



**Composition et phénologie de la communauté larvaire de
poissons marins dans la Baie-des-Chaleurs**

Mémoire présenté

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

PAR

© ÉMILIE LEBLOND

Janvier 2025

Composition du jury :

Gesche Winkler, présidente du jury, Université du Québec à Rimouski

Céline Audet, directrice de recherche, Université du Québec à Rimouski

Dominique Robert, codirecteur de recherche, Université du Québec à Rimouski

Olivier Morissette, examinateur externe, Université du Québec à Chicoutimi

Dépôt initial le 11 août 2024

Dépôt final le 14 janvier 2025

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 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.

REMERCIEMENTS

Je tiens tout d'abord à remercier ma directrice de maîtrise, Céline Audet. Merci pour ta patience, tes encouragements et ton soutien à chaque étape de mon parcours. Merci de m'avoir fourni un milieu où j'ai pu apprendre qu'avec de la motivation et de la passion pour ce qu'on aime, il est possible de tout faire. Travailler avec toi et l'équipe m'a permis d'apprendre grandement, particulièrement sur moi-même, et je t'en suis immensément reconnaissante. Je tiens à réitérer ma gratitude pour ton soutien et tes encouragements, puisqu'ils ont fait une énorme différence dans mon parcours de maîtrise.

Merci à Dominique Robert, mon codirecteur, de m'avoir partagé ton expertise et tes connaissances. Également, merci pour tes conseils, suggestions et contributions qui ont permis d'enrichir mon travail.

Je souhaite remercier tous les membres de l'équipe de Céline que j'ai eu le plaisir de côtoyer, soit María Angélica Martínez-Silva, Ghizlane Banousse, Nina Bélanger, Julie Viana, Baptiste Brunet, Virginie Chalifoux et Nicolas Vachon. María, un énorme merci pour toutes les fois où tu m'as accueilli dans ton bureau et que tu m'as aidé à trouver des solutions à mes problèmes et questionnements. Maria, Ghizlane et Julie, merci pour l'aide que vous m'avez apportée au laboratoire ou lors des analyses des données.

À toute l'équipe de terrain, Bruno Cayouette, Étienne Germain, Sarra Nasraoui et Catherine Lapointe, merci d'avoir rendu les multiples allers-retours en Gaspésie amusants, malgré tous les petits pépins rencontrés.

Merci à l'équipe de laboratoire de Dominique Robert et Gesche Winkler, particulièrement Lucienne Chénard, qui m'a chaleureusement accueilli et conseillé lors du tri des larves.

Merci à Ressources Aquatiques Québec et l'Université du Québec, qui m'ont permis de participer à deux conférences, soit la 153^e réunion annuelle de l'American Fisheries Society, à Grand Rapids au Michigan, et la 47^e Larval Fish Conference, qui s'est tenue à Huron en Ohio. Ces expériences ont été très enrichissantes et m'ont permis de partager les avancements de mon projet

Merci aux amis.es que je me suis faits.es à Rimouski, particulièrement aux copains Margaux, Virg, Marie, Baptiste, Jo, Enzo et Raph. Vous avez rendu cette expérience mille fois plus amusante et inoubliable, et je vous en serais toujours reconnaissante. Je suis également reconnaissante envers toutes les autres personnes que j'ai eu le privilège de rencontrer et de côtoyer, mais que ne peux pas citer individuellement.

Finalement, je souhaite remercier ma famille, notamment mes parents, qui m'ont toujours encouragé et accompagné (même de loin) tout au long de mon parcours.

AVANT-PROPOS

Je présente ici les résultats de mes travaux de maîtrise. Dans le cadre de cette formation, j'ai dirigé les sorties d'échantillonnage sur le terrain et j'ai réalisé l'entièreté des analyses de laboratoire et statistiques, l'interprétation des résultats ainsi que la rédaction du mémoire.

Les résultats ont été présentés dans le cadre de plusieurs congrès scientifiques. Ils ont été présentés sous forme de communications orales courtes lors de la réunion annuelle du regroupement Ressources Aquatiques Québec (RAQ) en 2021 et 2022. Le projet a de nouveau été présenté à la réunion annuelle du RAQ de 2023, mais lors d'une présentation de 10 minutes. De plus, les résultats du projet ont été présentés sous forme d'affiche à la 153^e réunion annuelle de l'American Fisheries Society, à Grand Rapids au Michigan, ainsi qu'à la 47^e Larval Fish Conference, qui s'est tenue à Huron en Ohio.

RÉSUMÉ

Chez les poissons, le recrutement est régi par la survie des jeunes stades de vie. Connaître la dynamique des stades larvaires est ainsi important pour la compréhension de l'écologie des différentes populations, puisqu'il s'agit du reflet de la biomasse du stock reproducteur et du recrutement à venir. Bien que le sud du golfe Saint-Laurent soit caractérisé par la présence de plusieurs espèces de poissons d'importance commerciale et écologique, telles que le capelan, le hareng, le maquereau, la morue ou la plie canadienne, peu d'études sur les assemblages de poissons au stade larvaire y ont été réalisées. Les changements climatiques en cours accentuent le besoin de connaissances sur la dynamique de l'ichtyoplancton, particulièrement dans la Baie-des-Chaleurs, région pour laquelle les données contemporaines sont limitées. Ce projet visait à y décrire l'assemblage larvaire selon les conditions environnementales. Entre les mois de mai et juillet 2022, six relevés séquentiels, au cours desquels un total de 49 stations a été échantillonné, ont permis la récolte de zooplancton. Les larves de poissons présentes dans ceux-ci ont été dénombrées, identifiées sur la base des caractéristiques morphologiques et mesurées. L'identification de certaines des espèces a pu être confirmée par séquençage. Certains indices de diversité (Shannon, Piloni et richesse spécifique), ainsi que l'abondance et la densité des différentes espèces, ont été calculés pour chaque station et ont été mis en relation avec la date d'échantillonnage et les conditions environnementales. Les résultats ont révélé la présence d'une forte diversité dans la Baie-des-Chaleurs, ainsi que la succession de plusieurs espèces au cours du printemps et de l'été. De plus, les larves de certaines espèces considérées actuellement comme en péril ont été retrouvées en forte densité. Cela suggère un potentiel élevé pour cette région du golfe Saint-Laurent comme site de nourricerie pour le stade de vie larvaire des différentes espèces de poissons que l'on y retrouve.

Mots clés : golfe Saint-Laurent, reproduction, ponte, stade larvaire, variations temporelles, température, salinité, profondeur

ABSTRACT

The survival of early life stages controls the recruitment of fish. Increasing our knowledge of the dynamics of larval stages is therefore important to understand the ecology of different populations as it reflects the spawning stock biomass and future recruitment. Although the southern Gulf of St. Lawrence is characterized by the presence of several species of fish of commercial and ecological importance, such as capelin, herring, mackerel, cod, or American plaice, there were few studies of larval fish assemblages in this area. Ongoing climate change is increasing the need to better understand ichthyoplankton dynamics, particularly in the Chaleur Bay, a region for which contemporary data is limited. This project aimed to describe the larval assemblage according to environmental conditions. Between May and July 2022, six sequential surveys, from which a total of 49 stations were sampled, allowed us to collect zooplankton. The fish larvae present in the samples were counted, identified based on morphological characteristics, and measured. The identification of some species was confirmed by sequencing. Some diversity indices (Shannon, Pielou, and species richness), as well as the abundance and density of different species, were calculated for each station and related to the sampling date and the respective environmental conditions present at these stations. The results revealed high fish larval diversity in Chaleur Bay, as well as the succession of several species from spring to summer. In addition, larvae of some species currently considered as endangered have been found in high densities. This suggests a high potential of this Gulf of St. Lawrence region as a nursery site for the larval stage of the various fish species found there.

Keywords: gulf of St. Lawrence, reproduction, spawning, larval stage, temporal variations, temperature, salinity, depth

TABLE DES MATIÈRES

REMERCIEMENTS	vii
AVANT-PROPOS	ix
RÉSUMÉ	xi
ABSTRACT.....	xiii
TABLE DES MATIÈRES	xv
LISTE DES TABLEAUX	xvii
LISTE DES FIGURES	xix
LISTE DES ACRONYMES.....	xxi
INTRODUCTION GÉNÉRALE	1
1.1 ASSEMBLAGE DES LARVES DE POISSONS.....	1
1.1.1 Dynamique de l'ichtyoplancton et variabilité du recrutement	1
1.2 DOCUMENTATION DE L'ASSEMBLAGE LARVAIRE DANS LE GOLFE SAINT-LAURENT.....	4
1.2.1 Espèces de poissons pélagiques.....	7
1.2.2 Espèces de poissons plats	11
1.2.3 Espèces de poissons démersaux.....	15
1.3 OBJECTIF GÉNÉRAL	22
MATÉRIEL ET MÉTHODES.....	23
2.1 ÉCHANTILLONNAGE DES LARVES DE POISSONS	23
2.2 TRI DES ÉCHANTILLONS DE ZOOPLANCTON.....	28
2.3 IDENTIFICATION VISUELLE ET MOLÉCULAIRE DES LARVES	29
2.4 CALCUL DES INDICES DE DIVERSITÉ ET D'ABONDANCE	32
2.5 ANALYSES STATISTIQUES	33

RÉSULTATS	35
3.1 ASSEMBLAGE LARVAIRE.....	35
3.2 VARIATION DES INDICES DE DIVERSITÉ AU COURS DE LA PÉRIODE D'ÉCHANTILLONAGE	43
3.3 VARIATIONS DE LA DENSITÉ ET DES MESURES MORPHOMÉTRIQUES CHEZ LES ESPÈCES LES PLUS ABONDANTES	47
DISCUSSION	63
4.1 COMPOSITION DE LA COMMUNAUTÉ LARVAIRE PRINTANIÈRE.....	63
4.1.1 Composition et abondance relative	63
4.1.2 Espèces clés dans l'assemblage	65
4.1.3 Espèces sous représentées	71
4.2 RÔLE DE LA BAIE-DES-CHALEURS COMME NOURRICERIE POUR LES JEUNES STADES DE VIE DES POISSONS.....	73
4.3 PROBLÈMES RENCONTRÉS.....	75
4.4 PERSPECTIVES.....	76
CONCLUSION GÉNÉRALE.....	79
RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	81
RÉFÉRENCES WEB	97

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1. Sommaire des informations décrivant les stations échantillonnées entre les mois de mai et juillet 2022 dans la région de Bonaventure (Baie-des-Chaleurs).	25
Tableau 2. Séquence des amorces utilisées pour amplifier le gène <i>cytochrome c oxydase sous-unité mitochondriale 1 (COI)</i>	30
Tableau 3. Densité moyenne \pm l'écart-type (ind. 1000 m ⁻³) des espèces de poissons aux différentes dates d'échantillonnage, toutes stations confondues.	36
Tableau 4. Séquences du gène <i>cytochrome c oxydase sous-unité mitochondriale 1 (COI)</i> obtenues par séquençage.....	40
Tableau 5. Longueur moyenne standard \pm l'écart-type (mm) des larves des différentes espèces par date d'échantillonnage.	51
Tableau 6. Largeur moyenne post-anale \pm l'écart-type (mm) des larves des différentes espèces par date d'échantillonnage.	56
Tableau 7. Longueur moyenne de la tête \pm l'écart-type (mm) des larves des différentes espèces par date d'échantillonnage.	58

LISTE DES FIGURES

Figure 1. Capelan (<i>Mallotus villosus</i>) au stade larvaire.	8
Figure 2. Hareng atlantique (<i>Clupea harengus</i>) au stade larvaire.	9
Figure 3. Maquereau bleu (<i>Scomber scombrus</i>) au stade larvaire.	10
Figure 4. Plie canadienne (<i>Hippoglossoides platessoides</i>) au stade larvaire.....	12
Figure 5. Plie rouge (<i>Pseudopleuronectes americanus</i>) au stade larvaire.....	13
Figure 6. Limande à queue jaune (<i>Limanda ferruginea</i>) au stade larvaire.....	14
Figure 7. Plie grise (<i>Glyptocephalus cynoglossus</i>) au stade larvaire.	15
Figure 8. Morue franche (<i>Gadus morhua</i>) au stade larvaire.....	16
Figure 9. Motelle à quatre barbillons (<i>Enchelyopus cimbrius</i>) au stade larvaire.....	17
Figure 10. Poisson-alligator atlantique (<i>Aspidophoroides monopterygius</i>) au stade larvaire.....	18
Figure 11. Limaces de mer (<i>Liparis</i> sp.) au stade larvaire.	19
Figure 12. Chaboisseau (<i>Cottidae</i> sp.) au stade larvaire.	20
Figure 13. Ulvaire deux-lignes (<i>Ulvaria subbifurcata</i>) au stade larvaire.	21
Figure 14. Carte représentant la position des différentes stations échantillonnées entre les mois de mai et juillet 2022 dans la région de Bonaventure (Baie-des-Chaleurs).....	27
Figure 15. Identification des larves sur la base des caractéristiques morphologiques.	39
Figure 16. Indices de diversité selon la date d'échantillonnage.	44
Figure 17. Abondance relative (%) de l'ensemble des espèces au stade larvaire retrouvées dans l'ensemble de la période d'échantillonnage.....	45
Figure 18. Analyse en composante principale mettant en relation les indices de diversité, les conditions observées aux différentes stations et la date d'échantillonnage.	46
Figure 19. Densité (ind. m ⁻³) des larves des 10 espèces les plus abondantes pour l'ensemble de la période d'échantillonnage.....	48

LISTE DES ACRONYMES

ACP	Analyse en composantes principales
ADN	Acide désoxyribonucléique
ANOVA	Analyse de variance
ARN	Acide ribonucléique
COI	<i>Cytochrome c oxydase sous-unité mitochondriale 1</i>
CHUL	Centre hospitalier de l'Université Laval
EGSL	Estuaire et golfe Saint-Laurent
GSL	Golfe Saint-Laurent
MPO	Pêches et Océans Canada
PNR	Point de non-retour

INTRODUCTION GÉNÉRALE

1.1 ASSEMBLAGE DES LARVES DE POISSONS

L'étude de la dynamique des stades larvaires contribue de façon significative à la compréhension de l'écologie des différentes populations de poissons, puisqu'elle est une indication de la biomasse du stock reproducteur (Doyle et al., 2002 ; Agostini et al., 2007 ; Koslow et Wright, 2016). Toutefois, l'exactitude et la précision des estimations de la biomasse des adultes à partir de relevés ichtyoplanctoniques dépendent grandement de l'état des connaissances sur les processus de reproduction et recrutement, et sur la démographie des populations concernées (Moser et Smith, 1993). L'évaluation des assemblages de poissons au stade larvaire dans une zone donnée peut cependant nous aider à comprendre les variations spatiales et temporelles de la période de ponte en réponse aux changements des conditions environnementales (Auth et al., 2017 ; Rogers et Dougherty, 2018 ; Thaxton et al., 2020).

1.1.1 Dynamique de l'ichtyoplancton et variabilité du recrutement

La force d'une classe d'âge d'un stock est établie au cours de la première année de vie, qui inclut les stades larvaires et juvéniles (Leggett et DeBlois, 1994). Des fluctuations dans les classes d'âge peuvent être causées par des variations annuelles de la croissance ou de la mortalité chez les jeunes individus (Houde, 1987). Dans ce mémoire, nous nous sommes particulièrement intéressés au stade larvaire. En effet, selon l'hypothèse émise par Hjort (1914), le destin des classes d'âge est déterminé au début du stade larvaire, peu de temps après l'absorption du sac vitellin. Cela signifie que les larves doivent trouver des proies de type approprié et en quantité suffisante pour répondre aux besoins en énergie nécessaire à

leur survie, ce qui constitue une des premières étapes cruciales dans le devenir futur des différentes cohortes.

Chez les poissons, à tous les stades de développement, les différentes fonctions physiologiques, incluant la croissance, sont synchronisées et régulées par des facteurs externes et par des facteurs internes incluant les interfaces entre les systèmes nerveux, endocrinien et neuroendocrinien. Les facteurs externes peuvent être séparés en deux catégories, soit les facteurs déterminants, comme la température, la salinité et la photopériode, qui agissent directement sur la physiologie par l'intermédiaire de récepteurs, et les facteurs limitants (par ex. ammoniac, oxygène dissous, pH) qui exercent un contrôle lorsque leur valeur est au-dessus ou en dessous d'un seuil spécifique ou d'un intervalle de tolérance. Ces facteurs déterminants ont des effets considérables sur la croissance des individus larvaires, et ainsi sur leur survie.

Les poissons étant des ectothermes, la température régule plusieurs aspects fondamentaux de leur développement et de leur physiologie. En effet, la température exerce un contrôle important sur le développement et la maturation des gamètes (truite brune *Salmo trutta*, Lahnsteiner et Leitner, 2013), l'ovulation et la spermiation (saumon atlantique *Salmo salar*, Taranger *et al.*, 2003 ; morue franche *Gadus morhua*, Tveiten, 2008), la ponte (omble chevalier *Salvelinus alpinus*, Gillet *et al.*, 1996), l'embryogenèse et l'éclosion (Pauly et Pullin, 1988), ainsi que sur le développement et la survie des larves et des juvéniles (Houde, 1989).

Le développement des larves dans des milieux où les températures sont froides signifie que celui-ci sera plus long, puisque la quantité d'énergie disponible est moindre (taux métabolique plus faible). Une hausse de la température ambiante augmente le taux métabolique, la croissance et la vitesse de développement, diminuant ainsi la durée du stade larvaire (Blaxter 1991 ; Benoît *et al.*, 2000 ; Green et Fisher, 2004). Ceci implique que les individus atteignent la métamorphose plus rapidement, ce qui diminue la période où ils sont vulnérables face aux prédateurs et diminue ainsi la mortalité (Houde, 1987).

La capacité de nage des larves est corrélée à la taille de leur corps : les larves plus grosses deviennent actives plus rapidement, et donc plus mobiles que les plus petites larves (Webb et Weihs, 1986 ; Miller *et al.*, 1988). Une forte mortalité au stade larvaire peut être associée à une capacité natatoire limitée, qui empêche l'évitement des environnements dont les conditions sont sous-optimales, l'évitement des prédateurs ou encore l'incapacité à atteindre des zones où les densités de proies disponibles sont plus optimales (revu par Arevalo *et al.*, 2023).

Bien que la température augmente la vitesse du développement des larves, ce qui peut améliorer leurs chances de survie, elle semble avoir un effet négatif sur les stades plus jeunes, soit les larves ayant encore leur sac vitellin (hareng du Pacifique *Clupea pallasii*, McGurk, 1984 ; pagre tête noire *Acanthopagrus schlegelii*, anchois japonais *Engraulis japonicus*, dorade japonaise *Pagrus major* et cardeau hirame *Paralichthys olivaceus*, Fukuhara 1990 ; flétan de l'Atlantique *Hippoglossus hippoglossus*, Lein *et al.*, 1997; aiglefin *Melanogrammus aeglefinus*, Martell *et al.*, 2005). En effet, une augmentation de la température réduit la durée de la période pendant laquelle la larve a accès à des réserves endogènes, soit le temps d'absorption du sac vitellin (Rombough, 1997 ; Green et Fisher, 2004). Cette phase du développement est la période dont dispose la larve pour trouver des sources de nourriture suffisantes pour subvenir à ses besoins énergétiques (Pepin, 1991). Une hausse de la température peut aussi avoir comme impact de réduire le temps avant l'atteinte du point de non-retour (PNR). Pendant le jeûne, le PNR est le seuil auquel 50 % des larves sont toujours vivantes, mais trop faibles pour se nourrir, et ce même si la nourriture est abondante et accessible (Yin et Blaxter 1987). Le PNR se définit comme la période de jeûne, calculée à partir de l'éclosion, après laquelle le jeûne est irréversible. Il s'agit ainsi d'une indication de la capacité des larves à résister à l'absence de nourriture (Pepin, 1991). Également, l'augmentation de la vitesse de croissance causée par la hausse de température peut aussi avoir des effets négatifs sur la survie des larves, puisque celles-ci ont besoin de plus de nourriture pour répondre à la demande métabolique (Blaxter, 1991). Les larves sont ainsi plus susceptibles au jeûne, ce qui les rend plus vulnérables. Tous ces effets de la

température sur les stades larvaires vont ultimement affecter le nombre de juvéniles qui participeront au recrutement.

La salinité est un second facteur abiotique qui influence plusieurs processus du développement chez les poissons et les caractéristiques sténohalines/euryhalines diffèrent énormément entre les larves des différentes espèces. Chez la morue franche, la salinité lors de l'incubation influence la taille des larves au moment de l'épuisement des réserves vitellines, et donc leur croissance (Nissling *et al.*, 1998). Selon ces derniers, les différences observées sont dues à des différences de consommation énergétique liées au travail osmotique. Jonasson et coll. (2009) ont observé en Islande que l'abondance de larves de morue franche était relativement plus élevée dans les eaux moins salées, indiquant la présence d'une relation inverse entre la salinité et l'abondance. Au contraire, chez le cardeau d'été *Paralichthys dentatus*, dans la région de la baie de Narragansett (Rhode Island), le développement des jeunes stades de vie et la croissance seraient moindres à faible salinité (Specker *et al.*, 1999). Chez l'ensemble des stades de vie des poissons, le maintien de l'équilibre osmotique entraîne des coûts énergétiques, ce qui peut réduire l'énergie disponible pour la croissance. Également, l'activité spontanée et le comportement de nage, la consommation de nourriture, la digestion et l'absorption des proies peuvent être affectés par la salinité d'un milieu (Bœuf et Payant, 2001).

1.2 DOCUMENTATION DE L'ASSEMBLAGE LARVAIRE DANS LE GOLFE SAINT-LAURENT

L'estuaire et le golfe Saint-Laurent (EGSL) constituent un des écosystèmes les plus productifs au Canada (Dufour et Ouellet, 2007). Les pêcheries de multiples espèces de poissons pélagiques et de fond y ont eu lieu, ce qui fait du Saint-Laurent une région historiquement très exploitée (Tamdrari *et al.*, 2014). Par exemple, la morue, le maquereau *Scomber scombrus*, le hareng *Clupea harengus* et la plie rouge *Pseudopleuronectes americanus* sont des espèces qui ont longtemps soutenu des pêches commerciales dans le Saint-Laurent (DFO, 1996 ; Surette et Rolland, 2019 ; Van Beveren *et al.*, 2023 ;

DFO, 2024a). Les stocks de plusieurs espèces sont présentement effondrés dans l'EGSL, et plusieurs pêcheries sont maintenant sous moratoire, incluant celles du hareng atlantique, du maquereau et de la plie rouge. Le déclin important de la biomasse des espèces touchées se serait produit pendant les années 1980 et au début des années 1990, en raison d'une surexploitation. Malgré une mortalité par la pêche maintenant négligeable, ces populations ne montrent aucun signe de rétablissement et, dans certains cas, continuent de décroître (Swain et Benoît, 2015). Ceci illustre l'importance d'augmenter les connaissances sur la biologie de ces différentes espèces.

L'ensemble des traits fonctionnels d'une communauté, déterminé par le nombre et les différentes espèces qui la constituent, est un des principaux déterminants des caractéristiques de l'écosystème (Chapin *et al.*, 1997 ; Chapin *et al.*, 2000). La diversité au sein de la communauté, soit le nombre d'espèces présentes (richesse), leur abondance relative (uniformité), les interactions entre les espèces (effets non additifs) et les variations spatio-temporelles, module l'expression des traits fonctionnels. En plus d'avoir des effets importants sur le fonctionnement d'un écosystème, par exemple sur les flux de matière, la diversité augmente la résilience et la résistance de celui-ci face aux changements environnementaux (Chapin *et al.*, 2000). Une meilleure richesse en espèces peut ainsi diminuer la vitesse d'effondrement et d'extinction des espèces de poisson d'importance commerciale au fil du temps (Worm *et al.*, 2006). Le sud du golfe Saint-Laurent (GSL), incluant la Baie-des-Chaleurs, est une région productive et qui démontre une grande richesse taxonomique, particulièrement en espèces démersales (Nozères *et al.*, 2015). De plus, la communauté ichtyoplanctonique du sud du GSL se démarque de celles présentes ailleurs dans le golfe par son plus grand nombre d'espèces larvaires et par des abondances plus élevées (de Lafontaine *et al.*, 1990). Le succès des jeunes stades de vie des poissons marins dépend de la capacité des larves à atteindre les sites de nourricerie, qui leur procurent un abri et de la nourriture, et assurent ainsi leur croissance et leur survie (Bailey *et al.*, 2008). Beck et coll. (2001) ont proposé qu'un site de nourricerie soit défini comme un habitat qui contribue à la population adulte par la présence d'une biomasse de juvéniles par unité de surface qui est supérieure à la moyenne des autres habitats. Cette biomasse plus élevée est

causée par une densité plus élevée, une forte croissance, une mortalité plus faible ou un mouvement plus important des individus. Dans le sud du GSL, les zones côtières peu profondes et les baies, telles que la Baie-des-Chaleurs, sont importantes écologiquement. Plusieurs espèces de poissons utilisent celles-ci entre autres comme site de nourricerie (McQuinn *et al.*, 2012).

Les eaux du sud du GSL sont caractérisées par des eaux de surface chaudes et une forte productivité en été, ce qui fait de ce milieu un site important de ponte, de nourricerie et d'alimentation pour plusieurs espèces de poissons (Dufour et Ouellet, 2007). Dans le GSL, le cycle annuel de l'ichtyoplancton commence généralement entre la fin du mois d'avril et début mai, et s'étire de septembre à octobre (Locke, 2002). Par exemple, dans la région de Terre-Neuve, la richesse en espèces augmente progressivement du printemps jusqu'aux mois de juin à août. Elle diminue par la suite pour atteindre des valeurs similaires à celles observées au printemps (Pepin *et al.*, 2024). L'assemblage et l'abondance en ichtyoplancton varient en fonction des différents systèmes et des saisons. Les différences temporelles observées peuvent être expliquées par les stratégies de reproduction des adultes (Ramos *et al.*, 2006 ; Pepin *et al.*, 2024). En effet, dans les régions tempérées, telles que le sud du GSL, les poissons ont adapté leur période de reproduction afin que le début de l'alimentation exogène des larves se produise au même moment qu'une disponibilité en proies appropriée. Cette synchronicité entre ces deux événements permet ainsi aux larves de répondre à leurs exigences métaboliques (Pepin *et al.*, 2024). Cela correspond également à la théorie du *match mismatch* de Cushing (1969). De plus, dans les zones côtières, la majorité des espèces ont adapté leur stratégie de reproduction afin de s'adapter aux conditions environnementales les plus favorables. Par exemple, pour certaines espèces, la fraie s'effectue pendant les mois froids, ce qui permet d'éviter les *upwellings* plus intenses, d'assurer le transport des larves vers le littoral et de les retenir (Santos *et al.*, 2001).

Plusieurs espèces pélagiques sont présentes dans le sud du GSL, telles que le capelan *Mallotus villosus*, le hareng atlantique *Clupea harengus* et le maquereau bleu *Scomber scombrus* (Benoît et Yin, 2023). On y trouve également plusieurs espèces de poissons

démersaux, dont des poissons plats. Les espèces les plus couramment rencontrées sont la plie canadienne *Hippoglossoides platessoides*, la plie rouge *Pseudopleuronectes americanus*, la limande à queue jaune *Limanda ferruginea* et la plie grise *Glyptocephalus cynoglossus* (Benoît, 2013 ; Benoît et Yin, 2023). D'autres espèces démersales sont également présentes dans le sud du golfe, telles que la morue franche, la motelle à quatre barbillons *Enchelyopus cimbrius*, le poisson-alligator atlantique *Aspidophoroides monopterygius* ou des espèces de la famille des limaces de mer, des chaboisseaux et des lompénies (Benoît et Yin, 2023).

Bien que plusieurs études aient été réalisées sur les assemblages de poissons dans le sud du GSL, par exemple dans le parc national Kouchibouguac (NB ; Bremner *et al.*, 2015), ou dans la baie de Miramichi (Locke et Courtenay, 1995), il existe peu d'études contemporaines réalisées dans la Baie-des-Chaleurs, qui est caractérisée par la présence de plusieurs espèces de poissons d'importance écologique et commerciale (DFO, 2007). La côte sud-ouest du GSL, qui inclut la Baie-des-Chaleurs, couvre une surface de 13 506 km² et se distingue par des profondeurs sous les 100 mètres (DFO, 2007).

