



Pêches et Océans
Canada

Fisheries and Oceans
Canada

Sciences des écosystèmes
et des océans

Ecosystems and
Oceans Science

Secrétariat canadien des avis scientifiques (SCAS)

Document de recherche 2022/004

Région du Pacifique

Méthodes de surveillance en appui à la gestion par zone de l'aquaculture de bivalves dans la région du Pacifique

T.F. Sutherland¹, T. Guyondet², R. Filgueira³, M.V. Krassovski⁴, et M.G.G. Foreman⁴

¹ Pêches et Océans Canada
Centre d'entreprise des sciences du Pacifique
4160, promenade Marine
West Vancouver (Colombie-Britannique) V7V 1N6

² Pêches et Océans Canada
Centre des pêches du Golfe
343, avenue Université
Moncton (Nouveau-Brunswick) E1C 9B6

³ Université Dalhousie
Programme des affaires maritimes
Centre des sciences de la vie
1355, rue Oxford
Halifax (Nouvelle-Écosse) B3H 4R2

⁴ Pêches et Océans Canada
Institut des sciences de la mer
9860, chemin West Saanich
Sidney (Colombie-Britannique) V8L 5T5

Avant-propos

La présente série documente les fondements scientifiques des évaluations des ressources et des écosystèmes aquatiques du Canada. Elle traite des problèmes courants selon les échéanciers dictés. Les documents qu'elle contient ne doivent pas être considérés comme des énoncés définitifs sur les sujets traités, mais plutôt comme des rapports d'étape sur les études en cours.

Publié par :

Pêches et Océans Canada
Secrétariat canadien des avis scientifiques
200, rue Kent
Ottawa (Ontario) K1A 0E6

<http://www.dfo-mpo.gc.ca/csas-sccs/>
csas-sccs@dfo-mpo.gc.ca



© Sa Majesté la Reine du chef du Canada, 2022
ISSN 2292-4272
ISBN 978-0-660-41240-5 N° cat. Fs70-5/2022-004F-PDF

La présente publication doit être citée comme suit :

Sutherland, T.F., Guyondet, T., Filgueira, R., Krassovski, M.V., et Foreman, M.G.G. 2022.
Méthodes de surveillance en appui à la gestion par zone de l'aquaculture de bivalves dans la région du Pacifique. Secr. can. des avis sci. du MPO. Doc. de rech. 2022/004. vi + 60 p.

Also available in English:

Sutherland, T.F., Guyondet, T., Filgueira, R., Krassovski, M.V., and Foreman, M.G.G. 2022. Monitoring methods to support area-based bivalve aquaculture management in the Pacific region. DFO Can. Sci. Advis. Sec. Res. Doc. 2022/004. vi + 55 p.

TABLE DES MATIÈRES

RÉSUMÉ.....	vi
1. INTRODUCTION	1
2. MÉTHODES DE SURVEILLANCE DES SUBSTRATS BENTHIQUES MOUS	2
2.1. DISPOSITIFS DE SURVEILLANCE	2
2.1.1. DÉPLOIEMENT DE BENNES.....	2
2.1.2. DÉPLOIEMENT DE CAROTTIERS	3
2.2. VARIABLES D'ÉCHANTILLONNAGE	4
2.2.1. VARIABLES ÉCOSYSTÉMIQUES	4
2.2.2. ORDRE DE PRÉLÈVEMENT DES SOUS-ÉCHANTILLONS (BENNE OU CAROTTIER).....	5
2.3. COLLECTE SUR LE TERRAIN, SEUILS RÉGLEMENTAIRES DE GESTION ET ANALYSES EN LABORATOIRE	6
2.3.1. TAILLE DES GRAINS DE SÉDIMENTS	6
2.3.2. POROSITÉ DES SÉDIMENTS ET TENEUR EN MATIÈRES ORGANIQUES	8
2.3.3. ÉLÉMENTS TRACES DANS LES SÉDIMENTS	10
2.3.4. SULFURE DANS L'EAU INTERSTITIELLE DES SÉDIMENTS	13
2.3.5. POTENTIEL D'OXYDORÉDUCTION DES SÉDIMENTS	14
2.3.6. BACTÉRIES OXYDANT LE SULFURE	16
2.3.7. COMPLEXES DE POLYCHÈTES OPPORTUNISTES (CPO).....	17
2.3.8. MACROFAUNE (> 0,5 MM)	18
2.3.9. MÉIOFAUNE (DE 0,063 À 0,5 MM).....	20
2.3.10. ABONDANCE, RECRUTEMENT ET INDICE DE CONDITION DES BIVALVES ...	22
2.3.11. MACROALGUES	25
2.3.12. ZOSTÈRE	26
3. MÉTHODES DE SURVEILLANCE DES SUBSTRATS BENTHIQUES DURS.....	29
3.1. COLLECTE SUR LE TERRAIN, SEUILS RÉGLEMENTAIRES DE GESTION ET ANALYSES EN LABORATOIRE	30
3.1.1. Méthodes sur le terrain	30
3.1.2. Seuil réglementaire de gestion.....	32
3.1.3. Analyse en laboratoire	32
4. MÉTHODES DE SURVEILLANCE du milieu PÉLAGIQUE	33
4.1. COLLECTE SUR LE TERRAIN, SEUILS RÉGLEMENTAIRES DE GESTION ET ANALYSES en LABORATOIRE	34
4.1.1. TEMPÉRATURE, SALINITÉ, OXYGÈNE DISSOUS ET COURANTS D'EAU	34
4.1.2. PARTICULES EN SUSPENSION	35
4.1.3. PRODUCTION DE PHYTOPLANCTON ET ANALYSE DES COMMUNAUTÉS	36
4.1.4. PRODUCTIVITÉ PRIMAIRE DU PHYTOPLANCTON.....	38
4.1.5. NUTRIMENTS DISSOUS	40
4.1.6. ZOOPLANCTON.....	41

5. SOMMAIRE	42
6. RÉFÉRENCES CITÉES	44

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Variables écosystémiques benthiques en appui à la surveillance de l'aquaculture...	4
Tableau 2 : Paramètres de surveillance des herbiers de zostère aux fins de l'évaluation de leur état de santé.	28
Tableau 3 : Description des catégories de substrat pour les relevés vidéo du milieu benthique (Sutherland et. al. 2019a).	33
Tableau 4 : Variables d'échantillonnage des milieux benthique et pélagique classées selon les thèmes de surveillance écosystémique.	43

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Benne de type Smith-McIntyre reposant sur une table munie d'une goulotte.	3
Figure 2 : Carottier par gravité (photo de gauche); récupération d'une carotte de sédiments prélevée au moyen d'un carottier par gravité (photo de droite).	4
Figure 3 : Seringues insérées dans un échantillon prélevé au moyen d'une benne d'échantillonnage de type Ponar. Un sous-échantillon de deux centimètres de profondeur a été prélevé après l'insertion des seringues. Notez les sédiments anoxiques noirs sous-jacents à la couche de surface oxygène (environ trois millimètres de profondeur) [photo de gauche]; seringues insérées et sous-échantillon de surface dans un quadrat d'échantillonnage intertidal (0,25 m ²) [photo de droite].	6
Figure 4 : Régression naturelle des concentrations de zinc et de lithium en phase solide, les concentrations excédentaires (supérieures à la limite naturelle) se situant au-dessus de la limite supérieure de l'intervalle de confiance (ligne pointillée) de la régression (ligne continue). Les données sont codées par couleur en fonction de la distance de l'exploitation (A), du type de substrat (B) et des concentrations de sulfure dans l'eau interstitielle (C) [Sutherland et al. 2007a].	11
Figure 5 : Relation entre l'abondance de la méiofaune (kinorhynches) et l'excès (au-dessus du niveau naturel) d'éléments traces (zinc et cuivre) après élimination des concentrations naturelles (graphiques du haut). Les graphiques inférieurs montrent l'interaction entre les kinorhynches et les éléments traces en fonction des concentrations de sulfure dans l'eau interstitielle des sédiments (Sutherland et al. 2011b).	12
Figure 6 : Relation entre la concentration de sulfures dans l'eau interstitielle des sédiments et le potentiel d'oxydoréduction (E_{ENH}) selon un système de classification des répercussions des sulfures (RAA 2019).....	15
Figure 7 : Tamisage d'un échantillon de macrofaune à l'aide de tamis empilés (un centimètre et 0,5 mm) placés sur une table de tamisage. Sur la photo de droite, le tamis de un centimètre est en arrière-plan, tandis que l'échantillon de macrofaune est prélevé sur le tamis de 0,5 mm.	20
Figure 8 : Tamisage de bivalves dans des sédiments prélevés dans un quadrat d'échantillonnage de 0,25 m ²	23

Figure 9 : Graphiques de la distribution de la fréquence montrant la relation entre l'abondance totale et la longueur de la coquille de palourdes. Les deux graphiques montrent un recrutement élevé. Le graphique de gauche montre plusieurs cohortes de juvéniles et d'adultes, tandis que le graphique de droite montre l'effondrement de la population adulte (Sutherland et. al. 2019b).	24
Figure 10 : Indice de condition des palourdes. Relation entre la partie non organique de la biomasse des tissus et la longueur de la coquille de palourdes jaunes (<i>Saxidomas gigantea</i>). Noter que : 1) la majorité des données se situent dans les limites de l'intervalle de confiance de la régression liée à une population saine; 2) le poids des tissus a augmenté entre mai et août par rapport à la longueur de la coquille; 3) de nouvelles recrues sont apparues en août. Les axes sont transformés en logarithme. (Sutherland et. al. 2019b).	25
Figure 11 : Avant (à gauche) et après (à droite) l'enlèvement des macroalgues dans un quadrat d'échantillonnage.	26
Figure 12 : <i>Zostera marina</i> (à gauche) et schéma de l'anatomie de la zostère (au centre), montrant les tissus situés au-dessus du niveau du sol (limbes et gaine) et sous le niveau du sol (racines et rhizomes). L'image de droite montre le point de division entre la gaine et le limbe (pousse) [Xu et. al. 2020].	29
Figure 13 : Quadrats d'échantillonnage de 0,25 m ² dans une zone intertidale habitée par de la zostère (à gauche) et un mélange de zostère et de macroalgues (à droite).	29
Figure 14 : Schéma d'un véhicule télécommandé (VTG) équipé de caméras orientées vers l'avant et vers le bas en tandem aux fins de l'étude du fond marin (Sutherland et. al. 2019a)...	31
Figure 15 : Schéma conceptuel des interactions entre l'aquaculture des bivalves (mollusques) et les variables pélagiques dans le cadre d'un écosystème côtier (Cranford et. al. 2006).	34
Figure 16 : Amarrage de productivité primaire montrant trois ensembles de bouteilles d'incubation claires et foncées à différentes profondeurs d'eau, situées au-dessus et au-dessous de la couche de chlorophylle maximale (photo de gauche). Vue rapprochée des bouteilles d'incubation attachées à la corde d'amarrage (photo de droite).	39

RÉSUMÉ

La Division de la gestion de l'aquaculture de la région du Pacifique de Pêches et Océans Canada (MPO) a demandé des recommandations concernant des méthodes de surveillance, y compris des protocoles sur le terrain et en laboratoire, aux fins d'utilisation par des organismes de réglementation, l'industrie et des membres du personnel scientifique dans le cadre d'évaluations environnementales. Les méthodes d'échantillonnage présentées dans ce document sont destinées à appuyer une grande variété d'approches, notamment dans un contexte de programmes de surveillance générale par zone ou de problèmes locaux émergents associés à un important manque de connaissances. On a choisi une série de variables environnementales en appui aux évaluations de l'aquaculture de bivalves en fonction des éléments suivants : 1) les recommandations découlant de processus consultatifs gouvernementaux ou de la communauté scientifique; 2) la capacité de l'indicateur à détecter les changements potentiels dans les conditions et les processus de l'écosystème. Les variables benthiques choisies comprennent la texture des sédiments ainsi que les attributs géochimiques (p. ex. matières organiques et potentiel d'oxydoréduction), macrofauniques, méiofauniques et épifauniques, tandis que les variables pélagiques comprennent des caractéristiques physiques (température, salinité, oxygène dissous et lumière) et biotiques (phytoplancton et zooplancton). Les attributs pertinents des bivalves comprennent la densité, la diversité et les indices de condition des populations d'élevage et sauvages. Les indicateurs pélagiques et des bivalves représentent une boucle nutriment-seston-plancton-bivalve qui est en mesure de soutenir un modèle hydrodynamique et biogéochimique à haute résolution et spatialement explicite permettant d'évaluer la capacité de charge écologique dans le contexte de l'aquaculture de bivalves.

1. INTRODUCTION

En Colombie-Britannique, on pratique l'aquaculture de bivalves principalement sur la côte ouest de l'île de Vancouver et dans le détroit de Georgia, les sites les plus productifs se trouvant dans le détroit de Baynes, près de l'île Cortez et dans le bras Okeover. Les évaluations de la capacité de charge et les seuils de gestion potentiels des indicateurs sont propres au site, reflétant la pertinence de l'hydrodynamique à l'échelle de la baie et des caractéristiques sédimentaires et biologiques pour les fonctions écosystémiques (Cranford *et al.* 2012; Filgueira *et al.* 2015b). On a utilisé des indices basés sur la comparaison entre les principaux processus océanographiques et biologiques à titre d'approximations de la capacité de charge des sites d'aquaculture de bivalves (Filgueira *et al.* 2014). Ces indices (p. ex. nutriments, plancton, mollusques et crustacés) comparent la demande énergétique des populations de bivalves (en fonction du taux de filtration) et la capacité de l'écosystème à reconstituer ces ressources. En outre, les méthodes de surveillance associées aux indicateurs de la capacité de charge potentielle peuvent fournir une base pour les futurs programmes de surveillance des écosystèmes. Grâce aux données recueillies dans le cadre des programmes de surveillance à long terme, il est possible d'établir des seuils réglementaires de gestion pour les indicateurs écologiques.

On a adopté les méthodes de surveillance et les variables d'échantillonnage environnemental présentées dans ce document technique en fonction : 1) des programmes de surveillance associés à la pisciculture marine qui sont conformes au *Règlement sur les activités d'aquaculture* (RAA 2019); 2) de processus du Secrétariat canadien de consultation scientifique (SCAS) du MPO (Wildish *et al.* 2005; Cranford *et al.* 2006); 3) des résultats de recherche publiés dans des revues à comité de lecture (p. ex. méthodes benthiques : Sutherland *et al.* 2007a, c, 2016b, 2019a, b; méthodes pélagiques : Cranford *et al.* 2012; Filgueira *et al.* 2013, 2014). Ce document technique aborde précisément les besoins que la Division de la gestion de la conchyliculture a indiqués dans sa demande au SCAS : « Recommander des méthodes de surveillance, y compris des protocoles sur le terrain et en laboratoire, aux fins d'utilisation par des organismes de réglementation, l'industrie et des membres du personnel scientifique. Recommander des indicateurs et déterminer ou décrire les changements connus associés aux mollusques et crustacés » (Division de la gestion de l'aquaculture 2013). Ce document de type manuel sera divisé en trois sections liées à différents régimes d'habitat : 1) substrats benthiques mous (texture des sédiments, matières organiques, concentrations de sulfure et potentiel d'oxydoréduction, éléments traces, faune, bivalves et zostère); 2) substrats benthiques durs (relevés par caméra ou vidéo); 3) milieu pélagique (propriétés de l'eau, plancton et nutriments). Après une description des dispositifs de surveillance compatibles avec chaque régime d'habitat, on caractérisera chaque variable de l'écosystème en fonction du format suivant : 1) analyse documentaire établissant la pertinence de la surveillance de chaque variable ou indicateur; 2) seuil de gestion, le cas échéant; 3) protocoles de prélèvement sur le terrain; 4) analyse en laboratoire.

On a effectué un examen des modèles d'évaluation de la capacité de charge disponibles pour les bivalves dans le cadre d'un processus du SCAS du MPO pour la région du Golfe (Filgueira *et al.* 2015a). Il a été déterminé qu'un modèle à haute résolution et spatialement explicite, constitué d'un modèle hydrodynamique combiné à un modèle biogéochimique, constituait l'approche la plus efficace pour évaluer la capacité de charge écologique dans le contexte de l'aquaculture de bivalves. Ce type de modèle est actuellement utilisé dans le détroit de Baynes (Colombie-Britannique), et celui-ci comprend le couplage de modèles hydrodynamique (modèle des volumes finis d'océanologie côtière — FVCOM), biogéochimique (modèle de l'écosystème de la culture des bivalves — BiCEM) et sur les bivalves (faisant appel à la théorie du bilan énergétique dynamique — BED).

2. MÉTHODES DE SURVEILLANCE DES SUBSTRATS BENTHIQUES MOUS

2.1. DISPOSITIFS DE SURVEILLANCE

2.1.1. DÉPLOIEMENT DE BENNES

On peut déployer des bennes, y compris celles de type Van Veen, Ponar et Smith-McIntyre (figure 1) en fonction du type de substrat et de la capacité à pénétrer le fond marin (Lie et Pamatmat 1965; Eleftheriou et Moore 2005; Gage et Bett 2007). Pour recueillir une série de variables de surveillance de l'environnement dans un seul échantillon, la surface minimale de la partie supérieure de la benne doit être de 0,1 m² (Sutherland *et al.* 2007a, c). Habituellement, une benne est composée de deux seaux en acier, aussi appelés « mâchoires », articulés l'un à l'autre, que l'on garde ouverts afin de creuser et de « mordre » dans le fond marin au moment du contact avec celui-ci. Par la suite, la benne recueille automatiquement un échantillon de sédiment lorsque les mâchoires se referment au moment de la remontée. Il est possible de recueillir des échantillons de sédiments non perturbés à l'aide de bennes qui ont une grande surface et un solide mécanisme de fermeture. Le couvercle de la benne doit être doté de volets que l'on peut ouvrir après la récupération afin d'accéder à l'interface eau-sédiments pour le prélèvement de sous-échantillons. Pendant la descente vers le fond marin, l'angle du câble du treuil doit maintenir une position verticale pour permettre une pénétration verticale et ainsi obtenir les coordonnées GPS approximatives de l'échantillon de sédiment au fond marin. On se sert d'une table stabilisante pour maintenir la benne en position verticale sur le pont du bateau afin d'éviter les basculements ou les secousses qui pourraient perturber l'échantillon lors de sa récupération.

Il faut vérifier l'intégrité de l'échantillon de sédiments avant le sous-échantillonnage. On doit rejeter le contenu de la benne si l'on observe les conditions suivantes : 1) fissures dans la colonne de sédiments entraînant une perte d'eau interstitielle et de matériaux fins (p. ex. matières organiques et argiles); 2) affaissement des sédiments; 3) surface des sédiments emportée par l'eau sus-jacente s'étant ballottée pendant la remontée. On doit prélever des sous-échantillons des sédiments de surface se trouvant dans les deux centimètres de la partie supérieure de la colonne immédiatement après que l'on ait évacué doucement la majorité de l'eau sus-jacente de la benne. L'utilisation d'un système de pompe et de tuyau à vitesse d'écoulement élevée peut perturber la surface des sédiments et enlever les matières organiques légères de la surface. Les tuyaux d'aspiration actionnés par gravité ont tendance à avoir un débit intermédiaire permettant d'éviter de perturber la surface des sédiments. On doit conserver quelques millimètres d'eau à la surface des sédiments pour éviter leur dessiccation et la perte d'eau interstitielle où se trouvent des variables environnementales importantes (p. ex. la teneur en matières organiques et les concentrations de sulfure). L'accent est mis sur les sédiments de surface, car ils : 1) reflètent les changements récents dans les schémas de sédimentation et les apports relatifs des sources terrestres fluviales et anthropiques; 2) représentent la zone active pour l'accumulation de métaux par le biais de la sédimentation et des processus diagénétiques; 3) abritent la majeure partie des communautés de microphytobenthos (microalgues) et de méiofaune dans la colonne sédimentaire (Dessai 2008; Steyaert *et al.* 2007; Sutherland *et al.* 2007a, c, 2018b; Warwick 1981).



Figure 1 : Benne de type Smith-McIntyre reposant sur une table munie d'une goutte.

2.1.2. DÉPLOIEMENT DE CAROTTIERS

Bien que l'on puisse déployer des carottiers par gravité dans de la boue bien triée et dans certains sédiments mixtes, le prélèvement de carottes de sédiments dans du sable grossier n'est pas recommandé (figure 2). Une teneur insuffisante en argile peut être à l'origine d'une faible cohésion et d'une mauvaise capacité de liaison, ce qui entraîne souvent la perte de sédiments pendant la remontée de la carotte vers la surface de l'eau. De plus, les systèmes de carottage dotés d'un cadre s'apparentant à celui d'un module de descente et conçu pour stabiliser une carotte en position verticale (p. ex. carottier à vibration et carottier à vibration lente) ne sont pas compatibles avec les substrats à pente raide qui sont courants sur le littoral de la Colombie-Britannique. Dans l'ensemble, on privilégie le déploiement de bennes par rapport aux méthodes de carottage en raison de : 1) la surface relativement plus grande (benne : 0,1 m²; carottier : 0,008 m²) qui permet d'intégrer une plus grande variabilité associée à l'irrégularité; 2) la capacité de recueillir des échantillons de sédiments pour de multiples variables environnementales avec un seul déploiement basé sur une plus grande surface; 3) la compatibilité des méthodes fondées sur l'utilisation d'une benne avec une plus grande gamme de textures de sédiments. À cet égard, le prélèvement d'une série de variables environnementales au cours de multiples déploiements de carottiers pourrait entraîner une variabilité à l'intérieur du programme de surveillance.



Figure 2 : Carottier par gravité (photo de gauche); récupération d'une carotte de sédiments prélevée au moyen d'un carottier par gravité (photo de droite).

2.2. VARIABLES D'ÉCHANTILLONNAGE

2.2.1. VARIABLES ÉCOSYSTÉMIQUES

Les variables environnementales benthiques, allant de la texture des sédiments aux attributs faunistiques, qui reflètent l'enrichissement organique ou les événements de dépôt provenant des apports anthropiques sont présentées ci-dessous (tableau 1).

Tableau 1 : Variables écosystémiques benthiques en appui à la surveillance de l'aquaculture.

Variable de surveillance	Taille de l'échantillon sur le terrain	Taille de l'échantillon en laboratoire
Taille des grains de sédiments	500 ml	500 ml
Porosité des sédiments	100 ml	20 ml
Matières organiques		20 ml
Teneur en carbone organique		
Azote organique	100 ml	20 ml
Éléments traces	100 ml	20 ml
Concentration de sulfure dans l'eau interstitielle	Seringue de 60 cc	15 ml
Oxygène dissous	Boutons	Numérique
Bactéries oxydant le sulfure	Superficie couverte	0,1 m ²
Complexes de polychètes opportunistes	Superficie couverte	0,1 m ²
Macrofaune (> 1 mm)*	Tamis de > 0,5 mm	Volume total de la benne
Méiofaune (0,063 – 0,5 mm)	Seringue de 60 cc	2 cm supérieurs

* Il est possible d'utiliser un tamis de 0,5 mm à des fins particulières (p. ex. stades juvéniles).

2.2.2. ORDRE DE PRÉLÈVEMENT DES SOUS-ÉCHANTILLONS (BENNE OU CAROTTIER)

Si on veut obtenir des mesures représentatives des conditions sur place en temps opportun et éviter de contaminer les sous-échantillons ou d'obtenir des artéfacts pendant le sous-échantillonnage des sédiments dans un échantillon unique prélevé avec une benne, il est recommandé de suivre l'ordre suivant :

- Enregistrez les coordonnées GPS pendant l'ascension de la benne et maintenez l'orientation verticale du câble du treuil pour éviter : 1) un décalage entre la benne et l'emplacement du bateau; 2) une approche angulaire par rapport au fond marin, ce qui pourrait entraîner une inclinaison de l'échantillon de sédiments.
- Drainez l'eau sus-jacente jusqu'à un centimètre de la surface des sédiments au moyen : 1) d'un drainage naturel par gravité (à privilégier parce qu'il entraîne moins de perturbations); 2) d'un tuyau-siphon dont l'entrée est éloignée de la surface des sédiments pour éviter l'aspiration et les perturbations; 3) d'un système de pompe à faible débit sans perturbation de la surface des sédiments.
- Enregistrez la température de l'eau et prenez une photo de la surface de la benne avec l'étiquette du site (station et date). Consignez une description de la texture et de la couleur des sédiments, ainsi que des débris, des algues et du biote visible dans l'échantillon prélevé au moyen de la benne.
- Enlevez les gros débris uniquement s'ils ne sont pas incrustés dans la surface des sédiments (p. ex. de l'écorce de bois) pour éviter toute perturbation causée par l'eau interstitielle sous-jacente se déversant à la surface des sédiments.
- Quantifiez la superficie couverte par des taxons indicateurs existants formant des tapis (bactéries oxydant le sulfure et polychètes opportunistes).
- Insérez la sonde d'oxydoréduction directement dans les sédiments intacts à une profondeur de un centimètre, en évitant les trous d'air ou les fissures pour maintenir un contact constant entre la surface du film de la sonde d'oxydoréduction et l'eau interstitielle. Pendant l'insertion de la sonde, faites attention à ne pas provoquer de fissures dans les sédiments qui pourraient faciliter le drainage de l'eau interstitielle. Enregistrez les valeurs d'oxydoréduction après trois minutes pour permettre aux valeurs de se stabiliser.
- Insérez deux seringues le long de l'axe central de la benne (axe médian) pour obtenir des carottes de sédiments de 10 cm de profondeur (Somerfield *et al.* 2005).
- Utilisez une carotte pour l'analyse des sulfures dans l'eau interstitielle des sédiments, et l'autre carotte pour l'analyse de la méiofaune. La carotte prise en profondeur créera un bouchon à l'extrémité inférieure de la seringue pour éviter : 1) tout glissement de la carotte dans le cylindre de la seringue pendant la récupération; 2) toute perturbation durant le sectionnement de la couche supérieure de deux centimètres. Ne récupérez pas les seringues avant que les autres sous-échantillons de sédiments de surface (deux centimètres supérieurs) aient été recueillis afin d'éviter de contaminer les sédiments de surface avec les résidus potentiels des sédiments plus profonds pendant la récupération des seringues (figure 3).
- Remplissez un bocal en polypropylène de 500 ml de sédiments pour le fractionnement granulométrique, et recueillez et conservez deux échantillons de sédiments de 100 ml dans deux bocaux en polypropylène aux fins de l'analyse de la porosité des sédiments, du carbone organique total, de la teneur totale en azote organique et des concentrations

d'éléments traces. Vous pouvez utiliser des couteaux à mastic (marqués d'une ligne de deux centimètres à la base) en tandem pour transférer les sédiments superficiels de l'échantillon prélevé au moyen de la benne à deux bords en polypropylène propres de 100 ml. Les couteaux à mastic servent à obtenir un sous-échantillon de sédiment intact qui retient l'échantillon de sédiment et qui ne permet pas à l'eau interstitielle de s'en écouler. Tous les échantillons de sédiments resteront congelés pendant l'entreposage et le transport jusqu'au laboratoire.

- Enfin, récupérez délicatement les seringues contenant un échantillon de colonne de sédiments verticale afin de prélever un sous-échantillon de la couche supérieure de deux centimètres (Sutherland *et al.* 2007c). Pour ce faire, excavez les sédiments se trouvant d'un côté de la benne afin de pouvoir mettre un bouchon à l'extrémité de chaque seringue pour retenir l'eau interstitielle pendant la manipulation. Soulevez les seringues hors de la benne d'échantillonnage tout en maintenant une orientation verticale. Retirez le piston de l'extrémité supérieure de chaque cylindre et insérez-le dans l'extrémité inférieure après avoir retiré le bouchon. Veillez à ce que la carotte ne glisse pas verticalement dans le cylindre. Poussez lentement le piston vers le haut pour faire sortir la couche supérieure de deux centimètres. Coupez rapidement cette couche dans un bocal d'échantillonnage approprié et préparez chaque échantillon pour l'analyse des sulfures dans l'eau interstitielle des sédiments ou pour la préservation de la méiofaune, comme indiqué dans les sections ci-dessous (Sutherland *et al.* 2007c).



