

Protocole d'échantillonnage des herbiers de zostère marine dans le système Saint-Laurent



Citer : Presne-Poissant, Marie-Pomme; Noisette, Fanny. (2025). *Protocole d'échantillonnage des herbiers de zostère marine (Zostera marina) dans le système Saint-Laurent*. Institut des sciences de la mer de Rimouski, Université du Québec à Rimouski, 22 pp. <https://doi.org/10.65130/f9se3hg>



unesco
Chaire

GLOSSAIRE

DW	Biomasse sèche (<i>Dry Weight</i>)
EIE	Espèce d'importance écologique
FW	Biomasse fraîche (<i>Fresh Weight</i>)
LAI	Indice de surface foliaire (<i>Leaf Area Index</i>)
VAS	Végétation aquatique submergée
ZIP	Zone d'intervention prioritaire. Comité ZIP : organismes régionaux de concertation et d'action, dont le mandat est de regrouper les principaux usagers du Saint-Laurent.

INTRODUCTION

La zostère marine est la principale phanérogame marine formant des herbiers marins le long des côtes québécoises. Classée espèce d'importance écologique (EIE) par Pêches et Océan Canada depuis 2009¹, elle contribue à la grande productivité et au maintien de la biodiversité des milieux côtiers tout en supportant de nombreux services écosystémiques². À l'échelle mondiale, les écosystèmes de zostère marine sont globalement en décroissance³ et il est nécessaire de mettre en place des programmes de monitorage à long terme pour comprendre l'impact des changements globaux et des perturbations locales sur la dynamique des herbiers. L'un des enjeux principaux dans ces suivis est la nécessité de suivre des protocoles unifiés, répondants à de larges questions. Cependant, ces suivis sont déployés par des entités aux structures et aux moyens d'action variés (OBNL, Comités ZIP, entités gouvernementales, groupes de recherche universitaire, Premières Nations). Le déploiement et la réalisation des suivis doivent être adaptés aux capacités et réalités des gestionnaires locaux.

Ce protocole est le fruit d'une réflexion menée pour standardiser les protocoles d'échantillonnage des herbiers de zostères marine à travers les différents programmes de monitorage, restauration et suivi de qualité des eaux au Québec. Sa première version a été rédigé en hiver 2024 à partir de méthodes appliquées et des données récoltées dans les herbiers de zostères marines de la Baie de Rimouski⁴ en 2020, 2022 et 2023, de l'Anse aux Huîtres⁵ (Kegaska) et de la Baie des homards⁶ (Port-Cartier) en 2019 et 2023, de la péninsule de Manicouagan⁷ (Baie-Comeau) en 2019, en partenariat avec les Comité ZIP Rive-nord de l'estuaire, Comité ZIP Côte-Nord du Golfe, Comité ZIP du Sud-de-l'Estuaire et différentes équipes de recherche de l'Université du Québec à Rimouski (UQAR). Ce protocole a été ajusté suite aux échantillonnage terrain réalisé en 2024 par les équipes nommées ci-haut. Ce protocole propose une série de métriques mesurées à différentes échelles organisationnelles (cellule, individu, communauté, écosystème), reliées à l'état écologique des herbiers marins le long de la section marine du Saint-Laurent (excluant les VAS d'eau douce). Afin de capturer la variabilité spatiale présente au sein des herbiers, ce protocole présente un plan d'échantillonnage en cible (voir la section *Plan d'échantillonnage*).

¹ Barrell (2009)

² Murphy et al. (2021)

³ Orth et al. (2006)

⁴ ISMER-UQAR, Chaire UNSECO en gestion intégrée des systèmes marins (dir. Fanny Noisette)

⁵ Comité ZIP Côte-Nord du Golfe

⁶ IDEM

⁷ UQAR et UQAC, Projet WISE-Man

MÉTRIQUES

Les indices de recouvrement, d'abondance des épiphytes et de nécrose des plants par quadrat (indices semi-quantitatifs ; voir échelle ci-dessous), la longueur moyenne et maximale par quadrat, la densité des plants et la biomasse fraîche (FW) par unité de surface sont évaluées directement sur le terrain. Ce protocole permet aussi (en fonction des moyens dont l'équipe disposera) d'évaluer le nombre moyen de feuilles par plant, l'indice de la surface foliaire (LAI ou *Leaf Area Index*) par échantillon et la biomasse sèche (DW) par unité de surface. S'il est impossible pour l'équipe de traiter les échantillons pour obtenir la DW, celle-ci peut être déterminée à partir d'une relation masse fraîche-masse sèche établies à partir de données précédemment récoltées à Rimouski en 2023. Un indice préliminaire est présenté dans la section *Indices* (p. 16).

Classe	0	1	2	3	4	5
Recouvrement	0%	0 à < 25%	25 à < 50%	50 à < 75%	75 à < 100%	100%

PLAN D'ÉCHANTILLONNAGE ET MATÉRIEL

Ce plan a été choisi en raison de sa facilité d'application dans les milieux médiolittoraux (à pied, à marée basse) et infralittoraux (en plongée). De manière optimale cet échantillonnage devrait être effectué à la même période chaque année pour faciliter les comparaisons interannuelles. La période recommandée correspond au moment du maximum de biomasse (mi-fin juillet pour l'estuaire maritime). Cette période pourrait varier d'une région à l'autre, en fonction de la phénologie des herbiers. L'échantillonnage devra être déployé un minimum d'une fois par été dans chaque site de l'herbier. Un site de l'herbier est considéré comme une aire qui englobe des conditions (substrat, fragmentation, gradient de profondeur, etc.) sensiblement uniformes. Lorsque l'herbier est très grand, il peut y avoir plusieurs sites par herbier (p. ex : bordure de l'herbier et centre de l'herbier).