1.2.1 Espèces de poissons pélagiques

Capelan. Le capelan *Mallotus villosus* est une espèce fourragère importante dans les écosystèmes marins boréaux et est largement répandu dans le GSL (Figure 1 ; Carscadden et Misra, 1980 ; Ouellet *et al.*, 2013). Au printemps et à l'été, les individus migrent vers les côtes pour pondre sur les plages ou autres sites démersaux. La ponte chez cette espèce débute vers la mi-avril dans l'estuaire maritime, au niveau de L'Île-aux-Coudres, et se prolonge jusqu'à la fin juin dans le GSL (Ouellet *et al.*, 2013). Dans la Baie-des-Chaleurs plus spécifiquement, elle se produit vers la fin du mois de mai et au début du mois de juin (Chamberland *et al.*, 2022). Les larves sont retrouvées dans la couche supérieure de la colonne d'eau (0-20 m ; Jacquaz *et al.*, 1977). La Baie-des-Chaleurs fait partie des zones où une forte densité de larves de capelan peut être observée (Grégoire et Girard, 2014).



Figure 1. Capelan (*Mallotus villosus*) au stade larvaire (5,9 mm longueur standard). Les larves émergent à une taille comprise entre 6,0 et 7,0 mm et ont des yeux non pigmentés. Elles sont caractérisées par la présence d'une rangée double de mélanophores allant de la base des nageoires pectorales au sac vitellin, d'une rangée simple allant du sac vitellin et se terminant à la base de la nageoire caudale et par une longueur préanale d'environ 75 % de la longueur totale (Fahay, 2007).

Hareng atlantique. Le hareng de l'Atlantique *Clupea harengus* est une espèce d'importance commerciale pêchée dans l'ensemble de son aire de répartition (Figure 2 ; Wuenschel et Deroba, 2019). Dans le sud du golfe, la population est caractérisée par la présence de deux stocks reproducteurs (Melvin *et al.*, 2009) génétiquement distincts (Lamichhaney *et al.*, 2017 ; Kerr *et al.*, 2018) et gérés de façon indépendante l'un de l'autre (Turcotte *et al.*, 2022). Un premier groupe d'individus se reproduit d'abord au printemps, soit pendant les mois d'avril et de mai. Un deuxième groupe d'individus se reproduit en août et septembre (Turcotte *et al.*, 2022). La reproduction se fait généralement à des profondeurs de moins de 10 m au printemps, et entre 5 et 20 m à l'automne (MPO,

2022). Le 30 mars 2022, un moratoire limitant la pêche commerciale printanière du hareng a été mis en place (DFO, 2022a). Celui-ci est toujours en place pour la saison de pêche 2024 et sera révisé pour celle de 2025 (DFO, 2024b).



Figure 2. Hareng atlantique (*Clupea harengus*) au stade larvaire (6,7 mm longueur standard). Les larves de hareng atlantique émergent à une taille comprise entre 4 et 10 mm et ont des yeux pigmentés. Elles sont caractérisées par la présence de mélanophores le long de la surface dorsale du système digestif antérieur et sur la surface ventrale postérieure, de grands mélanophores près de l'anus et à la base de la nageoire caudale, de pigments présents sur la surface ventrale de la pointe de la notochorde et par une longueur préanale de 80 % de la longueur totale (Fahay, 2007).

Maquereau bleu. Le maquereau *Scomber scombrus* est une espèce de poisson fourragère migratoire dont on retrouve les larves dans la colonne d'eau (Figure 3 ; Smith *et al.*, 2022). La composante du stock retrouvée dans le sud du GSL pond généralement pendant les mois de juin et juillet (Smith *et al.*, 2022). La plupart des individus se reproduisent dans la partie littorale des eaux du plateau continental (Studholme *et al.*, 1999) et les larves sont

généralement observées à des profondeurs comprises entre 10 et 130 m (Studholme *et al.*, 1999). Selon Sette (1943), les larves de maquereau bleu effectueraient des migrations nyctémérales, soit une remontée vers la couche de surface pendant la nuit, puis une descente vers la thermocline pendant la journée. Pêches et Océans Canada (MPO) considère son statut comme critique (MPO, 2022). Le 30 mars 2022, un moratoire limitant la pêche commerciale du maquereau a été mis en place (DFO, 2022b). Celui-ci est toujours en place pour la saison de pêche 2023-2024 (DFO, 2023a).



Figure 3. Maquereau bleu (*Scomber scombrus*) au stade larvaire (4,3 mm longueur standard). Les larves de maquereau sont caractérisées par la présence d'un grand groupe de mélanophores stellaires sur la tête, de pigments dispersés entre les yeux, d'une agrégation de mélanophores stellaires sur la surface dorsale de l'intestin, créant une forte pigmentation, et de mélanophores post-anaux dont la présence se prolonge le long de la surface dorsale et ventrale du corps, avec les pigments ventraux s'étendant plus en avant qu'au niveau dorsal et une longueur préanale 40 % à > 60 % de la longueur totale (Fahay, 2007).

1.2.2 Espèces de poissons plats

Plie canadienne. La plie canadienne *Hippoglossoides platessoides* est une espèce de poisson plat qui appartient à la famille des Pleuronectidés et qui est retrouvée de la baie de Baffin jusqu'au golfe du Maine (Figure 4 ; Powles, 1965). Dans le GSL, les sites de ponte importants se trouvent à l'est et à l'ouest des Îles-de-la-Madeleine (Powles, 1965) et s'étendent jusqu'à la Baie-des-Chaleurs (de Lafontaine, 1990). La période de fraie et de fécondation des œufs s'effectue principalement au début du printemps, jusqu'en été (MPO, 2011). La période de reproduction de la plie canadienne est très fortement variable géographiquement. Elle commence généralement en février dans le golfe du Maine, et en avril-mai dans la région de Grands Bancs (Terre-Neuve-et-Labrador). Elle se produit ensuite pendant le mois de mai sur la côte du Labrador (COSEWIC, 2009). Des données récentes sur la période de reproduction dans le sud du golfe sont toutefois manquantes dans la littérature. La plie canadienne peut se reproduire jusqu'à 10 fois par saison, avec seulement une partie du nombre total d'œufs potentiels pondus par événement (Nagler *et al.*, 1999). Les œufs et larves de la plie canadienne sont pélagiques, et ces dernières présentent une symétrie bilatérale (Fahay, 1983).

Plie rouge. Les individus de plie rouge *Pseudopleuronectes americanus* ne se reproduisent qu'une seule fois par année (Figure 5 ; Burton et Idler, 1984). La ponte chez la plie rouge se produit généralement sur une période de deux à trois mois, soit pendant l'hiver ou le printemps, dépendamment de la position latitudinale des individus (Fairchild *et al.*, 2013). La reproduction commence en janvier au sud de la répartition géographique et se produit de plus en plus tard dans l'année à mesure que l'on remonte vers le nord (Klein-MacPhee, 1978). Ainsi, dans les estuaires de la baie de New York, la ponte se produit entre le mois de janvier et les mois de mars/avril, avec un maximum de ponte au mois de février (Wilber *et al.*, 2013). À Terre-Neuve-et-Labrador, les individus de Long Pond (St. John's) effectuent plutôt les pontes entre le mois de mars et début juin, avec un maximum de ponte en mai et vers le début du mois de juin (Kennedy et Steele, 1971). La ponte se produit généralement dans des zones peu profondes, entre 5 et 45 mètres (Pereira *et al.*, 1999 ; Scott

et Scott, 1988). Les larves sont généralement planctoniques et, au fur et à mesure qu'elles grandissent, elles s'orientent vers le fond et ont une flottabilité négative. Selon Chambers et coll. (1988), la métamorphose se produit environ 420 degrés-jour après l'éclosion. Au cours des dernières décennies, les populations ont subi un déclin considérable en termes d'abondance et les causes restent à être déterminées (Wilber *et al.*, 2013 ; Yencho *et al.*, 2015). Le 23 février 2023, le MPO a annoncé la fermeture de la pêche commerciale de la plie rouge dans l'EGSL pour une durée indéterminée (DFO, 2023b). Des données récentes sur les stades larvaires de la plie rouge dans le sud du golfe sont manquantes dans la littérature, mais la présence des pêcheurs commerciaux en saison printanière confirme la présence de géniteurs à cet endroit.



Figure 4. Plie canadienne (*Hippoglossoides platessoides*) au stade larvaire (7,3 mm longueur standard). Les larves de plie canadienne émergent à une taille comprise entre 4 et 6 mm. Les jeunes larves sont caractérisées par la présence de cinq amas de pigments qui ne s'étendent pas sur les plis des nageoires, dont un qui est situé au-dessus de l'estomac, un au-dessus de l'anus et trois postérieurement, des pigments épars entre ces amas et par une longueur préanale de > 33 % de la longueur totale (Fahay, 2007).



Figure 5. Plie rouge (*Pseudopleuronectes americanus*) au stade larvaire (7,0 mm longueur standard). Les larves émergent à une taille d'environ 2,4 mm et leurs yeux sont non pigmentés. Les larves sont caractérisées par une rangée double de mélanophores ponctués sur la région ventrale de l'estomac et la région ventrale post-anale du corps, un amas de pigments pâles environ au 2/3 du corps, un estomac enroulé et par une longueur préanale entre 30 et 40 % de la longueur totale (Fahay, 2007).

Limande à queue jaune. Dans le nord-ouest de l'océan Atlantique, la ponte de la limande à queue jaune *Limanda ferruginea* se produit principalement de mars à août, dans des eaux dont la température varie entre 5 et 12 °C (Figure 6 ; Fahay, 2007). Plus précisément, près de Terre-Neuve, la période de la fraie de la limande à queue jaune serait répartie sur l'été, avec un pic à la fin de juin et du début de juillet (Pitt, 1970). Il y a peu d'information sur la période de reproduction dans le sud du GSL. La majorité des larves de limande à queue jaune se retrouvent dans des profondeurs comprises entre 10 et 90 m. Toutefois, des individus ont été capturés dans des profondeurs allant jusqu'à 1250 m

(Johnson *et al.*, 1999). La pêche de la limande à queue jaune est sous le même moratoire que la plie rouge depuis le 23 février 2023 (DFO, 2023b).



Figure 6. Limande à queue jaune (*Limanda ferruginea*) au stade larvaire (7,6 mm longueur standard). Les larves émergent à une taille entre environ 2,0 à 3,5 mm et avec des yeux non pigmentés. Elles sont caractérisées par la présence de deux ou trois bandes plus ou moins distinctes de mélanophores obliques sur les myosepta, avec une légère dispersion de pigments sur la région ventrale entre celles-ci (Fahay, 2007).

Plie grise. De façon générale, la ponte se produit entre les mois de mars à novembre chez la plie grise *Glyptocephalus cynoglossus* (Figure 7 ; Cargnelli *et al.*, 1999). Près des Grands Bancs, la ponte aurait lieu entre les mois de mars et de juin (Bowering, 1990). Il n’y a cependant pas de données récentes sur la période de reproduction dans le sud du GSL. Comme pour les autres espèces de poissons plats présentées, les larves sont pélagiques et retrouvées dans la colonne d’eau, à des profondeurs entre 30 et 150 m (Cargnelli *et al.*, 1999).



Figure 7. Plie grise (*Glyptocephalus cynoglossus*) au stade larvaire (8,8 mm longueur standard). Les larves de plie grise émergent à une taille comprise entre 4 et 6 mm et ont des yeux non pigmentés. Les larves sont caractérisées par la présence de six bandes de pigments qui s'étendent sur les plis des nageoires, soit trois bandes majeures et trois mineures, l'absence de pigments entre ces bandes et par une longueur préanale de < 33 % de la longueur totale (Fahay, 2007).

1.2.3 Espèces de poissons démersaux

Morue. Le stock de morue *Gadus morhua* du sud du golfe hiverne en agrégations denses dans les eaux plus chaudes le long du versant sud du chenal Laurentien ainsi que dans les eaux du détroit de Cabot (Figure 8 ; Swain, 2010). Selon ce dernier, les populations migrent dans les eaux du sud vers la fin du mois d'avril ou du début mai pour se reproduire et pondre. L'étude de Powles (1958) montre que la période de ponte s'étale de mai à septembre, avec une forte intensité vers la fin du mois de juin. Les larves de morue franche, tout comme les œufs, sont pélagiques pendant une période d'environ trois mois et deviennent

démersales au fur et à mesure qu'elles croissent (Fahay *et al.*, 1999). Les larves sont retrouvées entre la couche de surface de la colonne d'eau et des profondeurs allant jusqu'à 75 m (Hardy Jr., 1978). En raison du déclin important de l'abondance, plusieurs populations de morue franche, dont celle du sud du GSL, ont été désignées comme menacées (COSEWIC, 2010).



Figure 8. Morue franche (*Gadus morhua*) au stade larvaire (7,4 mm longueur standard). Les larves émergent à une taille comprise entre 3,3 et 5,7 mm avec des yeux bien pigmentés. Elles sont caractérisées par la présence d'amas de pigments sur la tête, une rangée sur la surface dorsale de l'estomac, deux groupes dorsaux et deux groupes ventraux de taches sur la queue, avec des groupes ventraux plus larges et s'étendant plus loin vers l'arrière que les dorsaux, une bande latérale continue de pigments sur la queue (à environ 6,5 mm longueur totale) et une longueur préanale de 39 % de la longueur totale à l'éclosion et allant jusqu'à < 50 % (Fahay, 2007).

Motelle à quatre barbillons. Bien qu'elle soit une espèce de Gadidés couramment retrouvée sur les marges de l'Océan Atlantiques, il n'y a que peu d'information sur la biologie

de la motelle à quatre barbillons *Enchelyopus cimbrius* (Figure 9 ; Cohen et Russo, 1979). Selon Fahay (2007), la ponte aurait lieu tout au long de l'année, avec une plus grande intensité entre les mois de mai et de septembre. Juin serait le mois présentant le plus haut pic de ponte. Dans leur étude, Bui et coll. (2010) rapportent que des œufs auraient été capturés dans le nord du golfe, près de l'île d'Anticosti, pendant les mois de mai et de juin en 1985 et 1986, et entre 2005 et 2007. De plus, des larves ont été récoltées en juin en 1985 et 1986 au même endroit.

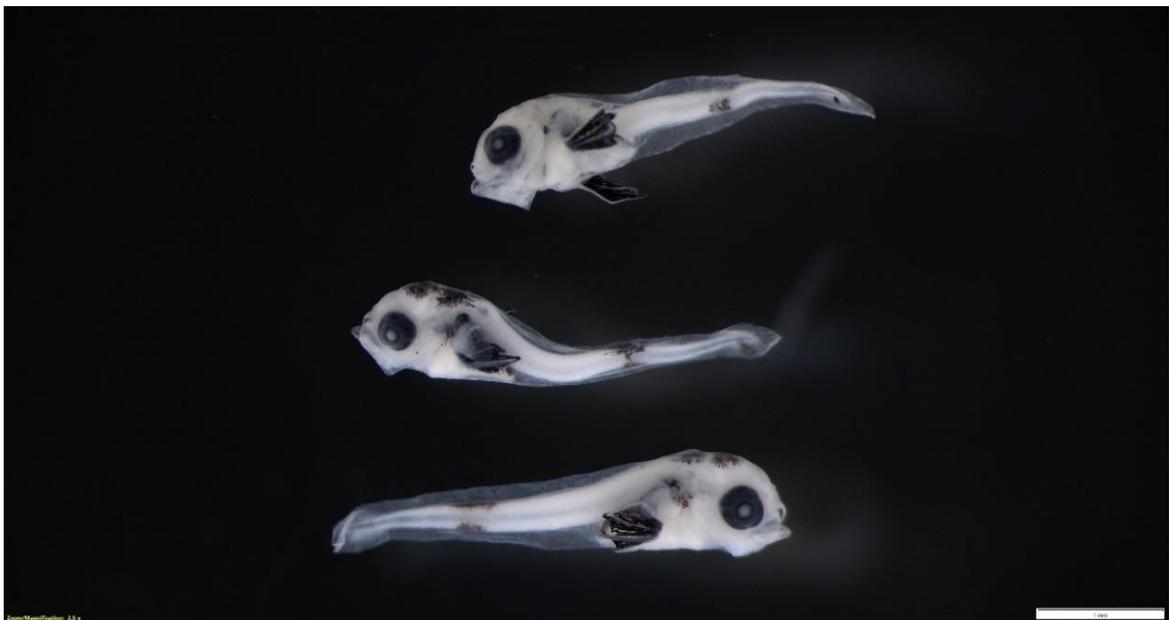


Figure 9. Motelle à quatre barbillons (*Enchelyopus cimbrius*) au stade larvaire (3,1, 3,3, et 3,6 mm longueur standard). Les embryons âgés ont des yeux légèrement pigmentés et émergent à une taille comprise entre 1,6 et 2,4 mm. L'absorption du sac vitellin se produit autour de 3,6 mm. Les larves sont caractérisées par la présence de mélanophores sur le museau et la tête, des pigments sur la surface dorsale de l'estomac, une bande de pigments au milieu de la queue qui est plus dense sur les marges dorsale et ventrale et une nageoire pelvienne entière pigmentée (Fahay, 2007).

Poisson-alligator atlantique. Il existe peu d'information sur la reproduction et l'alimentation du poisson-alligator atlantique *Aspidophoroides monopterygius* (Figure 10). Des larves de cette espèce ont toutefois été observées dans le GSL pendant les mois de mai et juin (Bui *et al.*, 2010).

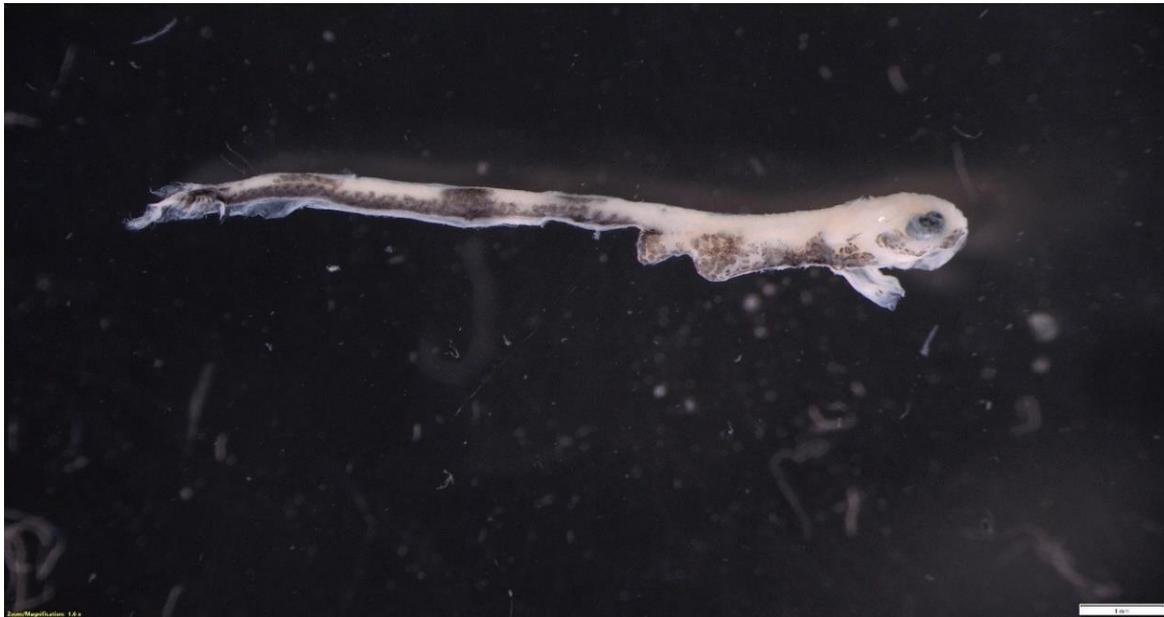


Figure 10. Poisson-alligator atlantique (*Aspidophoroides monopterygius*) au stade larvaire (10,0 mm longueur standard). Les larves sont caractérisées par la présence d'une série de taches le long de la surface ventrale du corps, se terminant à la base de la nageoire caudale, de trois bandes verticales régulièrement espacées et qui se forment à partir de la pigmentation ventrale, le bout des rayons des nageoires pectorales recouverts de pigment noir, des mélanophores éparpillés sur une grande partie de l'intestin, de fines taches pigmentaires sur le bord du préopercule et une longueur préanale de < 50 % de la longueur standard (Fahay, 2007).

Limace de mer. La famille des limaces de mer *Liparidae* regroupe de nombreuses espèces (Figure 11), dont la limace gélatineuse *Liparis fabricii* et la limace marbrée *Liparis gibbus*, deux espèces retrouvées dans les eaux de l'océan Atlantique (Fahay, 2007). La

présence de larves de cette dernière espèce dans la Baie-des-Chaleurs y est confirmée (Able *et al.*, 2011). Dans le sud du GSL, des larves de *L. gibbus* ont été récoltées en juin. La ponte aurait ainsi probablement lieu au printemps et en début d'été selon Able et coll. (2011).



Figure 11. Limaces de mer (*Liparis* sp.) au stade larvaire (4,2, 4,4 et 3,3 mm longueur standard). Les larves de limaces de mer se distinguent par leur motif de pigmentation ainsi que par leur forme générale. Elles ont une grande tête arrondie et de grands yeux. Leur corps se rétrécit ensuite fortement jusqu'à la nageoire caudale. De façon générale, la majeure portion de la pigmentation se retrouve sous forme d'amas sur l'estomac et la surface postérieure des nageoires pectorales. On trouve des mélanophores se trouvant ventralement le long du contour du corps post-anal, quelques taches pigmentaires médianes latérales juste derrière l'intestin et chez certaines espèces, la présence de pigments sur la mâchoire inférieure et sur la surface ventrale de la région thoracique (Fahay, 2007).

Chaboisseau. Dans ce mémoire, chaboisseau est utilisé pour décrire de façon simplifiée la famille des *Cottidae*, mais il est important de noter que cette dernière inclut également des espèces des genres tricorne, hémitriptère, icèle et faux-tringle (Figure 12).

Parmi les espèces retrouvées dans l'Atlantique, on note le chaboisseau à dix-huit épines *Myoxocephalus octodecemspinosus*, le chaboisseau à épines courtes *Myoxocephalus scorpius* et le faux-trigle armé *Triglops murrayi*. Bien que la période de ponte du chaboisseau à dix-huit épines ne soit pas connue dans le sud du golfe, des individus au stade larvaire ont été récoltés à l'ouest du plateau écossais entre le mois de mars et de mai 1983-1985 (Comeau *et al.*, 2009). La présence de larves de faux-trigle armé a également été observée entre le mois de janvier et de juin, avec un pic au mois de mars, dans les eaux de la baie de Fundy (Blood et Matarese, 2010).



Figure 12. Chaboisseau (*Cottidae* sp.) au stade larvaire (6,9 mm longueur standard). Les larves de chaboisseaux sont généralement caractérisées par la présence d'une surface dorsolatérale de l'estomac densément pigmentée par de grands mélanophores stellaires, une rangée ponctuée de mélanophores allant de l'intestin à la queue et la présence d'épines operculaires et de nageoires pectorales en forme d'éventail (Fahay, 2007).

Lompénie. Dans ce mémoire, lompénie est utilisé pour décrire de façon simplifiée la famille des *Stichaeidae*, mais il est important de noter que cette dernière inclut également des

espèces des genres stichée et ulvaire (Figure 13). Plusieurs espèces sont retrouvées dans l'Atlantique, par exemple la lompénie tachetée *Leptoclinus maculatus* et la lompénie-serpent *Lumpenus lamprataeformis* de même que l'ulvaire deux-lignes *Ulvaria subbifurcata*. Bui et coll. (2010) rapportent la présence de larves de lompénie tachetée et de lompénie-serpent pendant les mois de mai et de juin dans le nord-ouest du golfe. De plus, des larves d'ulvaire deux-lignes ont été récoltées au même endroit en mai. Il n'existe pas de données récentes sur la période de reproduction et du développement larvaire dans le sud du golfe.



Figure 13. Ulvaire deux-lignes (*Ulvaria subbifurcata*) au stade larvaire (6,7 mm longueur standard). Les larves émergent à une taille d'environ 6,6 mm. Les larves sont caractérisées par la présence de pigments à l'intérieur de la surface dorsale de l'intestin, un seul pigment sur l'anus, de pigments sur la tête et le tiers postérieur du corps dorsal, sur la notochorde chez les petits individus et une longueur préanale de < 50 % de la longueur standard (Fahay, 2007)

1.3 OBJECTIF GÉNÉRAL

Les changements climatiques en cours causent des changements importants de plusieurs facteurs environnementaux, entre autres la température et la salinité, ce qui entraîne une modification de la distribution spatiotemporelle de l'ichtyoplancton (Sloterdijk et al., 2017). Dans le sud du GSL, depuis les années 1970, la composition des espèces de la communauté des poissons marins a grandement changé selon Benoît et Swain (2008), qui ont également identifié les surpêches du passé et les changements climatiques comme étant des facteurs importants de ces changements dans les assemblages de poissons. L'étude de l'ichtyoplancton dans le sud du GSL permettrait d'accroître les connaissances sur le nombre d'espèces qui y sont présentes, ainsi que sur la phénologie de leur reproduction.

L'objectif de ce mémoire était de documenter l'assemblage printanier des larves de poissons dans la Baie-des-Chaleurs en fonction des conditions environnementales présentes aux différentes stations d'échantillonnage, information qui est actuellement indisponible dans la littérature.

MATÉRIEL ET MÉTHODES

2.1 ÉCHANTILLONNAGE DES LARVES DE POISSONS

Un échantillonnage séquentiel du zooplancton et de l'ichtyoplancton a été réalisé à des intervalles d'environ 10 jours du mois de mai au mois de juillet 2022, à bord de l'embarcation MACOMA (6,7 m) appartenant à l'Institut des sciences de la mer de Rimouski. Cette période a été choisie, car elle couvre la ponte de plusieurs espèces de poissons susceptibles d'être retrouvées dans la Baie-des-Chaleurs (DFO, 1998), par exemple la plie canadienne (Walsh, 1994), la plie rouge (Litvak, 1999), le capelan (DFO, 2008), la morue franche (Brassard et al., 2016), le maquereau bleu (DFO, 2021), ou encore le hareng (Turcotte et al., 2022).

Les stations d'échantillonnages ont été déterminées de façon aléatoire en fonction d'un projet qui visait initialement à récolter des larves de plie rouge. Les échantillonnages ont été réalisés le plus possible selon des transects perpendiculaires à la côte, pour ainsi avoir une large gamme de profondeurs d'échantillonnage, soit entre environ 5 et 35 m (Tableau 1). Au cours de l'été, deux secteurs ont été échantillonnés afin d'augmenter les chances de trouver des larves de poissons, soit à l'ouest et à l'est de la rivière Bonaventure (Figure 14).

Un filet à zooplancton ayant une ouverture de 1 m de diamètre et un maillage de 500 μm a été utilisé pour effectuer les échantillonnages. Le filet a été tiré obliquement en ajustant la vitesse du bateau afin que le câble tirant le filet soit constamment maintenu à un angle de 60°. L'effort d'échantillonnage a été réalisé dans l'entièreté de la colonne d'eau, afin de récolter des larves dans l'ensemble de celle-ci ; le filet était descendu jusqu'à environ 0,5 m du fond de l'eau afin d'éviter des accrochages et lentement remonté de sorte que le trait ait une durée d'environ 10 minutes (Tableau 1). Un débitmètre de la compagnie

HYDRO-BIOS (Altenholz, Allemagne) a été installé sur le filet afin de mesurer le volume d'eau filtré lors du trait. Un profil vertical de la profondeur et des conditions de température et de salinité a également été déterminé à chaque station par le déploiement d'une sonde YSI CTD CastAway®. Chaque station est représentée par la moyenne de l'ensemble des données de température et de salinité, obtenues par la sonde CTD afin de bien représenter l'ensemble de la colonne d'eau. La profondeur maximale des profils a été utilisée pour chaque station. Étant donné l'absence de relevé CTD pour la sortie du 7 juin 2022, nous avons utilisé la moyenne des valeurs du 30 mai et du 18 juin pour remplacer les valeurs manquantes pour les trois stations d'échantillonnage. La profondeur maximale obtenue par le sonar du bateau a été utilisée.