Figure 3 : Seringues insérées dans un échantillon prélevé au moyen d'une benne d'échantillonnage de type Ponar. Un sous-échantillon de deux centimètres de profondeur a été prélevé après l'insertion des seringues. Notez les sédiments anoxiques noirs sous-jacents à la couche de surface oxygène (environ trois millimètres de profondeur) [photo de gauche]; seringues insérées et sous-échantillon de surface dans un quadrat d'échantillonnage intertidal (0,25 m²) [photo de droite].

2.3. COLLECTE SUR LE TERRAIN, SEUILS RÉGLEMENTAIRES DE GESTION ET ANALYSES EN LABORATOIRE

2.3.1. TAILLE DES GRAINS DE SÉDIMENTS

La caractérisation de la texture des sédiments est importante pour évaluer les gradients d'enrichissement organique, pour évaluer la fonction de l'habitat benthique qui soutient les communautés faunistiques benthiques, ainsi que pour délimiter les mesures de contrôle qui régissent l'abondance des métaux traces (Heip *et al.* 1985; Duplisea et Hargrave 1996; Sutherland *et al.* 2007c). La configuration spatiale des sédiments de différentes textures peut

permettre de déterminer les points chauds associés aux contextes naturels de dépôt et d'érosion (Pejrup 1988; Molinaroli *et al.* 2009a, b; Sutherland *et al.* 2018b). On peut se servir des proportions de sable-limon-argile et de gravier-sable-limon pour caractériser les faciès sédimentaires (Pejrup 1988). Les activités aquacoles peuvent entraîner des changements dans la texture des sédiments en raison de modifications : 1) à l'hydrodynamique ambiante en fonction de la taille et de la forme de la structure physique de l'exploitation (p. ex. la redirection ou le détournement des courants; 2) aux processus locaux de dépôt ou d'érosion; 3) au biodépôt en fonction des préférences alimentaires des bivalves pour la taille et la qualité du seston disponible (Bernard 1974; Sornin *et al.* 1988; Barille *et al.* 1993; Dupuy *et al.* 2000; Gangnery *et al.* 2001; Grant et Bacher 2001; Cognie *et al.* 2003; Grant *et al.* 2005; Stevens *et al.* 2008; Forrest *et al.* 2009; Dowd 2003).

Les environnements de dépôt sont caractérisés par des sédiments fins qui sont étroitement associés à une teneur élevée en matière organique et à des concentrations en éléments traces élevées (Volvoikar et Nayak 2013; Fernandes *et al.* 2014; Noronha-D'Mello et Nayak 2015; Sutherland *et al.* 2007a, c; 2018b). Cette association est basée sur : 1) l'accumulation préférentielle de matières organiques à grain fin dans les milieux à faible énergie; 2) le rapport surface-volume plus élevé des sédiments fins et de l'espace interstitiel; 3) la tendance des métaux traces à se lier préférentiellement aux minéraux argileux et aux matières organiques; 4) les liens entre l'accumulation de matières organiques, les conditions d'oxydoréduction de l'eau interstitielle, la réduction des sulfates et l'accumulation de sulfure métallique secondaire (Luoma 1990; Mayer et Rossi 1982; Mayer 1994). En outre, les influences naturelles et anthropiques liées aux perturbations physiques, aux événements d'enrichissement organique ou aux événements anoxiques peuvent entraîner une restructuration des communautés de la méiofaune et de la macrofaune (Warwick et Buchanan 1970; Coull et Chandler 1992; Rosenburg 2001; Widdlecombe et Austen 2001; Demie *et al.* 2003; Sutherland *et al.* 2007c; Keeley *et al.* 2012; Rauhan Wan Hussin *et al.* 2012; Liu *et al.* 2015).

2.3.1.1. Collecte sur le terrain

On peut prélever les sédiments se trouvant dans la benne à l'aide d'une truelle propre et d'un bocal en polyéthylène (volume minimum de 500 ml). Selon l'objectif d'échantillonnage, on peut prélever les sédiments : 1) dans les deux centimètres supérieurs de la colonne de sédiments afin d'assurer une uniformité avec l'intervalle de profondeur d'échantillonnage associé à la collecte d'autres variables liées aux sédiments (p. ex. porosité des sédiments, teneur en matières organiques, concentration de carbone et d'azote); ou 2) dans la totalité de l'échantillon dans la benne si l'on tient compte de la macrofaune, ce qui nécessite des échantillons de sédiments de grand volume. On doit garder congelés les échantillons de sédiments pendant le transport et l'entreposage avant de procéder à l'analyse granulométrique.

2.3.1.2. Analyse en laboratoire

À des fins de surveillance, on fractionne généralement les sédiments en quatre catégories de taille : gravier (> 2 mm); sable (de 2 à 0,063 mm); limon (de 0,063 à 0,002 mm); argile (< 0,002 mm) [RAA 2019]. Par ailleurs, on peut envisager des catégories de granulométrie supplémentaires lorsque les objectifs du projet nécessitent une résolution plus élevée de la texture des sédiments : > 2 mm, < 2 mm, < 1 mm, < 0,5 mm, < 0,25 mm, < 0,1 mm, < 0,063 mm et < 0,002 mm (Wentworth 1929). Afin d'éliminer les matières organiques avant le fractionnement granulométrique des sédiments, on peut appliquer un traitement à l'hypochlorite de sodium (NaOCl) à chaque échantillon. On utilise le tamisage humide pour déterminer les fractions de sable dans le but de : 1) réduire le risque de pertes de sédiments fins par voie aérienne; 2) briser les conglomérats de sédiments observés lorsque l'on utilise des méthodes de tamisage à sec (Murdoch *et al.* 1997). On peut se servir des méthodes fondées sur

l'utilisation d'une pipette, d'un hydromètre ou de la diffraction laser pour déterminer les teneurs en limon et en argile (McKeague 1978; Di Stefano *et al.* 2010; Fisher *et al.* 2017). On peut exprimer les classes texturales en proportions de sable, de limon et d'argile avec une limite de limon-argile (0,002 mm) selon le Système canadien de classification des sols (SCCS 1998).

2.3.2. POROSITÉ DES SÉDIMENTS ET TENEUR EN MATIÈRES ORGANIQUES

Les sédiments poreux, limoneux et riches en matières organiques sont typiques des environnements de dépôt caractéristiques des exploitations aquacoles, où les particules naturelles et les déchets se déposent dans l'ombre de dispersion de la structure des installations (Sutherland *et al.* 2007b, c). La porosité des sédiments (teneur en eau volumétrique) représente le volume interstitiel total ou la capacité d'espace vide entre les grains de sédiments dans un échantillon groupé du fond marin (Munger 1963; Amos et Sutherland 1994; Amos *et al.* 1996) où les matières organiques s'accumulent ou se lient aux surfaces des sédiments (Fernandes *et al.* 2014; Noronho-D'Mello et Navak 2015; Papageorgiou *et al.* 2010). La porosité des sédiments (p. ex. la teneur en eau) résulte de l'influence combinée ou nette des processus suivants : 1) sédimentation (accrétion du fond marin), 2) consolidation (compactage et assèchement), et transport benthique (remise en suspension) [Lowe 1975; Grabowski *et al.* 2011; Shi *et al.* 2016]. L'augmentation de la respiration microbienne (consommation d'oxygène) et la production subséquente de sulfure dans l'eau interstitielle des sédiments (Holmer *et al.* 2005), liées à l'enrichissement organique benthique, peuvent avoir un impact sur la diversité faunistique et favoriser les taxons opportunistes (Hargrave *et al.* 1993). La porosité et la teneur en matières organiques des sédiments peuvent ainsi servir de mesures rapides et pratiques aux fins de la caractérisation des zones de dépôt et des accumulations de matières organiques sur le fond marin.

2.3.2.1. Collecte sur le terrain

Après avoir inséré les seringues dans l'échantillon de sédiments prélevé au moyen de la benne, on prélève les sédiments de surface sur une profondeur de deux centimètres à l'aide d'une truelle et on les place dans un bocal étiqueté de 100 ml en polyéthylène lavé à l'acide. Ces échantillons doivent être gardés congelés pendant l'entreposage et le transport jusqu'au laboratoire.

2.3.2.2. Préparation en laboratoire

On doit retirer les échantillons de sédiments du congélateur et les laisser décongeler pendant une à deux heures dans le laboratoire, ou toute la nuit dans un réfrigérateur. On doit décongeler les bocaux d'échantillons en s'assurant que le couvercle est bien fixé sur chaque bocal. Il faut graver sur le rebord de la face supérieure ou sur la face inférieure de chaque nacelle en aluminium (entre 20 et 40 cm de diamètre selon la composition des sédiments) les renseignements d'identification appropriée de l'échantillon. L'outil utilisé pour la gravure doit laisser une marque qui ne s'effacera pas pendant le séchage et la calcination. Il est préférable de graver sur le rebord de la face supérieure plutôt que sur la face inférieure de la nacelle en aluminium, car on réduit ainsi le risque de déversement lorsque l'on soulève et incline la nacelle en aluminium pour confirmer l'identification de l'échantillon à chaque étape de la pesée. On mesure ensuite la masse (g) de chaque nacelle en aluminium vide à quatre ou cinq décimales près et on consigne les renseignements d'identification et le poids de l'échantillon.

En raison du tassement différentiel des fractions de sédiments et de l'eau qui se produit généralement pendant l'entreposage et le transport depuis le site de terrain, il faut mélanger soigneusement un échantillon immédiatement avant et pendant le transfert d'un sous-échantillon dans une nacelle en aluminium. Dans le cas des échantillons de boue gélifiée poreuse, il est important de remuer continuellement l'échantillon tout en versant la boue gélifiée

dans la nacelle en aluminium afin d'obtenir un sous-échantillon représentatif et ainsi éviter un fractionnement selon la taille des grains. Pour les sédiments bien triés, on doit remplir chaque nacelle en aluminium aux deux tiers. Il faut répéter cette procédure pour obtenir des échantillons en double. On ajoute un troisième échantillon pour l'analyse du taux d'acide cyanhydrique. Pour les sédiments rocheux mal triés, on peut utiliser des nacelles en aluminium plus grandes, tout en normalisant le volume ou le poids pour l'adaptation à des échantillons de plus grande taille (entre 25 et 45 g de poids humide).

2.3.2.3. Analyse en laboratoire de la porosité des sédiments (teneur en eau)

Lorsque les espaces vides interconnectés sont remplis d'eau interstitielle marine, on peut déterminer la capacité de fluide ou la porosité par la perte d'eau d'un échantillon sur la base de la différence entre les mesures du poids humide et du poids sec. Par exemple, on peut déterminer la porosité totale (P) basée sur la perte d'eau à l'aide de l'équation suivante : $P = 100 \times (V_p/V_a)$ où le volume poreux (V_p) est égal à la différence entre les poids humides et secs et le volume apparent (V_a) représente le poids humide de chaque échantillon de sédiments. Il faut peser l'échantillon de sédiments humides avec la nacelle immédiatement après le transfert de l'échantillon pour éviter une perte de poids potentielle due à l'évaporation de l'eau (p. ex. la teneur en eau des sédiments groupés). Il faut laisser l'échantillon de sédiments dans une étuve de séchage préchauffée à 55 °C pendant 24 heures. Après la période de séchage de 24 heures, on doit peser quelques échantillons individuellement jusqu'à ce qu'un poids constant soit atteint, afin de s'assurer que toute l'eau interstitielle s'est évaporée. Chaque fois que l'on retire un ensemble d'échantillons de l'étuve, on doit immédiatement le placer dans une chambre scellée contenant un déshydratant pendant deux heures. Cette étape permet d'éviter d'ajouter un poids en eau supplémentaire dû à la condensation découlant du processus de refroidissement. On doit peser les sédiments secs et la nacelle en aluminium. On détermine ensuite le poids des sédiments humides et secs après avoir soustrait le poids de la nacelle en aluminium pour chaque échantillon. On calcule la porosité des sédiments (teneur en eau) en établissant la différence entre le poids humide et le poids sec, normalisée en fonction du poids humide.

2.3.2.4. Analyse en laboratoire de la teneur en matières organiques (perte par calcination)

La teneur en matières organiques représente la fraction de matières organiques dans le volume d'eau interstitielle d'un échantillon de sédiments groupés et on peut la déterminer en calcinant les échantillons séchés et en calculant le poids différentiel entre le poids calciné et le poids sec. Il faut placer les échantillons de sédiments séchés contenus dans les nacelles en aluminium étiquetées, tel qu'abordé dans la section sur la préparation en laboratoire ci-dessus, dans un four à moufle. On doit ensuite calciner ces échantillons de sédiments pendant quatre heures à 450 °C ou deux heures à 550 °C. Une fois les échantillons calcinés, on doit ouvrir un peu la porte du four à moufle pour refroidir partiellement les échantillons dans le four. On retire ensuite les nacelles du four à moufle et on les place dans une chambre de dessiccation pendant deux heures. On pèse les sédiments calcinés et la nacelle en aluminium et on détermine le poids des sédiments calcinés après avoir soustrait le poids de la nacelle en aluminium. On calcule la teneur en matières organiques en utilisant les valeurs de poids différentiel exprimées en pourcentage entre les mesures de poids sec et calciné, normalisées en fonction du poids sec.

2.3.3. ÉLÉMENTS TRACES DANS LES SÉDIMENTS

Les traceurs chimiques des activités aquacoles sont importants lorsqu'il s'agit d'évaluer les effets potentiels des activités aquacoles sur l'environnement. Le cuivre et le zinc sont des exemples de traceurs directs des déchets de l'aquaculture (aliments granulés et matières fécales) ainsi que des agents antisalissures appliqués aux systèmes de parcs en filet (Yeats *et al.* 2005; Sutherland *et al.* 2007a). Étant donné que certains éléments traces (p. ex. le cadmium, le molybdène, le cuivre, le zinc et l'uranium) s'accumulent de manière préférentielle dans des conditions d'oxydoréduction, ceux-ci peuvent également servir de traceurs indirects ou d'indicateurs d'oxydoréduction des sédiments pour les événements de charge organique benthique (Smith *et al.* 2005; Macdonald *et al.* 2008; Laing *et al.* 2009; Sutherland *et al.* 2011b). Les éléments traces indicateurs d'oxydoréduction conviennent aux évaluations environnementales de l'aquaculture de bivalves, de manière semblable aux traceurs directs (p. ex. zinc et cuivre) que l'on a utilisés comme traceurs des aliments et des matières fécales associés aux évaluations de la pisciculture marine. De plus, on peut utiliser les éléments traces indicateurs de l'oxydoréduction des sédiments pour compléter les systèmes existants de classification des sulfures et de l'oxydoréduction conçus pour évaluer les répercussions sur le milieu benthique (Wildish *et al.* 2001; Hargrave *et al.* 2008). Yeats et ses collaborateurs (2005) et Sutherland et ses collaborateurs (2007a), par exemple, ont montré que la géonormalisation des éléments traces par rapport à la teneur en lithium constitue un moyen efficace pour différencier les influences anthropiques de la variabilité naturelle sous-jacente (Loring 1990, 1991; Aloupi et Angelidis 2001). Cette technique permet de calculer des concentrations excessives (c.-à-d. supérieures au niveau naturel) d'éléments traces, qui sont définies comme des concentrations d'éléments traces se situant au-dessus de la limite supérieure de l'intervalle de confiance d'une régression des concentrations d'éléments traces par rapport à la teneur naturelle en lithium (figure 4; Sutherland *et al.* 2007a). De plus, on peut catégoriser les éléments traces en excès selon les Recommandations canadiennes pour la qualité des sédiments (Conseil canadien des ministres de l'environnement [CCME] 1995) et les superposer à une relation faune-sulfure pour caractériser l'exposition à des facteurs de stress multiples et les effets cumulatifs sur la faune (figure 5; Sutherland *et al.* 2011b).

2.3.3.1. Seuil réglementaire de gestion

On peut appliquer les Recommandations canadiennes pour la qualité des sédiments présentées par le CCME aux concentrations d'éléments traces dans les sédiments afin de déterminer si les niveaux dépassent la concentration seuil produisant un effet (CSE) ou la concentration d'effet probable (CEP). Des effets biologiques néfastes se produisent rarement en deçà de la CSE et plus probablement au-dessus de la CEP en cas d'exposition du biote à ces concentrations d'éléments traces (CCME 1999).

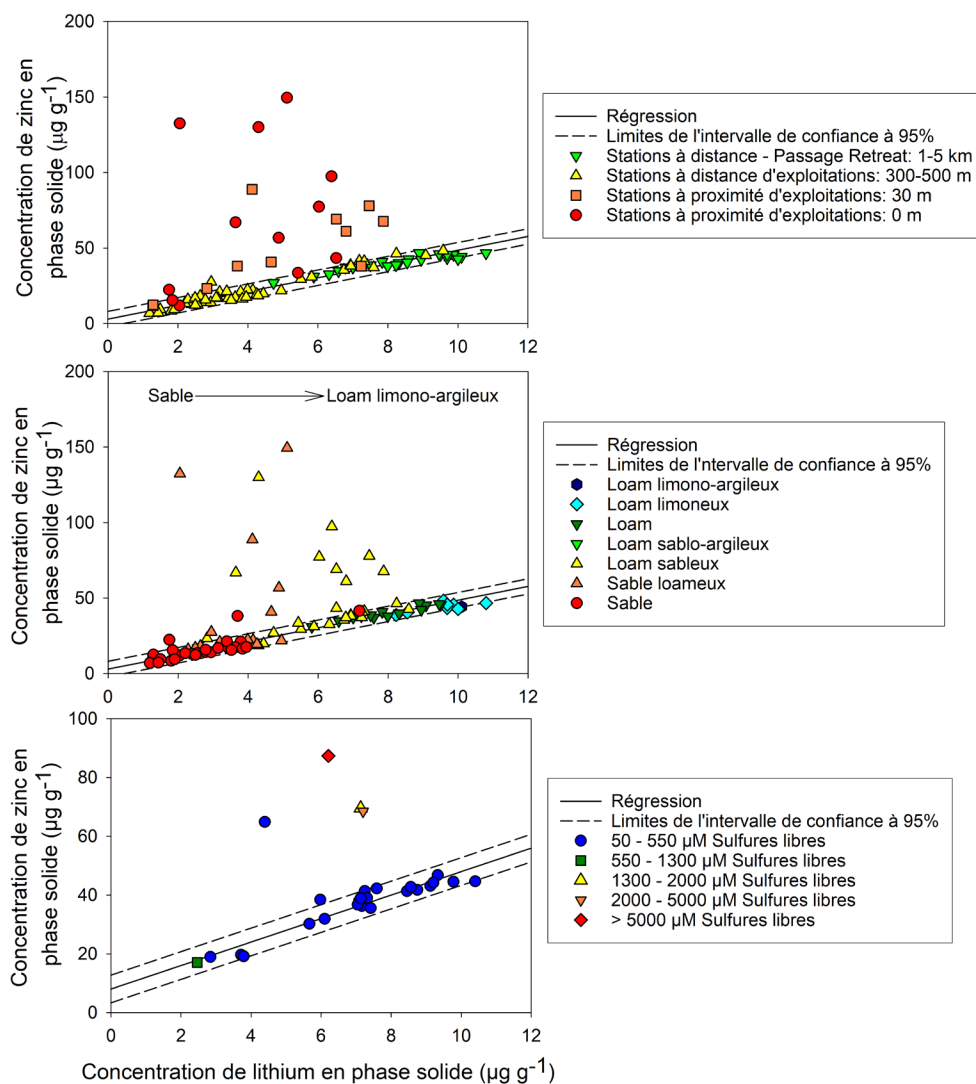


Figure 4 : Régression naturelle des concentrations de zinc et de lithium en phase solide, les concentrations excédentaires (supérieures à la limite naturelle) se situant au-dessus de la limite supérieure de l'intervalle de confiance (ligne pointillée) de la régression (ligne continue). Les données sont codées par couleur en fonction de la distance de l'exploitation (A), du type de substrat (B) et des concentrations de sulfure dans l'eau interstitielle (C) [Sutherland et al. 2007a].

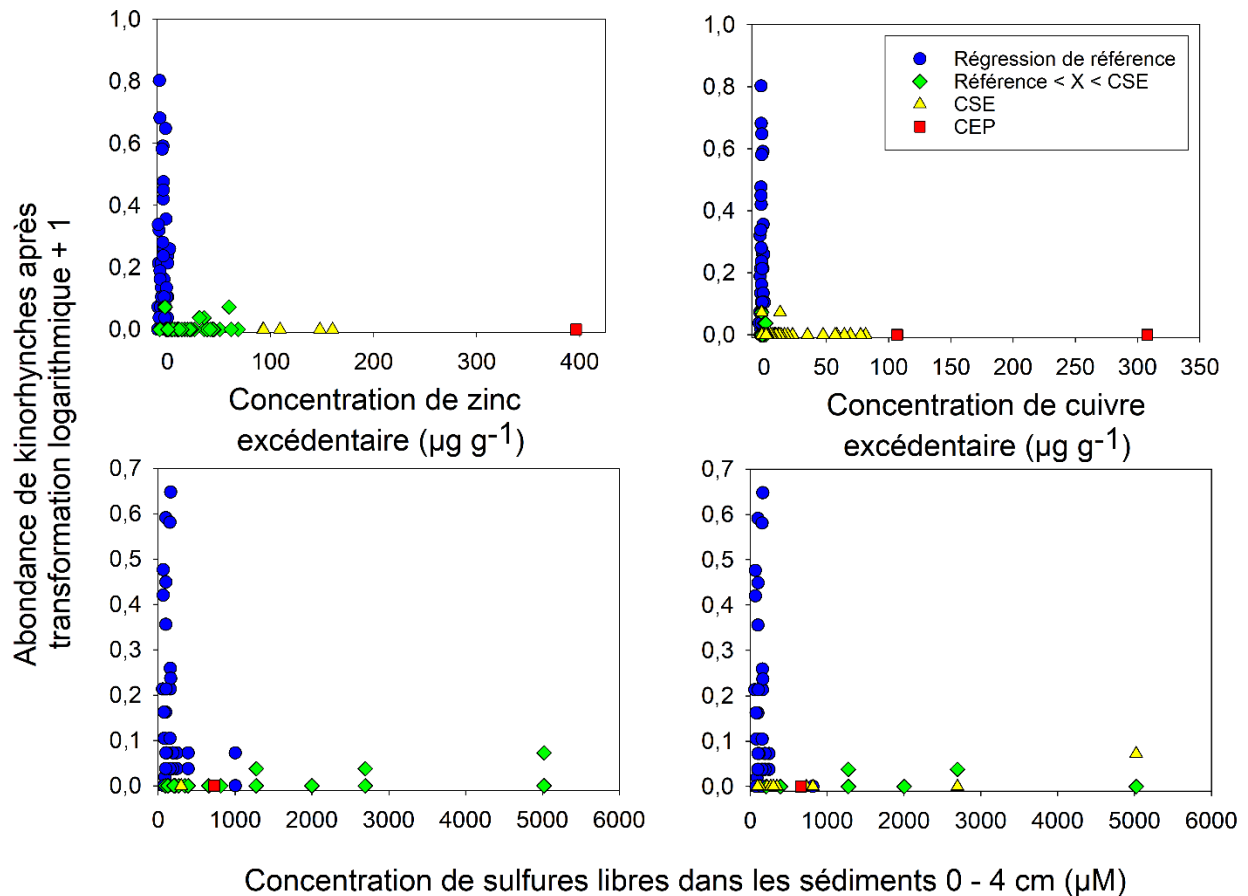


Figure 5 : Relation entre l'abondance de la méiofaune (kinorhynches) et l'excès (au-dessus du niveau naturel) d'éléments traces (zinc et cuivre) après élimination des concentrations naturelles (graphiques du haut). Les graphiques inférieurs montrent l'interaction entre les kinorhynches et les éléments traces en fonction des concentrations de sulfure dans l'eau interstitielle des sédiments (Sutherland et al. 2011b).

2.3.3.2. Collecte sur le terrain

Un échantillon de sédiments destiné à l'analyse des éléments traces sera prélevé dans un bocal en polyéthylène de 100 ml lavé à l'acide (tableau 1). On doit choisir les protocoles des techniques de lavage à l'acide en fonction de la composition du bocal d'échantillon, de l'oligo-élément visé et de la méthode d'analyse (Reimann *et al.* 1999). Cet échantillon sera prélevé de manière similaire que pour celui des variables organiques entreposées dans le premier bocal de 100 ml. Cet échantillon doit rester congelé pendant le transport vers le laboratoire et l'entreposage dans l'installation.

2.3.3.3. Analyse en laboratoire

On commence par retirer les échantillons de sédiments du congélateur et on les laisse décongeler pendant une à deux heures dans le laboratoire, ou toute la nuit dans un réfrigérateur. On doit décongeler les bocaux d'échantillons en s'assurant que les couvercles sont bien fixés sur les bocaux. En raison de la sédimentation des échantillons pendant le transport et l'entreposage, il faudra les mélanger soigneusement avant et pendant leur transfert. On doit étiqueter de petits béciers en verre lavés à l'acide (15 ml) en vue du processus de séchage. Afin d'éviter toute contamination métallique, il ne faut pas utiliser de casseroles

chargées de métal (aluminium). Les échantillons doivent être envoyés à un laboratoire accrédité capable d'analyser les éléments traces selon la méthode ICP-AES 200.15 de l'US EPA à l'aide d'un nébuliseur à ultrasons (US-EPA 1994). Le processus de digestion suit celui de la digestion partielle ou méthode SALM (Strong Acid Leachable Metals), où un échantillon est passé dans un tamis de un millimètre, séché à moins de 60 °C, puis digéré dans un mélange d'acides nitrique (HNO₃) et chlorhydrique (HCl) concentrés à 90 °C pendant deux heures. La teneur en éléments traces des extraits est ensuite analysée par spectroscopie d'émission atomique à plasma à couplage inductif (ICP-AES) pour la majorité des éléments et par spectrométrie de masse à plasma à couplage inductif (ICP-MS) pour les éléments traces (p. ex. Sb, La, Tl, Sn et U). Les ensembles de services analytiques peuvent consister en une série d'éléments traces comprenant, par exemple, les éléments suivants : aluminium (Al), antimoine (Sb), arsenic (As), baryum (Ba), cadmium (Cd), calcium (Ca), chrome (Cr), cobalt (Co), cuivre (Cu), fer (Fe), plomb (Pb), lithium (Li), magnésium (Mg), manganèse (Mn), molybdène (Mo), nickel (Ni), phosphore (P), potassium (K), silicium (Si), sodium (Na), strontium (Sr), soufre (S), thallium (Tl), étain (Sn), titane (Ti), uranium (U), vanadium (V) et zinc (Zn). Le mercure nécessite généralement une méthode d'analyse distincte qui consiste en une digestion avec un mélange HCl/HNO₃ et une analyse par spectrophotométrie d'absorption atomique à vapeur froide.

2.3.4. SULFURE DANS L'EAU INTERSTITIELLE DES SÉDIMENTS

On a associé des événements d'enrichissement organique benthique à des activités d'aquaculture de poissons et de bivalves en milieu marin (Dahlback et Gunnarsson 1981; Tenore *et al.* 1982; Carter 2004; Nizzoli *et al.* 2006; Cranford *et al.* 2006, 2009; Carlsson *et al.* 2009; Hargrave 2010; McKindsey *et al.* 2011), probablement en raison du dépôt de déchets organiques sous forme d'aliments granulés, de matières fécales, de poissons morts ou de matières d'encrassement des engins. L'accumulation de matières organiques a pour effet d'augmenter la demande benthique en oxygène, et dans ces conditions, des concentrations élevées de sulfure dans l'eau interstitielle des sédiments peuvent se développer en raison d'un passage de la respiration microbienne aérobie à la respiration anaérobie impliquant la réduction des sulfates (Holmer *et al.* 2005). Ce phénomène peut à son tour favoriser des changements dans la diversité de la macrofaune (Stenton-Dozey *et al.* 2001; Brooks et Mahnken 2003) et de la méiofaune (Sutherland *et al.* 2007c; Bouchet *et al.* 2007) le long de gradients d'enrichissement organique issus de l'aquaculture.

