des deux expériences (aliment appauvri et riche) étaient semblables, ce qui indique que la base de comparaison (degrés-minutes) des juvéniles des deux régimes était identique. En fait, les courbes de réchauffement étaient si similaires qu'il n'y a pas eu de net avantage à utiliser la méthode des degrés-minutes conçue pour faciliter la comparaison entre des expériences qui comporteraient des petites variations dans la vitesse de réchauffement de l'eau. Mais, il reste que l'utilisation de cette méthode était une amélioration prudente aux autres méthodes utilisées jusqu'à présent, utilisant la température seule ou le temps seul.

### 4.3 TEMPÉRATURE DE PERTE D'ÉQUILIBRE

Pour les deux tests d'augmentation de température, la température thermique critique (CTMax) de la 3<sup>e</sup> catégorie de juvéniles (résistants) était d'environ 25 °C (voir *Annexe 3*) pour une température d'acclimatation de 4 °C. Cette température de perte d'équilibre est inférieure aux CTMax obtenus par Cook (2003; environ 27 °C) pour des juvéniles de bar rayé, acclimatés à 5 °C. Elle est aussi plus faible que les CTMax rapportés par Cook et al. (2006; 27.4-37.7 °C) pour des bars rayés dont les températures d'acclimatation étaient de 5 °C minimum et 30 °C maximum. Ceci n'est pas surprenant, puisque la limite supérieure de température (CTMax) est liée à la température d'acclimatation (Fry, 1967; Lutterschmid et Hutchison, 1997; Beitinger et Bennett, 2000). Le protocole de réchauffement de l'eau peut être différent entre les études. La détermination du CTMax dans le cadre de cette étude a été réalisée avec deux vitesses de réchauffement de l'eau, d'abord avec une variation rapide de 0.1 °C min<sup>-1</sup> suivie d'une augmentation plus lente de 0.02 °C min<sup>-1</sup>. Cook et collaborateurs (2003, 2006) ont utilisé un protocole où l'augmentation de température était régulière et légèrement supérieure (0.3 °C min<sup>-1</sup> rendant ainsi la comparaison délicate. Les limites thermiques peuvent également différer entre populations, et poissons sauvages et d'élevage. Pour leurs études, Cook (2003) et Cook et al. (2006; 2010) ont utilisé des bars en provenance de la rivière Shubenacadie (Nouvelle Ecosse, Canada) qui préfèrent des températures entre 26 et 30 °C et peuvent tolérer des variations de 14 °C en été. Les bars rayés utilisés pour notre étude ont été produits à partir de géniteurs capturés dans la rivière Miramichi, au Nouveau-Brunswick, soit légèrement plus au nord et où la température près du littoral peut être de 25 °C ou plus, en été (Robichaud-Leblanc et al., 1997). Est-ce que ces bars font partie d'une même population ou de deux sous-populations, nous n'en savons rien, mais ils sont traités comme faisant partie de l'unité du golfe du Saint-Laurent (COSEWIC/COSEPAC, 2012).

#### **4.4 HÉMATOCRITE**

Des niveaux très élevés d'hématocrite ont été mesurés pour tous les bars quel que soit le type d'aliment ingéré. Comme tous les juvéniles en perte d'équilibre se trouvaient au seuil de leur niveau de tolérance et que l'hématocrite est un indicateur de réponse secondaire de stress chez les poissons (Pickering, 1981), ce résultat n'est pas surprenant et indiquerait qu'ils avaient un niveau élevé de stress en s'approchant de leur température critique supérieure. Rétrospectivement, un groupe contrôle aurait aussi été utile pour mieux apprécier l'effet de l'expérimentation.

#### **4.5 RÉSERVES ÉNERGÉTIQUES ET TOLÉRANCE THERMIQUE**

##### **4.5.1 Facteur de condition et masse des juvéniles**

Le facteur de condition est un indice indiquant l'état nutritionnel ou la forme physique du poisson (Busacker et al., 1990). Nous avons trouvé les plus faibles facteurs de condition chez les juvéniles démontrant les plus faibles masses (sensibles), sans effet de l'aliment. Les médians et les résistants affichaient des indices de Fulton plus élevés. Si on considère les résultats, on pourrait dire que pour les sensibles, la masse et le facteur de condition de l'animal ont eu un effet sur les différences de tolérance obtenues. Cependant, ces deux variables n'expliquaient pas la distinction de performance entre les médians et les résistants. Les faibles masse et facteur de condition des juvéniles sensibles supposent qu'ils ont moins bien réussi à s'alimenter et à compétitionner avec les autres pour des raisons qui peuvent être multiples. Leur faible facteur de condition suggère qu'ils n'étaient pas en condition physique pour maintenir la réponse de stress. On peut également supposer qu'ils doivent avoir un niveau de stress de base plus élevé. La réponse à un stress supplémentaire était de toute évidence hors de leur capacité. Dans le cas des médians et résistants, leur bonne condition physique leur a probablement permis d'avoir une meilleure capacité de résistance au test thermique. Des tendances similaires ont été observées chez des saumons atlantiques où ceux avec les facteurs de conditions les plus élevés étaient thermiquement les

plus tolérants (Gallant et al., 2017) et chez des géniteurs mâles de bar rayé où les moins réactifs au stress de filet présentaient les plus forts facteurs de condition (Wang et al., 2004). Robinson et al. (2008) ont également trouvé une corrélation positive entre le facteur de condition des juvéniles *Oncorhynchus clarki henshawi* et la tolérance thermique.

Par ailleurs, les résultats montrent que les poissons en meilleure condition ont tendance à être plus résistants, ce qui nous pousserait donc à penser que les poissons nourris avec le régime pauvre en AGLPI avaient une meilleure condition moyenne. Autrement dit, les résultats des deux (2) courbes de survie pourraient indiquer que les aliments ont provoqué des conditions similaires entre les extrêmes (médiants, résistants), mais que les poissons nourris avec le régime appauvri avaient une moyenne de condition légèrement plus élevée.

#### **4.5.2 Foie, gras péri-viscéral, réserves hépatiques et tolérance thermique**

L'allométrie, qui décrit les différences de taille des organes et des structures par rapport au poids corporel (LaBarbera, 1989) permet de visualiser l'allocation des ressources (Sibley et Calow, 1987). Les résultats confirment l'hypothèse selon laquelle les différences intra (animaux sensibles, médians, résistants) groupes étaient associées à des différences allométriques au niveau du foie et du gras péri-viscéral. Pour le cœur et les viscères, aucune différence n'a pu être reliée à nos facteurs expérimentaux.

Le gras péri-viscéral fait partie des tissus où peuvent se déposer les lipides sous forme de triacylglycerol (Sheridan, 1988) et constitue ainsi une autre source de réserves énergétiques pouvant être mobilisées rapidement (Adams et al., 1995). Le foie représente un site d'accumulation d'énergie durant les périodes d'apport élevé en énergie (Busacker et al., 1990) et peut refléter les conditions énergétiques de l'animal selon le stade de vie et la saison (Hoffmayer et al., 2006). Selon nos résultats, les médians affichaient une plus grande quantité de gras péri-viscéral par rapport à la catégorie des juvéniles sensibles, indiquant qu'ils en avaient plus à l'origine ou tout au moins qu'ils disposaient d'une autre source de

réserves pouvant répondre à leurs besoins en énergie. Le gras péri-viscéral ne permettait pas de différencier les médians des résistants. En définitive, on pourrait dire que les médians et les résistants étaient possiblement au départ en bonne condition énergétique, ce que témoigne la dominance de leurs indices de Fulton, de gras péri-viscéral et d'hépatosomatique. En effet, les indices hépatosomatiques des médians et résistants étaient significativement plus élevés en comparaison de ceux des sensibles. Des tendances similaires ont été observées chez des juvéniles de *Chrysophrys major* où pour différentes températures d'acclimatation testées, ceux acclimatés aux températures élevées ont affiché les indices hépatosomatiques les plus élevés (Woo, 1990).

Ces différences allométriques au niveau du foie s'exprimaient également au niveau des réserves. Les résultats sur les réserves hépatiques des juvéniles montraient des similitudes entre les concentrations de protéines et lipides totaux mais des différences de concentrations en glycogène, laissant supposer que la différence au niveau des indices hépatosomatiques résulte d'une différence d'accumulation de glycogène hépatique entre les juvéniles.

