



Fisheries and Oceans
Canada

Pêches et Océans
Canada

Ecosystems and
Oceans Science

Sciences des écosystèmes
et des océans

Secrétariat canadien des avis scientifiques (SCAS)

Document de recherche 2022/071

Région de la capitale nationale

Considérations sur la conception de plans d'échantillonnage pour un programme de surveillance post-dépôt des pesticides et des médicaments rejetés par les exploitations salmonicoles avec cages en filet

F.H. Page¹, S.P. Haigh¹, M.P.A. O'Flaherty-Sproul¹, D.K.H. Wong¹, B.D. Chang¹,
D.H. Hamoutene²

¹ Pêches et Océans Canada
Station biologique de St. Andrews
125, promenade Marine Science
St. Andrews (Nouveau-Brunswick) E5B 0E4

² Pêches et Océans Canada
Région de la capitale nationale
200, rue Kent
Ottawa (Ontario) K1A 0E6

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](http://www.dfo-mpo.gc.ca/csas-sccs/csas-sccs@dfo-mpo.gc.ca)



© Sa Majesté le Roi du chef du Canada, représenté par le ministre du
ministère des Pêches et des Océans, 2023

ISSN 2292-4272

ISBN 978-0-660-45890-8 N° cat. Fs70-5/2022-071F-PDF

La présente publication doit être citée comme suit :

Page, F.H., Haigh, S.P., O'Flaherty-Sproul, M.P.A., Wong, D.K.H., Chang, B.D., Hamoutene, D.H. 2023. Considérations sur la conception de plans d'échantillonnage pour un programme de surveillance post-dépôt des pesticides et des médicaments rejetés par les exploitations salmonicoles avec cages en filet. Secr. can. des avis sci. du MPO. Doc. de rech. 2022/071. vi + 80 p.

Also available in English :

Page, F.H., Haigh, S.P., O'Flaherty-Sproul, M.P.A., Wong, D.K.H., Chang, B.D., Hamoutene, D.H. 2023. Sample Design Considerations for a Post-Deposit Monitoring Program for Pesticides and Drugs Discharged from Salmon Net-Pen Farming Operations. DFO Can. Sci. Adv. Sec. Res. Doc. 2022/071. v + 74 p.

TABLE DES MATIERES

RÉSUMÉ.....	v
1. INTRODUCTION	1
2. LA PLANIFICATION : UN PROCESSUS SYSTÉMATIQUE.....	2
2.1. ÉTAPE 1 : ÉNONCER LE PROBLÈME	2
2.2. ÉTAPE 2 : DÉFINIR LES DÉCISIONS À PRENDRE.....	2
2.3. ÉTAPE 3 : DÉTERMINER LES INTRANTS DE LA DÉCISION	2
2.4. ÉTAPE 4 : DÉFINIR LES LIMITES DE L'ÉTUDE	2
2.5. ÉTAPE 5 : ÉLABORER UNE RÈGLE DE DÉCISION.....	3
2.6. ÉTAPE 6 : INDIQUER LES LIMITES TOLÉRABLES DE L'ERREUR DE DÉCISION	3
2.7. ÉTAPE 7 : CONCEVOIR UN PLAN D'ÉCHANTILLONNAGE QUI SATISFAIT AUX CRITÈRES CI-DESSUS.....	3
2.7.1. Étape 7.1 : Objectif de l'échantillonnage	5
2.7.2. Étape 7.2 : Population cible	5
2.7.3. Étape 7.3 : Aperçu conceptuel et limites de l'échantillonnage	5
2.7.4. Étape 7.4 : Échantillon de population.....	5
2.7.5. Étape 7.5 : Sélection du plan d'échantillonnage	5
3. PLANS D'ÉCHANTILLONNAGE	6
3.1. ÉCHANTILLONNAGE BASÉ SUR LE JUGEMENT.....	6
3.2. ÉCHANTILLONNAGE PROBABILISTE	6
3.2.1. Échantillonnage aléatoire simple	7
3.2.2. Échantillonnage aléatoire stratifié	7
3.2.3. Échantillonnage systématique avec grille ou échantillonnage régulier	8
3.2.4. Échantillonnage d'ensembles ordonnés	8
3.2.5. Échantillonnage en grappes adaptatif.....	9
4. PROCESSUS DE TRAITEMENT ET DE REJET	9
4.1. PESTICIDES.....	9
4.1.1. Voies d'administration et rejets	9
4.1.2. Caractéristiques des rejets et incertitudes	9
4.2. MÉDICAMENTS.....	11
4.2.1. Voies d'administration et rejets	11
4.2.2. Caractéristiques des rejets et incertitudes	11
5. MÉTHODES D'ÉCHANTILLONNAGE	12
5.1. COLONNE D'EAU.....	12
5.2. FOND MARIN.....	15
5.2.1. Substrats à fond meuble	16
5.2.2. Substrats de fond dur.....	21
5.3. ÉCHANTILLONNAGE D'ORGANISMES	21
5.4. LIMITATIONS CONCERNANT LA TAILLE DES ÉCHANTILLONS	21
6. CONSIDÉRATIONS RELATIVES AU PLAN D'ÉCHANTILLONNAGE.....	22
6.1. ÉTAPE 1 : ÉNONCER LE PROBLÈME	22

6.2. ÉTAPE 2 : DÉFINIR LES DÉCISIONS À PRENDRE.....	23
6.3. ÉTAPE 3 : DÉTERMINER LES INTRANTS DE LA DÉCISION	24
6.4. ÉTAPE 4 : DÉFINIR LES LIMITES DE L'ÉTUDE	24
6.5. ÉTAPE 5 : ÉLABORER UNE RÈGLE DE DÉCISION.....	24
6.6. ÉTAPE 6 : INDIQUER LES LIMITES TOLÉRABLES DE L'ERREUR DE DÉCISION	27
6.7. ÉTAPE 7 : CONCEPTION D'UN PLAN D'ÉCHANTILLONNAGE.....	27
6.7.1. Étape 7.1 : Objectif de l'échantillonnage.....	27
6.7.2. Étape 7.2 : Population cible	27
6.7.3. Étape 7.3 : Aperçu conceptuel et limites de l'échantillonnage	29
6.7.4. Étape 7.4 : Population de l'échantillon	36
6.7.5. Étape 7.5 : Sélection du plan d'échantillonnage	36
7. PLANS D'ÉCHANTILLONNAGE POUR LES EXPLOITATIONS SALMONICOLES AVEC CAGES EN FILET.....	36
7.1. PESTICIDES.....	36
7.1.1. SEPA.....	37
7.1.2. Plan d'échantillonnage potentiel	38
7.2. MÉDICAMENTS.....	45
7.2.1. SEPA.....	46
7.2.2. Plan d'échantillonnage potentiel	49
8. RÉSUMÉ.....	58
9. LACUNES ET INCERTITUDES DANS LES CONNAISSANCES	61
10. CONCLUSIONS ET RECOMMANDATIONS.....	62
10.1. PLAN D'ÉCHANTILLONNAGE	62
10.2. RECHERCHE.....	63
11. REMERCIEMENTS	63
12. RÉFÉRENCES CITÉES	64
ANNEXE A : ANALYSE DE LA LITTÉRATURE SUR LES EFFORTS D'ÉCHANTILLONNAGE DES PESTICIDES ET DES MÉDICAMENTS DANS L'EAU ET LES SÉDIMENTS	68
A.1. CANADA (NOUVEAU-BRUNSWICK).....	68
A.2. CANADA (COLOMBIE-BRITANNIQUE).....	70
A.3. NORVÈGE.....	71
A.4. CHILI.....	73
A.5. ÉCOSSE.....	73
ANNEXE B : RÉSULTATS PRÉLIMINAIRES NON PUBLIÉS D'UNE CAMPAGNE RÉCENTE D'ÉCHANTILLONNAGE DES SÉDIMENTS PAR LE MPO CONCERNANT LES PESTICIDES ET LES MÉDICAMENTS REJETÉS PAR CERTAINES EXPLOITATIONS SALMONICOLES AVEC CAGES EN FILET AU CANADA.....	76

RÉSUMÉ

Le présent document s'inscrit dans le cadre d'un processus du Secrétariat canadien des avis scientifiques (SCAS) visant à soutenir l'élaboration d'un programme de surveillance post-dépôt des médicaments et des pesticides utilisés dans les exploitations piscicoles marines au Canada. Ce rapport porte sur la conception de programmes d'échantillonnage visant à mesurer les rejets de produits chimiques associés aux pesticides de bain et aux médicaments administrés par voie alimentaire dans les exploitations aquacoles marines avec cages en filet au Canada.

Le choix d'un plan d'échantillonnage post-dépôt devrait suivre une approche structurée et systématique comportant des objectifs clairement énoncés, des règles de décision, des tolérances relatives aux décisions, des contraintes d'échantillonnage, les coordonnées spatiales et temporelles des sites d'échantillonnage potentiels et des méthodes d'échantillonnage. Les plans d'échantillonnage basés sur des principes probabilistes (statistiques) sont préférables aux plans basés sur le jugement.

Dans le cas des rejets de médicaments administrés par voie alimentaire, l'échantillonnage du fond devrait comporter plusieurs phases. La première phase consiste à délimiter et à cartographier les types de fond dans la zone d'intérêt. La deuxième phase vise à détecter l'emplacement et l'intensité des rejets en utilisant un plan et des méthodes d'échantillonnage appropriés, compte tenu des connaissances acquises lors de la première phase. La troisième phase, si elle est nécessaire, consiste à caractériser davantage les dépôts détectés et à surveiller les changements temporels dans les caractéristiques des dépôts (superficie, concentration). Les plans de la première phase devraient être basés sur une grille, ceux de la deuxième phase devraient comporter des plans aléatoires stratifiés avec une grille aléatoire ou la répartition aléatoire des échantillons dans les strates, et ceux de la troisième phase devraient employer des grilles aléatoires à plus petite échelle ou avec répartition aléatoire des échantillons dans des zones d'intérêt ciblées. Cette approche reconnaît qu'il existe des incertitudes inhérentes aux propriétés des rejets (emplacement, moment, durée, intensité, fréquence) et aux estimations du transport des substances rejetées, de leur dispersion, de leur dépôt et de leur redistribution. Elle permet également de minimiser les biais introduits par le jugement. Les approches probabilistes permettent de formuler des inférences statistiques et d'évaluer les compromis entre la précision des statistiques de l'échantillon et la rentabilité par rapport aux critères de tolérance. Ceci est particulièrement important pour la surveillance post-dépôt en aquaculture, où les aspects pratiques limitent généralement les efforts d'échantillonnage à des tailles d'échantillon relativement faibles, ce qui entraîne un risque significatif de sous-estimation de la superficie et de l'intensité des dépôts et une faible précision dans les estimations des concentrations des rejets *in situ*. Les suggestions générales pour les plans d'échantillonnage du fond incluent l'utilisation d'échantillonneurs de sédiments de fond dont les caractéristiques ne causent qu'une faible perturbation du fond et de l'échantillon (on utilisera des carottiers de préférence), ainsi que l'imagerie visuelle pour les fonds durs.

Dans le cas des pesticides, les échantillons d'eau de bain devraient être prélevés juste avant le rejet. En raison de la nature constamment changeante du panache de rejet de pesticide, l'utilisation d'un plan d'échantillonnage probabiliste n'est pas pratique. Les méthodes d'échantillonnage généralement suggérées comprennent l'utilisation d'un traceur visible introduit dans l'eau du bain de pesticide avant son rejet. La surveillance régulière des bains de pesticide après leur rejet n'est probablement pas réalisable. Cependant, on devrait effectuer à l'occasion une surveillance ciblée afin d'aider à améliorer les modèles. Un effort d'échantillonnage minimal pourrait consister à prélever des échantillons d'eau au fil du temps à l'horizontale et à la verticale aux endroits où le traceur indique des zones de forte concentration de pesticide. On pourrait coupler l'imagerie à un échantillonnage supplémentaire *in situ* des

concentrations de traceur et de pesticide pour produire des estimations étalonnées des zones de rejets. Lorsque le traceur indique un contact avec le fond marin, on pourrait alors procéder à un échantillonnage aléatoire ciblé par grille pour déterminer la concentration de la substance chimique ou son effet.

1. INTRODUCTION

L'actuel processus du Secrétariat canadien des avis scientifiques (SCAS), dont le présent document est une composante, fait partie d'un régime réglementaire en cours d'élaboration par Pêches et Océans Canada (MPO) en vue d'établir un programme de surveillance post-dépôt des pesticides et des médicaments rejetés par les exploitations salmonicoles canadiennes utilisant des cages en filet.

Il est généralement reconnu qu'il est nécessaire d'établir des programmes bien conçus d'évaluation préliminaire et d'échantillonnage post-dépôt associés à l'utilisation de pesticides et de médicaments (antiparasitaires et antibiotiques) en aquaculture. Des examens récents ont mis en évidence des lacunes importantes dans les efforts, les plans et les méthodes d'échantillonnage, et dans les modèles prédictifs (CoastalSmith Inc 2006; Environnement Canada 2009; Wilson *et al.* 2009). Certaines organisations se sont efforcées d'améliorer leurs plans d'échantillonnage et leurs programmes de conformité, p. ex. la Scottish Environmental Protection Agency (Agence écossaise de protection de l'environnement; SEPA) (SEPA 2019a, 2019b). La SEPA a récemment publié de nouveaux règlements pour l'aquaculture. Les détails et les retombées de ces programmes continueront probablement à évoluer pendant un certain temps.

Il existe plusieurs approches et terminologies associées à la conception des programmes d'échantillonnage. Un principe général est que tous les plans devraient être précédés d'un processus de planification comprenant plusieurs étapes et plusieurs sources d'expertise, dont les décideurs, les personnes qui connaissent le scénario d'échantillonnage et les statisticiens (US EPA 2002). Tous les plans d'échantillonnage devraient également prendre en compte et définir les frontières ou limites spatiales et temporelles et en matière d'intensité, et s'appuyer sur des principes statistiques, dans la mesure du possible. Lorsqu'un processus adéquat de planification est suivi, il devrait aboutir à une réflexion détaillée, au choix et à la documentation d'un plan d'échantillonnage adapté au besoin (US EPA 2002).

Nous avons trouvé fort utile l'approche décrite dans le document d'orientation de l'Environmental Protection Agency (Agence pour la protection de l'environnement des États-Unis; EPA) (US EPA 2002). Cette approche s'appuie sur l'outil logiciel *Visual Sampling Plan* (VSP Development Team 2020), disponible gratuitement, qui encadre et aide à élaborer une approche de conception. L'approche de l'EPA en matière de conception de plans d'échantillonnage est générique et privilégie les principes associés à la planification de l'échantillonnage environnemental. L'approche de l'EPA ne traite pas expressément du défi que représente la conception d'un programme d'échantillonnage des rejets de pesticides et de médicaments par les exploitations aquacoles avec cages en filet. Nous décrivons donc cette approche et nous l'utilisons pour baliser nos commentaires concernant sa pertinence pour les rejets de pesticides et de médicaments par les exploitations aquacoles avec cages en filet.

Par conséquent, l'objectif du présent document est d'esquisser un processus de planification et de conception de l'échantillonnage. Il ne s'agit pas de fournir un plan d'échantillonnage définitif. Ce document se veut une introduction aux défis que représente l'échantillonnage pour la surveillance post-dépôt, et non les conclusions définitives. L'objectif principal est de souligner certains des défis à relever et des étapes à suivre pour établir des plans d'échantillonnage utiles. Nous examinons certains efforts et plans d'échantillonnage existants et nous formulons des suggestions en vue de l'élaboration d'une approche d'échantillonnage au Canada. Si l'approche générale et les suggestions sont jugées utiles, des plans d'échantillonnage détaillés devraient être élaborés de façon multidisciplinaire en collaboration avec les experts appropriés, tant en science qu'en gestion.

2. LA PLANIFICATION : UN PROCESSUS SYSTÉMATIQUE

La conception de tout programme d'échantillonnage doit commencer par un processus de planification qui « ... devrait arrimer les besoins du projet aux ressources disponibles. Les besoins sont généralement constitués des objectifs de l'étude et des limites tolérables de l'incertitude. Les ressources peuvent inclure le personnel, le temps et la disponibilité des ressources financières » (US EPA 2002). Toujours selon l'EPA (US EPA 2002), « ... la planification systématique détermine le résultat attendu du projet, les objectifs techniques, le coût et le calendrier, ainsi que les critères d'acceptation du résultat final ». Une planification inadéquate gaspille les ressources et aboutit à des données qui ne répondent pas nécessairement aux questions (Wilding *et al.* 2017).

L'EPA et l'Organisation internationale de normalisation (ISO) présentent un ensemble utile d'étapes de planification dans leur processus de planification (US EPA 2002; ISO 2004). Les processus de l'EPA et de l'ISO comprennent, en tout ou en partie, les étapes suivantes.

1. Énoncer le problème.
2. Définir les décisions à prendre.
3. Déterminer les intrants de la décision.
4. Définir les limites de l'étude.
5. Élaborer une règle de décision.
6. Indiquer les limites tolérables de l'erreur de décision.
7. Optimiser la conception pour obtenir les données.

2.1. ÉTAPE 1 : ÉNONCER LE PROBLÈME

Les objectifs de cette étape sont les suivants : définir clairement le problème, nommer le principal décideur, désigner les membres appropriés de l'équipe chargée de la planification et de la conception de l'échantillonnage, déterminer les budgets disponibles ou acceptables, et fixer des échéances (US EPA 2002). Cette étape est essentielle. Un plan d'échantillonnage peut s'avérer inadéquat s'il n'a pas été conçu en fonction d'un ou plusieurs objectifs précis. Des objectifs multiples peuvent nécessiter plus d'un plan d'échantillonnage, car un seul plan peut être insuffisant pour répondre aux besoins de tous les objectifs.

2.2. ÉTAPE 2 : DÉFINIR LES DÉCISIONS À PRENDRE

L'objectif de cette étape est d'énoncer clairement la ou les décisions qui seront prises selon les résultats du plan d'échantillonnage (US EPA 2002). Cette étape devrait également établir un lien entre d'une part les résultats possibles de la décision et d'autre part les actions possibles (US EPA 2002).

2.3. ÉTAPE 3 : DÉTERMINER LES INTRANTS DE LA DÉCISION

L'objectif de cette étape est de déterminer les données nécessaires pour permettre la prise des décisions énoncées à l'étape 2.

2.4. ÉTAPE 4 : DÉFINIR LES LIMITES DE L'ÉTUDE

L'objectif de cette étape est de définir la population d'intérêt, y compris les limites spatiales et temporelles de la population et l'échelle de la prise de décisions (US EPA 2002). Cette étape

permet également de déterminer toute contrainte pratique pertinente pour la collecte de données (US EPA 2002).

2.5. ÉTAPE 5 : ÉLABORER UNE RÈGLE DE DÉCISION

L'objectif de cette étape est de fournir une base logique sur laquelle le décideur peut prendre une décision (US EPA 2002), de sorte que le plan d'échantillonnage puisse générer des résultats qui fournissent les bonnes données au processus décisionnel.

À cette fin, on doit déterminer une statistique ou un paramètre d'intérêt (p. ex. la concentration chimique moyenne), définir les mesures à prendre en fonction des valeurs calculées de la statistique ou du paramètre, et définir l'échelle en cause dans la prise de décisions (US EPA 2002). De plus, il est généralement reconnu et préférable que les règles de décision devraient être basées sur des principes statistiques, c'est-à-dire probabilistes (US EPA 2002; ISO 2004). Les renseignements obtenus lors de cette étape peuvent influencer grandement sur la conception d'un programme d'échantillonnage.

Les règles ou directives de conformité pourraient être fondées sur une combinaison de facteurs écotoxicologiques, sociaux, économiques et politiques. Si les considérations sociales, économiques et politiques aboutissent à un programme de surveillance qui ne permet pas d'atteindre les objectifs, les organismes de réglementation devraient déterminer la pertinence de la mise en œuvre un programme inefficace (Wilding *et al.* 2017).

2.6. ÉTAPE 6 : INDIQUER LES LIMITES TOLÉRABLES DE L'ERREUR DE DÉCISION

L'objectif de cette étape est de définir la tolérance du décideur à l'égard des erreurs potentielles de décision et des incertitudes inhérentes aux résultats du plan d'échantillonnage dues à des erreurs dans les hypothèses de référence, et aussi des incertitudes associées aux paramètres et/ou aux estimations statistiques (US EPA 2002).

2.7. ÉTAPE 7 : CONCEVOIR UN PLAN D'ÉCHANTILLONNAGE QUI SATISFAIT AUX CRITÈRES CI-DESSUS

L'objectif de cette étape est de générer un plan d'échantillonnage efficace, efficient et abordable (US EPA 2002). L'EPA a suggéré une approche par étapes pour l'élaboration d'un plan d'échantillonnage (figure 1). Les concepts suivants sont utilisés dans l'élaboration d'un plan d'échantillonnage.

- **Population cible** – l'ensemble de tous les éléments présentant un intérêt dans une étude.
- **Population de l'échantillon** – la partie de la population cible qui est accessible et disponible aux fins d'échantillonnage.
- **Unité d'échantillonnage** – le membre de la population qui peut être échantillonné.
- **Support d'échantillonnage** – la définition de l'unité d'échantillonnage en ce qui concerne ses propriétés physiques, c.-à-d. sa taille, sa forme et son orientation.
- **Cadre d'échantillonnage** – une liste de toutes les unités d'échantillonnage possibles.
- **Échantillon** – une collection de certaines unités d'échantillonnage.
- **Plan d'échantillonnage** – la description du nombre, du type et de l'emplacement (spatial et/ou temporel) des unités d'échantillonnage à prélever.

- **Modèle conceptuel** – une description de la voie d'exposition prévue au contaminant en cause et de la taille de la zone d'intérêt.

Par exemple, dans le cas de l'échantillonnage de l'eau, la population cible pourrait être toute l'eau d'une baie donnée. La population de l'échantillon éliminerait les endroits où l'échantillonnage n'est pas possible en raison de contraintes logistiques, et l'unité d'échantillonnage pourrait être « un litre d'eau » recueilli à l'aide d'une bouteille ou d'une pompe.

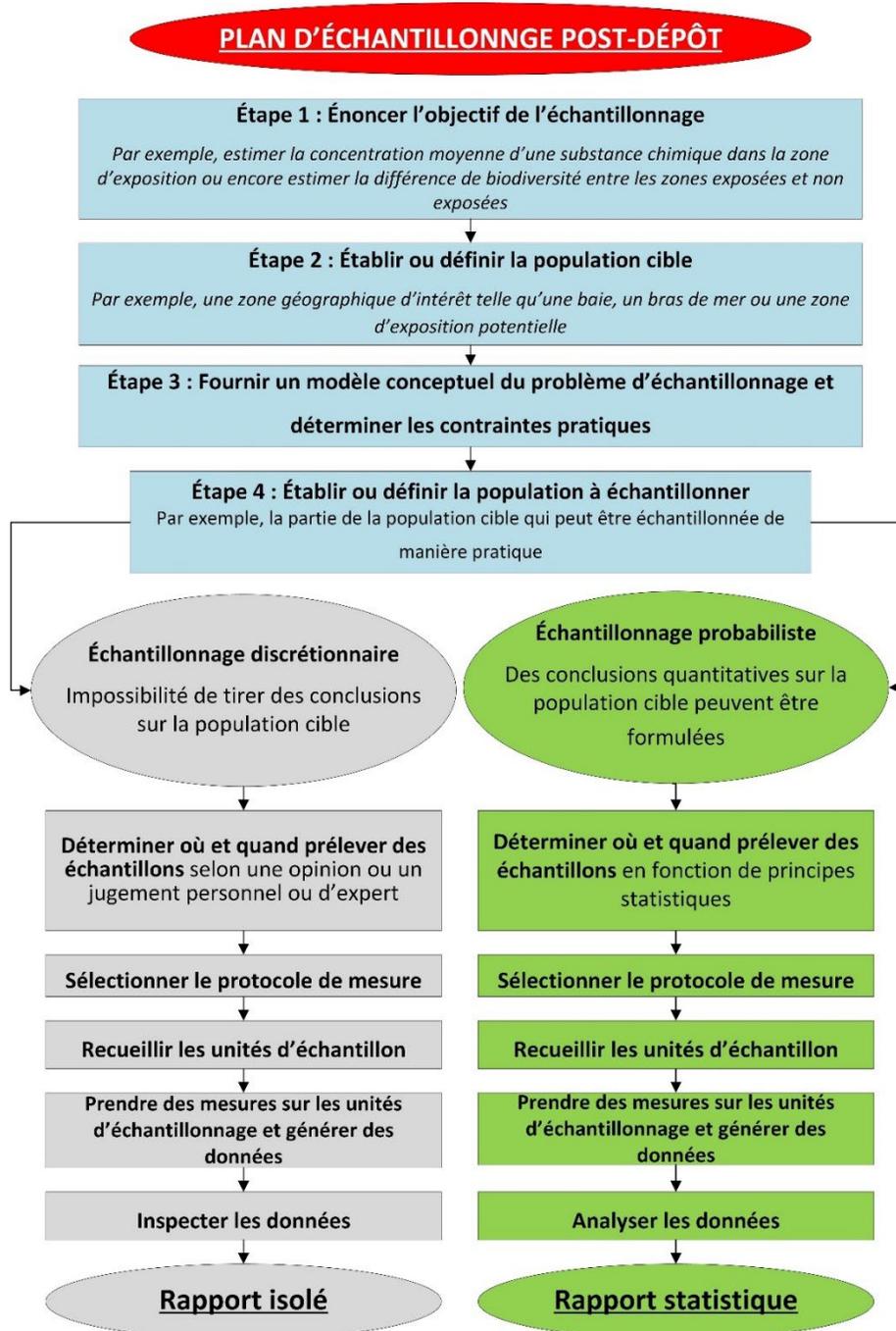


Figure 1. Organigramme décrivant les étapes de conception d'un plan d'échantillonnage, d'après l'EPA (US EPA 2002).

2.7.1. Étape 7.1 : Objectif de l'échantillonnage

La première étape du processus de conception consiste à définir l'objectif ou le but de l'échantillonnage. Cette information devrait provenir de l'étape 1 du processus de planification systématique.

2.7.2. Étape 7.2 : Population cible

Cette étape consiste à définir la population cible pour laquelle le décideur veut pouvoir tirer une conclusion.

2.7.3. Étape 7.3 : Aperçu conceptuel et limites de l'échantillonnage

Cette étape consiste à élaborer un modèle conceptuel. Le modèle devrait inclure les sources potentielles de variabilité des données. Cette étape consiste également à déterminer les limites ou les contraintes potentielles des plans et des méthodes d'échantillonnage. Il existe quatre catégories de contraintes possibles dans le choix d'un plan d'échantillonnage : les limites de l'échantillonnage et/ou de l'analyse, les contraintes de temps, les obstacles géographiques et les contraintes budgétaires.

2.7.4. Étape 7.4 : Échantillon de population

À cette étape, on définit un sous-ensemble de la population cible qui peut pratiquement être échantillonné, et on devrait inclure un relevé pilote et/ou de reconnaissance lorsqu'on dispose seulement de renseignements limités sur la population cible (ISO 2004). Idéalement, la population échantillonnée est la totalité de la population cible. Cependant, c'est rarement le cas.

2.7.5. Étape 7.5 : Sélection du plan d'échantillonnage

L'étape finale consiste à choisir un plan d'échantillonnage. À cette étape, on devrait examiner les avantages, les inconvénients et les compromis des différents plans d'échantillonnage en fonction des particularités de l'étude. Le choix d'un plan d'échantillonnage devrait tenir compte à la fois des besoins du projet et des ressources disponibles. Les besoins sont généralement constitués des objectifs de l'étude et des limites tolérables de l'incertitude. Les ressources peuvent comprendre le personnel, le temps et les ressources financières. Il faut décider si l'on souhaite un plan d'échantillonnage basé sur le jugement ou un plan d'échantillonnage probabiliste (US EPA 2002). Dans les deux cas, l'ensemble du domaine d'intérêt doit être pris en compte, et les deux approches peuvent utiliser les données pertinentes existantes sur la zone d'étude dans le processus de conception.

Un programme d'échantillonnage bien conçu garantit que les échantillons sont représentatifs de la population cible. La représentativité d'un échantillon est définie comme suit : « La représentativité peut être considérée comme le degré avec lequel les données représentent de manière exacte et précise une caractéristique d'une population, les variations des paramètres à un site d'échantillonnage, une condition du processus ou une condition environnementale [American National Standards Institute/American Society for Quality Control (ANSI/ASQC) 1994] » (US EPA 2002, p. 1). Un programme d'échantillonnage bien conçu est un élément de base essentiel pour une prise de décisions fondées sur les données scientifiques (US EPA 2002), car il permet de s'assurer que les données recueillies sont suffisantes pour tirer les conclusions pertinentes pour les questions auxquelles le plan est censé répondre. Des échantillons non représentatifs ne compenseront pas la collecte et/ou la manipulation d'échantillons de haute qualité, des analyses de laboratoire de haute qualité, ni une faible erreur de mesure. Par conséquent, les échantillons non représentatifs ne répondront pas aux besoins des décideurs. À l'inverse, des échantillons hautement représentatifs ne compenseront pas une

collecte d'échantillons déficiente, une mauvaise manipulation d'échantillons, des analyses de laboratoire de faible qualité, ou encore des erreurs de mesure élevées.

3. PLANS D'ÉCHANTILLONNAGE

Pour tous les plans d'échantillonnage, on doit tenir compte de plusieurs facteurs, dont certains des éléments clés sont les suivants (US EPA 2002) :

- une description et un énoncé clairs des objectifs de l'échantillonnage;
- un énoncé du type de mesure et/ou d'indicateur à recueillir et sa pertinence par rapport aux objectifs;
- l'adéquation entre d'une part les méthodes de collecte et de manipulation des échantillons et d'autre part l'objectif précis;
- l'effet de l'erreur de mesure sur les statistiques et les conclusions tirées à partir des échantillons;
- la qualité et le caractère approprié des analyses de laboratoire;
- la représentativité des données recueillies par rapport à l'objectif de l'échantillonnage.

Dans les paragraphes suivants, nous décrivons quelques méthodes possibles de conception d'un plan d'échantillonnage et les conditions dans lesquelles elles sont appropriées.

3.1. ÉCHANTILLONNAGE BASÉ SUR LE JUGEMENT

L'échantillonnage basé sur le jugement ne comporte aucune répartition aléatoire. Il est basé sur les connaissances existantes au sujet de la zone ou de la population à échantillonner (US EPA 2002). Bien que cette approche d'échantillonnage soit souvent utilisée pour respecter un calendrier et/ou un budget, il faut reconnaître que les inférences générées à partir des résultats de l'échantillonnage sont basées sur le jugement uniquement, car il n'est pas possible de procéder à une inférence statistique. Ce type d'échantillonnage devrait être conçu par des personnes expérimentées et bien qualifiées, et il est approprié quand il faut évaluer et dépister au préalable la portée de l'étude dans les conditions suivantes : la taille des échantillons est petite, on dispose de peu de temps pour préparer le plan d'échantillonnage, les connaissances existantes sur le scénario sont fiables, les budgets d'échantillonnage sont faibles et l'objectif est de détecter la présence et/ou l'absence d'un composé. L'échantillonnage basé sur le jugement n'est pas idéal pour soutenir la prise de décisions ou des objectifs de conformité. On ne peut pas associer des niveaux quantitatifs de confiance (c.-à-d. des incertitudes) aux résultats, et ceux-ci ne peuvent pas être extrapolés par inférence à la population globale ou ciblée (US EPA 2002).

Pour assurer la réussite d'un plan d'échantillonnage basé sur le jugement, ce jugement doit être précis et de grande qualité afin de s'assurer que les échantillons sont prélevés à l'intérieur et autour des zones de dépôt. Bien que la plupart des travaux d'échantillonnage des rejets de pesticides et de médicaments aient été fondés sur la recherche et soient basés sur le jugement (annexe A), les plans d'échantillonnage aux fins de conformité basés sur le jugement ne sont pas recommandés (US EPA 2002), car ils ne peuvent pas faire l'objet d'analyses quantitatives et sont seulement aussi bons que l'expertise ou la modélisation qui sous-tendent le jugement.

3.2. ÉCHANTILLONNAGE PROBABILISTE

Un échantillonnage probabiliste repose sur le choix aléatoire des moments et des sites possibles d'échantillonnage, pour la population cible. Bien que cette approche ait recours au

jugement pour définir certains aspects du plan, elle est moins sujette à des variations de jugement, et elle permet d'associer des incertitudes aux statistiques estimées (p. ex. la moyenne) et de faire des extrapolations ou des déductions concernant la population cible (US EPA 2002). Cette approche est préférable pour soutenir les décisions et les objectifs de conformité.

Il existe plusieurs méthodes ou approches possibles pour réaliser un échantillonnage probabiliste. Parmi les méthodes les plus couramment employées, mentionnons (US EPA 2002) :

- l'échantillonnage aléatoire simple;
- l'échantillonnage aléatoire stratifié;
- l'échantillonnage systématique et en grille;
- l'échantillonnage d'ensembles ordonnés;
- l'échantillonnage en grappes adaptatif.

Toutes ces méthodes d'échantillonnage offrent des formules associées pour calculer les diverses statistiques (p. ex. la moyenne) et les incertitudes. Nous n'examinons pas ces détails dans le présent document. Nous nous concentrons plutôt sur l'approche permettant de choisir le plan d'échantillonnage qui pourrait convenir dans les situations aquacoles envisagées.

Les plans probabilistes de détection des zones d'intérêt exigent que le plan d'échantillonnage ait une résolution spatiale et temporelle suffisante pour détecter la zone d'exposition prévue (US EPA 2002). Il existe plusieurs types de plans d'échantillonnage pour y parvenir, notamment les plans avec grille, les plans aléatoires, les plans par transects et les plans basés sur le jugement. Les plans avec grille sont préférables : ils sont les plus efficaces et permettent des inférences statistiques (US EPA 2002).