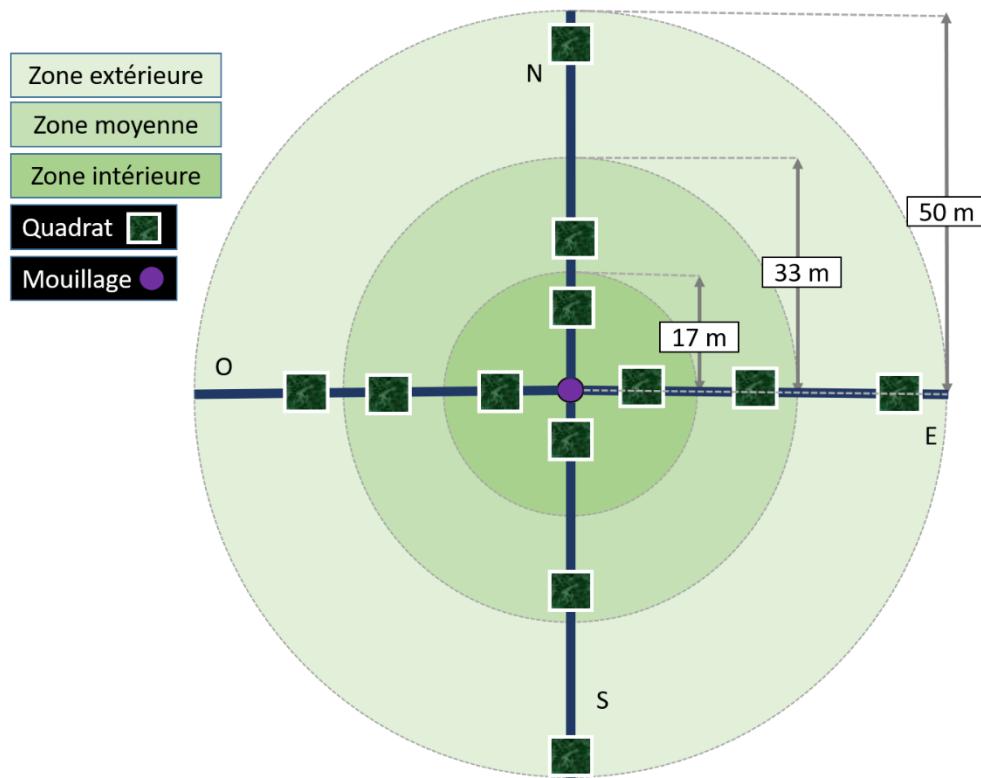


Figure 1 : Design d'échantillonnage en cible. Chaque ton de vert représente une zone d'échantillonnage. Réplication : 3 échantillons (position aléatoire dans chaque zone d'échantillonnage) pris sur chacun des transects ; 4 transects de 50 m par cible.

Design d'échantillonnage en cible (figure 1)

- Mouillage avec sondes enregistrant les conditions environnementales telles que la température, la salinité, la pression et la lumière;
- Transect : ruban de mesure extérieur (≥ 50 m);
- 2 piquets en plastique ou pole de PVC 70 à 100 cm (pour fixer le transect);
- GPS.

Mouillage (figure 2)

Un mouillage muni de sondes paramétriques est installé dans l'herbier pour la durée de la saison estivale. Les sondes mesurent les paramètres suivants :

1. Lumière et température : HOBO Pendant MX Temperature/Light Data Logger MX2202 *connexion Bluetooth* (<https://www.onsetcomp.com/products/data-loggers/mx2202>) **OU** HOBO Pendant Temperature/Light 64K Data Logger UA-002-64 (<https://www.onsetcomp.com/products/data-loggers/ua-002-64>) *connexion par fil à HOBOWare*.
2. Pression/hauteur d'eau : HOBO Water Level Data Logger U20L-04 (13 ft) (<https://www.onsetcomp.com/products/data-loggers/u20l-0x>) *connexion par fil à HOBOWare (facultatif)*
3. Conductivité/salinité : HOBO Salt Water Conductivity/Salinity Data Logger U24-002-C (<https://www.onsetcomp.com/products/data-loggers/u24-002-c>) *connexion par fil à HOBOWare (facultatif)*

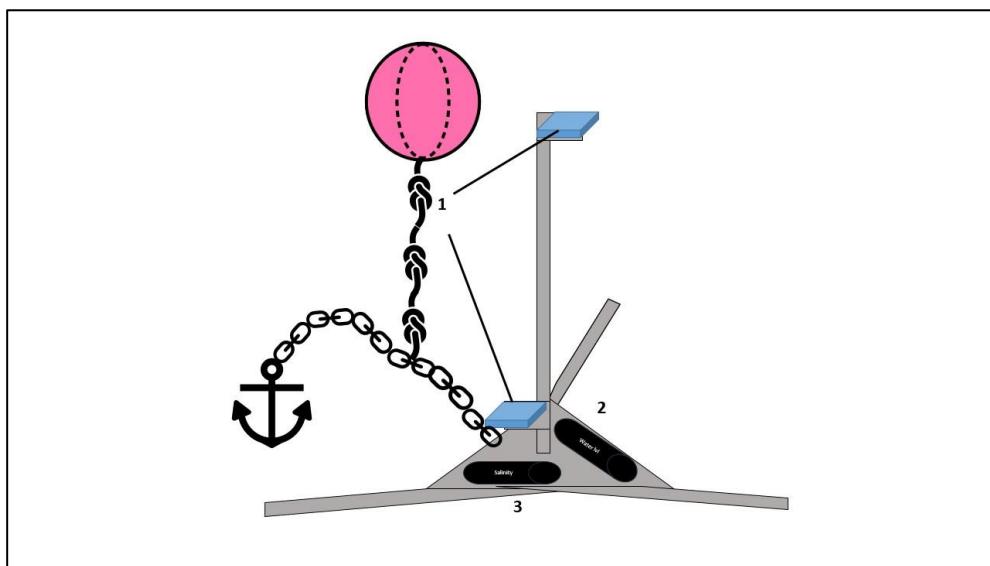


Figure 2 : Schéma du mouillage déployé dans l'herbier. Le mouillage doit être fixé au fond avec une ancre et identifié par une bouée flottante (sphère rose). La longueur de la corde de la bouée doit être équivalente à $1,5 \times$ la hauteur d'eau à marée haute. Le schéma est présenté à titre indicatif, la forme et des dimensions du mouillage peuvent varier en respectant les conditions suivantes : les capteurs de pression/hauteur d'eau (2) et de conductivité/salinité (3) doivent être installés le plus près du substrat parallèle au sol ; les capteurs de lumières (1) doivent être disposés de façon à ne pas se faire de l'ombre. Le premier doit être placé le plus près du substrat et le second à une hauteur ≤ 1 m du substrat.

Le mouillage est composé d'une structure à base triangulaire en aluminium avec en son centre une tige perpendiculaire en aluminium (figure 2). Les capteurs doivent être fixés au mouillage à l'aide d'attaches rapides (zip-tie ou colliers rilsan) résistantes aux intempéries et au rayonnement UV avec cran en inox (par ex : <https://new.abb.com/products/7TAG009210R0050/ty28mx>). La base triangulaire peut être remplacée par une base ronde composée de poids d'entraînement.