Le glycogène, un polysaccharide à haute masse, est la forme principale de dépôt de glucose dans les tissus animaux (Roach et al., 1998). Contrairement aux poissons marins qui n'accumulent que des réserves lipidiques au niveau du foie (McClelland et al., 1995), les poissons d'eau douce stockent le glycogène en grande quantité dans le foie (Busacker et al., 1990). Mais, pour le bar rayé, les informations sur le lieu principal de stockage des lipides manquent dans la littérature. Les réserves en glycogène constituent une source importante en énergie (Vijayan et Moon, 1992) pour les activités intenses chez le poisson (Busacker et al., 1990). En général, durant les moments où les poissons sont à jeun, le glycogène est la première réserve mobilisée chez différentes espèces d'eau douce comme *Macquaria ambigua* (Collins et Anderson, 1995), la tanche (De Pedro et al., 2003), *Hoplias malabaricus* (Rios et al., 2006), la perche (Heermann et al., 2009) et le bar sunshine (Davis et Gaylord, 2011). En situations de stress, le glycogène hépatique

représente la principale source de glucose après le glycogène des muscles chez *Rhamdia quelen* (Lermen et al., 2004).

Dans la présente étude, les résultats montrent d'une part, que les juvéniles sensibles qui présentaient les plus faibles indices hépato-somatiques avaient moins de glycogène hépatique en comparaison des autres catégories, ce qui corrobore qu'ils n'étaient pas en bonne condition énergétique à la fin de l'expérience. En effet, les résultats sur le contenu en énergie totale du foie ont démontré que les juvéniles sensibles étaient en plus faible condition énergétique. L'énergie totale contenue dans leurs réserves hépatiques en protéines, lipides totaux et glycogène ne suffisait peut-être pas à satisfaire la demande en énergie à court-terme ou une partie de cette énergie n'était probablement pas disponible pour être utilisée rapidement.

On peut aussi supposer qu'ils étaient dans un état de stress chronique. En effet, plusieurs recherches ont démontré de faibles niveaux de glycogène hépatique chez les poissons en situation de stress chronique dont la truite arc-en-ciel nourrie au cortisol (Barton et al., 1987) ou privée de nourriture et physiquement manipulée (Vijayan et Moon, 1992) et l'esturgeon vert exposé à des régimes de stress chronique (Lankford et al., 2005). Les sensibles ont perdu l'équilibre rapidement lors du test thermique et étaient enlevés bien avant qu'on ait un effet important du CTMax, indiquant ainsi qu'ils ne pouvaient supporter un stress supplémentaire.

Les juvéniles enlevés environ en milieu d'expérience durant le stress thermique présentaient les plus grandes réserves de glycogène hépatique. Cependant, ces réserves n'étaient pas significativement différentes de celles des résistants suggérant que la démarcation entre les deux ne se situait pas non plus au niveau des réserves énergétiques. Ainsi, les quantités les plus élevées de glycogène hépatique retrouvées chez les médians et les résistants corroborent que ces derniers étaient en meilleure condition énergétique. D'un autre côté, on pourrait supposer que la dominance de glycogène hépatique indiquerait que ces deux catégories avaient maintenu leur glycogène lors du stress thermique en

s'approvisionnant dans une autre source d'énergie, mais il est difficile de conclure avec certitude avec l'absence de données sur les concentrations de départ.

En outre, l'effet de l'aliment sur le contenu en glycogène hépatique a été testé au niveau de la catégorie des médians, où s'exprimait l'effet du régime alimentaire selon les courbes de survie. Le contenu en glycogène hépatique des médians des régimes appauvri et enrichi en AGLPI était essentiellement le même. Robinette et al. (1997) ont fait une expérience similaire où le contenu en glycogène hépatique n'était pas affecté par le régime alimentaire chez des hybrides (femelle de *Morone saxatilis* et mâle de *M. chrysops*, 63 à 113 g) alimentés aux huiles de «Catfish» et de «Menhaden». Par ailleurs, les très faibles valeurs de réserves en glycogène (5 à 32 mg g<sup>-1</sup>) observées au niveau de trois individus de la catégorie des sensibles ont possiblement joué sur les différences de contenu en glycogène obtenues entre les catégories de sensibilité. En effet, avec l'absence de valeurs de ces trois juvéniles, les réserves en glycogène et en énergie totale dans le foie seraient non significativement différentes entre les trois catégories ( $F_{2, 33} = 2.71$ ;  $p > 0.05$  et  $t = -2.00$ ;  $p > 0.05$ ;  $dl = 15$ , respectivement). Cette ressemblance au niveau du contenu en glycogène hépatique des trois catégories de juvéniles suggère que les différences de masse observées au niveau du foie des juvéniles seraient dues à la teneur en eau. Cependant, l'indice hépatosomatique des sensibles restants, après avoir enlevé les trois juvéniles mentionnés ci-dessus, restait significativement inférieur à celui des deux autres catégories ( $F_{2, 51} = 12.25$ ;  $p < 0.001$ ).

#### **4.6 PRODUIT DU MÉTABOLISME (LACTATE)**

Le lactate est un produit de l'activation de la glycolyse. Une forte concentration de lactate dans les organes indique un passage vers le métabolisme anaérobie. Les concentrations de lactate retrouvées dans les cœurs des juvéniles sensibles et résistants étaient en moyenne de  $0.29 \pm 0.10$  et  $0.47 \pm 0.11$  mg g<sup>-1</sup>, respectivement. Ces concentrations sont faibles en comparaison de celles mesurées dans le cœur de poissons comme *Oncorhynchus mykiss*: 1,424 mg g<sup>-1</sup> (Milligan et Wood, 1986; adultes de 180-420

g); *Salvelinus fontinalis* (souche anadrome): 5-6 mg g<sup>-1</sup> (Crespel et al., 2017; alevins de 11.11 ± 0.61 g) et *Salmo salar*: 10-13 mg g<sup>-1</sup> (Tunnah et al., 2017; adultes de 165.5–802.1 g). Cependant, toujours chez la truite arc-en-ciel, certains auteurs font état de faibles contenus en lactate dans le cœur durant le stress hypoxique (Dunn et Hochachka, 1986; adultes de 320 g) et l'exercice (Storey, 1991; adultes de 250 g). Il est à noter que toutes les concentrations de lactate obtenues de ces références étaient mesurées auprès de poissons qui étaient à un stade de développement plus avancé que celui des juvéniles de la présente étude. Les faibles valeurs d'accumulation de lactate dans le cœur de nos juvéniles pourraient-être attribuées à une oxydation in situ, c'est-à-dire une conversion du lactate en glucose pour équilibrer l'état de l'énergie dans le foie. Il est vrai que l'une des indications de la dépression métabolique est le manque d'activation du métabolisme anaérobique (glycolyse) lorsque l'approvisionnement en oxygène diminue (Hochachka et Somero, 1984; Dunn, 1985; Hochachka et Dunn, 1985). Cependant, nos juvéniles n'étaient pas en hypoxie car un bullage adéquat était maintenu tout au long de l'expérience, assurant un pourcentage maximal de saturation.

#### **4.7 PERSPECTIVES**

Estimer la performance des poissons migrateurs en situation de déficience alimentaire en AGLPI est importante si on veut prévoir, chez ces espèces, l'impact de la diminution des acides gras polyinsaturés (EPA, DHA) dans le phytoplancton marin dans des scénarios climatiques futurs. Cette étude a permis de démontrer qu'une baisse d'AGLPI (EPA, DHA) dans l'aliment ne causait pas nécessairement une baisse de tolérance au stress thermique chez le bar rayé, comme le voulait notre hypothèse de départ. En fait, cette baisse d'AGLPI a amélioré la tolérance des bars rayés.

Beaucoup de questions restent encore en suspens dans le cadre de cette recherche. Les variables explicatives (indice de Fulton et masse relative d'organes par rapport à la masse corporelle) analysées ne suffisent pas pour expliquer les différences de performance

obtenues d'une part entre les deux aliments et d'autre part entre les catégories de sensibilité étudiés (soit entre les médians des deux régimes et entre médians et résistants).