3.2.1. Échantillonnage aléatoire simple

L'échantillonnage aléatoire simple est le plan d'échantillonnage probabiliste le plus simple (US EPA 2002). Il suppose que chaque unité de la population cible a une probabilité égale d'être sélectionnée. Ce plan offre une protection contre les biais qui peuvent être introduits par un jugement subjectif concernant le site et le moment de l'échantillonnage. Il est approprié lorsque la zone à échantillonner est uniforme ou homogène sur le plan des caractéristiques à mesurer. L'approche ne tire pas profit des renseignements existants et fiables et c'est la plus faible des méthodes décrites ici pour ce qui est de détecter les zones de rejet dont l'emplacement et la taille sont inconnus.

3.2.2. Échantillonnage aléatoire stratifié

L'échantillonnage aléatoire stratifié utilise des renseignements pour diviser la zone totale de la population en groupes ne se chevauchant pas (strates) qui sont échantillonnés indépendamment (US EPA 2002). Toutes les unités de la population font partie d'une seule strate. Dans le contexte des rejets par les exploitations avec cages en filet, les strates peuvent être des domaines géographiques pour différents types de fond ou d'habitat, différentes distances depuis les points de rejet et/ou différentes fenêtres temporelles par rapport au début du rejet. La stratification temporelle peut être utile pour suivre les tendances dans le temps. Chaque strate peut être échantillonnée selon une méthode différente, ce qui est utile lorsque les strates représentent différents types de fond et que la taille des échantillons peut être attribuée à chaque strate de diverses manières, notamment par une répartition égale, une répartition proportionnelle ou une répartition optimale. L'emplacement des échantillons dans chaque strate

peut être déterminé par n'importe quel plan d'échantillonnage approprié, par exemple une répartition en grille ou aléatoire. Ce plan permet d'obtenir un échantillonnage plus représentatif de la population cible qu'un échantillonnage aléatoire simple et permet des estimations plus précises des paramètres calculés. Le succès du plan dépend de la représentativité des strates choisies et de la répartition des tailles d'échantillon, et donc de l'exactitude des renseignements utilisés pour guider ces choix.

3.2.3. Échantillonnage systématique avec grille ou échantillonnage régulier

L'échantillonnage systématique avec grille ou l'échantillonnage régulier consiste à recueillir des échantillons selon un schéma spatial ou temporel précis (US EPA 2002). On utilise cette approche pour s'assurer que la population cible est entièrement et uniformément représentée. Cette approche est bien adaptée à l'examen des corrélations entre les mesures effectuées sur chacun des échantillons. La probabilité de détecter des caractéristiques spatiales et temporelles est déterminée par la taille relative des caractéristiques, et par la taille et la forme des éléments de la grille. Lorsque la distance entre les sites d'échantillonnage est inférieure à la taille de la caractéristique que l'on veut détecter, la probabilité de détecter la caractéristique d'intérêt est proche de 1 ou égale à 1, mais si la distance entre les sites d'échantillonnage est supérieure à l'échelle de la caractéristique à détecter, la probabilité de détecter celle-ci est inférieure à 1. La sélection aléatoire des sites d'échantillonnage consiste à choisir aléatoirement soit l'emplacement initial de la grille, soit les sites d'échantillonnage dans chaque cellule de la grille. La première méthode peut être problématique lorsque la caractéristique se présente avec une certaine régularité. La deuxième méthode ne permet pas d'obtenir une distance égale entre les échantillons et peut donc manquer certaines caractéristiques. On devrait utiliser l'échantillonnage par grille lorsque des points chauds doivent être détectés, lorsque la taille des caractéristiques doit être estimée, et/ou lorsque les mesures sont corrélées ou présentent une régularité spatiale ou temporelle. La forme de grille la plus efficace est un triangle équilatéral (US EPA 2002). Une grille carrée a une efficacité similaire. L'échantillonnage systématique fournit la plus grande couverture spatiale ou temporelle pour une taille d'échantillon donnée, et on peut modifier l'espacement entre les échantillons en subdivisant la zone totale en différentes strates nécessitant différentes échelles de grille. Cette approche peut être utilisée pour détecter initialement la présence spatiale des caractéristiques; on peut ensuite concentrer l'échantillonnage temporel sur les caractéristiques d'intérêt. Pour ce faire, on sélectionne de façon aléatoire un sous-ensemble de points où on a détecté une caractéristique d'intérêt, puis on répète l'échantillonnage à chacun de ces points au fil du temps (Van der Meer 1997). C'est la manière la plus efficace d'obtenir des mesures probabilistes robustes.

La taille de la zone d'exposition que l'on veut détecter dicte la taille de chaque élément de la grille ou la distance entre les points de la grille (US EPA 2002). La taille des éléments dicte ensuite le nombre de points d'échantillonnage. Pour garantir la détection du panache de rejet, la distance entre les points de la grille d'échantillonnage doit être inférieure à l'échelle de longueur caractérisant ce panache (US EPA 2002). Si la distance entre les points de la grille d'échantillonnage est supérieure à l'échelle de longueur caractérisant le panache de rejet, la probabilité de détecter le panache est inférieure à 1. Dans le cas des exploitations avec cages en filet, la taille et l'emplacement du panache de rejet ou de la zone d'exposition varient en fonction du temps, du type de traitement (y compris le produit chimique rejeté et le mode d'administration), et de l'emplacement du rejet.

3.2.4. Échantillonnage d'ensembles ordonnés

L'échantillonnage d'ensembles ordonnés consiste à recueillir initialement des mesures préliminaires selon un plan d'échantillonnage précis, puis à classer ces données pour

sélectionner un sous-ensemble de sites qui seront échantillonnés pour faire des mesures réelles plutôt que de mesurer des indicateurs (US EPA 2002).

3.2.5. Échantillonnage en grappes adaptatif

L'échantillonnage en grappes adaptatif consiste en plans d'échantillonnage qui comprennent un échantillonnage probabiliste initial dont les résultats déterminent les endroits où les échantillons secondaires devraient être prélevés (US EPA 2002). Les échantillons secondaires ne sont prélevés que lorsque l'échantillonnage initial indique que la caractéristique d'intérêt satisfait à certaines conditions prescrites. Ce plan est particulièrement utile lorsque la caractéristique d'intérêt est faiblement distribuée et fortement agrégée, et lorsque les résultats de l'échantillonnage initial sont disponibles à temps pour concevoir et mettre en œuvre l'échantillonnage secondaire. Le plan permet d'estimer la répartition, l'étendue spatiale et la moyenne de la mesure d'intérêt, ainsi que les incertitudes associées aux estimations. Il permet également d'effectuer des mesures plus complètes pendant la collecte des échantillons secondaires. Cet échantillonnage est particulièrement avantageux lorsque l'échantillonnage initial peut être effectué assez rapidement et à peu de frais, et que les résultats peuvent également être obtenus rapidement. Lorsque la caractéristique d'intérêt est largement répandue, ce plan peut ne pas s'avérer aussi avantageux.

4. PROCESSUS DE TRAITEMENT ET DE REJET

4.1. PESTICIDES

4.1.1. Voies d'administration et rejets

Dans le cas de la salmoniculture avec cages en filet, les pesticides sont administrés de deux manières : par bâchage des cages ou par l'utilisation d'un bateau vivier. Dans les deux cas, le pesticide est dissous et réparti dans un volume d'eau de bain, eau dans laquelle nagent les poissons traités. Le traitement agit selon le principe que le parasite ciblé, qui est externe aux poissons, est exposé au pesticide dans l'eau du bain pendant une période déterminée.

Une fois le temps de traitement écoulé, l'eau du bain est rejetée dans les eaux côtières environnantes. Le panache du rejet subséquent au traitement est initialement de la taille du filet ou du jet expulsé initial. Cette taille augmente avec le temps en raison des mécanismes de dispersion hydrographiques locaux. La concentration du produit chimique déversé diminue en raison des mécanismes de dispersion et de désintégration et l'emplacement change continuellement en raison des processus physiques locaux de transport hydrographique (c.-à-d. l'advection). Ces concepts sont illustrés à la figure 2.

4.1.2. Caractéristiques des rejets et incertitudes

Le pesticide rejeté est susceptible de toucher les organismes et les habitats pélagiques et benthiques et d'avoir un effet sur ceux-ci. Le profil d'exposition dépend des détails des processus d'administration et de rejet, des conditions du milieu ambiant (hydrographie, y compris la vitesse quadridimensionnelle de l'eau, la température de l'eau, la salinité et l'oxygène dissous, la pénétration de la lumière, la turbidité, la teneur en matières organiques, etc.), et du comportement du produit chimique.

Les diverses caractéristiques (superficie, forme, emplacement et concentration) de chaque rejet sont uniques. Elles diffèrent non seulement d'un site à l'autre, mais aussi entre les rejets provenant d'un même site, et entre les rejets des cages et des bateaux viviers individuels. Les connaissances basées sur le jugement concernant ces caractéristiques sont qualitatives,

incertaines et dépendent de l'expert. Les connaissances basées sur des modèles concernant ces caractéristiques en sont encore à leurs débuts et ne fournissent que des indications qualitatives et semi-quantitatives. Les modèles ne sont généralement pas bien validés, ne sont presque jamais étalonnés pour des scénarios locaux précis de rejet (c.-à-d. tenant compte des traitements, des emplacements, etc.), sont sujets à des incertitudes pour ce qui est des intrants et de la paramétrisation, et produisent un étalement spatial et temporel des résultats. Les résultats s'écartent souvent de manière substantielle des valeurs observées en raison des incertitudes et des variabilités des modèles et des observations (Page *et al.* 2015, 2023a).

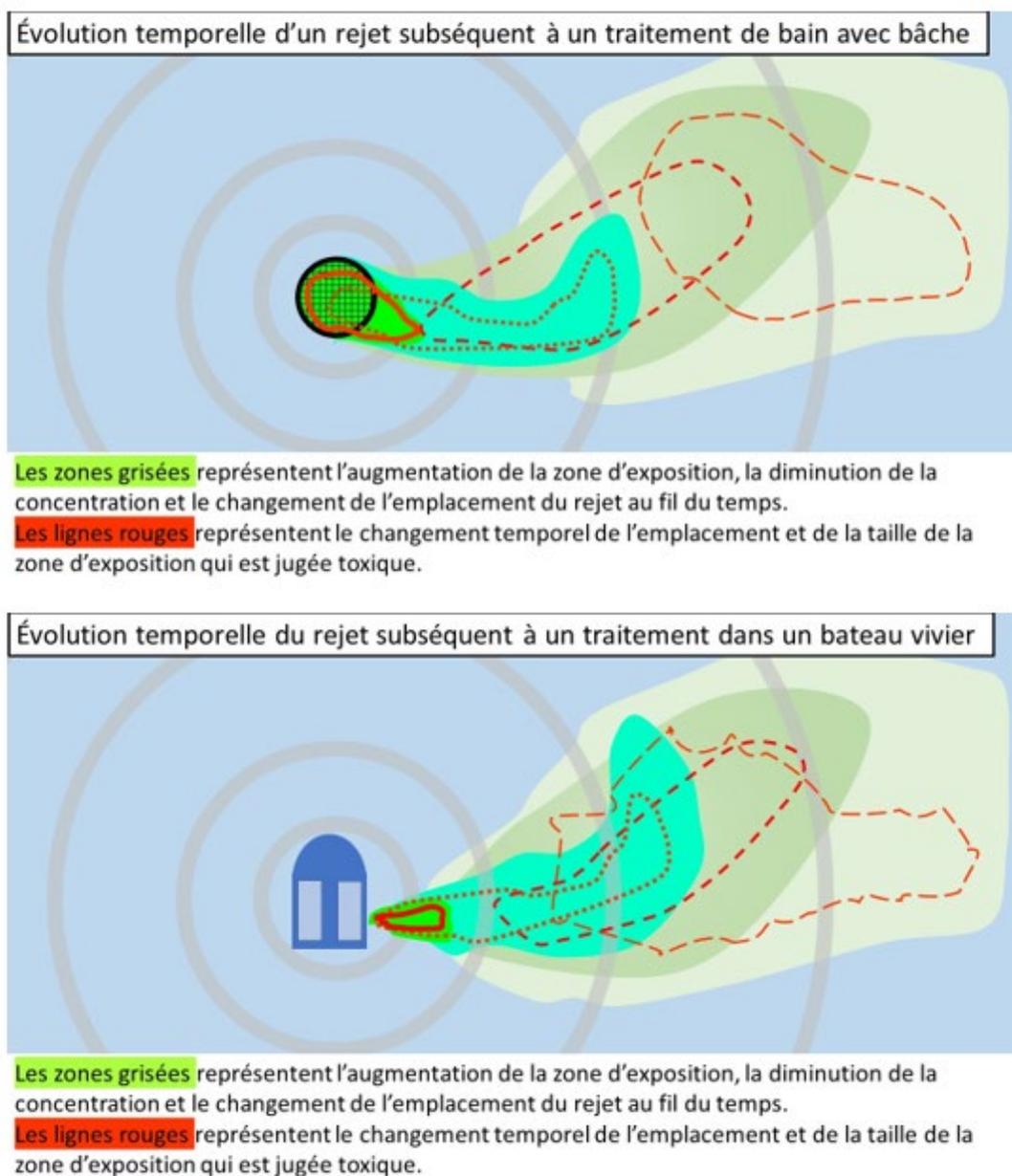


Figure 2. Illustration de l'évolution temporelle des rejets subséquents à un traitement dans une cage en filet avec bâche (image du haut : le cercle noir représente la cage traitée) et des rejets subséquents à un traitement en bateau vivier (image du bas). Les cercles gris indiquent la distance radiale par rapport à la cage ou au bateau vivier.

4.2. MÉDICAMENTS

4.2.1. Voies d'administration et rejets

Dans le cas de la salmoniculture avec cages en filet, les médicaments sont administrés par voie orale sous forme de granulés médicamenteux aux poissons dans les cages en filet, dans le cadre des procédures normales d'alimentation. Le traitement agit selon le principe que l'agent pathogène ou le parasite est exposé au médicament en raison de la présence de celui-ci dans les tissus, la peau et/ou la couche muqueuse du poisson.

Le rejet du médicament dans l'environnement peut prendre plusieurs formes et suivre plusieurs voies. Une partie du médicament se dépose au fond de l'eau avec les déchets alimentaires non consommés, le reste du médicament est ingéré par le poisson et est finalement éjecté dans les matières fécales ou excrété par la peau, les branchies ou les voies urinaires. Une partie du médicament peut également être rejetée sous forme de fines susceptibles d'être générées lorsque les aliments passent par les systèmes de distribution. Le médicament rejeté se présente donc sous plusieurs formes : sous forme adsorbée fixée aux déchets alimentaires et aux boulettes fécales; sous forme dissoute provenant des excréta et du lessivage des formes adsorbées; et sous forme de fines médicamenteuses qui peuvent entraîner une exposition des espèces pélagiques. Dans le cas des formes expulsées et excrétées, une partie du médicament peut également être rejetée sous forme de métabolites produits par les processus métaboliques du poisson et de l'environnement.

4.2.2. Caractéristiques des rejets et incertitudes

Toutes les formes de médicament rejeté peuvent toucher et affecter les organismes et différents types d'habitats pélagiques et benthiques pendant un certain temps. Le profil d'exposition dépend des détails du mode d'administration et de rejet, des conditions du milieu ambiant (hydrographie, y compris la vitesse quadridimensionnelle de l'eau, la température de l'eau, la salinité et l'oxygène dissous, la pénétration de la lumière, la turbidité, la teneur en matières organiques, etc.) et le comportement du produit chimique.

Les caractéristiques (superficie, forme, emplacement et concentration) de chaque rejet sont uniques. Elles diffèrent d'un site à l'autre, et aussi entre les rejets provenant d'un même site et entre les cages en filet. La connaissance de ces caractéristiques basée sur le jugement est qualitative, incertaine et varie selon les experts. La taille initiale du rejet correspond à la taille de la zone d'alimentation dans une cage et augmente avec le temps. Dans le cas des particules rejetées qui se déposent, la taille du rejet augmente jusqu'à ce que les particules se déposent sur le fond de la mer. Une fois sur le fond marin, la zone et la concentration du dépôt peuvent continuer à changer en raison des processus de remobilisation et de redistribution. Les panaches d'excreta et des eaux de lessivage changent continuellement. Le temps de dépôt varie en fonction de la vitesse à laquelle les particules rejetées coulent dans l'eau, et de la profondeur de l'eau. Le profil d'exposition benthique complet est l'exposition composite associée aux déchets alimentaires, aux boulettes fécales (allant des boulettes fécales bien formées aux boues fécales) et aux fines. Les connaissances basées sur des modèles concernant ces caractéristiques en sont à leurs balbutiements. Les modèles ne sont généralement pas bien étalonnés, ils sont rarement étalonnés selon des scénarios locaux précis (c.-à-d. les modes de traitement), ils sont sujets à des incertitudes dans les intrants et la paramétrisation, et les résultats s'écartent souvent de façon appréciable des valeurs observées en raison des incertitudes et de la variabilité dans le modèle et les observations (SAMS 2005; Page *et al.* 2023b). Les résultats du modèle devraient donc être considérés comme des prévisions semi-quantitatives plutôt que des prévisions précises.

Lorsque le traitement est effectué dans une zone ou à un moment où le courant d'eau est faible, les particules rejetées ne seront pas transportées loin de la cage en filet avant de se déposer sur le fond. Dans un tel scénario, on peut supposer que la taille de la zone de dépôt est similaire à la taille de la cage ou du réseau de cages. La zone de dépôt pour un parc en filet circulaire de 100 m (diamètre de 32 m) est de 800 m². Un réseau standard de cages en filet consiste en deux rangées de cinq cages chacune, et couvre une superficie d'environ 25 000 m² (2 x 50 x 5 x 50 en supposant que les centres des cages en filet sont espacés de 50 m). La distance entre les points de la grille dans un plan triangulaire doit donc être d'environ 30 à 50 m pour assurer la détection des dépôts sous les cages individuelles, et de 100 à 250 m pour assurer la détection de l'ensemble des dépôts pour le réseau de cages. Bien que les chiffres varient en fonction des cages individuelles et du réseau de cages, de la profondeur de l'eau et des courants, ainsi que de la vitesse de sédimentation des particules, les empreintes des rejets ont généralement des rayons de plusieurs centaines de mètres et couvrent des superficies de l'ordre de 10⁴ m² ou plus. Le cas échéant, il faudra échantillonner un grand nombre de points de grille pour s'assurer de détecter les dépôts initiaux.

5. MÉTHODES D'ÉCHANTILLONNAGE

Une fois le plan d'échantillonnage terminé, il faut choisir les méthodes et procédures d'échantillonnage appropriées. Ces procédures varient en fonction du type de mesures à effectuer et du milieu à échantillonner. Si l'échantillonnage doit être effectué à des fins réglementaires, il faut établir des directives claires et des procédures d'échantillonnage normalisées. La surveillance des milieux physiques (eau, sédiments) permet d'évaluer l'exposition à un certain nombre de contaminants. De nombreux règlements prescrivent encore des exigences qui sont basées sur les concentrations totales de contaminants dans ces matrices.

Dans le cas des dépôts associés aux rejets de pesticide de bain et de médicament administré dans l'alimentation des poissons élevés dans des cages en filet, les mesures pertinentes sont la concentration du produit chimique rejeté et les indicateurs d'effet résultant de l'exposition. Idéalement, les indicateurs sont propres au produit chimique. Dans le présent document, nous ne présentons pas d'information sur les indicateurs pertinents.

L'eau et les sédiments constituent les matrices d'échantillonnage pertinentes pour les rejets de pesticides et de médicaments par les exploitations piscicoles avec cages en filet. Parfois, le fond est classé comme étant meuble ou dur, cette classification étant basée sur le fait que le fond peut ou non être échantillonné à l'aide d'une benne (SEPA 2019b).

Dans le présent document, nous ne traitons pas en détail des méthodes d'échantillonnage. Nous présentons uniquement de brèves descriptions. Cependant, tout plan d'échantillonnage que l'on désire mettre en œuvre doit tenir compte des méthodes d'échantillonnage appropriées. La question des analyses de laboratoire pertinentes pour les pesticides et les médicaments utilisés en aquaculture est examinée dans un document complémentaire (Wong *et al.* 2021).

5.1. COLONNE D'EAU

Les échantillons d'eau associés à la mesure des concentrations de pesticides ou de médicaments dans l'eau sont généralement prélevés avec des bouteilles de type Niskin ou des pompes à eau, en surface ou sous la surface. Pour permettre l'échantillonnage du panache de rejet, il est essentiel d'utiliser un indicateur visuel (p. ex. un colorant fluorescent). Les échantillons sont généralement recueillis dans des pots en verre ambré, nettoyés au préalable et pourvus de couvercles doubles en Teflon®, puis transportés et entreposés à environ 4 °C (la congélation des échantillons en vue de leur entreposage est une méthode moins répandue).

L'effet de la durée et des conditions d'entreposage sur la concentration mesurée du produit chimique n'a pas été bien étudié. C'est pourquoi il faudrait analyser les échantillons dès que possible (dans les jours qui suivent), car la dégradation microbienne et les réactions d'hydrolyse peuvent dégrader davantage les composants chimiques des échantillons. Cependant, si l'analyse ne peut être effectuée en temps voulu, il est possible de préconcentrer les analytes sur des disques d'extraction en phase solide ou d'ajouter un conservateur chimique (p. ex. du dichlorométhane) à l'échantillon d'eau pour en prolonger la stabilité chimique (Lyytikäinen *et al.* 2003; Aboufadi *et al.* 2010). L'effet de la durée et des conditions d'entreposage sur la concentration mesurée des produits chimiques utilisés en aquaculture n'a pas été bien étudié. Les facteurs d'entreposage qui peuvent être importants sont les conditions rencontrées entre le moment de la collecte et l'analyse, la température d'entreposage (Lyytikäinen *et al.* 2003), et l'effet de la congélation/décongélation des échantillons, en particulier pour ce qui est de déterminer les concentrations de pesticides, de médicaments et d'antibiotiques.

L'échantillonnage satisfaisant des pesticides rejetés est difficile, car les pesticides sont incolores, le panache de rejet est constamment en mouvement (c.-à-d. qu'il change d'emplacement et de forme), et la répartition des pesticides dans le panache change constamment. Un échantillonnage efficace de l'eau ne peut être entrepris que lorsqu'un indicateur visible (p. ex. un colorant) est ajouté et mélangé à l'ensemble des eaux à rejeter avant leur rejet, ou lorsqu'on insère des dériveurs de surface dans le panache de rejet. On peut alors prélever des échantillons d'eau en tenant compte de l'emplacement des indicateurs. L'efficacité des indicateurs est maximale lorsque le pesticide rejeté reste en suspension et se comporte de manière passive. Les traceurs peuvent rapidement se séparer du pesticide rejeté lorsque celui-ci coule, car le pesticide se lie ou s'adsorbe aux particules en suspension qui coulent. L'utilisation d'un traceur coloré est préférable, car il colore l'ensemble du volume du panache et est transporté et dispersé dans les trois dimensions avec le pesticide. Les dériveurs de surface ne fournissent que quelques points de référence et n'indiquent que le mouvement du rejet à la profondeur à laquelle se trouve l'ancre flottante du dériveur. Ces deux approches ont été utilisées par Ernst *et al.* (2001, 2014) et Page *et al.* (2015). Elles conviennent tous deux pour les deux pesticides actuellement homologués pour l'aquaculture au Canada (peroxyde d'hydrogène et azaméthiphos). Les deux méthodes sont surtout utiles pour indiquer l'emplacement du rejet pendant ses premières heures. Après quelques heures, le colorant devient souvent difficile à voir et les dériveurs peuvent avoir dépassé la zone de rejet, en particulier lorsqu'on utilise des dériveurs de surface ou proches de la surface.

Les déchets alimentaires et les matières fécales qui se déposent dans la colonne d'eau peuvent être recueillis par des pièges à sédiments. Les pièges doivent être correctement conçus et offrir une surface de collecte suffisamment grande pour que la probabilité de recueillir les déchets alimentaires et les boulettes fécales soit raisonnable. Plusieurs pièges devront être déployés, car le flux vertical des aliments et des matières fécales variera probablement en intensité, et donc l'emplacement des dépôts sera incertain. Les pièges devraient être suspendus à des profondeurs sous le fond des cages en filet, et en dessous de la profondeur à laquelle s'étend l'action des vagues, afin que les vagues de surface ne provoquent pas la remise en suspension des matériaux recueillis par les pièges, et afin que les vagues de surface ne provoquent pas la remise en suspension des matériaux recueillis par les pièges. La répartition horizontale des pièges devra englober la direction et la zone prévues du dépôt (figure 3). La distance parcourue (D) par un rejet se déposant à une vitesse de W_s dans un courant horizontal avec une vitesse U est donnée par $D = UT$, où T indique le temps qu'il faut au rejet pour se déposer à la profondeur des pièges à sédiments. Par exemple, dans le cas des déchets alimentaires qui se déposent à une vitesse de $0,1 \text{ m s}^{-1}$ dans un courant ambiant de $0,1 \text{ m s}^{-1}$, l'aliment coulera de 10 m en 100 s, de 30 m en 300 s et sera transporté sur des distances horizontales de 10 m et 30 m, respectivement. Par conséquent, les pièges suspendus à quelques dizaines de mètres sous le

fond de la cage devraient être déployés à quelques dizaines de mètres du bord de celle-ci. S'ils sont déployés plus loin, ils risquent de ne pas intercepter les rejets de déchets alimentaires. Les pièges devraient être déployés pour plusieurs traitements afin d'améliorer la probabilité de recueillir les déchets. Si l'utilisation de pièges à sédiments est jugée utile, on devrait pousser plus loin la réflexion et probablement mener des recherches pour déterminer si cette technique est utile aux fins réglementaires et, le cas échéant, on devrait élaborer des directives concernant le lieu, le moment et la durée du déploiement des pièges et le type de pièges à utiliser. Stucchi *et al.* (2005) traitent des insuffisances et des difficultés associées à l'utilisation des pièges à sédiments. Les pièges à sédiments fournissent des quantités mesurées variables de sédiments, p. ex. les déchets dans les sédiments prélevés par des pièges espacés de quelques mètres présentaient une variation d'un facteur de cinq, comme il est décrit dans SAMS (2005).

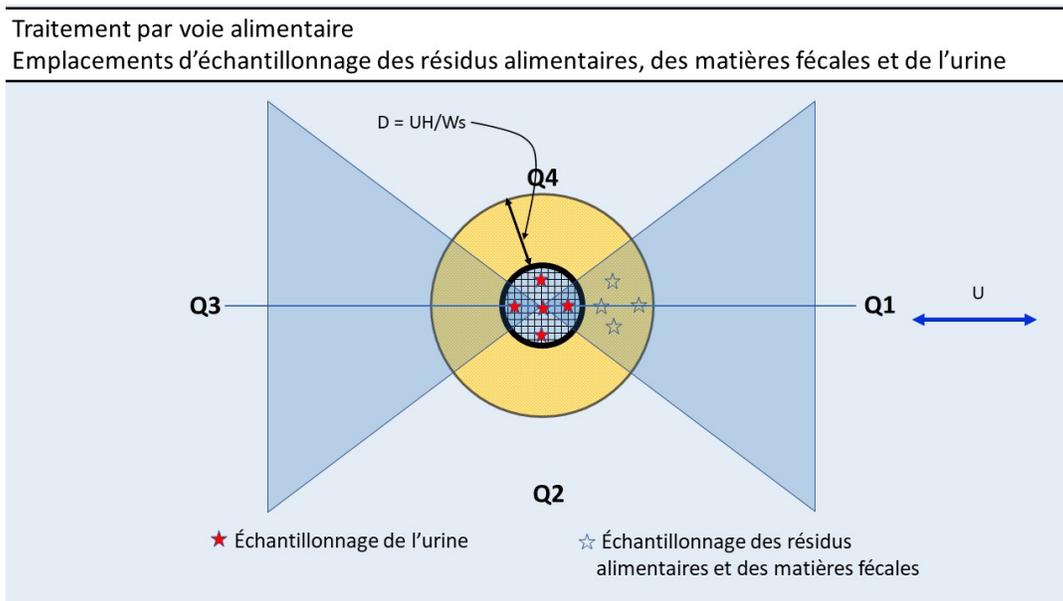


Figure 3. Diagramme illustrant les sites d'échantillonnage des rejets de résidus alimentaires et de matières fécales à la suite d'un traitement des poissons dans une cage en filet. Les triangles illustrent le quadrant d'échantillonnage par rapport à la direction du courant au moment du rejet. Le cercle beige indique le périmètre estimé de la zone d'exposition potentielle du benthos. D est la distance parcourue par une particule qui se dépose, indépendamment de la direction, U est la vitesse dominante de l'eau, H est la profondeur de l'eau et W_s est la vitesse de décantation. Les symboles Q1 à Q4 désignent les quadrants. Les étoiles désignent les points d'échantillonnage choisis au hasard dans les strates des quadrants.

Les pièges à sédiments peuvent être très utiles pour l'échantillonnage des rejets de matières fécales, à la fois pour estimer leur flux vertical et pour les prélèvements *in situ* en vue des analyses visant à déterminer la teneur en médicament. Les considérations associées à l'utilisation de pièges à sédiments pour les rejets de matières fécales sont similaires à celles dont nous avons traité ci-dessus pour les résidus alimentaires. Une différence importante est que les matières fécales se déposent plus lentement que les résidus alimentaires, car les matières fécales rejetées ne sont pas toujours sous forme d'une boulette bien formée, et la vitesse de descente des matières fécales n'est pas bien connue *a priori*. En général, les matières fécales parcourent une plus grande distance depuis la cage traitée que les résidus alimentaires avant de se déposer. En outre, la zone de dépôt est plus grande, car la plage des vitesses de descente des matières fécales est large et incertaine. En raison de ces facteurs, il

est plus difficile de déployer des pièges à sédiments sur la trajectoire des rejets de matières fécales que pour les résidus alimentaires.

Bien que la concentration de produit chimique provenant des excréta (par les reins ou les branchies) puisse être faible et non détectable, l'échantillonnage de l'eau à l'intérieur des cages en filet après un traitement alimentaire peut être utile afin de déterminer la concentration de produit chimique dissous rejeté dans l'environnement. L'échantillonnage peut fournir des données empiriques sur la durée de l'excrétion, ce qui est utile pour choisir et évaluer les modèles d'exposition. Ces renseignements pourraient également intéresser les organismes de réglementation si des seuils sont établis pour les concentrations de rejets.

Plusieurs approches d'échantillonnage peuvent être explorées. L'une d'entre elles peut consister à prélever des échantillons d'eau à partir de plusieurs points à l'horizontale et à la verticale à l'intérieur de la cage, plusieurs fois au cours de la période prévue de rejets (figure 3). Une deuxième approche potentielle pourrait consister à amarrer des échantillonneurs passifs à l'intérieur de la cage aux mêmes endroits (figure 3). Les échantillonneurs devraient être déployés peu après la fin de l'administration des médicaments dans les aliments et laissés dans la cage pendant environ une semaine. Les échantillonneurs doivent être fixés en plusieurs points à l'horizontale et à la verticale dans la cage afin de tenir compte des variations spatiales possibles des concentrations. Au cours de la semaine, les échantillonneurs absorberont le produit chimique lessivé des matières fécales expulsées et excrétées via l'urine. On peut examiner les quantités accumulées pour vérifier l'homogénéité spatiale. Cette approche conviendrait probablement lorsque le médicament administré présente un taux d'absorption élevé. Il y aura très peu d'excreta de médicaments dont le taux d'absorption est faible. Dans les deux cas, on s'attend à ce que les concentrations du principe actif soient très faibles, et comme ces concentrations seront rapidement diluées dès que le principe actif sera lessivé à l'extérieur des résidus alimentaires et des matières fécales, il se peut que l'effort d'échantillonnage ne vaille pas la peine. Des recherches sont nécessaires pour tester la fiabilité et l'utilité de cette approche, y compris les liens avec les modèles et les règles de décision.

Il n'est pas toujours utile de prélever des échantillons immédiatement après le rejet, car les concentrations excrétées seront probablement très faibles. Par exemple, si le temps requis pour que la concentration du produit chimique descende en dessous de sa limite de détection analytique est si court qu'il n'est pas pratique ou faisable d'obtenir des échantillons répétés à des endroits et à des moments significatifs, il y a peu d'intérêt à tenter d'obtenir des échantillons. En règle générale, nous suggérons 0,5 heure comme seuil pour décider s'il y a lieu d'échantillonner ou de ne pas échantillonner. Si le temps de décroissance ou de dilution jusqu'à la limite de détection est inférieur à 0,5 heure, nous jugeons qu'il ne vaut pas la peine de procéder à un échantillonnage post-dépôt du rejet, car même si on peut recueillir des échantillons pendant cette courte période, leur concentration serait proche ou inférieure aux limites de détection analytiques. Un programme d'échantillonnage expérimental est requis pour confirmer cette idée.

5.2. FOND MARIN

Il existe de nombreux types de fond. Dans le présent document, nous examinons deux catégories : les fonds meubles et les fonds durs. La méthode d'échantillonnage diffère nécessairement entre chaque catégorie. La technologie acoustique, p. ex. le sonar, peut être utile pour cartographier la bathymétrie et déterminer le type de fond. On peut aussi utiliser l'imagerie visuelle pour déterminer le type de fond. Souvent, il est peu pratique d'obtenir une imagerie visuelle en raison de la turbidité de l'eau. De plus, il est difficile d'avoir une lumière diffuse d'une intensité suffisante et constante, et aussi d'obtenir une imagerie avec une résolution, une clarté, une distance et un angle constants au-dessus du fond marin. Les

caméras sont transportées par des plongeurs ou montées sur diverses plateformes télécommandées, notamment des plateformes larguées, des véhicules télécommandés ou des véhicules sous-marins autonomes. L'imagerie visuelle ne permet pas de recueillir des échantillons physiques pour des analyses ultérieures. Cependant, l'imagerie est utile pour examiner la présence/l'absence et l'abondance de la macroflore et de la faune sur les fonds durs, et présente l'avantage que les échantillons (images) peuvent être réanalysés. Par exemple, Wilding *et al.* (2012) ont utilisé des transects vidéo pour étudier le mégabenthos autour d'un réseau de cages en filet en Écosse. Hamoutene *et al.* (2016) ont analysé des images vidéo pour étudier les changements benthiques sur des sites d'aquaculture sur fond dur à Terre-Neuve. Par ailleurs, les deux méthodes doivent être testées sur le terrain pour garantir la compréhension de la réalité *in situ*.