Seuil réglementaire de gestion

On a élaboré des systèmes de classification des répercussions des sulfures dans les sédiments (p. ex. intervalles de seuils) dans les régions du Pacifique et des Maritimes aux fins d'études sur les poissons benthiques (Sutherland *et al.* 2007c; Hargrav *et al.* 2008; RAA 2019) et les bivalves (Cranford *et al.* 2006). Les protocoles de surveillance environnementale des poissons à nageoires de la Colombie-Britannique comprennent les catégories de répercussions des sulfures suivantes : < 700 uM (oxique A); de 700 à 1 300 uM (oxique B); 1 300 uM (hypoxique); 4 500 uM (anoxique). Bien que l'on élabore présentement diverses méthodes à titre de candidates potentielles aux fins de l'évaluation des sulfures dans les sédiments (p. ex. la spectrophotométrie UV; Cranford *et al.* 2017), le présent document décrit la méthode d'électrode sélective d'ions (ESI) employée jusqu'à présent au Canada, d'après les recommandations formulées dans des publications évaluées par des pairs et lors de processus du SCAS (MPO 2005; Wildish *et al.* 2005; Cranford *et al.* 2006, 2012; Sutherland *et al.* 2007c).

Préparation en laboratoire et analyse sur place de la concentration de sulfure dans l'eau interstitielle des sédiments

Il est important de noter que les mesures de sulfure dissous ne doivent être utilisées que pour les sédiments mous ayant des proportions relativement élevées de limon-argile et de teneur en eau, semblables à ceux pour lesquels la méthode et les seuils ont été établis. Les sédiments mixtes, grossiers ou meubles qui ne maintiennent pas un tissu sédimentaire et ne retiennent pas le sulfure de l'eau interstitielle pendant la collecte et le transfert d'un échantillon entraîneront des estimations de sulfure dissous non représentatives (MER Assessment corporation 2008).

On doit préparer les étalons de sulfure (sulfure de sodium non-ahydraté) au laboratoire avant de commencer le travail sur le terrain. On doit remplir une ESI de sulfure d'argent ORION^{MC} de Thermo Scientific (6916BNWP) avec la solution de remplissage « Optimum results A » (Orion 900061) 24 heures avant l'utilisation pour permettre à l'électrode de s'équilibrer. On doit étalonner l'ESI de sulfure d'argent ORION^{MC} de Thermo Scientific (6916BNWP) immédiatement avant le prélèvement des échantillons de sédiments, en raison de la durée de vie limitée des solutions d'étalonnage (trois heures; Wildish *et al.* 1999; RAA 2019). Il est important que la concentration de sulfure dans l'eau interstitielle des sédiments soit analysée au moment de la collecte des échantillons sur le terrain en raison de la nature volatile des sulfures et du risque d'artefacts d'oxydation pendant l'entreposage des échantillons et leur transport vers le laboratoire (Wildish *et al.* 1999). La méthode pour extraire un échantillon de sédiments de surface sur une profondeur de deux centimètres à partir d'une seringue déployée dans la partie profonde et centrale de l'échantillon est décrite dans la section 2.2.2 « Ordre de prélèvements des sous-échantillons (benne ou carottier) » ou dans le document de Sutherland et ses collaborateurs *al.* (2007c). On doit placer l'échantillon de sédiments de surface (deux centimètres) directement dans un bocal de 100 ml en polyéthylène lavé à l'acide contenant un volume égal de solution tampon antioxydante sulfurée. On doit mélanger soigneusement les sédiments et la solution tampon antioxydante sulfurée avant la collecte des mesures de sulfure, puis agiter doucement le tout jusqu'à ce que la sonde se stabilise et après cette stabilisation. Pendant le processus de tourbillonnement, il est important d'éviter tout contact entre la sonde, le bocal et les sédiments pour éviter de rayer l'extrémité de la sonde. On enregistre la concentration en sulfure dans l'eau interstitielle des sédiments ($\Sigma\text{H}_2\text{S} = \text{H}_2\text{S} + \text{HS}^- + \text{S}^{2-}$) à l'aide de l'électrode de sulfure d'argent équipée d'un dispositif de mesure portable et compatible « Orion ISE » de Thermo Scientific.

2.3.5. POTENTIEL D'OXYDORÉDUCTION DES SÉDIMENTS

On peut mesurer le potentiel d'oxydoréduction des sédiments pour déterminer la profondeur de discontinuité du potentiel d'oxydoréduction, qui reflète une diminution marquée de la disponibilité de l'oxygène dans les sédiments à une certaine couche de la colonne sédimentaire (Nilsson et Rosenberg 1994). On a mis au point des méthodes rentables de mesure du sulfure dans l'eau interstitielle et d'oxydoréduction des sédiments aux fins de la surveillance des sédiments mous à proximité des installations de pisciculture marine au Canada (Wildish *et al.* 1999, 2001). On mesure le potentiel d'oxydoréduction (E_{ENH}) à l'aide d'une électrode de platine, où les valeurs négatives sont associées à des conditions hypoxiques et anoxiques, tandis que les valeurs positives sont associées à des sédiments oxygénés. Bien que le potentiel d'oxydoréduction soit considéré comme une variable de surveillance dans le RAA (2019), on l'utilise en tandem avec les concentrations de sulfure dans l'eau interstitielle des sédiments uniquement pour valider les classifications oxiques et anoxiques par le biais d'une relation inverse selon $\log_{10}(\text{S})-(E_{\text{H}})$ linear (figure 6) [Sutherland *et al.* 2007c; Wildish *et al.* 2005]. On n'utilise pas le potentiel d'oxydoréduction individuellement pour évaluer la qualité des sédiments

en raison des facteurs suivants : 1) grande variabilité des résultats entre les sondes (Wildish *et. al.* 2004); 2) mauvaise précision dans les sédiments oxydés (Wildish *et. al.* 1999; Brooks et Mahnken 2003; Giles 2008); 3) marquage ou empoisonnement de la pellicule de platine (accumulation de précipités) lié à une utilisation accrue.

2.3.5.1. Prise de mesures sur place

Potentiel d'oxydoréduction (E_{ENH}) : on collecte les mesures à l'aide de la combinaison d'une électrode standard d'hydrogène (ESH) de potentiel d'oxydoréduction du platine ORION de Thermo Scientific (Orion 9678BNWP) avec un compteur « Orion ISE » de Thermo Scientific (similaire à celui utilisé pour les mesures du sulfure). On remplit l'électrode d'oxydoréduction de solution de remplissage (4 M KCl avec de l'Ag/AgCl; Orion 900011) 24 heures avant son utilisation. On étalonne l'électrode de potentiel d'oxydoréduction avec la solution « ORP Orion^{MC} » de Thermo Scientific (967901) et on peut utiliser celle-ci pour vérifier périodiquement le bon fonctionnement de l'électrode. On peut insérer l'électrode de potentiel d'oxydoréduction directement dans les sédiments sans briser le tissu sédimentaire, ce qui pourrait entraîner la fissuration des sédiments, le drainage de l'eau interstitielle et une exposition à l'air (oxygène). On consigne la valeur du potentiel d'oxydoréduction après une période d'équilibre de l'électrode de trois minutes. On consigne la température des sédiments au moment de la mesure et on l'utilise pour corriger les valeurs du potentiel d'oxydoréduction. Si des dépôts se forment sur la plaque de l'électrode (Wildish *et. al.* 2004), il faut nettoyer la plaque de platine avec le papier de finition fourni par le fabricant.

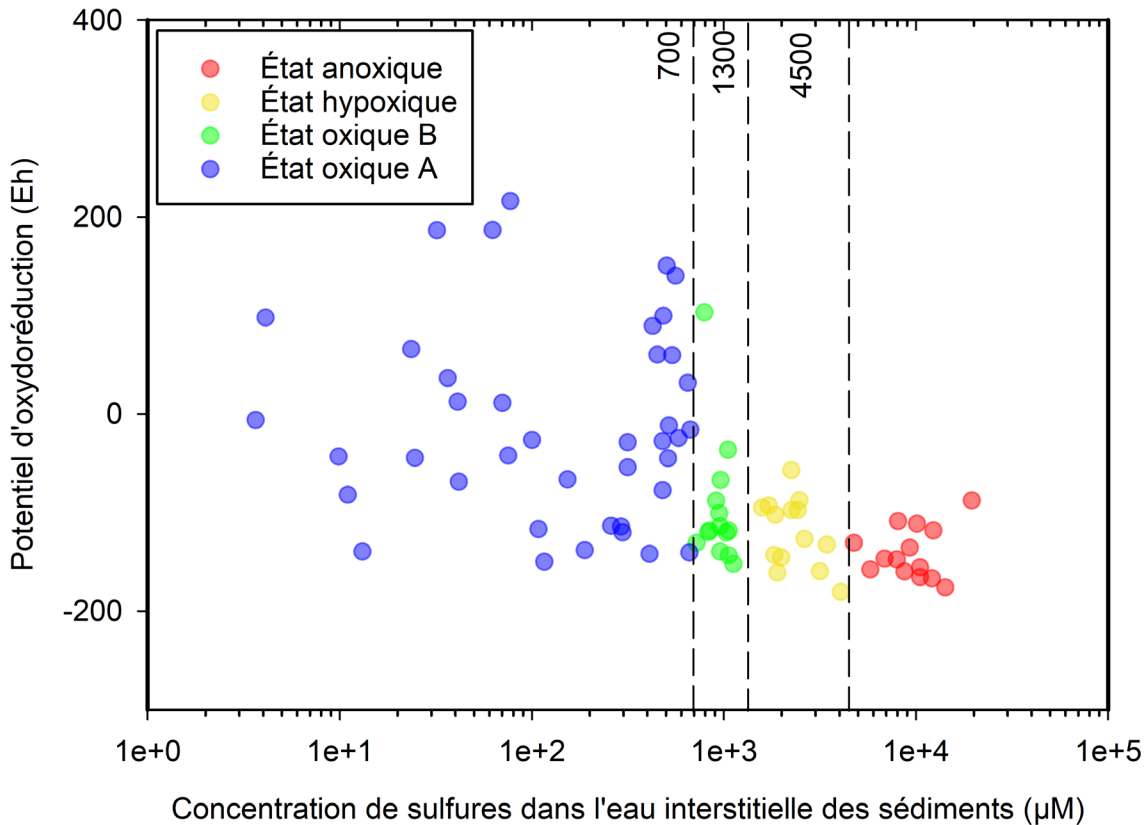


Figure 6 : Relation entre la concentration de sulfures dans l'eau interstitielle des sédiments et le potentiel d'oxydoréduction (E_{ENH}) selon un système de classification des répercussions des sulfures (RAA 2019).

2.3.6. BACTÉRIES OXYDANT LE SULFURE

On considère les bactéries oxydant le sulfure comme un indicateur primaire des substrats riches en matières organiques et hyper-sulfurés associés aux activités aquacoles dans les fjords profonds (Krost *et. al.* 1994; Sutherland *et. al.* 2018a), les golfes et les baies (Weston 1990; Macleod *et. al.* 2004), ainsi que les lits de maërl sublittoraux (Hall-Spencer *et. al.* 2006). Les bactéries formant des tapis nécessitent un gradient oxique-anoxique élevé sur une échelle verticale de millimètres à proximité de l'interface eau-sédiments (Jorgensen et Revsbech 1983; Teske et Nelsen 2006; Preisler *et. al.* 2007). Bien que l'établissement d'une chimiocline de sulfure à la surface des sédiments mous soit commun, les bactéries oxydant le sulfure sont opportunistes dans la mesure où elles habitent également les substrats mixtes et durs (p. ex. autour de la base des rochers et dans les crevasses; Sutherland *et. al.* 2018a). Il est important de noter que les bactéries oxydant le sulfure peuvent également être présentes dans des milieux naturels caractérisés par des sédiments ayant une très faible teneur en oxygène (Jorgensen *et. al.* 2010; MacGregor *et. al.* 2013) ainsi que dans des zones affectées par des apports non aquacoles constitués de dépôts de déchets de bois (Elliott *et. al.* 2006) et d'écoulements d'eaux usées (Kim *et. al.* 2007). Des rejets d'eaux usées ainsi que le transport et l'entreposage de billes (flottage) ont lieu dans la région du Pacifique. On doit tenir compte des répercussions cumulatives des nombreuses influences anthropiques et de la sélection appropriée des sites de référence lors de l'évaluation des bactéries oxydant le sulfure et des complexes de polychètes opportunistes en tant qu'indicateurs des activités aquacoles.

2.3.6.1. Seuil réglementaire de gestion

Pour l'échantillonnage de sédiments mous, il faut déclarer la présence ou l'absence de bactéries oxydant le sulfure dans un échantillon prélevé au moyen d'une benne conformément à l'annexe 8 du *Règlement sur les activités aquacoles* (RAA 2019). On applique les exigences de déclaration et un seuil réglementaire à la couverture spatiale des bactéries oxydant le sulfure dans le cadre des relevés par transects vidéo associés aux substrats durs. Pour de plus amples renseignements, voir la section 3.0 du présent rapport intitulée « Méthodes de surveillance des substrats benthiques durs ».

2.3.6.2. Collecte sur le terrain

Étant donné que les bactéries oxydant le sulfure sont restreintes à l'interface eau-sédiments des substrats mous en raison de leur dépendance à l'égard des gradients oxique-anoxique élevé en millimètres de profondeur (Jorgensen et Revsbech 1983), on peut quantifier les estimations du pourcentage de couverture des tapis bactériens à la fois de manière visuelle et analytique en fonction : 1) de sédiments subtidiaux, à l'aide d'une benne (surface minimale : 0,1 m²; profondeur : environ 16 cm); ou 2) de sédiments intertidaux, à l'aide d'un quadrat (surface minimale : 0,25 m²). En termes d'estimations visuelles, on peut enregistrer le pourcentage de couverture des tapis bactériens sur place selon les incréments spatiaux suivants : clairsemé, 5, 10, 20, 30, 40, 50, 60, 70, 80, 90 ou 100 %. On peut décrire la texture des tapis par une combinaison des descripteurs suivants : couleur, épaisseur (épaisse ou fine) et porosité (solide, en réseau ou voilée). On peut également collecter et analyser des photos ou des vidéos de la zone étudiée (Sutherland *et. al.* 2018a, 2019a).

2.3.6.3. Analyse en laboratoire

On peut utiliser un logiciel de retouche photo (p. ex. Photoshop) pour filtrer les tapis bactériens par couleur, épaisseur ou texture pour les distinguer des substrats de fond et numériser leur couverture spatiale. On doit normaliser les estimations spatiales dérivées des photos par rapport aux estimations visuelles sur place afin de vérifier les informations obtenues sur le terrain. Par ailleurs, étant donné que les bactéries oxydant le sulfure (p. ex. celles du

genre *Beggiatoa*) ont de grandes cellules et de grands filaments, on peut collecter des échantillons de la surface des sédiments et les examiner au microscope et phylogéniquement (amplification par la PCR; séquençage du gène ARNr 16S) aux fins d'évaluations de la répartition et de l'abondance et de la communauté taxonomique, respectivement (Preisler *et. al.* 2007; Jorgensen *et. al.* 2010). On peut effectuer l'examen au microscope en mettant en suspension un poids connu de sédiments humides et en déterminant le nombre (abondance) et les dimensions (biomasse) des cellules en fonction d'un volume connu sur une lame de microscope.

En ce qui concerne les méthodes d'extraction de l'ADN, les cellules du genre *Beggiatoa* qui sont occupées par des granules de soufre, une vacuole centrale et un faible volume cytoplasmique peuvent être responsables des faibles quantités d'ADN chromosomique disponibles aux fins de l'extraction de l'ADN. Ce scénario peut expliquer l'absence de détection de taxons du genre *Beggiatoa* dérivés de l'ADN que l'on a détectés visuellement lors de relevés par caméra des fonds marins (Bissett, Bowman et Burke 2006; Schulz et Jorgensen 2001). Cependant, Dowle et ses collaborateurs (2015) ont suggéré que 1) la détection par l'ADN a pu être réalisée grâce à une fréquence plus élevée de collecte d'échantillons; 2) bien que les bactéries formant des tapis aient été détectées au moyen de l'analyse de l'ADN, elles étaient présentes sous la forme d'un proche parent de *Beggiatoa* spp. D'autres recherches sont nécessaires pour clarifier les méthodes (p. ex. la collecte, l'entreposage, la préservation, l'isolement et le séquençage) qui fourniront une résolution de détection appropriée des bactéries oxydant le soufre à l'aide de ces techniques de métacodage à barres. En outre, ces approches non visuelles, dérivées de l'ADN, peuvent être coûteuses ou plus ou moins pratiques pour un programme de surveillance ou de gestion réglementaire, selon l'objectif et les ressources.

2.3.7. COMPLEXES DE POLYCHÈTES OPPORTUNISTES (CPO)

Comme les bactéries oxydant le soufre, les CPO peuvent être présents dans : 1) des milieux naturellement riches en matières organiques (Pearson et Rosenberg 1978; Pearson *et. al.* 1983; Ramskov et Forbes 2008; Rabalais *et. al.* 2013); 2) des décharges d'eaux usées dont les apports ne proviennent pas de l'aquaculture (Blackstock *et. al.* 1986); 3) des gradients riches en matières organiques associés aux activités piscicoles (Macleod *et. al.* 2004; Tomassetti et Porrello 2005; Paxton et Davey 2010; Martinez-Garcia *et. al.* 2013). Les CPO se trouvent à la surface des sédiments (épifaune), dans la colonne de sédiments (endofaune) et dans les placages recouvrant les corniches rocheuses (Emmett *et. al.* 2007; Sutherland *et. al.* 2018a, 2019a). Contrairement aux bactéries oxydant le soufre, les CPO ne se limitent pas aux zones présentant des gradients d'oxydoréduction élevés à l'interface eau-sédiments. Le cycle de reproduction des populations et la réponse aux changements brusques des apports organiques peuvent influencer leur présence ou leur absence et il faut en tenir compte lors de la surveillance des CPO (Pearson *et. al.* 1983; Ramskov et Forbes 2008; Soto *et. al.* 2009). La présence en dents de scie de populations peut poser des problèmes quant à leur utilisation en tant qu'indicateur et il faut en assurer un suivi au fil du temps.

2.3.7.1. Seuil réglementaire de gestion

Pour l'échantillonnage de sédiments mous, il faut déclarer la présence ou l'absence de CPO dans un échantillon prélevé au moyen d'une benne conformément à l'annexe 8 du *Règlement sur les activités aquacoles* (RAA 2019). On applique les exigences de déclaration et un seuil réglementaire aux CPO dans le cadre des relevés par transects vidéo associées aux substrats durs. Pour de plus amples renseignements, voir la section 3.0 du présent rapport intitulée « Méthodes de surveillance des substrats benthiques durs ».

2.3.7.2. Collecte sur le terrain

On peut quantifier les estimations de pourcentage de couverture des tapis de CPO par unité de surface en fonction de sédiments subtidiaux recueillis à l'aide d'une benne (surface minimale de 0,1 m²) ou de sédiments intertidaux recueillis à l'aide d'un cadre de quadrat placé sur le substrat (surface minimale : 0,5 m²). Comme pour les bactéries oxydant le sulfure, des photos ou des vidéos de la zone de relevé peuvent être collectées et analysées ultérieurement (Sutherland *et. al.* 2019a). En ce qui concerne les estimations de subsurface des CPO endofauniques dans les sédiments mous, il faut se référer aux méthodes pour la macrofaune décrites dans la section ci-dessous. Pour déterminer les estimations de CPO associées aux substrats de fond durs, reportez-vous à la section 3.0 du présent rapport intitulée « Méthodes de surveillance des substrats benthiques durs ».

2.3.7.3. Analyse en laboratoire

On peut utiliser un logiciel de retouche photo (p. ex. Photoshop) pour filtrer les annélides individuels des CPO par couleur, forme, ou texture dans le but de : 1) les distinguer du substrat de fond; 2) numériser leur couverture spatiale par zone d'étude (%). Il faut normaliser les estimations spatiales dérivées des photos avec les estimations visuelles effectuées sur place. En ce qui concerne les CPO endofauniques, on peut identifier les individus de manière morphométrique en utilisant la microscopie ou des codes à barres au moyen du séquençage de l'ADN. On doit utiliser un niveau élevé de tri taxonomique des taxons afin de réduire les coûts d'analyse pour les méthodes d'identification par morphométrie et codes à barres.

2.3.8. MACROFAUNE (> 0,5 MM)

Des changements dans la diversité, l'abondance ou la biomasse ont été observés dans les communautés macrofauniques lorsqu'elles sont exposées à un enrichissement organique benthique (Pearson et Rosenberg 1978; Diaz et Rosenberg 1995). De plus, des changements dans les paramètres macrofauniques ont été détectés en raison de l'influence des gradients d'enrichissement organique associés à l'aquaculture des bivalves (Cranford *et. al.* 2006). Les taxons des CPO sont des indicateurs macrofauniques communs associés aux conditions hyper-sulfureuses et anoxiques liées au dépôt et à l'accumulation de matières organiques (Pearson et Black 2001; Harstein *et. al.* 2004; Dumbauld *et. al.* 2009; Forrest *et. al.* 2009; Frechette 2012). En outre, on peut se servir du rapport entre les polychètes et les amphipodes comme indicateur de l'enrichissement organique, car il permet de représenter une caractérisation tolérante (polychètes) par rapport à une caractérisation sensible (amphipodes) d'un habitat changeant (Mangion *et. al.* 2017). On considère ce rapport comme un indice biotique benthique (amphipodes et polychètes opportunistes benthiques) dans le cadre d'une évaluation de l'état écologique élaborée aux fins de la directive-cadre européenne sur l'eau (DCE 2000/60/CE). En vertu de celle-ci, il est recommandé que, pour cet indice, on autorise uniquement l'inclusion de polychètes indicateurs de l'enrichissement organique connus localement (p. ex. *Capitella* spp.) afin d'augmenter la sensibilité de l'indice aux changements d'habitat (polychètes et amphipodes opportunistes benthiques – pisciculture; Aquado-Gimenez *et. al.* 2015). L'utilisation de l'indice sur les polychètes et amphipodes opportunistes benthiques est moins chronophage et nécessite moins d'expertise pour trier les échantillons, identifier les taxons et analyser les données, surtout si l'on considère que d'autres indices biotiques reposent sur une évaluation taxonomique complète de la macrofaune (p. ex. les indices Shannon, Simpson et AMBI).

Pour quantifier la macrofaune, on doit séparer les organismes des grains de sédiments à l'aide d'un tamis dont la taille des mailles ne dépasse pas un millimètre (Rumohr 2009). On utilise généralement ce tamis pour évaluer les communautés de macrofaune dans le cadre des programmes de surveillance de l'environnement, et ce, afin d'éviter les problèmes de logistique

et de temps associés à l'obstruction et au débordement subséquent des tamis. On peut utiliser un tamis de 0,5 mm pour des objectifs précis concernant : 1) les organismes adultes de plus petite taille; 2) les stades de vie juvéniles des taxons cibles ayant un cycle de vie court; 3) les taxons souples ou vermiformes (mesurant plus de un millimètre) qui peuvent passer à travers le tamis de un millimètre. La figure 7 montre une table de tamisage où un tamis de un centimètre placé au-dessus d'un tamis de 0,5 mm sont utilisés pour collecter la macrofaune. On peut également utiliser une benne pour évaluer l'habitat d'enfouissement du lançon du Pacifique qui tire profit des habitats benthiques dans le cadre de son mode de vie (Robinson *et. al.* 2013).

2.3.8.1. Collecte sur le terrain (en zone subtidale)

On peut vider les sédiments recueillis à l'aide d'une benne dans un seau étiqueté puis les transférer immédiatement sur la table de tamisage afin de les traiter. On utilise une série de tamis empilés sur un bac collecteur soutenu par un support à crémaillère pour tamiser simultanément des fractions de différentes tailles. Ce système permet de réduire le risque de déversement et de perte d'échantillons lors du transfert des échantillons entre les tamis et dans les seaux à échantillons (CIEM 1994). On recommande d'utiliser une pile de deux tamis recouvrant un bac collecteur (un mètre sur un mètre) pour traiter de grands volumes d'échantillons (surface de la benne : 0,1 m²; Pohle et Thomas 1997) et les sédiments limoneux que l'on trouve près des exploitations aquacoles et sur les fonds marins en eaux profondes de la région du Pacifique.

Le tamis supérieur, constitué de mailles de un centimètre, retient le gravier, le bois, les fragments de coquilles, les algues et la mégafaune qui peuvent nuire aux organismes plus petits capturés par le tamis de un millimètre. Les matières que l'on trouve sur le tamis supérieur peuvent abriter des organismes plus petits et on doit donc verser doucement de l'eau sur elles pour permettre à ces organismes de passer à travers le tamis de un centimètre. Le deuxième tamis est constitué de mailles de un millimètre, que l'on utilise pour définir la catégorie de taille de la macrofaune dans les programmes de surveillance (Rumohr 2009). On utilise de l'eau de mer filtrée (filtre de 100 µm de porosité) pour faire passer doucement et simultanément les sédiments et la macrofaune à travers le système de tamis empilés tout en s'assurant de ne pas permettre à de nouveaux organismes (p. ex. des copépodes ou des larves) de s'introduire dans l'échantillon benthique. La pression de l'eau doit être douce, car il faut éviter d'endommager les organismes fragiles (p. ex. les polychètes) et de pousser les organismes à corps mou (p. ex. les vermiformes) à travers les mailles du tamis, et de créer ainsi des artefacts dans le processus de fractionnement selon la taille. Pour réduire l'obstruction d'un tamis une fois que les sédiments se sont déposés à la surface, on peut introduire de l'eau afin de fluidifier l'échantillon et agiter le tamis afin de mettre les sédiments en suspension et permettre ainsi à l'eau et au biote de passer à travers les mailles. On doit ramasser à la main les polychètes et les autres organismes fragiles dans le tamis à l'aide de pinces pour éviter d'endommager les organismes avec des outils de grattage sur la surface du tamis. On conserve généralement la macrofaune dans du formaldéhyde à 4 % (formol à 10 %) et on la tamponne avec du Borax (tétraborate de sodium) pour éviter la dissolution des coquilles (Rumohr 2009). On peut collecter des échantillons répétés en fonction de la nature de l'étude et des ressources.



Figure 7 : Tamisage d'un échantillon de macrofaune à l'aide de tamis empilés (un centimètre et 0,5 mm) placés sur une table de tamisage. Sur la photo de droite, le tamis de un centimètre est en arrière-plan, tandis que l'échantillon de macrofaune est prélevé sur le tamis de 0,5 mm.

2.3.8.2. Collecte sur le terrain (en zone intertidale)

On peut utiliser le carottage par pression (diamètre intérieur : 10 cm; hauteur : 25 cm) pour collecter la macrofaune endofaunique dans une zone intertidale (Sutherland *et. al.* 2013). On pousse le carottier dans les sédiments jusqu'à ce que le bord inférieur atteigne 20 cm de profondeur dans le substrat. On peut marquer l'intervalle de profondeur d'échantillonnage de 20 cm sur l'extérieur du carottier pour en assurer une pénétration précise. On excave les sédiments à l'extérieur du carottier jusqu'à la base de ce dernier, sur laquelle on applique un bouchon avant de récupérer le carottier et l'échantillon de sédiments qu'il contient.

2.3.8.3. Analyse en laboratoire

On peut identifier la macrofaune de manière morphométrique par microscopie ou par code à barres grâce au séquençage de l'ADN. On doit utiliser un niveau élevé de tri taxonomique des taxons afin de réduire les coûts d'analyse pour ces deux méthodes. En ce qui concerne le dénombrement de la macrofaune, on scanne les organismes sous un grossissement de 10x et 40x à l'aide d'un stéréomicroscope (p. ex. le microscope Leica Wild M3Z). L'identification peut se faire à l'aide de clés dichotomiques publiées (p. ex. Kozloff 1996) et de manuels (p. ex. Harbo 1999). On normalise l'abondance de la macrofaune en fonction de la zone et de la profondeur des sédiments inscrits dans les spécifications de la benne ou du carottier.