Personnel requis : 3 personnes

Temps estimé par personne par site (n = 4 transects déployés par site) :

- Préparation : 1 personne x 1 jour
- Travail sur le terrain : 3 à 4 personnes x 1 jour (½ journée :AM)
- Traitement des échantillons (biomasse) : 2 personnes x 1 jour (½ journée :PM)⁸
- Mesure de la LAI et saisie des données : 1 personne x 2 jours

Matériel pour le terrain

- 2 grands sacs à dos ;
- Boussole pour placer les transects à 90°;
- 12 grands sacs plastique hermétique (ZIPLOC) préidentifiés
- 3 quadrats 50 cm x 50 cm percés et munis de piquet pour ancrer dans le sédiment;
- 3 quadrats 25 cm x 25 cm percés et munis de piquet pour ancrer dans le sédiment;
- 2-3 paires de ciseaux ;
- Ruban à mesurer en nylon (ruban de couture) ;
- Feuilles de notes ou cahier de terrain résistant à l'eau;
- Vignettes d'identification (site, transect et quadrat) *facultatif*;
- Crayons à mine ;
- Grenouillère pour chaque technicien·ne·s de terrain (Waders) ;
- Gants étanches et doublés (si nécessaire pour l'eau froide);
- Appareil photo résistant à l'eau *facultatif*;
- Glacière + pain de glace pour le transport *facultatif*;

⁸ Le travail de terrain et le traitement des échantillons se font la même journée, idéalement, par les mêmes personnes.

Traitement des échantillons en laboratoire (LAI, FW et DW)

- 2-3 essoreuses à salade ;
- Papier absorbant ou chamois.
- Balance de précision;
- Sacs en papier brun (pesés après séchage)⁹ ;
- Règle 30 cm en plastique ;
- Étuve ;
- Tableau blanc (ou surface blanche) ;
- Support universel ;
- Appareil photo (ou téléphone cellulaire avec une bonne résolution) ;
- Crayon permanent ;
- Étiquettes d'identification ou crayons effaçable pour tableau blanc.

MÉTHODE

Préparation (4 à 5 jours précédant le terrain)

- Imprimer la feuille de terrain ou préparer le cahier de terrain (voir annexes);
- Charger l'appareil photo et le GPS ;
- Identifier les sacs plastique hermétiques (date, site, transect, quadrat) ;
- Biomasse sèche (DW) : sécher les sacs de papier 48 h à 60 °C. Identifier les sacs d'un numéro unique, peser les sacs et noter la masse sèche sur le sac.

Terrain

1. Atteindre le mouillage ou le point GPS désigné comme le centre de la cible. Planter une pole de PVC dans le substrat pour désigner le centre de la cible ;
2. Déployer le ruban à mesurer depuis le centre en direction du large sur 50 m. Noter la direction dans laquelle est déployé le transect à l'aide de la boussole (p. ex. 35° NE) ;
3. Sélectionner une (1) station aléatoirement dans chaque zone de la cible :
 - Intérieure : 0 à 17 m ;
 - Moyenne : 17 à 33 m ;
 - Extérieure 33 à 50 m.

⁹ Il est essentiel de sécher les sacs de papier à l'étuve et de noter leur masse une fois complètement secs avant de les utiliser pour les biomasses de zostère. L'humidité pourrait fausser les données de DW.

Pour chaque station :

4. À l'intérieur du grand quadrat (50 cm x 50 cm) noter le pourcentage (à 5% près) ou la classe de recouvrement (0 à 5, voir section *Métriques*), de couverture par les plants de zostère, par les épiphytes et par les plants nécrosés¹⁰ ainsi que le recouvrement du quadrat par les autres macrophytes (algues brunes, algues vertes, etc.);
5. Si nécessaire, photographier le grand quadrat avec les vignettes d'identification (site, transect et quadrat);
6. À l'intérieur du grand quadrat, déposer aléatoirement le petit quadrat (25 cm x 25 cm). Exclure les plants qui se trouvent à l'extérieur du petit quadrat en passant les mains au ras du substrat en suivant le contour du quadrat et tirer délicatement les feuilles vers l'extérieur, fixer le petit quadrat au substrat à l'aide de piquets en métal ;
7. Rassembler tous les plants dans une main (former un bouquet) pour s'assurer que tous les plants ont bien été répartis de part et d'autre du quadrat.
8. Cueillir et compter les plants dans le petit quadrat un par un en coupant au ras de la racine avec l'ongle ou avec des ciseaux. Noter le nombre de plants en floraison (feuilles plus longues et rigides, vert clair et contenant des graines). Si la densité dans le quadrat est **uniforme** et élevée, dénombrer seulement ½ quadrat et noter la proportion du quadrat qui est cueillie. Noter le nombre de plants cueillis et éviter de faire des calculs directement sur le terrain.

NOTE : couper les plants entre le nœud 0 et le nœud 1 (en dessous du renflement présent sur la gaine du plant ; voir figure 3)

9. Placer les plants dans le sac en plastique identifié pour la station et refermer le sac hermétiquement. Rapporter les échantillons au laboratoire en les gardant au frais dans un sac à dos ou dans une glacière.
10. Répéter les étapes pour les trois autres directions cardinales, en pivotant le transect dans le sens horaire à 90° (p ex : SE -> SO -> NO -> NE).

¹⁰ Le pourcentage de recouvrement **du quadrat** et non le pourcentage de plants qui sont nécrosés. Par exemple : si le quadrat a un recouvrement de 60% de zostère et que la moitié de celles-ci sont nécrosés, le pourcentage de recouvrement par des plants nécrosés sera de 30%.



Figure 3: Sectionner le plan en dessous du nœud (indiqué par la flèche).