5.2.1. Substrats à fond meuble

Les sédiments constituent une matrice intégrative pour la plupart des contaminants qui pénètrent dans l'environnement aquatique. Cependant, en plus de l'hétérogénéité spatiale due à l'hydrodynamique, les sédiments eux-mêmes sont une matrice complexe, comprenant à la fois des fractions minérales et organiques (Amiard et Amiard-Triquet 2015). Les sédiments représentent un « enregistrement » des contaminants passés, mais à des échelles de temps différentes selon qu'ils sont situés à la surface ou enfouis sous le fond marin. La fraction minérale des sédiments eux-mêmes est complexe, avec des particules de différentes tailles et de différentes compositions minérales. La texture des sédiments est classée d'après les fractions granulométriques présentes dans le sol (sable, limon et argile). La classification généralement acceptée est basée sur le diamètre sphérique équivalent, comme suit : gravier = 2 mm – 2 cm; sable = 0,05 – 2 mm, limon = 0,05 – 0,002 mm, argile < 0,002 mm (Wentworth 1922). À l'autre extrémité du spectre, les contaminants organiques n'ont généralement pas de corrélation linéaire avec la distribution granulométrique, alors qu'ils présentent généralement une corrélation plus forte avec la teneur en matières organiques. Dans le cadre d'un programme de surveillance, il est important et nécessaire d'assurer l'uniformité de l'épaisseur des échantillons (c.-à-d. la profondeur sous la surface des sédiments, p. ex. 0 – 2 cm).

Les sédiments de fond sont généralement prélevés à l'aide de bennes ou de carottiers. L'échantillonnage par carottage, en particulier par des plongeurs, est généralement reconnu comme une méthode permettant d'obtenir des échantillons de meilleure qualité, parce que le sédiment de fond est peu perturbé pendant la capture des sédiments et le retrait de la carotte. L'utilisation de carottiers d'échantillonnage déployés en surface requiert cependant souvent un navire de grande taille, car il faut habituellement utiliser un appareil de carottage lourd pour obtenir des carottes de haute qualité. L'échantillonnage à la benne est utilisé plus fréquemment, même s'il est généralement reconnu qu'il donne souvent un échantillon de moindre qualité que le carottage. Cela est dû à divers facteurs, notamment la vitesse de descente de la benne et les effets de la vague d'étrave, ainsi que la perturbation potentielle de l'échantillon lors de la récupération de la benne. Les bennes ne pénètrent que de quelques centimètres dans le sédiment, alors que certains carottiers peuvent pénétrer plus profondément, la profondeur de pénétration dépendant des caractéristiques du sédiment, du poids du carottier et de la méthode de carottage. Les programmes d'échantillonnage post-dépôt de pesticides et de médicaments ne s'intéressent généralement qu'à la surface et/ou aux quelques centimètres supérieurs du sédiment.

Dans le cas de l'échantillonnage avec benne, on peut sous-échantillonner les sédiments prélevés en drainant la couche d'eau supérieure puis en utilisant une pelle (faite d'un matériau inerte, p. ex. du PEHD ou du Teflon®) pour racler la couche supérieure. Dans le cas des carottes, la couche d'eau supérieure doit être siphonnée puis l'échantillon extrudé pour obtenir

l'échantillon de sédiments. Le sous-échantillonnage suit alors la même procédure que pour la benne. La profondeur des sédiments prélevés en sous-échantillon pour l'analyse dépend de l'objectif de l'étude. Si on cherche à déterminer des concentrations de produit chimique liées à un rejet récent, alors la profondeur la plus appropriée pour le prélèvement de sédiments est dans les couches de 0 – 1 cm ou de 0 – 2 cm (US EPA 2001; Batley et Simpson 2016). La profondeur du sous-échantillonnage exerce une influence importante sur la mesure calculée des concentrations chimiques en raison de l'hétérogénéité de l'échantillon. Par exemple, si le produit chimique est déposé à la surface du sédiment, disons jusqu'à 1 cm de profondeur, mais que le sous-échantillon de sédiment est prélevé dans les 5 cm supérieurs, la concentration chimique calculée est diluée par rapport à la concentration réelle. Cet effet de dilution augmente à mesure que la différence entre la profondeur réelle du dépôt et la profondeur du sous-échantillon augmente. Cet effet de dilution serait également manifeste si des sous-échantillons répétés étaient prélevés sur le même échantillon obtenu par benne ou par carotte, puis combiné en un échantillon groupé à analyser.

Aux fins de l'analyse, le volume superficiel requis de sédiments dépendra des tests physico-chimiques choisis, du laboratoire effectuant les analyses et de la méthode analytique utilisée. On devrait prélever un excédent d'échantillons pour faciliter la répétition des analyses, le cas échéant. Les sous-échantillons devraient être conservés dans des récipients appropriés, nettoyés au préalable, p. ex. en polyéthylène haute densité (PEHD), en polytétrafluoroéthylène (PTFE ou Teflon®), ou dans des contenants en verre ambré avec des couvercles enduits de Teflon®. Il est à noter que d'autres matériaux peuvent être utilisés pour les contenants, selon le type d'essai et les analytes à mesurer (Environnement Canada 1994). Les échantillons doivent être congelés le jour même de leur collecte (SEPA 2018) et conservés entre -1 et -20 °C (ISO 2004) afin de minimiser la dégradation de l'échantillon et des analytes.

Les échantillons devraient être analysés selon une technique reconnue et validée (Wong *et al.* 2021). Les analyses des échantillons devraient également comprendre la détermination de la porosité et de la teneur en humidité des échantillons, afin de pouvoir indiquer la concentration en fonction du poids sec pour permettre la comparaison avec les normes de qualité environnementale (NQE).

Dans une étude récente réalisée en Écosse, on a utilisé des bennes pour récupérer des sédiments du fond marin, et une fois la benne ramenée à bord du navire d'échantillonnage, on a utilisé un carottier pour prélever un sous-ensemble de sédiments pour des analyses chimiques (SEPA 2018). Selon la SEPA, il convient d'utiliser pour l'échantillonnage benthique une benne Van Veen ou une benne similaire avec des mâchoires s'ouvrant par le haut (SEPA 2008), ce qui permet l'accès aux sédiments et leur examen visuel. Un échantillon minimal de 0,02 m² est requis. De plus, 5 échantillons répétés pour l'analyse biologique et 2 échantillons répétés pour l'analyse chimique doivent être prélevés à chaque endroit. Si on emploie une benne plus grande que 0,1 m², deux échantillons répétés seulement sont nécessaires pour l'analyse biologique. La SEPA (2008) exige en outre que des échantillons distincts soient prélevés à la benne pour les déterminants chimiques et physico-chimiques. Enfin, tout le matériel d'échantillonnage, y compris la benne, devrait être lavé entre les prélèvements. La communauté des chercheurs en aquaculture possède une grande expérience concernant l'utilisation de différents types d'équipement d'échantillonnage de fond. Le tableau 1 ci-dessous décrit certaines utilisations récentes de ces équipements au Canada.

De manière générale, il ressort ce qui suit de cette expérience : plus d'un type d'engin peut être utilisé pour obtenir des échantillons de qualité; différents dispositifs d'échantillonnage fonctionnent mieux pour un sous-ensemble de types de fond et de conditions de courant; certains dispositifs sont mieux adaptés à certains types de conditions d'échantillonnage (p. ex. le type de navire de surface disponible pour le déploiement des dispositifs). Dans tous les cas,

l'objectif devrait être de prélever des échantillons non perturbés. Il est difficile de prélever des échantillons non perturbés par l'interface sédiments-eau, en particulier lorsque les conditions de travail sont pénibles. Les méthodes utiles pour recueillir des échantillons non perturbés comprennent l'utilisation de carottiers lents, de caméras vidéo et de bennes. On devrait élaborer et articuler les critères permettant de définir et de déterminer ces méthodes. Ces critères peuvent comprendre l'exigence d'enregistrer sur vidéo la procédure d'échantillonnage et de sous-échantillonnage, et examiner ces vidéos pour détecter des signes de remise en suspension.

Tableau 1. Compilation des problèmes rencontrés lors de certains travaux d'échantillonnage récents entrepris par le Programme de surveillance et de modélisation de l'aquaculture (PSMA) en cours d'élaboration par Pêches et Océans Canada.

Province	Région	Dispositif utilisé par le PSMA	Type de substrat	Limitation de la profondeur	Volume échantillonné*	Problèmes et solutions
Terre-Neuve	Côte sud de T.-N.-L.	Benne Tall Eckman (6 po x 6 po x 9 po)	Substrat dur avec plaques de sédiments meubles	Les profondeurs sont > 30 m, avec d'importantes pentes et dans certains cas des profondeurs supérieures à 100 m.	125 – 1 475 mL	<p>Problèmes :</p> <ul style="list-style-type: none"> – L'absence d'une couche de sédiments due à des substrats durs à certains endroits empêche l'échantillonnage à la benne. – Les substrats durs peuvent endommager le matériel d'échantillonnage, et la profondeur et la pente peuvent nuire à sa fermeture. – La petite taille de la benne et son faible poids, combinés à la dérive due aux conditions météorologiques et à la profondeur, introduisent un angle qui retarde la fermeture et cause des problèmes quant à la précision du point d'échantillonnage. <p>Solution :</p> <ul style="list-style-type: none"> – Ajouter des poids aux mâchoires. – L'utilisation de caméras vidéo afin d'évaluer le type de substrat à chaque point avant de déployer le dispositif permet de limiter ce problème.
Nouvelle-Écosse	<ul style="list-style-type: none"> – Littoral sud-ouest de la Nouvelle-Écosse (baie Jordan, Liverpool, etc.) – Lac Bras d'Or 	Slo-Corer	<ul style="list-style-type: none"> – Sables très fins, compactés ou fond mixte (c.-à-d. boue, sable, gravier, galets, débris de coquilles) dans les eaux littorales du sud-ouest de la Nouvelle-Écosse – En général, boue ou fond mixte dans le lac Bras d'Or 	<ul style="list-style-type: none"> – Profondeurs relativement peu faibles : < 20 m avec fond plat ou pentes douces. – Certains sites dans le lac Bras d'Or ont une profondeur de ~ 50 – 90 m. 	< 100 mL	<p>Problème : Fond mixte dans certaines zones qui peut rendre difficile l'utilisation d'un carottier.</p> <p>Solution : L'utilisation d'une benne Ekman de grandes dimensions (9 po x 9 po) serait une solution.</p>

Province	Région	Dispositif utilisé par le PSMA	Type de substrat	Limitation de la profondeur	Volume échantillonné*	Problèmes et solutions
Nouveau-Brunswick	Baie de Fundy	Carottier Haps	En général, boue ou fond mixte (c.-à-d. boue, gravier, galets, débris de coquilles)	Profondeurs relativement faibles < 20 m avec fond plat ou pentes douces.	126 mL	Problème : Le fond mixte dans certaines zones peut rendre difficile l'utilisation d'un carottier. Solution : L'utilisation d'une benne Ekman de grandes dimensions (9 po x 9 po) serait une solution.
Colombie-Britannique	Baie Clayoquot	Benne Van Veen	Boue en général	Dépend du site (10 – 100 m)	1 008 mL	Problème : Perte de la couche supérieure à la fermeture de la benne (manque d'uniformité de l'échantillonnage à l'échelle nationale). Solution : L'utilisation d'un carottier devrait être envisagée.
Colombie-Britannique	Îles Discovery	Benne Van Veen	Fond mixte	Dépend du site (30 – 200 m)	1 008 mL	Problème : L'absence d'une couche de sédiments en raison d'un substrat dur à certains endroits empêche l'échantillonnage à la benne. Les profondeurs importantes et les forts courants rendent difficile l'échantillonnage à la benne. Solution : Les solutions proposées pour le contexte de T.-N.-L. pourraient être applicables.

L'astérisque (*) indique que ce volume concerne la couche supérieure de 1 cm du sédiment prélevé par la benne ou la carotte.

5.2.2. Substrats de fond dur

Les substrats de fond dur sont généralement échantillonnés visuellement à l'aide d'enregistreurs vidéo ou d'images fixes. Il est souvent difficile d'obtenir des échantillons physiques des fonds durs pour les analyses chimiques, bien que l'on puisse recourir à certaines méthodes d'échantillonnage par aspiration et/ou avec des bennes adaptées. Il est difficile d'obtenir des preuves directes de l'exposition des substrats de fond dur aux rejets de pesticides et de médicaments, et en fait cela peut s'avérer peu pratique et difficile. Les zones où les substrats durs sont dominants sont souvent caractérisées par peu ou pas de dépôt naturel. Cependant, à la fin d'un cycle de production, les déchets provenant d'activités aquacoles peuvent être présents à proximité des cages en filet. S'ils ne sont pas évacués par les conditions hydrographiques naturelles dynamiques, ces dépôts forment un flocc qui peut être échantillonné et utilisé pour caractériser l'exposition chimique. Il peut être difficile d'acquérir de tels échantillons lorsque les substrats à fond dur sont combinés à des profondeurs importantes. Si après un nombre suffisant de tentatives, l'échantillonnage s'avère infructueux, on devrait alors classer la zone comme étant non propice à l'échantillonnage.

5.3. ÉCHANTILLONNAGE D'ORGANISMES

Pour échantillonner les organismes, par exemple afin de surveiller la biodiversité ou les concentrations chimiques dans les tissus, il s'agit généralement de capturer les organismes cibles puis de les échantillonner après les avoir ramenés sur le navire. Les organismes sont capturés de diverses manières, notamment à l'aide de filets, d'échantillonneurs à aspiration et de bennes actionnées par des plongeurs ou fixées à des véhicules télécommandés. On peut également utiliser des technologies émergentes, p. ex. l'ADN environnemental (ADNe), pour caractériser la présence d'organismes. Avant d'utiliser ces nouvelles technologies, il faut d'abord vérifier si elles sont adaptées à l'application envisagée. Étant donné que notre objectif ici est d'examiner les plans d'échantillonnage conçus pour mesurer les concentrations de produits chimiques et non pour déterminer leurs effets sur l'écosystème, nous ne traiterons pas des méthodes d'échantillonnage des organismes.

5.4. LIMITATIONS CONCERNANT LA TAILLE DES ÉCHANTILLONS

Les échantillons prélevés dans la colonne d'eau afin de mesurer la concentration de pesticides ou de médicaments dans l'eau sont généralement recueillis à l'aide de bouteilles de type Niskin ou de pompes à eau, en surface ou sous la surface. L'échantillonnage permet de prélever un petit volume d'eau, de l'ordre de quelques litres. La population cible des échantillons d'eau se compte en millions : un mètre cube d'eau contient 1 000 L, et la plupart des zones d'intérêt sont de l'ordre du kilomètre et les profondeurs sont de plusieurs dizaines de m, c.-à-d. que les volumes échantillonnés sont de l'ordre de $(1\ 000\ m \times 1\ 000\ m \times 10\ m = 10^7\ m^3 = 10^{10}\ L)$. De même, pour l'échantillonnage du benthos, la superficie échantillonnée par des carottes de sédiments *in situ* ou des carottes insérées dans un échantillon de sédiments prélevés à la benne, n'est généralement que de quelques centaines de centimètres carrés (p. ex. un tube de carotte circulaire d'un diamètre de 5 cm a une superficie d'environ 80 cm²), ou de quelques milliers de centimètres carrés (p. ex. un tube de carotte circulaire d'un diamètre de 20 cm a une superficie d'environ 1 300 cm²). Les petites bennes peuvent également prélever des sédiments sur quelques centaines à quelques milliers de centimètres carrés, et les bennes plus grandes peuvent recueillir des sédiments sur environ un mètre carré (c.-à-d. 10 000 cm²). La superficie échantillonnée par des méthodes visuelles est généralement plus grande que ce qui est possible avec les carottes ou les bennes. L'imagerie visuelle fixe couvre généralement des zones de l'ordre du mètre carré, et l'imagerie vidéo des zones de centaines ou de milliers de mètres carrés. La taille des unités d'échantillonnage est donc petite par rapport au domaine

d'échantillonnage (p. ex. une zone d'un rayon de 500 m a une superficie de 785 000 m², soit de l'ordre de 10⁸ cm²) et le nombre d'unités d'échantillonnage dans la population cible est grand par rapport au nombre d'échantillons qu'il est possible de prélever. Dans toutes les situations, le nombre d'échantillons prélevés est généralement très faible par rapport au nombre d'échantillons potentiels, soit moins de 1 milliardième pour les espèces pélagiques et moins de 100 millionièmes pour les espèces benthiques. Par conséquent, les inférences faites à l'égard de la population cible sont assujetties aux incertitudes associées aux échantillons de petite taille.

On peut réduire légèrement l'écart entre la population cible et la population de l'échantillon en utilisant un échantillonnage composite. L'échantillonnage composite consiste à prélever plusieurs échantillons ou sous-échantillons à un endroit donné et à un moment donné, à former un nouvel échantillon en combinant physiquement les échantillons par un processus d'homogénéisation qui ne modifie pas la caractéristique d'intérêt, et à procéder à des analyses sur l'échantillon ainsi homogénéisé. Cette approche est utile pour réduire les coûts d'analyse et lisser les échantillons présentant du bruit de fond (US EPA 2002). De plus, on peut appliquer cette méthode à n'importe lequel des plans d'échantillonnage envisagés, qu'il s'agisse de l'approche basée sur le jugement ou de l'approche probabiliste. L'approche en elle-même ne constitue pas un plan d'échantillonnage probabiliste, mais peut faire partie d'un plan probabiliste.

En raison des considérations ci-dessus, les plans d'échantillonnage doivent être efficaces, intégrer autant de jugements crédibles et robustes que possible, et être probabilistes afin d'être pratiques et crédibles et pouvoir permettre l'attribution d'incertitudes aux résultats.

Malheureusement, en raison de la grande taille des zones d'exposition estimées associée à la petite taille des unités d'échantillonnage, il est nécessaire de prélever un grand nombre d'échantillons pour garantir une forte probabilité de détecter une zone d'exposition chimique et assurer des intervalles de confiance serrés autour des statistiques ou des paramètres d'échantillonnage estimés. Un autre problème est lié à l'hétérogénéité des variables-réponses (p. ex. la concentration de produit chimique) qui peuvent ne pas être prises en compte dans le modèle statistique utilisé pour estimer les paramètres. L'hétérogénéité des substances sur le fond marin a été documentée dans des études *in situ*, par exemple Chang *et al.* (2013) ont trouvé que les concentrations de sulfure variaient d'un facteur de 100 sur une étendue de quelques centaines de m autour d'un réseau de cages en filet.

6. CONSIDÉRATIONS RELATIVES AU PLAN D'ÉCHANTILLONNAGE

Dans les quelques paragraphes qui suivent, nous examinons chacune des étapes de planification de l'EPA (US EPA 2002) dans le contexte des rejets de pesticides et de médicaments par des exploitations aquacoles avec cages en filet dans les eaux côtières canadiennes. Comme le but du présent document est de présenter certains aspects d'une approche globale en matière de plans d'échantillonnage et quelques suggestions afférentes, les détails propres à chaque scénario de traitement devront être déterminés, car les emplacements, la superficie, l'intensité et la durée d'exposition varieront d'une zone à l'autre. En d'autres mots, le plan sera dans une certaine mesure propre au site, au produit chimique et au traitement.

6.1. ÉTAPE 1 : ÉNONCER LE PROBLÈME

Dans le cas des rejets de pesticides et de médicaments par les exploitations piscicoles avec cages en filet au Canada, un programme d'échantillonnage doit satisfaire aux exigences légales associées à l'utilisation de pesticides et de médicaments approuvés, doit être abordable et réalisable par les entités gouvernementales et/ou tierces, et doit être réalisé dans les fenêtres

de temps appropriées pour caractériser les dépôts et l'effet des pesticides et des médicaments rejetés. Plus précisément, nous supposons que l'objectif est de déterminer le site, la forme, la superficie, la concentration et la durée de l'exposition aux pesticides chimiques et aux médicaments rejetés par les exploitations salmonicoles avec cages en filet. Les résultats du programme d'échantillonnage mis en œuvre serviront à soutenir les décisions d'orientation et de conformité, p. ex. pour déterminer si les concentrations, les zones d'exposition et/ou les effets sont supérieurs aux seuils précisés.

On suppose que la mesure ou l'indicateur à déterminer à partir des échantillons est la concentration de pesticide et/ou de médicament dans l'eau, dans les sédiments, voire dans les tissus des organismes. Nous examinons brièvement les méthodes de collecte des échantillons pour l'eau et les sédiments. Cependant, nous n'examinons pas ici les méthodes d'échantillonnage des organismes. Les aspects concernant les analyses en laboratoire des pesticides et des médicaments utilisés en aquaculture sont traités dans un document complémentaire (Wong *et al.* 2021). Les formules permettant de calculer les statistiques pour les plans probabilistes sont disponibles ailleurs, par exemple dans les documents de l'EPA (US EPA 2002) et ses documents de référence. Bien que la littérature fournisse certains renseignements, l'ampleur de l'erreur associée à la conception, à l'échantillonnage et aux procédures analytiques fait l'objet de recherches continues.

On suppose que l'instance décisionnelle est le personnel de la Direction générale de la gestion de l'aquaculture (DGGA) de Pêches et Océans Canada et/ou le personnel des bureaux régionaux de gestion de l'aquaculture de Pêches et Océans Canada. De plus, on suppose que la DGGA participe principalement aux décisions stratégiques entourant l'élaboration d'un programme d'échantillonnage et que le personnel des bureaux régionaux participe principalement à la mise en œuvre régionale et à la prise de décisions associées au programme d'échantillonnage.

Les équipes nationale et régionales de planification de l'échantillonnage devraient comprendre au minimum l'instance décisionnelle, des personnes connaissant le scénario d'échantillonnage et des statisticiens connaissant les plans d'échantillonnage environnemental.

Les budgets ou les coûts associés au programme devraient être raisonnables. On devrait procéder à un échantillonnage lorsque l'on s'attend à ce que des dépôts soient présents dans l'environnement. Le calendrier exact dépendra du site et des rejets.

6.2. ÉTAPE 2 : DÉFINIR LES DÉCISIONS À PRENDRE

Il est essentiel de connaître les objectifs et les règles de décision avant de concevoir un programme d'échantillonnage approprié (US EPA 2002; Wilding *et al.* 2017; CIEEM 2018). En ce qui concerne les rejets de pesticides et de médicaments par les exploitations aquacoles avec cages en filet au Canada, les décisions à prendre n'avaient pas encore été clairement définies au moment de la rédaction du présent document. Cependant, on peut s'attendre à ce que les questions et les règles de décision comprennent ce qui suit.

- Le site exposé à un pesticide et/ou à un médicament rejeté par une exploitation piscicole avec cages en filet est-il occupé par des éléments sensibles de l'écosystème, notamment des types d'habitats et des organismes précis?
- Indépendamment du site, la concentration d'un pesticide et/ou d'un médicament déposé est-elle supérieure à un seuil déterminé?
- À un endroit précis, la concentration d'un pesticide et/ou d'un médicament est-elle supérieure à un seuil donné?

-
- Y a-t-il une tendance temporelle dans la taille de l'exposition, la zone d'effet et/ou les statistiques de concentration caractérisant le pesticide ou le médicament déposé? La direction et l'ampleur (taux) de cette tendance sont-elles indicatives d'une réduction de l'exposition et/ou de l'effet et ce taux se situe-t-il dans les limites acceptables?

Il peut s'avérer difficile de parvenir à un consensus sur les objectifs d'un programme d'échantillonnage, car il y a de nombreux intérêts et facteurs à prendre en compte (Wilding *et al.* 2017).

6.3. ÉTAPE 3 : DÉTERMINER LES INTRANTS DE LA DÉCISION

Dans le cas des rejets de pesticides et de médicaments par les exploitations aquacoles avec cages en filet au Canada, les intrants n'ont pas encore été clairement définis. Cependant, pour répondre aux questions potentielles présentées à l'étape 2, ces intrants pourraient comprendre ce qui suit.

- Délimitation des zones géographiques exposées à un produit chimique donné rejeté par une cage en filet et décider si cette zone dépasse un seuil déterminé.
- Délimitation des zones géographiques exposées à un produit chimique donné rejeté par une cage et dont la concentration dépasse un seuil déterminé dans une fenêtre temporelle déterminée après le rejet.
- Estimation d'une statistique particulière (p. ex. moyenne, variance de la superficie, concentration, durée d'exposition et emplacement) associée à la concentration du produit chimique ou à l'indicateur d'effet dans les zones exposées. La statistique dépasse-t-elle un seuil spécifié ou diffère-t-elle des valeurs de contrôle dans les limites de l'acceptabilité?
- Production d'une série chronologique de statistiques, estimation des tendances temporelles dans les statistiques, et test visant à déterminer si les tendances répondent au niveau voulu d'acceptabilité.

6.4. ÉTAPE 4 : DÉFINIR LES LIMITES DE L'ÉTUDE

Dans le cas des rejets de pesticides et de médicaments par des exploitations aquacoles avec cages en filet au Canada, les populations cibles d'intérêt sont probablement les concentrations chimiques, les organismes et/ou les habitats sensibles à des profils d'exposition à certains pesticides et médicaments dans des zones définies par les organismes de réglementation. L'échelle couverte par la prise de décisions est probablement l'exploitation individuelle en cause. Cependant, dans certaines circonstances, il pourrait s'avérer nécessaire de tenir compte des expositions et des effets cumulatifs à plus grande échelle. Aux fins de la conception d'un plan d'échantillonnage pour les rejets d'un site particulier, l'échelle est probablement initialement la zone d'intérêt. Dans un plan d'échantillonnage à plusieurs niveaux, l'échelle précise d'un plan d'échantillonnage secondaire peut être limitée aux zones d'exposition ou d'effet qui présentent un intérêt particulier.

6.5. ÉTAPE 5 : ÉLABORER UNE RÈGLE DE DÉCISION

Au moment de la rédaction du présent document, les auteurs ne savaient pas quelles seraient les règles de décision de Pêches et Océans Canada pour la situation canadienne, car elles étaient en cours d'élaboration. Nous présentons ci-dessous un aperçu des aspects qui pourraient être pris en compte par les responsables qui fixent les seuils de conformité, et nous décrivons certains des aspects auxquels nous avons réfléchi lors de l'examen des plans d'échantillonnage potentiels. En raison de cette incertitude, il est difficile de formuler des recommandations concernant les plans d'échantillonnage.

Les seuils de conformité comportent généralement plusieurs éléments : les concentrations; les zones d'exposition, de dépôt et/ou d'effet; la durée de l'exposition et les effets. Les seuils de concentrations toxiques sont généralement établis à la suite d'un examen des données toxicologiques rassemblées pour une plage d'espèces jugées représentatives, mais qui peuvent ne pas se trouver dans l'environnement récepteur. Les concentrations seuils devraient être basées sur les concentrations qui entraînent des effets toxiques pour les organismes d'essai choisis, et pour les durées d'exposition les plus représentatives des scénarios envisagés. Cela est plus facile à réaliser pour les pesticides de bain lorsque la durée d'exposition est relativement courte et que les pesticides ne sont pas persistants dans l'environnement (Burrige et Holmes 2023; Hamoutene *et al.* 2023). Les médicaments qui se déposent sur les fonds marins peuvent persister plus longtemps. Par exemple, la SEPA (2019c) utilise une demi-vie de désintégration *in situ* de 250 jours pour le benzoate d'émamectine. Bloodworth *et al.* (2019) rapportent avoir trouvé du téflubenzuron sur les fonds marins à proximité ou autour des exploitations avec cages en filet en Écosse trois ans et demi après la dernière utilisation du produit chimique. Par conséquent, il peut y avoir des effets toxiques difficiles à déterminer en raison de multiples expositions intermittentes à court terme ou des effets associés à des expositions chroniques à long terme. Les seuils peuvent être estimés à la fois pour les effets aigus et chroniques, les effets aigus se manifestant après les expositions à court terme à la concentration seuil et les effets chroniques résultant d'expositions à plus long terme à des concentrations plus faibles, par exemple sous forme d'une réduction de la fécondité, des taux d'alimentation ou la modification d'autres comportements, comme la recherche d'un partenaire et bien d'autres encore. Les seuils de concentrations associés aux effets aigus sont généralement plus élevés que ceux qui sont associés aux effets chroniques (Hamoutene *et al.* 2023).

Pour déterminer les concentrations et les durées qui provoquent la toxicité, on a largement recours à des expériences contrôlées en laboratoire qui consistent en expositions à une plage de concentrations pendant des périodes déterminées. Les seuils de toxicité peuvent changer avec la durée de l'exposition. La toxicité d'une substance dépend de sa concentration, de la durée d'exposition d'un organisme à cette concentration et de la sensibilité de l'organisme. Idéalement, il faudrait mettre l'accent sur les durées d'exposition prévues pour la situation environnementale d'intérêt. Cependant, on ne dispose pas toujours de données adéquates. Il est nécessaire de poursuivre les recherches afin d'améliorer grandement cette situation. On doit disposer de meilleures données empiriques sur les effets associés aux durées et aux concentrations d'exposition en laboratoire et *in situ*, et prévoir avec plus de précision les profils d'exposition attendus. Des renseignements plus précis sur les seuils de conformité environnementale et les NQE sont donnés dans Hamoutene *et al.* (2023).

Compte tenu des complexités et des limitations de l'information susmentionnées, les seuils de conformité environnementale *in situ* peuvent avoir plusieurs composantes : une concentration, une superficie, une échelle de temps et un facteur d'ajustement pour tenir compte des incertitudes dans les données et de leur extrapolation aux conditions *in situ*.

Les concentrations seuils sont généralement spécifiées, mais la superficie et le temps peuvent ne pas être explicitement indiqués. Par mesure de précaution, les organismes de réglementation peuvent supposer que toute exposition (c.-à-d. une durée d'exposition supérieure à zéro) à une concentration fixée par les normes environnementales est suffisante pour entraîner des conséquences toxiques. Dans un tel cas, on cherchera à éviter l'exposition à la concentration toxique. L'exigence pourrait, dans certains cas, être que la concentration seuil ne peut pas être dépassée pendant une durée supérieure à une durée donnée (p. ex. trois heures). La SEPA (2019a) a utilisé cette stratégie pour établir des normes environnementales à court terme pour le traitement avec pesticides de bain. Une autre définition du seuil de

conformité environnementale est que la concentration doit être inférieure à une valeur donnée dans une zone donnée, et la durée de l'exposition ne fait pas partie de la spécification de la conformité. Un exemple de cette approche est le seuil de conformité pour la zone de mélange dans le cas des traitements pesticides par les aliments utilisés par la SEPA (2019a). La SEPA définit deux concentrations seuils, soit une concentration maximale admissible dans la zone de mélange et une concentration maximale admissible à l'extérieur de celle-ci. Il est également possible de combiner à la fois la zone et la durée d'exposition avec une concentration seuil en précisant une superficie maximale dans laquelle la concentration seuil peut être dépassée pendant une durée maximale (Page *et al.* 2023a). La SEPA utilise cette approche pour ses normes de qualité à long terme pour le traitement antiparasitaire par bain (SEPA 2019c).

Dans le cas des produits chimiques qui restent dans la colonne d'eau, la superficie du panache de rejet augmente indéfiniment, la concentration dans le panache diminue continuellement et l'emplacement du panache change constamment. La durée maximale pendant laquelle un organisme peut être exposé à des concentrations toxiques est le temps nécessaire pour que la concentration maximale se dilue ou diminue jusqu'à la concentration seuil de conformité. Si ce temps de dilution est inférieur à la durée associée au seuil de conformité, le panache est considéré comme non toxique. Si ce temps de dilution est supérieur au seuil de conformité, il pourrait y avoir exposition toxique, mais cela dépendra de plusieurs facteurs (Page *et al.* 2023a). L'exposition toxique des organismes dépend du moment où ils sont exposés pour la première fois au panache et la durée de leur séjour dans le panache. Le potentiel maximal de toxicité concerne les organismes qui rejoignent le panache aux points de rejet et qui demeurent dans la zone de concentration maximale au sein du panache. Le potentiel d'exposition toxique des organismes benthiques dépend du moment où le panache entre en contact avec le fond et de la vitesse à laquelle il se déplace sur le fond.

Dans le cas des produits chimiques qui se déposent au fond de la mer par le biais des résidus alimentaires et des matières fécales, une partie seulement de l'empreinte d'exposition peut contenir des concentrations avec des durées suffisamment élevées pour entraîner des conséquences toxiques. Si le temps de persistance du produit chimique est inférieur à la durée d'exposition associée au seuil de conformité, on ne prévoit aucun effet toxique. La durée d'exposition maximale pour un organisme benthique est représentée par un organisme non mobile ou tout organisme qui ne peut pas ou ne veut pas s'éloigner du dépôt toxique.

Lorsque l'objectif réglementaire ou stratégique est d'empêcher les concentrations toxiques de pénétrer dans l'environnement, il n'est pas nécessaire de mettre en place des seuils de superficie et de durée. Cependant, dans le cas des exploitations aquacoles avec cages en filet, les rejets de pesticides contiennent des concentrations toxiques qui sont réparties dans l'espace et diluées dans le temps. Les rejets de médicaments par les cages en filet peuvent également contenir des concentrations toxiques qui se déposent sur une certaine superficie. Les médicaments qui persistent dans l'environnement peuvent s'accumuler jusqu'à atteindre des concentrations toxiques et les dépôts sont susceptibles d'être redistribués dans l'espace au fil du temps. Compte tenu de ces aspects spatiaux, les plans d'échantillonnage devraient probablement être suffisants pour fournir des estimations de la superficie et du site de dépôt et d'effet.