2.3.9. MÉIOFAUNE (DE 0,063 À 0,5 MM)

L'influence des activités aquacoles sur la méiofaune peut se traduire par une diminution de l'abondance et un changement dans la richesse taxonomique (Duplisea et Hargrave 1996; La Rosa *et. al.* 2001; Mirto *et. al.* 2000). En Colombie-Britannique, on a observé que plusieurs groupes de taxons (kinorhynchues, crustacés et polychètes) ont montré des réponses aux gradients de sulfure et on a recommandé ceux-ci comme indicateurs des activités aquacoles (Sutherland *et. al.* 2007c). Comparativement à la macrofaune, on considère que l'analyse de la méiofaune est rentable, pratique (petit volume; $10,6 \text{ mL}^{-3}$), caractérisée par moins de groupements taxonomiques morphologiques et une faible résolution taxonomique et nécessite moins de temps de dénombrement par échantillon. Le ratio nématodes-copépodes, qui représente le rapport entre un taxon tolérant (les nématodes) et un taxon plus sensible (les

copépodes harpacticoïdes), a montré du potentiel en ce qui a trait à la caractérisation de gradients d'enrichissement organique issus de l'aquaculture (Sutherland *et. al.* 2007c). L'application de méthodes de métacodage de l'ADN environnemental (ADNe) a montré que les taxons de la taille de la méiofaune (p. ex. les foraminifères) peuvent représenter un bio-indicateur utile des interactions entre l'aquaculture et l'environnement (Pawlowski *et. al.* 2016). He et ses collaborateurs (2019) ont utilisé le métacodage de l'ADNe pour caractériser la relation entre les foraminifères le long des gradients d'enrichissement organique en association avec les activités aquacoles en Colombie-Britannique. Cependant, l'ADNe peut détecter des taxons « fantômes » représentés par du matériel extracellulaire ou d'analyse préservé (p. ex. squelette calcaire de foram) dans l'eau ou les sédiments (Pawlowski *et. al.* 2018), réduisant ainsi la sensibilité de l'indicateur le long d'un gradient d'enrichissement benthique. Des recherches récentes ont montré que l'ARNe peut servir d'indicateur plus sensible en ce qui a trait aux corrélations : 1) avec les indices morphologiques associés aux changements écologiques (Laroche *et. al.* 2016; 2017; Pawlowski *et. al.* 2014, 2018); 2) entre l'abondance relative dérivée de l'ARNe et l'abondance des cellules picoeucaryotes par rapport à celle de l'ADNe (Giner *et. al.* 2016). Étant donné que cette méthode est un domaine de recherche émergent basé sur des méthodes qui évoluent rapidement, il est conseillé de demander une expertise avant de mettre en œuvre une technique actualisée qui fournit une mesure sensible pour un objectif de surveillance et un cadre environnemental donnés.

2.3.9.1. Collecte sur le terrain

On extrait un échantillon de méiofaune des deux centimètres supérieurs de la carotte de sédiments prélevée au moyen d'une seringue modifiée insérée dans la partie profonde et centrale d'un échantillon de benne ou dans un quadrat d'échantillonnage en zone intertidale (Sommerfield *et. al.* 2005; Sutherland *et. al.* 2007c). La méthode pour extraire cet échantillon est décrite dans la section 2.2.2 « Ordre de prélèvement des sous-échantillons (benne ou carottier) ». On place chaque sous-échantillon de sédiments de deux centimètres dans un bocal de 50 ml étiqueté et conservé dans du formaldéhyde à 4 % ou placé immédiatement dans un congélateur. En ce qui concerne l'analyse de l'ADNe, on doit conserver un échantillon extrait d'une seringue dans de l'éthanol.

2.3.9.2. Méthodes en laboratoire

Analyse morphométrique : on peut extraire la méiofaune des sédiments à l'aide d'un procédé de mise en suspension et de décantation après fractionnement selon la taille (0,5 et 0,063 mm) et de coloration au rose Bengale (Warwick et Buchanan 1970). On transfère l'échantillon retenu sur le tamis de 0,063 mm dans un cylindre gradué de 250 ml (33 cm de hauteur) et rempli jusqu'à un volume de 240 ml (32 cm de hauteur) en utilisant de l'eau de mer filtrée (membrane filtrante de 0,4 µm). On met en suspension l'échantillon dans le cylindre et on le laisse reposer pendant 60 secondes pour permettre la décantation des grosses particules. Les organismes présents dans le surnageant sont retenus lorsqu'ils passent à travers le tamis de 0,063 µm. On répète trois fois cette procédure de mise en suspension et de décantation de l'échantillon. On scanne ensuite l'échantillon décanté sous grossissement de 10x et 40x à l'aide d'un stéréomicroscope puis on dénombre la méiofaune. On normalise l'abondance de la méiofaune en fonction du volume de sédiments recueilli dans le tube de la seringue (profondeur : deux centimètres; diamètre intérieur : 2,6 cm).

Analyse de l'ADNe : on doit nettoyer tout l'ADN sur le matériel d'échantillonnage et entreposer celui-ci dans des contenants pour éviter la contamination lors de l'échantillonnage. On peut conserver les échantillons recueillis au moyen des seringues dans des bocaux de 50 ml contenant de l'éthanol à 95 % et entreposés à -20 °C une fois en laboratoire. On peut préparer

les échantillons aux fins de l'analyse des foraminifères et des métazoaires benthiques selon la méthode de He et ses collaborateurs (2019, 2021a, b).

2.3.10. ABONDANCE, RECRUTEMENT ET INDICE DE CONDITION DES BIVALVES

La Colombie-Britannique contribue de manière significative à la production totale de bivalves du Canada en termes de débarquements de récolte (palourdes : 67 %; huîtres : 60 %) et de valeur monétaire (palourdes : 85 %; huîtres : 39 %; MPO 2019). Les zones de forte production pourraient entraîner une concurrence potentielle pour la nourriture (phytoplancton) et l'espace entre les populations de bivalves cultivées et sauvages. On a documenté un appauvrissement localisé du phytoplancton dans des zones de forte production de bivalves au Canada, associé aux moules (Cranford *et. al.* 2014; Grant *et. al.* 2008) et aux huîtres (Guyondet *et. al.* 2013; Powell *et. al.* 1995). Les bivalves constituent un élément important de l'évaluation de la capacité de charge. Étant donné que la biomasse des populations cultivées joue le rôle le plus important dans la dynamique de l'écosystème, des informations précises sur la biomasse courante des populations au fil du temps sont nécessaires. Le raisonnement sous-jacent est que le rendement actuel d'une population cultivée signale la disponibilité de la nourriture, à savoir le phytoplancton, un élément clé des évaluations de la capacité de charge (voir ci-dessus). Par conséquent, le mauvais rendement d'une population cultivée indique que la nourriture disponible n'est pas suffisante pour maintenir une croissance maximale des mollusques et crustacés, ce qui pourrait être un indicateur de l'épuisement du seston. Bien que Filgueira et ses collaborateurs (2015) affirment que l'indice de condition (relation entre la longueur de la coquille et le poids des tissus) soit un indicateur simple et fiable pour l'évaluation de la capacité de charge écologique associée aux mollusques et crustacés, ils soulignent également que des efforts de modélisation récents montrent qu'on peut utiliser la longueur de la coquille et le poids des tissus comme indicateurs indépendants pour ces évaluations. En outre, ces paramètres sont des variables de surveillance simples, pratiques et rentables, qui soutiennent les modèles pour les mollusques et crustacés qui sont fondés sur le bilan énergétique dynamique.

Certaines baies à fort rendement (p. ex. le détroit de Baynes) abritent de vastes zones intertidales qui accueillent de grandes populations de bivalves cultivées et sauvages (palourdes et huîtres) ainsi que des cultures en suspension. La population intertidale peut également contribuer à l'épuisement localisé du phytoplancton, à la réduction de l'état de santé des bivalves (indice de condition) et à l'autoréduction subséquente de la population. Si on observe une autoréduction chez les petites palourdes, un échec du recrutement de la population pourrait se produire. Il est donc important d'évaluer l'abondance, le potentiel de recrutement et l'indice de condition des populations de bivalves. L'indice de condition des bivalves, par exemple, est basé sur la relation entre le poids des tissus (poids sec sans cendres) et la longueur de la coquille et on considère celui-ci comme un indicateur écologique fiable en ce qui concerne la densité des bivalves et la capacité de charge associée à leur aquaculture (Filgueira *et. al.* 2013). D'autres exercices de modélisation du même type suggèrent que l'on pourrait également utiliser le suivi du taux de croissance de la coquille et du taux de croissance de la chair comme indicateurs aux fins de l'évaluation de la capacité de charge. Le taux de croissance de la coquille a l'avantage d'être simple et d'être un indicateur qui ne nécessite pas que l'on tue des individus, ce qui a pour effet de faciliter la logistique du processus de surveillance.

2.3.10.1. Collecte sur le terrain et analyses en laboratoire

Abondance des bivalves

On peut noter dans un carnet de terrain le nombre d'huîtres à l'intérieur d'un quadrat en bois, puis placer celles-ci dans un sac Ziploc étiqueté et conservé dans une glacière pour le transport

jusqu'au laboratoire. On peut recueillir les palourdes dans un quadrat de 0,25 m² en creusant les sédiments jusqu'à une profondeur de 20 cm et en les plaçant sur un tamis de un mètre sur un mètre (mailles de un centimètre) placé à côté du quadrat (figure 8). On place une bâche sous le plateau du tamis pour capturer les sédiments qui tombent à travers le tamis, et dont on se servira pour remplir à nouveau le trou dans le quadrat. On peut utiliser un seau d'eau pour séparer les sédiments des palourdes et les faire passer à travers le tamis. On place les palourdes dans des sacs Ziploc étiquetés avant de les entreposer dans une glacière pour le transport vers une installation de congélation. On peut se servir d'un stéréomicroscope avec un grossissement de 10x et 40x pour trier et dénombrer les groupes de taxons de bivalves dans chaque échantillon. On normalise l'abondance des bivalves en fonction de la surface du quadrat (0,25 m²) et de la profondeur des sédiments enregistrée. L'identification des taxons de bivalves peut être effectuée selon la méthode de Harbo (1999).



Figure 8 : Tamisage de bivalves dans des sédiments prélevés dans un quadrat d'échantillonnage de 0,25 m².

Recrutement de palourdes

On recueille des échantillons de sédiments en surface (profondeur de moins de quatre centimètres) dans un quadrat plus petit (de 0,05 à 0,1 m²). Ces échantillons sont tamisés à travers des mailles de 0,25 et un millimètre (tamis d'essai standard de VWR). On recueille les minuscules palourdes à la surface du tamis, on les place dans des bocaux de 50 ml étiquetés puis on les conserve dans une glacière en vue de leur transport vers le congélateur au laboratoire. On examine les palourdes sous un grossissement de 10x et 40x à l'aide d'un stéréomicroscope et on transpose les données recueillies sur une distribution de la fréquence des tailles et des âges pour déterminer les tendances de recrutement (Sutherland *et. al.* 2019b).

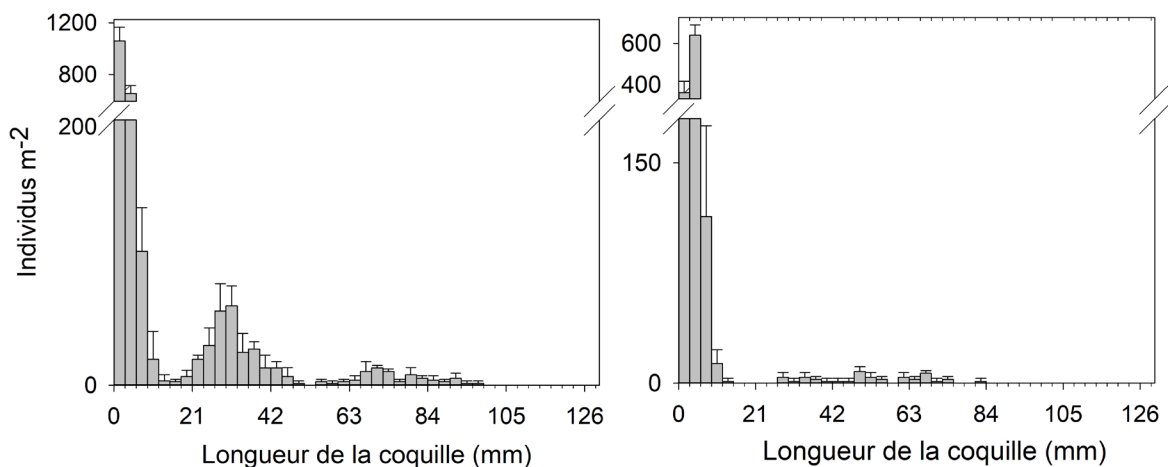


Figure 9 : Graphiques de la distribution de la fréquence montrant la relation entre l'abondance totale et la longueur de la coquille de palourdes. Les deux graphiques montrent un recrutement élevé. Le graphique de gauche montre plusieurs cohortes de juvéniles et d'adultes, tandis que le graphique de droite montre l'effondrement de la population adulte (Sutherland et. al. 2019b).

Indice de condition des bivalves

On peut retirer les tissus de la coquille d'un bivalve et les placer dans une nacelle en aluminium étiquetée et prépesée. On sèche ensuite les tissus à l'aide d'un four à gravité VWR 1370 GM à 55 °C pendant 48 heures ou jusqu'à ce que le poids de l'échantillon soit constant. On dessèche l'échantillon pendant deux heures avant de déterminer le poids sec pour éviter toute condensation potentielle pendant le processus de refroidissement. On calcule le poids du contenu non organique en établissant la différence entre le poids sec et le poids calciné, normalisé en fonction du poids sec. Pour ce calcul, l'échantillon sec est calciné à 550 °C pendant deux heures dans un four Thermolyne 1400.

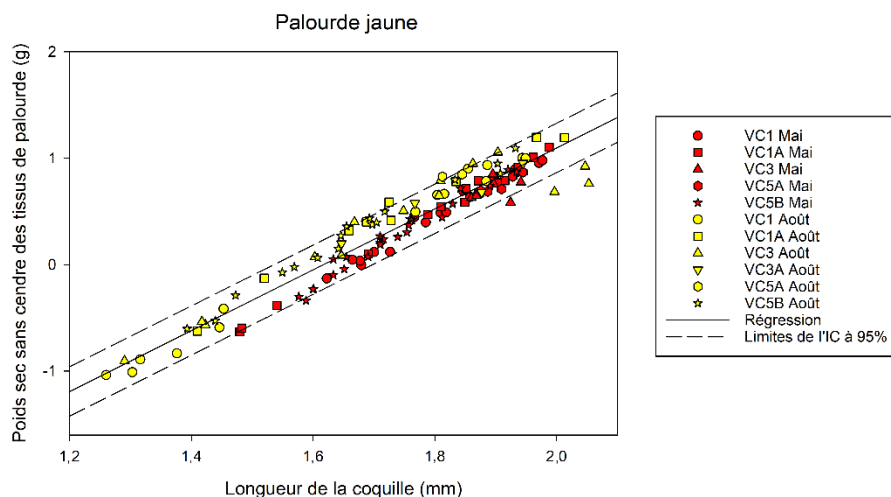


Figure 10 : Indice de condition des palourdes. Relation entre la partie non organique de la biomasse des tissus et la longueur de la coquille de palourdes jaunes (*Saxidomas gigantea*). Noter que : 1) la majorité des données se situent dans les limites de l'intervalle de confiance de la régression liée à une population saine; 2) le poids des tissus a augmenté entre mai et août par rapport à la longueur de la coquille; 3) de nouvelles recrues sont apparues en août. Les axes sont transformés en logarithme. (Sutherland et al. 2019b).

2.3.11. MACROALGUES

On a déterminé que les macroalgues constituent des indicateurs efficaces de l'enrichissement en nutriments dans les estuaires côtiers (Ahn et al. 1998; Robinson et al. 2005). Plus précisément, on considère que certains taxons d'algues (p. ex. *Ulva linza* et *Ulva intestinalis*) chez lesquels on a observé une augmentation de l'absorption des nutriments, des taux de croissance et de la capacité à stocker les nutriments constituent des bio-indicateurs efficaces de l'eutrophisation (Fong et al. 1998; Fong et Zeldar 2000; Bat et al. 2001; Cohen et Fong 2006). La production de nombreuses espèces d'algues intertidales peut changer rapidement dans l'espace et dans le temps et celles-ci prolifèrent souvent à la suite d'influx de nutriments caractérisés par des pics (Fong et Zeldar 2000). Par exemple, on a démontré que les espèces du genre *Ulva* présentent des tendances spatiales en relation avec les tendances des isotopes stables de l'azote lorsqu'elles prolifèrent dans des zones à forte teneur en nitrate et en ammonium (Gartner et al. 2002; Teichberg et al. 2008). En outre, les augmentations saisonnières de l'absorption de nutriments dissous (ammoniac et nitrate ou nitrite) par les algues peuvent être influencées par l'augmentation des températures ainsi que par les changements de la disponibilité des nutriments que l'on peut observer pendant la saison estivale (Fong et Zeldar 1993; Fong et al. 1993, 1994). En outre, ces algues indicatrices renferment également des métaux traces, que l'on peut utiliser pour relever les tendances spatiales dans les apports anthropiques (Villares et al. 2001; Wildish et al. 2005).

2.3.11.1. Collecte sur le terrain

On enregistre la couverture de surface des algues (%) pour chaque quadrat d'échantillonnage. On doit soigneusement retirer les algues de la surface des sédiments dans un quadrat de 0,25 m² (figure 11). On doit conserver les échantillons d'algues dans une glacière pour leur transport par bateau jusqu'à un congélateur au laboratoire.

2.3.11.2. Analyse en laboratoire

On doit rincer les échantillons d'algues avec de l'eau de mer filtrée, les séparer en catégories de taxons et les préparer en vue de diverses analyses (biomasse [poids sec] et teneur en oligo-éléments). On peut sécher les algues dans un four conventionnel à 55 °C pendant 24 heures ou jusqu'à l'obtention d'un poids constant. On peut déterminer le poids sec à l'aide d'une balance sensible avec une échelle de cinq décimales (p. ex. Sartorius). On peut déterminer la biomasse pour les catégories suivantes en fonction des objectifs de la surveillance : toutes les algues, taxons d'algues ou algues individuelles.



Figure 11 : Avant (à gauche) et après (à droite) l'enlèvement des macroalgues dans un quadrat d'échantillonnage.

2.3.12. ZOSTÈRE

Les herbiers de zostère constituent d'importants habitats de croissance pour les saumons et les crabes juvéniles, un refuge contre les prédateurs et un substrat pour les invertébrés qui servent de proies aux niveaux trophiques supérieurs (Kitting 1984; Short et Wyllie-Echeverria 1996; Chambers *et al.* 1999). La zostère constitue également la principale source de nourriture des canards et des oies (Baldwin et Lovvorn 1994; Vermeer *et al.* 1994). Les herbiers de zostères peuvent influencer leur environnement en réduisant l'action des courants et des vagues, ainsi qu'en augmentant la sédimentation des particules, le dépôt organique et la stabilité des sédiments. En outre, ils peuvent favoriser un changement du potentiel d'oxydoréduction ainsi que des communautés de biofilms et d'invertébrés (Orth *et al.* 1984; Heck *et al.* 1995; Heiss *et al.* 2000; Gacia *et al.* 2003; Carr *et al.* 2010). Le MPO (Vandermeulen 2005) considère les herbiers de zostère comme des habitats sensibles, conformément à la définition de la sensibilité des habitats établie par le CIEM (2002). Les aménagements côtiers, y compris les aménagements portuaires, ont influencé les herbiers de zostère (Sutherland *et al.* 2013; Murphy *et al.* 2021). En Colombie-Britannique, les taxons de zostère indigène (*Zostera marina*) et envahissante (*Zostera japonica*) sont habituellement séparés dans l'espace sur les rivages parce qu'ils préfèrent les conditions de marée basse et haute, respectivement (Nomme et Harrison 1991). L'entreprise Precision Identification (2002 et 2004) et Neckles ses collaborateurs (2012) ont examiné l'écologie de la zostère et ont décrit des méthodes normalisées pour classifier, cartographier et surveiller l'habitat de la zostère à différentes échelles spatiales, tandis que Murphy et ses collaborateurs (2021) et Shafer et ses collaborateurs (2014) ont examiné les approches de gestion et de conservation fondées sur des évaluations scientifiques de l'écologie de la zostère.

Les dernières recherches sur les relevés de télédétection conçus pour estimer la topographie côtière (estrans), la bathymétrie des fonds marins et la couverture végétale (zostère) peuvent fournir des estimations à haute résolution sur la zostère répartie dans un paysage variable à de grandes échelles spatiales (Sutherland *et. al.* 2007; O'Neill et Costa 2013; Barrel *et. al.* 2015; Collins *et. al.* 2016; Webster *et. al.* 2014; Forsey *et. al.* 2020). Afin de déterminer à la fois la couverture du paysage et de la végétation, on peut sélectionner une série de méthodes de relevé dans diverses combinaisons parmi les techniques suivantes, en fonction de l'objectif du projet : 1) imagerie satellitaire multispectrale (végétation); 2) LiDAR aéroporté (détection et télémétrie par ondes lumineuses : topographie, bathymétrie et végétation) et images photographiques rouge-bleu-vert; 3) sonar sous-marin (multifaisceaux acoustiques et Biosonics® [faisceau simple]). Bien que les relevés de télédétection s'appuient sur des relevés manuels du milieu benthique et de la colonne d'eau pour vérifier les techniques sur le terrain, ils offrent un moyen de représenter des zones étendues et inaccessibles à une fréquence élevée (O'Neill et Costa 2013). De plus, l'imagerie satellitaire peut permettre de faire des prévisions rétrospectives en vue de fournir un historique de la couverture de la zostère comme base de référence pour les études actuelles et futures. Bien que le travail sur le terrain et en laboratoire consiste en des techniques de relevé manuel, on peut considérer la possibilité de combiner ces nouvelles techniques à distance, qui évoluent rapidement, avec les futurs efforts de surveillance pour lesquels on réalise des relevés manuels.

2.3.12.1. Collecte sur le terrain

On peut se servir du tableau 3 comme guide pour combiner divers paramètres de la zostère en fonction d'un objectif de surveillance; certains de ces paramètres peuvent être mesurés 1) sur place, 2) par analyse en laboratoire ou 3) à l'aide de ces deux méthodes. En outre, la figure 12 présente un diagramme schématisé de l'anatomie de la zostère (*Zostera marina*), y compris les composantes des feuilles (limbes), de la gaine et des racines et des rhizomes. On peut rapporter les renseignements sur la zostère en termes de densité (indice de surface foliaire) ou de biomasse (poids sec) selon la zone d'échantillonnage. Étant donné la nature fragmentée des herbiers de zostère, il est important de faire plusieurs estimations pour chaque paramètre à chaque station d'échantillonnage. En ce qui concerne l'indice de surface foliaire (ISF), on doit enregistrer les variables suivantes : la densité des pousses (nombre de pousses sur une superficie donnée [cm²]), le nombre de limbes (feuilles) par pousse, la densité des limbes (nombre de limbes sur une superficie donnée [cm²]) et la longueur des limbes. On peut calculer l'IISF (Precision Identification 2002, 2004) en fonction de la surface cumulée des limbes de zostère comme suit :

$$ISF_{\text{limbes}} = [\text{longueur moyenne des pousses (cm)}] \times [\text{largeur moyenne des limbes (cm)}] \times [\text{densité des limbes (surface cumulée)}]$$

L'avantage de la mesure de l'ISF est qu'il s'agit d'une méthode non intrusive dans l'habitat et qu'elle ne repose pas sur des analyses de laboratoire. Toutefois, l'estimation de l'ISF et de la biomasse de la zostère peut s'avérer difficile lorsque des macroalgues sont présentes et enchevêtrées avec la zostère (figure 13).

Tableau 2 : Paramètres de surveillance des herbiers de zostère aux fins de l'évaluation de leur état de santé.

Paramètre de surveillance	Collecte de données sur place	Collecte d'échantillons sur le terrain	Niveau de résolution requis
Densité des pousses	Nombre de pousses par quadrat	Collecte de l'ensemble des pousses dans une carotte	Niveau de base : distinguer la pousse par la gaine foliaire qui entoure la base
Fréquence des pousses florifères	Nombre de pousses florifère par quadrat	Collecte de l'ensemble des pousses dans une carotte	Proportion de pousses florifères par rapport au nombre total de pousses
Taille des pousses	Longueur et largeur de chaque feuille	Mesure de la longueur et de la largeur de chaque feuille	Mesurées selon la hauteur de la gaine ou la taille maximale à la base de la pousse dans les sédiments
Biomasse des pousses au-dessus du niveau du sol	S.O.	Ensemble des pousses dans une carotte	Séparer et sécher les pousses individuelles
Biomasse des rhizomes sous le niveau du sol	S.O.	Ensemble des rhizomes dans une carotte	Séparer et sécher les rhizomes individuels associés aux pousses individuelles
ISF : quantité de surface foliaire par surface au sol	Dénombrement et mesure des feuilles des pousses par quadrat	Dénombrement et mesure des feuilles des pousses par quadrat	Nécessite la longueur et la largeur de toutes les feuilles par pousse. Peut nécessiter un sous-échantillonnage dans les zones denses ou à marée basse.

En termes de biomasse, on peut inclure le tapis de rhizomes et la canopée de pousses et de limbes de la zostère dans les estimations, car de nombreuses espèces d'invertébrés sont étroitement associées à ces deux parties distinctes des herbiers marins (Orth *et al.* 1984). Si c'est le cas, on doit extraire avec soin chaque pousse ou limbe ainsi que leur système racinaire, les placer dans un sac Ziploc étiqueté et les conserver dans une glacière aux fins de leur transport vers le laboratoire (Xu *et. al.* 2018, 2020; figure 12).

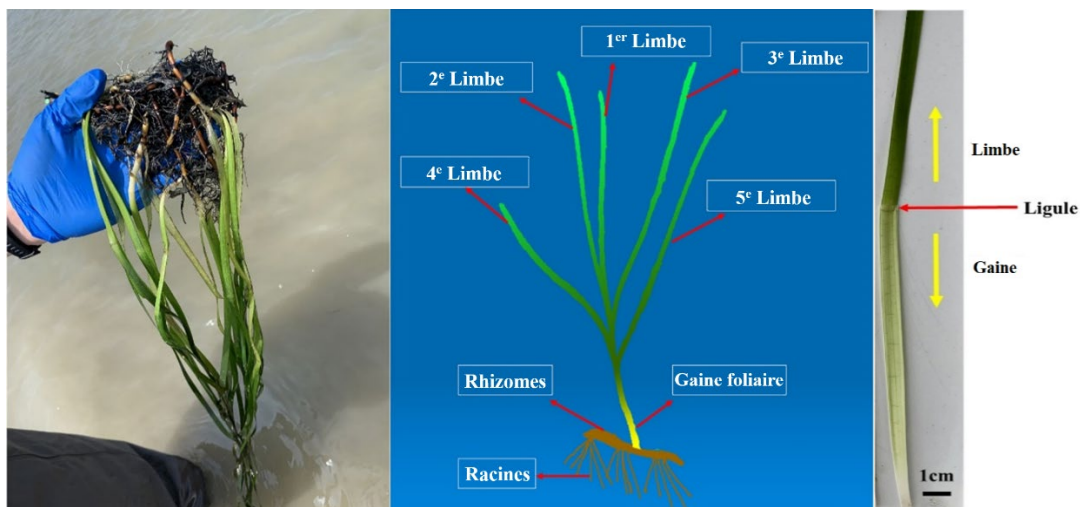


Figure 12 : *Zostera marina* (à gauche) et schéma de l'anatomie de la zostère (au centre), montrant les tissus situés au-dessus du niveau du sol (limbes et gaine) et sous le niveau du sol (racines et rhizomes). L'image de droite montre le point de division entre la gaine et le limbe (pousse) [Xu et. al. 2020].