Traitement en laboratoire

Biomasses et mesures morphométriques¹¹

Pour chaque échantillon :

11. Sortir les plants du sac et les agiter dans l'eau douce (ôter tous les épiphytes et les invertébrés qui pourraient y être attachés) ;
12. En les examinant un par un, couper les racines restantes sur chaque plant : à l'aide d'une paire de ciseaux ou avec l'ongle, entre le nœud 0 et le nœud 1 (en dessous du renflement présent sur la gaine du plant ; voir figure 3) ;
13. Mettre de côté trois plants médians (pour les mesures morphométriques) ainsi que le plant le plus long de l'échantillon;
14. Placer le reste de l'échantillon dans l'essoreuse et faire tourner 3 fois, puis placer les feuilles dans un sac en papier numéroté et prépesé. Garder le sac de côté en attendant de compléter les mesures morphométriques ;

¹¹ Deux méthodes peuvent être utilisées pour estimer l'indice de surface foliaire (LAI) : par calcul à partir de la longueur et la largeur (point 18 à 28) ou par estimation de l'aire des feuilles (points 29 à 39)

Longueur maximale

15. Mesurer le plan le plus long et noter sa longueur sur la feuille terrain;
16. Essorer le plant et l'ajouter au reste de l'échantillon dans le sac de papier;

Pour chaque plant sélectionné (3 par échantillon) :

17. Couper les feuilles à la base de la gaine puis, sur une surface blanche, étaler chaque feuille l'une à côté de l'autre parallèle à une règle graduée, ainsi que la gaine perpendiculairement aux feuilles (figure 4). Pour faciliter le travail, les feuilles doivent être lissées sur la surface avec le bout du doigt et un peu d'eau ;
18. Installer l'appareil photo sur un support universel pour stabiliser l'appareil. L'appareil doit toujours être situé dans le même angle et à la même hauteur ;
19. Prendre une photo de toutes les feuilles, de la règle graduée et de l'étiquette d'identification du quadrat (date, site, transect, quadrat, replicat) ;



Figure 4 : Toutes les feuilles d'un plant de zostère disséquées et étalées parallèles à l'échalon de mesure. Une photo par plant, 3 plants par échantillon.

Exemple d'étiquette : [20-04-2023_T01_Q02 ; R1] pour le plant (réplica) 1 de l'échantillon du quadrat 2 sur le transect 1 récolté le 20 avril 2023).

20. **APRÈS LES MESURES MORPHOMÉTRIQUES** : Éponger les feuilles et remettre tous les plants dans le sac de papier de biomasses. Peser le sac et son contenu pour obtenir la masse humide ;
21. Placer ensuite les sacs à l'étuve à 60 °C pour 48 h, puis peser à nouveau pour obtenir la masse sèche.

NOTE : si un déshydrateur alimentaire est utilisé pour faire le séchage, le temps de séchage pourrait varier. Pour s'assurer que la biomasse ait complètement séché, noter la biomasse à plusieurs reprise (une à deux fois par jour) jusqu'à ce que la masse soit stable 3 pesées consécutives.

Détermination des mesures morphométriques pour calculer l'aire des feuilles avec logiciel d'analyse photo ImageJ

22. Ouvrir la photo d'un plant dans le logiciel ImageJ¹²

Étalonnage de la photo :

23. Avec l'outil *Strait line* tracer une ligne de longueur connue (p. ex : 10 mm) sur l'étaillon de mesure présent sur la photo (règle graduée);
24. Dans le menu *Analyze*, sélectionner l'option *Set scale* (figure 6). Une fenêtre s'ouvrira ;
25. Dans la fenêtre Set Scale entrer la longueur connue (10) dans la case *Known distance* et l'unité de mesure (mm) dans la case *Unit of length*. Appuyer sur OK (figure 7).

¹² Logiciel d'analyse d'image gratuit et libre de droits. <https://imagej.net/ij/download.html>