À notre connaissance, ce qui se rapproche le plus d'une règle de décision, c'est que les organismes de réglementation au Canada souhaitent que les concentrations de pesticides et/ou de médicaments rejetés ne dépassent pas un seuil de concentration environnementale jugé acceptable (HCPMRA 2017). À cette fin, l'Agence de réglementation de la lutte antiparasitaire (ARLA) de Santé Canada a défini des seuils pour les pesticides. Ces seuils ont été établis pour éviter les effets environnementaux. Les seuils sont basés en grande partie sur les estimations en laboratoire d'indicateurs de toxicité, notamment les valeurs CL₅₀ (concentration à laquelle un

effet, tel que la mortalité, touche 50 % des membres de la population en laboratoire), ou encore la concentration sans effet observé. La réglementation n'indique pas explicitement un seuil pour la durée de l'exposition. Cependant, pour des raisons pratiques, on suppose que toute durée d'exposition à une concentration supérieure au seuil doit être évitée. De même, les seuils n'incluent pas explicitement les superficies spatiales d'exposition qui sont jugées acceptables. La réglementation impose toutefois des restrictions quant au moment des traitements lorsque la distance entre les sites de rejet et les caractéristiques d'intérêt (p. ex. la distance avec les parcs à homards autorisés ou le fond) est inférieure à une valeur précisée.

Lorsqu'il y a assez de données sur la répartition des concentrations de médicament dans les sédiments, les organismes de réglementation peuvent décider d'élaborer des critères et des seuils de niveau préoccupant dans le but d'éviter qu'il y ait des expositions toxiques, comme cela se fait pour les pesticides. Cette approche est probablement plus facile à appliquer et moins coûteuse à mettre en œuvre qu'un programme d'échantillonnage régulier. Les efforts d'échantillonnage peuvent être principalement consentis à des fins de diligence raisonnable ciblée, de vérification de la conformité, d'évaluation des risques, et aussi d'évaluation et de développement de modèles.

6.6. ÉTAPE 6 : INDIQUER LES LIMITES TOLÉRABLES DE L'ERREUR DE DÉCISION

Dans tout régime d'échantillonnage réglementaire, les seuils, les niveaux de confiance et les limites de tolérance doivent être déterminés et évalués en fonction de l'objectif du programme d'échantillonnage (Wilding *et al.* 2017). Dans le cas des rejets de pesticides et de médicaments par les exploitations aquacoles avec cages en filet au Canada, il n'existe pas, à la connaissance des auteurs au moment de la rédaction du présent document, d'énoncés explicites précisant les seuils, les niveaux de confiance et les limites de tolérance. Cependant, la détermination de ces limites est une composante importante et nécessaire de la prise de décisions quantitatives et une considération nécessaire du plan d'échantillonnage puisqu'elle aide à déterminer le type de plan requis et le coût de l'effort d'échantillonnage (nombre d'échantillons, méthodes d'échantillonnage, etc.).

6.7. ÉTAPE 7 : CONCEPTION D'UN PLAN D'ÉCHANTILLONNAGE

6.7.1. Étape 7.1 : Objectif de l'échantillonnage

Nous avons décrit ci-dessus, à l'étape 1 du processus de planification, les objectifs généraux de la conception d'un programme canadien de surveillance post-dépôt. Lors de la conception d'un programme d'échantillonnage pour un site et un type de rejet donnés, les détails devront être mis à jour pour refléter les particularités du site et du rejet.

6.7.2. Étape 7.2 : Population cible

Dans le cas de pesticides et/ou de médicaments rejetés après leur administration dans des cages en filet pour saumons, on peut définir la population cible comme étant l'eau ou les sédiments de la baie ou du bras de mer dans lequel se trouve l'exploitation salmonicole, ou encore comme les domaines spatial et temporel qui peuvent être exposés aux produits chimiques rejetés. Lors de la conception du plan de l'échantillonnage pour un site et un type de rejet donnés, les détails pertinents devront être précisés pour refléter les caractéristiques individuelles du site et du rejet.

Les modèles peuvent jouer un rôle important dans la définition des populations cibles et d'échantillonnage et dans la conception des programmes d'échantillonnage. On peut utiliser les

modèles de plusieurs façons pour atteindre divers objectifs qui dépendent du but du programme d'échantillonnage. Les zones d'intérêt et les zones potentielles d'exposition environnementale aux produits chimiques rejetés par les exploitations piscicoles peuvent couvrir de vastes zones qui pourraient nécessiter un échantillonnage important. Comme l'échantillonnage est coûteux, il est souhaitable de mettre en place des plans d'échantillonnage efficaces afin d'optimiser les coûts.

Les modèles permettent d'estimer les zones d'exposition, de dépôt et d'effet, les emplacements prévus des concentrations de produits chimiques, ainsi que l'emplacement et l'amplitude des gradients spatiaux et temporels de leurs concentrations. Si les modèles peuvent fournir des résultats suffisamment précis, on peut alors les utiliser pour guider l'emplacement des points d'échantillonnage et donc contribuer à l'efficacité des plans d'échantillonnage. En outre, les résultats des modèles pourraient indiquer des zones précises nécessitant un effort d'échantillonnage plus important. À l'inverse, les programmes d'échantillonnage sont cruciaux pour l'élaboration de modèles dans la mesure où ils fournissent des données qui permettent d'étalonner et de valider les modèles.

Les mesures faites sur des échantillons proviennent de superficies ou de volumes de sédiments qui sont de plusieurs ordres de grandeur plus petits que les superficies ou volumes utilisés par les modèles pour générer des résultats (la superficie des cellules de la grille d'un modèle est de l'ordre de 10^3 m^2 , alors que la superficie couverte par un échantillon est de l'ordre de $0,1 \text{ m}^2$). Cela démontre que les comparaisons entre les résultats des modèles et les observations ne correspondent pas, et de beaucoup, à la résolution des mesures, et que la comparaison des modèles ou la validation des observations doivent tenir compte des incertitudes associées à la fois aux résultats des modèles et aux valeurs mesurées.

Tout comme pour l'élaboration d'un plan d'échantillonnage, il est nécessaire de connaître le but de l'échantillonnage pour choisir un modèle approprié afin d'élaborer un tel plan. Le choix du modèle dépend de plusieurs facteurs : l'estimation recherchée, la précision souhaitée, les données d'entrée (intrants) disponibles, le temps de réponse souhaité et l'expertise disponible pour l'utilisation du modèle. Si des modèles doivent être utilisés pour guider le plan d'échantillonnage, il est impératif de choisir le modèle approprié et de s'assurer qu'il est bien compris, étalonné, validé, et que sa précision est suffisante pour le plan d'échantillonnage. La complexité des modèles varie d'un modèle à l'autre, et la façon dont un modèle donné représente la réalité dépend de la pertinence des hypothèses et des données sous-jacentes, et de son exactitude inhérente. À une extrémité du spectre, on trouve des modèles s'appuyant sur de nombreuses hypothèses simplificatrices et qui peuvent être mis en œuvre assez facilement, mais dont les résultats ont souvent une faible résolution. À l'autre extrémité du spectre se trouvent des modèles complexes nécessitant des intrants plus détaillés, plus de temps et d'effort pour leur mise en œuvre. Ils donnent des résultats plus détaillés, mais dont la précision est souvent inconnue.

Dans le cas des produits chimiques rejetés lors des traitements par bain, les modèles fournissent une estimation lisse des panaches de rejet. Les études avec traceur colorant indiquent que les panaches individuels présentent des méandres transitoires qui sont individuellement uniques. On peut utiliser un traceur visible introduit dans les substances rejetées pour aider à délimiter les sites d'échantillonnage optimaux pour les rejets individuels. L'échantillonnage des empreintes de rejets cumulatifs nécessitera des rejets multiples de colorant ou des estimations par modèle de la zone d'exposition. Une fois qu'un modèle a été validé, on pourrait éventuellement l'utiliser pour déterminer les sites d'échantillonnage optimaux, y compris les emplacements situés au-delà de la limite visible du traceur. Cela pourrait s'avérer utile si la concentration est toujours supérieure à un seuil environnemental précisé lorsque le

traceur n'est plus visible. Tous les résultats de l'échantillonnage peuvent être utilisés pour aider à évaluer et à valider les modèles d'exposition et d'effet.

Contrairement aux rejets subséquents aux traitements par bain, il n'existe aucun moyen de suivre visuellement le panache des rejets subséquents aux traitements par voie alimentaire. Par conséquent, seuls les modèles conceptuels ou quantitatifs permettent d'établir un plan d'échantillonnage, mais il faut interpréter avec prudence les résultats des modèles. Les modèles simples ont tendance à surestimer la zone d'exposition et peuvent laisser croire qu'il faut utiliser un plan d'échantillonnage étendu. Des modèles plus complexes peuvent fournir une estimation plus précise de la zone d'exposition, mais leur précision est souvent inconnue. En ce qui concerne les matières fécales et les résidus alimentaires rejetés lors du traitement alimentaire, le panache de particules contenant les produits chimiques est initialement déposé sur le fond marin et peut être remobilisé ou non par la suite. Si les programmes d'échantillonnage sont basés uniquement sur la zone d'exposition prévue par un modèle complexe, ou si une faible intensité d'échantillonnage est associée aux prévisions données par un modèle simple à faible résolution, il est possible que la zone de dépôt réelle ne soit pas prise en compte, ce qui peut conduire à la conclusion erronée qu'il n'y a pas d'exposition et/ou d'effet alors que c'est le cas.

6.7.3. Étape 7.3 : Aperçu conceptuel et limites de l'échantillonnage

L'objectif de cette étape est de présenter un aperçu conceptuel générique de ces aspects en lien avec les pesticides et les médicaments rejetés par les exploitations d'élevage avec cages en filet. Lors de la conception d'un plan d'échantillonnage pour un site d'aquaculture donné et un type de rejets donné, il faudra mettre à jour cette section pour refléter les particularités du produit chimique administré, des rejets et du site.

Avant de concevoir un programme d'échantillonnage, il est important de comprendre comment le produit chimique est administré, puis rejeté ou introduit dans l'environnement, et comment il est ensuite transporté, dispersé, décomposé et transformé.

6.7.3.1. Aperçu conceptuel

6.7.3.1.1. Types de traitements et de rejets

Dans le présent document, nous examinons deux catégories de rejets de produit chimique : les rejets subséquents aux traitements avec des pesticides de bain et les rejets subséquents à l'administration de médicaments dans l'alimentation (figure 4). Le type d'administration du produit varie selon les deux catégories, tout comme la forme des rejets. Le traitement par bain consiste à bâcher les cages en filet dans les eaux océaniques ou à pomper les poissons des cages en filet vers un bateau vivier. Le traitement par voie alimentaire consiste à administrer un médicament dans une écloserie avant que les poissons ne soient transférés dans les cages en filet.

Dans tous les cas, les rejets se font en pleine mer, dans les eaux où se trouvent les cages en filet. Pour le traitement par bain, c'est l'eau du bain contenant le pesticide dissous qui est rejetée. Les pesticides actuellement utilisés au Canada et présents dans l'eau du bain restent dissous ou en suspension dans la colonne d'eau. Les rejets à la suite d'un traitement alimentaire se présentent sous la forme de résidus alimentaires, de matières fécales des poissons et de leurs excréta (pertes par la peau, l'urine et les branchies). Les résidus alimentaires et les matières fécales des poissons se déposent sur le fond marin. Les excréta et le lixiviat des résidus alimentaires et des matières fécales sont, du moins initialement, en suspension dans la colonne d'eau. Le mécanisme particulier de rejets exercera une influence sur la distribution spatiale et l'intensité des dépôts (Page *et al.* 2023b).

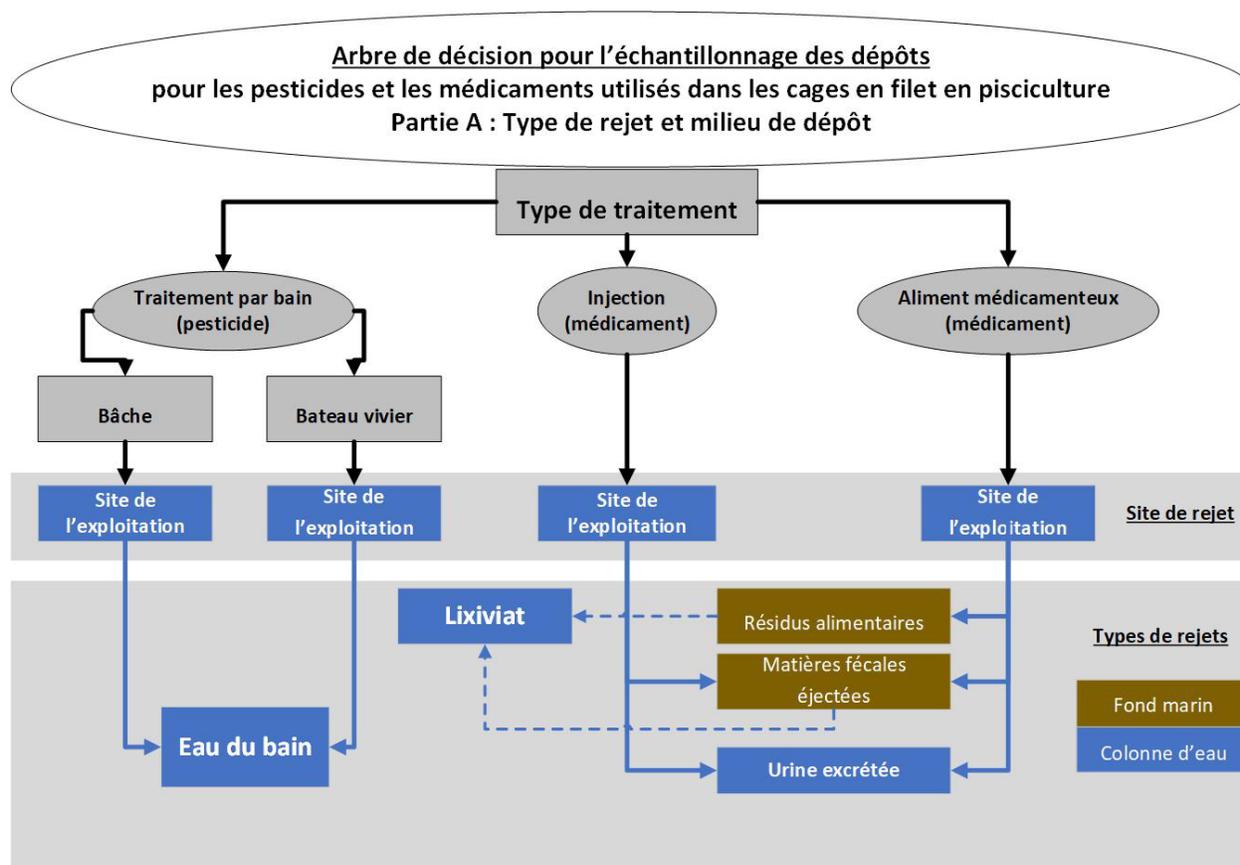


Figure 4. Diagramme illustrant les types de traitement, l'emplacement des rejets et les types de rejets à examiner dans un échantillonnage post-dépôt. Dans le présent document, nous ne traitons pas des rejets environnementaux de médicaments injectés.

Les scénarios de traitement sur le site d'élevage consistent généralement en un traitement séquentiel ou simultané des poissons dans des cages en filet individuelles. Dans le traitement par bain, les cages en filet individuelles ne sont traitées qu'une seule fois (lors d'une phase de traitement; un traitement subséquent aura lieu des semaines ou des mois plus tard), et en général une ou deux cages seulement sont traitées par jour dans une exploitation. Le traitement alimentaire est habituellement réalisé dans chaque cage traitée chaque jour pendant plusieurs jours. Les rejets subséquents aux traitements sont donc une série d'événements de durée finie et la durée de chaque événement peut varier de quelques minutes à quelques heures.

6.7.3.1.2. Forme des produits chimiques dans les rejets

La forme du produit chimique qui est rejeté dépend du produit chimique et du type d'administration. Les rejets subséquents aux traitements par bain et par l'alimentation contiennent tous deux le produit chimique d'origine, tandis qu'un traitement alimentaire peut également rejeter des métabolites du produit chimique d'origine. Les résidus alimentaires ne contiennent que le produit chimique d'origine, tandis que les éjections et les excréta peuvent contenir à la fois le produit chimique d'origine et ses métabolites. Les métabolites peuvent également être générés par les microbes présents dans l'environnement qui agissent sur le produit chimique d'origine.

6.7.3.1.3. Quantité de produits chimiques

La quantité de produits chimiques associée à chacun des types de rejets varie également. On suppose généralement que la totalité du produit chimique administré est rejetée avec l'eau du traitement par bain. L'absorption du produit chimique par les poissons et les matières organiques dans l'eau de bain pendant la période de traitement n'est généralement pas prise en compte, bien que cette absorption puisse parfois être importante. Par exemple, Corner *et al.* (2008) ont constaté une absorption importante de cyperméthrine par les poissons pendant la période de traitement. Le produit chimique provenant du traitement alimentaire est réparti entre les trois types de rejets : résidus alimentaires, matières fécales et excréta, et la répartition varie selon le produit chimique (figure 5). La proportion associée aux résidus alimentaires est indépendante du médicament, mais la proportion et la forme du produit chimique associé au rejet par les poissons dépendent des particularités des mécanismes d'absorption et de métabolisation du médicament. Dans le cas des médicaments à faible coefficient d'absorption, une grande proportion du médicament est initialement éjectée sous forme de matières fécales et une proportion relativement faible est éjectée ou excrétée au fil du temps. À l'inverse, si les médicaments ont un coefficient d'absorption élevé, une faible proportion du médicament est initialement éliminée sous forme de matières fécales et une proportion relativement élevée est éjectée ou excrétée au fil du temps.

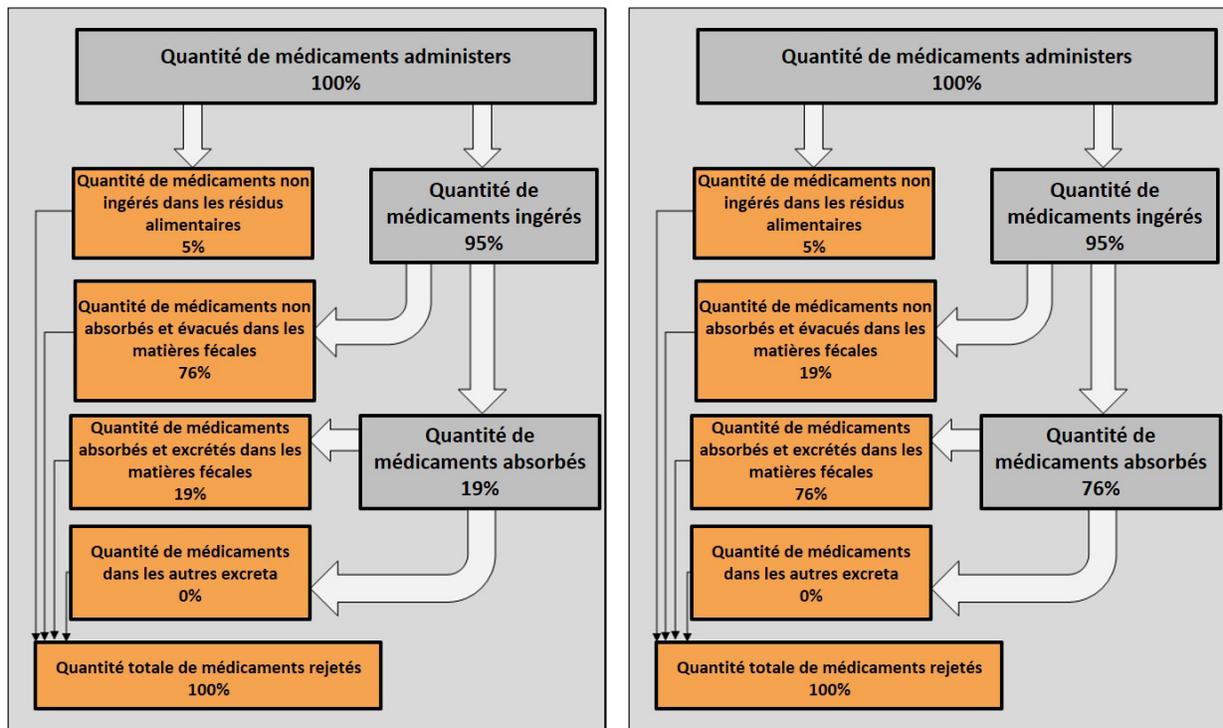


Figure 5. Diagrammes illustrant la répartition d'un produit chimique selon le taux d'absorption. À gauche : 20 % du médicament ingéré est absorbé par le poisson, c.-à-d. que le coefficient d'absorption est faible. À droite : 80 % du médicament ingéré est absorbé par le poisson, c.-à-d. que le coefficient d'absorption est élevé.

6.7.3.1.4. Moment des rejets

Le moment des rejets varie selon la méthode de traitement et la source du rejet. Les rejets par les traitements par bain commencent immédiatement après la fin de la période de traitement. Pour les traitements avec bâche, le rejet commence dès que la bâche est retirée de la cage. Les rejets par les bateaux viviers commencent dès que l'eau du bain est pompée hors du vivier. Les rejets associés aux traitements alimentaires se produisent sur plusieurs échelles de temps. Les rejets de résidus alimentaires se produisent dès que l'alimentation commence. Les rejets de matières fécales et d'excreta sont différés et se produisent sur de longues périodes. Les matières fécales sont éjectées 6 à 48 heures après l'ingestion. Le moment de l'éjection varie en fonction de plusieurs facteurs, notamment la taille du poisson, la température de l'eau, le type de nourriture, le moment de l'alimentation précédente (Aas *et al.* 2017).

6.7.3.1.5. Durée des rejets

La durée des rejets varie également en fonction de la méthode de traitement et de la source du rejet. Pour le traitement par bain, la durée du rejet varie de quelques minutes à plusieurs heures. Dans le cas du traitement au moyen de bâches, la durée du rejet varie de moins de 10 minutes à 2 - 3 heures (Page *et al.* 2015), selon la vitesse du courant ambiant et la porosité des mailles du filet. La durée du rejet par les bateaux viviers est généralement de 20 à 30 minutes. Selon le taux de rejet du bateau vivier, cette durée peut ou non être suffisante pour que soit rejeté tout le produit chimique qui est continuellement dilué pendant la période de rejet. Tout produit chimique résiduel restant dans le vivier aura une faible concentration et sera généralement rejeté dans une cage à poissons.

La durée des rejets subséquents aux traitements alimentaires varie de quelques minutes à plusieurs jours, semaines ou mois. La durée de l'alimentation initiale, et donc du rejet des résidus alimentaires, est d'environ 10 minutes. La durée du rejet des matières fécales comprend le temps de séjour initial de l'aliment dans le poisson. Le rejet survient lorsque le produit chimique et ses métabolites sont réintroduits dans les matières fécales par les voies métaboliques (p. ex. la bile). La durée du rejet des excreta dépend du temps de séjour du produit chimique dans le poisson. Le lessivage se produira de façon continue jusqu'à ce que les résidus alimentaires et les matières fécales se décomposent dans l'environnement.

6.7.3.1.6. Caractéristiques spatiales

Les caractéristiques spatiales des rejets varient selon le type de traitement et les voies de devenir connexes.

6.7.3.1.6.1. Taille

La taille des traitements par bain varie selon le type de traitement. La taille horizontale initiale d'un rejet provenant d'un traitement au moyen de bâches est la taille de la cage traitée. Le diamètre d'une cage circulaire est habituellement de 20 à 50 m (et donc la circonférence est de l'ordre de 60 à 150 m). L'étendue verticale du rejet initial est généralement de 3 à 5 m (Page *et al.* 2015). Les rejets d'un bateau vivier changent continuellement pendant toute la durée du rejet. La taille initiale correspond au diamètre du tuyau de rejet, qui est généralement de 0,5 m dans le sud-ouest du Nouveau-Brunswick. La taille finale dépend de la taille initiale, du taux de rejet et de la durée du rejet. L'étendue verticale des rejets orientés parallèlement à la surface de la mer est de 1 à 2 m. Les rejets orientés verticalement peuvent avoir une dizaine de m (Page *et al.* 2015). Dans le cas du traitement au moyen de bâches et en bateau vivier, la taille du panache augmente avec le temps. Les dimensions peuvent être de plusieurs dizaines de mètres à la verticale et de quelques centaines à quelques milliers de mètres à l'horizontale.

Les dimensions initiales d'un rejet à la suite d'un traitement alimentaire correspondent habituellement à un cylindre d'environ 20 – 50 m de diamètre sur 10 m de profondeur, c.-à-d. les dimensions d'une cage. Ceci s'applique aux résidus alimentaires, aux matières fécales, à l'urine et aux substances rejetées par les branchies. La taille du panache de rejet associé aux composants qui se décantent, aux résidus alimentaires et aux matières fécales augmente avec le temps après le rejet jusqu'à ce que le panache atteigne le fond de la mer. La taille du panache de rejet contenant les excréta et le lixiviat augmente également avec le temps et dépend du taux de lessivage, de la taille de la zone d'excrétion (la cage en filet), de la superficie occupée par les résidus alimentaires et les matières fécales pendant la période de lessivage, et du taux de transport et de dispersion dans l'environnement local.

Des estimations de la taille des rejets sont données dans Page *et al.* (2023a, 2023b).

6.7.3.1.6.2. Emplacement

Pour les traitements par bain, le rejet débute à l'emplacement de la cage ou du bateau vivier. Dans le Canada atlantique, le bateau vivier est généralement arrimé au côté d'une cage et le rejet se fait à cet endroit. Dans d'autres régions, le bateau vivier peut s'éloigner de l'exploitation piscicole et procéder à un rejet à un endroit différent du site de l'exploitation. Après le rejet, l'emplacement du panache de pesticide change avec le temps, car le panache se déplace et croît avec les courants ambiants.

Pour le traitement alimentaire, le rejet initial coïncide avec l'emplacement de la cage traitée. Après le rejet, l'emplacement du panache de particules change au fur et à mesure que celles-ci sont transportées par advection et dispersées par le courant local. Lorsque le panache de particules atteint le fond de la mer, son emplacement reste fixe, à moins qu'il ne soit remobilisé et redistribué. Les rejets de lixiviat se produisent aux mêmes endroits que les rejets de matières fécales et de résidus alimentaires.

6.7.3.1.7. Caractéristiques temporelles

Les caractéristiques temporelles désignent la façon dont les concentrations et les sites évoluent dans le temps et dépendent en partie de la méthode de traitement, des propriétés du produit chimique, ainsi que du moment, de la durée et de l'emplacement du rejet.

Les pesticides dont l'utilisation est actuellement approuvée au Canada demeurent dans la colonne d'eau après leur rejet, c.-à-d. qu'ils ne se lient pas aux sédiments et ils coulent. Les emplacements et les concentrations changent continuellement avec le temps en raison des mécanismes d'advection, de dispersion et de décomposition. Les rejets de pesticides sont de courte durée, de l'ordre de quelques minutes à quelques heures et peuvent provenir de plusieurs sources (cages en filet ou bateau vivier).

Les médicaments dont l'utilisation est actuellement approuvée au Canada coulent initialement dans la colonne d'eau et se déposent sur le fond marin. Une fois dans la colonne d'eau, leur emplacement et leur concentration changent continuellement avec le temps en raison de l'advection, de la dispersion, de la décomposition, du lessivage et de leur consommation par les organismes marins. Une fois les médicaments déposés sur le fond marin, leur emplacement et leur concentration changent continuellement avec le temps en raison des mécanismes de décomposition, de lessivage, de remise en suspension et de transport biologique. De plus, leurs concentrations augmentent en raison du rejet continu de matières fécales et/ou l'administration de doses supplémentaires de médicaments. Le rejet de médicaments est d'une durée relativement longue, de l'ordre de quelques jours à quelques mois et peut provenir de plusieurs sources (cages en filet et/ou exploitations aquacoles adjacentes).

Dans le cas des pesticides, les concentrations diminuent avec le temps. Pour ce qui est des médicaments, la quantité de médicaments dans l'environnement augmente d'abord, puis diminue, et le moment où la quantité maximale est atteinte dépend de l'équilibre entre les taux de rejet et de décomposition.

Les caractéristiques temporelles des emplacements et des concentrations devront être prises en compte lors de la conception d'un programme d'échantillonnage.

6.7.3.1.7.1. Persistance

On peut définir la persistance comme étant le temps nécessaire pour que la concentration d'un produit chimique diminue jusqu'à un seuil donné. Les pesticides dont l'utilisation est actuellement approuvée au Canada devraient persister dans l'environnement pendant des heures. Les médicaments dont l'utilisation est actuellement approuvée au Canada devraient persister dans l'environnement pendant des mois, voire des années.

6.7.3.2. Limitations de l'échantillonnage

6.7.3.2.1. Pesticides

Les méthodes et les plans d'échantillonnage sont limités et restreints par plusieurs facteurs, notamment :

- le rejet dure environ 30 à 180 minutes pour les traitements avec bêche et environ 20 à 40 minutes pour les traitements en bateau vivier;
- le rejet se produit dans un milieu hydrodynamique spatialement et temporellement complexe et en constante évolution. Le rejet est rapidement dispersé et transporté dans trois dimensions (deux à l'horizontale et une à la verticale) et la taille, la forme, l'emplacement et la concentration du produit chimique au sein du panache de rejet évoluent rapidement dans le temps sur des périodes de quelques minutes à quelques heures, l'emplacement du rejet devenant rapidement très incertain et inconnu;
- le rejet peut être en tout ou en partie piégé à l'intérieur des composants du réseau adjacent de cages en filet sur le site ou les sites dans le voisinage immédiat;
- l'emplacement, la forme, la taille et l'intensité du panache ne sont pas visibles ni prévisibles de manière fiable;
- les panaches de rejet sont constamment en mouvement, car les pesticides restent généralement en solution et ne se déposent pas sur le fond de la mer;
- les organismes pélagiques ou benthiques peuvent être exposés aux panaches de rejet par ingestion ou par voie topique, et plusieurs types de fond marin peuvent également y être exposés.

En raison de ces facteurs, le panache doit être échantillonné peu de temps après le rejet et il ne peut être échantillonné que quelques fois (environ une dizaine de fois), car la collecte d'échantillons individuels nécessite environ 15 minutes et les échelles de temps correspondant à la dilution des pesticides ne sont généralement que de quelques heures.

6.7.3.2.2. Médicaments

Les méthodes d'échantillonnage du fond marin sont limitées et restreintes en raison de plusieurs facteurs, notamment :

- les rejets se produisent par impulsions de durées différentes et sur des périodes qui varient selon le type de rejet : les médicaments associés aux résidus alimentaires sont rejetés

pendant et immédiatement après l'administration des médicaments et les résidus alimentaires se déposent au fond de la mer en quelques minutes à quelques heures. Les rejets de matières fécales contenant le principe actif commencent quelques heures après le traitement et se produisent pendant des jours et des mois à des intervalles intermittents, et les matières fécales se déposent au fond en quelques heures. Enfin, les excréta commencent à être rejetés quelques heures après le traitement et les rejets se poursuivent pendant des jours et des mois à des intervalles irréguliers;

- les traitements peuvent avoir lieu une à trois fois par jour pendant un maximum de 10 jours (pour les médicaments approuvés pour le saumon au Canada); cela peut être répété plusieurs fois, les traitements étant espacés de plusieurs mois;
- les concentrations de médicament dans les rejets varient selon le type de médicament et de rejet. Les concentrations dans les résidus alimentaires sont égales aux concentrations de la dose administrée, alors que les concentrations dans les matières fécales peuvent être initialement élevées, puis relativement faibles après que le médicament a été métabolisé dans le corps du poisson; les concentrations dans les excréta sont faibles;
- les rejets se produisent dans un environnement hydrodynamique complexe dans l'espace et le temps, et varient constamment. La dispersion et le transport s'effectuent dans trois dimensions (deux à l'horizontale et une à la verticale), de sorte que la taille, la forme, l'emplacement et la concentration du panache de produit chimique évoluent constamment, les détails dépendant de l'emplacement et du moment du rejet et des conditions prévalant pendant et après le rejet;
- l'empreinte du rejet peut chevaucher en tout ou en partie les dépôts associés à des cages adjacentes ou à des réseaux de cages dans des sites adjacents;
- le rejet peut ne pas être visible et l'exactitude et la précision des prévisions sont faibles, en particulier lorsque les sédiments sont remobilisés;
- les organismes pélagiques et benthiques peuvent être exposés aux panaches de rejet et aux dépôts par ingestion ou voie topique, et plusieurs types de fond marin peuvent également y être exposés;
- les empreintes des dépôts varient en taille, entre quelques dizaines et quelques centaines de mètres en longueur, et entre quelques centaines et quelques milliers de mètres carrés en superficie;
- les dépôts sur le fond marin doivent être échantillonnés peu de temps après le traitement et la formation du dépôt si l'on veut minimiser les effets de la redistribution. Lorsque l'échantillonnage est retardé, dans le cas des médicaments qui persistent longtemps (jours, semaines, mois ou années), le potentiel de redistribution et de relocalisation augmente;
- en raison des facteurs ci-dessus, l'emplacement, la zone et la concentration des dépôts sont incertains, et dépendent du site et du rejet, de sorte que les plans d'échantillonnage doivent être suffisamment complets pour garantir la détection des dépôts de matières rejetées;
- le prélèvement d'échantillons benthiques nécessite environ 15 minutes par échantillon, et on peut donc recueillir quelque 20 échantillons seulement par jour ouvrable. Ces chiffres peuvent dépendre de la profondeur.