Figure 13 : Quadrats d'échantillonnage de 0,25 m² dans une zone intertidale habitée par de la zostère (à gauche) et un mélange de zostère et de macroalgues (à droite).

2.3.12.2. Analyse en laboratoire

En ce qui concerne la biomasse de la zostère, on doit séparer chaque pousse et système racinaire de la zostère des macroalgues enchevêtrées, puis les rincer soigneusement à l'eau pour éliminer les débris et l'épifaune de petite taille. On peut séparer la pousse et le système de racines et de rhizomes que l'on a lavés et les placer dans une étuve de séchage à 55 °C pendant 24 heures ou jusqu'à l'obtention d'un poids constant.

3. MÉTHODES DE SURVEILLANCE DES SUBSTRATS BENTHIQUES DURS

Les substrats de fond durs que l'on considère comme « impossibles à échantillonner » ne peuvent pas être échantillonnés de manière conventionnelle, au moyen de carottiers ou de bennes par exemple. Les fonds marins impossibles à échantillonner sont dominés par des substrats rocheux (substrats durs véritables) ou des substrats compacts (substrats de fond mixtes) dépourvus d'un tissu sédimentaire qui retient les sédiments fins et les sulfures dans

l'eau interstitielle lorsque l'on utilise un mécanisme de benne ou de carottage. À cet égard, les méthodes vidéo font désormais partie des programmes de surveillance réglementaires sur les environnements de substrats rocheux solides et de substrats de fond mixtes où il est impossible de collecter les indicateurs chimiques traditionnels (RAA 2019). On peut effectuer des relevés vidéo à l'aide d'un véhicule téléguidé (VTG) en eaux profondes ou avec l'aide d'un plongeur en eaux peu profondes (Crawford *et. al.* 2001; Sutherland *et. al.* 2016a, 2018a, 2019a). On recommande de privilégier les transects de relevé continu (VTG) par rapport à l'échantillonnage intermittent (caméra lestée), car celui-ci pourrait ne pas tenir compte de l'hétérogénéité entre les stations (nature inégale de la texture du substrat ainsi que les espèces mobiles ou mégabenthiques) qui est typique des conditions benthiques en Colombie-Britannique. Les relevés par caméra lestée et qu'on laisse dériver peuvent servir de compromis entre les relevés vidéo continus et intermittents (échantillonnage ponctuel), car ils permettent d'augmenter la superficie couverte pour accroître la robustesse des estimations de l'abondance des taxons de grande taille ou rares ainsi que le niveau d'inégalité dans la zone d'intérêt.

Les principaux indicateurs des événements d'enrichissement organique sur les substrats de fond durs associés à l'aquaculture consistent en des taxons qui forment des tapis (p. ex. les bactéries oxydant le sulfure et CPO) et que l'on peut voir à la surface du fond marin (Macleod *et. al.* 2004; Emmett *et. al.* 2008; Ross *et. al.* 2016; Sutherland *et. al.* 2018a). Les deux indices biotiques figurant dans le RAA (2019), qui représentent l'enrichissement organique benthique, peuvent également être appliqués aux fins de la surveillance benthique des interactions entre l'aquaculture des bivalves et l'environnement. Les indices biotiques doivent comprendre 1) le pourcentage de couverture de surface des espèces indicatrices (bactéries oxydant le sulfure et CPO); 2) l'abondance de l'épifaune commune et transitoire dans une image vidéo (Emmett *et. al.* 2007; Sutherland *et. al.* 2018a). Les indices abiotiques peuvent comprendre le pourcentage de couverture du type de substrat (p. ex. sable compact, cailloux, galets et rochers) selon l'échelle canadienne de Wentworth (Wentworth 1929) ainsi que d'autres matériaux naturels (p. ex. coquillages réduits en miettes) ou anthropiques (p. ex. débris agricoles : coquillages déposés).

3.1. COLLECTE SUR LE TERRAIN, SEUILS RÉGLEMENTAIRES DE GESTION ET ANALYSES EN LABORATOIRE

3.1.1. Méthodes sur le terrain

3.1.1.1. Relevés vidéo en continu le long de transects

La collecte de vidéos sur le milieu benthique doit se faire conformément à la section 3 du RAA (2019) qui décrit les exigences techniques minimales pour les VTG (p. ex. les lumières et les lasers) ainsi que les protocoles de relevé pour les évaluations vidéo continues associées à la pisciculture. En général, on détermine le point de départ et la trajectoire d'un relevé vidéo depuis le bord d'une structure aquacole et on les aligne sur une direction de courant dominante ou sous-dominante dans le cadre de la surveillance de la conformité. Toutefois, afin d'éviter les facteurs de confusion attribuables à la profondeur sur les estimations de la diversité biotique, qui présentent généralement une forte distribution verticale dans les bras de mer à forte pente de la Colombie-Britannique (Levings *et. al.* 1983; Leys *et. al.* 2004), on recommande que les relevés vidéo suivent un contour bathymétrique constant dans une direction de courant dominante (Sutherland *et. al.* 2016b). Afin de délimiter les influences de la profondeur de l'eau et de l'aquaculture sur la répartition des taxons, il est important que les relevés vidéo continus et intermittents demeurent à l'intérieur d'une plage de profondeur de 10 m. En ce qui concerne les relevés réalisés sur de longues distances au moyen d'un VTG, on doit diviser les transects

en segments individuels de 80 m (distance maximale) afin d'éviter de dévier de l'orientation souhaitée, ce qui peut se produire dans les relevés réalisés sur de plus grandes distances (Emmett *et. al.* 2007).

Des bouées lestées sont déployées à des emplacements géoréférencés à des distances de transect de 0 et 80 m du parc en filet. On établit les points de fin de transects en utilisant le point de départ GPS pour produire une position de fin de transect « à l'aveugle » en fonction d'un relèvement désigné. À l'emplacement de zéro mètre, le VTG doté d'une caméra doit descendre sur une ligne verticale jusqu'à ce qu'il atteigne le fond marin. Après avoir orienté sa position en fonction du relèvement désigné, on fait avancer le VTG à une vitesse de 0,2 ms⁻¹ et à une hauteur de 0,5 m au-dessus du fond marin. Une fois que le VTG a atteint l'ancre de la bouée déployée à l'extrémité du transect, celui-ci remonte à la surface de l'eau. On peut réaliser un deuxième transect vidéo de manière similaire au premier transect. On doit afficher l'image vidéo en temps réel sur le pont du bateau pour aider l'opérateur du VTG et celle-ci doit montrer l'heure et l'emplacement de la caméra (latitude et longitude selon le GPS différentiel et profondeur au-dessus du fond marin). Le fait d'utiliser des caméras en tandem, orientées vers l'avant et vers le bas aux fins de l'étude des transects, ainsi que des écrans de visualisation en tandem pour la visualisation combinée des vidéos des caméras orientées vers l'avant et vers le bas permet de réduire la perte potentielle de données qui peut survenir en raison de :

1) l'alternance des périodes d'interruption de chaque type de caméra passant au-dessus des substrats dominés par des murs ou des corniches; 2) la préférence pour la détection des taxons en fonction de la taille, de la structure, de la forme ou du contraste avec le substrat de fond (figure 14) [Sutherland *et. al.* 2019a].

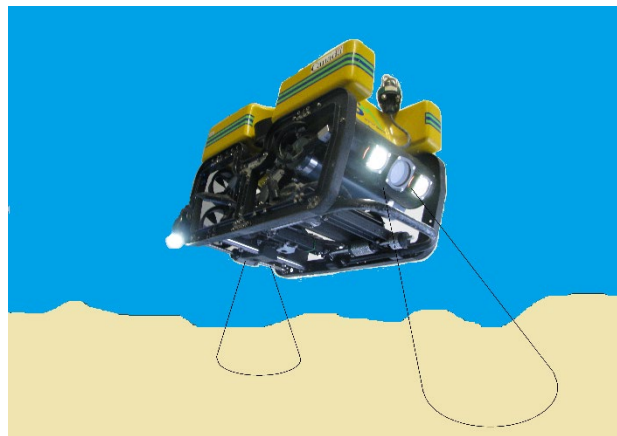


Figure 14 : Schéma d'un véhicule télécommandé (VTG) équipé de caméras orientées vers l'avant et vers le bas en tandem aux fins de l'étude du fond marin (Sutherland *et. al.* 2019a).

Relevés effectués au moyen de caméras qu'on laisse dériver

On peut effectuer des relevés vidéo à des stations distinctes le long d'un transect linéaire ou dans une grille qui permettra de caractériser un gradient d'enrichissement organique, un champ de dépôt ou une évaluation à l'échelle de la baie. On peut utiliser une caméra tractée ou une caméra qu'on laisse dériver pour recueillir 1) cinq photos répétées (échantillonnage ponctuel); 2) des vidéos de trois minutes à des stations désignées en fonction des conditions locales et de l'objectif du programme (Sutherland *et al.* 2011a). La vidéo de trois minutes permet de couvrir une plus grande surface du fond marin et d'estimer avec précision l'abondance de taxons de grande taille, rares ou épars, qui ne sont pas toujours captés par des photos. Bien que la hauteur de la caméra au-dessus du fond marin doive être prescrite et normalisée dans le cadre d'un programme de surveillance, on peut la modifier aux fins des programmes en fonction de la

détectabilité requise pour l'épifaune indicatrice ciblée qui varie en taille ou en contraste par rapport au fond (p. ex. les taxons formant des tapis, petits ou camouflés). L'un des inconvénients de ce système est que les vagues et les pentes abruptes peuvent créer des difficultés lors du déploiement de la caméra tractée ou de la caméra lestée en termes de maintien de la distance focale par rapport au fond marin.

3.1.2. Seuil réglementaire de gestion

En ce qui concerne les évaluations vidéo du milieu benthique associées à la pisciculture, il existe un seuil de rendement réglementaire pour les taxons formant des tapis de surface (bactéries oxydant le sulfure et CPO) indicateurs de l'enrichissement organique benthique sur les substrats de fond mixtes ou durs. Ce seuil consiste en une couverture spatiale minimale de 10 % 1) de quatre segments (deux mètres de long) situés dans un rayon de 100 à 124 mètres du bord de la cage à poissons; 2) de deux segments contigus situés dans un rayon de 116 à 124 mètres de la cage à poissons; 3) d'au moins deux segments contigus situés dans un rayon de 124 à 140 mètres du bord de la cage à poissons (RAA 2019; Document d'orientation : Section 11). On doit réaliser des recherches supplémentaires en vue de l'élaboration d'un seuil réglementaire pour l'aquaculture des bivalves associé à différents types de déchets aquacoles et une approche de surveillance basée sur la zone. En outre, les chercheurs ont suggéré d'autres taxons épifaunistiques qui peuvent servir d'indicateurs ou d'enrichisseurs organiques (p. ex. les anémones plumeuses; Emmett *et. al.* 2007; Sutherland *et. al.* 2018a).

3.1.3. Analyse en laboratoire

En ce qui concerne les relevés vidéo continus au moyen d'un VTG, on divise chaque transect en segments de deux mètres de long afin de fournir une analyse spatiale à haute résolution de la texture des sédiments et de la biodiversité épifaunistique. Pour ce qui est de la quantification des taxons individuels, on peut dénombrer les individus lorsqu'ils traversent une ligne placée à mi-horizon de l'image vidéo sur une distance de deux mètres. On détermine la longueur du segment en fonction de l'horodatage et de la vitesse du VTG ($0,2 \text{ ms}^{-1}$). Lorsqu'il est question de l'ensemble de la communauté épifaunistique, on peut convertir les données et les normaliser en fonction de segments de quatre mètres afin de couvrir une plus grande surface pour les organismes de plus grande taille (p. ex. étoiles de mer et anémones). Les publications que l'on recommande de consulter aux fins de l'identification des taxons de la Colombie-Britannique sont celles de Harbo (1999), de Lamb et Edgell (2010) et de Lamb et Hanby (2005).

En ce qui concerne la quantification des taxons formant des tapis (bactéries oxydant le sulfure et CPO) ou la couverture du substrat, on peut diviser chaque segment de deux mètres en composantes de temps (distance) gérables où les estimations du pourcentage de couverture sont enregistrées et la moyenne est calculée sur l'ensemble du segment de deux mètres. La couverture du substrat est consignée selon l'échelle de Wentworth (Wentworth 1929) en fonction des catégories suivantes : sable et boue (moins de quatre millimètres); cailloux (entre 4 et 64 mm); galets (entre 64 et 256 mm); rochers (plus de 256 mm). Parmi les autres catégories de substrat possibles, il y a le substrat rocheux (taille supérieure à la zone d'image), la paroi rocheuse (pente verticale) et les coquillages réduits en miettes (mélange de coquilles brisées et de sédiments). Le tableau 2 fournit des descriptions des catégories de substrat et présente les dispositifs d'échantillonnage compatibles.

Tableau 3 : Description des catégories de substrat pour les relevés vidéo du milieu benthique (Sutherland et. al. 2019a).

Paramètre	Sédiments fins (SF)	Substrat mixte (SM)	Substrat de paroi rocheuse (SPR)
Composition des sédiments	> 85 % de boue, sable et placage < 15 % de SF ou SPR	Combinaisons variées de boue, sable, placage, cailloux, galets, rochers, substrat rocheux, parois rocheuses, coquillages réduits en miettes ou squelettes d'éponges	> 85 % de substrat de paroi rocheuse < 15 % de SF ou SM
Pente du fond marin	Faible	Faible à élevée	Paroi rocheuse verticale
Type d'échantillonnage	Benne / carottier / relevé vidéo	Benne / relevé vidéo	Relevé vidéo

4. MÉTHODES DE SURVEILLANCE DU MILIEU PÉLAGIQUE

Cette section abordera les variables de surveillance pélagiques à l'origine d'interactions entre l'écosystème et les populations de bivalves cultivées. Les interactions des variables pélagiques sont complexes dans l'écosystème dynamique illustré à la figure 15 (Cranford *et. al.* 2006), où certains indicateurs pertinents peuvent ne pas avoir de seuils réglementaires définis de manière quantitative. Néanmoins, il est important d'inclure ces variables pélagiques dans une combinaison donnée afin de maintenir la structure de l'écosystème qui fournit les points de contrôle des évaluations de la capacité de charge à l'échelle d'une baie.

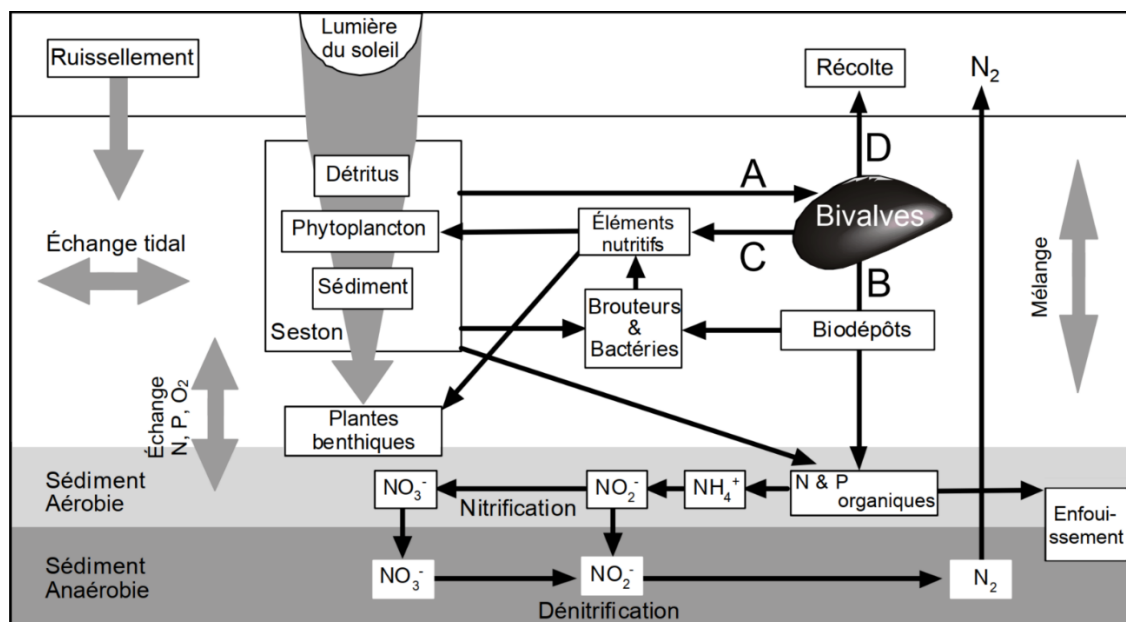


Figure 15 : Schéma conceptuel des interactions entre l'aquaculture des bivalves (mollusques) et les variables pélagiques dans le cadre d'un écosystème côtier (Cranford et al. 2006).

4.1. COLLECTE SUR LE TERRAIN, SEUILS RÉGLEMENTAIRES DE GESTION ET ANALYSES EN LABORATOIRE

4.1.1. TEMPÉRATURE, SALINITÉ, OXYGÈNE DISSOUS ET COURANTS D'EAU

La température, la salinité, l'oxygène dissous et les courants d'eau fournissent des informations sur la stabilité de la colonne d'eau (stratification) et les événements de renouvellement de l'eau, ces derniers entraînant un réapprovisionnement en oxygène (Lazier 1963; Strickland et Parsons 1972). On considère l'oxygène dissous comme une mesure importante de la qualité de l'eau et il fournit des renseignements sur l'état de santé des environnements benthiques et pélagiques (p. ex. hypoxie et anoxie) [Levin et al. 2009; Devlin et al. 2007; Pavlidou et al. 2015]. Bien que les poissons et les bivalves mobiles ou transitoires puissent éviter les milieux hypoxiques, les taxons benthiques non mobiles ou résidents et les bivalves cultivés ne peuvent pas éviter les épisodes d'appauvrissement en oxygène. Les organismes peuvent présenter des signes de stress lorsqu'ils sont exposés à des conditions hypoxiques associées à des niveaux d'oxygène dissous compris entre 2 et 5 mg l⁻¹ (Diaz et Rosenberg 1995; U.S. EPA 2000, 2003; Vaquer-Sunyer et Duarte 2008). Cette plage de seuils d'oxygène dissous varie en fonction du taxon et de la durée d'exposition.

On a effectué une évaluation de l'aptitude biophysique aux fins de la durabilité de l'aquaculture le long du littoral de la Colombie-Britannique en fonction de la concentration minimale d'oxygène dissous (saturation à 100 %) afin de déterminer l'aptitude biophysique de certains bras de mer en matière de production aquacole (Caine et al. 1987; Ricker et al. 1989). Ces classifications étaient fondées sur les niveaux d'oxygène dissous existants et sur les effets hypoxiques sublétaux documentés associés aux taxons canadiens, tels que rapportés par Davis (1975). La classification des niveaux d'oxygène dissous était la suivante : bon (8,5 mg·L⁻¹); moyen (6,4 mg·L⁻¹); mauvais (4,6 mg·L⁻¹). On a élaboré un indice de déplétion de l'oxygène dissous pour servir de rapport entre la déplétion de l'oxygène dissous induite par : 1) la respiration des poissons ou la respiration microbienne associée à la dégradation de l'efflorescence phytoplanctonique; 2) un niveau seuil de ventilation choisi à l'échelle de

l'exploitation(reconstitution de l'oxygène dissous) [Page 2005; Page *et. al.* 2005]. Des recherches sont nécessaires pour tester ce concept à l'échelle d'une baie en ce qui concerne les bivalves cultivés au moyen de radeaux flottants ou en sac en zone intertidale.

4.1.1.1. Déploiement sur le terrain

1) Série chronologique à une station individuelle : on déploie de manière fixe une sonde équipée de multiples capteurs à une profondeur spécifiée (p. ex. là où la chlorophylle est maximale). La sonde enregistre les données sur la température, la salinité, la profondeur, l'oxygène, la turbidité (seston) et la chlorophylle. La fréquence d'enregistrement dépend du temps de déploiement (p. ex. intervalle de 10 minutes). 2) Profils verticaux dans une grille spatiale : on déploie un profileur de conductivité, température et profondeur (CTP) équipé d'une rosette de bouteilles Niskin. La méthode de collecte d'eau dans les bouteilles Niskin et la méthode de filtration subséquente pour le seston, la chlorophylle et les nutriments sont présentées ci-dessous. 3) On mesure généralement les courants d'eau au moyen de profileurs de courant à effet Doppler ou de vélocimètres acoustiques à effet Doppler, le premier courantomètre pouvant fournir un profil de la colonne d'eau sectionné en cases de données et le second pouvant fournir des vitesses de courant ponctuelles à haute résolution à la profondeur désirée. Les spécifications de l'enregistrement des données des courantomètres et la conception de l'amarrage nécessitent la contribution d'un océanographe expérimenté qui 1) assurera une collecte de données compatible avec l'objectif de surveillance et de modélisation; 2) tiendra compte à la fois de la couverture temporelle concernant les périodes de mortes-eaux et de vives-eaux sur une période d'un an et de la couverture spatiale avec des profileurs montés sur les côtés d'un bateau; 3) développera et déploiera l'amarrage des courantomètres selon les conditions spécifiques du site.

4.1.2. PARTICULES EN SUSPENSION

Le seston représente les particules vivantes et non vivantes en suspension dans la colonne d'eau, composées de matières non organiques (p. ex. limon et argile) et de matières biologiques (p. ex. plancton, necton et matières organiques floculées). Les bivalves utilisent la matière biologique du seston comme source de nourriture (particules de matière organique en suspension). Les caractéristiques spécifiques du seston déterminent le comportement alimentaire des bivalves et, par conséquent, il est essentiel d'avoir une bonne compréhension de la composition du seston pour la bioénergétique des bivalves individuels. En outre, la variabilité spatiale et temporelle du seston est la pierre angulaire de la transposition de processus individuels à l'échelle d'une et de la compréhension du potentiel de production d'un site d'aquaculture des bivalves. Les bivalves peuvent modifier considérablement la concentration de seston, ce qui peut avoir des conséquences négatives sur les bivalves sauvages et d'élevage ainsi que sur d'autres producteurs secondaires (Cranford *et. al.* 2006; Filgueira *et. al.* 2015a). La compréhension des sources disponibles de seston est essentielle pour déterminer si la biomasse de la population cultivée dépend de sources externes de seston ou d'une production locale dans la zone de culture (p. ex. la baie). Étant donné l'importance du seston pour d'autres espèces du réseau trophique, on a couramment utilisé le seston comme indicateur des effets négatifs potentiels des sites d'aquaculture de bivalves sur l'écosystème et, par conséquent, comme référence pour la capacité de charge écologique associée aux bivalves. En ce qui concerne l'interaction de l'aquaculture des bivalves avec l'environnement, on a utilisé le modèle DEPOMOD pour prédire la dispersion des particules de déchets d'aquaculture autour des sites d'élevage de bivalves (Weise *et. al.* 2009), tandis que les études de la capacité de charge ont permis de détecter des changements à l'échelle d'une baie ou à l'échelle locale dans les concentrations de seston (Grant *et. al.* 2008; Guyondet *et. al.* 2013; Cranford *et. al.* 2014; Filgueira *et. al.* 2015a). Le seston, combiné au phytoplancton, peut servir

de variable clé dans une approche de gestion de l'aquaculture par zone aux fins de l'évaluation de la capacité de charge d'une baie.

4.1.2.1. Collecte sur le terrain

On doit peser au préalable des filtres Advantec GF75 (diamètre de 25 mm, mailles de 0,3 µm) et les placer dans des boîtes de Pétri étiquetées. On doit déployer et récupérer une bouteille Niskin à une profondeur désignée et transférer un échantillon d'eau de un litre dans une bouteille Nalgene propre et étiquetée. On doit ensuite filtrer de 800 à 1 000 mm de l'échantillon d'eau dans un des filtres susmentionnés. Une fois la filtration terminée, on remet soigneusement le filtre dans une boîte de Pétri étiquetée avant de le placer au congélateur. Il faut consigner le volume filtré et le numéro du filtre sur la fiche de données de conservation des échantillons d'eau.

4.1.2.2. Analyse en laboratoire

Il faut décongeler les filtres et placer chaque filtre et chaque boîte de Pétri dans un four réglé à 55 °C. On laisse sécher les filtres pendant au moins 24 heures ou jusqu'à ce qu'un poids constant soit atteint. On détermine la concentration de seston en fonction du poids de la matière sèche sur le filtre, normalisée par le volume d'eau filtré. On peut utiliser les concentrations de seston pour étalonner les capteurs de turbidité qui offrent une plus grande résolution temporelle. On peut déterminer les particules de matière organique en suspension, un indicateur de la nourriture totale disponible pour les bivalves, en faisant calciner des échantillons secs de particules en suspensions à 500 °C pendant cinq heures. Pour calculer la quantité de particules de matière organique en suspension, on établit la différence entre le poids sec et le poids calciné, normalisée en fonction du poids sec de chaque échantillon (Guyondet *et. al.* 2015).

4.1.3. PRODUCTION DE PHYTOPLANCTON ET ANALYSE DES COMMUNAUTÉS

On considère le phytoplancton comme la principale source de nourriture des bivalves et, par conséquent, on a utilisé celui-ci comme un indicateur potentiel de l'épuisement des populations de bivalves (Filgueira et Grant 2009; Guyondet *et. al.* 2013). En outre, le fractionnement de la population phytoplanctonique en nanoplancton (> 0,3 µm) et picoplancton (de 0,3 à 2,0 µm) peut être nécessaire étant donné que les bivalves peuvent choisir les particules alimentaires en fonction de leur taille (Cranford *et. al.* 2006). Les bivalves prélèvent les particules alimentaires dans l'eau par le biais de leurs branchies, où des cirres et des filaments garnis de cils génèrent des courants d'eau et permettent de capturer les particules. En général, l'efficacité de rétention est faible pour les petites particules et augmente rapidement pour atteindre 100 % en ce qui concerne les grandes particules. La fluctuation de l'efficacité de rétention pourrait modifier le spectre de taille du phytoplancton (p. ex. picoplancton par rapport au nanoplancton) en raison de la pression de broutage exercée par les bivalves ou d'autres consommateurs secondaires (p. ex. zooplancton et ciliés). Par ailleurs, il existe des variables confusionnelles qui peuvent affecter le rapport entre le picoplancton et le nanoplancton, comme la saisonnalité de la disponibilité des nutriments.

Il a été suggéré que l'élimination du microzooplancton par la filtration des bivalves entraîne une augmentation du picoplancton, qui sert de proie au microzooplancton. Cette modification de la structure du phytoplancton laisse croire que le picoplancton et le microzooplancton peuvent servir d'indicateurs de la modification de l'écosystème, en plus de l'épuisement du phytoplancton (Filgueira *et. al.* 2015b). Ainsi, la migration diurne du phytoplancton dans la partie supérieure de la colonne d'eau peut poser des difficultés à la détection de l'appauvrissement en phytoplancton dans la couche de production des bivalves. À cet égard, les programmes de surveillance doivent tenir compte du mouvement vertical du phytoplancton au-dessus de la

pycnocline dans les baies profondes de la région du Pacifique où un mouvement 3D se produit. L'examen de grands groupes de taxons phytoplanctoniques (diatomées, flagellés et autres taxons) permettra de tenir compte 1) de la succession saisonnière de proliférations (au printemps, à l'été et à l'automne) et 2) de la migration verticale de la communauté des flagellés (Haigh et Taylor 1990, 1991; Haigh *et. al.* 1992). Malgré ces variables confusionnelles, le rapport entre le picoplancton et le nanoplancton correspond à l'échelle régionale à d'autres indicateurs de la pression de l'aquaculture (p. ex. l'indice de condition des mollusques) [Cranford *et. al.* 2006]. La production primaire est essentielle pour déterminer si l'utilisation du phytoplancton par la biomasse de bivalves cultivés dépasse le seuil écologique susceptible de provoquer des répercussions sur l'écosystème, un concept communément appelé capacité de charge écologique. La norme sur les bivalves de l'Aquaculture Stewardship Council (ASC 2019) a proposé un critère selon lequel pas plus d'un tiers de la production primaire de phytoplancton ne devrait être utilisé par les mollusques cultivés, ce qui conduirait à la même conclusion. En conséquence, on considère collectivement la production primaire, les nutriments dissous et le zooplancton comme des indicateurs clés aux fins de l'évaluation de la capacité de charge (Mackas et Harrison 1997).