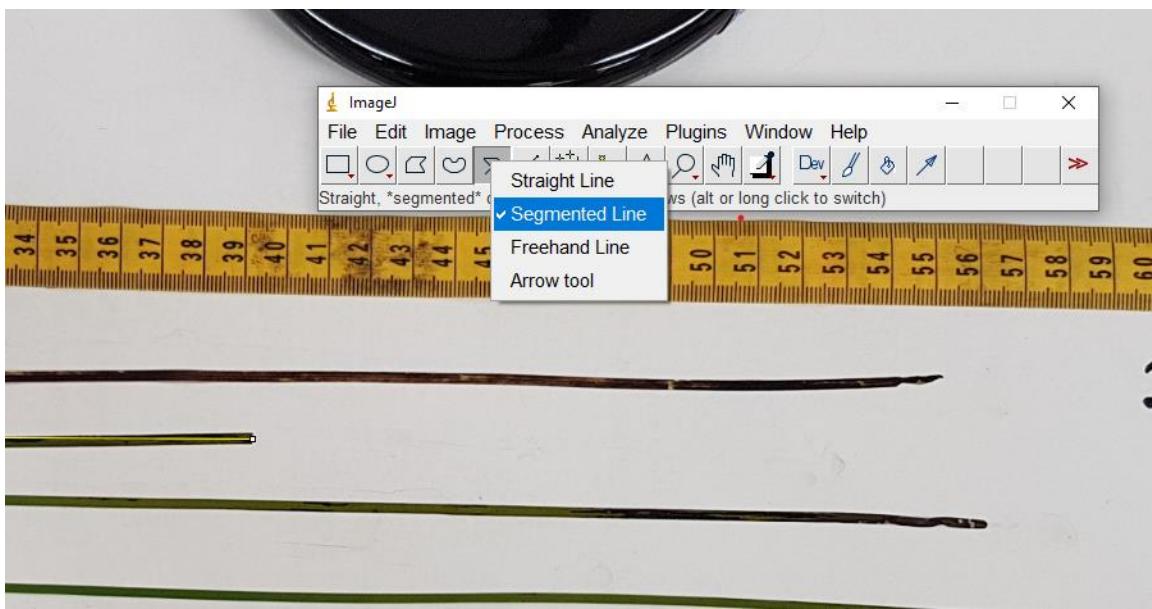


Figure 5 : Outils de tracage Segmented line et Strait Line

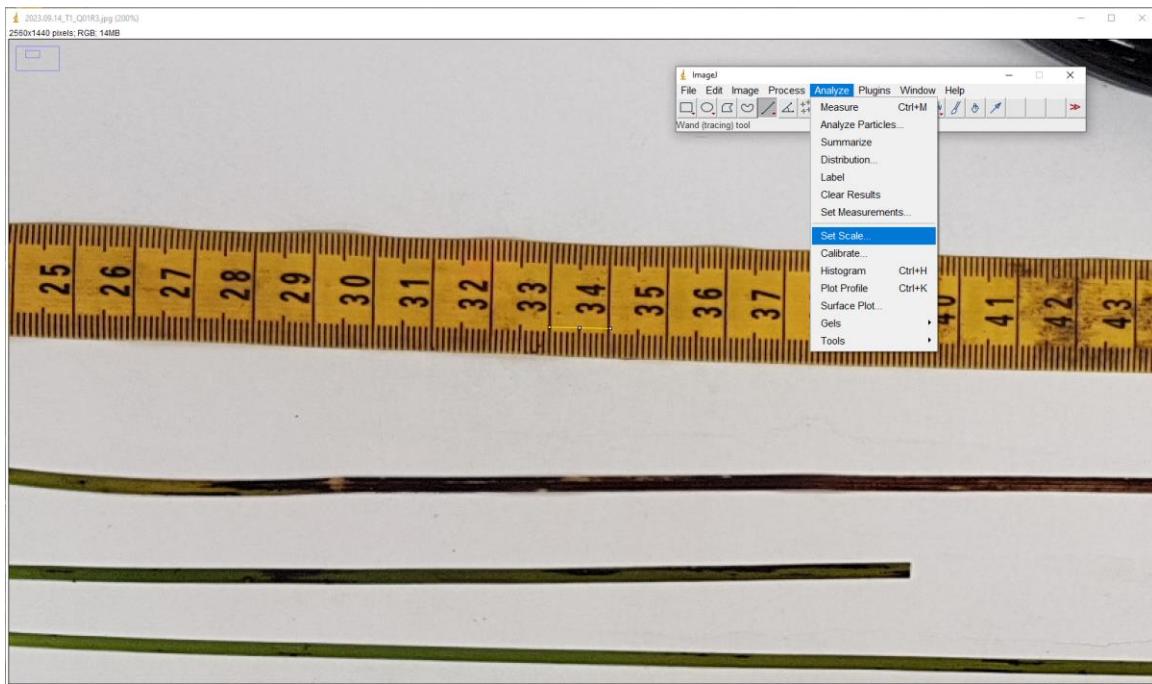


Figure 6 : Sélectionner l'outil Set Scale

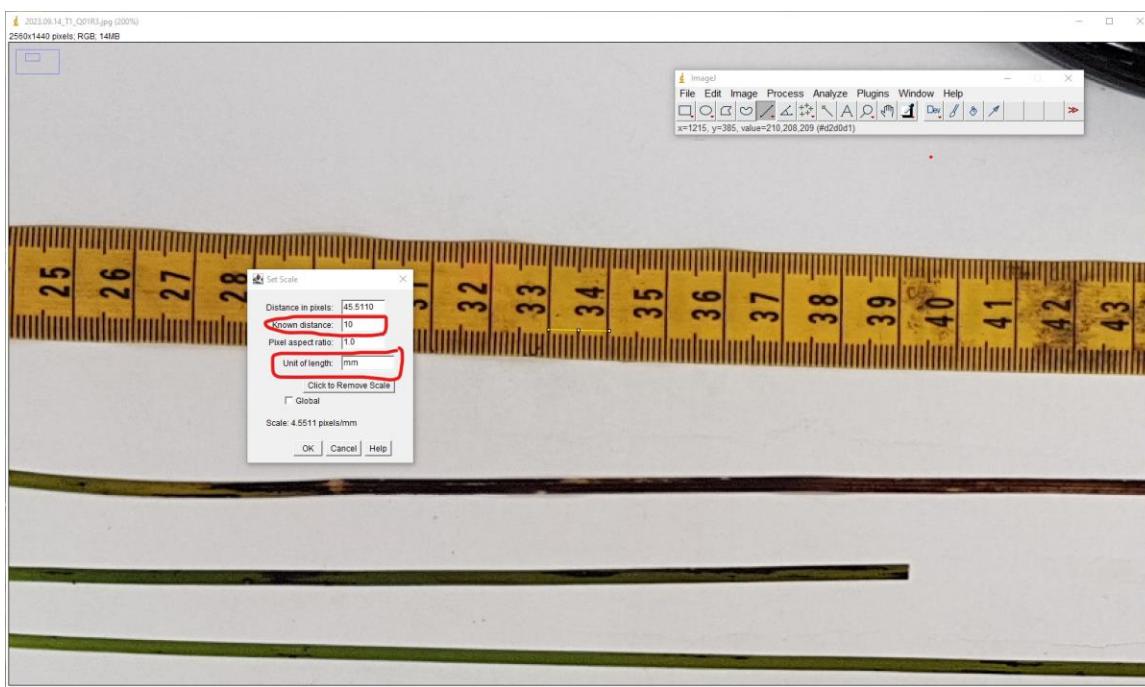


Figure 7 : Entrer la mesure et l'unité de mesure dans la fenêtre Set scale (encerclé en rouge)

Mesure des feuilles :

26. Sur une première feuille, tracer une ligne allant de la base de la feuille à la pointe de la feuille. Utiliser l'outil *Segmented line* lorsque la feuille est courbée de manière à maintenir la ligne au centre de la feuille (figure 5) ;
27. Dans le menu *Analyze*, sélectionner l'option *Measure* (ou *Ctrl+M*). Un tableau s'ouvrira et la mesure sera indiquée dans la colonne *Length*;

Mesurer ainsi la longueur et la largeur de chaque feuille.