Pour la suite, il serait intéressant de regarder les réserves en glycogène au niveau du muscle. Le glycogène musculaire constitue une source de réserves de glucose importante et, chez les poissons d'eau douce, peut être utilisé bien avant celui du foie en situation de stress (Schreck et Moyle, 1990; Lermen et al., 2004). Il serait aussi intéressant d'étudier les fractions en acides gras insaturés de 18 carbones, spécialement celles des acides oléique et linoléique, dans le profil des lipides neutres du muscle et lipides totaux du foie des juvéniles échantillonnés durant le stress thermique afin de voir si ces acides gras ont diminué après le test thermique. L'étude de Gourtay (2019) a montré une dominance des acides gras oléique et linoléique dans le profil des lipides neutres du muscle et lipides totaux du foie, il serait donc intéressant de confirmer la théorie selon laquelle ces acides gras insaturés auraient joué un rôle dans l'amélioration de performance des juvéniles nourris avec l'aliment faible en AGLPI, surtout au niveau de la catégorie des médians. L'étude de l'activité des enzymes clés du métabolisme ou du fonctionnement hépatique pourrait aussi se révéler importante dans la compréhension des différences de performances entre les médians et résistants. Enfin, l'analyse de certains paramètres supplémentaires comme: a) le niveau d'expression des protéines de choc thermique (appelées Hsp) dont l'accumulation dans les tissus peut être un proxy de l'intensité du stress (revu par Iwama et al. 1998), b) l'élévation avant et post stress du cortisol plasmatique qui est un indicateur de stress chez les poissons (Wendelaar, 1997) et c) le niveau d'affinité pour l'oxygène de l'hémoglobine à des températures élevées (Brix et al., 1998), pourraient être profitables dans la quête de réponses associées à cette étude.

## CHAPITRE V

### CONCLUSION

Cette étude a permis d'acquérir de nouvelles connaissances sur l'effet des apports différents en AGLPI sur la variation individuelle de résistance au stress thermique aigu chez des bars rayés juvéniles.

Les résultats de ce travail ont montré que le contenu en AGLPI (EPA, DHA) du régime alimentaire influençait globalement la performance physiologique des juvéniles de bar rayé soumis au stress thermique. Les juvéniles des deux régimes ont atteint une température limite maximale (CTMax) avoisinant 25 °C pour une température d'acclimatation de 4 °C. Mais, l'effet du régime alimentaire n'était principalement présent que chez la catégorie de juvéniles qui avaient perdu l'équilibre lorsqu'on était arrivé à mi-population durant l'expérience. Ces juvéniles montraient une meilleure performance au stress thermique avec l'aliment appauvri en EPA, DHA, indiquant ainsi qu'une baisse de la proportion en EPA et DHA dans l'aliment ne résulte pas toujours en une détérioration des niveaux de performance en situation de stress.

Les données de cette étude indiquent que l'aliment n'avait aucun impact sur les variables telles que la masse du corps, les indices de Fulton, du foie et de gras péri-viscéral et les réserves en glycogène hépatique; pour lesquelles des différences significatives étaient observées au niveau des trois catégories de juvéniles considérés dans l'étude. Parmi les catégories de juvéniles échantillonnés durant le stress thermique, la catégorie ayant montré la plus forte sensibilité aux augmentations de températures présentait les plus faibles conditions physiques (masse du corps, indice de condition de Fulton) et énergétiques (contenus en gras péri-viscéral et en glycogène hépatique). Les résultats de cette recherche permettent aussi de voir qu'à l'intérieur d'une même population les différences allométriques au niveau des structures de réserves comme le foie et le gras péri-viscéral peuvent occasionner des variations individuelles de tolérance au stress thermique.

Nos résultats n'ont pas permis de confirmer ni d'infirmer l'hypothèse selon laquelle les variations de performances entre les catégories des juvéniles médians et résistants ni celles entre les médians des deux régimes seraient associées à des différences allométriques au niveau du foie et du gras péri-viscéral ou à des différences fonctionnelles (réserves énergétiques hépatiques). Ainsi, des recherches supplémentaires dans le cadre de cette étude sont nécessaires pour comprendre les différences de performance intra (sensibles, médians, résistants) et inter groupes (médians de l'aliment appauvri et riche).

De nouvelles expériences incluant la détermination de taux métaboliques et la réalisation d'échantillonnages séquentiels (avant, pendant et après) durant le temps de récupération post stress, pourraient s'avérer utiles. En effet, ces études permettraient d'une part, d'estimer les coûts métaboliques d'exposition au stress thermique aigu, ainsi que l'effet de l'aliment sur les taux métaboliques. D'autre part, elles aideraient à se renseigner sur la variation des niveaux de réserves énergétiques (glycogène) et de celle des produits du métabolisme (lactate, pyruvate). Une reproduction de cette étude avec des poissons élevés à une ou des température (s) plus élevée (s), où ils s'alimenteraient plus et croisseraient et pour lesquels la différence entre les aliments pourrait être plus marquée pourrait également servir. En outre, on pourrait utiliser un 3<sup>e</sup> niveau où la proportion en AGLPI serait suffisamment inférieure à celle de l'aliment appauvri ce qui aiderait à voir l'effet d'une carence prononcée en AGLPI sur le bar rayé, si on considère selon les résultats obtenus que l'aliment appauvri dans la présente étude était peut-être suffisamment riche en EPA-DHA.

La protection du bar rayé suscite de l'intérêt auprès des chercheurs surtout après sa disparition dans les eaux du fleuve St-Laurent. Dans le contexte du réchauffement climatique, toutes les questions en rapport aux effets potentiels de la baisse des AGLPIs (n-3) dans le réseau trophique sur la performance de cette espèce ne sont pas répondues. Ainsi, une meilleure compréhension de ses besoins nutritionnels en AGLPI (n-3) et de ses stratégies d'utilisation des réserves énergétiques serait nécessaire pour mieux extrapoler sur son évolution dans un milieu écologique qui s'altère.

## RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Abdel-Tawwab M, Wafeek M (2017) Fluctuations in water temperature affected waterborne cadmium toxicity: Hematology, anaerobic glucose pathway, and oxidative stress status of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L). *Aquaculture* 477: 106-111.

Abedian Kennari AM, Oveisipoor MR, Nazari RM (2007) Effects of n-3-HUFA enriched *Daphnia magna* on growth, survival, stress resistance, and fatty acid composition of larvae of Persian sturgeon (*Acipenser persicus*). *Iran J Fish Sci* 7: 1-14.

Adams CE, Huntingford FA, Jobling M (1995) A non-destructive morphometric technique for estimation of body and mesenteric lipid in Arctic charr: a case study of its application. *J Fish Biol* 47: 82-90.

Ako H, Tamaru CS, Bass P, Lee CS (1994) Enhancing the resistance to physical stress in larvae of *Mugil cephalus* by the feeding enriched *Artemia* nauplii. *Aquaculture* 122: 81-90.

Alberti C, Timsit JF, Chevret S (2005) Analyse de survie: comment gérer les données censurées? *Rev Mal Respir* 22: 333-337.

Andrews SN, Dadswell MJ, Buhariwalla CF, Linnansaari T, Curry RA (2019a) Looking for striped bass in Atlantic Canada: the reconciliation of local, scientific, and historical knowledge. *North East Nat* 26: 1-30.

Andrews SN, Buhariwalla CF, Fleet-Pardy B, Dadswell MJ, Linnansaari T, Curry R.A (2019b) Left out in the cold: the understudied overwintering ecology of striped bass in Canada. *Environ Biol Fish* 102: 499-518.

Arts M, Brett M, Kainz M (2009) *Lipids in aquatic ecosystems*. Springer, New York.

Bain MB, Bain JL (1982) *Habitat suitability index models: coastal stocks of striped bass*. US Fish and Wildlife Service, Washington.

- Barthel KG (1983) Food uptake and growth efficiency of *Eurytemora affinis* (Copepoda: Calanoida). *Mar Biol* 74: 269-274.
- Barton BA (2002) Stress in fishes: a diversity of responses with particular reference to changes in circulating corticosteroids. *Integr Comp Biol* 42:517-525.
- Barton BA, Schreck CB, Barton LD (1987) Effects of chronic cortisol administration and daily acute stress on growth, physiological conditions, and stress responses in juvenile rainbow trout. *Dis Aquat Organ* 2: 173-185.
- Beaulieu H (1985) Rapport sur la Situation du Bar Rayé (*Morone saxatilis*)-Faune et flore à protéger au Québec. Association des Biologistes du Québec. Québec, 7: 53 p.
- Becker CD, Genoway RG (1979) Evaluation of the critical thermal maximum for determining thermal tolerance of freshwater fish. *Environ Biol Fish* 4: 245-256.
- Beitinger TL, Bennett WA (2000) Quantification of the role of acclimation temperature in temperature tolerance of fishes. *Environ Biol Fish* 58: 277-288.
- Bell JG, Sargent JR (2003) Arachidonic acid in aquaculture feeds:current status and future opportunities. *Aquaculture* 218: 491-499.
- Bell JG, Tocher DR, Farndale BM, McVicar AH, Sargent JR (1999) Effects of essential fatty acid-deficient diets on growth, mortality, tissue histopathology and fatty acid compositions in juvenile turbot (*Scophthalmus maximus*). *Fish Physiol Biochem* 20: 263-277.
- Bennemann R (1977) The influence of acclimation and experimental temperature on glutamate dehydrogenase of crap red lateral muscle (*Cyprinus carpio* L). *J Therm Biol* 2: 209-214.
- Blaxter JHS (1960) The effect of extremes of temperature on herring larvae. *J Mar Biol Ass UK* 39: 605.