4.1.3.1. Collecte sur le terrain

On peut recueillir des échantillons d'eau de mer compatibles avec la collecte de phytoplancton à l'aide de bouteilles Niskin, d'échantillonneurs à tuyau ou de pompes (Sutherland *et. al.* 1992). Afin de préserver le phytoplancton fragile, il est important d'éviter d'utiliser des pompes rotatives et d'agiter vigoureusement les échantillons avant l'étape de conservation ou de filtration. Une fois l'échantillon de phytoplancton obtenu, on doit commencer immédiatement son traitement dans des conditions de semi-obscurité afin de réduire les artefacts associés au choc lumineux et à la prédation dans le flacon d'échantillon. En ce qui concerne le fractionnement selon la taille du phytoplancton estimé en fonction de la concentration en chlorophylle, on doit filtrer de l'eau de mer (150 ml) à travers un filtre GF75 (diamètre : 25 mm; taille des mailles : 0,3 μm) pour obtenir une estimation de la quantité totale de phytoplancton (nanoplancton + picoplancton) et un autre 150 ml d'eau filtrée à travers un filtre en polycarbonate (diamètre : 25 mm; taille des mailles : 2 μm) pour déterminer la fraction de taille du picoplancton (entre 0,3 et 2 μm). On doit plier chaque filtre et le placer dans un flacon à scintillation étiqueté que l'on met dans un congélateur. Il faut consigner la date, la station d'échantillonnage et la profondeur et le volume filtré pour chaque échantillon. En ce qui concerne les groupes de taxons phytoplanctoniques, on transfère de l'eau de mer (100 ml) dans un bocal en verre ambré de 125 ml, où l'on ajoute cinq gouttes de solution de Lugol pour obtenir un échantillon de couleur thé. Une fois le couvercle bien placé sur le bocal, on bascule doucement l'échantillon d'avant en arrière pour permettre au phytoplancton de se mélanger légèrement dans le bocal.

4.1.3.2. Analyse en laboratoire

Fractionnement selon la taille du phytoplancton

On utilise un fluoromètre (Turner^{10AU}) pour effectuer les mesures de chlorophylle. On retire les filtres du congélateur et on les place dans l'obscurité. On place dix millilitres d'acétone (90 % d'acétone et 10 % d'eau distillée) dans chaque flacon à scintillation et on les conserve dans la fraîcheur et l'obscurité d'un réfrigérateur pendant 24 heures pour permettre à la solution d'acétone d'extraire la chlorophylle. Après la période d'extraction, on transfère l'acétone de chaque flacon à scintillation dans une cuvette en laissant le filtre en fibre de verre dans le flacon. On nettoie toute trace d'humidité de la cuvette avant d'insérer celle-ci dans le fluoromètre. Après avoir consigné les données sur la chlorophylle figurant sur l'écran, on ajoute trois gouttes d'acide chlorhydrique à 10 % à l'acétone dans la cuvette. On enregistre les données une deuxième fois pour obtenir une estimation du phéopigment. On convertit les

données fluorométriques en chlorophylle et phéopigment selon la méthode de Parsons et ses collaborateurs (1972). *Groupes de taxons de phytoplancton* : on effectue l'analyse taxonomique du phytoplancton à l'aide de la technique du microscope inversé Utermöhl (Hasle 1978), afin de convertir les dénombrements en cellules L⁻¹.

4.1.4. PRODUCTIVITÉ PRIMAIRE DU PHYTOPLANCTON

Bien que les matières organiques détritiques soient une source de nourriture pour les bivalves, il a été déterminé que le phytoplancton constituait leur principale source de nourriture. Par conséquent, dans un souci d'offrir une source de nourriture suffisante, l'aquaculture des bivalves a tendance à se dérouler dans des baies abritées où l'on observe des niveaux élevés de productivité primaire (Dame et Prins 1998). Dans le présent contexte, on définit la « production primaire » comme étant la mesure des stocks actuels (p. ex. la biomasse ou la concentration de chlorophylle), tandis qu'on définit la « productivité primaire » comme étant le taux de production du phytoplancton, en termes d'absorption de masse de carbone par unité de temps par unité de volume (Harrison *et. Al.* 1991). On a adopté ces définitions pour qu'elles soient cohérentes avec la littérature sur le phytoplancton de la côte de la Colombie-Britannique (St. John *et. Al.* 1992; Harrison *et. Al.* 1999; Grundle et Varela 2009).

Pour évaluer la capacité de charge écologique associée aux bivalves à l'échelle d'une baie, on doit savoir de quelle façon les influences saisonnières et anthropiques affectent la croissance du phytoplancton (Guyondet *et. Al.* 2015). Par exemple, la diversité phytoplanctonique change de façon saisonnière entre les communautés dominées par les diatomées et les flagellés, chez qui l'on observe des taux de productivité différents (Furnas 1990). Afin d'éviter l'épuisement du phytoplancton dans une baie, il faut examiner les taux de productivité en fonction des facteurs de croissance dans la colonne d'eau (p. ex. la température, les nutriments dissous) et de la prédation par le zooplancton et les bivalves. Ainsi, la production primaire, la productivité primaire, les nutriments dissous et le zooplancton sont considérés comme des indicateurs potentiels en appui des évaluations de la capacité de charge associée aux bivalves dans les baies protégées. Les sections suivantes décrivent les méthodes de quantification des nutriments dissous et du zooplancton.

4.1.4.1. Collecte sur le terrain

On doit prélever un échantillon d'eau à une profondeur donnée dans la colonne d'eau à l'aide d'une bouteille Niskin foncée. L'eau échantillonnée doit rester dans la bouteille Niskin (au frais et dans l'obscurité) pendant au moins 20 minutes (adaptation à l'obscurité) avant que l'on prélève un sous-échantillon d'eau. À chaque station d'échantillonnage, on recueille de l'eau dans deux bouteilles en polycarbonate claires et deux bouteilles en polycarbonate foncées de 500 ml (étiquetées par station). On transfère ensuite 650 ml d'eau directement de la bouteille Niskin dans chacune des quatre bouteilles en polycarbonate jusqu'à ce que les bouteilles soient remplies jusqu'au bord (volume total de 650 ml). On place les bouteilles dans une glacière sur le pont du bateau. On doit répéter le transfert d'eau de la bouteille Niskin aux bouteilles en polycarbonate pour les échantillons d'eau prélevés à d'autres profondeurs.

4.1.4.2. Incubation du carbone 13 (¹³C)

On ajoute 600 µL de la solution de ¹³C (six grammes de NaH₁₃CO₃ [99 % à 13°C] dans 250 ml d'eau désionisée) dans chaque bouteille étiquetée sur laquelle on visse un bouchon. On consigne l'heure approximative à laquelle la solution de ¹³C a été injectée dans les bouteilles ainsi que l'heure de l'échantillonnage et de la récupération de l'amarrage de bouteilles après la période d'incubation de 24 heures. On fixe toutes les bouteilles sur la ligne d'échantillonnage en faisant passer le collier de serrage à travers le filin de la corde et en fixant le collier de serrage autour du goulot de la bouteille (figure 16). Les bouteilles doivent se trouver à une profondeur

similaire à celle à laquelle l'eau a été recueillie. Il faut inscrire les coordonnées d'une personne-ressource sur une étiquette apposée sur la bouée de flottaison. On installe les enregistreurs de lumière et de température HOBO à côté des bouteilles d'échantillonnage attachées à la ligne. On transporte ensuite l'équipement de déploiement jusqu'au lieu de prélèvement d'eau et on abaisse soigneusement le bloc d'amarrage sur le côté en maintenant la ligne tendue pour s'assurer que les bouteilles demeurent fixées. On déploie l'amarrage pendant 24 heures. On doit conserver les bouteilles dans une glacière sombre pendant leur transport jusqu'à la station de filtration.



Figure 16 : Amarrage de productivité primaire montrant trois ensembles de bouteilles d'incubation claires et foncées à différentes profondeurs d'eau, situées au-dessus et au-dessous de la couche de chlorophylle maximale (photo de gauche). Vue rapprochée des bouteilles d'incubation attachées à la corde d'amarrage (photo de droite).

4.1.4.3. Filtration

Seuls des filtres en fibre de verre (FFV) doivent être utilisés aux fins de l'analyse de la productivité primaire (analyse du ^{13}C). On utilise des filtres en polycarbonate ($2\ \mu\text{m}$) uniquement pour éliminer une fraction phytoplanctonique de l'échantillon qui sera filtrée par les FFV. Il faut effectuer les opérations suivantes pour chaque bouteille (sombre et claire). 1) **Particules dont la taille est supérieure à $0,3\ \mu\text{m}$ (phytoplancton total)** : filtrer 300 ml de l'échantillon directement dans un FFV Advantec de 25 mm. Jeter le filtrat constitué de l'eau qui a passé à travers le filtre. Placer le filtre dans un flacon à scintillation individuel étiqueté et le placer au congélateur. 2) **Particules dont la taille se situe entre $0,3$ et $2\ \mu\text{m}$ (picoplancton)** : filtrer 300 ml supplémentaires dans un filtre en polycarbonate de deux à cinq millimètres ($2\ \mu\text{m}$) et transférer le filtrat dans un flacon Erlenmeyer propre. Jeter le filtre en polycarbonate. Reprendre le filtrat et le filtrer à nouveau, cette fois dans un FFV Advantec (fraction de la population phytoplanctonique qui mesure entre $0,3$ et $2\ \mu\text{m}$). Jeter le filtrat et rincer le flacon Erlenmeyer à

l'eau distillée. Mettre le filtre dans un flacon à scintillation individuel étiqueté et le placer au congélateur pour l'entreposage et le transport. Répéter cette procédure pour la bouteille d'échantillon suivante.

4.1.4.4. Analyse en laboratoire

Au laboratoire, on ajoute 100 µL de HCl à 0,5 N dans chaque flacon d'échantillon pour éliminer tout résidu de carbonates. On laisse l'acide s'évaporer pendant la nuit sous une hotte. On sèche les filtres à 55 °C pendant 24 heures ou jusqu'à ce qu'un poids constant soit atteint, puis on envoie les échantillons à un laboratoire pour l'analyse du ¹³C.

4.1.5. NUTRIMENTS DISSOUS

Les nutriments jouent un rôle important dans la dynamique du phytoplancton, car ils peuvent limiter ou favoriser la productivité primaire en fonction des apports saisonniers et anthropiques dans le détroit de Georgia (Harrison *et. Al.* 1983; St. John *et. Al.* 1992; Sutton *et. Al.* 2013). Les nutriments dissous sont une variable clé des évaluations de la capacité de charge associée aux bivalves qui se concentrent sur une boucle nutriment-phytoplancton-seston-bivalve dans un modèle hydrodynamique et biogéochimique à haute résolution et spatialement explicite (Filguiera *et. Al.* 2015a). Il est important de comprendre la source des nutriments disponibles pour la population phytoplanctonique indigène pour déterminer si la productivité du phytoplancton dépend de nouveaux apports ou du recyclage des nutriments. La population cultivée elle-même peut agir comme une source de nutriments par le biais de l'excrétion ou de la reminéralisation des fèces, qui peuvent agir comme un réservoir de nutriments dans les périodes où l'abondance naturelle de nutriments est limitée, modifiant concomitamment la dynamique naturelle du phytoplancton (Ibarra *et. Al.* 2014). Le type de nutriments disponibles peut également influencer la communauté phytoplanctonique (voir ci-dessus). Par conséquent, la dynamique des nutriments est pertinente non seulement pour la productivité primaire (voir ci-dessus), mais également pour la compréhension des effets potentiels de la population cultivée sur l'écosystème. Les nutriments dissous courants traditionnellement mesurés dans les programmes de surveillance de l'environnement associés aux études des populations de phytoplancton sont le nitrate (NO⁻³), le nitrite (NO⁻²), l'ammoniac (NH₄), le phosphate (PO₄) et le silicate (SiO₃). On différencie les nutriments dissous des nutriments particulaires en procédant à une filtration dans un filtre de 0,45 µm.

4.1.5.1. Collecte sur le terrain

On obtient les nutriments dissous en recueillant le filtrat d'eau de mer qui a traversé un filtre de 0,45 µm. On peut conserver le filtrat dans une bouteille Nalgene de 30 ml lavée à l'acide ou dans un tube de Falcon et l'entreposer dans un congélateur avant les analyses en laboratoire.

4.1.5.2. Analyses en laboratoire

On peut envoyer des échantillons congelés à l'Institut des sciences de la mer pour l'analyse des nutriments dissous (Barwell-Clarke et Whitney 1996). Nitrate et nitrite : le nitrate est réduit en nitrite par une colonne réductrice de cuivre et de cadmium. L'ion nitrite réagit avec le sulfanilamide dans des conditions acides pour former un composé diazoïque. Ce composé se mélange ensuite avec le dichlorhydrate de N-1-naphtyléthylènediamine pour former un colorant azoïque rouge-violet que l'on peut mesurer à l'aide d'un colorimètre. Silicate : le procédé est basé sur la réduction du silicomolybdate en solution acide en bleu de molybdène par acide ascorbique. On introduit l'acide oxalique dans l'échantillon avant d'ajouter de l'acide ascorbique pour éliminer l'interférence du phosphate. Orthophosphate : un flux de réactifs combinant une solution acidifiée de molybdate d'ammonium, de tartrate d'antimoine et de potassium et d'acide

ascorbique forme un complexe bleu de phosphomolybdène, que l'on peut mesurer à l'aide d'un spectrophotomètre.

4.1.6. ZOOPLANCTON

La prédation du phytoplancton par les bivalves et le zooplancton peut potentiellement réduire les populations de phytoplancton sous les niveaux naturels et entraîner un « appauvrissement du phytoplancton » (Grant *et. Al.* 2008; Guyondet *et. Al.* 2013; Cranford *et. Al.* 2014; Filgueira *et. Al.* 2015a). La compétition entre le zooplancton et les bivalves avantagerait les bivalves en raison du déséquilibre de la biomasse en faveur des bivalves, entraînant ainsi des effets négatifs potentiels qui s'appliqueraient davantage au zooplancton qu'aux bivalves dans leur ensemble. On s'est servi de ce déséquilibre dans la biomasse pour éliminer le zooplancton des modèles écosystémiques axés sur l'interaction entre les mollusques et crustacés et le phytoplancton. Le raisonnement étant que l'effet du zooplancton dans les populations de phytoplancton est négligeable comparativement à l'effet causé par une population cultivée. En revanche, il n'est pas possible d'éliminer le zooplancton dans les modèles axés sur le réseau trophique étant donné que le zooplancton constitue un lien important pour le transfert d'énergie entre le phytoplancton et les niveaux trophiques supérieurs. De plus, les crustacés pourraient potentiellement être des prédateurs du zooplancton, bien que la motilité du zooplancton puisse minimiser cette interaction trophique potentielle comme cela a été démontré pour la larve de homard et les moules (Sonier *et. Al.* 2018). La prédation directe du zooplancton ou les changements indirects découlant de modifications au réseau trophique pourraient affecter les populations de zooplancton (p. ex. Nielsen et Maar 2007; Maar *et. Al.* 2008). Bien que les effets de l'aquaculture des bivalves sur les populations de zooplancton n'aient pas été au centre des études en matière de surveillance et de capacité de charge, les effets potentiels sur les larves d'espèces de valeur ont récemment fait augmenter l'intérêt pour les interactions bivalves-zooplancton.

4.1.6.1. Collecte sur le terrain

On peut se servir de bouteilles d'eau, de systèmes de pompage et de filets pour collecter le zooplancton en fonction de la taille des individus, de leur stade du cycle vital et de leur vitesse de nage (Sameoto *et. Al.* 2000). En ce qui concerne les filets à zooplancton, il faut tenir compte de la longueur, de la surface de l'embouchure, de la taille des mailles et de la vitesse de remorquage dans la conception de l'échantillonnage afin de prévenir : 1) les comportements d'évitement des filets par les copépodes dont la vitesse de nage est élevée; 2) l'obstruction du filet, le débordement et le sillage de la proue pendant la remontée; 3) l'endommagement des taxons plus fragiles. On utilise couramment les traits de filet verticaux dans les bassins profonds de la région Pacifique, tandis que les traits de filet horizontaux ou obliques sont adaptés aux réseaux peu profonds où l'on peut cibler une couche de chlorophylle maximale. On peut également se référer au Manuel du zooplancton du CIEM (2000) pour les classifications selon la taille du zooplancton, les temps de doublement, la nomenclature, la morphologie, la fragilité et la conservation (CIEM 2000; figures 1.1, 1.2, 1.3 et 1.4 à 1.12; tableau 1.1) et s'en servir comme guide pour choisir la méthode de collecte appropriée. L'Institut des sciences océaniques (MPO) a soutenu une vaste base de données archivées sur le zooplancton à laquelle on peut se référer pour déterminer les taxons locaux et les stades du cycle de vie saisonniers d'intérêt pour un programme de surveillance spécifique à une baie. En ce qui concerne l'estimation de l'abondance du zooplancton à l'aide de techniques d'analyse de l'ADNe, il est important d'obtenir l'avis d'un expert avant de mettre en œuvre des méthodes de surveillance, notamment en raison de l'évolution rapide des techniques associées à ce domaine de recherche émergent (Djurhuua *et. Al.* 2018).

4.1.6.2. Analyse en laboratoire

On peut analyser les échantillons de zooplancton à l'aide d'un microscope, d'un compteur de Coulter, d'une Flowcam, ou par des techniques d'analyse de l'ADNe. Se référer au Manuel du zooplancton du CIEM (2000) pour connaître la technique appropriée en fonction de la taille du zooplancton et de l'objectif du programme de surveillance.

5. SOMMAIRE

On peut utiliser n'importe quelle combinaison des variables recommandées ci-dessus en fonction des objectifs de surveillance, de la nature de l'estuaire et du contexte localisé de l'estuaire. Le tableau 3 présente les variables environnementales qui permettraient l'évaluation de différents thèmes de surveillance environnementale. Les utilisateurs finaux peuvent choisir de combiner des variables en fonction de leur objectif et du site concerné. Lors de l'élaboration d'un futur programme de surveillance, la conception de l'étude peut inclure les aspects suivants : 1) fréquence temporelle et spatiale; 2) relevés de reconnaissance visant à déterminer les sites de référence utilisant des indicateurs et des variables donnés; 3) relevés de reconnaissance pour déterminer les exigences de réplication pour chaque variable de surveillance (analyse de puissance); 4) méthodes rentables et pratiques (Margalef 1958; Raffaeilli et. Al. 2003; Solan et. Al. 2003; Wildish et. Al. 2005; Tweddle et. Al. 2018; Kuhn et. Al. 2019). Sur la base des lacunes actuelles en matière de connaissances, les recherches futures peuvent mettre l'accent sur 1) une validation plus poussée des seuils réglementaires de gestion concernant les taxons formant des tapis qui sont des indicateurs, comme les bactéries oxydant le sulfure et les CPO dans une variété de substrats et de contextes; 2) l'établissement de seuils pour les variables indicatrices clés; 3) les évaluations des micro et macro plastiques établissant des zones de référence de base spécifiques au site; 4) l'examen de facteurs de stress multiples dans un contexte environnemental à effets cumulatifs. Enfin, les évaluations de la capacité de charge écologique associée aux bivalves dans les baies où l'on pratique l'aquaculture devraient intégrer une série de variables pélagiques qui constituent la boucle nutriment-phytoplancton-seston-bivalve requise pour l'application d'un modèle hydrodynamique et biogéochimique (Filgueira et. Al. 2015a). Il est important de noter que ces variables de surveillance peuvent ne pas avoir de signification en ce qui concerne un objectif écosystémique général si on les mesure indépendamment des autres variables pélagiques.

Tableau 4 : Variables d'échantillonnage des milieux benthique et pélagique classées selon les thèmes de surveillance écosystémique.

VARIABLES/INDICATEURS	THÈMES ET OBJECTIFS DE SURVEILLANCE DES BIVALVES				
	Capacité de charge écologique	Enrichissement organique benthique	Eutrophisation pélagique	Habitat vulnérable (zostère)	Installations physiques (filet, radeau)
Variables des substrats mous					
Taille des grains de sédiments	-	EOB	-	HV	IP
Porosité et teneur en matières organiques des sédiments	-	EOB	-	HV	IP
Oligo-éléments dans les sédiments	-	EOB	-	HV	IP
Sulfure dans l'eau interstitielle des sédiments	-	EOB	-	HV	IP
Oxydoréduction des sédiments	-	EOB	-	HV	IP
Entrée et sortie de nutriments dans les sédiments	CCE	EOB	-	-	-
Bactéries oxydant le sulfure	-	EOB	-	HV	IP
Complexes de polychètes opportunistes	-	EOB	-	HV	IP
Macrofaune (> 0,5 mm)	-	EOB	-	-	IP
Méiofaune (de 0,063 à 0,5 mm)	-	EOB	-	HV	IP
Abondance et diversité des bivalves	CCE	EOB	-	-	IP
+yu7Recrutement de bivalves (zone intertidale)	CCE	EOB	-	-	IP
Indice de condition des bivalves	CCE	EOB	-	-	IP
Macroalgues	-	EOB	EP	-	IP
Zostère	-	EOB	EP	HV	IP
Variables des substrats durs					
Composition du substrat	-	EOB	-	-	IP
Abondance de l'épifaune	-	EOB	-	-	IP
Bactéries oxydant le sulfure	-	EOB	-	-	IP
Complexe de polychètes opportunistes	-	EOB	-	-	IP
Variables du milieu pélagique					
Température, salinité et oxygène	CCE	-	EP	HV	IP
Particules en suspension	CCE	-	EP	HV	IP
Production de phytoplancton	CCE	-	EP	-	-
Productivité primaire du phytoplancton	CCE	-	EP	-	-
Nutriments dissous	CCE	-	EP	HV	-
Zooplancton	CCE	-	EP	-	-
Courants d'eau	CCE	-	EP	HV	IP

6. RÉFÉRENCES CITÉES

- Aguado-Gimenez, F., Gairin, J.I., Martinez-Garcia, E., Fernandez-Gonzalez, V., Ballester Molto, M., Cerezo-Valverde, J., and Sanchez-Jerez, P. 2015. Application of “taxocene surrogation” and “taxonomic sufficiency” concepts to fish farming environmental monitoring. Comparison of BOPA index versus polychaete assemblage structure. *Mar. Env. Res.* 103:27-35.
- Ahn, O., Petrell, R.J., and Harrison, P.J. 1998. Ammonium and nitrate uptake by *Laminaria saccharina* and *Nerocystis luetkeana* originating from a salmon sea cage farm. *J. Appl. Phycol.* 10:333-340.
- Aloupi, M., and Angelidis, M.O. 2001. Normalization to lithium for the assessment of metal contamination in coastal sediment cores from the Aegean Sea, Greece. *Mar. Env. Res.* 52(1):1-12.
- AMD (Aquaculture Management Division). 2013. Modeling and monitoring approaches to evaluate the ecological carrying capacity for shellfish aquaculture. Request for peer-reviewed science information and /or advice (RSIA-ID# 2013AQU06). (unpublished)
- Amos, C.L., and Sutherland, T.F. 1994. A rapid technique for the determination of dry sediment mass from saturated marine sands. *J. Sed. Res.* A64:668-670.
- Amos, C.L., Sutherland, T.F., Radzuewski, B., and Doucette, M. 1996. A rapid technique to determine bulk density of fine-grained sediments by X-Ray computed tomography. *Journal of Sedimentary Research, Section A: Sedimentary Petrology and Processes.* 66(5):1023-1025.
- Aquaculture Activities Regulation (AAR). 2019. Annex 8: [Program Protocols for Marine finfish Environmental Monitoring in British Columbia](#). pp.18.
- ASC (Aquaculture Stewardship Council), 2019 [ASC bivalve standard–version 1.1](#). March 2019. ASC, Utrecht.
- Baldwin, J.R., and Lovvorn, J.R., 1994. Expansion of seagrass habitat by the exotic *Zostera japonica*, and its use by dabbling ducks and brant in Boundary Bay, British Columbia. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 103:119–127.
- Barille, L., Prou, J., Heral, M., and Bourgrier, S. 1993. No influence of food quality, but ration-dependent retention efficiencies in the Japanese oyster *Crassostrea gigas*. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 171(1):91-106.
- Barrell, J., Grant, J., Hanson, A., and Mahoney, M. 2015. Evaluating the complementarity of acoustic and satellite remote sensing for seagrass landscape mapping. *Int. J. Remot. Sens.* 36(16):4069-4094.
- Barwell-Clarke, J. and F. Whitney. 1996. Institute of Ocean Sciences Nutrient Methods and Analysis. *Can. Tech. Rep. Hydrogr. Ocean. Sci.* 182: vi + 43 p.
- Bat, L., Akbulut, M., Sezgun, M., Ulha, M. 2001. Effects of sewage pollution on the structure of community of *Ulva lactuca*, *Enteromorpha linza*, and Rocky Macrofauna in DyBliman of Sinop. *Turkish Journal of Biology*, 25: 93-102. *Turk. J. of Biol.* 25: 93-105.
- Bernard, F.R. 1974. Particle sorting and labial palp function in the Pacific oyster *Crassostrea gigas* (Thunberg, 1795). *Biol. Bull.* 146(1):1-10.
- Bissett, A., Bowman, J., and Burke, C. 2006. Bacteria diversity in organically enriched fish farm sediments. *FEMS Microbio. Ecol.* 55: 48-56. Blackstock, J., Johannessen, P.J., and Pearson, T.H. 1986. Use of a sensitive indicator species in the assessment of biological effects of sewage disposal in fjords near Bergen, Norway. *Mar. Biol.* 93:315-322.