En raison de la difficulté à isoler *in situ* les larves de poissons du zooplancton (mouvement des vagues, transparence des larves, la densité élevée d'organismes et absence de stéréomicroscope sur le bateau), des échantillons de zooplancton ont été récoltés et préservés directement dans du RNALater (Invitrogen, Waltham, Massachusetts, États-Unis) ou dans de l'éthanol 95 % sans qu'un tri ne soit fait à bord. Plus précisément, trois sous-échantillons ont été préservés dans des tubes Eppendorf contenant environ 0,5 mL de RNALater le plus rapidement possible, afin de limiter la dégradation de l'acide ribonucléique (ARN) et conservés sur glace jusqu'à l'arrivée au laboratoire. Une fois arrivés à destination, ils ont été conservés à 4 °C pour une période d'environ 24 h, puis à -20 °C. Les sous-échantillons conservés dans l'éthanol 95 % ont été maintenus à température pièce.

Tableau 1. Sommaire des informations décrivant les stations échantillonnées entre les mois de mai et juillet 2022 dans la région de Bonaventure (Baie-des-Chaleurs). Les valeurs manquantes sont associées à des valeurs de nombres de rotations du débitmètre considérées comme erronées.

Date	Station	Heure	Latitude	Longitude	Profondeur (m)	Température de surface (°C)	Rotation du débitmètre	Durée du trait (min)
10-05-2022	1005S1	08:36	48° 02,337	65° 31,308	8,5	5,5	654	00:10
10-05-2022	1005S2	09:39	48° 02,929	65° 52,408	16,5	6,1	511	00:15
10-05-2022	1005S3	10:39	48° 00,889	65° 31,844	25,4	6,2		00 :10
10-05-2022	1005S4	11:30	48° 01,430	65° 32,233	30,0	6,6	199	00:10
10-05-2022	1005S5	12:16	47° 59,317	65° 33,495	36,2	7,8	55	00:13
10-05-2022	1005S6	13:28	48° 01,488	65° 31,834	23,7	7,1	69	00:10
10-05-2022	1005S7	14:10	48° 02,337	65° 31,308	10,0	7,1	129	00:07
20-05-2022	2005S1	08:10	48° 02,452	65° 31,107	8,5	5,5	203	00:08
20-05-2022	2005S2	08:53	48° 01,654	65° 30,732	15,5	6,1	186	00:09
20-05-2022	2005S3	09:29	48° 00,835	65° 31,187	25,0	6,2	53	00:09
20-05-2022	2005S4	10:10	48° 00,219	65° 31,832	30,8	6,6	173	00:10
20-05-2022	2005S5	10:54	48° 02,129	65° 33,085	22,0	7,8	138	00:08
20-05-2022	2005S6	11:28	48° 02,238	65° 32,632	17,0	7,1	138	00:07
20-05-2022	2005S7	12:01	48° 02,606	65° 32,276	11,7	7,1	274	00:08
20-05-2022	2005S8	12:41	48° 02,818	65° 31,905	7,8	NA		00:07
20-05-2022	2005S9	13:13	48° 01,703	65° 30,607	11,4	NA	364	00:10
20-05-2022	2005S10	13:45	48° 19,215	65° 31,000	20,1	NA	331	00:10
30-05-2022	3005S1	07:53	48° 01,681	65° 30,168	8,4	7,5		00:12
30-05-2022	3005S2	08:34	48° 01,950	65° 31,273	12,4	7,4	184	00:10
30-05-2022	3005S3	09:05	48° 02,206	65° 32,407	16,0	8,2	309	00:09
30-05-2022	3005S4	09:41	48° 01,580	65° 31,919	20,0	9,0	385	00:10

30-05-2022	3005S5	10:15	48° 00,865	65° 31,409	25,5	8,8	318	00:08
30-05-2022	3005S6	10:46	48° 00,723	65° 32,213	26,4	9,3	199	00:08
30-05-2022	3005S7	11:33	48° 01,629	65° 31,550	17,6	9,9	153	00:08
30-05-2022	3005S8	12:10	48° 02,017	65° 31,328	11,3	10,3	139	NA
30-05-2022	3005S9	12:42	48° 02,019	65° 31,017	8,7	9,7	130	NA
30-05-2022	3005S10	13:18	48° 03,717	65° 34,166	10,6	7,8	341	00:09
07-06-2022	0706S1	09:07	48° 03,972	65° 34,225	6,0	10,3	177	00:09
07-06-2022	0706S2	NA	48° 02,010	65° 32,014	16,6	10,1	267	NA
07-06-2022	0706S3	NA	48° 01,610	65° 32,108	24,4	9,9	131	00:07
17-06-2022	1706S1	19:24	48° 01,737	65° 29,782	7,1	13,6		00:07
18-06-2022	1806S2	08:48	48° 03,802	65° 33,152	5,6	13,5	367	00:06
18-06-2022	1806S3	09:21	48° 03,578	65° 33,617	12,0	14,6	308	00:10
18-06-2022	1806S4	10:05	48° 02,986	65° 33,384	14,3	14,6	397	00:11
18-06-2022	1806S5	10:42	48° 02,481	65° 33,622	21,7	15,0	221	00:09
18-06-2022	1806S6	11:10	48° 01,503	65° 32,363	26,2	15,3	407	00:08
18-06-2022	1806S7	11:38	48° 01,572	65° 30,052	8,8	15,0	370	00:07
18-06-2022	1806S8	12:09	48° 00,404	65° 28,600	7,5	13,0	268	00:06
05-07-2022	0507S1	17:56	48° 00,333	65° 28,613	8,5	10,5	517	00:10
05-07-2022	0507S2	18:37	48° 00,137	65° 28,719	12,3	10,0	287	00:07
05-07-2022	0507S3	19:05	47° 59,733	65° 29,032	17,6	10,1		00:08
05-07-2022	0507S4	19:48	48° 00,593	65° 28,263	4,1	13,9	260	00:05
06-07-2022	0607S5	08:21	48° 00,283	65° 28,628	8,8	10,3	173	00:08
06-07-2022	0607S6	8:44	47° 59,875	65° 28,814	17,9	11,8		00:15
06-07-2022	0607S7	09:57	47° 59,814	65° 29,361	15,6	11,6		00:13
06-07-2022	0607S8	10:20	48° 00,074	65° 29,339	14,2	11,5	538	00:11
06-07-2022	0607S9	11:06	48° 00,504	65° 29,113	8,7	10,5	211	00:07
06-07-2022	0607S10	11:41	48° 00,708	65° 28,554	5,5	11,1	239	00:08
06-07-2022	0607S11	12:09	48° 00,222	65° 27,933	5,5	13,3		00:09

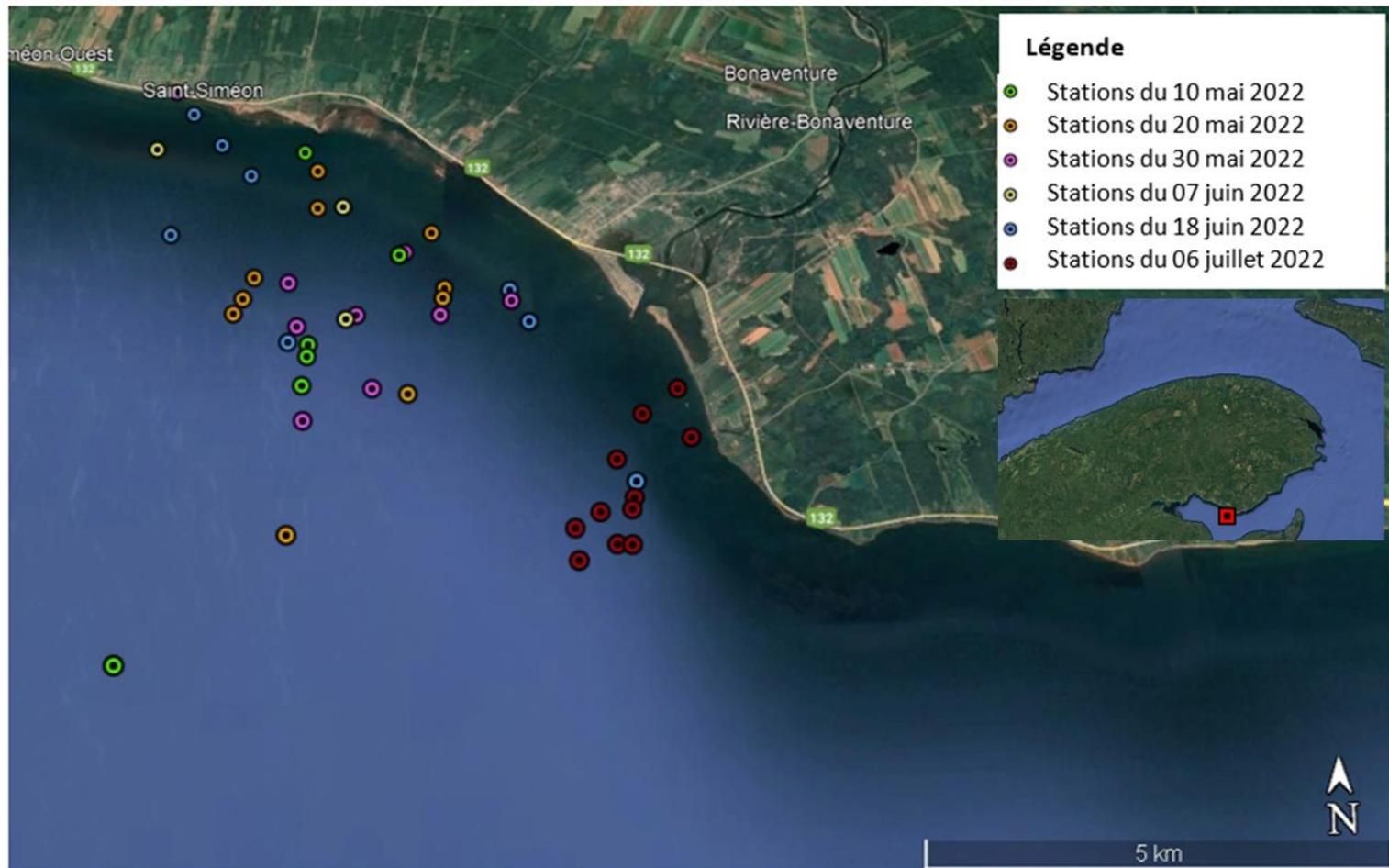


Figure 14. Carte représentant la position des différentes stations échantillonnées entre les mois de mai et juillet 2022 dans la région de Bonaventure (Baie-des-Chaleurs). Le carré rouge dans la carte en mortaise correspond à l'emplacement de la zone d'échantillonnage.

2.2 TRI DES ÉCHANTILLONS DE ZOOPLANCTON

Le tri des échantillons de zooplancton a été réalisé en laboratoire à l'aide d'un stéréomicroscope afin de s'assurer d'isoler l'entièreté des larves de poissons dans les échantillons et d'observer de façon optimale les caractéristiques de chacune de celles-ci. Un tri des sous-échantillons de zooplancton préservés dans le RNALater a d'abord été effectué dans un environnement de travail gardé le plus stérile possible, afin d'éviter la contamination des échantillons entre eux et avec l'environnement. Il a été fait dans un plat de pétri placé sur glace et auquel du RNALater était ajouté, afin de limiter la dégradation de l'ARN des individus. Les larves ont été groupées selon leurs caractéristiques morphologiques et leur stade de développement et ont été dénombrées. Pour chacun des groupes de larves, les caractéristiques morphologiques ont été décrites et des photographies ont été prises. Tous les groupes de larves ont été conservés dans des tubes Eppendorf contenant 0,9 mL de RNALater afin de préserver l'ARN, puis placés à -20 °C en attendant l'extraction d'ARN et l'analyse de marqueurs précoces du sexe. La même procédure a été suivie pour trier les échantillons conservés dans l'éthanol, mais les manipulations ont été réalisées dans un pétri contenant de l'éthanol 95 %. Une fois le tri réalisé, les larves ont été conservées dans de petits pots de 30 mL contenant de l'éthanol. La moitié des larves a servi au dénombrement et à la prise de photo et l'autre moitié a été conservée pour de futurs projets. De plus, pour chacune des larves analysées, la longueur standard a été mesurée. Cette valeur a été sélectionnée plutôt que la longueur totale, puisqu'elle exclut la nageoire caudale qui était endommagée chez certaines des larves. Dans le cas où le nombre de larves était élevé (> 50), des mesures ont été prises sur seulement 50 individus choisis au hasard. Toutes les mesures ont été prises à l'aide d'un stéréomicroscope Olympus SZX16 couplé au logiciel d'analyse d'images cellSens® via une caméra couleur Olympus DP27 5MP.

2.3 IDENTIFICATION VISUELLE ET MOLÉCULAIRE DES LARVES

Les larves ont été identifiées jusqu'à l'espèce si possible, principalement à l'aide du guide de Fahay (2007). Les publications de Matarese et coll. (1989), Jacquaz et Lecompte (1999) et Richards (2005) ont également été utiles pour l'identification. S'il était impossible de distinguer les larves entre différentes espèces, ces dernières ont été regroupées selon leur famille. Toutefois, certains groupes de larves n'ont pu être associés à une espèce soit parce que les caractéristiques morphologiques étaient difficiles à distinguer ou encore parce que le stade de développement était trop peu avancé.

La méthode du barcoding moléculaire a été utilisée pour confirmer l'identification visuelle des espèces. Cette technique permet l'identification des espèces à partir d'une courte séquence d'acide désoxyribonucléique (ADN), qui correspond généralement à un gène dont la séquence varie entre les espèces d'intérêt. En comparant les séquences obtenues à une banque de données de référence, l'espèce peut ainsi être déterminée. La région du gène *cytochrome c oxydase sous-unité mitochondriale 1 (COI)*, soit un segment d'environ 650 paires de bases, a été choisie comme marqueur. Les résultats de l'étude de Hebert et coll. (2003) montrent que ce gène peut être utilisé de façon fiable pour la bioidentification des espèces du règne animal. De plus, l'étude de Ward et coll. (2005) soutient l'efficacité du gène *COI* quant à l'identification des espèces de poissons. La région du gène *COI* a été amplifiée avec à l'aide des paires d'amorces non spécifiques FishF1/FishR1 (Hubert et al., 2008). Pour certains échantillons, nous avons également utilisé les paires d'amorces FishF2/FishR2 (Liu et al., 2020 ; Tableau 2). Ces amorces ont souvent été utilisées dans la littérature (Asiah et al., 2019 ; Zhao et al., 2024). Les amorces ont été synthétisées par Integrated DNA Technologies (IDT, Coralville, Iowa, États-Unis). Un test a été réalisé sur un pool contenant l'ADN de 14 échantillons afin de déterminer si la séquence des amorces permettait bien d'amplifier un fragment ADN. La qualité de l'amplification a été vérifiée par électrophorèse sur gel d'agarose à 2 % coloré au SYBRSafe DNA Gel Stain (Invitrogen, Waltham, Massachusetts, États-Unis) et la migration a été visualisée à l'aide d'un imageur ChemiDoc XRS+ (BioRad, Hercules, Californie, États-Unis).

Tableau 2. Séquence des amorces utilisées pour amplifier le gène *cytochrome c oxydase sous-unité mitochondriale 1 (COI)*. Le T_m et le %GC correspond respectivement à la température de demi-dénaturation et la proportion de paires de base guanine (G) et cytosine (C) dans la séquence de l'amorce.

Amorce	Séquence 5'- 3'	T_m (°C)	%GC
Fish-F1	TCTCAACCAACCATAAAGACATTGG	55,4	40,0
Fish-R1	TATACTTCTGGGTGCCCAAAGAATCA	57,9	42,3
Fish-F2	CATCCTACCTGTGGCAATCAC	55,7	52,4
Fish-R2	TGGGCTCAGACAATAAATCCT	53,7	42,9

Des extractions individuelles d'ADN ont été effectuées sur 190 individus à l'aide de la trousse DNeasy blood and tissues (Qiagen, Hilden, Allemagne), selon le protocole fourni par le manufacturier. Suite à l'extraction, la concentration en $\eta\text{g}/\mu\text{L}$ et le ratio d'absorbance 260/280 de l'ADN ont été vérifiés à l'aide d'un spectrophotomètre Nanodrop ND-1000 version 3.3.0 (NanoDrop Technologies, Wilmington, Delaware, États-Unis). Une réaction de polymérase en chaîne (PCR) a ensuite été effectuée afin d'amplifier la région du gène *COI*. L'AccuStart II PCR Supermix (QuantaBio, Beverly, Massachusetts, États-Unis) a été utilisé selon le protocole fourni par le fabricant. Le mélange de la réaction PCR pour chaque échantillon comprenait : 12,5 μL d'AccuStart II PCR Supermix, 7,5 μL d'eau stérile, 1,25 μL de chaque amorce à une concentration de 20 μM , et 2,5 μL d'ADN, pour un volume final de 25 μL . La réaction d'amplification a été faite en duplicata pour chacun des échantillons. La séquence thermique suivante a été utilisée pour l'amplification : 3 min à 94 °C, puis 40 cycles d'amplification (30 sec à 94 °C, 30 sec à 55 °C, 1 min à 72 °C), et enfin la prolongation finale de 5 min à 72 °C. La qualité de l'amplification a été vérifiée par électrophorèse sur gel d'agarose à 2 % coloré au SYBRSafe DNA Gel Stain, et la migration a été visualisée à l'aide d'un imageur ChemiDoc XRS+. De plus, la concentration en $\eta\text{g}/\mu\text{L}$ et le ratio d'absorbance 260/280 de l'ADN ont été vérifiés au spectrophotomètre. Les

électrophorèses sur gels ont révélé la présence de doubles bandes d'ADN pour une très grande majorité des échantillons, soit 92 % de ceux-ci. Les échantillons présentant une seule bande d'ADN sur le gel ont été envoyés à l'Université Laval pour être séquencés.

Un changement des trousse d'extraction et d'amplification a donc été fait afin d'augmenter la qualité de l'ADN extrait et amplifié. L'extraction de l'ADN de 45 nouvelles larves a été menée à l'aide de la trousse QuickExtract (LCG Biosearch Technologies, Hoddesdon, Royaume-Uni) selon le protocole fourni par le fabricant. La concentration en $\eta\text{g}/\mu\text{L}$ et le ratio d'absorbance 260/280 de l'ADN ont été vérifiés au spectrophotomètre. La trousse AmpliTAQ Gold™ 360 Master Mix (Applied Biosystems, Waltham, Massachusetts, États-Unis) a par la suite été utilisée pour faire l'amplification du gène *COI* de ces échantillons. Pour chaque réaction, un volume final de 25 μL était utilisé : 7 μL d'eau stérile, 0,5 μL de 360 GC enhanced, 2,5 μL d'Amplitaq Gold, 1,25 μL de chaque amorce à une concentration de 20 μM , et 2,5 μL d'ADN. La réaction d'amplification a été faite en duplicata pour chacun des échantillons. La séquence thermique suivante a été utilisée pour l'amplification : 10 min à 95 °C, 40 cycles d'amplification (30 sec à 95 °C, 30 sec à 60 °C, 1 min à 72 °C), et enfin la prolongation finale de 7 min à 72 °C. La qualité de l'amplification a été vérifiée par électrophorèse sur gel d'agarose à 2 % coloré au SYBRSafe DNA Gel Stain, et la migration a été visualisée à l'aide d'un imageur ChemiDoc XRS+. De plus, la concentration en $\eta\text{g}/\mu\text{L}$ et le ratio d'absorbance 260/280 de l'ADN ont été vérifiés au spectrophotomètre. Ces deux trousse ont permis d'obtenir une meilleure qualité de l'ADN, avec des électrophorèses sur gel ne présentant qu'une seule bande, pour 91 % des échantillons. Ceux présentant une seule bande d'ADN sur le gel ont été envoyés à l'Université Laval pour être séquencés.

Au total, 194 échantillons ont par la suite été envoyés pour confirmer l'identification par séquençage selon la méthode Sanger sur la plateforme d'analyse génomique du Centre de recherche du Centre hospitalier de l'Université Laval (CHUL ; Québec, QC, Canada). Une purification des échantillons sur membrane de fibre de verre a été réalisée par l'équipe du CHUL afin d'éliminer les oligonucléotides, les désoxynucléotides triphosphates et les sels

qui aurait pu être présents. Le séquençage des échantillons a été réalisé à l'aide d'un séquenceur automatisé ABI Prism 3730xl (Applied Biosystems, Waltham, MA, États-Unis).

Les séquences obtenues ont été éditées à l'aide de la version 11 de MEGA (Tamura et al., 2021). Elles ont par la suite été comparées aux séquences de référence disponibles dans la base de données BOLD à l'aide de l'outil d'identification sur internet, (http://www.boldsystems.org/index.php/IDS_OpenIdEngine), ainsi que de l'outil de recherche d'alignement local de base BLAST de GenBank, (<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank/>).

2.4 CALCUL DES INDICES DE DIVERSITÉ ET D'ABONDANCE

Seules les larves issues des sous-échantillons conservés dans l'éthanol ont été utilisées pour l'étude de la variation temporelle de la communauté larvaire. Puisque les sous-échantillons correspondaient à la moitié des échantillons initiaux, un facteur de multiplication de 2 a été appliqué à chaque nombre d'individus total afin d'obtenir l'abondance absolue de chaque espèce par station. L'abondance relative de chaque espèce a par la suite été calculée au sein de chaque station d'échantillonnage :

$$\text{Abondance relative } (p_i) = \frac{\text{Nombre d'individu de l'espèce } i}{\text{Nombre d'individus total}} \times 100$$

Différents indices décrivant la diversité, soit la richesse spécifique, l'indice de Shannon et de Pilou, ont été calculés pour chaque station :

$$\text{Richesse spécifique } (S) = \text{Nombre total d'espèces}$$

$$\text{Indice de Shannon } (H') = \sum [(p_i) \times \ln(p_i)]$$

$$\text{Indice de Pilou } (J) = H' / \ln(S)$$

Le volume d'eau filtré (en litre) a été calculé à l'aide du nombre de rotations du débitmètre selon la formule suivante :

$$V = \text{Nombre de rotation} \times 0,3 \times \text{aire du filet en m}^2 \times 1000$$

À certaines des stations, le débitmètre a donné des valeurs erronées (beaucoup trop faibles) et celles-ci n'ont pas été considérées. Les valeurs considérées normales (Tableau 1) ont été utilisées afin d'obtenir une relation entre la durée du trait et le volume d'eau filtrée et remplacer les données manquantes:

$$y = 4909,8x + 18799$$

Les valeurs erronées ont été corrigées à l'aide de la formule :

$$\text{Volume d'eau filtrée corrigé} = 4909,8 * \text{durée du trait} + 18799$$

Les volumes d'eau ont été transformés en m³ pour calculer la densité de chaque espèce à une station donnée selon la formule :

$$\text{Densité} = \text{Abondance absolue}/V$$

2.5 ANALYSES STATISTIQUES

Étant donné que pour chaque station d'échantillonnage, nous n'avions qu'une seule valeur pour les indices de diversité, d'abondance relative et de densité, seules les variations dans le temps ont été analysées (analyse de variance non-paramétriques de Kruskal-Wallis, facteur = temps d'échantillonnage). En présence de résultats significatifs, un test *a posteriori* (LSD) a été utilisé. Des analyses en composantes principales (ACP) ont également été réalisées afin d'identifier si les indices de diversités étaient liés aux conditions environnementales observées aux différentes stations et à la date d'échantillonnage. L'ACP a été effectuée sur la matrice de corrélation. Les facteurs significatifs ont été déterminés à l'aide des valeurs de la matrice de corrélation. Les coefficients de la matrice de corrélation

ont été utilisés pour identifier les liens entre les indices et les autres facteurs, soit les conditions environnementales et la période d'échantillonnage.

Des analyses de variance (ANOVA) de Kuskal-Wallis ont également été réalisées afin d'identifier la présence de différences significatives entre la densité ou l'abondance relative d'une espèce, et le temps ou entre les stations d'échantillonnage pour un temps donné. En présence de résultats significatifs, un test *a posteriori* (LSD) non paramétrique a été utilisé. À une date donnée, si des différences de densité ou d'abondance étaient présentes entre les stations, celles-ci ont été regroupées selon les résultats du test LSD. La densité ou l'abondance a par la suite de nouveau été comparée entre les nouveaux sous-groupes de stations, à l'aide d'une ANOVA de Kruskal-Wallis, afin de déceler ou non la présence de différences significatives. Ces dernières manipulations ont été réalisées puisque la base de données contenait des « cellules vides » ce qui excluait la possibilité de réaliser des ANOVAs multifactorielles.

Comme les différentes espèces n'étaient pas retrouvées à chacune des stations à une date donnée, les effets de ces deux facteurs sur la longueur standard, la largeur post-anale, la longueur et la largeur de la tête, pour chacune des espèces, ont été analysés séparément à l'aide d'analyses paramétriques. Ainsi, pour une espèce donnée, une comparaison univariée de la longueur standard entre les temps d'échantillonnage a été réalisée à l'aide d'une ANOVA. Une seconde ANOVA comparant les stations d'échantillonnages à un temps donné a été par la suite réalisée. Ces étapes ont été refaites pour les trois autres mesures prises, soit largeur post-anale, la longueur et la largeur de la tête. L'ensemble de ces étapes ont été répétées pour chacune des espèces. Pour respecter la normalité des valeurs résiduelles (test de Kolmogorov-Smirnov), les valeurs ont été transformées en logarithme avant de procéder aux analyses. En présence d'effets significatifs, les ANOVAs ont été suivies de test *a posteriori* (Tuckey pour n inégaux). Toutes les analyses ont été effectuées à l'aide du logiciel STATISTICA (TIBCO Software Inc., Palo Alto, Californie, États-Unis).

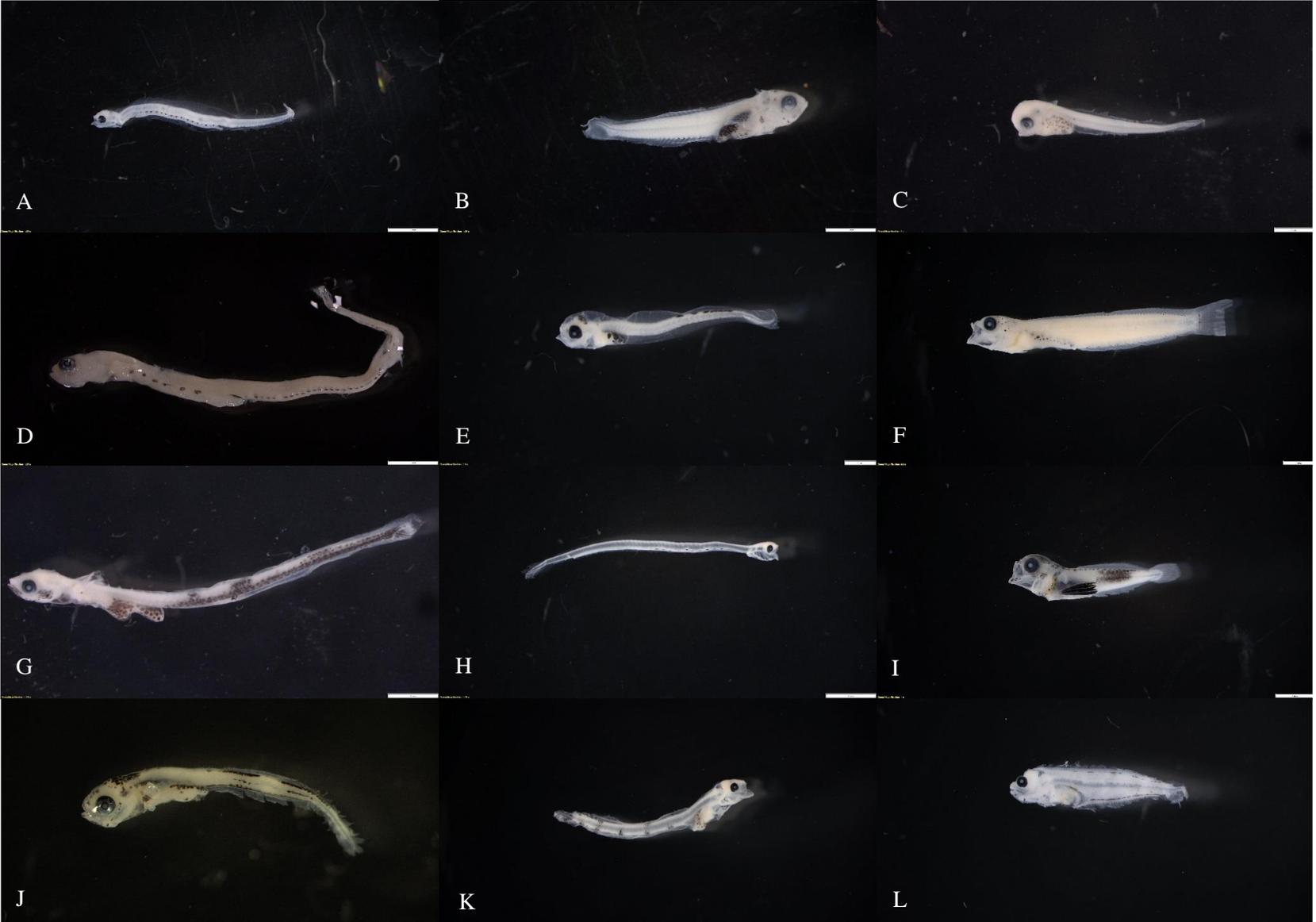
RÉSULTATS

3.1 ASSEMBLAGE LARVAIRE

Au total, 4131 larves ont été isolées des sous-échantillons et identifiées à l'espèce sur la base des caractéristiques morphologiques (Tableau 3 ; Figure 15). Par contre, les lompénies, les chaboisseaux, les lançons, les limaces de mer, les lompénies et les sébastes ont été regroupés en fonction de la famille en raison de la difficulté à effectuer l'identification visuelle jusqu'à l'espèce. Le séquençage a permis de confirmer l'identification de 7 espèces, soit le lançon du Nord, la morue franche, la plie canadienne, l'ulvaire deux-ligne, le maquereau, la motelle à quatre barbillons et le capelan (Tableau 4). Seulement 13 individus n'ont pu être identifiés par les caractéristiques morphologiques ou par séquençage et n'ont pas été considérés dans les analyses subséquentes.