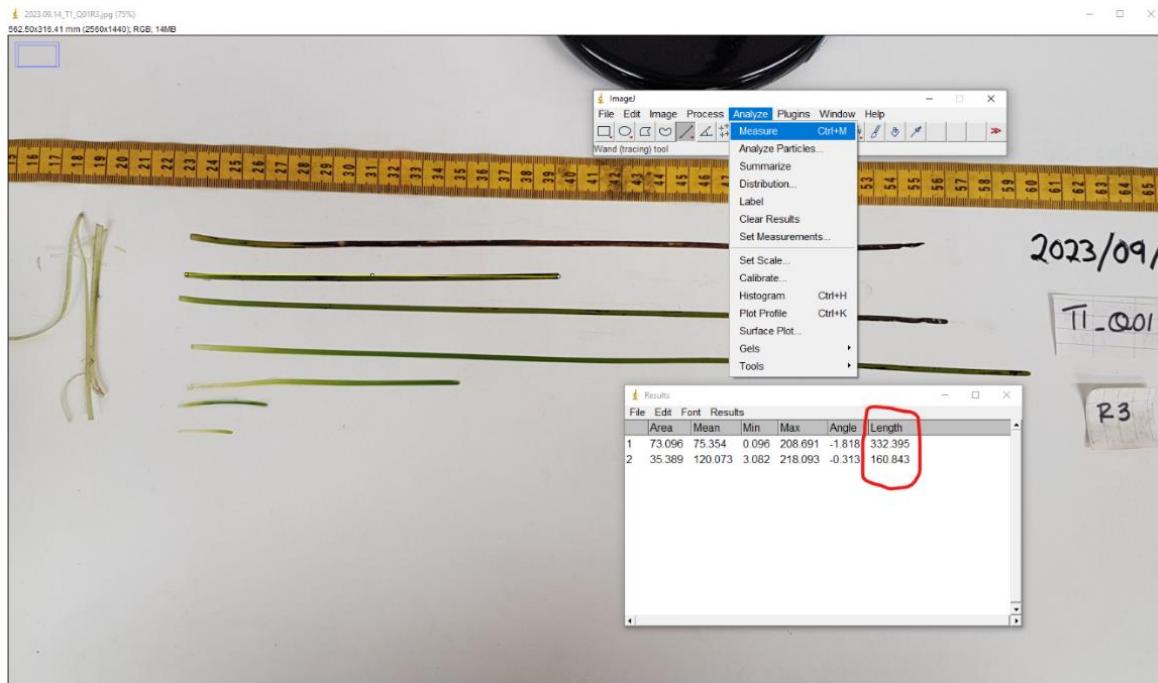


Figure 8 : Utiliser l'outil Measure ou *Ctrl + M* pour déterminer la longueur d'une ligne tracée avec l'outil Segmented line ou Strait Line.

Mesure de l'aire avec le logiciel ImageJ

28. Définir l'étalement de mesure avec l'outil *Set Scale* comme décrit aux points 23 à 25;
29. Transformer l'image en noir et blanc en utilisant l'outil *Image > Type > 8-bit* (figure 9);
30. Sélectionner l'outil *Image > Adjust > Threshold*. Dans la fenêtre *Threshold* choisir les options *Default* et *B&W*. Appuyer sur *Apply* (figure 10);
31. Sélectionner l'outil *Analyze > Tools > ROI Manager* (figure 11);
32. Cocher les options *Show all* et *Labels* de la fenêtre *ROI Manager*. Avec l'outil *Wand*, sélectionner une feuille (elle sera encadrée en jaune) puis cliquer sur le bouton *Add* dans la fenêtre *ROI Manager*. Sélectionner ainsi toutes les feuilles une par une (figure 12);
33. Dans la fenêtre *ROI Manager*, cliquer sur le bouton *Measure*. La fenêtre qui s'ouvrira indique la surface calculée en unité² (p. ex : mm²) de chaque feuille (figure 12).
34. Noter les mesures pour chacun des plants.

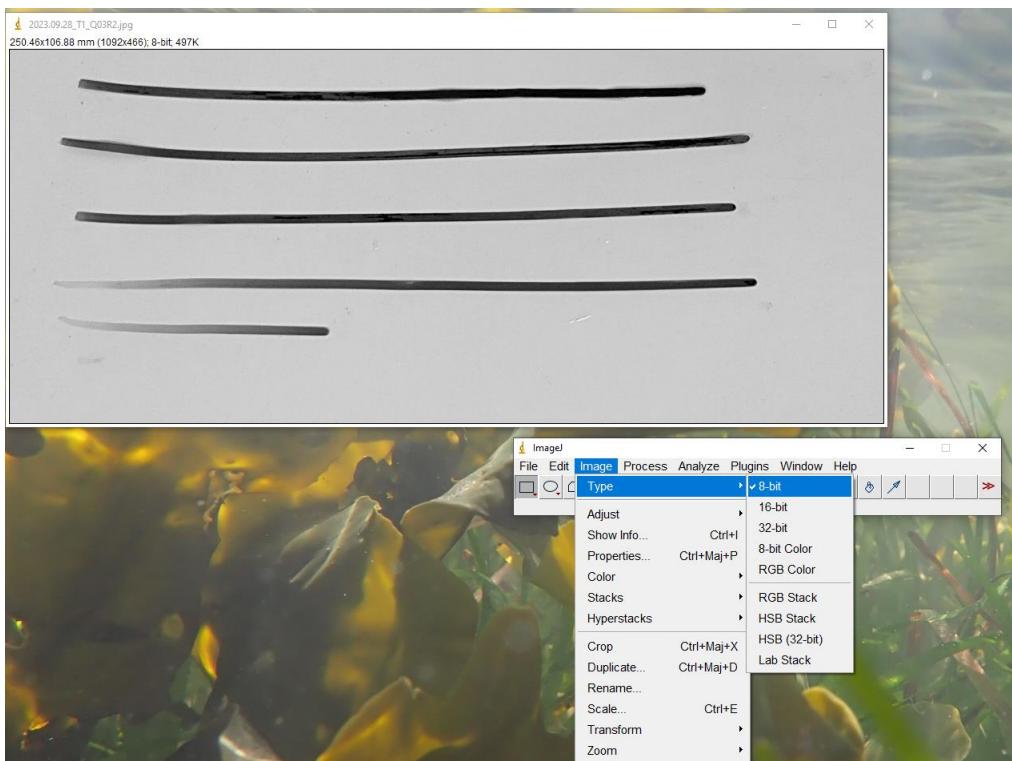


Figure 9 : Pour transformer l'image en noir et blanc, sélectionner l'option 8-bit dans l'outil Type du menu Image.