-
- Blackstock, J., Johannessen, P.J., and Pearson, T.H. 1986. Use of a sensitive indicator species in the assessment of biological effects of sewage disposal in fjords near Bergen, Norway. *Mar. Biol.* 93:315-322.
- Bouchet, V.M.P., Devenay, J-P., Sauriau, P-G., Radford-Knoery, J., and Soletchnik, P. 2007. Effects of short-term environmental disturbances on living benthic foraminifera during the Pacific oyster summer mortality in the Marennes-Oleron Bay (France). *Mar. Env. Res.* 64(3):358-383.
- Brooks, K.M., and Mahnken, C.V.W. 2003. Interactions of Atlantic salmon in the Pacific northwest environment. II Organic wastes. *Fish. Res.* 62:255-293.
- Caine, G., Truscott, J., Reid, S., and Ricker, K. 1987. Biophysical Criteria for Siting Salmon Farms in British Columbia. Prepared for Aquaculture and Commercial Fisheries Branch, Ministry of Agriculture and Fisheries. p.50.
- Canadian System of Soil Classification. 1998. Agriculture and Agri-Food Canada Publication, No. 1646 (3rd Edition), Ottawa, ON: NRC Research Press, 187p. (ISBN 0-660-17404-9).
- Canadian Council of Ministers of the Environment (CCME), 1999. Protocol for the Derivation of Canadian Sediment Quality Guidelines for the Protection of Aquatic Life, CCME 1995 EPC-98E. Prepared by Environment Canada, Guidelines Division, Technical Secretariat of the CCME Task Group on Water Quality Guidelines. Ottawa, p.35.
- Canadian Council of Ministers of the Environment. 2001. Introduction. Updated. In: Canadian environmental quality guidelines, 1999. Canadian Council of Ministers of the Environment. Winnipeg.
- Carlsson, M.S., Holmer, M., and Petersen, J.K. 2009. Seasonal and spatial variations of benthic impacts of mussel longline farming in a eutrophic Danish fjord, Limfjorden. *J. Shell. Res.* 28(4):791-801.
- Carr, J., D'Odorico, P., McGlathery, K., and Widerg, P. 2010. Stability and biostability of seagrass ecosystems in shallow coastal lagoons: role of feedbacks with sediment resuspension and light attenuation. *J. Geophys. Res.* 115:G03011.
- Chambers, P.A., DeWreede, R.E., Irlandi, E.A., and Vandermeulen, H. 1999. Management issues in aquatic macrophyte ecology: a Canadian perspective. *Can. J. Bot.* 77:471-487.
- Cognie, B., Barill, L., Mass, G., and Beninger, P.G. 2003. Selection and processing of large suspended algae in the oyster *Crassostrea gigas*. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 250:145-152.
- Cohen, R.A., and Fong, P. 2006. Using opportunistic green macroalgae as indicators of nitrogen supply and sources to estuaries. *Ecolog. Applicat.* 16 (4):1405-1420.
- Collins, K., Webster, T., Crowell, N., McGuigan, K., and MacDonald, C. 2016. [Topo-Bathymetric Lidar and Photographic Survey of Various Bays Located in New Brunswick, Nova Scotia and Prince Edward Island](#). Submitted to Marc Ouellette, Fisheries and Oceans Canada. p.53.
- Coull, B.C., and Chandler, G.T. 1992. Pollution and meiofauna: field, laboratory and mesocosm studies. *Oceanogr. Mar. Biol. Ann. Rev.* 30:191-271.
- Cranford, P.J., Anderson, R., Archambault, P., Balch, T., Bates, S.S., Bugden, G., Callier, M.D., Carver, C., Comeau, L.A., Hargrave, B., Harrison, W.G., Horne, E., Kepkay, P.E., Li, W.K.W., Mallet, A., Ouellette, M., and Strain P., Dowd, M., Grant, J., Hargrave, B., and McGladdery, S. 2006. [Indicators and Thresholds for Use in Assessing Shellfish Aquaculture Impacts on Fish Habitat](#). DFO Can. Sci. Advis. Sec.. Res.Doc. 2006/034. vi+116 p.

-
- Cranford, P.J., Hargrave, B.T., and Doucette, L.I. 2009. Benthic organic enrichment from suspended mussel (*Mytilus edulis*) culture in Prince Edward Island, Canada. 292 (3-4):189-196.
- Cranford, P.J., Kamermans, P., Krause, G., Mazurié, J., Buck, B., Dolmer, P., Fraser, D., Van Nieuwenhove, K., O'Beirn, F., Sanchez-Mata, A., Thorarinsdóttir, G.G., and Strand, Ø. 2012. An ecosystem-based approach and management framework for the integrated evaluation of bivalve aquaculture impacts. *Aquacult Env. Interact.* 2:103-213.
- Cranford, P.J., Duarte, P., Robinson, S.M.C., Fernandez-Reiriz, M.J., and Labarta, U. 2014. Suspended particulate matter depletion and flow modification inside mussel (*Mytilus galloprovincialis*) culture rafts in the Ria de Betanzos Spain. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 452, 70-81.
- Cranford, P.J., Brager, L., and Wong, D. 2017. A dual indicator approach for monitoring benthic impacts from organic enrichment with test application near Atlantic salmon farms. *Mar. Poll. Bull.* 124(1):258-265.
- Crawford, C.M., Mitchell, I.M., and Macleod, C.K.A., 2001. Video assessment of environmental impacts of salmon farms. *ICES J. Mar. Sci.* 58:445-452.
- Dahlback, B., and Gunnarsson, L.A.H. 1981. Sedimentation and sulfate reduction under a mussel culture. *Mar. Biol.* 63:269-275.
- Dame, R.F., and Prins, T.C. 1997. Bivalve carrying capacity in coastal ecosystems. *Aquatic Ecology.* 31(4):409-421.
- Davis, J.C. 1975. Minimal dissolved oxygen requirements of aquatic life with emphasis on Canadian species: a review. *J. Fish. Res. Board Can.*, 32(12):2295 -2331.
- Demie, K.M., Kaiser, M.J., Richardson, E.A., and Warwick, R.M. 2003. Recovery of soft sediment communities and habitats following physical disturbance. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 285/286:415-434.
- Dessai, D.V.G., 2008. Partition geochemistry of selected elements of sediments from Zuari Estuary, Goa. Ph.D dissertation, Goa University. Central West Coast of India. 71 p.
- Devlin, M., Painting, S., and Best, M. 2007. Setting nutrient thresholds to support an ecological assessment based on nutrient enrichment, potential primary production and undesirable disturbance. *Mar. Poll. Bull.* 55:65-73.
- Diaz, R.J., and Rosenberg, R. 1995. Marine benthic hypoxia: a review of its ecological effects and the behavioural responses of benthic macrofauna. *Oceanogr. Mar. Biol. Ann. Rev.* 33:245-303.
- Di Stefano, C., Ferro V., and Mirabile, S. 2010. Comparison between Grain-Size Analyses Using Laser Diffraction and Sedimentation Methods," *Biosyst. Eng.* Vol. 106 (2):205-215.
- Djurhuus, A., Pitz, K., Sawaya, N.A, Rojas-Marquez, J., Michaud, B., Montes, E., Muller-Karger, F., Breitbart, M. 2018. Evaluation of marine zooplankton community structure through environmental DNA metabarcoding. *Limnol. Oceanogr. Methods.* Vol 16 (4):209-221.
- Dowd, M. 2003. Seston dynamics in a tidal inlet with shellfish aquaculture: a model study using tracer equations. *Est. Coast. and Shelf Sci.* 57(3):523-537.
- Dowle, E., Pochon, X., Keeley, N., and Wood, S.A. 2015. Assessing the effects of salmon farming seabed enrichment using bacterial community diversity and high-throughput sequencing. *FEMS Microbiol. Ecol.* 91(8):1-9.
-

-
- Dumbauld, B.R., Ruesink, J.L., and Rumrill, S.S. 2009. The ecological role of bivalve shellfish aquaculture in the estuarine environment: A review with application to oyster and clam culture in West Coast (USA) estuaries. *Aquaculture*. 290:196-223.
- Duplisea, D.E., and Hargrave, B.T. 1996. Response of meiobenthic size–structure, biomass and respiration to sediment organic enrichment. *Hydrobiologia*, 339 :161-170.
- Dupuy, C., Vaquer, A., Lam-Hai, T., Rougier, C., Mazouni, N., Lautier, J., Collos, Y., and Le Gall, S. 2000. Feeding rate of the oyster *Crassostrea gigas* in a natural planktonic community of the Mediterranean Thau Lagoon. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 205:171-184.
- Eleftheriou A. and D.C. Moore. 2005. Macrofauna techniques. (Eds.) Eleftheriou, A., and A. McIntyre. *Methods for the Study of Marine Benthos*, Blackwell Publishing, U.K., pp.160-228.
- Elliott, J.K., Spear, E., and Wyllie-Echeverria, S. 2006. Mats of *Beggiatoa* bacteria reveal that organic pollution from lumber mills inhibits growth of *Zostera marina*. *Mar. Ecol.* 27:372-380.
- Emmett, B., Thuringer, P., and Cook, S. 2007. Evaluation of Hard Seabed Monitoring Techniques: Development of Video Survey and Data Classification Protocols. Phase 2 Report. Prepared for BC Aquaculture Research and Development Committee, BC Innovation Council, Aqua E-Fund Project AE 03.04-02.02, 115 p.
- Emmett, B., Thuringer, P., and Cook, S. 2008. Evaluation of Hard Seabed Monitoring Techniques : Development of Compliance Parameters from Video Survey Data. Phase 3 Report. Prepared for BC Aquaculture Research and Development Committee, BC Innovation Council, Aqua E-Fund Project AE 03.04-02.02, 95. p.
- Fernandes, M.C., Nayak, G.N., Pande, A., Volvolkar, S.P., and Dessai, D.R.G. 2014. Depositional environment of mudflats and mangroves and bioavailability of selected metals within a tropical estuary. *Env. Earth Sci.* 72 :1861-1875.
- Filgueira, R., and Grant, J. 2009. A box model for ecosystem-level management of mussel culture carrying capacity in a coastal bay. *Ecosystems*. 12:1222.
- Filgueira, R., Comeau, L.A., Landry, T., Grant, J., Guyondet, T., and Mallet, A. 2013. Bivalve condition index as an indicator of aquaculture intensity: A meta-analysis. *Ecol. Ind.* 25:215-229. pp. 1-33.
- Filgueira, R., Guyondet, T., Comeau, L.A., and Grant, J. 2014. Physiological indices as indicators of ecosystem status in shellfish aquaculture sites. *Ecol. Ind.* 39:134-143.
- Filgueira, R., Guyondet, T., Bacher, C., and Comeau, L.A. 2015a. [Carrying Capacity for Mussel Aquaculture in Malpeque Bay, Prince Edward Island](#). DFO Can. Sci. Advis. Res. Doc. 2015/001. v + 36 p.
- Filgueira, R., Comeau, L.A., Guyondet, T., McKindsey, C.W, and Byron, C.J. 2015b. Modelling carrying capacity of bivalve aquaculture: A review of definitions and methods. *Encyclopedia of Sustainability Science and Technology*. Springer Science, New York, 33 p.
- Fisher, P., Aumann, C., Chia, K., O'Halloran, N., and Chandra, S. 2017. Adequacy of laser diffraction for soil particle size analysis. *PLoS ONE*. 12(5):1-20.
- Fong, P., and Zedler, J.B. 1993. Temperature and light effects on the seasonal succession of algal communities in shallow coastal lagoons. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 171(2):259-272.
- Fong, P., and Zedler, J.B. 2000. Sources, sinks, and fluxes of nutrients (N -I- P) in a small highly modified urban estuary in southern California. *Urban Ecosyst.* 4:125-144.
-

-
- Fong, P., Zedler, J.B., and Donohoe, R.M. 1993. Nitrogen vs. phosphorus limitation of algal biomass in shallow coastal lagoons. *Limnol. Oceanogr.* 38(5):906-923.
- Fong, P., Donohoe, R.M., and Zedler, J.B. 1994. Nutrient concentration in tissue of the macroalga *Enteromorpha* as a function of nutrient history – An experimental evaluation using field microcosms. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 106(3):273-281.
- Fong, P., Boyer, K.E., and Zedler, J.B. 1998. Developing an indicator of nutrient enrichment in coastal estuaries and lagoons using tissue nitrogen content of the opportunistic alga *Enteromorpha intestinalis* (L. Link), *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 231(1):63-79.
- Forrest, B.M., Keeley, N.B., Hopkins, G.A., Webb, S.C., and Clement, D.M. 2009. Bivalve aquaculture in estuaries: Review and synthesis of oyster cultivation effects. *Aquaculture*. 298 (1-2):1-15.
- Forsey, D., Leblon, B., LaRocque, A., Skinner, M., and Douglas, A. 2020. Eelgrass mapping in Atlantic Canada using worldview-2 imagery. *The International Archives of the Photogrammetry, Remote Sensing and Spatial Information Sciences, Volume XLIII-B2-2020, 2020XXIV ISPRS Congress (2020 edition)*. pp. 685-692.
- Fréchette, M. 2012. Self-thinning, biodeposits production, and organic matter input to the bottom in mussel suspension culture. *J. Sea Res.* 67:10-20.
- Furnas, M.J. 1990. In situ growth rates of marine phytoplankton: approaches to measurement, community and species growth rates. *J. Plankt. Res.*, 12(6):1117-1151.
- Gacia, E., Duarte, C.M., Marbà, N., Terrados, J., Kennedy, H., Fortes, M.D., and Tri, N.H. 2003. Sediment deposition and production in SE-Asia seagrass meadows. *Est., Coast. Shelf Sci.* 56(5–6):909-919.
- Gage, J.D., and Bett, B.J. 2007. Deep-sea benthic sampling. In: Elftheriou, A., and McIntyre, A. (Eds.), *Methods for the Study of Marine Benthos*, Third Edition. Oxford, United Kingdom: Blackwell Scientific, pp. 273-325.
- Gangnery, A., Bacher, C., and Buestel, D. 2001. Assessing the production and the impact of cultivated oysters in the Thau lagoon (Mediterranean, France) with a population dynamics model. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 58(5):1012-1020.
- Gartner, A., Lavery, P., and Smith, A.J. 2002. Use of d15N signatures of different functional forms of macroalgae and filter-feeders to reveal temporal and spatial patterns in sewage dispersal. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* Vol. 235:63-73.
- Giles, H. 2008. Using Bayesian networks to examine consistent trends in fish farm benthic impact studies. *Aquaculture*, 274:181-195.
- Giner, C.R., Forn, I., Romac, S., Logares, R., de Vargas, C., and Massana, R. 2016. Environmental sequencing provides reasonable estimates of the relative abundance of specific picoeukaryotes. *Appl. Environ. Microbiol.* 82:4757-4766.
- Grabowski, R.C., Droppo, I.G., and Wharton, G. 2011. Erodibility of cohesive sediment: The importance of sediment properties. *Earth-Sci. Rev.* 105(3-4):101-120.
- Grant, J., and Bacher, C. 2001. A numerical model of flow modification induced by suspended aquaculture in a Chinese bay. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 58:1003-1011.
- Grant, J., Cranford, Hargrave, B., Carreau, M., Schofield, B., Armsworthy, S., Burdett-Coutts, V., and Ibarra, D. 2005. A model of aquaculture biodeposition for multiple estuaries and field validation oar blue mussel (*Mytilus edulis*) culture sites in eastern Canada. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 62:1271-1285.
-

-
- Grant, J., Bacher, C., Cranford, P., Guyondet, T., and Carreau, M. 2008. A spatially explicit ecosystem model of seston depletion in dense mussel culture. *J. Mar. Syst.*, 73(1–2):155-168.
- Grundle, D.S., and Varela, D.E. 2009. Variations of phytoplankton productivity and biomass over an annual cycle in Saanich Inlet, a British Columbia fjord. *Cont. Shelf Res.* 29(19):2257-2269.
- Guyondet, T., Sonier, R., and Comeau, L.A. 2013. Spatially explicit seston depletion index to optimize shellfish culture. *Aquacult. Environ. Interact.* 4:175-186.
- Guyondet, T., Comeau, L.A., Bacher, C., Grant, J., Rosland, R., Sonier, R., and Filgueira, R. 2015. Climate change influences carrying capacity in a coastal embayment dedicated to shellfish aquaculture. *Est. Coasts.* 38:1593-1618.
- Haigh, R., and Taylor, F.J.R. 1990. Distribution of potentially harmful phytoplankton species in the northern Strait of Georgia, British Columbia. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 47:2339-2358.
- Haigh, R., and Taylor, F.J.R. 1991. Mosaicism of microplankton communities in the northern Strait of Georgia, British Columbia. *Mar. Biol.* 110:301-314.
- Haigh, R., Taylor, F.J.R., and Sutherland, T.F. 1992. Phytoplankton ecology of Sechelt Inlet, a fjord system on the British Columbia coast. I. General features of the nano- and microplankton. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 89:117-134.
- Hall-Spencer, J., White, N., Gillespie, E., Gillham, K., and Foggo, A. 2006. Impact of Fish Farms on Maerl Beds in Strongly Tidal Areas. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 326:1-9.
- Harbo, R. 1999. *Whelks to Whales: Coastal marine life of the Pacific Northwest.* Harbour Publishing, Madeira Park, British Columbia. p.245.
- Hargrave, B.T. 2010. Empirical relationships describing benthic impacts of salmon aquaculture. *Aquaculture-Environment Interactions.* 1:33-46.
- Hargrave, B.T., Duplisea, D.E., Pfeiffer, E., and Wildish, D.J. 1993. Seasonal changes in benthic fluxes of dissolved oxygen and ammonium associated with marine cultured Atlantic salmon. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 96:249 -257.
- Hargrave, B.T., Holmer, M., and Newcombe, C.P. 2008. Towards a classification of organic enrichment in marine sediments based on biogeochemical indicators. *Mar. Poll. Bull.* 56(5):810-824.
- Harrison, P.J., Fulton, J.D., Taylor, F.J.R., and Parsons, T.R. 1983. Review of the biological oceanography of the Strait of Georgia: Pelagic Environment. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 40:1064-1094.
- Harrison, P.J., Clifford, P.J., Cochlan, W.P., Yin, K., St. John, M.A., Thompson, P.A., Sibbald, M.J., and Albright, L.J. 1991. Nutrient and plankton dynamics in the Fraser River plum, Strait of Georgia, British Columbia. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 70:291-304.
- Harrison, P.J., Boyd, P.W., Varela, D.E., Takeda, S., Shiimoto, A., and Odate, T. 1999. Comparison of factors controlling phytoplankton productivity in the NE and NW subarctic Pacific gyres. *Progr. Oceanogr.* 43(2-4):205-234.
- Hartstein, N. D., and Rowden, A.A. 2004. Effect of biodeposits from mussel culture on macroinvertebrate assemblages at sites of different hydrodynamic regime. *Mar. Env. Res.* 57:339-357.

-
- Hasle, G.R. 1978. Using the inverted microscope. In Sournia, A. (ed) Phytoplankton manual. Monographs on oceanographic methodology. 6. UNESCO. Paris. pp.191-196.
- He, X., Sutherland, T.F., and Abbott, C.L. 2021a. Improved efficiency in eDNA metabarcoding of benthic metazoans by sieving sediments prior to DNA extraction. *Env. eDNA*. 3(4):716-726.
- He, X., Sutherland, T.F., Pawlowski, J., and Abbott, C.L. 2019. Responses of foraminifera communities to aquaculture-derived organic enrichment as revealed by environmental DNA metabarcoding. *Molecul. Ecol.* 28:1138-1153.
- He, X., Gilmore, S., Sutherland, T.F., Hajibabaei, M., Miller, K., Westfall, K., Pawlowski, J., and Abbott, C.L. 2021b. Biotic signals associated with benthic impacts of salmon farms from eDNA metabarcoding of sediments. *Molecul. Ecol.* 30 (13):3158-3174.
- Heck Jr., K.L., Able, K.W., Roman, C.T., and Fahay, M.P. 1995. Composition, abundance, biomass, and production of macrofauna in a New England estuary: comparisons among eelgrass meadows and other nursery habitats. *Estuaries*. 18 (2):379-389.
- Heip, C., Vincx, M., and Vranken, G. 1985. The ecology of marine nematodes. *Oceanogr. Mar. Biol. Ann. Rev.* 23:399-489.
- Heiss, W.M., Smith, A.M., and Probert, P.K. 2000. Influence of the small intertidal seagrass *Zostera novazelandica* on linear water flow and sediment texture. *New Zeal. J. Mar. Fresh. Res.* 34: 689-694.
- Holmer, M., Wildish, D., and Hargrave, B. 2005. Organic enrichment from marine finfish aquaculture and effects on sediment biogeochemical processes. In: *Environmental Effects of Marine Finfish Aquaculture*, HEC. 5M:181-206.
- Ibarra, D.A., Fennel, K., and Cullen, J.J. 2014. Coupling 3-D Eulerian bio-physics (ROMS) with individual-based shellfish ecophysiology (SHELL-E): A hybrid model for carrying capacity and environmental impacts of bivalve aquaculture. *Ecol. Model.* 273:63-78.
- ICES. 1994. ICES Report of the ICES/HELCOM Workshop on Quality Assurance of Benthic Measurements in the Baltic Sea, Kiel, 23-25 March 1994. ICES Document CM 1994/E:10.
- ICES. 2000. Zooplankton Methodology Manual. (Eds.) Harris, R.P., Wiebe, P.H., Lenz, J., Skjoldal, H.R., and Huntley, M. Academic Press, London, UK. 707 pp.
- ICES. 2002. Report of the ICES Advisory Committee on Ecosystems, 2002. ICES Cooperative Research Report No. 254:129 pp.
- Jorgensen, B.B., and Revsbech, N.P. 1983. Colourless sulfur bacteria, *Beggiatoa* spp. And *Thiovoluum* spp., in O₂ and H₂S microgradients. *Appl. Env. Microbiol.* 45(4):1261-1270.
- Jorgensen, B.B., Dunker, R., Grunke, S., and Roy, H. 2010. Filamentous sulfur bacteria, *Beggiatoa* spp. in arctic marine sediments (Svalbard, 79°N). *FEMS Microbio. Ecol.* 73: 500-513.
- Keeley, N.B., Macleod, C.K., and Forrest, B.M. 2012. Combining best professional judgement and quantile regression splines to improve characterisation of macrofaunal responses to enrichment. *Ecol. Ind.* 12:154-166.
- Kim, S.L., Thurber, A., Hammerstrom, K., and Conlan, K. 2007. Seastar response to organic enrichment in an oligotrophic polar habitat. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 346(1-2):66-75.
- Kitting, C.L. 1984. Selectivity by dense populations of small invertebrates foraging among seagrass blade surfaces. *Estuaries*. 7(4A):276-288.

-
- Kozloff, E.N. 1996. Marine Invertebrates of the Pacific Northwest: With Additions and Corrections, University of Washington Press. Subsequent edition, 511p.
- Krost, P., Chrzan, T., Schomann, H., and Rosenthal, H. 1994. Effects of a floating fish farm in Kiel Fjord on the sediment. *Journal of Applied Ichthyology*. 10(4) 353-361.
- Kuhn, A.M., Dutkiewicz, S., Jahn, O., Clayton, S., Ryneerson, T.A., Mazloff, M.R., and Barton, A.D. 2019. Temporal and spatial scales of correlation in marine phytoplankton communities. *Journal of Geophysical Research: Oceans*, 124(12):9417-9438.
- Laing, G.D., Rinklebe, J., Vandecasteele, B., Meers, E., and Tack, F.M.G. 2009. Trace-metal behaviour in estuarine and riverine floodplain soils and sediments: A review. *Sci. Tot. Env.* 407(13):3972-3985.
- Lamb, A., and Edgell, P. 2010. Coastal Fishes of the Pacific Northwest: Revised and Expanded Edition. Harbouring Publishing. Madeira Park, British Columbia.
- Lamb, A., and Hanby, B.P. 2005. Marine Life of the Pacific Northwest: A photographic Encyclopedia of Invertebrates, Seaweeds, and Selected Fishes. Harbour Publishing. Madeira Park, British Columbia.
- Laroche, O., Wood, S.A., Tremblay, L.A., Ellis, J.I., Lejzerowicz, F., Pawlowski, J., Lear, G., Atalah, J., and Pochon, X. 2016. First evaluation of foraminiferal metabarcoding for monitoring environmental impact from an offshore oil drilling site. *Mar. Env. Res.* 120:222-235.
- Laroche, O., Wood, S.A., Tremblay, L.A., Lear, G., Ellis, J.I., Pochon, X. 2017. Metabarcoding monitoring analysis: the pros and cons of using co-extracted environmental DNA and RNA data to assess offshore oil production impacts on benthic communities. *PeerJ*. 5, e3347.
- La Rosa, T., Mirto, S., Mazzola, A., and Danovaro, R. 2001. Differential responses of benthic microbes and meiofauna to fish-farm disturbance in coastal sediments. *Env. Poll.* 112:427-434.
- Lazier, J.R.N. 1963. Some Aspects of the Oceanographic Structure in the Jervis Inlet System. Thesis (M.Sc.) University of British Columbia. Vancouver, B.C, p.84.
- Levin, L.A., Ekau, W., Gooday, A.J., Jorissen, F., Middleburg, J.J., Naqvi, S.W.A., Neira, C., Rabalais, N.N., and Zhang, J. 2009. Effects of natural and human-induced hypoxia on coastal benthos. *Biogeosciences*. 6(10):2063-2098.
- Levings, C.D., Foreman, R.E., and Tunnicliffe, V.J. 1983. Review of the benthos of the Strait of Georgia and contiguous fjords. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 40:1120-1141.
- Leys, S.P., Wilson, K., HOLETON, C., Reisswig, H.M., Austin, W.C., and Tunnicliffe, V. 2004. Patterns of glass sponge (*Porifera*, *Hexactinellida*) distribution in coastal waters of British Columbia, Canada. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 283:133-149.
- Lie, U., and Pamatmat, M.M. 1965. Digging characteristics and sampling efficiency of the 0.1 m² Van Veen grab. *Limnol. Oceanogr.* 10(3):379-384.
- Liu, X., Huang, D., Zhu, Y., Chang, T., Liu, Q., Huang, L., Zhao, W., Lin, K., and Liu, L. 2015. Bioassessment of marine sediment quality using meiofaunal assemblages in a semi-enclosed bay. *Mar. Poll. Bull.* 100:92-101.
- Loring, D.H., 1990. Lithium – a new approach for the granulometric normalization of trace metal data. *Mar. Chem.* 29:15-168.

-
- Loring, D.H., 1991. Normalization of heavy-metal data from estuarine and coastal sediments. ICES J. Mar. Sci. 48:101-115.
- Lowe, D.R. 1975. Water escape structures in coarse-grained sediments. Sedimentology. 22(2):157-204.
- Luoma, S.N. 1990. Processes affecting metal concentrations in estuarine and coastal marine sediments. (Eds.) Furness, R.W., Rainbow, P.S., *In: Heavy Metals in the Marine Environment*. CRC, Boca Raton, p.124.
- Maar, M., Nielsen, T.G., and Petersen, J.K. 2008. Depletion of plankton in a raft culture of *Mytilus galloprovincialis* in Ria de Vigo, NW Spain. II. Zooplankton. Aquat. Biol. 4(2):127-141.
- Macdonald, R.W., Johannessen, S.C., Goheil, C., Wright, C., Burd, B., van Roodselaar, A., and Pedersen, T.F. 2008. Sediment redox tracers in Strait of Georgia sediments – Can they inform us of the loadings of organic carbon from municipal wastewater? Mar. Env. Res. 66(1):S87-S100.
- MacGregor, B., Biddle, J.F., Siebert, J.R., Staunton, E., Hegg, E.L., Matthyse, A.G., and Teske, A. 2013. Why Orange Guaymas Basin *Beggiatoa* spp. Are Orange: Single-Filament-Genome-Enabled Identification of an Abundant Octaheme Cytochrome with Hydroxylamine Oxidase, Hydrazine Oxidase, and Nitrite Reductase Activities. Appl. Env. Microbiol. 70(4): 1183-1190.
- Mackas, D.L., and Harrison, P.J. 1997. Nitrogenous nutrient sources and sinks in the Juan de Fuca Strait/Strait of Georgia/Puget Sound Estuarine System: Assessing the potential for eutrophication. Est. Coast. Shelf Sci. 44:1-21.
- MacLeod, C., Crawford, C., and Moltschaniwskyj, N.A. 2004. Assessment of long-term change in sediment condition after organic enrichment: defining recovery. Mar. Poll. Bull. 49(1-2):79-88.
- Manger, E. 1963. Porosity and Bulk Density of Sedimentary Rocks. Contributions to Geochemistry. Geol. Surv. Bull. 1144-E, pp.E55.
- Mangion, M., Borg, J.A., Schembri, P.J., and Sanchez-Jerez, P. 2017. Assessment of benthic biological indicators for evaluating impact of tuna farming. Aqua. Res. 48:5797-5811.
- Margalef, R. 1958. Temporal succession and spatial heterogeneity in phytoplankton. In: Buzzati-Traverso, A.A. (Ed.), *Perspective in Marine Biology*, University of California Press, Berkeley, pp.325-349.
- Martinez-Garcia, E., Sanchez-Jerez, P., Aguado-Gimenez, F., Avila, P., Guerrero, A., Sanchez-Jizaso, J.L., Fernandez-Gonzalez, B., Gonzalez, N., Gairin, J.I., Carballeira, C., Garcia-Garcia, B., Carreras, J., Macias, J.C., Carballeira, A., and Callado, C. 2013. A meta-analysis approach to the effects of fish-farming on soft bottom polychaeta assemblages in temperate regions. Mar. Poll. Bull. 69:165-171.
- Mayer, L.M. 1994. Surface area control of organic carbon accumulation in continental shelf sediments. Geoch Cosmoch. Acta. 58(4):1271-1284.
- Mayer, L.M., and Rossi, P.M. 1982. Specific surface areas in coastal sediments: relationships with other textural factors. Marine Geology. 45:241.
- McKeague, J.A. 1978. *Manual of Soil Sampling and Methods of Analysis*, 2nd Edition. Canadian Society of Soil Science, Ottawa, p.212.