Tableau 3. Densité moyenne \pm l'écart-type (ind. 1000 m⁻³) des espèces de poissons aux différentes dates d'échantillonnage, toutes stations confondues.

	10 mai	20 mai	30 mai	7 juin	18 juin	6 juillet
<i>Aspidophoroides monopterygius</i>	25 \pm 46					
<i>Clupea harengus</i>		8163 \pm 4646	143 \pm 115	144 \pm 249	3 \pm 8	
<i>Enchelyopus cimbrius</i>				346 \pm 493	442 \pm 677	188 \pm 212
<i>Gadus morhua</i>	111 \pm 119	71 \pm 55	370 \pm 210	481 \pm 165	29 \pm 16	89 \pm 87
<i>Glyptocephalus cynoglossus</i>					3 \pm 8	62 \pm 94
<i>Hippoglossoides platessoides</i>	77 \pm 170	373 \pm 329	140 \pm 134	773 \pm 786	14 \pm 17	7 \pm 15
<i>Limanda ferruginea</i>		5 \pm 16	7 \pm 16	21 \pm 37	6 \pm 16	11 \pm 19
<i>Mallotus villosus</i>				11 \pm 18	1073 \pm 1612	142 \pm 174
<i>Pholis gunnellus</i>	4 \pm 11					
<i>Pleuronectes putnami</i>		2 \pm 7				
<i>Pseudopleuronectes americanus</i>		17 \pm 24	54 \pm 64	160 \pm 200	55 \pm 84	5 \pm 13
<i>Scomber scombrus</i>				11 \pm 18	2152 \pm 2661	7 \pm 13
<i>Scophthalmus aquosus</i>						3 \pm 9
<i>Stichaeus punctatus</i>		4 \pm 13	2 \pm 8			
<i>Ulvaria subbifurcata</i>			64 \pm 101	149 \pm 205	189 \pm 329	26 \pm 37
<i>Ammodytes</i> sp.	605 \pm 410	36 \pm 65	63 \pm 90	16 \pm 28	12 \pm 18	1 \pm 5
<i>Cottidae</i> sp.	107 \pm 140	3 \pm 10	5 \pm 16			
<i>Liparis</i> sp.	11 \pm 25	15 \pm 25	71 \pm 79	80 \pm 138	21 \pm 35	12 \pm 26
<i>Lumpeninae</i> sp.	17 \pm 33					
<i>Sebastes</i> sp.			7 \pm 15	59 \pm 66	8 \pm 15	67 \pm 104
<i>Stichaeidae</i> sp.						7 \pm 15



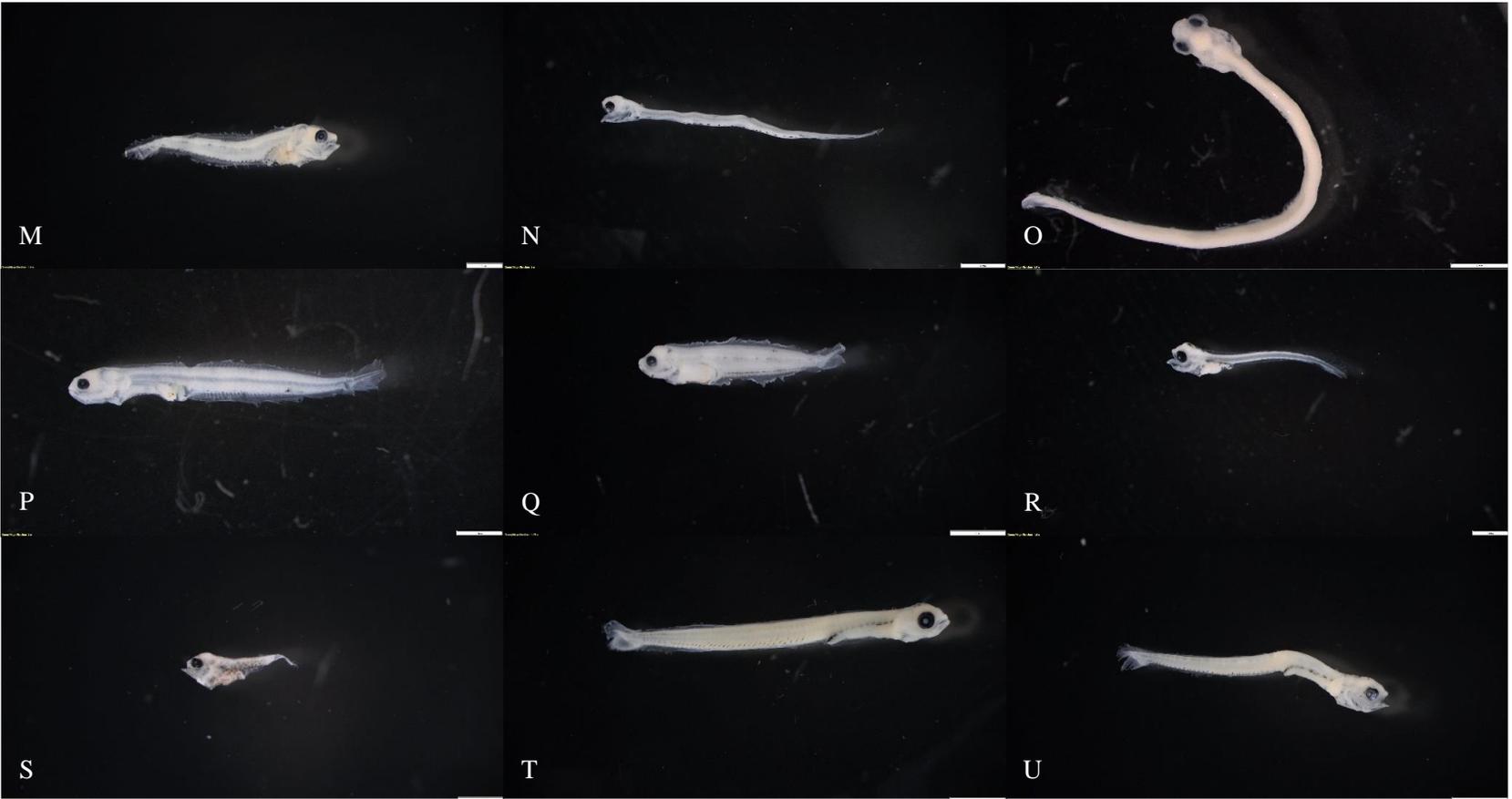


Figure 15. Identification des larves sur la base des caractéristiques morphologiques. A) lançon *Ammodytes* sp., B) chaboisseau *Cottidae* sp., C) limaces de mer *Liparis* sp., D) lompénie *Lumpeninae* sp., E) sébaste *Sebastes* sp., F) lompénie (non identifiée), G) poisson-alligator atlantique *Aspidophoroides monopterygius*, H) hareng *Clupea harengus*, I) motelle à quatre barbillons *Enchelyopus cimbrius*, J) morue franche *Gadus morhua*, K) plie grise *Glyptocephalus cynoglossus*, L) plie canadienne *Hippoglossoides platessoides*, M) limande à queue jaune *Limanda ferruginea*, N) capelan *Mallotus villosus*, O) sigouine de roche *Pholis gunnellus*, P) plie lisse *Pleuronectes putnami*, Q) plie rouge *Pseudopleuronectes americanus*, R) maquereau bleu *Scomber scombrus*, S) turbot des sables *Scophthalmus aquosus*, T) stichée arctique *Stichaeus punctatus* et U) ulvaire deux-lignes *Ulvaria subbifurcata*.

Tableau 4. Séquences du gène *cytochrome c oxydase sous-unité mitochondriale 1 (COI)* obtenues par séquençage. Les séquences de référence utilisées sont identifiées ainsi que leur numéro d'accèsion (<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank/>) et le pourcentage d'homologie obtenu avec nos séquences.

Séquence de référence	Nombre d'individus	Numéro d'accèsion	Homologie (%)	Séquence du gène <i>COI</i> (5'-3')
Lançon du Nord	1	<u>KC015165.1</u>	90,69	<p>CCAACCCGGNNCCCTCTTNGGAGANGACCAAATNTATAANGTAAT NGTTACNGCTCATGCNNTTCGTAATNTTNTTCTTTATAGTAATACCA ATTATGATTGGNGGTTTNGGAAACTGACTAATCCCCCTAATGATNG GCGCCCCTGTATGGCATTCCCTCGAATAAATAACATGAGCTTTTGA CTCCTTCCACCCCTCCCTCCTCCTTCTCCTAGCCTCTTCAGGAGTAGA AGCTGGGGGCTGGTACCGGTTGAACAGTATACCCTCCCCTGGCNGG AAATCTGGCCCANGCAGNGCATCAGTTGANNTAACNATCTTCTCNC TNCANCTAGCNGGGATTTTCNTRATTCTNNGGGCNATNAACTTCAT CACCACAATTATTAATATGAAACCTCCNGNTATNTCNCANTATCAN ACMCCNNTATTTGTGTGAGCNGTGCTAATTACAGCCGTCCTTCTCC TCCTTTTCCCTCCCCGTCCTTGCTGCCGGGATTACAATGCTTCT GCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTTCGAGCAGAG CTAAGTCAACCTGGTGCACCTTCTTGGTGATGATCAAATTTATAATG TGATCGTTACAGCGCACGCTTTCGTAATAATTTTCTTTATAGTAATA CCACTAATAATTGGAGGCTTTGGGAACTGACTCATTCCCTCTAATGA TCGGTGCACCAGATATAGCTTTCCTCGAATAAATAACATAAGCTT CTGACTTCTTCCCTCCATCTTTCCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGT AGAAGCTGGGGCTGGAACAGGCTGAACTGTCTATCCACCTTTAGCC GGAAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGTTGATCTCACTATTTTTTC TCTTCATCTAGCAGGGATTTTCATCAATTCTTGGGGCAATTAATTTTA TTACCACAATTATTAATATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCA AACACCCCTATTTGTTGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTA CTATTATCTCTCCCCGTCCTTAGCAGCTGGTATCACAATACTTCTAAC TGACCGTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCCTGCTGGAGGAGG</p>
Morue franche	5	<u>MT456169.1</u>	100,00	

Plie canadienne	1	<u>MH032437.1</u>	99,03	AGAACTCAGCCAACCCGGGGCTCTCCTGGGAGACGATCAAATT TATAACGTGATCGTTACCGCACACGCCTTTGTAATAATCTTCTT TATAGTAATACCAATTATGATCGGAGGGTTTCGGAAACTGACTC ATCCCNCTAATGATCGGAGCCCCNGATATGGCTTTCCCTCGGAT AAATAACATGAGCTTCTGACTTCTGCCCCATCNTTTCTTCTCC TCTTANCCTCTTCAGGTGTAGAAGCCGGGGCTGGTACTGGGTG AACCGTATATCCTCCCCTTGCTGGAAATCTGGCACACGCCGGA GCGTCCGTAGATCTCACAATTTTCTCTCTTCACCTTGCCGGAAT TTCATCAATCCTGGGAGCAATCAACTTTATTACCACCATCATCA ACATGAAACCTACGGCGGTCACCATATACCAAATCCCCTATT CGTGTGAGCCGTAATAATTACGGCAGTTCTTCTCCTCCTTTCCC TTCCGGTCTTAGCCGCTGGCATCACAATGCTACTAACAG
Ulvaire deux-lignes	1	<u>KC016008.1</u>	99,61	GAGTTGAGCCAACCCGGCGCCCTCTTAGGAGACGACCAAATTT ATAACGTAATTGTTACGGCACATGCGTTCGTAATAATTTTCTTT ATAGTAATACCAATCATGATTGGAGGGTTTGGAAACTGACTCA TTCCCTTAATGATTGGAGCCCCAGACATGGCGTTTCTCGAATA AATAATATGAGTTTTTACTTCTTCTCCTCCCGCCTTCTGCTCCTC CTTGCCTCTTCTGGGGTAGAGGCGGGCGCCGGAACAGGGTGAA CAGTTTACCCGCCCTTTTCGGGTAATTTAGCCCATGCCGGAGCC TCTGTTGATTTAACAATCTTTTCTCTCCACTTAGCAGGAATTTCT TCAATTCTAGGGGCAATCAACTTCATTACGACTATTATTAACAT GAAGCCCCCGCCATTTCTCAATATCAAACACCACTATTCGTTT GATCAGTACTTATTACAGCCGTCCTCCTACTCCTTTCTCTCCCTG TGCTTGCAGCCGGTATCACAATACTTCTAACCG

Maquereau	8	<u>KX782921.1</u>	100,00	GTTGGCACGGCCTTAAGCTTGCTTATCCGAGCTGAACTAAGCC AACCAGGGTCCCTTCTCGGCGACGACCAAGTTTATAACGTAAT TGTTACGGCCCATGCCTTCATTATAATCTTCTTTTTAGTAATACC AGTCATGATTGGAGGGTTCGGAAACTGACTGATCCCCCTAATG ATCGGAGCCCCCGATATAGCATTCCCCCGAATGAATAACATAA GCTTCTGACTTCTTCCCCCTTCTCTCCTACTACTCCTGTCTTCTT CGGCAGTTGAAGCTGGAGCCGGAAGTGGCTGAACAGTCTACCC CCCACTAGCTGGTAACCTAGCGCATGCCGGGGCATCAGTTGAC CTAACCATCTTCTCCCTTACCTAGCAGGTGTCTCCTCAATTCTT GGGGCCATTAACCTTCATCACAACAATTATTAATATGAAACCTG CAGGTATCTCTCAATACCAAACCCCTCTGTTCTGTCTGAGCAGTC CTAATTACAGCTGTTCTTCTACTCCTATCTCTGCCAGTCCTTGCT GCCGGCATTACAATGCTTCTAACTGATCGAAATCTTAATACCAC TTTCTTTGACCCCGGAGGAGGAGGAGA
Motelle à quatre barbillons	1	<u>MK011289.1</u>	99,58	TTTCGTAATAATTTTCTTCATGGTCATGCCTCTAATAATTGGAG GTTTTGGCAATTGACTANTCCTCTAATGATCGGAGCTCCTGAT ATGGCTTTCCCTCGTATGAATAATATGAGCTTTTGGCTACTCCC TCCCTCATTCTTGCTTCTTTTAGCTTCTTCTGGAGTAGAAGCTGG GGCCGGTACAGGCTGAACCGTCTATCCTCCCCTAGCAGGAAAT CTTGCCCATGCAGGAGCT
Capelan	2	<u>KC015631.1</u>	100,00	CCCCAGACATGGCATTCCCACGCATAAATAACATGAGTTTCTG ACTTTTACCTCCCTCTTTCCTTCTCCTCTTAGCCTCCTCTGGGGT AGAAGCAGGAGCCGGTACCGGCTGAACGGTTTACCCGCCACTT GCTGGCAATCTCGCTCACGCGGGGGCTTCCGTAGATTTAACCAT CTTCTCCCTTACCTTGCGGGTATCTCCTCTATTCTAGGGGCCAT TAATTTATTACAACCTATTATTAACATGAAACCCCTGCTATTT CTCAGTACCAAACCTCCTTTATTTGTTTGGAGCTGTGCTAATTACA GCCGTTCTTCTTCTACTGTCCCTTCTGT

3.2 VARIATION DES INDICES DE DIVERSITÉ AU COURS DE LA PÉRIODE D'ÉCHANTILLONNAGE

Du 10 mai au 18 juin, on a observé une augmentation graduelle de la richesse spécifique ($H_{5,49} = 11,88$; $p = 0,037$; Figure 16A ; Figure 17) qui est passée environ du simple au double durant cette période. Au 10 mai, les larves de lançons étaient les plus abondantes, mais on retrouvait aussi plusieurs larves de morue, de chaboisseau et plie canadienne, les autres espèces étant moins représentées (Figure 17). Le 20 mai, les larves de hareng dominaient, suivies par celles de plie canadienne (Figure 17). Le 30 mai, l'espèce ayant la plus grande abondance larvaire relative était la morue franche, suivie du hareng et de la plie canadienne (Figure 17). Au 7 juin, les larves de 12 espèces ont été observées avec une abondance relative similaire (Figure 17). Au 18 juin, les larves de maquereau dominaient la communauté larvaire, suivies par celles de capelan et de motelle à quatre barbillons, alors que le 6 juillet, les larves de motelle à quatre barbillons, de capelan et de morue étaient celles dont l'abondance relative était la plus élevée (Figure 17). L'indice de diversité de Shannon était minimal au 20 mai et a augmenté d'un facteur de 4 le 30 mai pour demeurer ensuite au même niveau ($H_{5,49} = 28,52$; $p < 0,001$; Figure 16B). De façon similaire, l'indice de Piloni était minimal au 20 mai et a augmenté au 30 mai pour demeurer stable jusqu'à la fin de la période d'échantillonnage ($H_{5,49} = 33,58$; $p < 0,001$; Figure 16C). La communauté larvaire n'était pas homogène tout au long de la période d'échantillonnage (Figure 17). Les larves de hareng dominaient la communauté larvaire, suivi de la morue franche. Les moins abondantes étaient les larves de plie lisse, stichée arctique, lompénie, sigouine de roche, poisson-alligator, turbot de sable, limande à queue jaune, lompénies, plie grise, chaboisseau et plie rouge. Deux corrélations entre les indices de diversité et les variables liées aux stations présentaient une valeur propre initiale (*eigenvalue*) supérieure à 1 et étaient donc significatives (Figure 18). Ces valeurs propres initiales sont indiquées dans les axes de la figure 18. La richesse spécifique et l'indice de Shannon étaient positivement corrélés à la température, avec un coefficient de corrélation de respectivement 0,43 et 0,50, alors que la richesse spécifique était inversement corrélée à la profondeur, avec un coefficient de corrélation de -0,48. Aucune corrélation avec la salinité n'a été observée (Figure 18).

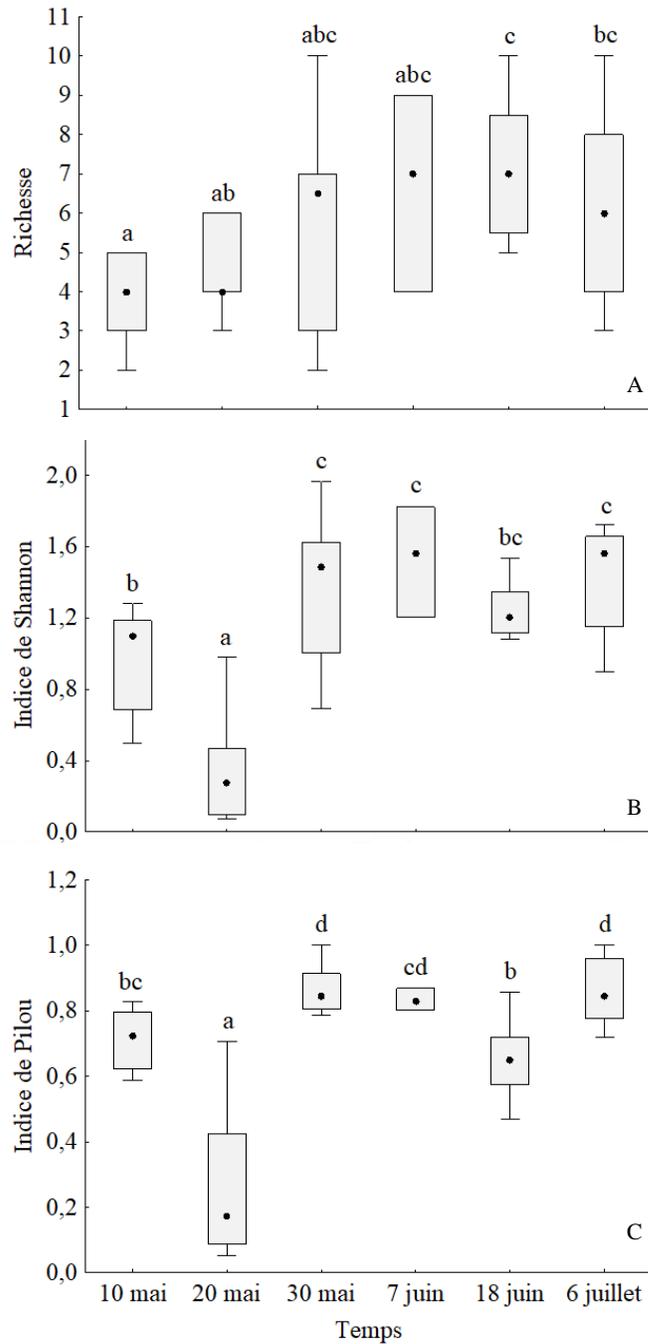


Figure 16. Indices de diversité selon la date d'échantillonnage. Les indices correspondent à A) la richesse spécifique, B) l'indice de Shannon et C) l'indice de Pilou. Les boîtes représentent les 1^e et les 3^e quartiles, soit 25 et 75 % des données, et les points représentent la médiane. Les moustaches correspondent aux valeurs minimales et maximales observées.

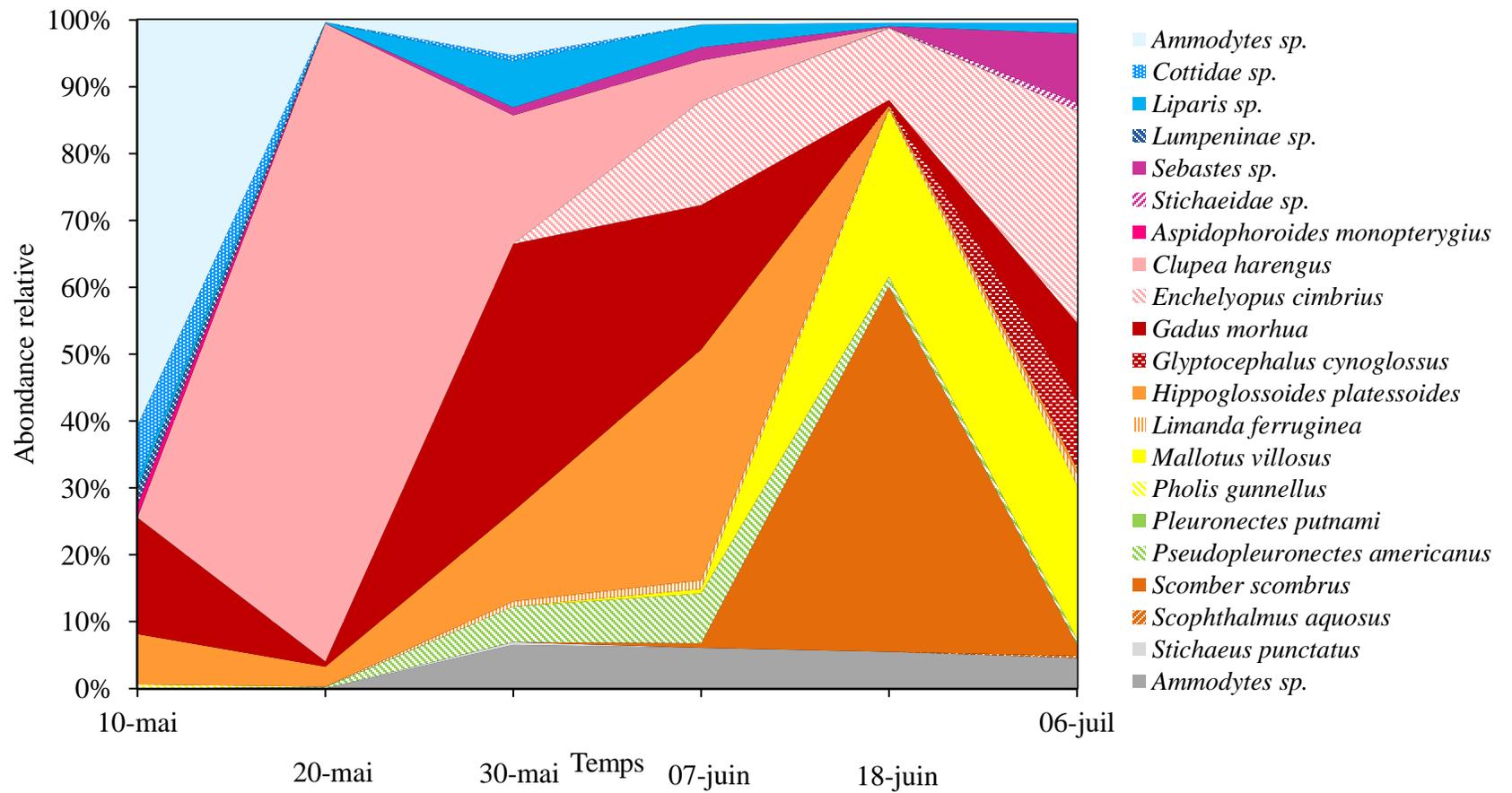


Figure 17. Abondance relative (%) de l'ensemble des espèces au stade larvaire retrouvées dans l'ensemble de la période d'échantillonnage.