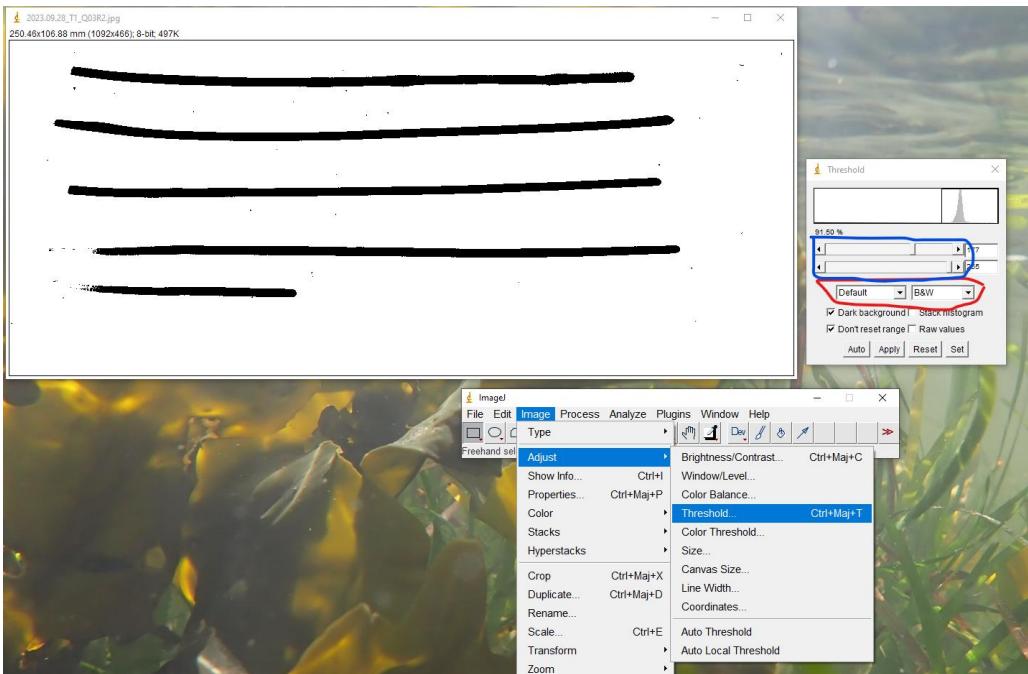


Figure 10 : Dans la fenêtre Threshold sélectionner les options Default et B&W (encerclés en rouge). Ajuster la zone couverte en noir à l'aide des curseurs (encerclés en bleu).

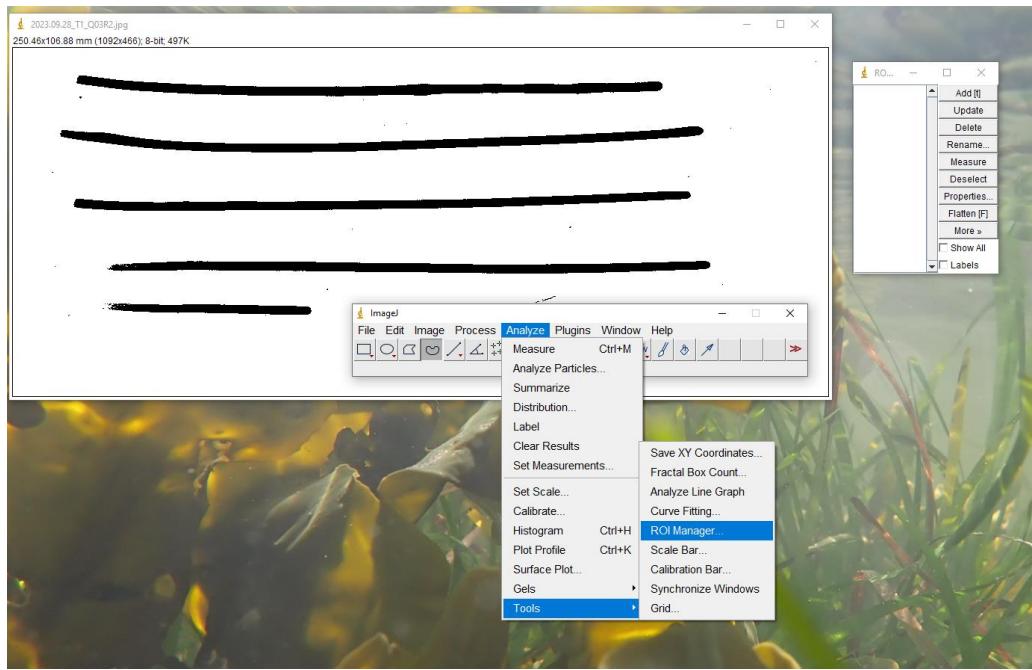


Figure 11 : Ouvrir l'outil ROI manager et cocher les cases Show all et Labels.

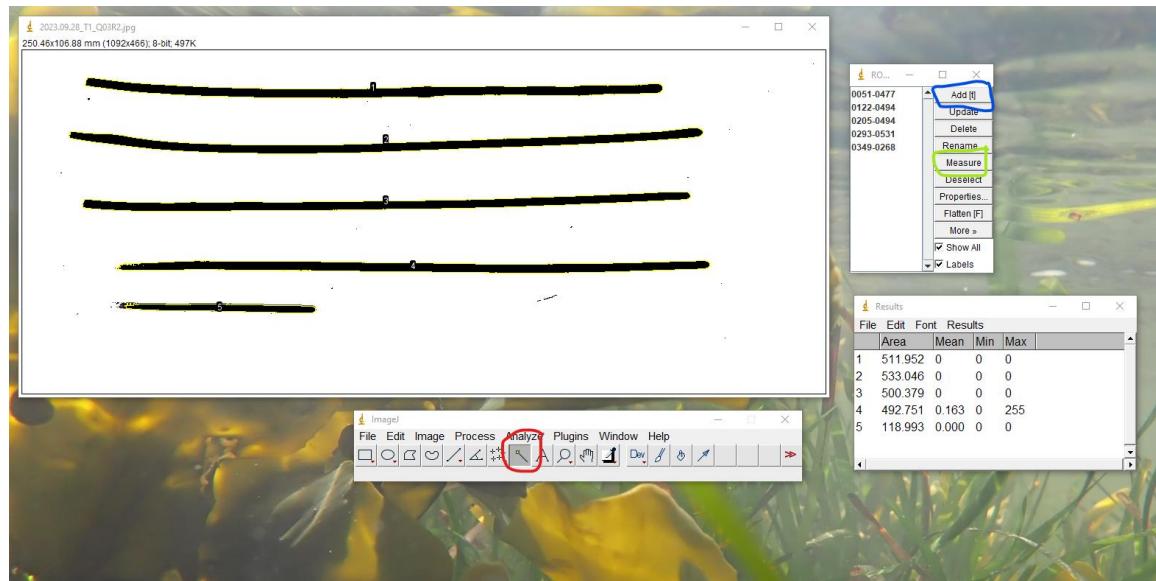


Figure 12 : Avec l'outil Wand (encerclé en rouge), sélectionner une feuille (elle sera encadrée en jaune), cliquer sur Add (encerclé en bleu) pour l'ajouter à la liste. Cliquer sur chacune des feuilles pour les ajouter à la liste. Lorsque toutes les feuilles sont sélectionnées, cliquer sur Measure (encerclé en vert) pour obtenir l'air de chaque feuille sélectionnée (Area).

Estimation de l'aire moyenne des feuilles par masque, méthode alternative¹³

Cette méthode est une alternative à la mesure de la longueur et la largeur des plants. Elle remplace les étapes 22 à 28 du protocole. Elle permet une estimation de l'aire des feuilles plus rapide, mais ne permet pas de connaître les mesures longueur et de largeur des plants ni de connaître le nombre de feuilles par plant.