Bou M, Berge GM, Baeverfjord G, Sigholt T, Østbye T-K, Romarheim OH, Hatlen B, Leeuwis R, Venegas C, Ruyter B (2017) Requirements of n-3 very long-chain PUFA in Atlantic salmon (*Salmo salar L*): effects of different dietary levels of EPA and DHA on fish performance and tissue composition and integrity. *Br J Nutr* 117: 30-47.

Bradford RG, Leblanc P, Bentzen P (2012) Update status report on bay of Fundy striped bass (*Morone saxatilis*). DFO Can Sci Advis Sec Res. [http://www.dfo-mpo.gc.ca/csas-sccs/Publications/ResDocs-DocRech/2012/2012\\_021-eng.html](http://www.dfo-mpo.gc.ca/csas-sccs/Publications/ResDocs-DocRech/2012/2012_021-eng.html).

Bradford RG, Tremblay E, Chaput G (1997) Winter distribution of striped bass (*Morone saxatilis*) and associated environmental conditions in Kouchibouguac national park during 1996-1997. Parks Canada – Eco. Monit. Data Rep 003: iv + 59 p.

Brett MT, Müller-Navarra DC (1997) The role of highly unsaturated fatty acids in aquatic foodweb processes. *Freshw Biol* 38: 483-499.

Brinkmeyer RL, Holt GJ (1998) Highly unsaturated fatty acids in diets for red drum (*Sciaenops ocellatus*) larvae. *Aquaculture* 162: 253-268.

Brix O, Clements KD, Wells RMG (1998) An ecophysiological interpretation of hemoglobin multiplicity in three herbivorous marine teleost species from New Zealand. *Comp Biochem Physiol A* 121: 189-195.

Buhariwalla CF (2018) Documenting aspects of the ecology of striped bass, *Morone saxatilis* (Walbaum 1792), in northeastern Nova Scotia. Thesis for Master of Science, Acadia University, Wolfville, NS, Canada.

Busacker GP, Adelman IR, Goolish EM (1990) Physiological and biochemical indices of growth. In: Schreck C, Moyle PB (eds) *Methods for fish biology*. American Fisheries Society. Baltimore, Maryland.

Cairns D, Robichaud-LeBlanc K, Bradford R, Peterson RH, Angus R (1999) Striped bass culture in eastern Canada. Canadian Stock Assessment Secretariat, 99/004, 11. Carvalho

CS, Fernandes MN (2008) Effect of copper on liver key enzymes of anaerobic glucose metabolism from freshwater tropical fish *Prochilodus lineatus*. *Comp Biochem Physiol A* 151: 437-442.

Carr, RS, Neff JM (1984) Quantitative semi-automated enzymatic assay for tissue glycogen. *Comp Biochem Physiol B* 77: 447-449.

Castell JD (1982) Fatty acid metabolism in crustaceans. In: Pruder GD, Langdon CJ, Conklin DE (eds) Proceedings, second international conference on aquatic nutrition: biochemical and physiological approaches to shellfish nutrition. LSU Press, LA, pp 124-145.

Castell JD, Sinnhuber RO, Wales JH, Lee JD (1972) Essential fatty acids in the diet of rainbow trout (*Salmo gairdneri*): growth, feed conversion and some gross deficiency symptoms. *J Nutr* 102: 77-86.

Chatelier A, McKenzie DJ, Prinnet A, Galois R, Robin J, Zambonino J, Claireaux G (2006) Associations between tissue fatty acid composition and physiological traits of performance and metabolism in the seabass (*Dicentrarchus labrax*). *J Exp Biol* 209: 3429-3439.

Chatterjee N, Pal AK, Das T, Manush SM, Sarma K, Venkateshwarlu G, Mukherjee SC (2006) Secondary stress response in Indian major carps *Labeo rohita* (Ham), *Catla catla* (Ham) and *Cirrhinus mrigala* (Ham) fry to increasing packing densities. *Aquac Res* 37: 472-476.

Claireaux G et Lagardere JP (1999) Influence of temperature, oxygen and salinity on the metabolism of the European sea bass. *J Sea Res* 42: 157-168.

Collins AL, Anderson TA (1995) The regulation of endogeneous energy stores during starvation and refeeding in the somatic tissues of the golden perch. *J Fish Biol* 47:1004-1015.

Colombo SM, Wacker A, Parrish CC, Kainz MJ, Arts MT (2017) A fundamental dichotomy in long-chain polyunsaturated fatty acid abundance between and within marine and terrestrial ecosystems. *Environ Rev* 25: 163-174.

Cook AM (2003) Growth and survival of age 0+ Shubenacadie River striped bass (*Morone saxatilis*) in relation to temperature and salinity. Thesis for Master of Science, Nova Scotia Agricultural College and Dalhousie University, Nova Scotia, pp 50-81.

Cook M, Duston J, Bradford RG (2006) Thermal tolerance of a northern population of striped bass (*Morone saxatilis*). *J Fish Biol* 69: 1482-1490.

Cook AM, Duston J, Bradford RG (2010) Temperature and salinity effects on survival and growth of early life stage Shubenacadie river striped bass. *Trans Am Fish Soc* 139: 749-757.

COSEWIC (2004) COSEWIC Assessment and status report on the striped bass (*Morone saxatilis*) in Canada. Committee on the Status of Endangered Wildlife in Canada, Ottawa. vii + 43 p.

COSEWIC/COSEPAC (2012) COSEWIC Assessment and status report on the striped bass *Morone saxatilis* in Canada. Committee on the Status of Endangered Wildlife in Canada, Ottawa, pp iv + 79.

Coutant CC (1985) Striped bass, temperature, and eutrophication: a speculative hypothesis for environmental risk. *Trans Am Fish Soc* 114: 31-61.

Cowles RB, Bogert CM (1944) A preliminary study of the thermal requirements of desert reptiles. *Bull Am Mus Nat Hist* 83: 265-296.

Cox DK (1974) Effects of three heating rates on the critical thermal maximum of bluegill. In: Gibbons JW, Sharitz RR (eds) *Thermal ecology*. Atomic Energy Commission Symposium Ser (CONF-730505), Oak Ridge, Tenn, pp 158-163.

- Craig SR, Neill WH, Gatlin III DM (1995) Effects of dietary lipid and environmental salinity on growth, body composition, and cold tolerance of juvenile red drum (*Sciaenops ocellatus*). *Fish Physiol Biochem* 14: 49-61.
- Crespel A, Dupont-Prinet A, Bernatchez L, Claireaux G, Tremblay R, Audet C (2017) Divergence in physiological factors affecting swimming performance between anadromous and resident populations of brook charr *Salvelinus fontinalis*. *J Fish Biol* 90: 2170-2193.
- Dahlhoff EP (2004) Biochemical indicators of stress and metabolism applications for marine ecological studies. *Annu Rev Physiol* 66: 183-207.
- Dalvi RS, Das T, Debnath D, Yengkokpam S, Baruah K, Tiwari LR, Pal AK (2017) Metabolic and cellular stress responses of catfish, *Horabagrus brachysoma* (Günther) acclimated to increasing temperatures, *J Therm Biol*, 65: 32-40.
- Das T, Pal AK, Chakraborty SK, Manush SM, Chatterjee N, Apte SK (2006) Metabolic elasticity and induction of heat shock protein 70 in *Labeo rohita* acclimated to three temperatures. *Asian Austral J Anim* 19: 1033-1039.
- Davis KB, Gaylord TG (2011) Effect of fasting on body composition and responses to stress in sunshine bass. *Comp Biochem Physiol A* 158: 30-36.
- De Pedro N, Delgado MJ, Gancedo B, Alonso-Bedate M (2003) Changes in glucose, glycogen, thyroid activity, and hypothalamic catecholamines in tench by starvation and refeeding. *J Comp Physiol B* 173: 475-481.
- DFO (2018) Spawner abundance and biological characteristics of striped bass (*Morone saxatilis*) in the southern Gulf of St. Lawrence in 2017. *DFO Can Sci Advis Sec Sci Resp* 2018/016.
- Dhert P, Lavens P, Duray M, Sorgeloos P (1990) Improved larval survival at metamorphosis of Asian seabass (*Lates calcarifer*) using omega 3-HUFA-enriched live food. *Aquaculture* 90: 63-74.