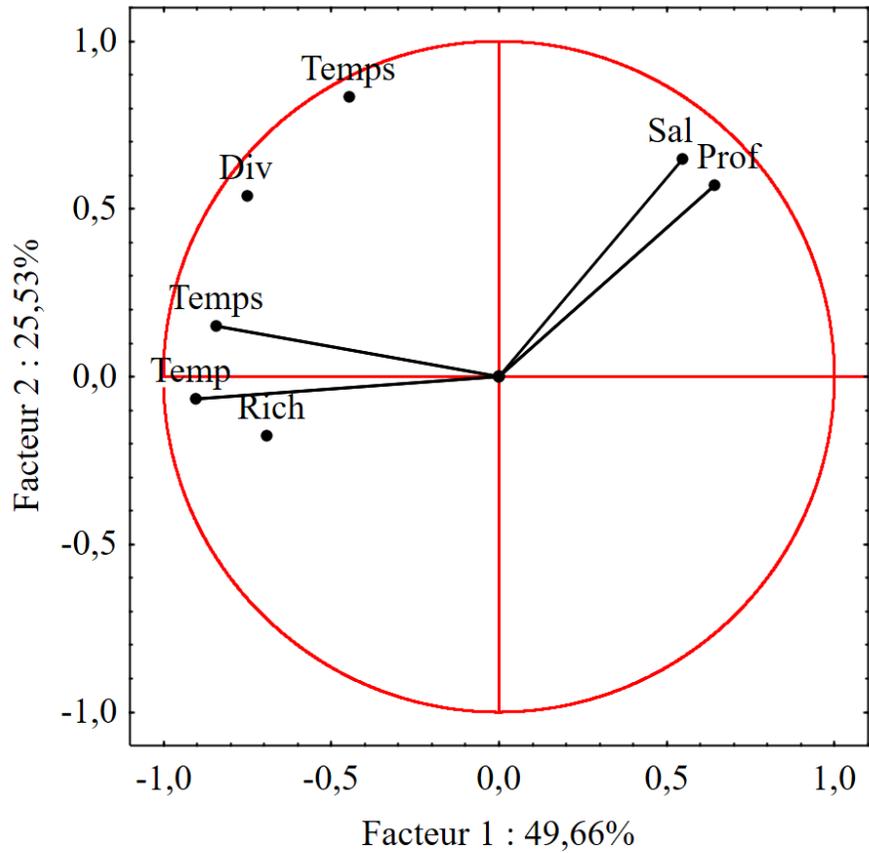


Figure 18. Analyse en composante principale mettant en relation les indices de diversité, les conditions observées aux différentes stations et la date d'échantillonnage (Temps). Les indices de diversité correspondent à la richesse spécifique (Rich), l'indice de Shannon (Div) et l'indice de Pilon (Unif). Les conditions sont la température (Temp), la salinité (Sal) et la profondeur (Prof). Le facteur 1 (valeur propre initiale de 3,01) est corrélé inversement à la température et au temps, alors que le facteur 2 (valeur propre initiale de 0,93) est corrélé inversement à l'indice de Pilon. Ensemble, les facteurs 1 et 2 expliquent 75,19 % de la variation observée.

3.3 VARIATIONS DE LA DENSITÉ ET DES MESURES MORPHOMÉTRIQUES CHEZ LES ESPÈCES LES PLUS ABONDANTES

Hareng. Les larves de hareng n'étaient pas présentes à la première ni à la dernière date d'échantillonnage, soit le 10 mai et le 6 juillet, et au 20 mai, une densité importante a été observée ($H_{5,49} = 43,70$; $p < 0,001$; Tableau 3 ; Figure 19A). Les larves échantillonnées étaient plus petites le 20 mai que celles échantillonnées aux autres dates ($F_5 = 128,70$; $p < 0,001$; Tableau 5). De plus, au 20 mai, les larves récoltées à la station 7 étaient plus petites qu'aux autres stations ($F_9 = 19,80$; $p < 0,001$; Tableau 5), bien qu'aucune condition particulière ne caractérise celle-ci.

Morue franche. La densité des larves de morue était plus élevée au 30 mai et au 7 juin ($H_{5,49} = 23,92$; $p < 0,001$; Tableau 3 ; Figure 19B). La taille des individus était plus élevée au 10 mai et au 18 juin ($F_5 = 10,89$; $p < 0,001$; Tableau 5), alors que la largeur post-anale était plus grande au 10 mai, 7 juin et 6 juillet ($F_5 = 2,98$; $p = 0,017$; Tableau 6).

Lançon. La densité des larves de lançon était plus élevée au 10 mai ($H_{5,49} = 24,80$; $p < 0,001$; Tableau 3 ; Figure 19C). À cette date, les individus prélevés à la station 6 étaient plus grands que ceux prélevés à la station 2 ($F_6 = 2,79$; $p = 0,019$; Tableau 5), la taille des individus aux autres stations étant intermédiaire. C'est au 18 juin que les larves de lançon étaient les plus grandes ($F_5 = 10,87$; $p < 0,001$; Tableau 5).

Capelan. Les larves de capelan n'étaient présentes qu'à partir du 7 juin, avec une densité plus élevée le 18 juin ($H_{5,49} = 38,75$; $p < 0,001$; Tableau 3 ; Figure 19D). À cette date, les larves prélevées à la station 1 étaient plus petites que celles de la station 5 ($F_7 = 6,12$; $p < 0,001$; Tableau 5). De plus, au 6 juillet, elles étaient plus petites à la station 2 qu'à la station 3 ($F_6 = 2,62$; $p = 0,028$; Tableau 5). Pour l'ensemble des dates d'échantillonnage, la longueur standard des larves était plus petite aux stations 1, 8 et 3 du 18 juin qu'aux autres stations de la même date et qu'à celles du 6 juillet ($F_3 = 14,65$; $p < 0,001$; Tableau 5).

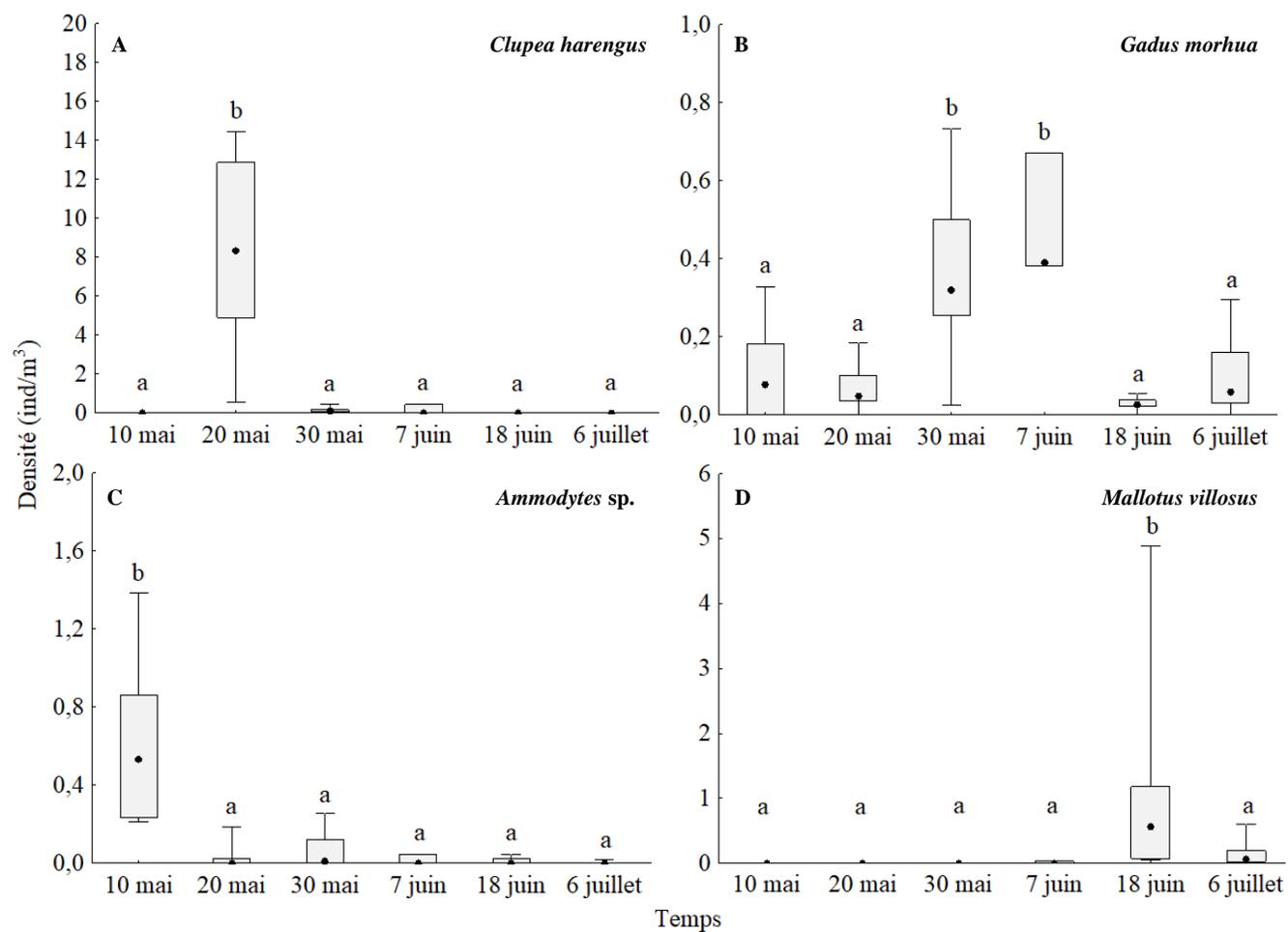


Figure 19. Densité (ind. m⁻³) des larves des 10 espèces les plus abondantes pour l'ensemble de la période d'échantillonnage. Les boîtes représentent les 1^e et les 3^e quartiles, soit 25 et 75 % des données, et les points représentent les médianes. Les moustaches correspondent aux valeurs minimales et maximales observées.

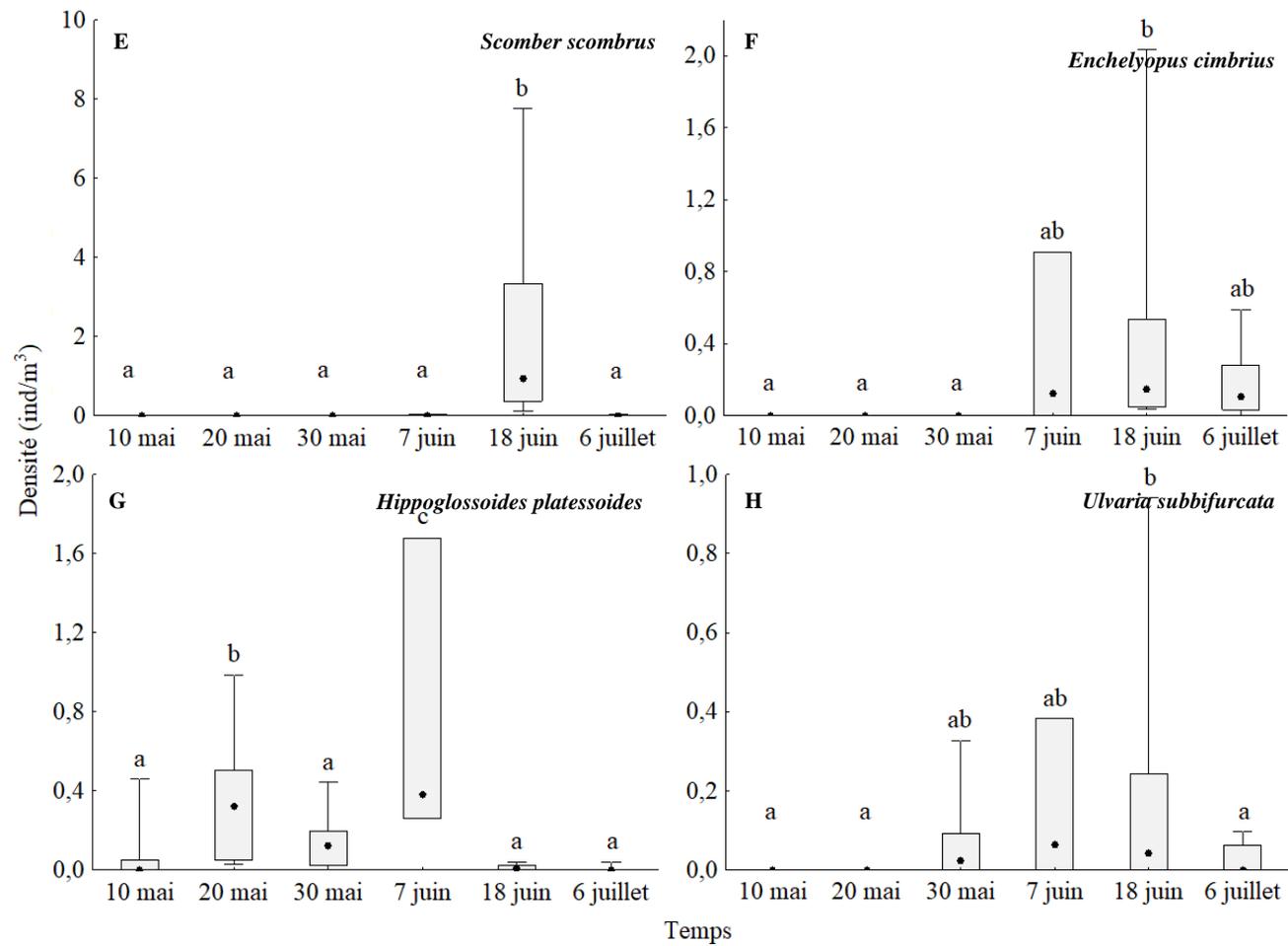


Figure 19 (suite). Densité (ind. m⁻³) des larves des 10 espèces les plus abondantes pour l'ensemble de la période d'échantillonnage. Les boîtes représentent les 1^e et les 3^e quartiles, soit 25 et 75 % des données, et les points représentent les médianes. Les moustaches correspondent aux valeurs minimales et maximales observées.

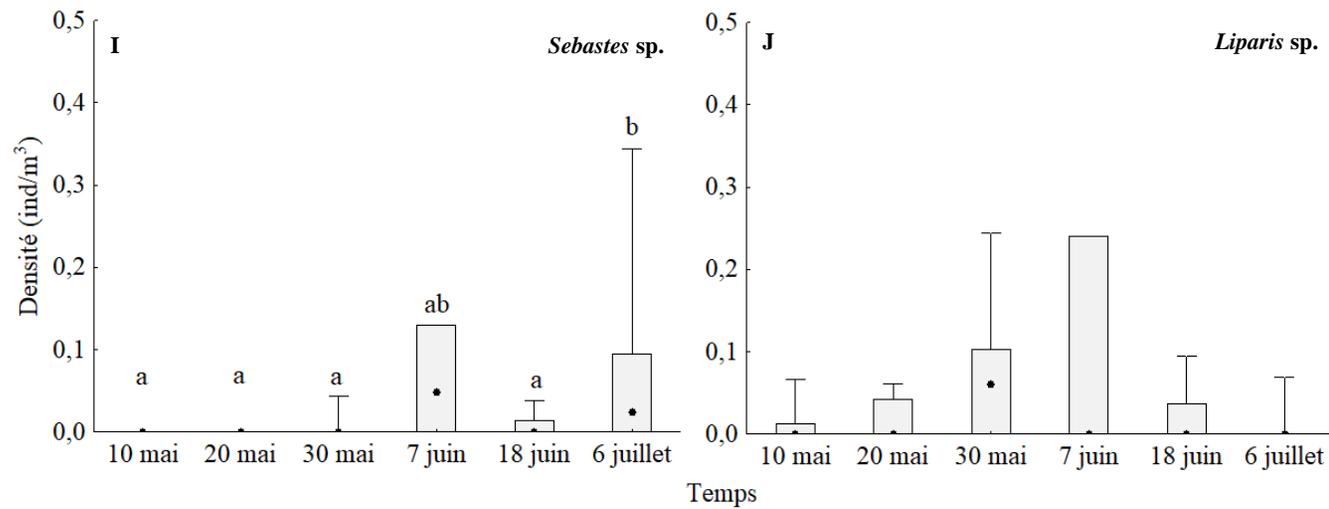


Figure 19 (suite). Densité (ind. m⁻³) des larves des 10 espèces les plus abondantes pour l'ensemble de la période d'échantillonnage. Les boîtes représentent les 1^{er} et les 3^{es} quartiles, soit 25 et 75 % des données, et les points représentent les médianes. Les moustaches correspondent aux valeurs minimales et maximales observées.

Tableau 5. Longueur moyenne standard \pm l'écart-type (mm) des larves des différentes espèces par date d'échantillonnage. Les valeurs en rouge représentent des mesures obtenues sur des individus isolés qui n'ont pas été prises en compte dans les analyses statistiques. Des lettres différentes en exposant indiquent la présence de différences significatives entre les stations pour une date donnée et des lettres en exposant gras indiquent la présence de différences entre les groupes de stations. Le chiffre entre parenthèses indique le nombre d'individus (n).

		10 mai	20 mai	30 mai	7 juin	18 juin	6 juillet
<i>Ammodytes</i> sp.	<i>Station</i>						
	2	7,09 \pm 0,97 ^a (15)					
	1	8,61 \pm 1,27 ^{ab} (14)					
	3	8,05 \pm 1,78 ^{ab} (17)					
	4	7,96 \pm 3,54 ^{ab} (4)	8,75 \pm 2,26 ^{ab} (7)	7,10 \pm 2,19 ^a (12)	6,29 (1)	15,33 \pm 3,47 ^c (4)	21,29 (1)
	5	8,18 \pm 0,86 ^{ab} (4)					
	7	7,73 \pm 1,41 ^{ab} (21)					
	6	9,89 \pm 2,49 ^b (7)					
<i>Cottidae</i> sp.		7,37 \pm 1,18 (13)	8,89 (1)	6,70 \pm 0,06 (2)			
<i>Liparis</i> sp.		5,69 \pm 1,36 (2)	3,80 \pm 0,95 (4)	4,48 \pm 1,22 (17)	3,37 \pm 0,33 (5)	3,47 \pm 0,20 (6)	4,07 \pm 0,42 (4)
<i>Lumpeninae</i> sp.		17,59 \pm 4,65 (4)					

<i>Sebastes</i> sp.			6,41 ± 0,93 (3)	6,49 ± 1,42 (3)	7,74 ± 1,07 (2)	7,66 ± 1,09 (25)
<i>Stichaeidae</i> sp.						13,64 ± 1,76 (3)
<i>Aspidophoroides monopterygius</i>		12,41 ± 2,14 (3)				
<i>Clupea harengus</i>	<i>Station</i>					
	7	6,59 ± 0,85 ^a (80)				b
	2	7,44 ± 0,72 ^b (91)				
	3	7,71 ± 1,00 ^{abc} (26)				c
	9	7,42 ± 0,82 ^b (97)				
	10	7,53 ± 0,89 ^{bc} (91)	10,68 ± 1,44 ^a (47)	9,95 ± 2,24 ^a (9)	11,55 (1)	
	5	7,82 ± 0,55 ^{cde} (61)				
	6	7,81 ± 0,72 ^{cd} (76)				d
	8	7,72 ± 0,68 ^{cd} (93)				
	1	7,86 ± 0,67 ^{de} (53)				e
4	8,51 ± 1,26 ^e (12)					
<i>Enchelyopus cimbrius</i>				2,61 ± 0,42 ^a (20)	4,21 ± 0,86 ^c (109)	<i>Station</i> 8 3,71 ± 0,64 ^a (37) 9 3,51 ± 0,73 ^a (7) b

							11	3,14 ± 0,49 ^a (4)	c
							2	3,73 ± 0,47 ^{ab} (3)	
							4	3,98 ± 0,32 ^{ab} (2)	
							5	4,96 ± 1,60 ^b (12)	
							6	3,85 ± 0,68 ^{ab} (5)	
							10	3,45 ± 0,87 ^{ab} (5)	
							1	5,52 (1)	
							3	4,99 (1)	
<i>Gadus morhua</i>	6,30 ± 1,48 ^c (25)	4,05 ± 0,45 ^a (17)	4,44 ± 0,98 ^{ab} (101)	4,88 ± 1,74 ^b (31)	4,98 ± 0,62 ^{bc} (8)			4,75 ± 1,63 ^{ab} (28)	
<i>Glyptocephalus cynoglossus</i>					7,24 (1)			5,74 ± 1,38 (25)	
<i>Hippoglossoides platessoides</i>	Station			Station					
	7	5,38 ± 0,52 ^a (7)		1	6,40 ± 1,48 ^a (33)				
	1	6,29 ± 0,31 ^b (4)	6,12 ± 1,06 ^b ^c (79)	5,75 ± 1,59 ^{ab} (33)	2	6,67 ± 1,60 ^a (12)	8,65 ± 2,30 ^d (5)	6,16 ± 1,27 ^{abcd} (2)	
	3	4,79 (1)		3	11,07 ± 1,70 ^b (4)				
<i>Limanda ferruginea</i>		4,09 (1)	4,53 ± 0,49 ^a (2)	4,94 ± 1,31 ^a (2)	4,26 ± 0,33 ^b (2)			6,45 ± 1,21 ^{ab} (4)	

<i>Mallotus villosus</i>					Station		Station	
					1	5,84 ± 1,63 ^a (53)	2	5,71 ± 1,02 ^a (2)
					3	6,77 ± 0,45 ^{abc}	8	6,91 ± 1,15 ^{ab}
					8	6,46 ± 1,13 ^{ab} (38)	10	7,94 ± 3,79 ^{ab} (5)
					2	7,16 ± 1,26 ^{bc} (19)	11	7,72 ± 2,29 ^{ab} (7)
			8,29		4	7,65 ± 0,54 ^{bc} (4)	1	8,02 ± 1,78 ^{ab} (12)
					5	7,74 ± 1,67 ^c	3	15,20 ± 3,79 ^b (2)
					6	7,73 ± 1,26 ^{bc} (3)	9	8,13 ± 3,10 ^{ab} (15)
					7	7,02 ± 1,32 ^{bc} (49)	4	6,09 (1)
							7	7,91 (1)
	<i>Pholis gunnellus</i>	19,49 (1)						
<i>Pleuronectes putnami</i>		7,05 (1)						
<i>Pseudopleuronectes americanus</i>		4,84 ± 0,60 ^{ab} (4)	4,83 ± 1,07 ^a (13)	4,79 ± 0,76 ^a (12)	Station			
					1	5,42 ± 0,62 ^a (4)	5,23 ± 0,65 ^{ab} (2)	
					8	7,11 ± 1,35 ^b (7)		

<i>Scomber scombrus</i>					<i>Station</i>		
					6	3,43 ± 0,55 (6)	ab
					4	3,66 ± 0,30 (19)	a
					5	3,70 ± 0,46 (9)	abcd
					3	4,02 ± 0,61 (45)	abcd
					7	4,06 ± 0,65 (69)	ac
					8	4,11 ± 0,51 (60)	abcd
					1	4,34 ± 0,55 (71)	bd
				2	4,41 ± 0,53 (29)	cb	
							3,77 ± 0,29 ^{abcd} (4)
<i>Scophthalmus aquosus</i>							2,95 (1)
							2,65 (1)
<i>Stichaeus punctatus</i>							14,30 (1)
							12,45 (1)
<i>Ulvaria subbifurcata</i>					<i>Station</i>		
					1	7,93 ± 1,73 ^a (10)	ab
					7	6,87 ± 0,59 ^a (41)	ab
					3	6,39 ± 0,30 ^b (4)	ab
					8	6,80 ± 0,13 ^{ab} (2)	ab
				2	8,67 (1)		7,21 ± 0,37 ^a (16)
							6,17 ± 0,57 ^b (9)
							9,85 ± 1,23 ^c (11)

Tableau 6. Largeur moyenne post-anale \pm l'écart-type (mm) des larves des différentes espèces par date d'échantillonnage. Les valeurs en rouge représentent des mesures obtenues sur des individus isolés qui n'ont pas été prises en compte dans les analyses statistiques. Des lettres différentes en exposant indiquent la présence de différences significatives entre les stations pour une date donnée et des lettres en exposant gras indiquent la présence de différences entre les groupes de stations. Le chiffre entre parenthèses indique le nombre d'individus (n).

	10 mai	20 mai	30 mai	7 juin	18 juin	6 juillet
<i>Ammodytes</i> sp.		0,33 \pm 0,02 (6)	0,38 (1)		1,16 (1)	
<i>Cottidae</i> sp.	0,60 \pm 0,17 (11)	1,02 (1)				
<i>Liparis</i> sp.	0,42 \pm 0,12 (2)	0,30 \pm 0,04 (4)	0,42 \pm 0,16 (11)	0,21 (1)	0,26 \pm 0,03 (3)	0,52 \pm 0,07 (3)
<i>Lumpeninae</i> sp.	0,93 (1)					
<i>Sebastes</i> sp.			0,44 (1)	0,56 \pm 0,04 (2)	0,76 \pm 0,10 (2)	0,66 \pm 0,27 (15)
<i>Stichaeidae</i> sp.						1,62 \pm 0,45 (3)
<i>Aspidophoroides monopterygius</i>	0,41 \pm 0,09 (3)					
<i>Clupea harengus</i>		0,19 \pm 0,03 (16)	0,27 (1)			

						Station		
<i>Enchelyopus cimbrius</i>						11	0,24 ± 0,05 ^a (4)	ab
				0,17 ± 0,05 ^a (7)	0,45 ± 0,23 ^b (14)	5	1,08 ± 0,19 ^b (4)	
						1	1,07 (1)	
						3	0,67 (1)	
<i>Gadus morhua</i>	0,33 ± 0,14 ^{bc} (8)	0,21 ± 0,03 ^a (14)	0,32 ± 0,16 ^b (33)	0,47 ± 0,39 ^c (10)	0,28 ± 0,10 ^{ab} (5)		0,40 ± 0,18 ^{bc} (10)	
<i>Glyptocephalus cynoglossus</i>					0,37 (1)		0,39 ± 0,25 (4)	
<i>Hippoglossoides platessoides</i>	0,19 ± 0,01 ^a (3)	0,27 ± 0,10 ^a (36)	0,28 ± 0,14 ^a (14)	0,40 ± 0,23 ^b (24)	0,92 ± 0,49 ^b (4)		1,57 (1)	
<i>Limanda ferruginea</i>		0,18 (1)	0,19 ± 0,10 (1)	0,50 (1)			0,62 ± 0,33 (3)	
<i>Mallotus villosus</i>				1,79 (1)				
<i>Pleuronectes putnami</i>		0,57 (1)						
<i>Pseudopleuronectes americanus</i>		0,27 ± 0,04 ^{ab} (4)	0,32 ± 0,16 ^a (8)	0,40 ± 0,19 ^{ab} (10)	0,84 ± 0,46 ^b (6)		0,51 ± 0,40 ^{ab} (2)	
<i>Scomber scombrus</i>				0,20 (1)	0,24 ± 0,06 (35)		0,23 ± 0,02 (3)	
<i>Scophthalmus aquosus</i>							0,26 (1)	
<i>Stichaeus punctatus</i>		0,60 (1)	0,80 (1)					
<i>Ulvaria subbifurcata</i>			0,32 (1)	0,39 ± 0,05 (3)	0,61 (1)		0,78 ± 0,14 (6)	

Tableau 7. Longueur moyenne de la tête \pm l'écart-type (mm) des larves des différentes espèces par date d'échantillonnage. Les valeurs en rouge représentent des mesures obtenues sur des individus isolés qui n'ont pas été prises en compte dans les analyses statistiques. Des lettres différentes en exposant indiquent la présence de différences significatives. Le chiffre entre parenthèses indique le nombre d'individus (n).

	10 mai	20 mai	30 mai	7 juin	18 juin	6 juillet
<i>Ammodytes</i> sp.		0,85 \pm 0,10 (2)	0,85 (1)			
<i>Cottidae</i> sp.	1,28 \pm 0,19 (7)	1,78 (1)				
<i>Liparis</i> sp.	1,13 \pm 0,20 (2)	0,68 \pm 0,13 (3)	0,89 \pm 0,26 (7)	0,59 (1)	0,74 \pm 0,00 (2)	0,88 (1)
<i>Lumpeninae</i> sp.	2,59 (1)					
<i>Sebastes</i> sp.				1,13 (1)	1,63 \pm 0,10 (2)	1,51 \pm 0,57 (6)
<i>Stichaeidae</i> sp.						2,35 (1)
<i>Aspidophoroides monopterygius</i>	1,37 \pm 0,42 (2)					
<i>Clupea harengus</i>		0,54 \pm 0,12 (2)				
<i>Enchelyopus cimbrius</i>				0,29 (1)	0,73 \pm 0,25 (7)	0,91 \pm 0,44 (5)
<i>Gadus morhua</i>	0,91 \pm 0,25 (7)	0,65 \pm 0,10 (8)	0,76 \pm 0,33 (12)	1,48 \pm 0,67 (3)	0,70 \pm 0,09 (3)	0,99 \pm 0,46 (4)
<i>Glyptocephalus cynoglossus</i>						0,65 \pm 0,28 (2)
<i>Hippoglossoides platessoides</i>	0,52 \pm 0,06 ^a (3)	0,66 \pm 0,17 ^a (26)	0,68 \pm 0,36 ^a (7)	0,68 \pm 0,70 ^{ab} (2)	1,12 \pm 0,40 ^b (5)	1,49 (1)

<i>Limanda ferruginea</i>	0,36 (1)	0,48 (1)			1,17 (1)
<i>Pleuronectes putnami</i>	1,36 (1)				
<i>Pseudopleuronectes americanus</i>	0,73 ± 0,09 (3)	0,65 ± 0,06 (3)	0,71 (1)	0,88 ± 0,58 (2)	0,73 ± 0,28 (2)
<i>Scomber scombrus</i>				0,48 ± 0,04 (3)	0,69 (1)
<i>Stichaeus punctatus</i>	2,25 (1)	1,65 (1)			
<i>Ulvaria subbifurcata</i>			0,84 (1)	1,19 (1)	1,82 (1)

Maquereau bleu. Les larves de maquereau n'étaient présentes qu'à partir du 7 juin, avec une plus forte densité observée le 18 juin ($H_{5, 49} = 37,31$; $p < 0,001$; Tableau 3 ; Figure 19E). À cette date, la longueur standard variait entre les stations ($F_7 = 1,77$; $p = 0,091$; Tableau 5). La taille des individus du 6 juillet ne différait toutefois pas de ceux du 18 juin ($F_7 = 7,26$; $p < 0,001$; Tableau 5).