6.7.4. Étape 7.4 : Population de l'échantillon

La population de l'échantillon dépend du site et des contraintes locales (p. ex. câbles sous-marins, structures de l'exploitation piscicole, force du courant). Dans le cas de l'échantillonnage du fond marin, on doit disposer de données de référence pour déterminer les types de fond à l'intérieur des limites de la population cible afin de sélectionner les méthodes et les points d'échantillonnage appropriés. Ces données peuvent être recueillies par des méthodes acoustiques ou visuelles (p. ex. données vidéo et sonar obtenues par véhicule sous-marin téléguidé) selon un quadrillage systématique (ISO 2004). L'hydrographie et le type de fond déterminent si les unités d'échantillonnage sont accessibles pour les méthodes d'échantillonnage disponibles. En fonction des objectifs, des données de référence supplémentaires peuvent être requises et pourraient inclure l'habitat, les concentrations de pesticide et de médicament, ou encore la biodiversité.

6.7.5. Étape 7.5 : Sélection du plan d'échantillonnage

Lorsque la zone géographique à grande échelle et la fenêtre temporelle d'intérêt ont été définies (c.-à-d. les populations cible et d'échantillonnage), l'étape suivante consiste à localiser les zones qui ont été exposées et touchées et à décider comment échantillonner ces zones.

La variation et l'incertitude associées aux rejets de pesticides et de médicaments posent des défis et présentent des limitations concernant la conception de plans d'échantillonnage pratiques, réalisables et abordables. Les plans d'échantillonnage ne peuvent pas s'appuyer sur un jugement *a priori* ou les résultats d'un modèle pour guider la sélection détaillée des efforts d'échantillonnage. Le jugement et les résultats du modèle ne peuvent fournir que des indications qualitatives telles que la direction générale prévue du transport, le taux général de dispersion et la probabilité que la concentration diminuera avec la distance du lieu de rejet. L'évolution spatiotemporelle du rejet d'un médicament ou d'un pesticide dépend de la méthode d'administration et du mode de rejet, des courants d'eau ambiants, ainsi que de la dose et du comportement du produit chimique.

7. PLANS D'ÉCHANTILLONNAGE POUR LES EXPLOITATIONS SALMONICOLES AVEC CAGES EN FILET

Au moment de la rédaction du présent document, les auteurs ne disposaient pas d'une description et d'un énoncé clairs des objectifs d'échantillonnage, mais ils avaient seulement une idée générale à ce sujet, à savoir le besoin d'obtenir des renseignements sur la façon de concevoir un programme d'échantillonnage post-dépôt. Par conséquent, ils ont présumé que les objectifs du programme d'échantillonnage sont les suivants : 1) délimiter la zone spatiale (géographique) et la fenêtre temporelle d'exposition aux pesticides et aux médicaments rejetés par les exploitations salmonicoles avec cages en filet; et 2) déterminer l'ampleur des concentrations de pesticide ou de médicament et les comparer aux NQE pertinentes, cette question faisant l'objet d'un article complémentaire par Hamoutene *et al.* (2023). De même, les auteurs ne disposaient pas d'un énoncé clair du type de mesure ou d'indicateur à obtenir à partir des échantillons. Ils ont donc présumé qu'il s'agit de mesurer les concentrations de pesticides et de médicaments rejetés par les exploitations salmonicoles avec cages en filet.

7.1. PESTICIDES

À l'heure actuelle, le Canada n'exige pas de relevé de référence comprenant des mesures des pesticides ni la surveillance post-dépôt des rejets de pesticides. Santé Canada évalue et homologue les pesticides destinés aux utilisations autorisées par la loi. Chaque étiquette de pesticide comporte un mode d'emploi qui vise à réduire au minimum les effets

environnementaux. Pêches et Océans Canada exige un préavis de traitement de 72 heures, mais n'exige pas d'autorisation pour les traitements individuels, et les évaluations des effets environnementaux propres à chaque site en sont seulement à leurs débuts.

Il n'existe pas encore de concentration normative ni de seuil de superficie d'exposition pour les pesticides homologués pour le traitement par bain, à savoir le peroxyde d'hydrogène et l'azaméthiphos, bien que des concentrations seuils préoccupantes aient été fixées par l'ARLA de Santé Canada (HCPMRA 2016, 2017) pour aider à établir les conditions d'utilisation. L'approche générale consiste à éviter les expositions inacceptables. Dans le cas de l'azaméthiphos, les règles de conformité prescrivent ce qui suit : un rejet ne peut avoir lieu que dans certaines conditions de courant si un parc à homards autorisé est situé à moins de 1 km du site de traitement; un traitement au moyen de bâches ne peut être effectué sur un site lorsque la profondeur de l'eau est inférieure à 10 m; un rejet par un bateau vivier ne peut avoir lieu lorsque l'angle de rejet est de 45 à 90 degrés par rapport à la verticale et que la profondeur de l'eau est inférieure à 20 m; au plus deux traitements avec bâche peuvent être effectués simultanément par site d'exploitation; au plus deux traitements avec bâche peuvent être effectués par jour/site d'exploitation lorsque le parc en filet de 150 m (HCPMRA 2017). Les restrictions concernant l'utilisation du peroxyde d'hydrogène sont les suivantes : pas plus de six applications par année (HCPMRA 2016).

Les suggestions et commentaires suivants s'appliquent aussi bien aux traitements avec bâche qu'aux traitements dans un bateau vivier. Nous supposons qu'il existe six objectifs pertinents pour la conception d'un programme d'échantillonnage des rejets de bain de pesticide, à savoir :

- déterminer la concentration chimique de la concentration mère préparée juste avant son utilisation dans l'eau du bain;
- déterminer la concentration du produit chimique dans l'eau du bain juste avant son rejet dans l'environnement;
- estimer la vitesse de diminution de la concentration maximale;
- estimer dans quelle mesure le fond marin est exposé au pesticide rejeté;
- estimer la distance, par rapport aux lieux de rejet, où la concentration préoccupante est dépassée;
- estimer si les stades de vie du homard (ou d'autres espèces choisies) ont été exposés aux rejets ou ont subi un effet.

On présume que la réalisation de ces objectifs est utile pour évaluer la conformité, fournir des valeurs initiales pour les prévisions par modélisation, fournir des observations appropriées pour la comparaison avec les modèles afin de les évaluer, et fournir des renseignements utiles afin d'améliorer les aspects touchant la conformité. Ces renseignements seront utiles à de nombreux utilisateurs, y compris les chercheurs, les organismes de réglementation et les pisciculteurs.

7.1.1. SEPA

En Écosse, trois pesticides sont homologués pour le traitement par bain : l'azaméthiphos, la deltaméthrine et le peroxyde d'hydrogène. Comme l'utilisation du peroxyde d'hydrogène est censée présenter un risque moindre pour l'environnement, la SEPA n'impose pas de normes environnementales pour ce produit (SEPA 2019a, 2019c). La SEPA a cependant énoncé des normes environnementales pour l'azaméthiphos et la deltaméthrine qui précisent la concentration maximale admissible à un moment donné après le rejet. Pour l'azaméthiphos, les normes environnementales sont appliquées 3, 24 et 72 heures après le rejet. Pour la

deltaméthrine, elles sont appliquées 3, 6, 12, 24 et 48 heures après le rejet (SEPA 2019a). Il incombe aux pisciculteurs de s'assurer que ces normes sont respectées. Aucune activité d'échantillonnage post-dépôt n'est requise.

En raison probablement des difficultés liées à la conception d'un programme de surveillance efficace pour mesurer les concentrations de pesticides utilisés dans le traitement par bain, la SEPA exige que le pisciculteur utilise des résultats obtenus par modèle pour démontrer que les normes environnementales seront probablement respectées (SEPA 2019a). À l'exception des situations jugées à faible risque, il sera nécessaire de procéder à une modélisation du milieu marin, c.-à-d. une modélisation hydrodynamique (SEPA 2019a). En outre, il est recommandé que le modèle soit validé, par exemple à l'aide d'études avec colorant traceur ou dériveur de surface (SEPA 2019c).

La modélisation des traitements par bain doit inclure le traitement d'une exploitation entière et simuler des pratiques de traitement réalistes. Étant donné que de nombreuses variables peuvent affecter l'évolution modélisée d'un panache de rejet subséquent à un traitement par bain, la SEPA (2019c) exige que la modélisation représente des conditions de traitement qui sont plausibles et prévues en matière de concentrations initiales de pesticide, de fréquence de traitement et de conditions hydrodynamiques. Lorsqu'il existe des incertitudes dans les conditions de traitement, le modèle doit refléter les scénarios les plus défavorables. À l'exception des normes à long terme, les normes environnementales doivent être respectées au moment spécifié après l'utilisation d'une dose unique dans un régime de traitement et tenir compte des doses précédentes. Les normes à plus long terme sont traitées différemment. Elles sont appliquées 72 (48) heures pour l'azaméthiphos (deltaméthrine) après la dernière application de pesticide dans un régime de traitement et elles indiquent la concentration qui ne peut être dépassée sur une superficie supérieure à 0,5 km² à ce moment-là.

Les résultats du modèle doivent être joints à une demande d'autorisation (SEPA 2019d) pour que celle-ci soit examinée par la SEPA. La SEPA refusera d'accorder une autorisation pour l'utilisation d'un pesticide de bain si les résultats de la modélisation indiquent que les normes environnementales ne seraient pas respectées ou que le panache de pesticide résultant contiendrait une concentration qui présenterait un risque pour les espèces ou les habitats protégés (SEPA 2019a).

7.1.2. Plan d'échantillonnage potentiel

L'emplacement, la taille et la forme des panaches de rejet d'eau de bain ainsi que la concentration de pesticide dans le panache varient selon les rejets et selon le temps, le pesticide, l'emplacement, la configuration de l'exploitation et la procédure d'administration du traitement. La taille initiale typique d'un panache de rejet associé à un traitement au moyen de bâches par bain avec pesticide est de 31 m, soit le diamètre d'un parc en filet circulaire de 100 m. La distance entre les points de la grille dans un modèle triangulaire quadrillé doit donc être de 30 m pour garantir la détection du panache de rejet initial. Une zone d'exposition potentielle (ZEP) typique associée à ce rejet a un rayon de plusieurs kilomètres et couvre donc une superficie de plusieurs millions de mètres carrés (Page *et al.* 2023a). Cela signifie qu'il faut échantillonner un grand nombre de points de grille pour s'assurer de détecter le panache de rejet initial. Ceci n'est clairement pas pratique ni rentable. Même si le nombre de points de grille nécessaires diminue avec le temps écoulé après le rejet, l'effort d'échantillonnage restera probablement peu pratique, car la taille du panache augmentera et l'espacement des échantillons pourrait augmenter aussi. Ces difficultés deviennent particulièrement importantes lorsque les concentrations et/ou les effets des pesticides sont persistants.

Les contraintes ci-dessus empêchent donc de concevoir et d'appliquer un plan d'échantillonnage qui fournira des renseignements significatifs. Toutefois, lorsqu'on utilise un indicateur visuel (p. ex. un colorant), un plan fondé sur le jugement pourrait convenir pour la surveillance des rejets d'eau de bain subséquents aux traitements antiparasitaires des cages en filet. Un plan d'échantillonnage probabiliste n'est pas réalisable, car la concentration et l'emplacement d'un panache de colorant changent rapidement, compte tenu de la capacité d'échantillonnage. La manière la plus efficace d'échantillonner les rejets de pesticide d'eau de bain consiste probablement à échantillonner les concentrations en bout de tuyau pour la totalité ou un sous-ensemble des rejets et à échantillonner de manière sélective un sous-ensemble de rejets individuels.

7.1.2.1. Échantillonnage des rejets subséquents à un traitement avec bâches

Les rejets associés à un traitement au moyen de bâches commencent dès que l'exploitant retire la bâche qui entoure la cage. Le rejet se termine lorsqu'il n'y a plus de pesticide mesurable dans la cage. La durée du rejet est de quelques minutes à plusieurs heures (Page *et al.* 2015). L'emplacement du rejet en bout de tuyau est défini par le bord aval du périmètre de la cage traitée.

On devrait caractériser la solution mère de pesticide en consignait le volume total de la solution et en prélevant trois échantillons d'eau (haut, milieu, bas) de 100 mL dans le contenant de la solution avant de l'introduire dans le volume bûché pour déterminer la concentration chimique du principe actif. L'échantillonnage en bout de tuyau, dans le cas d'un traitement au moyen de bâches, devrait consister en un échantillonnage aléatoire des concentrations à l'intérieur de l'enceinte de la cage dans les 15 minutes précédant le retrait de la bâche. Il faut estimer le volume de l'eau de bain (superficie de la cage x profondeur estimée de la bâche) et le diviser en quarts de surface et en deux couches de profondeur (moitié supérieure et moitié inférieure). L'emplacement des échantillons dans chaque strate devrait être aléatoire (figure 6). On pourrait ajouter une strate centrale pour s'assurer que les échantillons ne proviennent pas tous des bords de la cage.

Cette approche permettra d'estimer la quantité totale de produit chimique utilisé dans le traitement et sa concentration au moment du rejet dans l'environnement. Ces données peuvent être comparées aux doses de traitement prévues à des fins de conformité et de modélisation et pour déterminer si les concentrations initiales sont homogènes. Si les concentrations initiales ne sont pas homogènes, il peut exister des zones qui dépassent les concentrations prévues. Il est nécessaire d'obtenir les quantités totales pour certaines méthodes d'estimation de l'exposition et pour pouvoir tenir compte du bilan massique. Il devrait toujours être possible de réaliser l'échantillonnage à l'intérieur de la source juste avant le rejet, et cela devrait être effectué pour tout rejet devant être surveillé.

La meilleure façon d'échantillonner les panaches de rejet sinueux est d'ajouter un traceur visible à la solution mère de pesticide avant son introduction dans l'eau du bain. On échantillonne ensuite la partie visible du panache de rejet. L'échantillonnage de l'eau devrait être réalisé immédiatement après le rejet, car les pesticides se diluent rapidement et la probabilité de détecter les zones d'exposition et d'effet après une série de traitements au pesticide est très limitée. Le choix des échantillons d'après les estimations visuelles des concentrations de colorant constitue un échantillonnage par jugement visuel. Cette approche réduit grandement la zone totale à échantillonner et le nombre total d'échantillons à prélever, tout en permettant de délimiter le panache de rejet et de l'échantillonner pour mesurer la concentration du produit chimique.

Au moins un point d'échantillonnage doit être immédiatement adjacent au bord extérieur de la cage traitée (figure 6). Cet emplacement devrait être échantillonné à plusieurs profondeurs (2,

5, 10 et 15 - 20 m) dans les 15 minutes suivant le retrait de la bêche afin d'estimer la répartition verticale du pesticide immédiatement après son entrée dans l'environnement. Cet échantillonnage fournira une estimation de la durée du rejet et de la répartition initiale en profondeur. En outre, des échantillons devraient être prélevés dans la zone observée de concentration maximale du colorant à des intervalles de 30 à 60 minutes pour caractériser la réduction temporelle de la concentration maximale de pesticide (figure 7). Ces échantillons devraient être prélevés à plusieurs profondeurs (2, 5, 10 et 15 - 20 m) et si possible à plusieurs points horizontaux dans la zone maximale perçue. De plus, on doit consigner la position et l'heure (GMT) de chaque échantillon. Cela permettra de calculer une concentration moyenne pour chaque fenêtre temporelle d'échantillonnage, d'estimer la vitesse de diminution de la concentration maximale et de calculer la distance à partir de laquelle les concentrations sont inférieures au niveau préoccupant. Par exemple, l'échantillonnage de quatre profondeurs à quatre points différents donnerait un total de 16 échantillons. Il serait préférable de répéter l'échantillonnage à chaque emplacement, ce qui donnerait un total de 32 échantillons.

Lorsque la concentration de colorant indique que le fond marin est exposé, on devrait prélever plusieurs échantillons de fond (au moins trois) à proximité du lieu d'exposition observé après la dissipation du panache. Si des changements sont susceptibles de survenir dans le milieu benthique après une exposition, il reviendra aux parties intéressées de déterminer si ces changements doivent être considérés comme significatifs.

Un échantillonnage plus approfondi des dépôts peut être effectué afin d'estimer la distribution spatiale du pesticide. Cet échantillonnage pourrait consister à prélever des échantillons dans toute la zone du traceur pour établir une courbe d'étalonnage reliant la concentration du traceur à la concentration du pesticide, et à recueillir d'autres données (p. ex. transects du traceur, photographies aériennes) pour indiquer le domaine spatial du panache du traceur. L'échantillonnage pourrait également consister en un transect réalisé le long du grand axe du panache du traceur en évolution et s'étendant au-delà du traceur visible (figure 8). Cette approche permet d'estimer les lieux et les moments où la concentration est égale à la concentration seuil, mais ne permet pas d'estimer la forme et la taille de la zone d'exposition.

Tous les plans d'échantillonnage doivent tenir compte du temps nécessaire pour prélever chaque échantillon en fonction de l'étendue spatiale du panache, de la vitesse à laquelle sa taille et son emplacement changent, et de la vitesse à laquelle la concentration de traceur et de pesticides est censée diminuer. Dans de nombreux cas, ces facteurs font en sorte qu'il n'est possible de prélever que quelques échantillons dans chaque intervalle d'échantillonnage. L'élaboration du plan doit donc établir l'objectif premier de l'échantillonnage, soit la réduction temporelle de la concentration maximale, la détermination de la distance à laquelle la concentration diminue sous un seuil, ou encore la détermination de la zone de l'exposition.

L'échantillonnage d'ensembles ordonnés peut également convenir pour les pesticides lorsque l'intensité du traceur visible du pesticide (p. ex. l'intensité visuelle du colorant, sa fluorescence ou encore sa turbidité) sert d'indicateur de dépistage et que les échantillons sont prélevés dans des bouteilles d'eau pour des analyses détaillées afin de déterminer la concentration de pesticide. Toutefois, il est inutile d'attribuer de manière aléatoire plusieurs points d'échantillonnage après que l'emplacement a été détecté et classé, en raison de l'évolution rapide de la taille et de l'emplacement du panache de pesticide/traceur.

L'échantillonnage ci-dessus se concentre sur des événements de rejets individuels et ne permet pas d'estimer la zone d'exposition totale ou cumulative associée au traitement de plusieurs cages en filet et aux traitements multiples par cage en filet, à moins que tous les événements de rejet ne soient échantillonnés. Cependant, l'échantillonnage de tous les événements n'est

généralement pas réalisable, de sorte que l'exposition cumulative devra être estimée à l'aide de modèles validés.

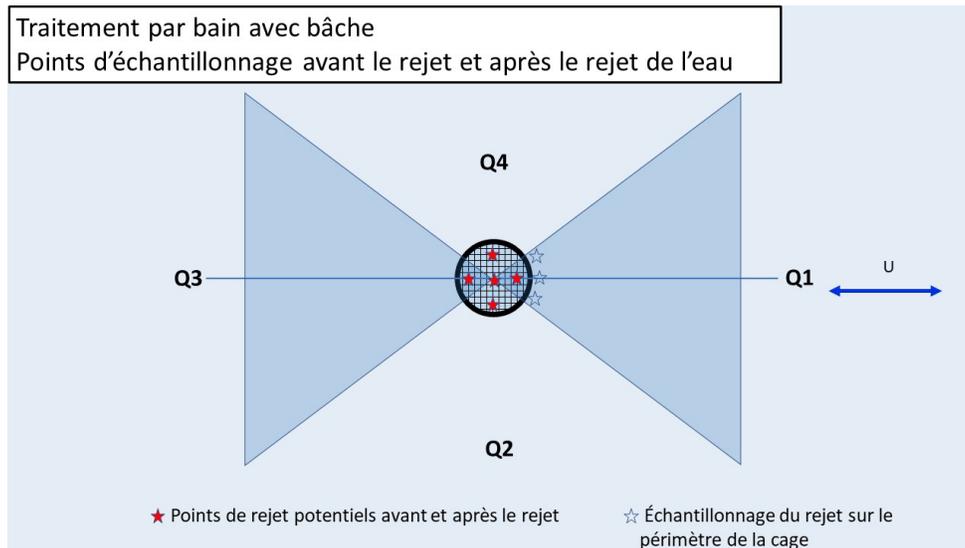
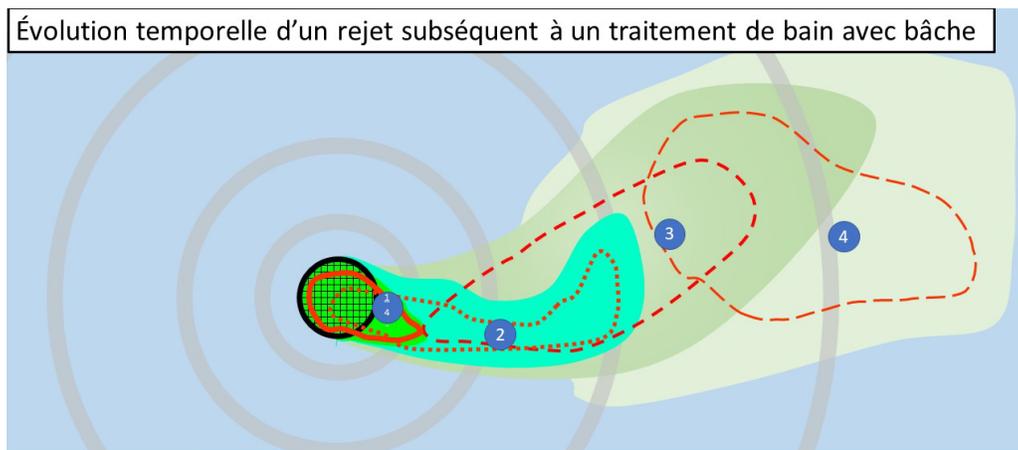


Figure 6. Diagramme illustrant les points d'échantillonnage avant et après le rejet pour un traitement par bain avec bêche. À chaque emplacement, des échantillons sont prélevés à plusieurs profondeurs et à plusieurs moments. Les triangles indiquent le quadrant d'échantillonnage par rapport à la direction du courant au moment du rejet. Le cercle noir représente la cage traitée.

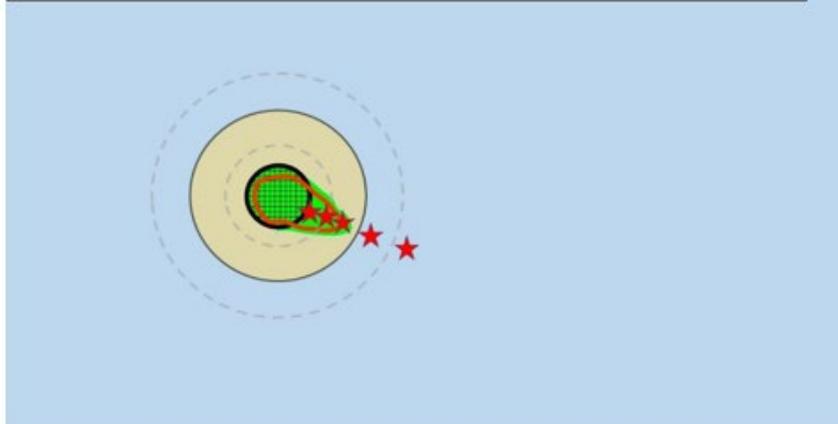


Les zones grisées représentent l'augmentation de la zone d'exposition, la diminution de la concentration et le changement de l'emplacement du rejet au fil du temps.

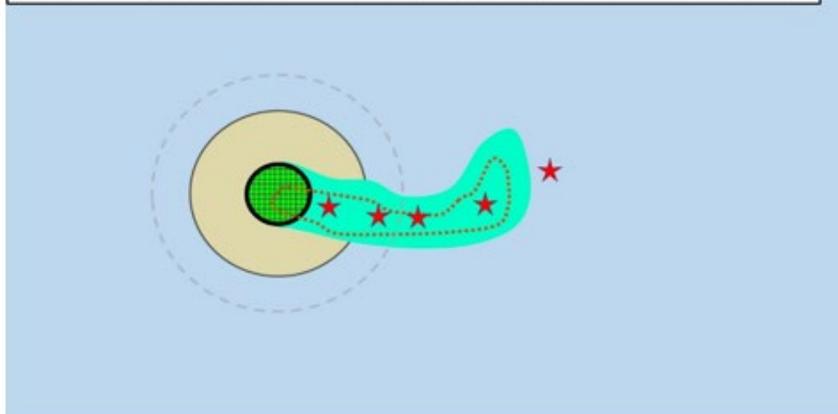
Les lignes rouges représentent le changement temporel de l'emplacement et de la taille de la zone d'exposition qui est jugée toxique.

Figure 7. Diagramme illustrant l'emplacement des points d'échantillonnage (cercles bleus) pour le suivi du rejet d'eau de bain de pesticide après un traitement de cages en filet avec bêche. Le cercle noir représente la cage traitée. Les chiffres à l'intérieur des cercles bleus indiquent la séquence temporelle des échantillons. Le point près de la cage est échantillonné chaque fois. Les autres points sont situés près du point de concentration maximale estimée du pesticide, comme l'indique l'intensité de la concentration du traceur à chaque intervalle de temps. Les polygones verts représentent la forme et l'emplacement du panache de rejet à plusieurs moments après le retrait de la bêche. Les lignes rouges tiretées indiquent les zones de concentrations toxiques. Les cercles en gris indiquent la distance radiale par rapport à la cage.

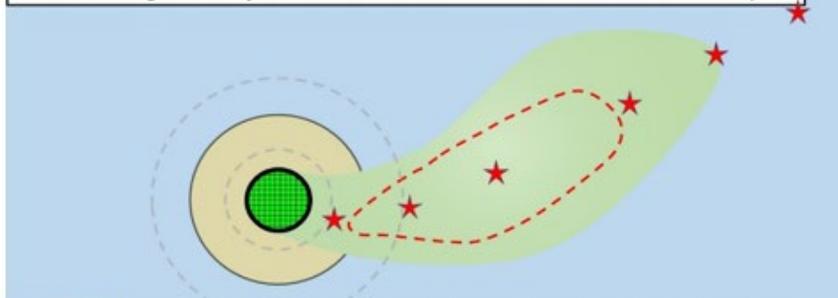
Échantillonnage d'un rejet de traitement d'eau de bain avec bêche au temps A



Échantillonnage d'un rejet de traitement d'eau de bain avec bêche au temps B



Échantillonnage d'un rejet de traitement d'eau de bain avec bêche au temps C



La zone grisée représente la zone d'exposition à une concentration donnée inférieure à la concentration seuil toxique.
La ligne en rouge représente l'emplacement et la taille de la zone d'exposition toxique.
La ligne pleine en noir indique la distance estimée, depuis la source de traitement, à laquelle la concentration seuil du produit chimique est égale au seuil toxique. Les lignes tiretées en gris indiquent l'erreur associée à la ligne pleine en noir.

Figure 8. Illustration de l'utilisation d'un transect pour l'échantillonnage d'un rejet subséquent à un traitement par bain avec bêche. Le cercle vert (contour noir épais) représente la cage traitée. Les points d'échantillonnage (étoiles rouges) sont espacés le long du grand axe du panache au moment de l'échantillonnage. Le temps A (figure du haut) représente l'échantillonnage peu après le début du rejet. Le temps B (figure du milieu) représente l'échantillonnage au temps prévu où la concentration dans le panache diminue jusqu'à la concentration seuil. Le temps C (figure du bas) représente l'échantillonnage après le temps prévu pour que la concentration dans le panache diminue jusqu'à la concentration seuil. Le scénario est similaire pour un traitement par bain dans un bateau vivier.

7.1.2.2. Échantillonnage des rejets par les bateaux viviers

Le rejet associé au traitement dans un bateau vivier commence dès que l'exploitant pompe l'eau du bain hors du vivier et se termine lorsque l'exploitant arrête la pompe. La durée du rejet est de quelques dizaines de minutes (20 - 40 minutes) et il peut y avoir plusieurs rejets par jour pendant plusieurs jours. L'emplacement du rejet en bout de tuyau est défini comme étant l'extrémité du tuyau de rejet par le bateau vivier, au point où les effluents entrent dans le milieu récepteur. Pour chaque traitement, il peut y avoir deux rejets, un de chaque côté du bateau. Si le bateau vivier est arrimé à la cage en filet (figure 9), l'un des rejets peut pénétrer directement dans la cage.

La plupart des éléments du plan d'échantillonnage pour les rejets par les bateaux viviers sont les mêmes que pour les rejets à la suite d'un traitement au moyen de bâches. Les principales différences concernent la mesure de la solution mère et la mesure à l'extrémité du tuyau. Nous décrivons ci-dessous les détails de l'échantillonnage pour les bateaux viviers. Pour l'échantillonnage de la partie sinueuse du rejet (figure 10), voir la section précédente (7.1.2.1, Échantillonnage des rejets subséquents à un traitement au moyen de bâches).

Tout comme pour le traitement au moyen de bâches, on devrait caractériser la solution mère de pesticide en consignnant le volume total de la solution et en prélevant un échantillon d'eau de 100 mL dans le contenant de la solution avant de la déverser dans le volume du vivier pour déterminer la concentration chimique du principe actif. On devrait commencer l'échantillonnage en prélevant l'eau de traitement à l'intérieur du volume du vivier 15 minutes avant le début du rejet. Tout comme pour le traitement au moyen de bâches, on devrait consigner et mesurer le volume ou la quantité totale de produit chimique de traitement et sa concentration avant le rejet dans l'environnement. Le volume du vivier devrait être fourni par l'exploitant du navire et le volume d'eau du bain devrait être mesuré en fonction de la proportion du vivier qui est remplie. On devrait prélever au moins trois échantillons et, si possible, à différents endroits du vivier. Il est nécessaire de mesurer les concentrations dans le rejet pour déterminer si les doses de traitement sont atteintes et si les concentrations initiales sont homogènes. Si la concentration initiale n'est pas homogène, il peut exister des zones à l'intérieur desquelles les concentrations sont supérieures ou inférieures aux valeurs prévues. Les quantités totales sont nécessaires pour certaines méthodes d'estimation de l'exposition et pour permettre le calcul du bilan massique. Il devrait toujours être possible de prélever des échantillons à l'intérieur de la source juste avant le rejet, et on devrait le faire pour tout rejet devant être surveillé.

Lorsque le rejet a commencé, on devrait prélever des échantillons à l'extrémité du tuyau à plusieurs reprises pendant tout le rejet (figure 9). On devrait prélever des échantillons au moins à trois moments : dans les 5 minutes suivant le début du rejet, au milieu du rejet et 5 minutes avant la fin du rejet. Chaque fois, les échantillons devraient être prélevés à la profondeur de rejet (dans le premier mètre), ainsi qu'à 2 et 5 m sous la profondeur de rejet. Cette plage de profondeurs devrait correspondre à la profondeur de pénétration prévue d'un jet horizontal (Page *et al.* 2015) et permettra d'obtenir un minimum de neuf échantillons par rejet surveillé.

Traitement par bain avec bâche
Points d'échantillonnage avant le rejet et après le rejet de l'eau

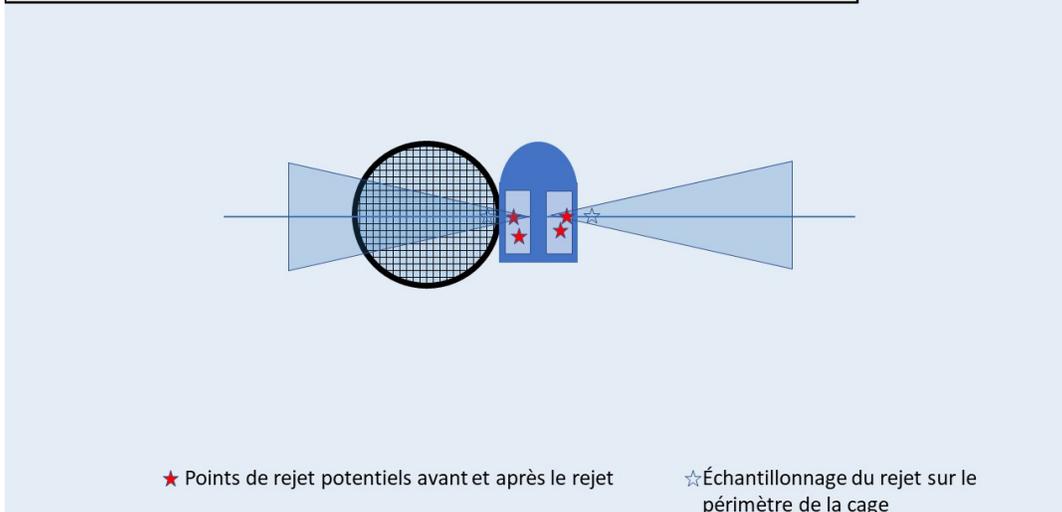
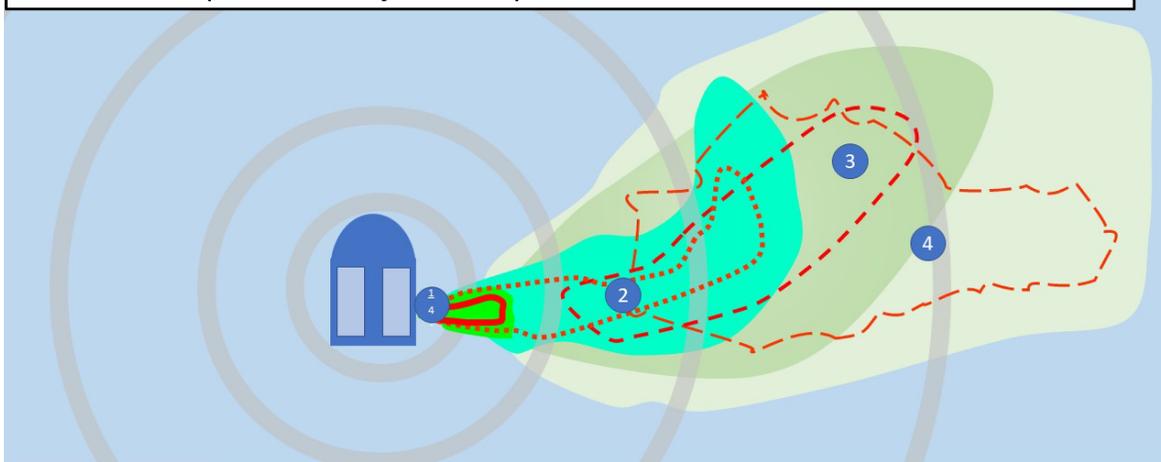


Figure 9. Diagramme illustrant les points d'échantillonnage avant et après le rejet pour un traitement dans un bateau vivier. À chaque emplacement, des échantillons sont prélevés à plusieurs profondeurs et à plusieurs moments. Le cercle noir représente la cage traitée. Les rectangles à l'intérieur du bateau vivier représentent les viviers dans lesquels le traitement a lieu. Les triangles illustrent les points d'échantillonnage avant le rejet (en rouge) et dans le rejet expulsé.