Doroshev SI (1970) Biological features of the eggs, larvae and young of the striped bass (*Roccus saxatilis*, Walbaum) in connection with the problem of its acclimatization in the USSR. J Ichthyol 10: 235-248.

Dunn JF, Hochachka PW (1986) Metabolic responses of trout (*Salmo gairdneri*) to acute environmental hypoxia. J Exp Biol 123: 229-242.

Dunn, JF (1985) Metabolic adjustments to acute hypoxia in the African lungfish and rainbow trout. Thesis for degree of Doctor of Philosophy, University of British Columbia, Vancouver, Canada.

Eckert R, Randall D, Burggen W, French K (1999) Physiologie animale/Mécanismes et adaptations, 4e édition.

Farkas T, Csengeri I, Majoros F, Olah J (1980) Metabolism of fatty acids in fish: III. Combined effect of environmental temperature and diet on formation and deposition of fatty acids in the carp, *Cyprinus carpio Linnaeus* 1758. Aquaculture 20: 29-40.

Farndale BM, Bell JG, Bruce MP, Bromage NR, Oyen F, Zanuy S, Sargent JR (1999) Dietary lipid composition affects blood leucocyte fatty acid compositions and plasma eicosanoid concentrations in European sea bass (*Dicentrarchus labrax*). Aquaculture 179: 335-350.

Farrell AP, Axelsson M, Altimiras J, Sandblom E, Claireaux G (2007) Maximum cardiac performance and adrenergic sensitivity of the sea bass *Dicentrarchus labrax* at high temperatures. J Exp Biol 210: 1216-1224.

Frings CS, Fendley TW, Dunn RT, Queen CA (1972) Improved determination of total serum lipids by the sulfo-phospho-vanillin reaction. Clin Chem 18: 673-674.

Fry FEJ (1967) Responses of vertebrate poikilotherms to temperature. In: Rose AH (eds) Thermobiology. Academic Press, London, pp 375-409.

Fry FEJ (1971) The effect of environmental factors on the physiology of fish. In: Hoar WS, Randall DJ (eds) Fish physiology, volume 6, Environmental relations and behavior. Academic Press, New York, pp 1-98.

Gallant MJ, LeBlanc S, MacCormack TJ, Currie S (2017) Physiological responses to a short-term, environmentally realistic, acute heat stress in Atlantic salmon, *Salmo salar*. Facets 2: 330-341.

Glencross BD (2009) Exploring the nutritional demand for essential fatty acids by aquaculture species. Rev Aquacult 1: 71-124.

Gourtay C (2019) Aspects évolutifs et environnementaux de la plasticité phénotypique chez deux Moronidés, le bar Européen (*Dicentrarchus labrax*) et le bar rayé (*Morone saxatilis*). Thèse pour l'obtention du grade de Docteur en Océanographie, Université de Bretagne Occidentale, Université du Québec à Rimouski, Rimouski, Canada, 214 p.

Gourtay C, Chabot D, Audet C, Le Delliou H, Quazuguel P, Claireaux G, Zambonino-Infante J-L (2018) Will global warming affect the functional need for essential fatty acids in juvenile sea bass (*Dicentrarchus labrax*)? A first overview of the consequences of lower availability of nutritional fatty acids on growth performance. Mar Biol 165: 143.

Greene DHS, Selivonchick DP (1987) Lipid metabolism in fish. Prog Lipid Res 26: 53-85.

Gunstone FD (2012) Fatty acid and lipid chemistry. Springer science and Business Media, UK, pp 1-30.

Gupta OP, Lahiou B, Botella J, Porthé-Nibelle J (1985) In vivo and in vitro studies on the release of cortisol from interrenal tissue in trout. I: effects of ACTH and prostaglandins. J Exp Biol 43: 201-212.

Hall LW Jr (1991) A synthesis of water quality and contaminants data on early life stages of striped bass, *Morone saxatilis*. Rev Aquat Sci 4: 261-288.

Harrell RM, Woods LC (1995) Comparative fatty acid composition of eggs from domesticated and wild striped bass (*Morone saxatilis*). *Aquaculture* 133: 225-233.

Heermann L, Eriksson LO, Magnhagen C, Borcharding J (2009) Size-dependent energy storage and winter mortality of perch. *Ecol Freshw Fish* 18: 560-571.

Heise K, Puntarulo S, Nikinmaa M, Abele D, Pörtner H-O (2006) Oxidative stress during stressful heat exposure and recovery in the North Sea eelpout *Zoarces viviparus* L. *J Exp Biol* 209: 353-363.

Hixson SM, Arts MT (2016) Climate warming is predicted to reduce omega-3, long-chain, polyunsaturated fatty acid production in phytoplankton. *Global Change Biol* 22: 2744-2755.

Hochachka PW, Dunn JF (1985) Protecting cells and tissues against hypoxia and hypothermia: a unifying concept. In: *Proceedings of the fourth Banff international hypoxia symposium*.

Hochachka PW, Somero G (1984) *Biochemical adaptation*. Princeton University Press, Princeton, NJ.

Hoffmayer ER, Parsons GR, Horton J (2006) Seasonal and interannual variation in the energetic condition of adult male Atlantic sharpnose shark *Rhizoprionodon terraenovae* in the northern Gulf of Mexico. *J Fish Biol* 68: 645-653.

Hutchison V (1976) Factors influencing thermal tolerance of individual organisms. In: Esch GW, McFarlane R (eds) *Symposium series of the national technical information service*. Springfield, VA, pp 10-26.

Hutchison VH (1961) Critical thermal maximum in salamanders. *Physiol Zool* 34: 92-125.

Hwang DF, Lin TK (2002) Effect of temperature on dietary vitamin C requirement and lipid in common carp. *Comp Biochem Physiol B* 131: 1-7.

Iwama GK, Thomas PT, Forsyth RB, Vijayan MM (1998) Heat shock protein expression in fish. *Rev Fish Biol Fish* 8: 35-56.

Jalali MA, Hosseini SA, Imanpour MR (2010) Physiological characteristics and stress resistance of great sturgeon (*Huso huso*) juveniles fed with vitamins C, E, and HUFA-enriched *Artemia urmiana* nauplii. *Fish Physiol Biochem* 36: 555-564.

Jobling M (1993) Bioenergetics: feed intake and energy partitioning. In: Ranking JC, Jensen FB (eds) *Fish ecophysiology*, 1st edn. Chapman & Hall, London, pp 1-44.

Johnson PV (1985) Dietary fat, eicosanoids and immunity. *Adv Lipid Res* 21: 103-141.

Kammer AR, Orczewska JI, O'Brien KM (2011) Oxidative stress is transient and tissue specific during cold acclimation of three spine stickleback. *J Exp Biol* 214: 1248-1256.

Kanazawa A (1985) Essential fatty acid and lipid requirement of fish. In: Cowey CB, Mackie AM, Bell JG (eds) *Nutrition and feeding in fish*. Academic Press, London, pp 287-298.

Kanazawa A (1997) Effects of docosahexaenoic acid and phospholipids on stress tolerance of fish. *Aquaculture* 155: 129-134.

Karahadian C, Fowler KP, Cox DH (1995) Comparison of chemical composition of striped bass (*Morone saxatilis*) from three Chesapeake bay tributaries with those of two aquaculture hybrid striped bass types. *Food Chem* 54: 409-418.

Katersky RS, Carter CG (2007) High growth efficiency occurs over a wide temperature range for juvenile barramundi *Lates calcarifer* fed a balanced diet. *Aquaculture* 272: 444-450.

Kelly AM, Kohler CC (1999) Cold tolerance and fatty acid composition of striped bass, white bass, and their hybrids. *N Am J Aquacult* 61: 278-285.