Motelle à quatre barbillons. Les larves de motelle à quatre barbillons n'étaient présentes qu'à partir du 7 juin. Un effet significatif de la période d'échantillonnage sur la densité a été démontré ($H_{5, 49} = 37,60$; $p < 0,001$). Cependant, les différences entre les groupes étaient trop grandes pour que le test *a posteriori* puisse indiquer des résultats plus précis (Tableau 3 ; Figure 19F). Au 6 juillet, les larves récoltées à la station étaient plus grandes que celles récoltées aux stations 8, 9 et 11 ($F_7 = 3,01$; $p = 0,008$; Tableau 5), et la largeur post-anale des larves de la station 5 était plus grande que celle des larves récoltées à la station 11 ($t\text{-value}_5 = -0,10$; $p = 0,926$; Tableau 6). Au 18 juin, les larves les plus grandes ont été observées ($F_3 = 27,03$; $p < 0,001$; Tableau 6) et étaient deux fois plus grandes que celles du 7 juin ($F_3 = 30,51$; $p < 0,001$; Tableau 5).

Plie canadienne. La densité des larves de plie canadienne était la plus élevée au 7 juin ($H_{5, 49} = 28,12$; $p < 0,001$; Tableau 3 ; Figure 19G). Au 10 mai, les larves récoltées à la station 1 étaient plus grandes qu'à la station 7 ($t\text{ value}_9 = 3,01$; $p = 0,015$; Tableau 5). De plus, au 7 juin, elles étaient plus grandes à la station 3 qu'aux deux autres stations ($F_2 = 10,67$; $p < 0,001$; Tableau 5). Pour l'ensemble de la période d'échantillonnage, les larves récoltées à la station 3 du 7 juin étaient plus longues ($F_7 = 7,49$; $p < 0,001$; Tableau 5). Les individus larvaires récoltés les 7 et 18 juin avaient une largeur post-anale plus grande ($F_5 = 12,61$; $p < 0,001$; Tableau 6) et une tête plus longue ($F_4 = 3,08$; $p = 0,027$; Tableau 7).

Ulvaire deux-ligne. Les larves d'ulvaire deux-lignes n'étaient présentes qu'à partir du 30 mai et leur densité était la plus élevée le 18 juin ($H_{5, 49} = 14,62$; $p = 0,012$; Tableau 3 ; Figure 19H). Le 18 juin, les individus les plus grands ont été récoltés aux stations 1, 7 et 8 ($F_3 = 4,45$; $p = 0,007$; Tableau 5), mais les plus grandes larves ont été récoltées le 6 juillet ($F_4 = 28,17$; $p < 0,001$; Tableau 5).

Sébaste. Les larves de sébaste n'étaient présentes qu'à partir du 30 mai, et une densité plus élevée a été observée les 7 juin et 6 juillet ($H_{5,49} = 19,66$; $p = 0,002$; Tableau 3 ; Figure 19I). Aucune différence significative de la longueur standard ($F_3 = 2,18$; $p = 0,112$; Tableau 5) ou des autres mesures morphométriques n'a été observée entre les dates d'échantillonnage.

Limaces de mer. La densité des larves de limaces de mer n'a pas varié au cours du temps ($H_{5,49} = 6,52$; $p = 0,259$; Tableau 3, Figure 19J). Un effet significatif de la période d'échantillonnage sur la densité a été démontré ($H_{5,49} = 37,60$; $p < 0,001$), bien que le test *a posteriori* n'ait pu indiquer où se trouvaient ces différences ($F_5 = 3,49$; $p = 0,012$; Tableau 5).

Autres espèces. Parmi les espèces moins présentes dans la communauté larvaire, les larves de chaboisseau avaient une densité plus élevée le 10 mai ($H_{5,49} = 23,22$; $p < 0,001$), celles de plie rouge le 7 juin ($H_{5,49} = 13,19$; $p = 0,022$) et celles de plie grise le 6 juillet ($H_{5,49} = 15,71$; $p = 0,008$). La densité des larves de limandes à queue jaune est restée similaire au cours de la période d'échantillonnage ($H_{5,49} = 3,50$; $p = 0,624$). Les larves de plusieurs espèces étaient très peu présentes, soit celles de la sigouine de roche *Pholis gunnellus*, de la plie lisse *Pleuronectes putnami*, du poisson-alligator, du turbot de sable *Scophthalmus aquosus*, de la stichée arctique *Stichaeus punctatus*, des lompénies (Tableau 3).

DISCUSSION

Dans le cadre de ce projet, nous avons cherché à décrire l'assemblage larvaire de poissons dans la Baie-des-Chaleurs, une baie du GSL pour laquelle nous disposons de données contemporaines limitées. Nous visons principalement à identifier les variations de celui-ci selon les différentes dates d'échantillonnage. De plus, nous cherchions à expliquer les variations des différents indices de diversité de l'assemblage selon les conditions environnementales présentes aux différentes dates, telles que la température, la salinité et la profondeur. Les espèces qui ont été identifiées dans les échantillons correspondent à ce à quoi on peut s'attendre dans le sud du GSL selon la littérature. De plus, la phénologie des espèces dominantes et la variation des différentes tailles permettent de penser que la ponte des différentes espèces dans la Baie-des-Chaleurs correspond aux informations disponibles. Cette étude a également permis d'identifier le hareng comme espèce larvaire la plus abondante, une richesse spécifique qui augmente avec la saison et un indice de diversité relativement stable durant la période d'échantillonnage.

4.1 COMPOSITION DE LA COMMUNAUTÉ LARVAIRE PRINTANIÈRE

4.1.1 Composition et abondance relative

Une forte variation saisonnière des différentes composantes de l'assemblage larvaire, soit l'abondance, la diversité et la composition, était présente entre le mois de mai et début juillet, avec une succession progressive d'espèces au fil du temps. Au total, 21 taxons et une augmentation de la richesse spécifique par un facteur d'environ 2 pendant la période d'échantillonnage ont été observés. L'indice de Shannon, qui est un indicateur de la diversité prenant en compte majoritairement la richesse spécifique, ainsi que l'abondance relative, des

espèces présentes, a augmenté entre le 10 et 30 mai. Cette augmentation est à interpréter avec précaution, puisque les valeurs de richesse entre ces dates sont assez différentes. Entre le 20 et le 30 mai, l'indice de Shannon a quadruplé. L'indice de Pilon, qui décrit l'uniformité et donc la répartition de l'abondance des différentes espèces dans une communauté, a varié d'une façon similaire à l'indice de Shannon avec une forte augmentation entre le 20 et le 30 mai. Les valeurs très basses d'indices de Shannon et de Pilon le 20 mai s'expliquent par la présence d'une espèce qui dominait fortement dans l'assemblage, soit le hareng qui était présent en forte densité. Ainsi, la communauté larvaire à cette date était moins diverse et uniforme qu'aux autres dates d'échantillonnage. Par la suite, à partir du 30 mai, la communauté est demeurée stable et variée, l'abondance des espèces étant répartie de façon plus égale entre elles, bien que des dominances aient été observées. La succession des espèces dominantes dans l'assemblage ichtyoplanctonique pourrait s'expliquer par l'adaptation des stratégies de ponte afin que l'émergence des larves coïncide avec la disponibilité de leurs proies, telles que le stipule l'hypothèse du *match mismatch* de Cushing (1969, 1990). La richesse spécifique et l'indice de Shannon ont augmenté avec la température et donc tout au cours de la période d'échantillonnage. Il a d'ailleurs déjà été démontré dans la baie de Fundy que parmi les facteurs environnementaux, la température de surface est celle qui influence le plus la composition des assemblages larvaires (Van Guelpen *et al.*, 2021). De plus, selon Lazzari (2001), dans la baie de Penobscot (Maine), la température est le principal facteur associé à l'occurrence temporelle des larves de poissons. Nos résultats montrent également que la richesse spécifique varie inversement à la profondeur. Ainsi, un plus grand nombre d'espèces était retrouvé aux stations moins profondes. Les fortes densités larvaires sont possibles près des côtes si les vents s'affaiblissent ou se renversent, ou près des zones de rétention (Morgan et Fisher, 2010). Les zones où l'on retrouve des caractéristiques géomorphologiques côtières semi-fermées, comme les baies, sont considérées comme des zones privilégiées pour l'accumulation et la rétention de larves de poissons (Álvarez *et al.*, 2015). Cela pourrait également expliquer la corrélation inverse entre la richesse spécifique et la profondeur observée dans nos résultats.

Dans les zones côtières, la majorité des adultes ont adapté leur stratégie de reproduction afin que celle-ci coïncide avec des conditions environnementales favorables pour les jeunes stades (Guerreiro *et al.*, 2021). À Beaufort Inlet (Caroline du Nord), le début du déplacement des adultes de tambours brésiliens *Micropogonias undulatus*, de cardeaux d'été *Paralichthys dentatus* et de sar salême *Lagodon rhomboides*, en prévision de la ponte, s'effectue selon les conditions environnementales. La phénologie dans la période de forts déplacements et la fin de ceux-ci dépend plutôt de facteurs biotiques comme la disponibilité en proies (Thaxton *et al.*, 2020). L'Atlantique Nord est caractérisé par une forte production primaire au printemps, suivi d'une forte abondance de proies zooplanctoniques en été (revu par Staudinger *et al.*, 2019). Cela expliquerait l'augmentation de la densité des larves observées dans nos échantillons avec la progression de la saison. Cette observation est compatible avec la théorie du *match mismatch* de Cushing (1990), selon laquelle la variabilité du recrutement interannuel des poissons marins est en grande partie causée par la variation de l'ampleur du chevauchement temporel entre les pics annuels d'abondance des larves et les pics saisonniers de production planctonique.

4.1.2 Espèces clés dans l'assemblage

La morue franche est considérée comme un prédateur piscivore au sommet de la chaîne alimentaire. Dans l'Atlantique Nord, l'effondrement des stocks de morue aurait eu des effets positifs sur l'abondance de la crevette, du capelan et du hareng (Worm et Myers, 2003). Dans la vallée de Shédiac et autour des Îles-de-la-Madeleine, la ponte de la morue franche aurait lieu de la fin du mois d'avril jusqu'à la fin du mois de juillet (DFO, 2003). Scott et Scott (1988) mentionnent que la ponte est influencée par la température et que l'émergence des larves se produit à environ 84 degrés-jours. À leur émergence, les larves de morue mesurent entre 3,3 mm et 5,7 mm (Fahay, 2007). La présence de larves d'environ 6 mm le 10 mai concorde avec une ponte autour de la fin du mois d'avril. Ensuite, entre la mi-mai et le début du mois de juillet, la présence de larves plus petites mesurant entre

environ 4 et 5 mm suggère que d'autres événements de ponte se sont produits pendant l'ensemble de la campagne d'échantillonnage.

Les principales espèces fourragères dans les écosystèmes de l'Atlantique nord-ouest sont de petits poissons pélagiques et planctonivores comme le hareng d'Atlantique, le maquereau, le capelan et le lançon (Savenkoff *et al.*, 2008 ; Bundy *et al.*, 2009 ; Essington et Munch, 2014). Ces quatre espèces de poissons sont parmi les plus dominantes dans l'assemblage larvaire de la Baie-des-Chaleurs de l'été 2022. Le hareng est une espèce fourragère clé et un élément important du régime alimentaire de plusieurs mammifères marins, d'oiseaux marins et de plusieurs espèces de poissons telles que la morue franche (Benoît et Rail, 2016). Il était l'espèce la plus abondante dans la communauté larvaire pour l'ensemble de la période d'échantillonnage avec une abondance absolue la plus élevée au 20 mai. Dans le GSL, le hareng est l'espèce qui constitue la composante la plus importante de la communauté pélagique (McQuinn *et al.*, 2012). Les populations de hareng sont divisées en deux composantes de frai, soit une se produisant au printemps et l'autre à l'automne. Les individus ont ainsi des cycles de vie asynchrones (Hay *et al.*, 2001). Les mois d'avril et de mai sont associés avec la ponte des reproducteurs du printemps et l'alimentation de ceux de l'automne. L'inverse se produirait plutôt pendant les mois d'août et septembre (McQuinn *et al.*, 2012). Les frayères les plus importantes pour le hareng de printemps se situent dans la Baie-des-Chaleurs et le détroit de Northumberland (MPO, 2022). Cela expliquerait que cette espèce soit présente en très grand nombre dans les échantillons du 20 mai. Dans le sud du GSL, les pontes printanières se produisent principalement entre les mois d'avril et de mai, alors que les reproducteurs d'automne pondent plutôt de la mi-août à la mi-octobre (DFO, 2022c). Les larves récoltées dans les échantillons seraient ainsi issues de la fraie printanière. Au 20 mai, un très grand nombre de larves possédaient encore leur sac vitellin. Toutefois, au 30 mai, peu d'individus avaient encore celui-ci, ce qui pourrait indiquer que la ponte du hareng s'est produite sur une courte période à la mi-mai. Des individus plus petits ont été retrouvés à une seule station (Station 7 ; 20 mai), bien qu'aucune condition environnementale particulière ne caractérise celle-ci. Selon les résultats de Brosset et coll. (2018), dans le GSL, la température et l'abondance en copépodes influencent

l'abondance du hareng, et ces facteurs diffèrent selon les zones et le moment de la fraie (printemps ou automne). Puisqu'aucune donnée sur la composition de la communauté zooplanctonique n'est disponible, il n'a pas été possible de déterminer si ce facteur pouvait expliquer les variations observées. Le lançon était une espèce importante de l'assemblage au début du mois de mai. Dans le GSL, le lançon d'Amérique serait l'espèce dominante selon McQuinn et coll. (2012). Une confusion taxonomique entre les deux espèces de lançon peut s'expliquer par leurs similarités morphologiques. De plus, la présence d'une forte variabilité des caractères utilisés pour l'identification rend la distinction entre les différentes espèces d'*Ammodytes* difficile (Nizinski *et al.*, 1990). Le chevauchement et la variabilité des caractéristiques méristiques, telles que le nombre de vertèbres ou les rayons des nageoires anales et dorsales, compliquent ainsi la différenciation entre les lançons du nord *Ammodytes dubius* et d'Amérique *Ammodytes americanus* (Nizinski *et al.*, 1990). Jones et coll. (2022) ont toutefois confirmé la distinction génétique entre *A. dubius* et les congénères *A. americanus* et *Ammodytes personatus*, que l'on retrouve également dans le nord-ouest de l'Atlantique. La distinction entre les deux espèces n'a pas pu être réalisée pour nos échantillons sur des bases méristiques, mais le séquençage de l'ADN d'un des individus a confirmé la présence du lançon du nord. La possibilité que des lançons d'Amérique se trouvent dans les échantillons n'est toutefois pas exclue. Une forte densité de larves a été observée le 10 mai, avec seulement quelques individus par la suite, ce qui suggère que la ponte se serait produite avant la période d'échantillonnage. Il y a peu d'informations disponibles sur la période de ponte du lançon sur le plateau continental nord-est de l'Atlantique, mais les études suggèrent que la fraie aurait lieu à la fin de l'automne et au début de l'hiver (Murray *et al.*, 2019 ; Suca *et al.*, 2021). Selon Dalley et Winters (1987), elle aurait lieu entre les mois de décembre et de mai dans la région des Grands Bancs. De plus, c'est autour de la mi-juin que les plus grands individus ont été récoltés, il se pourrait donc qu'ils soient issus du même événement de ponte que ceux récoltés le 10 mai. Les mesures de diamètre des ovocytes des lançons suivent une distribution unimodale selon Westin et coll. (1979), ce qui suggère que la reproduction se produit lors d'un seul événement de ponte annuel. Dans l'étude de Demontigny et coll. (2012), les larves de lançon dominaient dans des

échantillons récoltés entre le 12 et le 17 mai 2008 dans le nord du GSL, ce qui correspond à ce que l'on observe dans les échantillons récoltés dans la Baie-des-Chaleurs. Le capelan est également une espèce fourragère clé dans le sud du GSL et est une proie importante de la morue franche et du maquereau (McQuinn *et al.*, 2012). La reproduction du capelan est répartie sur une longue période et commence généralement vers la fin avril et le début du mois de mai dans l'estuaire fluvial. Elle progresse ensuite en juillet et en août vers l'est et le nord en direction du détroit de Belle-Isle, au fur et à mesure que la température augmente dans le golfe (Chamberland *et al.*, 2022). Dans la Baie-des-Chaleurs, elle se produit vers la fin du mois de mai et au début de juin (Chamberland *et al.*, 2022). Selon l'étude de Frank et Leggett (1981), le temps d'incubations des œufs est dépendant de la température et de la salinité du milieu, mais dure généralement entre 15 et 20 jours dans des eaux à 10 °C. Ces informations concordent avec ce que nous avons observé, c'est-à-dire l'apparition de larves pendant la première semaine de juin et une forte densité de larves de capelan le 18 juin. À l'émergence des larves, celles-ci se positionnent dans les eaux de surface (entre 0 et 20 mètres). Rapidement, les courants, les marées et les vents les dispersent (Jacquaz *et al.*, 1977). L'embouchure de la Baie-des-Chaleurs est une des multiples régions où les individus sont transportés en forte densité (O'Boyle et Lett, 1977). Ceci explique que les larves de capelan aient été une composante importante de notre assemblage. Le transport par dispersion pourrait expliquer la variabilité de la taille des larves qui est observée entre les stations d'échantillonnage pour une date donnée. Cette variation pourrait également être due à la présence de différents événements de ponte. Le maquereau se reproduit principalement dans deux régions du nord-ouest de l'Atlantique, soit les eaux côtières de Cape Cod (Massachusetts) et de Cape Hatteras (Caroline du Nord) ainsi que dans le sud du GSL (Scott et Scott, 1988). Elle s'effectue entre la mi-juin et la mi-juillet de façon asynchrone (Sette, 1943 ; McQuinn *et al.*, 2012). Dans les eaux dont la température varie entre 11 et 14 °C, les œufs éclosent entre 5 à 7 jours après la ponte, et les larves émergent avec une taille d'environ 3 mm (Scott et Scott, 1988). Une forte densité de larves a été récoltée le 18 juin, avec quelques individus avant et après cette date. À cette date, une grande partie des larves possédaient encore leur sac vitellin et leurs yeux étaient en cours de pigmentation. En

moyenne, les individus mesuraient 4 mm, soit un peu plus que la taille à l'éclosion, ce qui signifie qu'elle a probablement eu lieu peu de temps avant notre période d'échantillonnage. La ponte du maquereau aurait ainsi eu lieu entre le début et la mi-juin, ce qui correspond aux estimations de Lehoux et coll. (2024), selon lesquels, dans le sud du GSL, la ponte du maquereau commencerait autour de la mi-mai et se terminerait vers la fin juillet, avec un maximum d'extrusion des œufs vers la mi-juin.

Les motelles à quatre barbillons, les *Stichaeidae* et les limaces de mer sont également des espèces potentiellement fourragères pour les prédateurs de fond, tels que la morue, le sébaste ou le flétan du Groenland (Bui *et al.*, 2010). Ces espèces étaient également une composante importante de l'assemblage larvaire dans la Baie-des-Chaleurs lors de notre période d'échantillonnage. Les larves de motelle à quatre barbillons étaient présentes à partir du début juin et sont restées présentes jusqu'à la fin de la période d'échantillonnage avec une densité stable, ce qui concorde avec la période de ponte qui aurait lieu de la fin mai ou début juin jusqu'à l'automne en fonction de la température de l'eau (Scott et Scott, 1988). Les individus étaient toutefois plus grands à partir de la mi-juin. Des événements de ponte seraient ainsi répartis sur un grand intervalle de temps, plutôt que concentrés dans une courte période, ce qui est soutenu par Scott et Scott (1988), qui indiquent que la période de la fraie est prolongée chez la motelle à quatre barbillons. Les larves d'ulvaire deux-lignes étaient présentes à partir du 30 mai et une augmentation de la densité à partir de cette date jusqu'à la mi-juin a été observée. La densité diminuait ensuite entre la mi-juin et le début du mois de juillet. De plus, les plus grands individus ont été observés vers le début de juillet. Les variations de densité larvaire et l'augmentation graduelle de la taille au fil du temps suggèrent le suivi d'une même cohorte. Selon LeDrew et Green (1975), dans les eaux de Terre-Neuve, à la fin du mois de mai, la période de ponte est terminée. En laboratoire, les œufs éclosent entre 35 et 40 jours après la ponte, dans des eaux dont la température varie de 4 à 9 °C (LeDrew et Green, 1975). Ceci correspondrait avec la diminution de la densité entre la mi-juin et le début du mois de juillet. Les larves de limaces de mer étaient présentes pour l'ensemble de la période d'échantillonnage et la densité n'a pas varié au cours de celle-ci. De plus, la taille des individus est restée la même pour l'ensemble des dates. Différents

événements de ponte auraient donc eu lieu du début mai au début juillet. Bien que les larves de limaces de mer n'aient pas été différenciées selon l'espèce en raison de la difficulté à distinguer celles-ci, les larves pourraient être associées à la limace atlantique *L. atlanticus*, gélatineuse *L. fabricii* ou marbrée *L. gibbus* (Able et Irion, 1985). Pour la première espèce, la ponte aurait lieu de la fin de l'hiver jusqu'au mois de juin dans le New Hampshire et le Maine (Detwyler, 1963), alors que la limace marbrée se reproduirait à partir du mois de juin et continuerait pendant l'été dans l'estuaire du Saint-Laurent selon Able et McAllister (1980). Aucune information sur la reproduction de la limace gélatineuse dans le GSL n'a été trouvée.

Dans le GSL, deux espèces de sébastes sont observées, soit le sébaste atlantique *Sebastes mentella* et le sébaste d'Acadie *Sebastes fasciatus* (Benestan *et al.*, 2020). La première espèce est généralement retrouvée dans les principaux chenaux caractérisés par des grandes profondeurs allant de 350 à 500 mètres. Le sébaste d'Acadie est quant à lui plus abondant dans les profondeurs inférieures à 300 mètres. Toutefois, en raison de leur morphologie très similaire, les deux espèces sont difficiles à distinguer et sont souvent regroupées en fonction du genre (Senay *et al.*, 2023). L'ADN de certains individus a été extrait et envoyé pour séquençage, mais en raison d'une mauvaise qualité des séquences, il n'a pas été possible d'identifier à l'espèce les larves retrouvées dans les échantillons. Elles sont ainsi considérées comme des individus de *Sebastes* sp. Les sébastes ont un mode de reproduction ovovivipare, c'est-à-dire que les femelles expulsent des larves mesurant entre 5 et 7 mm (Pikanowski *et al.*, 1999). Pour les deux espèces, le développement larvaire dans le corps de la femelle se produirait entre les mois de février et de juin et l'extrusion aurait lieu au printemps et au début de l'été, soit entre les mois de mai et de juillet, dans le GSL (Burns *et al.*, 2020). Dans le GSL, l'extrusion des larves est décalée pour les deux espèces, soit de 3 à 4 semaines plus tôt chez *S. mentella* que chez *S. fasciatus* (DFO, 2022d). Dans les échantillons récoltés, les larves de sébastes étaient présentes à partir de la fin du mois de mai et ont été observées jusqu'au début du mois de juillet. Deux événements de forte densité ont été observés au début juin et début juillet, bien que la longueur des larves n'ait toutefois pas variée avec le temps, ce qui suggère le suivi de deux cohortes différentes d'une même espèce ou de deux cohortes chacune étant associée à l'une des deux espèces. Ainsi, les

larves récoltées en forte densité au début juin pourraient être associées au sébaste atlantique *S. mentella* et celles du début juillet au sébaste d'Acadie *S. fasciatus*, mais seule une étude génétique pourrait le confirmer.

Les femelles de plie canadienne produisent un grand nombre d'œufs, allant d'environ 250 000 à 300 000 œufs pour les individus d'environ 40 cm. Une femelle de 70 cm peut quant à elle produire jusqu'à 1,5 million d'œufs (Pitt, 1966). Ceci pourrait expliquer que les larves de plie canadienne soient un élément clé de l'assemblage larvaire. Des larves ont été récoltées dans l'ensemble de la période d'échantillonnage, mais étaient plus abondantes au début du mois de juin. La ponte aurait ainsi eu lieu sur une longue période. De plus, des individus de toutes tailles, allant des individus avec un sac vitellin et des yeux non pigmentés à des individus où la métamorphose était entamée, ont été récoltés, mais sans qu'un lien entre la taille et la saison n'ait été démontré. Cela indique que la période d'échantillonnage n'aurait pas couvert l'ensemble de la période de ponte de cette espèce, qui a lieu sur une période assez longue, principalement de mars à juin (Pitt, 1966). Selon Powles (1965), la période de ponte maximale aux Îles-de-la-Madeleine aurait lieu entre la fin du mois d'avril et la mi-mai, ce qui pourrait expliquer la forte densité de larves au 7 juin.

4.1.3 Espèces sous représentées

La présence de larves de plie rouge et de limande à queue jaune à partir de la mi-mai concorde avec la période de ponte pour ces espèces, soit entre le mois de mars et le début du mois de juin en Nouvelle-Écosse et entre les mois de mai et juillet respectivement (Kennedy et Steele, 1971 ; Scott et Scott, 1988). Bien que les larves de ces deux espèces aient été présentes sur l'ensemble de la période d'échantillonnage, les densités n'ont jamais été très élevées.

Plusieurs autres espèces n'étaient représentées que par quelques individus bien avancés dans leur développement et récoltées au mois de mai, ce qui suggère que notre période d'échantillonnage aurait été réalisée bien après la ponte et l'émergence de ces larves. Une seule larve de plie lisse mesurant environ 7 mm a été récoltée le 10 mai. Dans le golfe du Maine, la plie lisse pond ses œufs entre les mois de décembre et février (Laroche, 1980). Dans les eaux canadiennes, la ponte aurait lieu un peu plus tard, soit la vers la fin de l'hiver et au début du printemps (Scott et Scott, 1988). Le poisson-alligator n'était représenté que par trois individus récoltés le 10 mai et mesurant environ 12 mm. Des larves auraient été observées dans la baie de Passamaquoddy (Bigelow and Schroeder, 1953) entre les mois d'avril et juin, ainsi que dans le golfe du Maine et le port de Salem (Massachusetts) au printemps (Moore *et al.*, 2003 ; Fahay, 2007) ce qui suggère selon Arbour et coll. (2010) que la ponte se produit vers la fin de l'automne et au début de l'hiver. La sigouine de roche n'a également été observée que le 10 mai, avec une seule larve bien développée. La période de ponte de cette espèce aurait lieu pendant l'hiver, soit entre les mois de janvier et février (Scott et Scott, 1988). La période de ponte de la sigouine de roche se produit également tôt, soit entre les mois de février et mars dans les eaux de Terre-Neuve (Scott et Scott, 1988), ce qui pourrait expliquer que seulement deux larves bien développées aient été récoltées à la mi et fin mai. Finalement, les chaboisseaux n'ont été récoltés qu'au mois de mai, la ponte des différentes espèces de cette famille s'effectuant généralement pendant l'hiver (Scott et Scott, 1988).