Évolution temporelle du rejet subséquent à un traitement dans un bateau vivier



Les zones grisées représentent l'augmentation de la zone d'exposition, la diminution de la concentration et le changement de l'emplacement du rejet au fil du temps.

Les lignes rouges représentent le changement temporel de l'emplacement et de la taille de la zone d'exposition qui est jugée toxique.

Figure 10. Diagramme illustrant l'emplacement des points d'échantillonnage (cercles bleus) pour la surveillance du rejet de l'eau de bain avec pesticide à la suite d'un traitement dans un bateau vivier. Les chiffres à l'intérieur des cercles bleus indiquent la séquence temporelle d'échantillonnage. Le point situé près du bateau vivier est échantillonné chaque fois. Les autres points sont situés près du point de concentration maximale estimée du pesticide, comme l'indique l'intensité de la concentration du traceur à chaque intervalle de temps. Les polygones verts représentent la forme et l'emplacement du panache de rejet à plusieurs moments après le début du rejet. Les lignes tiretées rouges indiquent les zones de concentration toxique. Les cercles gris indiquent la distance radiale par rapport au bateau vivier.

7.2. MÉDICAMENTS

À l'heure actuelle, le Canada n'exige pas que l'on effectue un relevé de référence consistant à mesurer les médicaments et n'exige pas de surveillance post-dépôt à la suite des rejets de médicaments. Pêches et Océans Canada exige un préavis de traitement de 72 heures, mais n'exige pas d'autorisation pour les traitements individuels, et les évaluations des effets environnementaux propres à chaque site en sont seulement à leurs débuts. Il n'existe pas encore de seuils de conformité pour les rejets de médicaments (du moins pas à notre connaissance), mais ils sont en cours d'élaboration. Pour soutenir ce processus d'élaboration, nous supposons qu'il peut y avoir plusieurs objectifs pertinents pour la conception d'un programme d'échantillonnage de rejets de médicaments, notamment :

- déterminer la quantité et la concentration du produit chimique rejeté dans l'environnement, c.-à-d. prélever un échantillon avant le traitement par voie alimentaire;
- estimer l'emplacement et la superficie du fond marin exposé au pesticide déversé;
- estimer la distance par rapport aux lieux de rejet où la concentration préoccupante est dépassée;
- estimer la tendance temporelle dans la zone d'exposition, la concentration de la substance chimique et l'effet;
- estimer s'il y a eu un effet sur l'habitat et les organismes dans les zones exposées;
- estimer si une résistance aux antimicrobiens s'est développée dans les zones exposées.

Ces objectifs servent plusieurs fins : réunir des données utiles pour l'évaluation de la conformité à l'évaluation de la conformité, fournir des valeurs initiales pour les prévisions des modèles, fournir des observations adaptées aux fins de conformité potentielle, et réaliser des observations convenant à l'évaluation et au développement des modèles. Ces renseignements seront utiles pour de nombreux utilisateurs, y compris les chercheurs, les organismes de réglementation et les exploitants.

On suppose également que les décideurs voudront connaître les incertitudes associées aux résultats, notamment la variabilité spatiale et temporelle, afin d'équilibrer les coûts et les avantages, c.-à-d. la capacité de détecter et d'interpréter le signal dans les limites du niveau de tolérance souhaité. Pour atteindre ces objectifs, il est utile de recourir à une approche de planification systématique comme celle qui est décrite au début du présent document.

Par rapport à l'échantillonnage post-dépôt des matières organiques, pour lequel il existe une expérience considérable, relativement peu de travaux d'échantillonnage post-dépôt ont été effectués en ce qui concerne les médicaments. Il convient de noter que les rejets et les dépôts de matières organiques dus aux exploitations piscicoles avec cages diffèrent des rejets et des dépôts de médicament sur plusieurs points importants. Les rejets de matières organiques se déposent tous les jours, voire plusieurs fois par jour, et comprennent la décantation, le dépôt et la remobilisation des résidus alimentaires et des matières fécales. Les rejets de résidus alimentaires contenant des médicaments ne se produisent que pendant quelques jours, mais probablement plusieurs fois par jour. Les rejets de matières fécales se produisent tous les jours pendant des mois, ils contiennent des quantités décroissantes de médicaments et ils comportent des composants dissous ainsi que des composants qui se déposent. Cela signifie que le caractère dispersé des rejets et des dépôts de médicaments peut être plus important que ceux qui sont associés aux dépôts de matières organiques. La persistance de la charge organique et de la charge médicamenteuse peut également différer. Ces différences indiquent qu'un plan d'échantillonnage basé sur les estimations des dépôts de matières organiques est

potentiellement inadéquat pour caractériser la répartition spatiale et temporelle des concentrations de médicament.

L'échantillonnage des rejets de médicaments par les exploitations piscicoles avec cages en filet a été, la plupart du temps, une activité de recherche plutôt qu'une activité visant à déterminer la conformité, et était principalement basé sur un plan d'échantillonnage fondé sur le jugement qui cherchait à mesurer la concentration chimique et parfois les effets biologiques, notamment ceux sur la biodiversité (annexe A). On devrait probablement considérer les activités d'échantillonnage passées comme des exercices d'évaluation préliminaire ou de cadrage, et elles ont donné des indications précieuses concernant la conception d'un échantillonnage plus probabiliste. Parmi les limites des programmes d'échantillonnage (qui ne sont pas nécessairement communes à tous les travaux examinés), mentionnons la faible taille des échantillons, la faiblesse des plans d'échantillonnage, l'inefficacité des méthodes de collecte des échantillons (p. ex. les bennes ne capturent pas la couche superficielle de floc), et la difficulté d'obtenir des échantillons synoptiques.

Certains échantillonnages récents effectués par le MPO étaient raisonnablement complets sur le plan spatial et suivaient un programme d'échantillonnage avec quadrillage structuré (annexe B). Les grilles, ou quadrillages, couvraient plus d'un kilomètre à partir de l'exploitation piscicole et l'espacement des points d'échantillonnage était de l'ordre de 100 m ou plus. Les résultats indiquent que certains médicaments étaient présents dans une grande partie des domaines d'échantillonnage, et jusqu'à 1,5 km des exploitations piscicoles, les concentrations les plus élevées étant souvent trouvées juste à côté ou près des exploitations traitées.

7.2.1. SEPA

La SEPA (2019b) a récemment révisé son plan d'échantillonnage et a adopté une approche à deux niveaux pour l'échantillonnage. Cette approche est encore en cours d'élaboration et comprend jusqu'à présent la définition de la zone d'échantillonnage, la fenêtre temporelle d'échantillonnage et les points de décision pour la zone autorisée et l'intensité des effets. Le premier niveau est réalisé avant l'exploitation d'un site nouveau ou modifié et fait partie du processus d'évaluation de référence du fond marin (ERFM) préalable à la demande d'exploitation du site. Le deuxième niveau est réalisé après que le site est devenu opérationnel et vise à vérifier le respect des seuils environnementaux réglementaires. Ce niveau est désigné par l'expression « surveillance des fonds marins et de la qualité de l'eau » (SFMQE)

Le premier niveau vise à délimiter les types de fond marin et d'habitat dans l'ERFM. La SEPA a défini la zone d'intérêt pour l'ERFM comme étant soit la zone de mélange autorisée (ZMA) prolongée de 50 m dans toutes les directions, soit la zone située à une distance de 150 m des bords des cages, la plus grande des deux zones étant retenue. La ZMA est la zone dans laquelle l'effet d'une pisciculture est autorisé. On calcule la superficie de la ZMA en appliquant un rayon de 100 m autour du bord de chaque cage et en générant une coque rectangulaire autour des extrémités de ces rayons. La forme et l'emplacement de la zone de mélange sont déterminés à partir d'un modèle prévoyant la concentration du produit chimique déversé sur le fond. Il semble que l'on doive établir des courbes de niveau à partir des résultats du modèle, puis calculer la superficie à l'intérieur de la courbe de niveau représentant la concentration seuil. Si cette superficie est supérieure à celle de la ZMA, le modèle doit être réexécuté avec des intrants différents jusqu'à ce que l'on obtienne une disposition de l'exploitation qui réponde aux besoins de traitement et respecte les seuils environnementaux. Une fois qu'une zone modélisée satisfaisante est générée, la zone située à l'intérieur de la courbe de niveau seuil devient la ZMA opérationnelle. Les ZMA prévues semblent être indépendantes du type d'habitat, c.-à-d. que les zones ne sont pas modifiées en fonction des types d'habitat.

L'objectif de l'échantillonnage de deuxième niveau est de quantifier les caractéristiques physiques et biologiques de l'habitat du fond meuble; les activités d'échantillonnage combiné sont considérées comme faisant partie de l'évaluation de référence du fond marin.

L'échantillonnage quantitatif de deuxième niveau comprend un relevé aléatoire de chacune des zones de fond meuble (c.-à-d. les strates pouvant être échantillonnées à l'aide de bennes) identifiées à partir des résultats de l'échantillonnage de premier niveau, et un relevé visuel plus détaillé des strates de fond dur (c.-à-d. les strates qui ne peuvent être échantillonnées à l'aide de bennes). Chaque strate doit être divisée en une grille composée de cellules carrées dont la longueur est proportionnelle à la taille de la strate (le facteur de proportionnalité n'est pas défini par la SEPA). Un minimum de cinq cellules de grille doit être choisi au hasard pour chaque strate et un point d'échantillonnage doit être choisi au hasard dans chaque cellule de grille choisie.

Chaque échantillon de fond meuble prélevé à la benne doit être analysé pour déterminer les invertébrés benthiques, la granulométrie des particules, le carbone organique total et les résidus chimiques si on a déjà utilisé des médicaments par voie alimentaire dans le plan d'eau concerné ou dans la zone plus large dans laquelle l'exploitation doit être située. Il y aurait probablement lieu d'analyser les enregistrements visuels pour déterminer la présence et l'abondance de la macrofaune et de la flore.

L'évaluation ou l'échantillonnage de référence ci-dessus a pour but de déterminer et de caractériser les types d'habitat à l'intérieur et immédiatement à l'extérieur de la ZMA. Cela permet d'établir la présence et l'emplacement de toute caractéristique importante sur le plan écologique, social ou culturel dans la zone d'échantillonnage de référence et dans la ZMA prévue, et d'établir un niveau de fond pour les résidus chimiques dans les strates de fond meuble. Ces renseignements sont utilisés dans la conception d'un plan d'échantillonnage de conformité.

La surveillance aux fins de conformité, c'est-à-dire la surveillance selon le plan SFMQE, repose sur un plan d'échantillonnage basé sur des transects dont l'objectif est de déterminer si les NQE pertinentes sont respectées. L'échantillonnage vise à déterminer si les résidus chimiques à l'intérieur et immédiatement à l'extérieur de la ZMA définie sont inférieurs aux seuils spécifiés en champ proche et en champ lointain, respectivement. La SFMQE est un plan à gradients et transects multiples. Un minimum de quatre transects orthogonaux est requis, l'emplacement des transects devant être aligné avec le grand axe et le petit axe de la zone d'effet prévue. Chaque transect doit commencer sur le bord d'une cage et s'étendre à 50 m au-delà de la ZMA, soit à 150 m du bord de la cage, selon la plus grande de ces deux distances. La direction de ces transects doit s'éloigner des cages et se diriger vers le bord de la zone d'effet prévue. Le choix exact de l'emplacement des transects (origine et direction) dépend de l'emplacement et de la forme des types d'habitat, ainsi que de la forme et de l'orientation de la zone d'effet prévue. S'il y a un seul type d'habitat sur fond meuble et une seule zone d'effet prévue de forme elliptique, le nombre minimal de transects doit être orthogonal et aligné avec le grand axe et le petit axe de la zone d'effet prévue. Lorsque le type d'habitat est hétérogène, c.-à-d. qu'il y a plus d'un type d'habitat, que la zone d'effet prévue n'est pas elliptique ou que les strates d'habitat sont de forme irrégulière et ne peuvent être échantillonnées de manière simple, il peut s'avérer nécessaire d'utiliser des transects supplémentaires et/ou des orientations de transect modifiées, les détails devant être déterminés au cas par cas conjointement avec la SEPA. Le cas échéant, les transects ne seront pas toujours perpendiculaires au réseau de cages en filet.

L'échantillonnage le long de chaque transect doit comprendre un minimum de sept points d'échantillonnage, dont un point situé près du bord d'une cage, un autre au bord de la ZMA et

au moins deux à des endroits situés au-delà de la ZMA. La séparation entre chaque point doit être d'au moins 10 m, mais une distance de 25 m est préférable.

Le plan d'échantillonnage de la SEPA aux fins de la conformité garantit que les échantillons sont prélevés à l'intérieur et à l'extérieur de la ZMA. La probabilité de détecter les dépôts et les effets à l'intérieur de ces zones dépend de trois facteurs : l'espacement et l'orientation des transects, l'espacement des points d'échantillonnage le long de chaque transect, et la précision et la résolution du modèle utilisé pour définir la ZMA. Lorsque la distance entre les transects est supérieure à la taille des dépôts, la probabilité de détecter ou de croiser des dépôts sera inférieure à un. L'emplacement des transects dépend de la forme et de l'emplacement de la zone d'effet admissible prévue. La probabilité que l'échantillonnage détecte une zone d'effet dépend donc de l'exactitude et de la précision du modèle. On sait que l'exactitude des modèles existants n'est pas bien évaluée (Page *et al.* 2023b), et qu'elle est généralement inconnue pour la plupart des sites. Pour la configuration du modèle DEPMOD (SEPA 2005), la SEPA recommande que l'accumulation des dépôts soit calculée (c.-à-d. lissée) sur des zones de 625 m² (cellules de grille carrée de 25 m x 25 m), une superficie beaucoup plus grande que celles qui sont associées aux unités d'échantillonnage. Le caractère dispersé des concentrations de dépôts dans les zones du quadrillage et dans l'environnement n'est pas pris en considération. Cela signifie que la probabilité de détecter un panache de rejet ou un effet n'est pas bien caractérisée. Le caractère dispersé ou la variance est susceptible d'être plus important pour les scénarios de rejet ou de traitement unique que pour les scénarios de rejets et de traitements multiples, car les scénarios de rejets multiples comprennent un nombre plus grand de moments et d'emplacements de rejet et couvrent un plus large éventail de conditions hydrographiques.

L'espacement requis des échantillons le long de chaque transect est suffisant pour détecter des dépôts homogènes de médicaments rejetés à la suite d'un traitement alimentaire, et dont la taille est similaire ou supérieure à la taille de la cage en filet, en supposant que le transect dans son ensemble traverse le dépôt. L'espacement des échantillons doit être similaire à l'échelle de longueur des dépôts pour que la probabilité de les détecter soit élevée. Les rejets de pesticide et de médicament provenant de l'exploitation de cages en filet couvrent des échelles de longueur initiales similaires à la taille, au diamètre ou au rayon des cages dans le réseau de cages de l'exploitation. Le caractère morcelé des panaches n'est pas bien documenté ni pris en compte.

Le calendrier de mise en œuvre de la SFMQE correspond au moment où il est probable que l'effet le plus important sera observé. Ce moment doit être déterminé pour chaque exploitation piscicole. Pour les effets associés aux rejets typiques de l'exploitation, par exemple les matières organiques, ce moment doit se situer dans une période de 30 jours qui englobe le moment où la biomasse maximale sur le site a été réduite à 75 % de la valeur maximale. Pour ce qui est de l'échantillonnage associé aux traitements médicamenteux par l'alimentation des animaux et aux rejets de benzoate d'éthéromectine, l'échantillonnage doit avoir lieu dans un délai de 80 à 169 jours après l'arrêt du dernier traitement du cycle de production. Il faut donc tenir compte des calendriers de traitement prévus et de la logistique associée à la conception et à la mise en œuvre de l'échantillonnage. Le calendrier d'échantillonnage et les considérations logistiques pour les autres produits chimiques n'ont pas été précisés.

Les règles de décision associées au programme de la SEPA comprennent le respect des critères de zone et des critères d'intensité. Les critères d'intensité comprennent les concentrations seuils en champ proche (à l'intérieur de la ZMA) et en champ lointain (immédiatement adjacent à la ZMA et en dehors de celle-ci). Il n'est pas clair si les seuils d'intensité s'appliquent aux mesures individuelles ou aux moyennes spatiales : les anciens critères de la SEPA stipulaient que la concentration moyenne en champ proche (définie comme

étant la zone entre le bord de la cage et 25 m du bord) ne pouvait pas dépasser une concentration seuil aiguë ou en champ proche, et qu'aucune valeur parmi les échantillons prélevés à l'extérieur de la zone de mélange autorisée ne devait être supérieure à la concentration seuil chronique ou en champ lointain (SEPA 2005). Nous n'avons pas encore reçu de clarification de la part de la SEPA concernant leurs nouvelles règles de décision.

L'approche de la SEPA présente plusieurs caractéristiques importantes pour un plan d'échantillonnage, notamment :

- Un relevé ou une évaluation de référence et un plan d'échantillonnage de conformité doivent être présentés à la SEPA avant le traitement, car les traitements doivent être autorisés avant de pouvoir être réalisés;
- Le domaine spatial à échantillonner est défini et doit être inférieur ou égal à une superficie maximale en mètres carrés. Le domaine a une limite spatiale précise, c'est-à-dire l'ensemble des coordonnées géographiques associées aux prévisions, pour un site donné (selon un modèle), des courbes de niveau des concentrations de produit chimique qui sont égales au seuil en champ lointain, c.-à-d. à la concentration chronique. Les incertitudes dans les prévisions du modèle ne sont probablement pas prises en compte. Le domaine est propre à chaque type de rejet, c.-à-d. pour chaque produit chimique.
- Une évaluation probabiliste de référence est effectuée pour définir les types d'habitat de fond et les mesures quantitatives de référence des paramètres requis aux fins de conformité.
- L'échantillonnage de conformité basé sur le jugement est effectué après le début des activités sur le site.
- Le plan d'échantillonnage de conformité est un plan de type gradient, c.-à-d. qu'on utilise des transects dont l'emplacement repose sur le jugement plutôt que sur un choix aléatoire. L'origine et l'orientation des transects peuvent être ajustées en fonction du jugement et des connaissances concernant le type de fond marin et d'habitat du fond. L'emplacement des transects peut différer pour chaque type de rejet, car la zone de mélange autorisée peut varier selon les types de rejet et les scénarios.
- Les critères de décision aux fins de conformité sont les suivants : la concentration moyenne dans la zone de mélange autorisée doit être inférieure à une concentration seuil aiguë, et toute concentration à l'extérieur des limites de la ZMA doit être inférieure à une concentration seuil chronique.
- Le plan d'échantillonnage de conformité est basé sur le jugement et ne permet donc pas des inférences statistiques aux fins de conformité. De plus, les ajustements du plan d'échantillonnage ne peuvent pas être évalués en ce qui concerne les changements de la certitude aux fins de conformité.

7.2.2. Plan d'échantillonnage potentiel

L'emplacement, la taille et la forme des panaches de rejet de médicaments et de la zone de dépôt, ainsi que la concentration de médicament dans cette zone, varient d'un rejet à l'autre en fonction du temps, du médicament administré, de l'emplacement du rejet, de la disposition de l'exploitation piscicole et de la procédure d'administration du traitement. Contrairement à un échantillonnage subséquent à un traitement par pesticide de bain, il n'est pas nécessaire d'échantillonner les panaches transitoires et sinueuses de rejet de médicaments, et on peut retarder l'échantillonnage jusqu'à ce que le médicament se dépose sur le fond marin. Cependant, comme pour les pesticides lorsqu'on n'utilise pas de traceur, la zone et

l'emplacement du dépôt ne sont pas visibles, et il faut donc d'abord déterminer la zone de dépôt. En raison des problèmes associés à l'échantillonnage des rejets de médicaments, il faut envisager la possibilité d'employer un plan d'échantillonnage probabiliste.

La taille typique d'un rejet initial associé à un traitement thérapeutique est de 31 m, ce qui est le diamètre d'un parc en filet circulaire. La distance entre les points de grille dans un modèle triangulaire quadrillé doit donc être de 30 m pour garantir la détection de la zone du panache initial. La taille du panache augmente au fur et à mesure qu'il s'enfonce dans la colonne d'eau. La taille maximale est atteinte lorsque le panache atteint le fond marin et dépend de la vitesse de descente et de la profondeur de l'eau (Page *et al.* 2023b). Plus la taille du panache augmente, plus l'espacement de la grille nécessaire à la détection du panache augmente également. L'empreinte totale du dépôt sera due à l'accumulation de plusieurs panaches de rejet. Comme l'empreinte réelle du dépôt n'est pas connue, le modèle de la ZEP peut être utilisé pour délimiter le rayon où les dépôts potentiels sont censés se produire (Page *et al.* 2023b). Une ZEP typique associée au dépôt de médicaments a un rayon de plusieurs centaines de m et couvre une superficie de plusieurs milliers ou dizaines de milliers de mètres carrés. Cela signifie qu'un grand nombre de points de grille doivent être échantillonnés pour assurer la détection du dépôt dû au rejet initial. Cela peut s'avérer ni pratique ni rentable. Même si le nombre de points de grille nécessaires diminue avec la distance par rapport au rejet, l'effort d'échantillonnage restera probablement peu pratique parce que la taille du panache augmentera avant le dépôt et que l'espacement des échantillons pourrait donc augmenter. Il est donc particulièrement important de tenir compte de ces problèmes lorsque les concentrations et/ou les effets des médicaments sont persistants, car un échantillonnage limité pourrait omettre la détection des dépôts.

La première étape consiste à déterminer si une approche basée sur le jugement ou probabiliste est souhaitée ou réalisable. L'hypothèse est qu'un plan d'échantillonnage probabiliste est souhaitable, car c'est la seule approche qui permette d'estimer les incertitudes statistiques et d'équilibrer les incertitudes de l'échantillonnage avec les niveaux de tolérance des décisions à prendre. Ces considérations statistiques ne peuvent être prises en compte si on emploie un échantillonnage basé uniquement sur le jugement. L'étape suivante consiste à concevoir le programme d'échantillonnage. Le processus doit :

- dans un premier temps, établir la zone et l'emplacement des types de fond et des dépôts;
- ensuite, il faut tenir compte des concentrations et de la variabilité (y compris la répétabilité de l'échantillonnage au sein d'un même prélèvement par benne, entre les prélèvements par benne à un même point d'échantillonnage, et le long des gradients), dans les zones exposées et/ou touchées identifiées;
- en troisième lieu, on doit calculer les statistiques et/ou les paramètres souhaités à partir des données recueillies;
- enfin, on doit prendre une décision en fonction des résultats.

Comme nous le mentionnons dans une section précédente du document, il y a plusieurs possibilités quant au choix du plan d'échantillonnage et de la répartition des échantillons dans l'espace et le temps.

7.2.2.1. Échantillonnage des rejets

Les rejets des traitements alimentaires commencent dès que l'alimentation débute et que les premières boulettes d'aliments entrent dans l'eau de la cage. Les rejets se terminent lorsque le produit chimique n'est plus présent dans les limites de la cage (y compris dans les poissons qui s'y trouvent). Les rejets comprennent principalement les résidus alimentaires et les matières

fécales. Une vue d'ensemble des modèles de rejet associés aux traitements alimentaires est présentée dans Page *et al.* (2023b).

Pour déterminer la quantité totale et la concentration du principe actif du médicament qui peut être rejetée dans l'environnement, il faut tenir des registres et prélever des échantillons. Pour les traitements alimentaires, on doit consigner la quantité d'aliments médicamenteux et le type de granulés administrés dans chaque cage au cours de chaque traitement, et prélever des échantillons d'aliments médicamenteux avant le début de l'alimentation. On devrait prélever au moins trois échantillons dans chaque lot d'aliments médicamenteux. Ensuite, on devrait analyser les échantillons pour déterminer la concentration du médicament dans l'aliment. Ces renseignements peuvent servir à estimer la quantité totale de principe actif administrée dans chaque cage au cours de chaque événement d'alimentation, et les données sur la taille des granulés permettent d'affiner les estimations du modèle sur les taux de dépôt. Ces renseignements sont utiles pour les organismes de réglementation, les chercheurs et les pisciculteurs. Il faut connaître la quantité totale de produit chimique utilisé dans le traitement et sa concentration avant le rejet dans l'environnement pour déterminer si les doses de traitement sont atteintes, si elles sont homogènes et si elles correspondent aux doses cibles précisées. Si la concentration initiale n'est pas homogène, il peut y avoir des dépôts qui dépassent les concentrations prévues. Il est également nécessaire de connaître les quantités totales pour certaines méthodes d'estimation de l'exposition et permettre l'établissement d'un bilan massique. Il devrait toujours être possible de réaliser l'échantillonnage à l'intérieur de la source juste avant le rejet, et cela devrait être effectué pour tout rejet devant être surveillé. Les organismes de réglementation et les pisciculteurs peuvent désirer savoir si les quantités de médicaments correspondent aux doses cibles et les chercheurs ont besoin de ces renseignements pour estimer par modélisation les rejets ainsi que les zones et profils d'exposition.

L'échantillonnage des résidus alimentaires et des matières fécales avant qu'ils ne se déposent au fond peut être utile aux chercheurs pour les aider à estimer le débit de rejet et la vitesse du flux de décantation, valeurs qui seront employées dans l'évaluation, le développement et l'étalonnage des modèles d'exposition. Cependant, un tel échantillonnage n'est probablement pas utile sur une base régulière pour les organismes de réglementation. Le cas échéant, on pourrait prélever des échantillons dans des strates à l'intérieur de la cage à des endroits situés en aval des événements d'alimentation. La figure 3 ci-dessous illustre un plan d'échantillonnage potentiel.

7.2.2.2. Échantillonnage aléatoire stratifié du fond marin

La première étape consiste à définir la superficie de l'exposition potentielle sur le fond marin dans la zone d'intérêt. L'emplacement des zones de dépôt et d'effet est généralement incertain et les jugements, même s'ils sont basés sur des modèles, sont eux aussi incertains en raison de l'environnement hautement dynamique dans lequel les médicaments sont libérés et parce que les prévisions des modèles existants sont souvent inexactes et imprécises.

Malheureusement, cela signifie que l'échantillonnage post-dépôt des médicaments dans l'alimentation nécessite un nombre relativement important d'échantillons et des ressources considérables. Il est donc nécessaire de procéder à une première étude systématique non destructive des fonds marins dans la zone qui définira les limites des types généraux de fonds et/ou d'habitats. Cette étape est conforme aux approches adoptées par l'EPA américaine (US EPA 2002) et la SEPA (2019b). On peut réaliser ce relevé avec un système vidéo remorqué, un système vidéo largué ou des images fixes, ou encore un sonar avec échantillonnage approprié de réalité terrain. On pourrait aussi effectuer un relevé visuel comportant plusieurs transects à la résolution requise pour caractériser avec précision l'habitat. Cette résolution variera en fonction de l'échelle des caractéristiques de l'habitat et du type de

rejet. On peut aussi obtenir des images par caméra larguée à des points précis le long des transects pour des analyses plus détaillées. L'origine de la grille de transects est choisie de façon aléatoire. Les données obtenues par ces relevés sont nécessaires pour classer les types de fond et les strates d'habitat. Dans certains cas, les données existantes peuvent être suffisantes, de sorte qu'on n'a pas besoin de ce premier relevé.

Ce relevé initial est suivi d'un deuxième effort d'échantillonnage systématique, stratifié et aléatoire conçu pour déterminer la répartition des produits chimiques rejetés. Les strates sont définies sur la base des types de fond et des intervalles de distance par rapport à l'emplacement de rejet. Au cours de ce deuxième relevé, on prélève des échantillons physiques du fond meuble en vue des analyses chimiques. Les fonds durs devront être échantillonnés par des méthodes visuelles afin de déterminer les caractéristiques visibles qui sont indicatives d'une exposition et d'un effet chimiques. La SEPA (2019b) utilise essentiellement cette approche, bien qu'elle ne choisisse pas les points d'échantillonnage de façon aléatoire. Pour choisir les points d'échantillonnage pour ce deuxième relevé, on pourrait prendre en compte la répartition des variances (T. Wilding, Scottish Association for Marine Science, communication personnelle). Les mesures résultantes pourraient servir à estimer les statistiques pour la concentration chimique (moyennes, variances, etc.) dans les strates basées sur le type de fond et la distance. On peut s'appuyer sur une combinaison de jugement et de modèles pour définir les limites des strates basées sur la distance.

Dans un autre plan d'échantillonnage potentiel, on utilise des strates basées sur la direction et la distance par rapport au réseau de cages. Des exemples de répartition des échantillons sont présentés dans la figure 11. On pourrait modifier ces points par type de fond si l'information était disponible. Le plan illustré à la figure 11 est basé sur huit limites radiales et quatre limites de distance. Ces limites combinées donnent 32 strates. Les rayons directionnels sont séparés de 45 degrés et les anneaux de distance sont déterminés comme suit : 1) le bord de la cage; 2) entre le bord de la cage et la limite de dépôt des résidus alimentaires; 3) entre la limite des dépôts de résidus alimentaires et la limite de dépôt des matières fécales; et 4) au-delà de la limite de dépôt des matières fécales. Ces intervalles de distance correspondent aux résultats de Chamberlain et Stucchi (2007), qui indiquent qu'il y a une région en champ proche principalement exposée au dépôt de résidus alimentaires et une région en champ lointain où se produit principalement le dépôt de matières fécales.

Les limites de distance par rapport au bord de la cage ou du réseau de cages sont estimées par la relation $d = uH/w_s$, où H est la profondeur d'eau représentative, w_s est la vitesse de descente représentative de la nourriture (valeur appropriée selon le type d'aliment et la taille des poissons) ou des matières fécales (valeur appropriée selon le type d'aliment, la taille des poissons et la production prévue de matières fécales), et u est la vitesse médiane du courant horizontal. Les résidus alimentaires coulent plus rapidement que les matières fécales et atteignent donc le fond de la mer plus tôt que les matières fécales. Par conséquent, la zone dans laquelle les résidus alimentaires se déposent sur le fond marin est plus petite que celle qui reçoit les matières fécales et la limite extérieure de la zone d'exposition aux résidus alimentaires est plus proche du point de rejet que pour les matières fécales. La vitesse moyenne mesurée de descente des granulés d'aliment pour salmonidés varie de 5 à 20 $\text{cm}\cdot\text{s}^{-1}$. La vitesse moyenne mesurée de descente des matières fécales bien formées des salmonidés varie de 1,5 à 7,6 $\text{cm}\cdot\text{s}^{-1}$. Les traînées de matières fécales sous forme de mucus et de boues ont une vitesse de descente beaucoup plus faible et se comportent davantage comme des particules passives (Page *et al.* 2023b). Ces taux indiquent que pour toute profondeur donnée, les matières fécales passent jusqu'à 15 fois plus longtemps, voire davantage, de temps dans la colonne d'eau que les résidus alimentaires et peuvent être transportés jusqu'à 15 fois plus loin que les résidus alimentaires. À une vitesse de descente de 10 $\text{cm}\cdot\text{s}^{-1}$, un granulé d'aliments

résiduels mettra 100 s (1,7 minute) pour couler jusqu'au fond dans 10 m d'eau et parcourra une distance horizontale de 10 m lorsque la vitesse moyenne du courant est de $0,1 \text{ m}\cdot\text{s}^{-1}$. Le même granulé parcourra 50 m horizontalement dans 50 m d'eau et 100 m horizontalement dans 100 m d'eau. Si le courant est de $0,2 \text{ m}\cdot\text{s}^{-1}$, ces distances seront doublées. Ces calculs devraient être interprétés comme des indications approximatives, c.-à-d. que les distances parcourues, la superficie occupée et les concentrations attendues peuvent varier d'un facteur de 10. Cela signifie que si une distance parcourue prévue est de 10 m, la vraie distance se situe en fait entre 1 et 100 m, si la distance prévue est de 100 m, elle peut être comprise entre 10 et 1 000 m, et si la distance prévue est de 1 000 m, elle peut être comprise entre 100 et 10 000 m. De même, si la superficie prévue d'une zone est de 100 m^2 , elle peut en fait être comprise entre 1 et 10 000 m^2 . Il en résulte qu'on peut devoir envisager dans les plans d'échantillonnage un échantillonnage sur une zone relativement grande si on s'attend à détecter le rejet.

La répartition des points d'échantillonnage dans chaque strate devrait être aléatoire. La limite extérieure du domaine d'échantillonnage se situe au-delà de la limite de décantation des matières fécales, que l'on présume être de 50 à 100 m. Ce plan est similaire à celui de la SEPA, mais il a l'avantage d'être basé sur une approche probabiliste.

Le plan ci-dessus répartit les échantillons dans l'espace et permet de combiner les mesures associées à des sous-ensembles d'échantillons pour des analyses particulières. On peut modifier la résolution spatiale du plan en changeant l'angle entre les rayons ainsi que les anneaux de distance. Dans l'exemple (figure 11), nous avons utilisé des rayons égaux séparés par un angle de 45° . Le plan permet l'établissement de lignes de niveau représentant les concentrations de produit chimique et de calculer les superficies à l'intérieur des courbes de niveau, ce qui permet de trouver le bord d'une zone à estimer (p. ex. la zone dans laquelle les concentrations sont supérieures à une valeur seuil particulière), et de calculer diverses statistiques, notamment la moyenne et la variance des concentrations à l'intérieur de chaque strate ou combinaison de strates. Le plan fournit également des renseignements utiles pour l'évaluation et l'élaboration des modèles, mais ne s'appuie pas sur des prévisions obtenues par modélisation, lesquelles pourraient être utilisées qualitativement pour décider du nombre et de la résolution des secteurs radiaux et des intervalles de tranches de distance.