Kelly NI, Alzaid Nash GW, Gamperl AK (2014) Metabolic depression in cunner (*Tautoglabrus adspersus*) is influenced by ontogeny, and enhances thermal tolerance. Plos One 9: e114765.

Kiessling K-H, Kiessling A (1993) Selective utilization of fatty acids in rainbow trout (*Onchorhynchus mykiss* Walbaum) red muscle mitochondria. Can J Zool 71: 248-251.

Killen SS, Marras S, McKenzie DJ (2014) Fast growers sprint slower: effects of food deprivation and re-feeding on sprint swimming performance in individual juvenile european sea bass. J Exp Biol 217: 859-865.

Klepsatel P, Gáliková M, De Maio N, Huber CD, Schlötterer C, Flatt T (2013) Variation in thermal performance and reaction norms among populations of *Drosophila melanogaster*. Evolution 67: 3573-3587.

Kraul S, Ako H, Brittain K, Ogasawara A, Cantrell R, Nagao T (1991) Comparison of copepods and enriched Artemia as feeds for larval mahimahi, *Coryphuenu hippurus*. In: Lavens P, Sorgeloos P, Jaspers E, Ollevier F (eds) Fish and crustacean larviculture symp, pp 45-47.

Kumar P, Pal AK, Sahu NP, Jha AK, Priya P (2015) Biochemical and physiological stress responses to heat shock and their recovery in *Labeo rohita* fingerlings. Proc Natl Acad Sci India Sect B Biol Sci 85: 485-490.

Kumar S, Sahu NP, Pal AK, Subramanian S, Priyadarshi H, Kumar V (2011) High dietary protein combats the stress of *Labeo rohita* fingerlings exposed to heat shock. Fish Physiol Biochem 37: 1005-1019.

LaBarbera M (1989) Analyzing body size as a factor in ecology. Annu Rev Ecol Syst 20: 97-117.

Lankford SE, Adams TE, Miller RA, Cech JJ Jr (2005) The cost of chronic stress: impacts of a non-habituating stress response on metabolic variables and swimming performance in sturgeon. *Physiol Biochem Zool* 78: 599-609.

Lavens P, Sorgeloos P (1996) Manual on the production and use of live food for aquaculture. Food and Agriculture Organisation, Rome, pp ix + 295.

Lee DS, Gilbert CR, Hocutt CH, Jenkins RE, McAllister DE, Stauffer JR Jr (1980) Atlas of north american freshwater fishes. North Carolina State Museum of Natural History, 854 p.

Legault M (2012) Reproduction du bar rayé (*Morone saxatilis*) dans le bassin de la rivière du Sud (Montmagny). Ministère des Ressources naturelles et de la Faune, Direction de l'expertise sur la faune et ses habitats, Direction de la faune aquatique, Québec 137 p.

Legault M, Bouchard F, Lepage S, Mingelbier M (2008) État du Saint-Laurent. La réintroduction du bar rayé dans le Saint-Laurent. Ministère des Ressources Naturelles et de la Faune, 6 p.

Lermen CL, Lappe R, Crestani M, Vieira VP, Gioda CR, Schetinger MRC, Baldisserotto B, Moraes G, Morsch VM (2004) Effect of different temperature regimes on metabolic and blood parameters of silver catfish *Rhamdia quelen*. *Aquaculture* 239: 497-507.

Leu E, Wängberg S-Å, Wulff A, Falk-Petersen S, Børre Ørbæk J, Hessen DO (2006) Effects of changes in ambient PAR and UV radiation on the nutritional quality of an Arctic diatom (*Thalassiosira antarctica* var. borealis). *J Exp Mar Biol Ecol* 337: 65-81.

Lowe CH, Vance VJ (1955) Acclimation of the critical thermal maximum of the reptile *Urosaurus ornatus*. *Science* 122: 73-74.

Lund ED (1998) Aspects of essential fatty acid function in growth and reproduction of striped bass. Thesis for degree of Doctor of Philosophy, University of Maryland, United States, 234 p.

Lutterschmidt WI, Hutchison VH (1997) The critical thermal maximum: data to support the onset of spasms as the definitive end point. *Can J Zool* 75: 1553-1560.

Malek RL, Sajadi H, Abraham J, Grundy MA, Gerhard GS (2004) The effects of temperature reduction on gene expression and oxidative stress in skeletal muscle from adult zebrafish. *Comp Biochem Physiol C* 138: 363-373.

McClelland G, Zwingelstein G, Weber J-M, Brichon G (1995) Lipid composition of tissue and plasma in two Mediterranean fishes, the gilt-head sea bream (*Chrysophrys auratus*) and the European seabass (*Dicentrarchus labrax*). *Can J Fish Aquat Sci* 52:161-170.

McKenzie DJ (2001) Effects of dietary fatty acids on the respiratory and cardiovascular physiology of fish. *Comp Biochem Physiol A* 128: 605-619.

McKenzie DJ, Higgs DA, Dosanjh B, Deacon G, Randall DJ (1998) Dietary lipid composition influences swimming performance in Atlantic salmon (*Salmo salar*) in seawater. *Fish Physiol Biochem* 19: 111-122.

Miller MR, Nichols PD, Carter CG (2008) N-3 oil sources for use in aquaculture – alternatives to the unsustainable harvest of wild fish. *Nutrit Research Rev* 21: 85-96.

Milligan CL, Wood CM (1986) Tissue intracellular acid-base status and the fate of lactate after exhaustive exercise in the rainbow trout. *J Exp Biol* 123: 123-144.

Montero D, Tort L, Robaina L, Vergara JM, Izquierdo MS (2001) Low vitamin E in diet reduces stress resistance of gilthead seabream (*Sparus aurata*) juveniles. *Fish Shellfish Immunol* 11: 473-490.

Mourente G, Dick JR (2002) Influence of partial substitution of dietary fish oil by vegetable oils on the metabolism (desaturation and  $\beta$ -oxidation) of [1- $^{14}$ C]18:3n-3 in isolated hepatocytes of European sea bass (*Dicentrarchus labrax* L). *Fish Physiol Biochem* 26: 297-308.

Mourente G, Good JE, Bell JG (2005) Partial substitution of fish oil with rapeseed, linseed and olive oils in diets for European sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.): effects on flesh fatty acid composition, plasma prostaglandins E2 and F2, immune function and effectiveness of a fish oil finishing diet. *Aquac Nutr* 11: 25-40.

Mourente G, Rodriguez A, Tocher DR, Sargent JR (1993) Effects of dietary docosahexaenoic acid (DHA; 22: 6n-3) on lipid and fatty acid composition and growth in gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.) larvae during first feeding. *Aquaculture* 112: 79-98.

Moyano M, Candebat C, Ruhbaum Y, Ivarez-Fernaández S, Claireaux G, Zambonino-Infante J-L, Peck MA (2017) Effects of warming rate, acclimation temperature and ontogeny on the critical thermal maximum of temperate marine fish larvae. *Plos One* 12: e0179928.

Napolitano GE (1999) Fatty acids as trophic and chemical markers In: Arts MT, Wainman BC (eds) *Lipids in freshwater ecosystems*. Springer Science and Business Media, New York, pp 21-44.

Nematipour GR, Gatlin III DM (1993) Effects of different kinds of dietary lipid on growth and fatty acid composition of juvenile sunshine bass, *Morone chrysops* ♀ × *M. saxatilis* ♂. *Aquaculture* 114: 141-154.

Overgaard J, Kristensen TN, Sørensen JG (2012) Validity of thermal ramping assays used to assess thermal tolerance in Arthropods. *Plos One* 7: e32758.

Pelletier AM, Verreault G, Bourget G, Dussureault J (2010) Utilisation de l'habitat par les différents stades de développement de la population réintroduite de bars rayés (*Morone saxatilis*) de l'estuaire du Saint-Laurent. Ministère des Ressources naturelles et de la Faune du Québec, Direction de l'expertise Faune-Forêts-Territoire du Bas-Saint-Laurent, Direction générale du Bas-Saint-Laurent 50 p.