Deux espèces n'ont plutôt été retrouvées qu'à la dernière sortie de la campagne d'échantillonnage, ce qui pourrait impliquer une période de ponte plus tardive que pour les autres espèces. Au début juillet, les larves de plie grise ont été récoltées en densité comparable à celle des autres espèces présentes à ce moment. Dans la région des Grands Bancs, la ponte s'effectue généralement pendant les mois de juillet et d'août (Evseenko et Nevinsky, 1975). De plus, la moyenne des individus était d'environ 6 mm, alors que la longueur des larves à l'éclosion varie entre 4 et 6 mm. Il est ainsi probable que les individus récoltés venaient tout juste d'émerger. Également, une seule larve de turbot de sable mesurant

environ 2,5 mm a été observée au début du mois de juillet, alors que lors de l'éclosion, les larves mesurent environ 2 mm (Martin et Drewry, 1978).

4.2 RÔLE DE LA BAIE-DES-CHALEURS COMME NOURRICERIE POUR LES JEUNES STADES DE VIE DES POISSONS

L'hypothèse de la période critique de Hjort (1914) stipule que la variabilité du succès des classes d'âge est déterminée sur une courte période, soit au début de l'alimentation exogène, par la mortalité due au jeûne. Puisque la plus grande partie de la mortalité se produit pendant les premiers stades de vie des individus (Hjort, 1914 ; Houde, 1989), il est important que ceux-ci se développent dans des habitats propices à leur développement et leur survie. Le sud-ouest du GSL, particulièrement la zone commençant près de la Baie-des-Chaleurs, se caractérise par son importance pour plusieurs espèces de poissons pélagiques (DFO, 2007). La production et l'accumulation de zooplancton y sont considérables et procurent de fortes concentrations de proies à plusieurs espèces, entre autres au hareng atlantique, au capelan et au maquereau bleu (DFO, 2007). Les larves de ces espèces d'importance commerciale constituaient des éléments majeurs dans les assemblages printemps-été que nous avons observés dans la Baie-des-Chaleurs. D'autres espèces, qui soutenaient autrefois des pêches commerciales et dont le stock est présentement effondré, étaient également présentes. Ces espèces incluent la morue franche, la plie canadienne, la plie rouge et la limande à queue jaune. Une exploitation intensive de la morue franche et des autres espèces de poissons de fond dans les années 1980 a mené à une réduction massive de leur abondance. Les stocks de morue ont subi un premier déclin entre les années 1950 et 1970, suite à l'introduction du chalut à panneaux comme engin de pêche (Swain, 2010). Un rétablissement rapide a eu lieu en 1980, pour décliner une seconde fois à la fin des années 1980 et début 1990. Malgré une limitation de la pêche, aucun signe de rétablissement n'a été observé (Swain *et al.*, 2019). Selon Swain et Benoît (2015), plusieurs populations de poissons de fond, dont celle de la morue franche, qui se sont effondrées n'ont pas été en mesure de se rétablir, malgré un fort recrutement, c'est-à-dire un grand nombre de jeunes juvéniles produits. Plusieurs études ont montré que dans le sud du GSL, une réduction de la survie de la morue est associée à une

augmentation de la prédation par le phoque gris (Benoît *et al.*, 2011 ; Cook et Trijoulet, 2016 ; Neuenhoff *et al.*, 2018). Selon Hammill et Stenson (1997), les juvéniles de morue franche constituent une fraction importante du régime alimentaire du phoque gris dans le sud du GSL. La mortalité naturelle élevée qui est observée chez la morue franche dans le sud du GSL, en raison d'un stock appauvri couplé à l'abondance élevée et en croissance du phoque gris, est le reflet d'un effet Allee induit par la prédation (Swain et Benoît, 2015 ; Neuenhoff *et al.*, 2018). Ce phénomène cause une diminution du taux de croissance dans une population qui devient de plus en plus petite. La diminution de la taille de la population peut résulter en une perte de diversité génétique, et donc en un goulot d'étranglement génétique. Ainsi, l'effet Allee ralentit le rétablissement des populations effondrées et peut mener celles-ci à l'extinction. D'autres espèces, telles que le maquereau ou la plie canadienne, sont des espèces qui étaient également dominantes au stade larvaire, mais qui sont présentes en très faible abondance dans le sud du GSL. L'échantillonnage a été réalisé à des stations qui ont été sélectionnées aléatoirement. Il se pourrait ainsi que les larves ont été récoltées dans une zone où les courants concentreraient les larves (zone de rétention) ou à proximité d'un site de ponte d'une certaine espèce, et expliquerait peut-être ainsi que certaines espèces y sont présentes en plus forte densité.

Les larves de plie rouge et de limande à queue jaune ont été retrouvées en faibles abondances, ces espèces ne faisant même pas partie des espèces clés de la communauté. Dans le sud du GSL, la limande à queue jaune et la plie rouge sont principalement retrouvées autour des Îles-de-la-Madeleine, et dans les régions du sud, qui comprennent entre autres la Baie-des-Chaleurs (DFO, 2004 ; Surette et Rolland, 2019). Toutefois, peu d'informations existent sur les principales aires importantes de pontes de ces deux espèces dans le golfe. Les faibles densités observées pourraient être liées au déclin des stocks de ces espèces dans les dernières années, ce déclin ayant suscité la mise en place d'un moratoire pour ces deux espèces quelques mois après la période d'échantillonnage, soit le 23 février 2023 (Wilber *et al.*, 2013 ; Yencho *et al.*, 2015 ; DFO, 2023b).

D'autres espèces non commerciales faisaient également partie des espèces les plus abondantes, telles que le lançon, la motelle à quatre barbillons, l'ulvaire deux-ligne et les limaces de mer. Celles-ci sont potentiellement des espèces fourragères pour les espèces de fond prédatrices telles que la morue et le sébaste (Bui *et al.*, 2010). Selon Benoît et Swain (2008), il y aurait une augmentation de l'abondance des espèces de petits poissons démersaux suite au déclin des plus grandes espèces piscivores, telles que la morue. Cela expliquerait ainsi les fortes densités observées pour ces espèces.

Globalement, ces données ne permettent pas de mettre le système de la Baie-des-Chaleurs en perspective par rapport à l'ensemble du sud du GSL et nous ne pouvons donc infirmer ou confirmer s'il s'agit d'une zone de nurserie de meilleure qualité que d'autres. Cependant, le nombre de larves et les quantités récoltées montrent qu'il s'agit bien d'une zone utilisée par les larves de plusieurs espèces de poissons marins en période printanière.

4.3 PROBLÈMES RENCONTRÉS

Le but initial de la campagne d'échantillonnage était la récolte de larves de plie rouge pour un projet qui visait à déterminer la présence d'un effet de la température ambiante sur la détermination du sexe chez cette espèce. Des études antérieures suggèrent la présence de la détermination du sexe dépendant de la température (TSD), un phénomène qui se produit par un changement dans la régulation de la synthèse des stéroïdes sexuels, chez plusieurs espèces de poissons plats dont la plie rouge (Fairchild *et al.*, 2007 ; Conover, 2014 ; Honeycutt *et al.*, 2019). Les analyses préliminaires ont toutefois révélé qu'un nombre insuffisant de larves de plie rouge avait été récolté, et qu'il n'était pas possible de tester nos hypothèses. De plus, des essais d'extraction d'ARN sur ces larves ont montré que l'ARN était largement dégradé, possiblement à cause du temps entre la capture et la fixation dans le RNALater, et qu'il était donc impossible d'évaluer l'expression des différents gènes responsables de la différenciation sexuelle. Le projet de recherche a ainsi été réorienté afin de documenter l'assemblage de larves récoltées au cours du projet.

Des difficultés ont également été rencontrées lors de l'identification des espèces par séquençage. Sur les 194 extractions d'ADN et amplifications du gène *COI*, seulement 24 ont permis d'obtenir une identification par séquençage principalement à cause de la faible qualité de l'ADN. Nous n'avons pas réussi à augmenter la qualité de l'ADN, malgré un changement de trousse d'extraction. Nous avons donc dû nous résoudre à identifier les larves selon leurs caractéristiques morphologiques, plutôt que par séquençage.

4.4 PERSPECTIVES

Étant donné que le projet initial visait la récolte de larves de plie rouge et de données sur la température du milieu, la planification de l'échantillonnage a été réalisée en fonction de cet objectif. Pour cette étude, nous nous sommes donc concentrés sur des zones adjacentes à la rivière Bonaventure. Étendre la zone d'échantillonnage à deux autres sites incluant des estuaires importants et à trois sites éloignés de l'embouchure des rivières permettrait une évaluation intéressante des assemblages larvaires présents dans la Baie-des-Chaleurs. Il serait également intéressant de couvrir un plus grand intervalle temporel en commençant l'échantillonnage plus tôt dans la saison et en le terminant plus tard. Faire l'évaluation de l'assemblage des larves dans la Baie-des-Chaleurs sur plusieurs années serait également intéresser afin d'identifier les variations interannuelles, mais également les effets des changements climatiques sur ces assemblages. Finalement, des efforts supplémentaires pour améliorer la qualité de l'extraction de l'ADN et son amplification sont également des mesures qui pourraient être prises pour améliorer la qualité des données récoltées.

La croissance et la survie de l'ichtyoplancton dépendent principalement de l'abondance des copépodes (Demontigny *et al.*, 2012). Des variations de l'abondance de ceux-ci dans un milieu peuvent avoir des effets importants en modifiant entre autres les voies de transfert d'énergie dans la communauté. La compétition pour les proies présentes pourrait ainsi favoriser certaines espèces larvaires de poissons par rapport à d'autres (Demontigny *et al.*, 2012). Dans l'une de ses études, Pepin (2023) décrit la composition du régime alimentaire

de plusieurs espèces de poissons marins au stade larvaire provenant de Terre-Neuve, et la phénologie de celui-ci. Il serait donc également intéressant de mettre en lien les données récoltées sur les larves avec la communauté zooplanctonique, tel que l'a fait Pepin (2023), afin de peut-être permettre de mieux expliquer les variations de l'assemblage qui ont été observées. Des échantillons de zooplancton avec un filet (maille de 63 μm et ouverture de 0,5 m) ont été récoltés et seront analysés par d'autres étudiants, permettant un approfondissement ultérieur de notre jeu de données.

CONCLUSION GÉNÉRALE

Ce projet de recherche a permis de mettre en valeur la complexité de l'assemblage larvaire ichtyoplanctonique dans le sud du GSL. Au cours de l'été, on y a observé une augmentation de la richesse spécifique d'espèces et jusqu'à 21 taxons entre les mois de mai et juillet. De plus, sauf à la mi-mai, la densité larvaire était forte et relativement stable. Le hareng était présent en très forte densité, faisant de cette espèce la plus abondante pour l'ensemble de la période échantillonnée. Plusieurs espèces dominantes se sont succédé progressivement au fil du temps, soit le lançon, le hareng, la morue franche, le maquereau, la motelle à quatre barbillons et le capelan. Ainsi, plusieurs espèces d'importance commerciales constituaient l'assemblage présent dans la Baie-des-Chaleurs. De plus, plusieurs espèces considérées comme étant en péril à la suite d'effondrements des stocks au cours des récentes années ont été observées en forte densité et faisaient partie des éléments clés de la composition larvaire, comme la morue franche et la plie canadienne. D'autres espèces soutenant autrefois des pêches commerciales et désormais sous moratoire dans le sud du golfe, par exemple la plie rouge et la limande à queue jaune, n'étaient présentes qu'en faible densité. Plusieurs autres espèces fourragères et d'importance écologique, telles que la motelle à quatre barbillons, l'ulvaire deux-lignes ou les limaces de mer représentaient des espèces importantes dans la communauté larvaire. Les résultats de cette étude ont permis d'approfondir les connaissances sur la phénologie de l'assemblage larvaire de la fin du printemps au début de l'été 2022 dans la Baie-des-Chaleurs et mis en évidence son rôle de nourricerie larvaire.

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Able, K. W. et Irion, W. (1985). Distribution and reproductive seasonality of snailfishes and lumpfishes in the St. Lawrence River estuary and the Gulf of St. Lawrence. *Canadian Journal of Zoology*, 63, 1622-1628.
- Able, K. W. et McAllister, D. E. (1980). Revision of the Snailfish genus *Liparis* from Arctic Canada. *Canadian Bulletin of Fisheries and Aquatic Sciences*, 208, 52 p.
- Able, K., Fahay, M. et Markle, D. (2011). Development of larval snailfishes (Pisces: Cyclopteridae: Liparidinae) from the western North Atlantic. *Canadian Journal of Zoology*, 64, 2294-2316.
- Agostini, V. N., Bakun, A. et Francis, R., C. (2007). Larval stage controls on Pacific sardine recruitment variability: High zooplankton abundance linked to poor reproductive success. *Marine Ecology Progress Series*, 345, 237-244.
- Álvarez, I., Catalán, I. A., Jordi, A., Alemany, F., et Basterretxea, G. (2015). Interaction between spawning habitat and coastally steered circulation regulate larval fish retention in a large shallow temperate bay, *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 167B, 377-389.
- Arbour, J. H., Avendaño, P. et Hutchings, J. A. (2010). Aspects of the ecology and life history of Alligatorfish *Aspidophoroides monopterygius*. *Environmental Biology of Fishes*, 87, 353-362.
- Arevalo, E., Cabral, H. N., Villeneuve, B., Possémé, C. et Lepage, M. (2023). Fish larvae dynamics in temperate estuaries: A review on processes, patterns and factors that determine recruitment. *Fish and Fisheries*, 24, 466-487.
- Asiah, N., Junianto, J., Yustiati, A., Sukendi, S., Fahmi, M. R., Muchlisin, Z. A., Kadapi, M. et Windarti, W. (2019). Biometric and genetic differences in kelabau (*Osteochilus* spp.) as revealed using cytochrome c oxidase subunit 1. *F1000Research*, 8, 18 p.
- Auth, T. D., Daly, E. A., Brodeur, R. D. et Fisher, J. L. (2017). Phenological and distributional shifts in ichthyoplankton associated with recent warming in the northeast Pacific Ocean. *Global Change Biology*, 24, 259-272.
- Bailey, K. M., Abbokire, A. A. et Duffy-Anderson, J. T. (2008). Ocean transport paths for the early life history stages of offshore-spawning flatfishes: a case study in the Gulf of Alaska. *Fish and Fisheries*, 9, 44-66.

- Beck, M. W., Heck, K. L., Able, K. W., Childers, D. L., Eggleston, D. B., Gillanders, B. M., Halpern, B., Hays, C. G., Hoshino, K., Minello, T. J., Orth, R. J., Sheridan, P. F. et Weinstein, M. P. (2001). The identification, conservation, and management of estuarine and marine nurseries for fish and invertebrates. *BioScience*, *51*, 633-641.
- Benestan, L. M., Rougemont, Q., Senay, C., Normandeau, E., Parent, E., Rideout, R., Bernatchez, L., Lambert, Y., Audet, C. et Parent, G. J. (2020). Population genomics and history of speciation reveal fishery management gaps in two related redfish species (*Sebastes mentella* and *Sebastes fasciatus*). *Evolutionary Applications*, *14*, 588-606.
- Benoît, H. P. (2013). An empirical model of seasonal depth-dependent fish assemblage structure to predict the species composition of mixed catches. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, *70*, 220-232.
- Benoît, H. P., Pepin, P. et Brown, J. A. (2000). Patterns of metamorphic age and length in marine fishes, from individuals to taxa. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, *57*, 856-869.
- Benoît, H. P. et Rail, J.-F. (2016). Principal predators and consumption of juvenile and adult Atlantic Herring (*Clupea harengus*) in the southern Gulf of St. Lawrence. *Canadian Science Advisory Secretariat, Research Document 2016/065*, 50 p.
- Benoît, H. P. et Swain, D. P. (2008). Impacts of environmental change and direct and indirect harvesting effects on the dynamics of a marine fish community. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, *65*, 2088-2104.
- Benoît, H. P., Swain, D. P., Bowen, W. D., Breed, G. A., Hammill, M. O. et Harvey, V. (2011). Evaluating the potential for grey seal predation to explain elevated natural mortality in three fish species in the southern Gulf of St. Lawrence. *Marine Ecology Progress Series*, *442*, 149-167.
- Benoît, H. P., and Yin, Y. (2023). Results of comparative fishing between the CCGS Teleost fishing the Western IIA trawl and CCGS Capt. Jacques Cartier fishing the NEST trawl in the southern Gulf of St. Lawrence in 2021 and 2022. *DFO Canadian Science Advisory Secretariat, Science Advisory Report 2023/083*, xiii + 183 p.
- Bigelow, H. B. et Schroeder, W. C. (1953) Fishes of the Gulf of Maine. *Fishery Bulletin. United States Fish and Wildlife Service*, *74*, viii + 577 p.
- Blaxter, J. H. S. (1991). The effect of temperature on larval fishes. *Netherlands Journal of Zoology*, *42*, 336-357.
- Blood, D. M. et Matarese, A. C. (2010). Larval development and identification of the genus Triglops (Scorpaeniformes: Cottidae). *NOAA Professional Paper NMFS*, *10*, 43 p.
- Bœuf, G. et Payant, P. (2001). How should salinity influence fish growth? *Comparative Biochemistry and Physiology Part C Toxicology and Pharmacology*, *130*, 411-423.

- Bowering, W. R. (1990). Spawning of witch flounder (*Glyptocephalus cynoglossus* L.) in the Newfoundland-Labrador area of the northwest Atlantic as a function of depth and water temperature, *Fisheries Research*, 9, 23-29.
- Brassard, C., Gauthier, J., Schwab, P., Le Bris, A., Way, M. et Collier, F. (2016). L'état du stock de morue (*Gadus morhua*) du nord du golfe du Saint-Laurent (3Pn, 4RS) en 2014. *Secrétariat canadien de consultation scientifique du MPO, Document de recherche 2016/010*, xi + 123 p.
- Bremner, A. M., Methven, D. A., Munkittrick, K. R. et Frego, K. A. (2015). Spatial and temporal variation in fish assemblages in three small unpolluted estuarine rivers and associated lagoons in Kouchibouguac National Park, southern Gulf of St. Lawrence, Canada. *The Canadian Field Naturalist*, 129, 121-133.
- Brosset, P., Doniol-Valcroze, T., Swain, D. P., Lehoux, C., Van Beveren, E., Mbaye, B. C., Emond, K. et Plourde, S. (2018). Environmental variability controls recruitment but with different drivers among spawning components in Gulf of St. Lawrence herring stocks. *Fisheries Oceanography*, 28, 1-17.
- Bui, A. O. V., Ouellet, P., Castonguay, M. et Brêthes, J.-C. (2010). Ichthyoplankton community structure in the northwest Gulf of Saint Lawrence (Canada): Past and present. *Marine Ecology Progress Series*, 412, 189-205.
- Bundy, A., Heymans, J. J., Morissette, L. et Savenkoff, C. (2009). Seals, cod and forage fish: A comparative exploration of variations in the theme of stock collapse and ecosystem change in four Northwest Atlantic ecosystems. *Progress in Oceanography*, 81, 188-206.
- Burns, C. M., Lauzon, F., Plourde, S., Sirois, P., et Robert, D. (2020). Interannual variability of diet composition and prey preference of larval redfish (*Sebastes* spp.) in the Gulf of St. Lawrence. *Journal of Plankton Research*, 42, 581-594.
- Burton, M. P. et Idler, D. R. (1984). The reproductive cycle in winter flounder, *Pseudopleuronectes americanus* (Walbaum). *Canadian Journal of Zoology*, 62, 2563-2567.
- Cargnelli, L. M., Griesbach, S. J., Packer, D. B., Berrienm P. L., Morse, W. W. et Johnson, D. L. (1999). Essential fish habitat source document. Witch flounder, *Glyptocephalus cynoglossus*, life history and habitat characteristics. *NOAA Technical Memorandum NMFS-NE*, 139, 38 p.
- Carscadden, J. E. et Misra, R. K. (1980). Multivariate analysis of meristic characters of capelin (*Mallotus villosus*) in the northwest Atlantic. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 37, 725-729.

- Chamberland, J.-M., Smith, A.D., Girard, L., Boudreau, M., et Plourde, S. (2022). Le capelan dans l'estuaire et le golfe du Saint-Laurent (OPANO 4RST) en 2018, 2019 et 2020. *Secrétariat canadien de consultation scientifique du MPO, Document de recherche 2021/075*, iv + 46 p.
- Chambers, R. C., Leggett, W. C. et Brown, J. (1988). Variation in and among early life history traits of laboratory-reared winter flounder *Pseudopleuronectes americanus*. *Marine Ecology Progress Series*, 47, 1-15.
- Chapin, F. S., Walker, B. H., Hobbs, R. J., Hooper, D. U., Lawton, J. H., Sala, O. E. et Tilman, D. (1997). Biotic control over the functioning of ecosystems. *Science*, 277, 500-504.
- Chapin, F. S., Zavaleta, E. S., Eviner, V. T., Naylor, R. L., Vitousek, P. M., Reynolds, H. L., Hooper, D. U., Lavorel, S., Sala, O. E., Hobbie, S. E., Mack, M. C. et Díaz, S. (2000). Consequences of changing biodiversity. *Nature*, 405, 234-242.
- Cohen, D. M. et Russo, J. L. (1979). Variation in the fourbeard rockling, *Enchelyopus cimbrius*, a north Atlantic gadid fish, with comments on the genera of rocklings. *Fishery Bulletin*, 77, 91-104.
- Comeau, P. A., Tremblay, M. J., Campana, S., Young, G., Frail, C. et Rowe, S. (2009). Review of the St. Mary's Bay longhorn sculpin fishery. *DFO Canadian Science Advisory Secretariat, Science Advisory Report 2009/051*, vi + 75 p.
- Conover, D. O. (2014). Temperature-dependent sex determination in fishes. Dans: Valenzuela N, Lance V, (eds). Temperature-dependent sex determination in vertebrates. *Smithsonian Institution Press*, 11-20.
- Cook, R. M. et Trijoulet, V. (2016). The effects of grey seal predation and commercial fishing on the recovery of a depleted cod stock. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 73, 1319-1329.
- COSEWIC. (2009). COSEWIC assessment and status report on the American plaice *Hippoglossoides platessoides*, maritime population, Newfoundland and Labrador population and Arctic population, in Canada. *Committee on the Status of Endangered Wildlife in Canada, Ottawa*, x + 74 p.
- COSEWIC. (2010). COSEWIC assessment and status report on the Atlantic cod *Gadus morhua* in Canada. *Committee on the Status of Endangered Wildlife in Canada, Ottawa*, xiii + 105 p.
- Cushing, D. H. (1969). The regularity of the spawning season of some fishes. *ICES Journal of Marine Science*, 33, 81-92.
- Cushing, D. H. (1990). Plankton production and year-class strength in fish populations: an update of the match/mismatch hypothesis. *Advances in Marine Biology*, 26, 249-293.

- Dalley, E. L. et Winters, G. H. (1987). Early life history of sand lance (*Ammodytes*) with evidence for spawning of *A. dubius* in Fortune Bay, Newfoundland. *Fishery Bulletin*, 85, 631-641.
- de Lafontaine, Y. (1990). Ichthyoplankton communities in the St. Lawrence estuary: Composition and dynamics. Dans: El-Sabh, M. I., Silverberg, N. (eds) Oceanography of a Large-Scale Estuarine System. *Coastal and Estuarine Studies*, 39, 321-343.
- Demontigny, F., Ouellet, P., Sirois, P. et Plourde, S. (2012). Zooplankton prey selection among three dominant ichthyoplankton species in the northwest Gulf of Saint Lawrence. *Journal of Plankton Research*, 34, 221-225.
- Detwyler, R. (1963). Some aspects of the biology of the seasnail, *Liparis atlanticus* (Jordan et Evermann). *Thèse de doctorat. Université du New Hampshire*, 113 p.
- DFO. (1996). Southern Gulf of St. Lawrence herring. *DFO Atlantic Fisheries, Stock Status Report 96/10E*, 8 p.
- DFO. (1998). Gulf of St. Lawrence marine fisheries overview. *DFO Atlantic Fisheries, Stock Status Report G1-01*, 13 p.
- DFO. (2003). Cod in the southern Gulf of St. Lawrence. *DFO Canadian Science Advisory Secretariat Science, Stock Status Report 2003/016*, 9 p.
- DFO. (2004). Yellowtail flounder in the southern Gulf of St. Lawrence. *DFO Canadian Science Advisory Secretariat Science, Stock Status Report 2004/006*, 5 p.
- DFO. (2007). Ecologically and biologically significant areas (EBSA) in the estuary and gulf of St. Lawrence: identification and characterization. *DFO Canadian Science Advisory Secretariat Science, Advisory Report 2007/016*, 14 p.
- DFO. (2008). Assessment of capelin in SA 2 + Div. 3KL in 2008. *DFO Canadian Science Advisory Secretariat Science, Advisory Report 2008/054*, 13 p.
- DFO. (2021). Assessment of the northern contingent of Atlantic Mackerel (*Scomber Scombrus*) in 2020. *DFO Canadian Science Advisory Secretariat, Science Advisory Report 2021/029*, 18 p.
- DFO. (2022c). Assessment of the southern Gulf of St. Lawrence (NAFO Division 4TVn) spring and fall spawner components of Atlantic Herring (*Clupea harengus*) with advice for the 2022 and 2023 fisheries. *DFO Canadian Science Advisory Secretariat, Science Advisory Report 2022/021*, 38 p.
- DFO. (2022d). Redfish (*Sebastes mentella* and *Sebastes fasciatus*) stocks assessment in units 1 and 2 in 2021. *DFO Canadian Science Advisory Secretariat, Science Advisory Report 2022/039*, 20 p.

- DFO. (2024a). Update of stock status indicators for the northern Gulf of St. Lawrence Atlantic. *DFO Canadian Science Advisory Secretariat, Science Response 2024/011*, 11 p.
- Doyle, M., Mier, K., Busby, M. et Brodeur, R. (2002). Regional variations in springtime ichthyoplankton assemblages in the Northeast Pacific Ocean. *Progress In Oceanography*, 53, 247-281.
- Dufour, R. et Ouellet, P. (2007). Estuary and Gulf of St. Lawrence marine ecosystem overview and assessment report. *Canadian Technical Report of Fisheries and Aquatic Sciences*, 2744E, vii + 112 p.
- Essington, T. E. et Munch, S. B. (2014). Trade-offs between supportive and provisioning ecosystem services of forage species in marine food webs. *Ecology Applications*, 24, 1543-1557.
- Evseenko, S. A. et Nevinsky, M. M. (1975). Spawning and development of witch flounder, *Glyptocephalus cynoglossus* L., in the northwest Atlantic. *ICNAF Research Bulletin*, 11, 111-123.
- Fahay, M. P. (1983). Guide to the early stages of marine fishes occurring in the western North Atlantic Ocean, Cape Hatteras to the Southern Scotian Shelf. *Journal of Northwest Atlantic Fishery Science*, 4, 374-375.
- Fahay, M. P. (2007). Early stages of fishes in the western north Atlantic ocean: (Davis Strait, southern Greenland and Flemish cap to Cape Hatteras). *Northwest Atlantic Fisheries Organization*, liii + 1696 p.
- Fahay, M. P., Berrien, P. L., Johnson, D. L. et Morse, W. W. (1999). Essential fish habitat source document. Atlantic cod, *Gadus morhua*, life history and habitat characteristics. *NOAA Technical Memorandum NMFS-NE*, 124, 50 p.
- Fairchild, E. A., Siceloff, L., Howell, W. H., Hoffman, B. et Armstrong, M. P. (2013). Coastal spawning by winter flounder and a reassessment of essential fish habitat in the gulf of Maine. *Fisheries Research*, 141, 118-129.
- Fairchild, E., Rennels, N., Howell, W. et Wells, R. (2007). Gonadal development and differentiation in cultured juvenile winter flounder, *Pseudopleuronectes americanus*. *Journal of The World Aquaculture Society*, 38, 114-121.
- Frank, K. T. et Leggett, W. C. (1981). Prediction of egg development and mortality rates in capelin (*Mallotus villosus*) from meteorological, hydrographic, and biological factors. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 38, 1327-1338.
- Fukuhara, O. (1990). Effects of temperature on yolk utilization, initial growth, and behaviour of unfed marine fish-larvae. *Marine Biology*, 106, 169-174.