Les échantillons peuvent être localisés de manière aléatoire dans chaque strate, le nombre d'échantillons étant égal pour chaque strate (échantillonnage non proportionnel lorsque les superficies des strates sont inégales) ou proportionnel à la superficie de chaque strate (échantillonnage proportionnel). Dans un échantillonnage non proportionnel, la résolution du plan d'échantillonnage diminue avec la distance des cages. Selon le taux de dispersion et le degré d'étirement du panache de rejet, il peut en résulter une probabilité plus faible de détecter le dépôt et induire des variances dans les mesures qui sont fonction de la distance. Si on utilise un seul enregistrement de courantomètre pour définir les limites des strates, on doit savoir que les déplacements prévus des aliments et des matières fécales sont très incertains au-delà de 500 m en raison de la variation spatiale des champs de courant (SEPA 2005).

Par exemple, la répartition aléatoire des points d'échantillonnage par secteur donne 32 échantillons (8 secteurs radiaux contenant chacun 4 tranches de distance), comme l'illustre la figure 11. Les valeurs moyennes des mesures peuvent être recueillies dans chaque secteur radial ou chaque secteur de distance pour être comparées aux seuils, sur une base statistique. On peut examiner les tendances de la concentration en fonction de la distance par rapport au bord de la cage en filet en regroupant toutes les données ($n = 32$) ou par sous-ensembles de secteurs directionnels. De plus, on peut estimer sur quelle superficie les concentrations sont supérieures aux valeurs seuils en dressant des courbes de niveau à partir des données mesurées. Les distances par rapport à l'exploitation où les concentrations seuils sont franchies

peuvent être estimées dans chaque secteur ou sous-ensemble de secteurs radiaux. Cette méthode tient compte du fait que l'on s'attend, d'un point de vue qualitatif, à ce que la taille des dépôts augmente avec la distance des cages en filet.

Il y a lieu de réaliser des recherches pour affiner la meilleure façon de calculer et de définir ces limites. Un plan comportant seulement quatre rayons directionnels et quatre anneaux de distance comporterait 16 strates. Dans ce cas, l'angle entre les rayons directionnels pourrait être de 90° et les anneaux de distance pourraient être déterminés comme ci-dessus. Ce modèle a une résolution spatiale passablement inférieure à celle du modèle à 32 strates.

Ce plan diffère du plan de la SEPA en ce que la répartition des échantillons est aléatoire et que les limites de distance sont basées sur des critères simples de déplacement des particules plutôt que sur une distance fixe ou un calcul de mode plus complexe (p. ex. DEPOMOD, ou la nouvelle version de DEPOMOD en cours d'évaluation par la SEPA).

On peut envisager des variations du plan ci-dessus. Par exemple, on peut éliminer les échantillons prélevés sur le bord de la cage et s'attarder plus aux autres strates. On peut aussi envisager de prélever des échantillons à l'intérieur du réseau de cages d'une exploitation donnée (figure 12). Il est possible également de limiter l'échantillonnage à un sous-ensemble de strates, par exemple les strates dans les secteurs radiaux alignés avec le courant prédominant (figure 12 et figure 13, panneaux supérieurs). Lorsque la direction du courant pendant la période de traitement est raisonnablement bien connue et qu'elle est assez constante entre les traitements, un plan d'échantillonnage par transect peut s'avérer adéquat. Si la direction du courant est incertaine ou si la cage a été traitée plusieurs fois, on devrait échantillonner les quatre quadrants, car la direction du courant est susceptible d'être différente pour chaque traitement (figure 12 et figure 13, panneaux du bas). Dans les deux cas ci-dessus, la méthode d'échantillonnage consiste essentiellement en un plan aléatoire stratifié.

La confiance dans les plans d'échantillonnage réduits viendra avec l'expérience acquise lors d'activités d'échantillonnage et de modélisation plus étendues dans l'espace.

Un effort de surveillance réduit pour chaque exploitation pourrait consister en une dizaine d'échantillons prélevés le long des bords extérieurs du réseau de cages ou dans des strates de distance en champ proche après un traitement par voie alimentaire dans l'ensemble de l'exploitation piscicole. Cela ne définira pas la zone d'exposition ou d'effet, mais pourrait donner une indication de l'ampleur des concentrations chimiques maximales dans le substrat superficiel, en supposant qu'elles se produisent en champ proche. Ces renseignements plus limités peuvent également contribuer aux évaluations des risques visant à identifier les exploitations nécessitant un échantillonnage plus important.

Les calculs par modèles et les résultats des échantillonnages préliminaires (voir Page *et al.* 2023b et l'annexe B) indiquent que les limites de distance peuvent être assez éloignées de l'exploitation, parfois de l'ordre de plusieurs kilomètres. Les résultats préliminaires de l'échantillonnage indiquent qu'il peut y avoir une zone en champ proche avec des concentrations chimiques relativement élevées et une zone en champ lointain avec des concentrations plus faibles. Pour les grandes distances prévues (> 500 m), les modèles simples seront incapables d'estimer les limites de ces zones (SEPA 2005). Les modèles hydrodynamiques à haute résolution qui sont étalonnés et validés pour la zone entourant chaque exploitation piscicole devront être couplés à des modèles de rejet pour générer des estimations en champ lointain de la répartition spatiale et des limites souhaitées de l'échantillonnage. La mise en œuvre de ces modèles n'est pas réalisable à court terme et leur exactitude et leur précision doivent être évaluées de manière plus approfondie avant qu'ils ne soient acceptés comme outils d'usage courant à des fins réglementaires. En raison du temps et du coût que cela implique, leur mise en œuvre pour tous les sites est prohibitive. Les

organismes de réglementation devront probablement évaluer si le rejet de produits chimiques susceptibles d'entraîner des concentrations toxiques sur de vastes superficies est acceptable, et gérer l'industrie en conséquence.

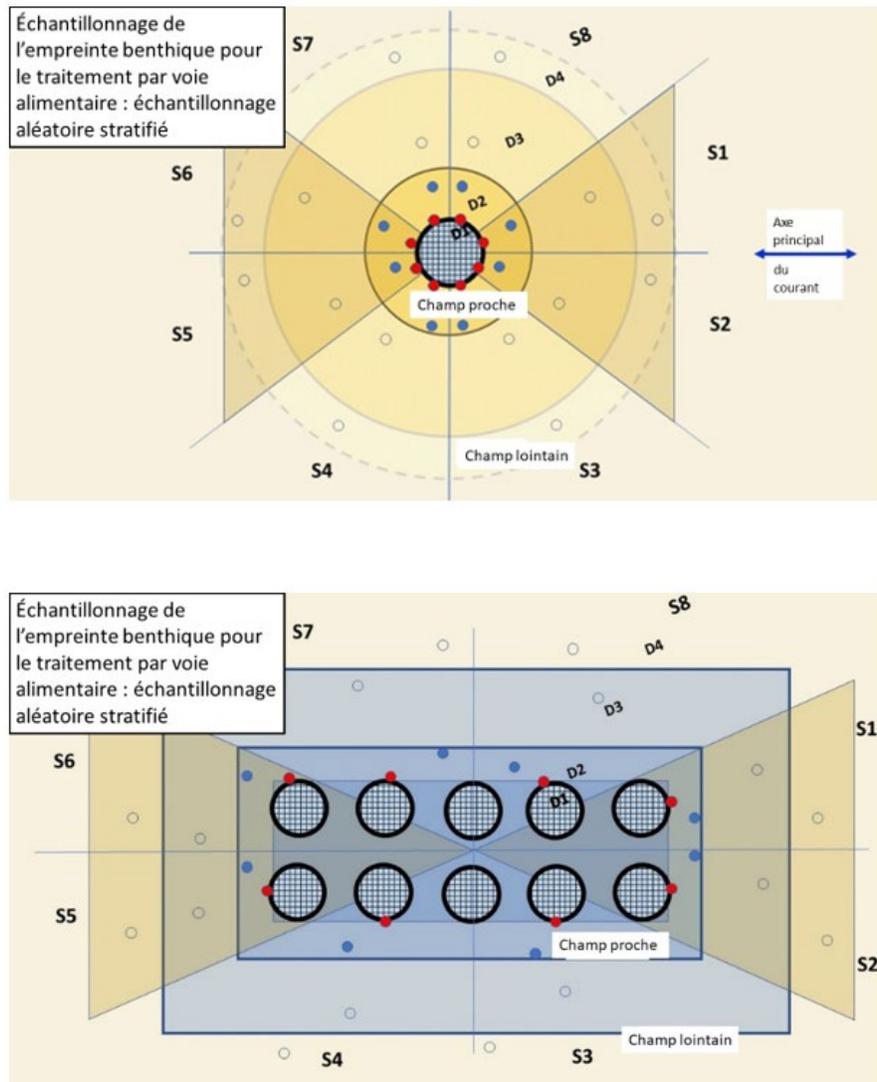


Figure 11. Illustrations conceptuelles (non à l'échelle) d'un plan d'échantillonnage post-dépôt aléatoire stratifié de produits chimiques médicamenteux. Le panneau supérieur illustre le plan pour une seule cage, et le panneau inférieur illustre le plan pour un réseau de cages en filet. Les petits cercles fermés et ouverts représentent les points d'échantillonnage en champ proche et en champ lointain, respectivement. Les petits cercles rouges représentent les échantillons au bord de la cage. Les grands cercles noirs quadrillés représentent les cages. Les lignes radiales indiquent la limite entre les secteurs directionnels étiquetés S1 à S8, et les lignes circulaires et rectangulaires indiquent les limites entre les intervalles de distance étiquetés D1 à D4 dans chaque secteur. Les limites des strates sont les zones situées à l'intérieur des différentes limites. Le plan illustré comprend un échantillon par strate.

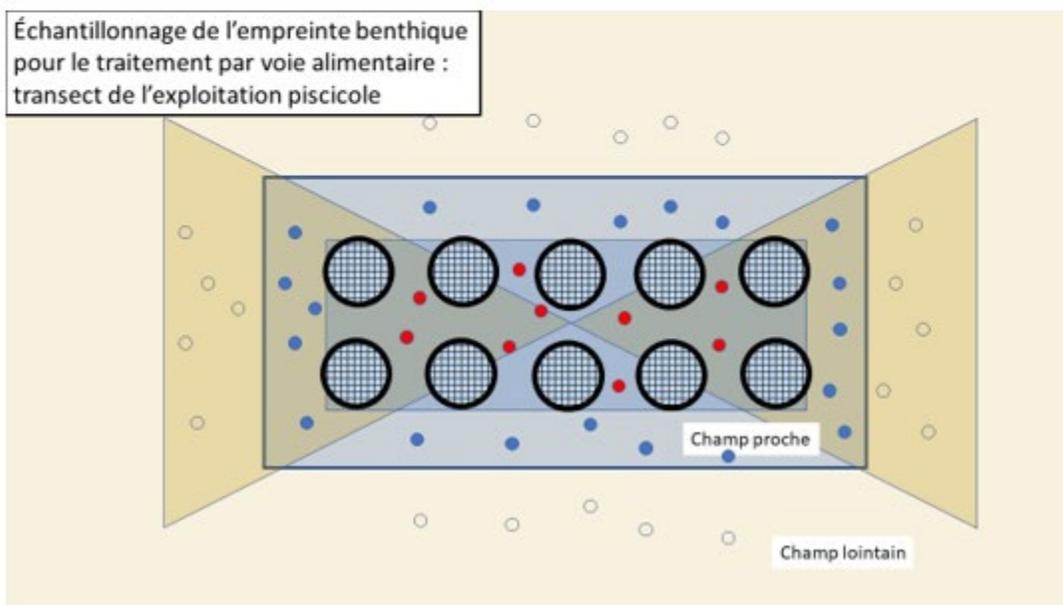
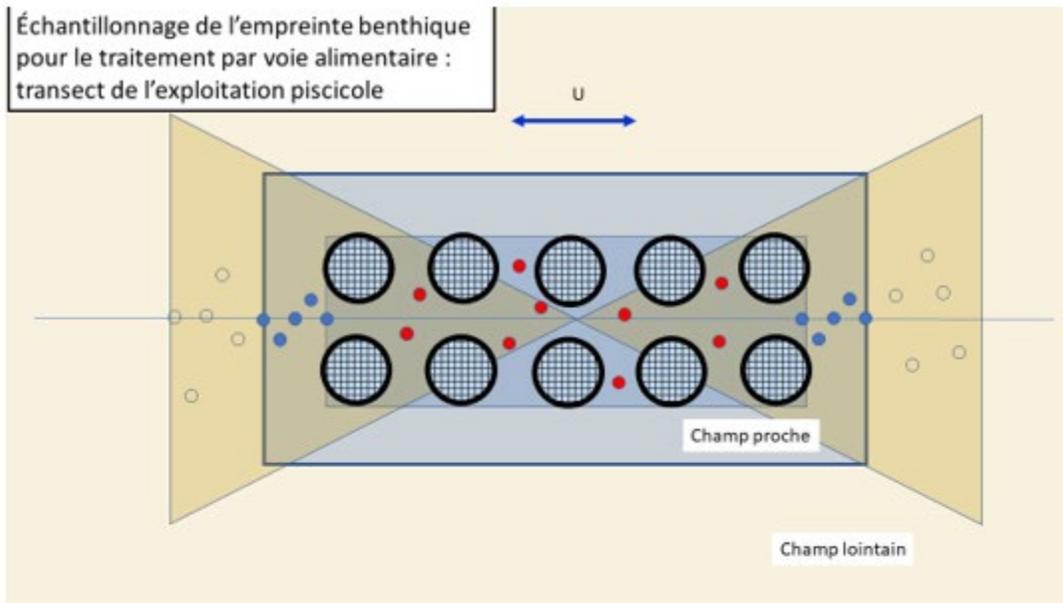


Figure 12. Illustration de l'emplacement des échantillons benthiques associé aux traitements alimentaires multiples dans une exploitation piscicole. Le panneau supérieur montre une méthode d'échantillonnage par transect et le panneau inférieur montre une approche d'échantillonnage annulaire. Les lignes radiales divisent la zone d'échantillonnage en quadrants. Le grand rectangle indique la distance parcourue par les résidus alimentaires pendant le temps qu'ils mettent à couler au fond de l'eau. Cette distance dépend de la profondeur de l'eau (H), de la vitesse de descente (W_s) et de la vitesse du courant horizontal (U). Le rectangle intérieur indique la zone dans le réseau de cages. La zone à l'intérieur (à l'extérieur) du grand rectangle est la zone en champ proche (en champ lointain). Les petits cercles rouges représentent les points d'échantillonnage à l'intérieur du réseau de cages, les petits cercles bleus représentent les autres points d'échantillonnage en champ proche, et les petits cercles sans couleur représentent les points d'échantillonnage en champ lointain.

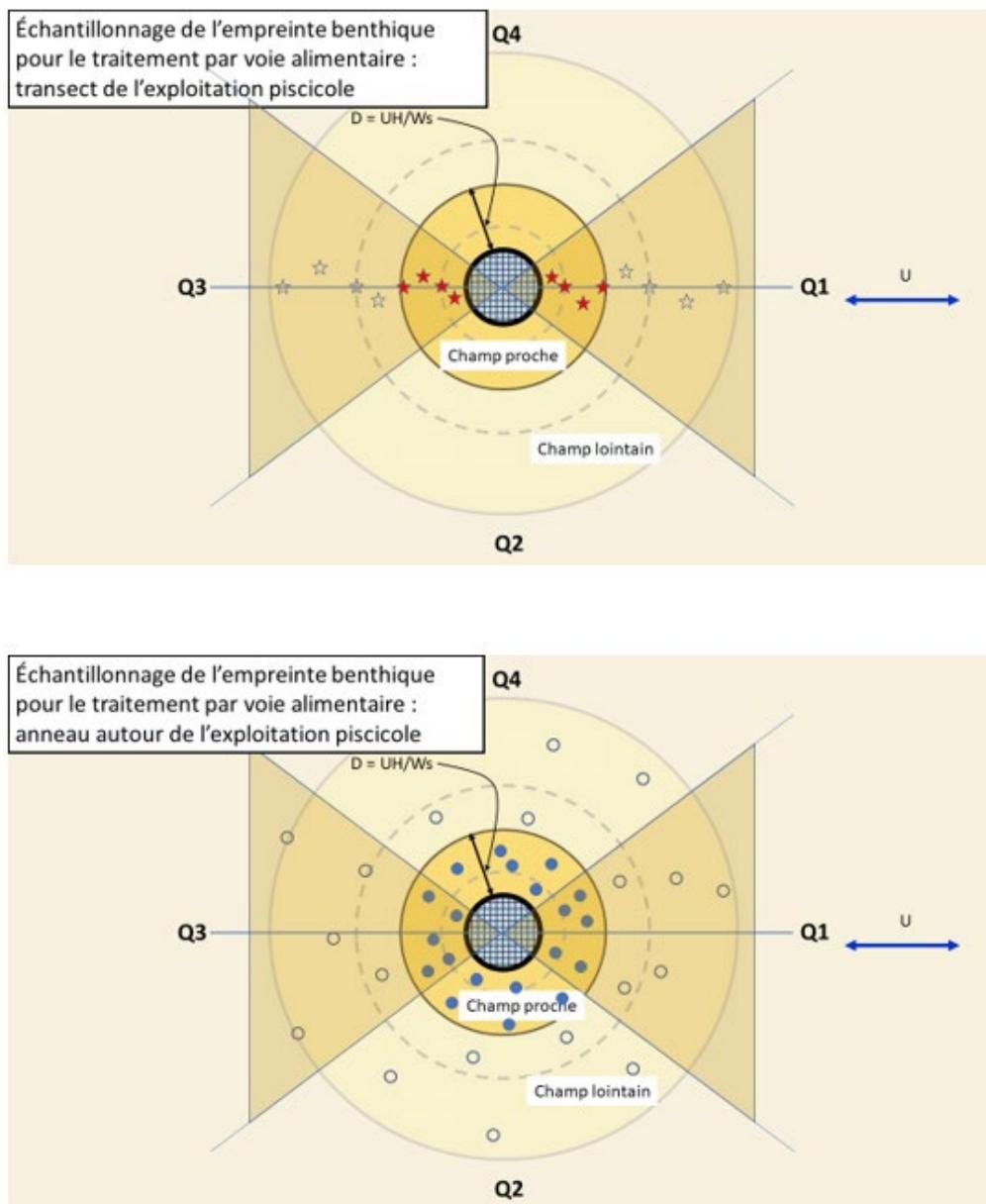


Figure 13. Illustration de l'emplacement des échantillons benthiques associés aux traitements par voie alimentaire. Le panneau supérieur montre une méthode d'échantillonnage par transect et le panneau inférieur une approche d'échantillonnage annulaire. Les lignes radiales divisent la zone d'échantillonnage en quadrants. La ligne circulaire noire pleine indique la distance parcourue par les résidus alimentaires pendant le temps qu'ils mettent à couler vers le fond. La ligne circulaire grise pleine indique la distance parcourue par les matières fécales pendant le temps qu'elles mettent à couler vers le fond. Les distances dépendent de la profondeur de l'eau (H), de la vitesse de descente (W_s), qui diffère pour les résidus alimentaires et les matières fécales, et de la vitesse du courant horizontal (U). La zone d'échantillonnage en champ proche se situe entre le bord de la cage et la ligne pleine noire. La zone d'échantillonnage en champ lointain se situe entre la ligne noire pleine et la ligne pleine grise. Dans le panneau supérieur, les étoiles rouges représentent les points d'échantillonnage en champ proche et les étoiles sans couleur représentent les points d'échantillonnage en champ lointain. Dans le panneau inférieur, les petits cercles bleus représentent les points d'échantillonnage en champ proche et les petits cercles sans couleur représentent les points d'échantillonnage en champ lointain.

7.2.2.3. Plan d'échantillonnage temporel

L'objectif de ces plans est de suivre l'évolution temporelle des paramètres d'intérêt et de déterminer si ces paramètres présentent des tendances temporelles (ISO 2004).

Toutes les méthodes d'échantillonnage devraient exiger que le lieu, la date et l'heure du traitement soient consignés. Si ces renseignements ne sont pas connus, la fenêtre temporelle dans laquelle l'échantillonnage a lieu peut limiter sa valeur et le rendre inadéquat pour répondre aux objectifs qui motivent cet échantillonnage.

Les méthodes d'échantillonnage spatial décrites précédemment fourniront des données sur la variation spatiale de la concentration chimique. Les plans d'échantillonnage temporel suivent l'évolution des paramètres dont les valeurs ont été obtenues à partir de l'échantillonnage aux fins de l'évaluation spatiale (ISO 2004). En d'autres termes, une fois que le domaine spatial de la contamination ou de l'effet a été déterminé, ou au moins que des zones ou des points chauds de concentration chimique ont été localisés, ces zones deviennent ensuite l'objet d'un plan d'échantillonnage ciblé qui est répété à de multiples intervalles de temps selon une méthode d'échantillonnage cohérente (ISO 2004).

Les échantillons temporels devraient également être répartis de manière aléatoire stratifiée. L'intervalle entre les dates d'échantillonnage devrait être suffisant pour analyser le profil temporel d'intérêt, y compris les tendances. Une fois cet intervalle établi, la première date d'échantillonnage devrait être choisie au hasard dans le premier intervalle d'échantillonnage approprié (US EPA 2002).

Les chercheurs, les organismes de réglementation et les pisciculteurs voudront probablement connaître la persistance temporelle des produits chimiques dans la zone exposée, c.-à-d. la vitesse de diminution de la concentration du produit chimique une fois qu'il s'est déposé sur le fond marin, mais elle peut être difficile à déterminer *in situ*. Elle peut servir à déterminer l'exactitude et la précision des prévisions des modèles et pour indiquer la variation associée à un échantillonnage limité. Les organismes de réglementation peuvent intégrer ces renseignements dans les politiques et les règlements. Ils peuvent également désirer connaître la persistance des concentrations pendant des périodes plus longues que les durées seuils dans l'environnement, ainsi que le potentiel d'augmentation des concentrations dans le temps en cas d'exposition à des rejets supplémentaires. Les chercheurs ont besoin de ces renseignements pour incorporer la décroissance *in situ* dans les modèles qui estiment l'évolution temporelle des concentrations chimiques. Tant les organismes de réglementation que les chercheurs voudront savoir si les taux de dégradation *in situ* correspondent aux estimations théoriques ou obtenues en laboratoire. On peut utiliser la variation des mesures sur des échelles d'échantillonnage plus limitées pour interpréter les résultats de l'échantillonnage, et améliorer les plans d'échantillonnage spatial et procédures d'analyse des données.

8. RÉSUMÉ

1. L'objectif du présent document est d'esquisser un processus de planification et de conception des programmes d'échantillonnage. Le but n'est pas de fournir des modèles précis.
2. Dans ce document, nous avons présenté un aperçu d'un processus de conception d'un programme d'échantillonnage adéquat pour les rejets et les dépôts de pesticides de bain et de médicament administré par voie alimentaire en aquaculture.

-
3. Afin de concevoir un programme d'échantillonnage adéquat, il convient de suivre un processus systématique. La bonne conception d'un programme d'échantillonnage comprend les étapes suivantes.
 - a. Énoncer le problème.
 - b. Définir les décisions à prendre.
 - c. Déterminer les intrants de la décision.
 - d. Définir les limites de l'étude.
 - e. Élaborer une règle de décision.
 - f. Indiquer les limites tolérables de l'erreur de décision.
 - g. Optimiser la conception pour obtenir les données.
 4. L'élaboration d'un programme d'échantillonnage devrait faire appel à des compétences pluridisciplinaires.
 5. Les plans d'échantillonnage probabilistes sont préférables aux plans d'échantillonnage basés sur le jugement, dans la mesure du possible.
 - a. Les plans d'échantillonnage basés sur le jugement dépendent du niveau de connaissance et du jugement personnel des experts concernés. L'exactitude et la précision des résultats de l'échantillonnage sont inconnues et l'interprétation des résultats dépend du jugement personnel du ou des experts présumés.
 - b. Les plans d'échantillonnage probabilistes permettent d'obtenir des estimations quantitatives des statistiques souhaitées et des incertitudes connexes. Lorsque les protocoles d'échantillonnage et d'analyse documentés sont suivis, les résultats sont indépendants du jugement des experts et devraient être reproductibles dans les limites de l'incertitude. Il est possible de faire des inférences statistiques concernant l'exposition de la population cible et l'effet subséquent, et on peut incorporer des critères d'erreur de décision dans les analyses et les processus de décision.
 6. La sélection d'un plan d'échantillonnage devrait inclure un processus approprié de planification de l'échantillonnage.
 7. Avant qu'un modèle ne soit utilisé pour la conception d'un programme d'échantillonnage, il doit être correctement validé pour cette utilisation.
 8. Comme les incertitudes associées aux modèles existants sont inconnues, l'utilisation des résultats des modèles pour concevoir un programme d'échantillonnage aux fins de surveillance devrait être limitée.
 9. En ce qui concerne la conception d'un programme d'échantillonnage pour mesurer les rejets et les dépôts en aquaculture dus aux traitements médicamenteux par voie alimentaire et aux traitements antiparasitaires par bain, les limites de l'étude, les règles de décision et les intrants requis restent à déterminer. On doit garder à l'esprit que le processus d'élaboration d'un solide programme d'échantillonnage post-dépôt en est à ses débuts, et il devrait évoluer au cours des prochaines années.
 10. Le présent document donne un aperçu des problèmes associés à la conception de plans d'échantillonnage des rejets et des dépôts de produit chimique en aquaculture, de ses défis et contraintes, et formule une base conceptuelle pour aller de l'avant.
-

-
11. De nombreux défis entravent l'échantillonnage des rejets subséquents aux traitements médicamenteux par voie alimentaire et aux traitements antiparasitaires par bain, notamment :
- a. les rejets de pesticide ne sont pas visibles, et il est donc difficile de déterminer les points à échantillonner à l'intérieur ou à l'extérieur du panache de rejet ou de la zone de dépôt;
 - b. le nombre de rejets est relativement faible;
 - c. les caractéristiques de chaque rejet (taille, forme, concentration et emplacement) changent avec le temps;
 - d. en ce qui concerne les rejets subséquents aux traitements alimentaires, il peut s'avérer difficile de prélever des échantillons du fond marin lorsque le substrat à échantillonner n'est pas un sédiment meuble;
 - e. le nombre et la quantité d'échantillons (p. ex. 100 g de sédiments ou 1 L d'eau) sont faibles et la probabilité est grande de ne pas trouver le panache de rejet ou la zone de dépôt;
 - f. l'interprétation des données est difficile en raison des difficultés d'échantillonnage et de la variation des résultats;
 - g. les méthodes d'échantillonnage existantes ne permettent que l'analyse chimique des échantillons prélevés dans l'eau, sur les fonds meubles, ou encore des échantillons d'organismes.
12. Dans les études de terrain précédentes, on avait sélectionné les points d'échantillonnage principalement sur la base du jugement ou de prévisions faites par des modèles non validés. Dans le cas des traitements antiparasitaires par bain, le jugement était parfois basé sur l'orientation de traceurs (colorants) ajoutés dans le bain de traitement ou du panache de rejet (à l'aide de dériveurs de surface). L'échantillonnage de médicaments administrés par voie alimentaire et de pesticides consistait la plupart du temps à prélever un petit nombre d'échantillons.
13. À notre connaissance, le seul plan d'échantillonnage des fonds marins en aquaculture mis en place pour la surveillance des médicaments administrés par voie alimentaire est le plan provisoire adapté par la SEPA.
- a. La SEPA a des objectifs clairement définis.
 - b. La SEPA a mis en place un processus de modélisation normalisé.
 - c. La SEPA a mis en place des plans d'échantillonnage bien décrits.
 - d. La SEPA utilise le concept de zone de mélange autorisée (ZMA). La ZMA couvre une superficie définie d'après une distance constante par rapport au critère d'exploitation, et les limites sont déterminées par modélisation. La taille de la zone et l'emplacement des limites sont propres au site.
 - e. La SEPA utilise deux seuils environnementaux, l'un dans la ZMA et l'autre, plus faible, en dehors de cette zone.
 - f. Le plan d'échantillonnage est basé sur les caractéristiques de la zone de mélange autorisée.
 - g. Le plan d'échantillonnage présente certaines limites, notamment le manque de connaissances concernant la probabilité de détecter une zone d'effet.

-
- h. Le programme de la SEPA pourrait être amélioré en utilisant une approche plus probabiliste.
 - i. Comme pour tout plan d'échantillonnage, la pertinence du plan de la SEPA pour la situation canadienne dépend des critères de décision.
14. La détection assurée des zones d'exposition associées aux rejets de produits chimiques par les exploitations avec cages en filet nécessite un effort d'échantillonnage important et coûteux.
 15. Les rejets de pesticide de bain sont dispersés et étirés par les processus hydrographiques locaux qui produisent des panaches de produit chimique sinueux dont la taille augmente avec le temps, l'emplacement change avec le temps et les concentrations de produit chimique diminuent de plusieurs ordres de grandeur en quelques heures. Il est difficile de mettre en place des plans d'échantillonnage permettant de détecter et de caractériser l'emplacement, la forme et la taille de ces zones d'exposition et d'effet qui changent rapidement. De plus, ces plans ne sont pas bien établis.
 16. Les rejets de médicaments administrés par voie alimentaire peuvent être répartis dans des dépôts répartis sur des centaines, voire des milliers de mètres carrés.
 17. Même si on comprend assez bien les notions sous-jacentes aux plans d'échantillonnage permettant de détecter et de caractériser l'emplacement, la forme et la taille des zones d'exposition et d'effet à évolution lente, leur mise en œuvre pour générer un plan d'échantillonnage visant un ensemble d'objectifs précis demande un effort considérable.
 18. Il faut entreprendre davantage d'efforts d'échantillonnage et utiliser les résultats pour affiner les programmes de surveillance.

9. LACUNES ET INCERTITUDES DANS LES CONNAISSANCES

1. Il existe des incertitudes concernant les objectifs, les règles de décision et les niveaux de tolérance associés à l'échantillonnage post-dépôt.
2. Des incertitudes subsistent concernant la variation associée à la concentration des doses utilisées dans les traitements réalisés.
3. Il existe des incertitudes dans les estimations propres aux exploitations concernant le domaine géographique dans lequel les produits chimiques peuvent être répartis.
 - a. Dans le cas des traitements par voie alimentaire, cette incertitude provient de deux sources principales :
 - i. les incertitudes concernant la forme et les caractéristiques des particules rejetées, ainsi que la répartition massique du rejet chimique total dans le spectre de types de particules rejetées;
 - ii. les incertitudes liées aux variations spatiales et temporelles des conditions hydrographiques locales qui dictent le transport, la dispersion, le dépôt et la redistribution des rejets de produit chimique.
 - b. Dans le cas des traitements par bain, il existe des incertitudes quant aux variations spatiales et temporelles des conditions hydrographiques locales qui dictent le transport et la dispersion des rejets de produit chimique.
4. Il subsiste des incertitudes quant à la dispersion spatiale et temporelle des composantes valorisées et sensibles de l'écosystème (p. ex. les types d'habitat, les organismes, etc.) à l'échelle des domaines d'exposition prévus.

-
5. La répartition des types de fond dans les zones d'élevage avec cages en filet est incertaine.
 6. L'efficacité des techniques d'échantillonnage n'est pas bien connue.
 7. La précision et l'exactitude des modèles prédictifs d'exposition et d'effet ne sont pas bien connues.
 8. La répartition verticale des produits chimiques dans le substrat est inconnue. Ceci est un point important, car la profondeur de l'échantillon influe sur la concentration estimée du produit chimique à la fois dans les échantillons et dans les résultats des modèles.

10. CONCLUSIONS ET RECOMMANDATIONS

10.1. PLAN D'ÉCHANTILLONNAGE

Le gouvernement canadien est en train de déterminer les renseignements requis pour établir un programme de surveillance post-rejets et post-dépôts en aquaculture, et il est donc prématuré de recommander des plans d'échantillonnage précis. Cependant, on devrait tenir compte de nombreux aspects dans la conception d'un programme d'échantillonnage aux fins de surveillance en aquaculture.

1. L'élaboration d'un plan d'échantillonnage ne peut se faire avant que les éléments suivants n'aient été établis :
 - a. des objectifs clairement énoncés et compris;
 - b. les mesures requises (p. ex. biomasse, espèces et concentration chimique) et les statistiques d'intérêt (p. ex. moyenne, médiane, maximum, variance et autocorrélation);
 - c. la manière dont les mesures obtenues à partir des échantillons doivent être utilisées;
 - d. les tolérances de décision, le cas échéant;
 - e. la disponibilité des ressources techniques, financières et temporelles.

Ces éléments ont également été formulés par d'autres auteurs, notamment Wilding *et al.* (2017).

2. L'élaboration d'un plan d'échantillonnage devrait être fondée sur des compétences pluridisciplinaires et la participation de décideurs, de scientifiques et de statisticiens.
3. Les résultats d'un plan d'échantillonnage doivent répondre au niveau de tolérance des décideurs.
4. Dans le cas de l'échantillonnage des fonds marins, on doit avoir ou obtenir des données de référence pour pouvoir déterminer les types de fond dans les limites de la population cible et pour sélectionner les méthodes et les points d'échantillonnage appropriés. En fonction des objectifs, des informations de référence supplémentaires peuvent être requises et porter sur l'habitat, les concentrations de pesticide et de médicament ou encore la biodiversité.
5. Lors de la conception d'un programme d'échantillonnage, il convient de prendre en compte la dynamique temporelle (sur des échelles de temps pertinentes) du dépôt et de la persistance des pesticides et des médicaments d'intérêt. Si cela n'est pas fait, l'échantillonnage pourrait être inefficace et fournir des conclusions erronées (Wilding *et al.* 2017).
6. Toutes les estimations des concentrations après les rejets dépendent de la concentration initiale, qui peut varier. Par conséquent, les échantillons d'eau de bain ou d'aliments

médicamenteux devraient être prélevés avant les rejets pour confirmer les concentrations de la dose de traitement.