- Person-Le Ruyet J, Skalli A, Dulau B, Le Bayon N, Le Delliou H, Robin JH (2004) Does dietary n-3 highly unsaturated fatty acids level influence the European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) capacity to adapt to a high temperature? *Aquaculture* 242: 571-588.
- Petrie B, Bugden G (2002) The physical oceanography of the Bras d'Or lake. *Proceedings of the Nova Scotia Institute of Science* 42: 9-36.
- Pezzack DS (1978) The life history and distribution of *Neomysis americana* (Smith) (Crustacea, Mysidacea) in Passamaquoddy Bay. *Can J Zool*, pp 785.
- Pickering AD (1981) Introduction: The concept of biological stress. In: Pickering AD (ed) *Stress and fish*. Academic Press, London, pp 1-8.
- Pörtner HO, Knust R (2007) Climate change affects marine fishes through the oxygen limitation of thermal tolerance. *Science* 315: 95-97.
- Quinn GP, Keough MJ (2002) *Experimental design and data analysis for biologists*. Cambridge University Press, Cambridge.
- Rawn JD (1989) *Biochemistry*. Neil Patterson Publishers, Burlington, North Carolina.
- Reddy PK, Leatherland JF (1998) Stress physiology, fish diseases and disorders. In: Leatherland JF, Woo P (eds) *Fish diseases and disorders, non-infectious disorders*. CABI Publishing 2: 279-302.
- Renaud SM, Thinh LV, Lambrinidis G, Parry DL (2002) Effect of temperature on growth, chemical composition and fatty acid composition of tropical Australian microalgae grown in batch cultures. *Aquaculture* 211: 195-214.
- Rezende EL, Castaneda LE, Santos M (2014) Tolerance landscapes in thermal ecology. *Funct Ecol* 28: 799-809.
- Rios FSA, Moraes G, Oba ET, Fernandes MN, Donatii L, Kalinin AL, Rantin FT (2006) Mobilization and recovery of energy stores in traíra, *Hoplias malabaricus* Bloch (*Teleostei*,

*Erythrinidae*) during long-term starvation and after re-feeding. *J Comp Physiol B* 176: 721-728.

Roach PJ, Cheng C, Huang D, Lin A, Mu J, Skurat AV, Wilson W, Zhai L (1998) Novel aspects of the regulation of glycogen storage. *J Basic Clin Physiol Pharmacol* 9: 139-151.

Robichaud-LeBlanc KA, Courtenay SC, Benfey TJ (1998) Distribution and growth of young-of-the-year striped bass in the Miramichi river estuary, Gulf of St. Lawrence. *Trans Am Fish Soc* 127: 56-69.

Robichaud-LeBlanc KA, Courtenay SC, Hanson JM (1997) Ontogenetic diet shifts in age-0 striped bass, *Morone saxatilis*, from the Miramichi river estuary, Gulf of St. Lawrence. *Can J Zool* 75: 1300-1309.

Robinette HR, Taylor JB, Gatlin DM III, Craig S (1997) Effects of dietary catfish and menhaden oils on hybrid striped bass production. *Prog Fish-Cult* 59: 261-265.

Robinson ML, Gomez-Raya L, Rauw WM, Peacock (2008) Fulton's body condition factor K correlates with survival time in a thermal challenge experiment in juvenile Lahontan cutthroat trout (*Oncorhynchus clarki henshawi*). *J Therm Biol* 33: 363-368.

Robitaille J (2010) Évaluation de la qualité de l'habitat et de son utilisation par la population disparue de bar rayé (*Morone saxatilis*) de l'estuaire du Saint-Laurent, Québec. *Secr Can de Consult Sci du MPO*, pp vi + 22.

Roze T, Christen F, Amerand A, Claireaux G (2013) Trade-off between thermal sensitivity, hypoxia tolerance and growth in fish. *J Therm Biol* 38: 98-106.

Ruyter B, Rosjo C, Einen O, Thomassen MS (2000) Essential fatty acids in Atlantic salmon: time course of changes in fatty acid composition of liver, blood and carcass induced by a diet deficient in n-3 and n-6 fatty acids. *Aquac Nutr* 6: 109-118.

Salte R, Thomassen MS, Wold K (1988) Do high levels of dietary polyunsaturated fatty acids (EPA/DHA) prevent diseases associated with membrane degeneration in farmed Atlantic salmon at low water temperature? *Bull Eur Ass Fish Pathol* 8: 63-66.

Sargent J, Tocher DR, Bell JG (2002) The lipids. In: Halver JE, Hardy RW. *Fish nutrition*, third edition. Academic Press, London, pp 182-259.

Sargent JR, Bell G, Bell MV, Henderson RJ, Tocher DR (1995) Requirement criteria for essential fatty acids. *J Appl Ichthyol* 11: 183-198.

Sargent JR, Bell JG, Bell MV, Henderson RJ, Tocher DR (1993) The metabolism of phospholipids and polyunsaturated fatty acids in fish. In: Callou B, Vittello P (eds) *Coastal and estuarine studies—Aquaculture: fundamental and applied research*. American Geophysical Union, Washington, pp 103-124.

Sargent JR, Henderson RJ, Tocher DR (1989) The lipids. In: Halver JE (ed) *Fish nutrition*, second edition. Academic Press, New York, pp 153-218.

Sargent JR, Parkes RJ, Mueller-Harvey I, Henderson RJ (1987) Lipid biomarkers in marine ecology. In: Sleigh MA (ed) *Microbes and the sea*. Ellis Horwood Ltd, Chichester, pp 119-138.

Schreck CB, Moyle PB (1990) *Methods for fish biology*. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland, pp 372.

Setzler EM, Boynton WR, Wood KV, Zion HH, Lubbers L, Mountford NK, Frere P, Tucker L, Mihursky JA (1980) Synopsis of biological data on striped bass, *Morone saxatilis* (Walbaum)-NOAA technical report NMFS Circular 433. Food and Agriculture Organization, 69 p.

Sheridan MA (1988) Lipid dynamics in fish: Aspects of absorption, transportation, deposition and mobilization. *Comp Biochem Physiol B* 90: 679-690.

Sibley RM, Calow P (1987) Growth and resource allocation. In Calow P (ed) Evolutionary physiological ecology. Cambridge University Press, Cambridge, UK, pp 37-52 .

Simontacchi C, Poltronieri C, Carraro C, Bertotto D, Xiccato G, Trocino A, Radaelli G (2008) Alternative stress indicators in sea bass *Dicentrarchus labrax*. J Fish Biol 72: 747-752.

Snyder RJ, Hennessey TM (2003) Cold tolerance and homeoviscous adaptation in freshwater alewives (*Alosa pseudoharengus*). Fish Physiol Biochem 29: 117-126.

Stickney RR (2000) Encyclopedia of aquaculture. Collections: A Wiley-Interscience publication, New York pp 892-948.

Storey KB (1991) Metabolic consequences of exercise in organs of rainbow trout. J Exp Zool 260: 157-164.

Talbot GB (1966) Estuarine environmental requirements and limiting factors for striped bass. In: A symposium on estuarine fisheries. Am Fish Soc, Spec Publ 3: 37-49.

Teles M, Maria VL, Pacheco M, Santos MA (2003) *Anguilla anguilla* L. plasma cortisol, lactate and glucose responses to abietic acid, dehydroabietic acid and retene. Environ Int 29: 995-1000.

Terblanche JS, Hoffmann AA, Mitchell KA, Rako L, Le Roux PC, Chown SL (2011) Ecologically relevant measures of tolerance to potentially lethal temperatures. J Exp Biol 214: 3713-3725.

Thompson PA, Guo MX, Harrison PJ, Whyte JNC (1992) Effects of variation in temperature on the fatty-acid composition of 8 species of marine-phytoplankton. J Phycol 28: 488-497.

Tocher DR (2003) Metabolism and functions of lipids and fatty acids in teleost fish. Rev Fish Sci 11: 107-184.

Tocher DR (2010) Fatty acid requirements in ontogeny of marine and freshwater fish. *Aquac Res* 41: 717-732.

Tocher DR, Carr J, Sargent JR (1989) Polyunsaturated fatty acid metabolism in fish cells: differential metabolism of n-3 and n-6 series fatty acids by cultured cells originating from a freshwater teleost fish and from a marine teleost fish. *Comp Biochem Physiol B* 94: 367-374.

Tocher DR, Sargent JR (1990) Effect of temperature on the incorporation into phospholipid classes and metabolism via desaturation and elongation of n-3 and n-6 polyunsaturated fatty acids in fish cells in culture. *Lipids* 25: 435-442.

Tuncer H, Harrell RM (1992) Essential fatty acid nutrition of larval striped bass (*Morone saxatilis*) and palmetto bass (*M. saxatilis* X *M. chrysops*). *Aquaculture* 101: 105-121.