- Gillet, C., Breton, B. et Mikolajczyk, T. (1996). Effects of GnRHa and pimozide treatments on the timing of ovulation and on egg quality in arctic charr (*Salvelinus alpinus*) at 5 and 10 °C. *Aquatic Living Resources*, 9, 257-263.
- Green, B. S. et Fisher, R. (2004). Temperature influences swimming speed, growth and larval duration in coral reef fish larvae. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 299, 115-132.
- Grégoire, F. et Girard, L. (2014). Abondance et distribution des œufs et des larves de poissons autres que le maquereau bleu (*Scomber scombrus* L.) récoltés dans le sud du golfe du Saint-Laurent entre 1983 et 2013. *Rapport statistique canadien des sciences halieutiques et aquatiques*, 1256, ix + 218 p.
- Guerreiro, M. A., Martinho, F., Baptista, J., Costa, F., Pardal, M. Â. et Primo, A. L. (2021). Function of estuaries and coastal areas as nursery grounds for marine fish early life stages. *Marine Environmental Research*, 170, 105408.
- Hammill, M. O. et Stenson, G. B. (1997). Estimated prey consumption by harp seals (*Phoca groenlandica*), grey seals (*Halichoerus grypus*), harbour seals (*Phoca vitulina*) and hooded seals (*Cystophora cristata*) in the northwest Atlantic. *NAFO SCR Doc. 97/40*, 37 p.
- Hardy, J.D., Jr. (1978). Development of fishes of the Mid-Atlantic Bight: An atlas of egg, larval and juvenile stages. Vol. 2: Anguillidae through Syngnathidae. *U.S Fish and Wildlife Service, Biological Services Program FWS/OBS-78/12*, 458 p.
- Hay, D. E., Toreson, R., Stephenson, R., Thompson, M., Claytor, R., Funk, F., Ivshina, E., Jakobsson, J., Kobayashi, T., McQuinn, I., Melvin, G., Molloy, J., Naumenko, N., Oda, K. T., Parmanne, R., Power, M., Radchenko, V., Schweigert, J., Simmonds, J., Sjöstrand, B., Stevenson, D. K., Tanasichuk, R., Tang, Q., Watters, D.L., et Wheeler, J. (2001). Taking stock: an inventory and review of world herring stocks in 2000. Dans : F. Funk, J. Blackburn, D. Hay, A.J. Paul, R. Stephenson, R. Toresen and D. Witherell (Eds). *Herring: expectations for a new millennium*. University of Alaska Sea Grant, Fairbanks, Alaska. p. 381-454.
- Hebert, P. D., Cywinska, A., Ball, S. L. et deWaard, J. R. (2003). Biological identifications through DNA barcodes. *Proceedings. Biological sciences*, 270, 313-321.
- Hjort, J. (1914). Fluctuations in the great fisheries of northern Europe, viewed in the light of biological research. *Rapports et Procès Verbaux des Réunions du Conseil Permanent International Pour L'Exploration de la Mer*, 20, 1-228.
- Honeycutt, J. L., Deck, C. A., Miller, S. C., Severance, M. E., Atkins, E. B., Luckenbach, J. A., Buckel, J. A., Daniels, H. V., Rice, J. A., Borski, R. J. et Godwin, J. (2019). Warmer waters masculinize wild populations of a fish with temperature-dependent sex determination. *Scientific Reports*, 9, 6527.

- Houde, E. D. (1987). Fish early life dynamics and recruitment variability. *American Fisheries Society Symposium*, 2, 17-29.
- Houde, E. D. (1989). Comparative growth, mortality, and energetics of marine fishes larvae: Temperature and implied latitudinal effects. *Fisheries Bulletin*, 87, 471-495.
- Hubert, N., Hanner, R., Holm, E., Mandrak, N. E., Taylor, E., Burrige, M. Watkinson, D., Dumont, P., Curry, A., Bentzen, P., Zhang, J., April, J. et Bernatchez, L. (2008) Identifying canadian freshwater fishes through DNA barcodes. *PLOS ONE*, 3, e2490.
- Jacquaz, B. et Lecompte, F. (1999). Rainbow melt (*Osmerus mordax*), capelin (*Mallotus villosus*) and Atlantic herring (*Clupea harengus*) larval identification / Distinction entre les larves d'éperlans (*Osmerus mordax*), de capelans (*Mallotus villosus*), et de harengs (*Clupea harengus*). *Affiche. First North American Workshop on Rainbow Smelt, Québec*.
- Jacquaz, B., Able, K. W. et Leggett, W. C. (1977). Seasonal distribution, abundance, and growth of larval capelin (*Mallotus villosus*) in the St. Lawrence estuary and northwestern gulf of St. Lawrence. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 34, 2008-2014.
- Johnson, D. L., Morse, W. W., Berrien, P. L. et Vitaliano, J. J. (1999). Essential fish habitat source document. Yellowtail flounder, *Limanda ferruginea*, life history and habitat characteristics. *NOAA technical memorandum NMFS-NE*, 140, 38 p.
- Jonasson, J., Gunnarsson, B. et Marteinsdottir, G. (2009). Abundance and growth of larval and early juvenile cod (*Gadus morhua*) in relation to variable environmental conditions west of Iceland. *Deep-sea Research Part II Topical Studies in Oceanography*, 56, 1992-2000.
- Jones, L. F., Nicolas Lou, R., Murray, C. S., Robert, D., Bourne, C. M., Bouchard, C., Kučka, M., Chan, Y. F., Carlon, C. B., Wiley, D. N., Therkildsen, N. O. et Baumann, H. (2022). Two distinct population clusters of northern sand lance (*Ammodytes dubius*) on the northwest Atlantic shelf revealed by whole genome sequencing. *ICES Journal of Marine Science*, 80, 122-132.
- Juan-Jordá, M. J., Barth, J. A., Clarke, M. E. et Wakefiel, W. W. (2009). Groundfish species associations with distinct oceanographic habitats in the Northern California Current. *Fisheries Oceanography*, 18, 1-19.
- Kennedy, V. S. et Steele, D. H. (1971). The winter flounder (*Pseudopleuronectes americanus*) in Long Pond, Conception Bay, Newfoundland. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 28, 1153-1165.
- Kerr, Q., Fuentes-Pardo, A. P., Kho, J., McDermid, J. L. et Ruzzante, D. E. (2018). Temporal stability and assignment power of adaptively divergent genomic regions between herring (*Clupea harengus*) seasonal spawning aggregations. *Ecology and Evolution*, 9, 500-510.

- Kindong, R., Wu, J., Gao, C., Dai, L., Tian, S., Dai, X. et Chen, J. (2020). Seasonal changes in fish diversity, density, biomass, and assemblage alongside environmental variables in the Yangtze River Estuary. *Environmental Science and Pollution Research International*, 27, 25461-25474.
- Klein-MacPhee, G. (1978). Synopsis of biological data for the winter flounder *Pseudopleuronectes americanus* (Walbaum). *NOAA Technical Report NMFS Circular*, 414, 48 p.
- Koslow, J. A. et Wright, M. (2016). Ichthyoplankton sampling design to monitor marine fish populations and communities. *Marine Policy*, 68, 55-64.
- Lahnsteiner, F. et Leitner, S. (2013). Effect of temperature on gametogenesis and gamete quality in brown trout, *Salmo trutta*, *Journal of Experimental Zoology*, 319, 138-148.
- Lamichhaney, S., Fuentes-Pardo, A. P., Rafati, N., Ryman, N., McCracken G. R., Bourne, C., Singh, R., Ruzzante, D. E. et Andersson, L. (2017). Parallel adaptive evolution of geographically distant herring populations on both sides of the North Atlantic Ocean. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 114, E3452-E3461.
- Laroche, W. A. (1980). Development of larval smooth flounder, *Liopsetta putnami*, with a redescription of development of winter flounder, *Pseudopleuronectes americanus* (family pleuronectidae). *Fishery Bulletin*, 78, 897-909.
- Lazzari, M.A. (2001). Dynamics of larval fish abundance in Penobscot Bay, Maine. *Fishery Bulletin*, 99, 81-93.
- LeDrew, B.R. et Green, J.M. (1975). Biology of the radiated shanny *Ulvaria subbifurcata* storer in Newfoundland (Pisces: Stichaeidae). *Journal of Fish Biology*, 7, 485-495.
- Leggett, W. C. et Deblois, E. (1994). Recruitment in marine fishes: Is it regulated by starvation and predation in the egg and larval stages? *Netherlands Journal of Sea Research*, 32, 119-134.
- Lehoux, C., Van Beveren, E. et Plourde, S. (2024). Results of the mackerel (*Scomber scombrus*) egg surveys conducted in the Southern Gulf of St Lawrence from 1979 to 2022. *DFO Canadian Science Advisory Secretariat Science, Research document 2024-037*, v + 49 p.
- Lein, I., Holmefjord, I. et Rye, M. (1997). Effects of temperature on yolk sac larvae of Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus* L.). *Aquaculture*, 157, 123-135.
- Litvak, M. K. (1999). The development of winter flounder (*Pleuronectes americanus*) for aquaculture in Atlantic Canada: current status and future prospects. *Aquaculture*, 176, 55-64.
- Liu, K., Zhao, S., Yu, Z., Zhou, Y., Yang, J., Zhao, R., Yang, C., Ma, W., Wang, X., Feng, M., Tang, Y., Li, K. et Zhou, C. (2020). Application of DNA barcoding in fish identification of supermarkets in Henan province, China: More and longer *COI* gene

- sequences were obtained by designing new primers. *Food Research International*, 136, 109516.
- Locke, A. (2002). The ichthyoplankton and invertebrate zooplankton of the coastal waters of Cape Breton Island: A review. *Canadian Manuscript Report of Fisheries and Aquatic Sciences No. 2606*, 29 p.
- Locke, A. et Courtenay, S. C. (1995). Ichthyoplankton and invertebrate zooplankton of the Miramichi estuary: 1918-1993. Dans Chadwick, E. M. P. (eds), Water, science, and the public: the Miramichi ecosystem (p. 97-120). *Canadian Special Publication of Fisheries and Aquatic Science*, 123, 97-120.
- Martell, D. J., Fieffer, J. D. et Trippel, E. A. (2005). Effects of temperature during early life history on embryonic and larval development and growth in haddock. *Journal of Fish Biology*, 66, 1558-1575.
- Martin, F. D. et Drewry, G. E. (1978). Lefteye flounders, Bothidae: *Scophthalmus aquosus* (Mitchill), Windowpane. Dans : Hardy Jr, J. D. (Ed). Development of Fishes of the Mid-Atlantic Bight. An atlas of egg, larval and juveniles stages. Volume VI, Stromateidae to Ogocephalidae. *U.S Fish and Wildlife Service, Biological Services Program FWS/OBS-78*, Page 164-168.
- Matarese, A. C., Kendall, A. W., Blood, D. M. et Vinter, B. M. (1989). Laboratory guide to early life history stages of Northeast Pacific fishes. *NOAA technical report NMFS 80*, 654 p.
- McGurk, M. D. (1984). Effects of delayed feeding and temperature on the age of irreversible starvation and on the rates of growth and mortality of Pacific herring larvae. *Marine Biology*, 84, 13-26.
- McQuinn, I.H., Bourassa, M-N., Tournois, C., Grégoire, F. et Baril, D. (2012). Ecologically and biologically significant areas in the estuary and Gulf of St. Lawrence: small pelagic fishes. *DFO Canadian Science Advisory Secretariat, Science Advisory Report 2012/087*, iii + 76 p.
- Melvin, G. D., Stephenson, R. L. et Power, M. J. (2009). Oscillating reproductive strategies of herring in the western Atlantic in response to changing environmental conditions. *ICES Journal of Marine Science*, 66, 1784-1792.
- Miller, T., Crowder, L., Rice, J. et Marschall, E. (1988). Larval size and recruitment mechanisms in fishes: Toward a conceptual framework. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 45, 1657-1670.
- Moore, J. A., Hartel, K. E., Craddock, J. E. et Galbraith, J. K. (2003). An annotated list of deepwater fishes from off the New England region, with new area records. *Northeastern Naturalist*, 10, 159-248.

- Morgan, S. G. et Fisher, J. L. (2010). Larval behavior regulates nearshore retention and offshore migration in an upwelling shadow and along the open coast. *Marine Ecology Progress Series*, 404, 109-126.
- Moser, H. G. et P. E. Smith. (1993). Larval fish assemblages and oceanic boundaries. *Bulletin of Marine Science*, 53, 283-289.
- MPO. (2011). Évaluation du potentiel de rétablissement de l'unité désignable des maritimes de la plie canadienne (*Hippoglossoides platessoides*). *Secrétariat canadien de consultation scientifique du MPO, Avis scientifique 2011/043*, 34 p.
- MPO. (2022). Évaluation du hareng de l'Atlantique (*Clupea harengus*), composantes des reproducteurs de printemps et d'automne, du sud du golfe du Saint-Laurent (divisions 4TVn de l'OPANO) et avis pour les pêches de 2022 et de 2023. *Secrétariat canadien de consultation scientifique du MPO, Avis scientifique 2022/021*, 42 p.
- Murray, C. S., Wiley, D. et Baumann, H. (2019). High sensitivity of a keystone forage fish to elevated CO₂ and temperature. *Conservation Physiology*, 7, 12 p.
- Nagler, J. J., Adams, B. A. et Cyr, D. G. (1999). Egg production, fertility, and hatch success of American plaice held in captivity. *Transactions of the American Fisheries Society*, 128, 727-736.
- Neuenhoff, R. D., Swain, D. P., Cox, S. P., McAllister, M. K., Trites, A. W., Walters, C. J. et Hammill, M. O. (2018). Continued decline of a collapsed population of Atlantic cod (*Gadus morhua*) due to predation-driven Allee effects. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 76, 168-184.
- Nissling, A., Larsson, R., Vallin, L. et Frohland, K. (1998). Assessment of egg and larval viability in cod, *Gadus morhua*: methods and results from an experimental study. *Fisheries Research*, 38, 169-186.
- Nizinski, M. S., Collette, B. B. et Washington, B. B. (1990). Separation of two species of sand lances, *Ammodytes americanus* and *A. dubius*, in the western North Atlantic. *Fishery Bulletin*, 88, 241-255.
- Nozères, C., Bourassa, M.-N., Gendron, M.-H., Plourde, S., Savenkoff, C., Bourdages, H., Benoît, H. et Bolduc, F. (2015). Using annual ecosystemic surveys to assess biodiversity in the Gulf of St. Lawrence. *Canadian Technical Report of Fisheries and Aquatic Sciences 3149*, vii+126 p.
- O'Boyle, R. N. et Lett, P. F. K. (1977). Status of capelin (*Mallotus villosus*) stocks in the Gulf of St. Lawrence. *Canadian Atlantic Fisheries Scientific Advisory Committee, Research Document 77/4*, 18 p.
- Ouellet, P., Bui, A. O. V., Lavoie, D., Chassé, J., Lambert, N., Ménard, N. et Sirois, P. (2013). Seasonal distribution, abundance, and growth of larval capelin (*Mallotus villosus*)

- and the role of the Lower Estuary (Gulf of St. Lawrence, Canada) as a nursery area. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 70, 1508-1530.
- Pauly, D. et Pullin, R. S. V. (1988). Hatching time in spherical, pelagic, marine fish eggs in response to temperature and egg size. *Environmental Biology of Fishes*, 22, 261-271.
- Pepin, P. (1991). Effect of temperature and size on development, mortality, and survival rates of the pelagic early life history stages of marine fish. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 48, 503-518.
- Pepin, P. (2023). Feeding by larval fish: how taxonomy, body length, mouth size, and behaviour contribute to differences among individuals and species from a coastal ecosystem. *ICES Journal of Marine Sciences*, 80, 91-106.
- Pepin, P., Mowbray, F. K., Murphy, H. M., Robert, D. et Snelgrove, P. V. R. (2024). Seasonal succession of the larval fish community from coastal areas of eastern Newfoundland, Canada. *Journal of Northwest Atlantic Fishery Science*, 55, 31-58.
- Pereira, J., Goldberg, R., Ziskowski, J., Berrien, P., Morse, W. et Johnson, D. (1999). Essential fish habitat source document: winter flounder, *Pseudopleuronectes americanus*, life history and habitat characteristics. *NOAA technical memorandum NMFS-NE*, 138, 48 p.
- Pikanowski, R. A., Morse, W. W., Berrien, P. L., Johnson, D. L. et McMillan, D. G. (1999). Essential fish habitat source document. Redfish, *Sebastes* spp., life history and habitat characteristics. *NOAA technical memorandum NMFS-NE*; 132, 28 p.
- Pitt, T. K. (1966). Sexual maturity and spawning of the american plaice, *Hippoglossoides platessoides* (Fabricius), from Newfoundland and Grand Bank areas. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 23, 651-672.
- Pitt, T. K. (1970). Distribution, abundance, and spawning of yellowtail flounder, *Limanda ferruginea*, in the Newfoundland area of the northwest Atlantic. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 27, 2261-2271.
- Powles, P. M. (1958). Studies of reproduction and feeding of Atlantic cod (*Gadus callarias* L.) in the southwestern gulf of St. Lawrence. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 15, 1383-1402.
- Powles, P. M. (1965). Life history and ecology of American plaice (*Hippoglossoides platessoides* F.) in the Magdalen Shallows. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 22, 565-598.
- Ramos, S., Cowen, R. K., Ré, P. et Bordalo, A. A. (2006). Temporal and spatial distributions of larval fish assemblages in the Lima estuary (Portugal). *Estuarine Coastal and Shelf Science*, 66, 303-314.
- Richards, W.J. (2005). Early stages of Atlantic fishes: An identification guide for the western central North Atlantic, Two Volume Set (1e ed.). CRC Press.

- Rogers, L. A., et Dougherty, A. B. (2018). Effects of climate and demography on reproductive phenology of a harvested marine fish population. *Global Change Biology*, 25, 708-720.
- Rombough, P. J. (1997). The effects of temperature on embryonic and larval development. Dans : Wood, C. M. et McDonald, D. G. (eds). *Global warming: Implications for freshwater and marine fish*. Cambridge University Press, Cambridge, 177-223.
- Santos, A. M. P., Borges, M. et Groom, S. (2001). Sardine and horse mackerel recruitment and upwelling off Portugal. *ICES Journal of Marine Science*, 58, 589-596.
- Savenkoff, C., Morissette, L., Castonguay, M., Swain, D., Hammill, M., Chabot, D. et Hanson, J. (2008). Interactions between marine mammals and fisheries: Implications for cod recovery. *Ecosystem Ecology Research Trends*, 107-152.
- Scott, W. B. et Scott, M. G. (1988). Atlantic fishes of Canada. *Canadian Bulletin of Fisheries and Aquatic Sciences*, 219, 713 p.
- Senay, C., Rousseau, S., Brûlé, C., Chavarria, C., Isabel, L., Parent, G.J., Chabot, D., et Duplisea, D. (2023). État des stocks des sébastes (*Sebastes mentella* et *S. fasciatus*) de l'unité 1 en 2021. *Secrétariat canadien de consultation scientifique du MPO, Document de recherche 2023/036*, xii + 130 p.
- Sette, O.E. (1943). Biology of the atlantic mackerel (*Scomber scombrus*) of North America. Part 1 : Early life history, including growth, drift, and mortality of the egg and larval populations. *Fishery Bulletin of the Fish and Wildlife Service*, 38, 140-237.
- Sloterdijk, H., Brehmer, P., Sadio, O., Müller, H., Lilkendey, J. et Ekau, W. (2017). Composition and structure of the larval fish community related to environmental parameters in a tropical estuary impacted by climate change. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 197, 10-26.
- Smith, A. D., Girard, L., Boudreau, M., Van Beveren, E. et Plourde, S. (2022). Assessment of the northern contingent of Atlantic mackerel (*Scomber scombrus*) in 2020. *DFO Canadian Science Advisory Secretariat, Research document 2022/045*, iv + 44 p.
- Specker, J., Schreiber, A. M., McArdle, M. E., Poholek, A., Henderson, J. et Bengtson, D. A. (1999). Metamorphosis in summer flounder: effects of acclimation to low and high salinities. *Aquaculture*, 176, 145-154.
- Staudinger, M. D., Mills, K. E., Stamieszkin, K., Record, N. R., Hudak, C. A., Allyn, A., Diamond, A., Friedland, K. D., Golet, W., Henderson, M. E., Hernandez, C. M., Huntington, T. G., Ji, R., Johnson, C. L., Johnson, D. S., Jordaan, A., Kocik, J., Li, Y., Liebman, M., Nichols, O. C., Pendleton, D., Richards, R. A., Robben, T., Thomas, A. C., Walsh, H. J. et Yakola, K. (2019). It's about time: A synthesis of changing phenology in the Gulf of Maine ecosystem. *Fisheries Oceanography*, 28, 532-566.

- Studholme, A. L., Packer, D. B., Berrien, P. L., Johnson, D. L., Zetlin, C. A. et Morse, W. W. (1999). Essential fish habitat source document. Atlantic mackerel, *Scomber scombrus*, life history and habitat characteristics. *NOAA Technical Memorandum NMFS-NE, 141*, 44 p.
- Suca, J. J., Wiley, D. N., Silva, T. L., Robuck, A. R., Richardson, D. E., Glancy, S. G., Clancey, E., Giandonato, T., Solow, A. R., Thompson, M. A., Hong, P., Baumann, H., Kaufman, L. et Llopiz, J. K. (2021). Sensitivity of sand lance to shifting prey and hydrography indicates forthcoming change to the northeast US shelf forage fish complex. *ICES Journal of Marine Science, 78*, 1023-1037
- Surette, T. et Rolland, N. (2019). Assessment of the winter flounder (*Pseudopleuronectes americanus*) stock of the southern Gulf of St. Lawrence (NAFO Div. 4T) to 2016 and advice for the May 2017 to May 2022 fisheries. *DFO Canadian Science Advisory Secretariat, Research Document 2019/026*, x + 97 p.
- Swain, D. P. (2010). Life-history evolution and elevated natural mortality in a population of Atlantic cod (*Gadus morhua*). *Evolutionary Applications, 4*, 18-29.
- Swain, D. P. et Benoît, H. P. (2015). Extreme increases in natural mortality prevent recovery of collapsed fish populations in a Northwest Atlantic ecosystem. *Marine Ecology Progress Series, 519*, 165-182.
- Swain, D. P., Ricard, D., Rolland, N. et Aubry, É. (2019). Évaluation du stock de morue franche (*Gadus morhua*) du sud du Golfe du Saint-Laurent, divisions 4T et 4Vn (novembre à avril) de l'OPANO, mars 2019. *Secrétariat canadien de consultation scientifique du MPO, Document de recherche 2019/038*, iv + 108 p.
- Tamdrari, H., Brêthes, J.-C. et Archambault, D. (2014). Spatio-temporal variations in demersal fish assemblages and diversity in the northern Gulf of St. Lawrence (Canada), *Marine Ecology, 36*, 557-571.
- Tamura, K., Stecher, G., and Kumar, S. (2021) MEGA11: Molecular evolutionary genetics analysis version 11. *Molecular Biology and Evolution, 38*, 3022-3027.
- Taranger, G. L., Vikingstad, E., Klenke, U., Mayer, I., Stefansson, S. O., Norberg, B., Hansen, T. et Andersson, E. (2003). Effects of photoperiod, temperature and GnRH treatment on the reproductive physiology of Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) broodstock. *Fish Physiology and Biochemistry, 28*, 403-406.
- Thaxton, W. C., Taylor, J. C. et Asch, R. G. (2020). Climate-associated trends and variability in ichthyoplankton phenology from the longest continuous larval fish time series on the east coast of the United States. *Marine Ecology Progress Series, 650*, 269-287.
- Turcotte, F., McDermid, J. L., DeJong, R. A., Landry, L. et Rolland, N. (2022). Biomass indices of NAFO Division 4TVn fall spawning Atlantic herring (*Clupea harengus*) from hydroacoustic surveys on spawning grounds. *DFO Canadian Science Advisory Secretariat, Research document 2022/046*, iv + 18 p.

- Tveiten, H. (2008). Temperature influence on reproductive development and gamete quality in Atlantic cod (*Gadus morhua*). *Conference: 8th International Symposium on Reproductive Physiology of Fish*, 32, 1 p.
- Van Beveren, E., Boudreau, M., Lévesque, L., Lehoux, C., Boudreau, M. et Plourde, S. (2023). Assessment of the northern contingent of Atlantic mackerel (*Scomber scombrus*) in 2022. *DFO Canadian Science Advisory Secretariat, Research Document 2023/080*, v + 48 p.
- Van Guelpen, L., Goodwin, C., Milne, R., Pohle, G. et Courtenay, S. (2021). Distribution and structure of coastal ichthyoplankton communities of the Bay of Fundy in southern New Brunswick, Canada. *Marine Biodiversity*, 51, 17 p.
- Walsh, S. J. (1994). Life history traits and spawning characteristics in populations of long rough dab (American plaice) *Hippoglossoides platessoides* (Fabricius) in the North Atlantic. *Netherlands Journal of Sea Research*, 32, (241-254).
- Ward, R. D., Zemlak, T. S., Innes, B. H., Lat, P. R., et Hebert, P. D. (2005). DNA barcoding Australia's fish species. *Philosophical transactions of the Royal Society of London. Series B, Biological sciences*, 360, 1847-1857.
- Webb, P. W. et Weihs, D. (1986). Functional locomotor morphology of early life history stages of fishes. *Transactions of the American Fisheries Society*, 115, 115-127.
- Westin, D.T., Abernethy, K.J., Meller, L.E. et Rogers, B.A. (1979), Some aspects of biology of the American sand lance, *Ammodytes americanus*. *Transactions of the American Fisheries Society*, 108, 328-331.
- Wilber, D. H., Clarke, D. G., Gallo, J., Alcoba, C. J., Dilorenzo, A. M. et Zappala, S. E. (2013). Identification of winter flounder (*Pseudopleuronectes americanus*) estuarine spawning habitat and factors influencing egg and larval distributions. *Estuaries and Coasts*, 36, 1304-1318.
- Worm, B., Barbier, E. B., Beaumont, N., Duffy, J. E., Folke, C., Halpern, B. S., Jackson, J. B. C., Lotze, H. K., Micheli, F., Palumbi, S. R., Sala, E., Selkoe, K. A., Stachowicz, J. J., et Watson, R. (2006). Impacts of biodiversity loss on ocean ecosystem services. *Science*, 314, 787-790.
- Worm, B. et Myers, R. A. (2003). Meta-analysis of cod-shrimp interactions reveals top-down control in oceanic food webs. *Ecology*, 84, 162-173.
- Wuenschel, M. J. et Deroba, J. J. (2019). The reproductive biology of female Atlantic herring in U.S. waters: Validating classification schemes for assessing the importance of spring and skipped spawning. *Marine and Coastal Fisheries*, 11, 487-505.
- Yencho, M. A., Jordaan, A., Cerrato, R. M., Baumann, H. et Frisk, M. G. (2015). Growth and mortality in coastal populations of winter flounder: Implications for recovery of a depleted population. *Marine and Coastal Fisheries*, 7, 246-259.

- Yin, M. C. et Blaxter, J. H. S. (1987). Feeding ability and survival during starvation of marine fish larvae reared in the laboratory. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 105, 73-83.
- Zhao, S., Zhang, H., Zhao, Z., Zhang, Y., Yu, J., Tang, Y. et Chuanjiang, Z. (2024). Integrated DNA barcoding methods to identify species in the processed fish products from Chinese market. *Food Research International*, 182, 114140.

RÉFÉRENCES WEB

- DFO. (2022a). 2022 - *Closure of the spring herring fishery for herring fishing areas 16 and 17*. <https://www.glf.dfo-mpo.gc.ca/en/node/12702>
- DFO. (2022b). *Atlantic mackerel closure - licence information*. <https://www.nfl.dfo-mpo.gc.ca/en/node/1104>
- DFO. (2023a). *Atlantic mackerel management plan 2023-2024*. <https://www.nfl.dfo-mpo.gc.ca/en/node/1598>
- DFO. (2023b). *Closure of the directed fishery for winter flounder and yellowtail flounder in Gulf of St. Lawrence*. <https://www.glf.dfo-mpo.gc.ca/en/node/12741>
- DFO. (2024b). 2024 - *Closure of the spring herring fishery for herring fishing areas 16 and 17*. <https://www.glf.dfo-mpo.gc.ca/en/node/14900>