Matériel

- Surface blanche : feuille de papier hydrofuge ou laminé blanc (8,5 " x 11")
- Surface transparente : plaque de verre ou feuille d'acétate ou d'acrylique transparent (8,5 " x 11")
- Règle de 15 cm graduée en mm (peut être imprimé directement sur la feuille blanche)
- Étiquettes d'identification (site, transect et quadrat)
- Photocopieuse ou numériseur

Pour les trois plants sélectionnés dans l'échantillon :

35. Couper les feuilles à la base de la gaine puis, sur la surface transparente, étaler les feuilles des trois plants. Si les feuilles sont plus longues que la surface, il est possible de les couper en plusieurs segments avant de les étendre (figure 8);
36. Placer la règle et l'étiquette d'identification sur la surface transparente, face vers le bas. Placer la surface blanche sur le dessus des plants. Veiller à ce que les plants, l'étiquette et la règle ne se superposent pas;
37. Faire une photocopie des plants (figure 13);
38. La surface totale des feuilles peut être estimée à partir de cette image en utilisant la méthode décrite aux étapes 28 à 34.

¹³Tran (2019)



Figure 13 : Photocopie des plants d'un même échantillon pour l'estimation du LAI. Tous les segments des plants sont placés à plat sur une surface transparente ainsi que l'étiquette d'identification et une règle graduée. Cette figure est tirée de Tran (2019).

INDICES

Indice surface foliaire

L'indice surface foliaire (*Leaf Area Index* ou *LAI*) est une dimension exprimée sans unités qui permet d'évaluer l'aire des feuilles en fonction de la surface du sol (ou du substrat). Le *LAI* est calculé en rapportant le total de l'aire d'un côté des feuilles par la surface échantillonnée. L'aire totale des feuilles est estimée à partir de la moyenne de la surface des trois répliques.

On le calcule le *LAI* ainsi :

$$\frac{\text{aire totale R1} + \text{aire totale R2} + \text{aire totale R3}}{3} \times \text{densité} = \text{LAI}$$

Exemple de calcul :

Aire des répliques

$$R1 : 4587 \text{ mm}^2 = 45,87 \text{ cm}^2 = 0,004587 \text{ m}^2$$

$$R2 : 3329 \text{ mm}^2 = 33,29 \text{ cm}^2 = 0,003329 \text{ m}^2$$

$$R3 : 6123 \text{ mm}^2 = 61,23 \text{ cm}^2 = 0,006123 \text{ m}^2$$

Densité : 2458 plants/m²

$$\frac{0,004587 + 0,003329 + 0,006123}{3} \times 2458 = 11,50$$

$$\text{LAI} = 11,50$$

Calcul de la FW/DW

La biomasse foliaire sèche (DW) est obtenue après un séchage des plants à 60°C pendant 48h. Cette mesure de biomasse est le plus souvent utilisée dans la littérature scientifique afin de comparer les communautés entre elles. Cependant, le séchage des échantillons demande des installations de laboratoire qui ne sont pas accessibles à toutes les organisations impliquées dans le suivi des herbiers marins.

Un indice préliminaire de conversion entre la masse sèche et la masse humide a été calculé à partir des mesures de biomasse fraîche et sèche de 148 échantillons récoltés à Rimouski sur une période de 6 mois (mai à octobre 2023).

Les données récoltées en 2024 (sur une variété de sites et de dates) serviront à renforcer la puissance statistique et assurer l'applicabilité du facteur de conversion.

$$DW = (0,16 \pm 0,002) \times FW$$

$$R^2 = 0.9786$$

Tableau 1 : Facteurs de conversion entre masse sèche et masse fraîche pour les données de biomasses récoltées à Rimouski en été 2023

Date	Pente	Intervalle de confiance (95%)	R2	n	Erreur Std
Été 2023	0.1616	[0.1579; 0.1653]	0.9786	148	0.001881
2023-05-05	0.2022	[0.1935; 0.2108]	0.9955	12	0.003935
2023-05-18	0.1844	[0.1761; 0.1927]	0.995	12	0.003777
2023-06-05	0.1861	[0.1670; 0.2051]	0.9747	12	0.008643
2023-06-19	0.1746	[0.1631; 0.1860]	0.9894	12	0.005206
2023-07-05	0.1580	[0.1326; 0.1832]	0.9404	12	0.01145
2023-07-20	0.1664	[0.1570; 0.1757]	0.9875	18	0.004418
2023-08-03	0.1481	[0.1384; 0.1579]	0.9893	12	0.004445
2023-08-17	0.1679	[0.1622; 0.1736]	0.9972	12	0.002577
2023-08-31	0.1826	[0.1669; 0.1984]	0.9818	12	0.007163
2023-09-14	0.1397	[0.1321; 0.1472]	0.9928	12	0.003433
2023-09-28	0.1660	[0.1552; 0.1767]	0.9897	12	0.004878
2023-10-16	0.1998	[0.1894; 0.2102]	0.9933	12	0.004743
2023-10-31	0.1563	[0.1494; 0.1632]	0.9957	12	0.003086

RÉFÉRENCES

- Barrell, J. (2009). *Does Eelgrass (Zostera marina) meet the criteria as an ecologically significant species?*, Secrétariat canadien de consultation scientifique/Canadian Science Advisory Secretariat (DFO-MPO)
- Martel, M. C et al. (2009). *Distribution et description des herbiers de zostère du Québec*. Secrétariat canadien de consultation scientifique/Canadian Science Advisory Secretariat (DFO-MPO)
- Murphy, G. E. et al. (2021). *From coast to coast to coast: ecology and management of seagrass ecosystems across Canada*. Facets, 6(1), 139-179. <https://doi.org/10.1139/facets-2020-0020>
- Orth, R. J. et al. (2006). *A global crisis for seagrass ecosystems*. Bioscience, 56(12), 987-996. [https://doi.org/10.1641/0006-3568\(2006\)56\[987:AGCFSE\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1641/0006-3568(2006)56[987:AGCFSE]2.0.CO;2)
- Schneider, C. A.; Rasband, W. S. & Eliceiri, K. W. (2012), *NIH Image to ImageJ: 25 years of image analysis*, Nature methods 9(7): 671-675. <https://doi.org/10.1038/nmeth.2089>
- Tran, T. (2019). *Under what conditions could eelgrass measurably drawdown carbon? Relating carbon drawdown to pCO₂, irradiance, and leaf area index of Zostera marina*. WWU Graduate School Collection. 904. <https://cedar.wwu.edu/wwuet/904/>