Tuncer H, Harrell RM, Chai TJ (1993) Beneficial effects of n-3 HUFA enriched *Artemia* as food for larval palmetto bass (*Morone saxatilis* X *M. chrysops*). *Aquaculture* 110: 341-359.

Tunnah L, Currie S, MacCormack TJ (2017) Do prior diel thermal cycles influence the physiological response of Atlantic salmon (*Salmo salar*) to subsequent heat stress? *Can J Fish Aquat Sci* 74: 127-139.

Vagner M, Lacoue-Labarthe T, Zambonino-Infante J-L, Mazurais D, Dubillot E, Le Delliou H, Quazuguel P, Lefrançois C (2015) Depletion of essential fatty acids in the food source affects aerobic capacities of the golden grey mullet *Liza aurata* in a Warming Seawater Context. *Plos One* 10: e0126489.

Valiquette E, Harvey V, Pelletier AM (2017) Mise à jour des connaissances sur l'identification, la description et l'utilisation spatio-temporelle des habitats du bar rayé (*Morone saxatilis*) de la population du fleuve Saint-Laurent, Québec. Report 2017/005. Canadian Science Advisory Secretariat Science Advisory, Quebec region 55 pp.

Van Pragg D, Farber DV, Minkin S J, Primor N (1987) Production of eicosanoids by the killifish gills and opercular epithelia and their effect on active transport of ions. *Gen Comp Endocrinol* 67: 50-57.

Vance DE, Vance JE (1985) *Biochemistry of lipids and membranes*. Benjamin Cummings Pub Co, Menlo Park, CA.

Vijayan MM, Moon TW (1992) Acute handling stress alters hepatic glycogen metabolism in food deprived rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Can J Fish Aqua Sci* 49: 2260-2266.

Waagbo R (1994) The impact of nutritional factors on the immune system in Atlantic salmon, *Salmo salar* L: a review. *Aquacult Fish Manage* 25: 175-197.

Wales NAM (1988) Hormone studies in *Myxine glutinosa*: effects of the eicosanoids arachidonic acid, prostaglandin E1, E2, A2, F2, thromboxane B2 and of indomethacin on plasma cortisol, blood pressure, urine flow and electrolyte balance. *J Comp Physiol B* 158: 621-626.

Wang C, King W, Woods LC III (2004) Physiological indicators of divergent stress responsiveness in male striped bass broodstock. *Aquaculture* 232: 665-678.

Watanabe T (1993) Importance of docosahexaenoic acid in marine larval fish. *J World Aquac Sot* 24: 152-161.

Wedemeyer GA, Meyer FP, Smith L (1999) *Environmental stress and fish diseases*. Narendra Publication House, India.

Wendelaar Bonga SE (1997) The stress response in fish. *Physiol Rev* 77: 591-625.

Woo NYS (1990) Metabolic and osmoregulatory changes during temperature acclimation in the red sea bream, *Chrysophrys major*: Implications for its culture in the subtropics. *Aquaculture* 87: 197-208.

Xu H, Wang J, Mai K, Xu W, Zhang W, Zhang Y, Ai Q (2016) Dietary docosahexaenoic acid to eicosapentaenoic acid (DHA/EPA) ratio influenced growth performance, immune response, stress resistance and tissue fatty acid composition of juvenile japanese seabass, *Lateolabrax japonicas* (cuvier). *Aquac Res* 47: 741-757.

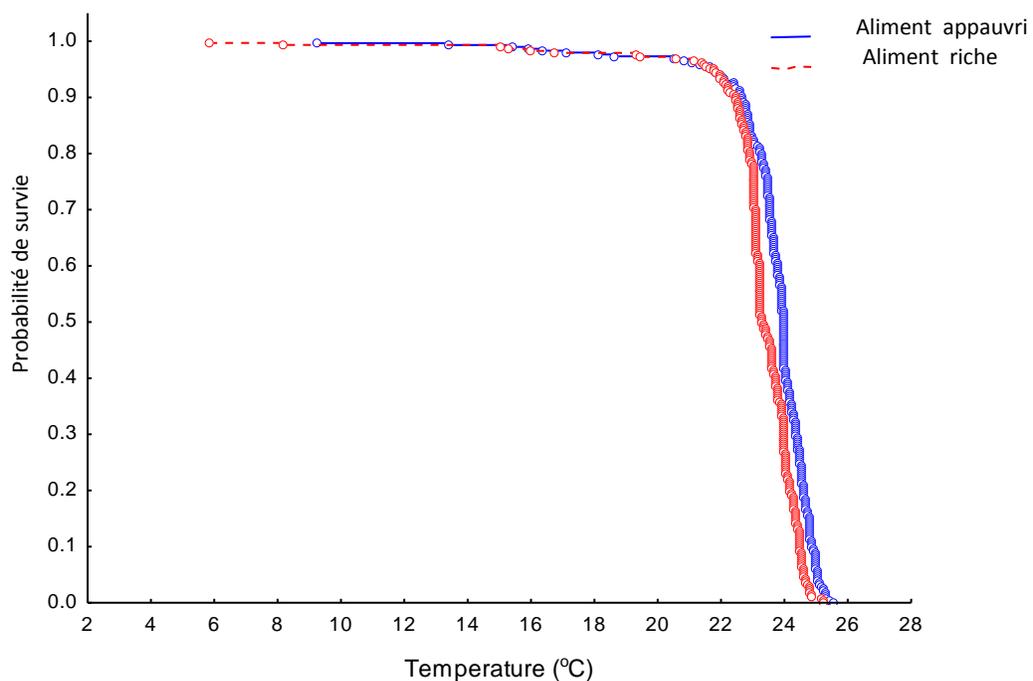
**ANNEXES****ANNEXE 1: Alimentation d'origine des juvéniles de bars rayés**

<b>COMPOSITION DE LA NUTRA XP (POUR 20 KG)</b>	
<b>Ingrédients</b>	<b>Quantité</b>
Gras brut (%)	18
Protéine brute (%)	55
Fibre brute (%)	0.5
Phosphore (%)	1.7
Calcium (%)	1.6
Sodium (%)	0.5
Vitamine A (Iu/kg)	7500
Vitamine D3 (Iu/kg)	2400
Vitamine E (Iu/kg)	225
Vitamine C (mg/kg)	1000

## ANNEXE 2: Composition des aliments expérimentaux\*

<b>Base aliment</b>		
<b>Farine de poisson</b>	<b>32,0g</b>	
Protéines (%)	21.3	
Lipides (%)	3.8	
EPA+DHA (%)	0.7	
<b>Farine de Lupin</b>	<b>34,0g</b>	
Protéines	12.8	
Lipides	3.2	
EPA+DHA (%)	0.0	
<b>CPSP 90</b>	<b>12,0g</b>	
Protéines (%)	9.7	
Lipides (%)	0.8	
EPA+DHA (%)	0.1	
<b>Sous-total</b>		
Lipides (%)	7.8	
EPA+DHA(%)	0.9	
<b>Additifs</b>		
Lécithine de colza	3.0g	
Amidon	8.0g	
Vitamines	1.0g	
Minéraux	1.0g	
Bétaïne	1.0g	
	<b>Aliment mer</b>	<b>Aliment terre</b>
Huile de poisson	4.0g	0.0g
EPA+DHA (%)	1.0	0.0
Huile de colza	4.0g	8.0g
EPA+DHA (%)	0.0	0.0
<b>Total pour 100 g d'aliment</b>		
Protéines (%)	43.749	
Lipides (%)	17.563	
<b>EPA+DHA (%)</b>	<b>1.854</b>	<b>0.854</b>

\*Tableau tiré de Gourtay, 2019



ANNEXE 3 : Courbe de survie (Kaplan-Meier) des challenges thermiques réalisés avec les deux groupes de poissons (300 poissons/groupe) alimentés avec le régime mer et le régime terre.

ANNEXE 4 : Températures de perte d'équilibre des juvéniles de bar rayé nourris avec les deux régimes alimentaires. Les valeurs sont données sous forme de moyenne  $\pm$  écart-type

Catégorie	Aliment riche	Aliment appauvri	dl	Valeur t	Valeur p
Sensible	15.95 $\pm$ 5.30	16.55 $\pm$ 3.43	18	-0.30	> 0.05
Médian	23.41 $\pm$ 0.18	24.12 $\pm$ 0.22	18	-7.81	< 0.001
Résistant	24.67 $\pm$ 0.31	25.11 $\pm$ 0.27	18	-3.31	< 0.01