-
- McKindsey, C.W., Archambault, P., Callier, M.D., and Olivier, F. 2011. Influence of suspended and off-bottom mussel culture on the sea bottom and benthic habitats: a review. *Can. J. Zool.* 89 622-646.
- MER Assessment Corporation. 2008. Evaluation of the variability, applicability, and suitability of the redox potential and total sulfide measurement methodologies (Wildish et. al. 1999) for determining benthic organic enrichment state and their use as regulatory compliance standards in Maine. Report prepared for Maine Aquaculture Innovation Center, p 62.
- Mirto, S., La Rosa, T., Danovaro, R., and Mazzola, A. 2000. Microbial and meiofaunal response to intensive mussel-farm biodeposition in coastal sediments of the western Mediterranean. *Mar. Poll. Bull.* 40 (3):244-252.
- Molinaroli, E., Guerzoni, S., De Falco, G., Sarretta, A., Cucco, A., Como, S., Simone, S., Perilli, A., and Magni, P. (2009a) Relationships between hydrodynamic parameters and grain size in two contrasting transitional environments: the Lagoons of Venice and Cabras, Italy. *Sed. Geol.* 219:196-207.
- Molinaroli, E., Guerzoni, S., Sarretta, A., Masiol, M., and Pistolato, M. 2009b. Thirty-year changes (1970–2000) in bathymetry and sediment texture recorded in the Lagoon of Venice sub-basins, Italy. *Mar. Geol.* 258:115-125.
- MPO. 2019. [Production d'aquaculture en quantité et en valeur.](#)
- MPO. 2005. [Assessment of Finfish Cage Aquaculture in the Marine Environment.](#) DFO Can. Sci. Advis. Sec. Sci. Advis. Rep. 2005/034.
- Murdoch, A., Azcue, J.M., and Murdoch, P. 1997. Manual of Physico-Chemical Analysis of Aquatic Sediments, CRC Lewis Publishers, Boston. p. 275.
- Murphy G.E.P., Dunic, J.C., Adamczyk, E.M., Bittick, S.J., Côté, I.M., Cristiani, J., Geissinger, E.A., Gregory, R.S., Lotze, H.K., O'Connor, M.I., Araújo, C.A.S., Rubidge, E.M., Templeman, N.D., and Wong, M.C. 2021. From coast to coast to coast: ecology and management of seagrass ecosystems across Canada. *FACETS.* 6:139-79.
- Neckles, H.A, Kopp, B.S., Peterson, B.J., and Pooler, P.S. 2012. Integrating scales of seagrass monitoring to meet conservation needs. *Est. Coasts.* 35:23-46.
- Newell, R.I.E. 2004. Ecosystem influences of natural and cultivated populations of suspension-feeding bivalve molluscs: a review. *J. Shell. Res.* April 1.
- Nielsen, T.G., and Maar, M. 2007. Effects of a blue mussel *Mytilus edulis* bed on vertical distribution and composition of the pelagic food web. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 339:185-198.
- Nilsson, H.C., and Rosenberg, R. 1994. Hypoxic response of two marine benthic communities. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 115:209-217.
- Nizzoli, D., Welsh, D.T., Anna Fano, E., and Viaroli, P. 2006. Impact of clam and mussel farming on benthic metabolism and nitrogen cycling, with emphasis on nitrate reduction pathways. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 315:151-165.
- Nomme, K.M., and Harrison, P.G. 1991. A multivariate comparison of the seagrasses *Zostera marina* and *Zostera japonica* in monospecific versus mixed populations. *Can. J. Bot.* 69:1984-1990.
- Noronha-D'Mello, C.A., and Nayak, G.N. 2015. Geochemical characterization of mangrove sediments of the Zuari estuarine system, West coast of India. *Est. Coast. Shelf Sci.* 167(B):313-325.
-

-
- O'Neill, J.D., and Costa, M. 2013. Mapping eelgrass (*Zostera marina*) in the Gulf Islands National Park Reserve of Canada using high spatial resolution satellite and airborne imagery. *Rem. Sens. Env.* 133:152-167.
- Orth, R.J., Heck Jr., K.L., and van Montfrans, J. 1984. Faunal communities in seagrass beds: a review of the influence of plant structure and prey characteristics on predator-prey relationships. *Estuaries*. 7 (4A):339-350.
- Page, F. 2005. [A Preliminary Perspective on Dissolved Oxygen Standards and Models in the Marine Coastal Zone with Particular Consideration of Finfish Aquaculture in the southwest New Brunswick portion of the Bay of Fundy](#). DFO Can. Sci. Advis. Sec. Res. Doc. 2005/038. vi + 45 p.
- Page, F.H., Losier, R. McCurdy, P., Greenberg, D., Chaffey, J., and Chang, B. 2005. Dissolved oxygen and salmon cage culture in the southwestern New Brunswick portion of the Bay of Fundy. *Hdb. Env. Chem.* 5 (Part M):1-28.
- Papageorgiou, N., Kalantzi, I., and Karakassis, I. 2010. Effects of fish farming on the biological and geochemical properties of muddy and sandy sediments in the Mediterranean Sea. *Mar. Env. Res.* 69:326-336.
- Parsons, T.R., Maita, Y., and Lalli, C.N. 1984. *A Manual of Chemical and Biological Methods for Seawater Analysis*. Pergamon Press, Oxford, UK. 173 p.
- Pawlowski, J., Esling, P., Lejzerowicz, T.F., Cedhagen, T., and Wilding, T.A. 2014. Environmental monitoring through next-generation sequencing metabarcoding: assessing the impact of fish farming on benthic foraminifera communities. *Molec. Ecol. Res.* 14:1129-1140.
- Pawlowski, J., Esling, P., Lejzerowica, F., Cordier, T., Visco, J.A., Martins, C.I.M., Kvalvik, A., Staven, K., and Cedhagen, T. 2016. Benthic monitoring of salmon farms in Norway using foraminiferal metabarcoding. *Aquac. Env. Int.* 8:371-386.
- Pawlowski, J., Kelly-Quinn, M., Altermatt, F., Apotheloz-Perret-Gentil, L., Beja, P., Boggero, A., Borja, A., Bouchez, A., Cordier, T., Domaizon, I., Feio, M.J., Filipe, A.F., Fornaroli, R., Graf, W., Herder, J., van der Hoorn, B., Jones, J.I., Sagova-Mareckova, M., Moritz, C., Barquin, J., Piggott, J.J., Pinna, M., Rimet, F., Rinkevich, B., Sousa-Santos, C., Specchia, V., Trobajo, R., Vasselon, V., Vitecek, S., Zimmerman, J., Weigand, A., Leese, F., and Kahlert, M. 2018. The future of biotick indices in the ecogenomic era: Integrating eDNA metabarcoding in biological assessment of aquatic ecosystems. *Sci. Tot. Env.* 637-638: 1295-1310.
- Pavlidou, A., Simboura, N., Rousselaki, E., Tsapakis, M., Pagou, K., Drakopoulou, P., Assimakopoulou, G., Kontoyiannis, H., and Panayotidis, P. 2015. Methods of eutrophication assessment in context of water framework directive: Examples from the Eastern Mediterranean coastal areas. *Cont. Shelf Res.* 108:156-168.
- Paxton, H., and Davey, A., 2010. A New Species of *Ophryotrocha* (*Annelida: Dorvilleidae*) Associated with Fish Farming at Macquarie Harbour, Tasmania, Australia. *Zootaxa*, 61(May):53-61.
- Pearson, T.H., and Black, K.D. 2001. The environmental impacts of marine fish cage culture. In: Black, K.D. (ed.). *Environmental impacts of aquaculture*, Sheffield Academic Press, p.1-32.
- Pearson, T.H., and Rosenberg, R. 1978. Macrobenthic succession in relation to organic enrichment and pollution of the marine environment. *Oceanogr. Mar. Biol. Ann. Rev.* 16:229-311.

-
- Pearson, T.H., Gray, J.S., and Johannessen, P.J. 1983. Objective selection of sensitive species indicative of pollution-induced change in benthic communities. 2. Data analyses. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 12: 237-255.
- Pejrup, M. 1988. The triangular diagram used for classification of estuarine sediments; a new approach. (Eds.) P.L. de Boer, A. Van Gelder, and S.D. Nio, *In: Tide-Influenced Sedimentary Environments, and Facies. Sedimentology and Petroleum Geology.* D. Reidel Publishing Company. Dordrecht. pp. 289-300.
- Pohle, G.W., and Thomas, M.L.H. 1997. Monitoring protocol for marine benthos: Intertidal and subtidal macrofauna. Report submitted to the Ecological Monitoring and Assessment Network of Environment Canada. pp.1-29.
- Powell, E.N., Klinck, J.M., Hofmann, E.E., Wilson-Ormond, E.A., and Ellis, M.S. 1995. Modeling oyster populations, V: Declining phytoplankton stocks and the population dynamics of American oyster (*Crassostrea virginica*) populations. *Fish. Res.* 24(3):199-222.
- Precision Identification. 2002. [Methods for Mapping and Monitoring Eelgrass Habitat in British Columbia](#). Draft 4. December 2002. pp. 38.
- Precision Identification. 2004. Methods for Mapping and Monitoring Japanese Eelgrass (*Zostera japonica*) Habitat in British Columbia. 2004. Precision Identification Biological Consultants, pp 17.
- Preisler, A., de Beer, D., Lichtschlag, A., Lavik, G., Boetius, A., and Jorgensen, B.B. 2007. Biological and chemical sulphide oxidation in a *Beggiatoa* inhabited marine sediment. *The Int. Soc. Microbial Ecol. J.* 1(4):341-353.
- Rabalais, N.N., Smith, L.E., Harper, D.E., and Justic, D. 2013. Effects of seasonal hypoxia on continental shelf benthos. In: Rabalais, N.N. and Turner, R.E. (eds.), *Coastal Hypoxia: Consequences for Living Resources and Ecosystems.* Washington, DC: American Geophysical Union. pp. 211-240.
- Raffaelli, D., Bell, E., Weithoff, G., Matsumoto, A., Cruz-Motta, J.J., Kershaw, P., Parker, R., Parry, D., and Jones, M. 2003. The ups and downs of benthic ecology: considerations of scale, heterogeneity and surveillance for benthic-pelagic coupling. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 285/586:191-204.
- Ramskov, T., and Forbes, V.E. 2008. Life history and population dynamics of the opportunistic polychaete *Capitella* sp. I in relation to sediment organic matter. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 369, 181–192.
- Rauhan Wan Hussin, W.M., Cooper, K.M., Barrio Frojan, C.R.S., Defew, E.C., and Paterson, D.M. 2012. Impacts of physical disturbance on the recovery of a macrofaunal community: A comparative analysis using traditional and novel approaches. *Ecol. Ind.* 12(1):37-45.
- Reimann, C., Siewers, U., Skarphagen, H., and Banks, D. 1999. Does bottle type and acid-washing influence trace element analyses by ICP-MS on water samples?: A test covering 62 elements and four bottle types: high density polyethen (HDPE), polypropene (PP), fluorinated ethane propene copolymer (FEP) and perfluoroalkoxy polymer (PFA). *Sci. Tot. Env.* 239 (1-3):111-130.
- Ricker, K.E., McDonald, J.W., and de Lange Boom, B. 1989. Biophysical Suitability of the Western Johnstone Strait, Queen Charlotte Strait and West Coast Vancouver Island Regions for Salmonid Farming in Net Cages. Main Report (Volume I). Province of British Columbia, Ministry of Agriculture and Fisheries, Aquaculture and Commercial fisheries Branch. p.126.
-

-
- Robinson, S.M.C., Auffrey, L.M., Barbeau, M.A. 2005. Far-field impacts of eutrophication on the intertidal zone in the Bay of Fundy, Canada with emphasis on the soft-shell clam, *Mya arenaria*. (Ed) B.T. Hargrave. In: Handbook of Environmental Chemistry, 5(M):253-274.
- Robinson, C.L.K., Hrynyk, D., Vaughn Barrie, J., and Schweigert, J. 2013. Identifying burying habitat of Pacific Sand Lance (*Ammodytes hexapterus*) in the Strait of Georgia, British Columbia, Canada. *Progr. Oceanogr.* 115:119-128.
- Rosenburg, R. 2001. Marine benthic faunal successional stages and related sedimentary activity. *Scient. Mar.* 65(2):107-119.
- Ross, D.J., McCarthy, A., Davey, A., Pender, A., Macleod, C.M. 2016. Understanding the Ecology of Dorvilleid Polychaetes in Macquarie Harbour: response of the benthos to organic enrichment from finish aquaculture. In: Fisheries Research and Development corporation Final Report Project No. 2014/038. p.82.
- Rumohr, H. 2009. Soft-bottom macrofauna: collection, treatment, and quality assurance of samples. *ICES Tech. Mar. Env. Sci.* No. 43, pp.1-43.
- Sameoto, D., Wiebe, P., Runge, J., Postel, L., Dunn, J., Miller, C., and Coombs, S. 2000. Collection of Zooplankton. (Eds) Harris, R., Wiebe, P., Lenz, J., Skjoldal, H.R., and Huntley, M. In: *ICES Zooplankton Methodology Manual*. pp. 55-78.
- Schulz, H.N., and Jorgensen, B.B. 2001. Big Bacteria. *Ann. Rev. of Microbiol.* 55:105-37.
- Shafer, D.J., Kaldy, J.E., and Gaeckle, J.I. 2014. Science and management of the introduced Seagrass *Zostera japonica* in North America. *Env. Managem.* 53:147-162.
- Shi, B., Wang, Y.P., Wang, L.H., Li, P., Gao, J., Xing, F., and Chen, J.D. 2016. Great differences in the critical erosion threshold between surface and subsurface sediments: A field investigation of an intertidal mudflat, Jiangsu, China. *Est. Coast. Shelf Sci.* 206:76-86.
- Short, F.T., Wyllie-Echeverria, S. 1996. Natural and human-induced disturbance of seagrasses. *Env. Cons.* 23(1):17-27.
- Smith, J.N., Yeats, P.A., and Milligan, T.G. 2005. Sediment geochronologies for fish farm contaminants in Lime Kiln Bay, Bay of Fundy. (Ed) Hargrave, B.T., In: *Environmental Effects of Marine Finfish Aquaculture*, Springer, Berlin, 5M:221-238.
- Solan, M., Germano, J.D., Rhoads, D.C., Smith, C., Michaud, E., Parry, D., Wenzhoefer, F., Kennedy, B., Henriques, C., Battle, E., Carey, D., Iocco, L., Valente, R., Watson, J., and Rosenberg, R. 2003. Towards a greater understanding of pattern, scale and process in marine benthic systems: a picture is worth a thousand worms. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 285-286:313-338.
- Somerfield, P.J., Warwick, R.M., and Moens, T. 2005. Meiofauna techniques. (Eds.) Eleftheriou, A., McIntyre, A. In: *Methods for the Study of Marine Benthos*. Blackwell Publishing, United Kingdom. p. 418.
- Sonier, R., Filgueira, R., Daoud, D., and Comeau, L.A. 2018. Feeding pressure of *Mytilus edulis* and *Styela clava* on phytoplankton and zooplankton, including lobster larvae (stages I and IV). *Can. Tech. Rep. Fish. Aquat. Sci.* 3263: vi + 19 p.
- Sornin, J.M., Deslous-Paoli, J.M., and Hesse, O. 1988. Experimental study of the filtration of clays by the oyster *Crassostrea gigas* (Thunberg): adjustment of particle size for best retention. *Aquaculture.* 69(3-4):355-366.
-

-
- Soto, E.H., Paterson, G.L.J., Billet, D.S.M., Hawkins, L.E., Galeron, J., and Sibuet, M. 2009. Temporal variability in polychaete assemblages of the abyssal NE Atlantic Ocean. *Deep Sea Research, Part II: Tropical Studies in Oceanography*. 57(15):1396-1405.
- St. John, M.A., Harrison, P.J., and Parsons, T.R. 1992. Tidal wake-mixing: localized effects on primary production and zooplankton distributions in the Strait of Georgia, British Columbia. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 164:261-274.
- Stenton-Dozey, J., Probyn, T., and Bushy, A. 2001. Impact of mussel (*Mytilus galloprovincialis*) raft-culture on benthic macrofauna, in situ oxygen uptake, and nutrient fluxes in Saldanha Bay, South Africa. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 58:1021-1031.
- Stevens, C., Plew, D., Hartstein, N., Fredriksson, D. 2008. The physics of open-water shellfish aquaculture. *Aquacult. Eng.* 38(3):145-160.
- Steyaert, M., Moodley, L., Nadong, T., Moens, Y., Soetaert, M., and Vincx, K. 2007. Responses of intertidal nematodes to short-term anoxic events. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 345:175-184.
- Strickland J.D.H., and Parsons, T.R. 1972. *A Practical Handbook of Seawater Analysis*. Bulletin 167, 2nd Edition, Fisheries Research Board of Canada. Ottawa, p.310.
- Sutherland, T.F., and Cook, N. 2011a. The development of video monitoring methods and management thresholds to characterize the fish farm impacts on hard-bottom substrates. Program for Aquaculture Regulatory Research Report. PARR-2010-P-10. 26 pp.
- Sutherland, T.F., and Yeats, P.A. 2011b. Elemental indicators of benthic organic enrichment associated with marine finfish aquaculture. *Dynamic Biochemistry, Process Biotechnology and Molecular Biology*. 5(S11):66 -75.
- Sutherland, T.F., Leonard, C., and Taylor, F.J.R. 1992. A segmented pipe sampler for integrated profiling of the upper water column. *J. Plankt. Res.* 14(7):915-923.
- Sutherland, T.F., O'Neill, J.D., and Elner, R.W. 2013. Roberts Bank: Ecological crucible of the Fraser River estuary. *Progr. Oceanogr.* 115:171-180.
- Sutherland, T.F., Sterling, A.M., and Ou, M. 2016a. Epifaunal communities associated with hard-substrate seabeds in southern British Columbia. *Can. Tech. Rep. Fish. Aquat. Sci.* 3163: vii + 48 p.
- Sutherland, T.F., Sterling, A.M. and Ou, M. 2018a. Influence of salmonid aquaculture activities on a rock-cliff epifaunal community in Jervis Inlet, British Columbia. *Mar. Poll. Bull.* 127:297-309.
- Sutherland, T.F., Petersen, S.A., Levings, C.D., and Martin, A.J. 2007a. Distinguishing between natural and aquaculture-derived sediment concentrations of heavy metals in the Broughton Archipelago, British Columbia. *Mar. Poll. Bull.* 54:1451-1460.
- Sutherland, T.F., Galloway, J., Loschiavo, R., Levings, C.D., and Hare, R. 2007b. Calibration techniques and sampling resolution requirements for groundtruthing multibeam acoustic backscatter (EM3000) and QTC VIEW™ classification technology. *Est. Coast. Shelf Sci.* 75:447-458.
- Sutherland, T.F., Levings, C.D., Petersen, S.A., Poon, P., and Piercey, B. 2007c. The use of meiofauna as an indicator of benthic organic enrichment associated with salmonid aquaculture. *Mar. Poll. Bull.* 54:1249-1261.
- Sutherland, T.F., Sterling, A.M., Ou, M., and Blasco, N. 2016b. Developing hard-bottom indicators from BC archived benthic video surveys associated with aquaculture activities. Program for Aquaculture Regulatory Research Report. PARR-2011-P-13. p.26.
-

-
- Sutherland, T.F., Garcia, L., Poon, P., Krassovski, M.V., Foreman, M.G.G., Martin, A.J., and Amos, C.L. 2018b. Seabed attributes and meiofaunal abundance associated with a hydrodynamic gradient in Baynes Sound, British Columbia, Canada. *J. Coast. Res.* 34(5):1021-1034.
- Sutherland, T.F., Sterling, A.M., Shaw, K.L, Blasco, N.N.J., and Bradford, M.J. 2019a. Detecting indicator taxa associated with benthic organic enrichment using different video camera angles. *J. Coast. Res.* 35(2):467-479.
- Sutherland, T.F., Roegner, C.G., Petersen, S.A., Cook, N., Dunham, J., Harper, J., DeDominicis, S., Aberley, D., and Chamberlin, R. 2019b. Assessment of natural beaches and culturally-modified clam gardens in the Broughton Archipelago, British Columbia. *Can. Tech. Rep. Fish. Aquat. Sci.* 3335: xxi + 59 p.
- Sutton, J., Johannessen S.C., and Macdonald, R.W. 2013. A nitrogen budget for the Strait of Georgia, British Columbia, with emphasis on particulate nitrogen and dissolved inorganic nitrogen. *Biogeosciences.* 10(11):7179-7194.
- Teichberg, M., Fox, S.E., Aguila, C., Olsen, Y.S., Valiela, I. 2008. Macroalgal responses to experimental nutrient enrichment in shallow coastal waters: growth, internal nutrient pools, and isotopic signatures. *Mar. Ecol. Prog. Ser. Vol.* 368:117-126.
- Tenore, K.R., Boyer, L.F., Cal, T.M., Corral, J., Garcia-Ferdandez, C., Gonzalez, N., Gonzalez-Gurriaran, E., Hanson, R.B., Krom, M., Lopez-Jamar, E., McClain, J., Pa-Matmat, M.M., Perez, A., Rhoads, D.C., Desantiago, G., Tietjen, J., Westrich, J., and Windom, H.L. 1982. Coastal upwelling in the Rias Bajas, N.W. Spain, contrasting benthic regimes of the Rias de Arosa and de Muros. *J. Mar. Res.* 40:701-772.
- Teske, A., and Nelson, D.C. 2006. The genera *Beggiatoa* and *Thioploca*. In: Dworkin M, Falkow S, Rosenberg E, Schleifer K-H, Stackebrandt E (Eds) *Prokaryotes*, 6. 3rd edn. Springer, New York, pp 784–810.
- Tomassetti, P., and Porrello, S. 2005. Polychaetes as indicators of marine fish farm organic enrichment. *Aquac. Int.* 13:109-128.
- Tweddle, J.F., Gubbins, M., and Scott, B.E. 2018. Should phytoplankton be a key consideration for marine management? *Mar. Policy.* 97:1-9.
- U.S. Environmental Protection Agency. 1994. Methods from the Determination of Metals in Environment Samples: Supplement 1. ERPA-600/R-94/111/Office of Research and Development, U.S. Environmental Protection Agency. Ohio. 260 pp.
- U.S. Environmental Protection Agency. 2000. Ambient Aquatic Life Water Quality Criteria for Dissolved Oxygen (Saltwater): Cape Cod to Cape Hatteras. Office of Water & Office of Research and Development. EPA-822-R-00e012.
- U.S. Environmental Protection Agency. 2003. Ambient Water Quality Criteria for Dissolved Oxygen, Water Clarity and Chlorophyll a for the Chesapeake Bay and Its Tidal Tributaries. Region III Chesapeake Program Office & Region III. Water Protection Division. EPA-903-R-03-002.
- Vandermeulen, H. 2005. [Assessing marine habitat sensitivity: A case study with eelgrass \(*Zostera marina* L. and kelps \(*Laminaria*, *Macrosystis*\)](#). DFO Can. Sci. Advis. Sec. Res. Doc. 2005/032. ii + p. 53.
- Vaquer-Sunyer, R., and Duarte, C.M. 2008. Thresholds for hypoxia for marine biodiversity. *Proceedings of the National Academy of Sciences.* 105 (40):15452-15457.
-

-
- Vermeer, K., Butler, R.W., and Morgan, K.H. 1994. Comparison of seasonal shorebird and waterbird densities within Fraser River delta intertidal regions. In: Butler, R.W., Vermeer, K. (Eds.), *The Abundance and Distribution of Estuarine Birds in the Strait of Georgia*, British Columbia. Can. Wildl. Serv., Ottawa, Ontario, Occasional Paper No. 83. pp. 6-17.
- Villares, R., Puente, X., and Carballeira, A. 2001. *Ulva* and *Enteromorpha* as indicators of heavy metal pollution. *Hydrobiol.* 462:221-232.
- Volvoikar, S.P., and Nayak, G.N. 2013. Depositional environment and geochemical response of mangrove sediments from creeks of northern Maharashtra coast, India. *Mar. Poll. Bull.* 69: 223 – 227.
- Warwick, R.M., 1981. The nematode/copepod ratio and its use in pollution ecology. *Mar. Poll. Bull.* 12(10):329-333.
- Warwick, R.M., and Buchanan, J.B. 1970. The meiofauna off the coast of Northumberland. I. The structure of the nematode population. *J. Mar. Biol. Ass. U.K.* 50:129-146.
- Webster, T., McGuigan, K., Crowell, N., Collins, K., and MacDonald, C. 2014. *Tabusintac 2014 Topo-Bathymetric Lidar & Eelgrass Mapping Report*. Technical Report, Applied Geomatics Research Group, NSCC Middleton, N.S. p. 48.
- Weise, A.M., Crome, C.J., Callier, M.D., Archambault, P., and McKindsey, C.W. 2009. Shellfish-DEPOMOD: Modelling the biodeposition from suspended shellfish aquaculture and assessing benthic effects. *Aquaculture*. 288 (3/4): 239-253.
- Wentworth, C.K. 1929. A scale of grade and class terms for clastic sediments. *J. Geol.* 30(5):377-392.
- Weston, D.P. 1990. Quantitative examination of macrobenthic community changes along an organic enrichment gradient. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 61: 233-244.
- Widdicombe, S., and Austen, M.C. 2001. The interaction between physical disturbance and organic enrichment: an important element in structuring benthic communities. *Limnol. Oceanogr.* 46(7):1720-1733.
- Wildish, D.J., Hargrave, B.T., and Pohle, G. 2001. Cost-effective monitoring of organic enrichment resulting from salmon mariculture. *ICES J. Mar. Sci.* 58: 469-476.
- Wildish, D.J., Akagi, H.M., Hamilton, N., and Hargrave, B.T. 1999. A recommended method for monitoring sediment to detect organic enrichment from mariculture in the Bay of Fundy. *Can. Tech. Rep. Fish. Aquat. Sci.* No. 2286, pp.1-31.
- Wildish, D.J., Akagi, H.M., Hargrave, B.T., and Strain, P.M. 2004. Inter-laboratory calibration of redox and total sulfide measurements in interfacial marine sediments and the implications for organic enrichment assessment. *Can. Tech. Rep. Fish. Aquat. Sci.* 2546: iii + 25 pp.
- Wildish, D.J., Pohle, G.W., Hargrave, B.T., Sutherland, T.F., and Anderson, M.R. 2005. [Benthic monitoring methods for habitat management of finfish mariculture in Canada](#). DFO Can. Sci. Advis. Sec.. Res. Doc. 2005/039. ii + p. 39.
- Xu, S.C., Wang, P.M., Zhou, Y., Zhang, X.M., Gu, R.T., Liu, X.J., Liu, B.J., Song, X.Y., Xu, S., and Yue, S.D. 2018. New insights into different reproductive effort and sexual recruitment contribution between two geographic *Zostera marina* L. populations in temperate China. *Front. Plant. Sci.* 9:15.
- Xu, S.C., Wang, P., Zhou, Y., Wang, F., Zhang, X., Gu, R., Xu, S., Yue, S., Zhang, Y., and Suonan, Z. 2020. Sheaths of *Zostera marina* L. as ecological indicators of shoot length and the elemental stoichiometry of aboveground tissues. *Mar. Poll. Bull.* 160:11545. pp1-10.

Yeats, P.A., Milligan, T.G., Sutherland, T.F., Robinson, S.M.C., Smith, J.A., Lawton, P.A., and Levings, C.D. 2005. Lithium-normalized zinc and copper concentrations in sediments as measures of trace metal enrichment due to salmon aquaculture. *Handbook of Environmental Chemistry: Environmental Effects of Marine Finfish Aquaculture*. Vol. 5(M), pp. 207–220.