7. Si on met en œuvre un plan d'échantillonnage pour la collecte d'échantillons d'eau de bain, on devrait le réaliser lors des rejets individuels, probablement choisis de façon aléatoire, par opposition à un échantillonnage unique effectué après que toutes les cages du site ont été traitées.
8. Pour les traitements par bain, un échantillonnage significatif et réalisable doit porter sur les rejets qui sont marqués par des traceurs visibles (p. ex. un colorant) et l'échantillonnage doit être effectué dans les premières heures (de 0 à 5 h) suivant le rejet.
9. Pour les traitements par voie alimentaire, il est recommandé d'utiliser des plans probabilistes d'échantillonnage post-dépôt, par opposition aux plans basés sur le jugement, car les plans probabilistes permettent de calculer des statistiques.
10. Dans le cas des traitements par voie alimentaire, l'échantillonnage du fond marin devrait généralement être entrepris une fois le site traité. Le moment exact du prélèvement des échantillons pourrait dépendre de facteurs comme les exigences réglementaires, ainsi que les voies et les moments de rejet des médicaments.

10.2. RECHERCHE

1. Évaluer l'exactitude, la précision et l'adéquation des modèles afin de répondre aux besoins des décideurs en matière de conception de plans d'échantillonnage significatifs et pratiques.
2. Élaborer des méthodes d'échantillonnage quantitatives pour les indicateurs d'exposition chimique dans le cas des types de substrat à gros grains et à fond dur.
3. Générer de l'information sur l'efficacité des techniques d'échantillonnage des sédiments, c.-à-d. la capacité de recueillir des échantillons de sédiments non perturbés.
4. Déterminer les indicateurs potentiels d'effets environnementaux qui sont propres aux produits chimiques rejetés.
5. Déterminer les seuils possibles définissant les échelles spatiales acceptables d'exposition et d'effet.
6. Fournir des conseils aux décideurs pour s'assurer que les limites de tolérance proposées sont scientifiquement réalisables. Mener des recherches théoriques pour estimer la probabilité de détecter les zones de dépôt et d'effet en fonction de différents scénarios de traitement, de modèle et de plan d'échantillonnage.
7. Quantifier les incertitudes associées aux prévisions des modèles d'exposition et d'effet.
8. Quantifier les incertitudes associées aux mesures des échantillons, y compris les incertitudes méthodologiques et les variabilités spatiales et temporelles *in situ*.
9. Étudier et caractériser la distribution verticale des produits chimiques dans le substrat en plusieurs endroits représentant une plage de types de substrat et de conditions de dépôt.

11. REMERCIEMENTS

Nous remercions le réviseur désigné et les participants à la réunion de révision du Secrétariat canadien des avis scientifiques (SCAS) pour leurs commentaires constructifs concernant le manuscrit.

12. RÉFÉRENCES CITÉES

- Aas, T. S., Sixten, H. J., Hillestad, M., Sveier, H., Ytrestøyl, T., Hatlen, B., et Åsgård, T. (2017). Measurement of gastrointestinal passage rate in Atlantic salmon (*Salmo salar*) fed dry or soaked feed. *Aquacult. Rep.*, 8, 49-57. doi:10.1016/j.aqrep.2017.10.001.
- Aboufadel, K., De Potter, C., Prévost, M., et Sauv , S. (2010). Time-dependent integrity during storage of natural surface water samples for the trace analysis of pharmaceutical products, feminizing hormones and pesticides. *Chem. Cent. J.*, 4:10. doi:10.1186/1752-153X-4-10.
- Amiard, J.-C. et Amiard-Triquet, C. (2015). Quality standard setting and environmental monitoring. In C. Amiard-Triquet, J.-C. Amiard, et C. Mouneyrac (Eds.), *Aquatic Ecotoxicology* (pp. 51-76). Academic Press.
- Batley, G. E. et Simpson, S. L. (2016). Sediment sampling, sample preparation and general analysis. In S. Simpson et G. Batley (Eds.), *Sediment quality assessment: A practical guide*. 2nd edition (pp. 15-45). Clayton South, Australia: CSIRO Publishing.
- Bloodworth, J. W., Baptie, M. C., Preedy, K. F., et Best, J. (2019). Negative effects of the sea lice therapeutant emamectin benzoate at low concentrations on benthic communities around Scottish fish farms. *Sci. Total Environ.*, 669, 91-102. doi:10.1016/j.scitotenv.2019.02.430.
- Burridge, L. et Holmes, A. 2023. Examen actualisé des dangers associés aux pesticides et médicaments utilisés dans le milieu marin par l'industrie piscicole au Canada. Secr. can. des avis sci. du MPO. Doc. de rech. 2022/067. iv + 42 p.
- Chamberlain, J. et Stucchi, D. (2007). Simulating the effects of parameter uncertainty on waste model predictions of marine finfish aquaculture. *Aquaculture*, 272, 296-311. doi:10.1016/j.aquaculture.2007.08.051.
- CIEEM. (2018). [Guidelines for ecological impact assessment in the UK and Ireland: Terrestrial, freshwater, coastal and marine](#). Winchester: Chartered Institute of Ecology and Environmental Management.
- CoastalSmith Inc. (2006). Review of environmental monitoring programs for marine finfish aquaculture. Fredericton NB: Prepared for: Environment Canada, Environmental Protection Branch.
- Corner, R. A., Marshall, J., Hadfield, B., Gowrie, K., Wallace, C., Davies, P., Price, C., et Telfer, T. C. (2008). A review of the sea lice bath treatment dispersion model used for discharge consenting in Scotland. Stirling, UK: University of Stirling. SARF 023.
- Cromey, C. J., Nickell, T. D., et Black, K. D. (2002). DEPOMOD – modelling the deposition and biological effects of waste solids from marine cage farms. *Aquaculture*, 214, 211-239.
- DFO. 2012. [Assessment of the fate of emamectin benzoate, the active ingredient in SLICE , near aquaculture facilities in British Columbia and its effect on spot prawns \(*Pandalus platyceros*\)](#). DFO Can. Sci. Advis. Sec. Sci. Advis. Rep. 2011/082.
- Dobson, D. P. et Tack, T. J. (1991). Evaluation of the dispersion of treatment solutions of dichlorvos from marine salmon pens. *Aquaculture*, 95, 15-32.
- Environment Canada. (1994). [Guidance document on collection and preparation of sediments for physicochemical characterization and biological testing](#). Environmental Report Series. Report EPS 1/RM/29.

-
- Environment Canada. (2009). [Organic waste and feed deposits on bottom sediments from aquaculture operations: Scientific assessment and guidance](#). Ecosystem Health: Science-based Solutions Rep. No. 1-14. Ottawa ON: National Guidelines and Standards Office, Environment Canada.
- Ernst, W., Jackman, P., Doe, K., Page, F., Julien, G., MacKay, K., et Sutherland, T. (2001). Dispersion and toxicity to non-target aquatic organisms of pesticides used to treat sea lice on salmon in net pen enclosures. *Mar. Poll. Bull.*, 42, 433-444.
- Ernst, W., Doe, K., Cook, A., Burrige, L., Lalonde, B., Jackman, P., Aubé, J.G., et Page, F. (2014). Dispersion and toxicity to non-target crustaceans of azamethiphos and deltamethrin after sea lice treatments on farmed salmon, *Salmo salar*. *Aquaculture*, 424-425, 104-112.
- Hamoutene, D., Slavo, F., Donnet, S., et Dufour, S. C. (2016). The usage of visual indicators in regulatory monitoring at hard-bottom finfish aquaculture sites in Newfoundland (Canada). *Mar. Pollut. Bull.*, 232-241. doi:10.1016/j.marpolbul.2016.04.028
- Hamoutene, D., Ryall, E., Porter, E., Page, F.H., Wickens, K., Wong, D., Martell, L., Burrige, L., Villeneuve, J., Miller, C. 2023. [Discussion sur les normes de qualité environnementale \(NQE\) et leur élaboration pour la surveillance des effets de l'utilisation de pesticides et de médicaments sur les sites d'aquaculture marine](#). Secr. can. des avis sci. du MPO. Doc. de rech. 2022/066. vii + 129 p.
- HCPMRA. (2016). [Registration Decision RD2016-18 Hydrogen Peroxide](#). Ottawa, Canada: Health Canada Pest Management Regulatory Agency.
- HCPMRA. (2017). [Registration Decision RD2017-13 Azamethiphos](#). Ottawa, Canada: Health Canada Pest Management Regulatory Agency.
- Ikonomou, M. G. et Surridge, B. D. (2013). Ultra-trace determination of aquaculture chemotherapeutants and degradation products in environmental matrices by LC-MS/MS. *Intern. J. Environ. Anal. Chem.*, 93, 183-198. doi:10.1080/03067319.2012.673222.
- ISO. (2004). Water quality - Sampling - Part 19: Guidance on sampling of marine sediments, First Edition. ISO 5667-19:2004.
- Langford, K. H., Øxnevad, S., Schøyen, M., et Thomas, K. V. (2014). Do antiparasitic medicines used in aquaculture pose a risk to the Norwegian aquatic environment? *Environ. Sci. Technol.*, 48, 7774-7780.
- Lyytikäinen, M., Kukkonen, J. V., et Lydy, M. J. (2003). Analysis of pesticides in water and sediment under different storage conditions using gas chromatography. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.*, 44, 437-444.
- Page, F.H., Losier, R., Haigh, S., Bakker, J., Chang, B.D., McCurdy, P., Beattie, M., Haughn, K., Thorpe, B., Fife, J., Scouten, S., Greenberg, D., Ernst, W., Wong, D., and Bartlett, G. 2015. [Transport and dispersal of sea lice bath therapeutants from salmon farm net-pens and well-boats](#). DFO Can. Sci. Advis. Sec. Res. Doc. 2015/064. xviii +148 p.
- Page, F.H., Haigh, S.P., O'Flaherty-Sproul, M.P.A., Wong, D.K.H., Chang, B.D. 2023a. [Modélisation et prévision de l'exposition de l'écosystème aux pesticides de bain rejetés par les exploitations piscicoles marines : Une première perspective](#). Secr. can. des avis sci. du MPO. Doc. de rech. 2023/002. iv + 80 p.
- Page, F.H., O'Flaherty-Sproul, M.P.A., Haigh, S.P., Chang, B.D., Wong, D.K.H., et Beattie, M.J. 2023b. [Modélisation et prévision de l'exposition des écosystèmes aux médicaments administrés dans la nourriture rejetés par les exploitations de pisciculture marine : Un premier aperçu](#). Secr. can. des avis sci. du MPO. Doc. de rech. 2023/001. iv + 54 p.
-

-
- Park, A. (2013). [The biological effects of emamectin benzoate \(SLICE\) on spot prawns \(*Pandalus platyceros*\)](#). MSc thesis, University of Victoria, British Columbia, Canada.
- Parker, W. R. et Mallory, M. (2003). Sampling for emamectin benzoate in sediments near a salmon aquaculture operation in the Bay of Fundy. Fredericton, NB: Environment Canada.
- Parker, W. R. et Mallory, M. (2004). Sampling for emamectin benzoate in sediments near a salmon aquaculture operation at Seeley's Cove, Charlotte County, NB. Fredericton, NB: Environment Canada.
- SAMS. (2005). [Ecological effects of sea lice medicines in Scottish sea lochs](#). Aberdeen, UK: SAMS (Scottish Association for Marine Science), Plymouth Marine Laboratory, Fisheries Research Services.
- Samuelsen, O. B., Lunestad, B. T., Hannisdal, R., Bannister, R., Olsen, S., Tjensvoll, T., Farestveit, E., et Ervik, A. (2015). Distribution and persistence of the anti sea-lice drug teflubenzuron in wild fauna and sediments around a salmon farm, following a standard treatment. *Sci. Total Environ.*, 508, 115-121.
- Selvik, A., Kupka Hansen, P., Ervik, A., et Samuelsen, O. B. (2002). The stability and persistence of diflubenzuron in marine sediments studied under laboratory conditions and the dispersion to the sediment under a fish farm following medication. *Sci. Total Environ.*, 285, 237-245.
- SEPA. (1999). *Emamectin Benzoate: An environmental risk assessment*. Scottish Environment Protection Agency, Fish Farm Advisory Group. SEPA 66/99.
- SEPA. (2005). [Regulation and monitoring of marine cage fish farming in Scotland. Annex H: Methods for modelling in-feed anti-parasitics and benthic effects](#). Edinburgh, UK: SEPA (Scottish Environmental Protection Agency).
- SEPA. (2008). [Baseline Survey, Benthic - Standard](#). Scottish Environmental Protection Agency.
- SEPA. (2011). The occurrence of chemicals used in sea louse treatments in sediments adjacent to marine fish farms: Results of screening surveys during 2009. Scottish Environment Protection Agency, report JT000815_JT.
- SEPA. (2018). [Fish farm survey report: Evaluation of a new seabed monitoring approach to investigate the impacts of marine cage fish farms](#). SEPA (Scottish Environment Protection Agency).
- SEPA. (2019a). [Environmental Standards](#) | Scottish Environment Protection Agency (SEPA).
- SEPA. (2019b). [Baseline survey et seabed and water quality monitoring plan design](#). Scottish Environment Protection Agency, Measurement Assurance and Certification Scotland, Finifish Aquaculture Sector, Interim Performance Standard MACS-FFA-01, Version 0.1.
- SEPA. (2019c). [Aquaculture modelling - regulatory modelling guidance for the aquaculture sector, version 1.1](#). Scottish Environment Protection Agency.
- SEPA. (2019d). [Aquaculture modelling - regulatory modelling process and reporting guidance for the aquaculture sector, version 1.1](#). Scottish Environment Protection Agency.
- Stucchi, D., Sutherland, T.-A., Levings, C., et Higgs, D. (2005). Near-field depositional model for salmon aquaculture waste. (B.T. Hargrave, Ed.) *Hdb. Env. Chem., Vol 5, Part M*, 157-179. doi:10.1007/b136009.
-

-
- Telfer, T. C., Baird, D. J., McHenery, J. G., Stone, J., Sutherland, I., et Wislocki, P. (2006). Environmental effects of the anti-sea lice (Copepoda: Caligidae) therapeutant emamectin benzoate under commercial use conditions in the marine environment. *Aquaculture*, 260, 163-180. doi:10.1016/j.aquaculture.2006.06.024.
- Tucca, F., Moya, H., Pozo, K., Borghini, F., Focardi, S., et Barra, R. (2017). Occurrence of antiparasitic pesticides in sediments near salmon farms in the northern Chilean Patagonia. *Mar. Pollut. Bull.*, 115, 465-468. doi:10.1016/j.marpolbul.2016.11.041.
- US EPA. (2001). [Methods for collection, storage and manipulation of sediments for chemical and toxicological analyses technical manual](#).
- US EPA. (2002). [Guidance on choosing a sampling design for environmental data collection for use in developing a quality assurance project plan](#). Washington, DC: United States Environmental Protection Agency, Office of Environmental Information, EPA QA/G-5S.
- Van der Meer, J. (1997). Sampling design of monitoring programmes for marine benthos: A comparison between the use of fixed versus randomly selected stations. *J. Sea Res.*, 37, 167-179.
- VSP Development Team. (2020). [Visual Sample Plan: A tool for design and analysis of environmental sampling, Version 7.12a](#). Pacific Northwest National Laboratory, Richland, WA.
- Wentworth, C. K. (1922). A scale of grade and class terms for clastic sediments. *J. Geol.*, 30, 377-392. doi:10.1086/622910.
- Wilding, T. A., Gill, A. B., Boon, A., Sheehan, E., Dauvin, J.-C., Pezy, J.-P., O'Beirn, F., Janas, U., Rosin, L. et De Mesel, I. (2017). Turning off the DRIP ('Data-rich, information-poor') – rationalising monitoring with a focus on marine renewable energy developments and the benthos. *Renew. Sustain. Energy Rev.*, 74, 848-859. doi:10.1016/j.rser.2017.03.013.
- Wilson, A., Magill, S., et Black, K. D. (2009). [Review of environmental impact assessment and monitoring in salmon aquaculture](#). In FAO. Environmental impact assessment and monitoring in aquaculture (pp. 455-435). FAO Fisheries and Aquaculture Tech. Paper 527.
- Wong, D., Egli, S., Beattie, M., Page, F. et Hamoutene, D. 2021. [Techniques d'extraction chimique pour l'analyse des médicaments, des pesticides et des antibiotiques utilisés par l'industrie aquacole](#). Secr. can. de consult. sci. du MPO Doc. de rech. 2021/069. iv + 48 p.

ANNEXE A : ANALYSE DE LA LITTÉRATURE SUR LES EFFORTS D'ÉCHANTILLONNAGE DES PESTICIDES ET DES MÉDICAMENTS DANS L'EAU ET LES SÉDIMENTS

Un nombre relativement faible d'études ont été menées sur la détection et la surveillance des zones d'exposition et d'effet et sur la persistance des pesticides et des médicaments rejetés par les exploitations salmonicoles avec cages en filet. Bien que les activités d'échantillonnage rapportées par ces études soient souvent similaires, c.-à-d. mesurer les concentrations de médicaments ou de pesticides dans la colonne d'eau ou les sédiments du fond, l'objectif et les plans d'échantillonnage diffèrent d'une étude à l'autre.

Les objectifs les plus courants sont les suivants :

- Déterminer l'effet environnemental ou écologique (Dobson et Tack 1991; Parker et Mallory 2004; SAMS 2005; Telfer *et al.* 2006; MPO 2012; Ernst *et al.* 2014; Bloodworth *et al.* 2019);
- Réaliser une évaluation des risques environnementaux (SEPA 2019b);
- Déterminer les concentrations environnementales (Tucca *et al.* 2017; SEPA 2018);
- Obtenir des connaissances sur la façon dont un produit chimique est dispersé dans l'environnement ou l'écosystème (Ernst *et al.* 2001; Langford *et al.* 2014; Page *et al.* 2015; Samuelsen *et al.* 2015);
- Déterminer la persistance des produits chimiques dans l'environnement (Selvik *et al.* 2002; Parker et Mallory 2003, 2004; Samuelsen *et al.* 2015);
- Réaliser une surveillance réglementaire (SEPA 2011, 2019b);
- Fournir des avis scientifiques (MPO 2012).

On pourrait considérer que la plupart de ces plans d'échantillonnage étaient basés sur le jugement, par opposition à des plans de nature statistique ou probabiliste, et ils consistaient à prélever des échantillons ponctuels à des endroits précis, le long de transects.

Un bref résumé de chacune de ces études est présenté ci-dessous.

A.1. CANADA (NOUVEAU-BRUNSWICK)

Ernst *et al.* (2001) ont mené des études sur le terrain en 1996 et 1997 au Nouveau-Brunswick pour mesurer la dispersion des médicaments de traitement par bain. Bien que les sites choisis ne se trouvaient pas à des endroits où il y avait des exploitations aquacoles, six sites ont été sélectionnés pour représenter l'éventail des conditions propres à la pisciculture avec cages en filet. Dans cette étude, on a simulé trois traitements à l'azaméthiphos en 1996 et trois à la cyperméthrine en 1997. Les traitements aux pesticides ont été simulés à l'aide d'un seul collet flottant de cage en filet de 50 m de circonférence, pourvu d'une bâche de traitement, sans cage ni poisson. Afin de suivre l'évolution du panache rejeté après le traitement, un colorant visible et photoactif a été mélangé à la solution de pesticide. Des échantillons d'eau ont été prélevés sous la bâche de traitement avant le rejet afin de déterminer l'efficacité du mélange du pesticide avant son rejet et dans le panache de colorant après le traitement. Le comportement du panache pendant la période où les concentrations de colorant étaient détectables et les distances parcourues pendant cette période variaient d'un site à l'autre.

Dans une étude de terrain ultérieure, Ernst *et al.* (2014) ont également utilisé un colorant pour visualiser le rejet et la dispersion de l'eau à la suite de traitements antiparasitaires par bain (avec l'azaméthiphos et la deltaméthrine). Les sites d'étude étaient situés au Nouveau-

Brunswick dans des exploitations où des traitements opérationnels contre le pou du poisson avaient lieu. Les sites ont été choisis pour représenter l'éventail des conditions environnementales des exploitations piscicoles de la région. Au cours des mois de septembre et d'octobre 2010, des échantillons ont été prélevés à l'occasion de sept traitements, trois traitements à l'azaméthiphos avec bâche, trois traitements à l'azaméthiphos dans des bateaux viviers et un traitement à la deltaméthrine avec bâche. On a ajouté un colorant (fluorescéine de sodium) à la solution pesticide pour faciliter le choix des points d'échantillonnage. Avant le rejet de l'eau de traitement, plusieurs échantillons ont été prélevés à différentes profondeurs à l'intérieur de la cage ou du bateau vivier. Après le rejet de l'eau de traitement, des échantillons ont été prélevés à divers moments, profondeurs et endroits. L'échantillonnage après le rejet de l'eau de traitement a eu lieu aux endroits où le colorant dans le panache était visible ou lorsque des mesures fluorométriques indiquaient la présence du colorant. Les échantillons d'eau ont été filtrés pour séparer les solides en suspension de la phase aqueuse et des analyses chimiques ont été effectuées sur les deux phases pour déterminer les concentrations de pesticide dans chacune d'elles. Les auteurs ont constaté que la proportion d'azaméthiphos dans la phase aqueuse était toujours environ 100 fois supérieure à celle présente dans la phase particulaire. En revanche, la deltaméthrine était présente dans la phase solide dans des proportions trois à quatre fois supérieures à la phase aqueuse. Les résultats différents pour les deux pesticides sont dus à leurs valeurs différentes du $\log K_{oe}$: l'azaméthiphos a un faible $\log K_{oe}$ et est donc plus hydrophile (il reste dans la phase aqueuse) et la deltaméthrine a un $\log K_{oe}$ élevé et est donc hydrophobe (elle se lie aux matières organiques). L'azaméthiphos a été détecté à environ 1 700 m du site de traitement lorsque des bâches étaient utilisées, mais à seulement 150 m du site de rejet par le bateau vivier. La deltaméthrine a pu être détectée à environ 1 000 m du site de rejet. Les auteurs ont trouvé de bonnes corrélations entre les concentrations de colorant et de pesticide, ce qui indique que la mesure de la concentration de colorant dans le panache est une solution rentable pour déterminer les concentrations de pesticides en temps réel dans le panache de rejet.

Un programme de terrain complet a été entrepris par Page *et al.* (2015) pour étudier les facteurs qui influent sur le transport et la dispersion des pesticides utilisés dans les traitements par bain, et l'exposition des organismes non ciblés. À la suite des travaux antérieurs d'Ernst *et al.* (2014), on a de nouveau utilisé la fluorescéine comme colorant de l'eau de traitement pour une combinaison de traitements contre le pou du poisson avec jupe, avec bâche et dans les bateaux viviers avec la deltaméthrine, l'azaméthiphos et le peroxyde d'hydrogène. On a utilisé des photographies chronologiques et des mesures du colorant pour étudier le comportement de l'eau de traitement dès l'ajout initial du pesticide dans celle-ci, tout au long de la période de traitement, et pendant le rejet de l'eau hors de la cage ou du bateau vivier. Des fluoromètres ont été utilisés pour mesurer les concentrations de colorant à différents endroits et à différentes profondeurs. En outre, l'évolution temporelle et spatiale du panache de colorant a été mesurée en suivant le périmètre du bord visible du panache avec un petit bateau équipé d'un GPS. Les résultats des études sur le traitement avec bâche ont indiqué que le mélange à l'intérieur des cages bâchées n'était pas toujours uniforme, que la période de rejet après le retrait de la bâche variait de quelques minutes à quelques heures, et que la forme du panache de rejet variait considérablement. Lorsque les traitements étaient effectués dans des bateaux viviers, l'eau de traitement était bien mélangée et la concentration dans le rejet était prévisible. Cependant, une fois dans l'environnement, le comportement du panache dépendait de l'emplacement, du moment et de la direction du rejet. Les chercheurs ont conclu que pour suivre le panache de rejet de l'eau de traitement (traitement au moyen de bâches ou en bateau vivier), l'utilisation d'un traceur visible est nécessaire pour pouvoir déterminer l'emplacement du panache. De plus, on a constaté une grande variation dans les concentrations mesurées. Il faut donc faire plusieurs mesures pour accroître la probabilité d'obtenir des valeurs représentatives et réalistes.

Deux programmes d'échantillonnage ont été menés dans le sud-ouest du Nouveau-Brunswick pour mesurer la persistance des concentrations de benzoate d'émamectine dans les sédiments autour des exploitations salmonicoles après le traitement, l'un en 2002 et l'autre en 2003 (Parker et Mallory 2003, 2004). Pour l'étude sur le terrain de 2002, une équipe de plongeurs en scaphandre autonome a prélevé des échantillons de sédiments à six endroits dans la zone d'effet potentielle et dans trois zones témoins. Les points d'échantillonnage étaient à des endroits où l'on s'attendait à trouver un dépôt, même si on ne savait pas si la zone d'intérêt comprenait un dépôt de produit chimique. À chaque point, trois carottes ont été prélevées, l'équipe de plongeurs ayant eu pour consigne de rechercher uniquement des sédiments à grains fins et de perturber le moins possible le contenu des carottiers. Les échantillons ont été prélevés à deux occasions, une fois avant le traitement et une fois environ 10 semaines après le traitement. La méthode utilisée dans l'étude de 2003 était similaire, les principales différences étant les emplacements et le moment de l'échantillonnage. Trois sites d'échantillonnage ont été sélectionnés dans la zone d'exposition potentielle et un site a été sélectionné dans chacune des trois zones témoins. Les échantillons ont été prélevés à cinq occasions distinctes, un le premier jour du traitement, mais avant le début du traitement, et environ 1, 2, 4 et 8 semaines après le traitement. Aucune quantité détectable de benzoate d'émamectine n'a été trouvée dans les échantillons de sédiments prélevés au cours de l'une ou l'autre étude, bien que l'on ait noté que la limite de détection atteinte dans l'étude était supérieure à la concentration estimée sans effet (CESE) établie par la SEPA, et il est donc possible que les échantillons aient contenu des concentrations supérieures à la CESE.

A.2. CANADA (COLOMBIE-BRITANNIQUE)

Une étude a été menée en Colombie-Britannique (MPO 2012) pour examiner les effets du benzoate d'émamectine sur la crevette tachetée (*Pandalus platyceros*) près des sites aquacoles. Outre des échantillons biologiques, des échantillons de sédiments et d'eau ont été prélevés dans le cadre des études sur le terrain. Les échantillons ont été analysés pour le benzoate d'émamectine selon la méthode d'Ikonomou et SurrIDGE (2013) dont la limite de détection est de l'ordre de quelques parties par billion ($\text{pg}\cdot\text{g}^{-1}$) pour les sédiments et de quelques parties par quadrillion ($\text{pg}\cdot\text{L}^{-1}$) pour l'eau. On a sélectionné deux sites d'exploitation présentant des conditions hydrodynamiques et benthiques différentes. Le plan d'échantillonnage comportait des composantes temporelles et spatiales. Dans chaque exploitation, des échantillons ont été recueillis avant, pendant et après le traitement au benzoate d'émamectine. Dans une exploitation, les échantillons ont été recueillis le long de deux transects, l'un s'étendant à l'est et l'autre à l'ouest de l'exploitation. Chaque transect comportait cinq points d'échantillonnage situés entre 0 et 150 m des cages en filet et un point témoin. Dans l'autre exploitation, les échantillons ont été prélevés à 0, 100 et 300 m le long d'un transect s'étendant au sud-ouest de l'exploitation. Les détails concernant la relation prévue entre ces points d'échantillonnage et les emplacements prévus des dépôts chimiques n'ont pas été fournis. Dans cette exploitation, les échantillons d'eau n'ont été prélevés qu'au bord de la cage. Les échantillons d'eau prélevés dans le voisinage immédiat de chaque exploitation contenaient de faibles niveaux de benzoate d'émamectine après le traitement. Quatre à cinq semaines après le traitement, aucun produit chimique n'a été détecté dans les échantillons d'eau. Les concentrations mesurées de benzoate d'émamectine dans les échantillons de sédiments variaient entre les deux sites, les concentrations à un site étant toujours près de la limite de quantification de la méthode d'analyse. À l'autre site, les concentrations détectables de benzoate d'émamectine se trouvaient à moins de 150 m de l'exploitation et le benzoate d'émamectine a été détecté 1,5 an après le traitement.

Park (2013) a également examiné les effets du benzoate d'émamectine sur la crevette tachetée (*Pandalus platyceros*) près des sites aquacoles en Colombie-Britannique en utilisant la méthode

d'Ikonomou et Surridge (2013) pour analyser les échantillons de sédiments prélevés. Le programme d'échantillonnage comprenait cinq sites d'élevage dans l'archipel Broughton avec des poissons à différents âges de production et à différentes densités de stockage. Quatre sites de référence présentant des caractéristiques physiques similaires à celles des sites d'élevage ont été sélectionnés. Dans deux sites d'élevage, les échantillons ont été prélevés une semaine avant, pendant, et une semaine après le traitement au benzoate d'émamectine. Dans deux autres, les échantillons ont été prélevés 10 jours et deux mois après le traitement. Dans la cinquième exploitation, les échantillons ont été prélevés deux mois après le traitement. Les auteurs n'ont mentionné aucun modèle de prévision des emplacements des dépôts de benzoate d'émamectine. Tous les sédiments prélevés, y compris les échantillons de prétraitement, présentaient des concentrations de benzoate d'émamectine de l'ordre de quelques parties par milliard. Les deux sites qui ont été échantillonnés avant le traitement avaient déjà été traités avec du benzoate d'émamectine, trois ans et un an avant l'étude, ce qui indique que le benzoate d'émamectine peut persister dans les sédiments pendant de longues périodes.

A.3. NORVÈGE

Selvik *et al.* (2002) ont mené une étude en laboratoire pour examiner la stabilité et la persistance du diflubenzuron (un médicament administré aux poissons par voie alimentaire) dans la boue marine et les sédiments de sable coquillier. L'étude comprenait également un volet sur le terrain visant à mesurer la dispersion et la persistance du diflubenzuron dans une cage à poissons après un traitement des poissons au diflubenzuron par voie alimentaire. Bien que l'utilisation du diflubenzuron ne soit pas approuvée au Canada, l'étude peut néanmoins donner un aperçu des stratégies potentielles de conception des plans d'échantillonnage. L'étude sur le terrain a eu lieu pendant et après un traitement de 14 jours sur un site de la côte ouest de la Norvège. Le premier jour du traitement, quatre pièges à sédiments ont été placés à 2 m au-dessus du fond marin, au bord de la cage, dans les positions nord, sud, est et ouest. Les pièges ont été vidés 3, 7, 10 et 14 jours après le début du traitement. Des échantillons de sédiments du fond marin ont également été prélevés à l'aide d'une benne Van Veen. Les points d'échantillonnage étaient situés le long de transects dans les directions nord-sud et est-ouest à 0, 5, 10 et 20 m du bord de la cage, pour un total de 16 sites. Des échantillons ont également été prélevés à un site de référence situé à environ 500 m de la cage. Quinze mois après le traitement, les échantillons de sédiments ont été prélevés à trois des sites. Les auteurs n'ont fourni aucune information indiquant dans quelle mesure les échantillons correspondaient aux profils de dépôt prévus du produit chimique. On a constaté que le contenu des pièges à sédiments consistait principalement en granulés de nourriture et en particules fécales et présentait des concentrations élevées de diflubenzuron. Les concentrations trouvées dans les sédiments étaient faibles. Selvik *et al.* (2002) ont proposé deux explications possibles pour cette différence : les sédiments ont été dispersés par le mouvement de l'eau généré par l'échantillonneur à benne et/ou les sédiments ont été transportés vers d'autres zones. Ils ont recommandé d'utiliser les deux techniques d'échantillonnage (pièges à sédiments et bennes) en privilégiant les bennes afin de s'assurer que la couche supérieure de sédiments, facilement remise en suspension, soit correctement prélevée.

Langford *et al.* (2014) ont réalisé des programmes d'échantillonnage sur cinq sites de pisciculture en Norvège (morue et saumon), et sur un site témoin afin de déterminer le transport, la dispersion et la concentration de médicaments antiparasitaires dans plusieurs compartiments aquatiques biologiques et physiques, notamment en prélevant des échantillons d'eau et de sédiments. Les exploitations ont été sélectionnées pour représenter différentes utilisations des médicaments et différents milieux physiques. Dans chaque exploitation, il n'y a eu qu'un seul échantillonnage, soit dans les 2 mois suivant le traitement contre le pou du

poisson, avec un ou plusieurs médicaments autorisés. Sur chaque site, cinq échantillons d'eau et de sédiments ont été prélevés. Jusqu'à cinq sites d'échantillonnage ont été positionnés à des distances atteignant 900 m de l'exploitation piscicole le long de transects déterminés d'après les conditions locales du vent et du courant. Les emplacements des échantillons d'eau et de sédiments ne coïncidaient pas nécessairement. Des échantillons d'eau ont été recueillis à une profondeur de 10 m, sauf à un endroit où ils l'ont été près du fond marin. Pour les échantillons de sédiments, trois prélèvements à la benne ont été réalisés en parallèle dans les 2 cm supérieurs. L'emplacement des échantillons était basé sur des estimations des conditions locales du vent et du courant. Les concentrations des médicaments utilisés dans le traitement par bain (deltaméthrine et cyperméthrine) étaient inférieures aux limites de détection dans tous les échantillons. Aucune des exploitations incluses dans l'étude n'a déclaré avoir utilisé de la cyperméthrine. À deux sites, on a déclaré avoir utilisé du diflubenzuron et des concentrations de ce médicament ont été trouvées dans les échantillons d'eau et de sédiments à ces endroits. À un site, la concentration de diflubenzuron dans les échantillons d'eau était la plus élevée à l'exploitation, et diminuait avec la distance de l'exploitation. Deux exploitations ont déclaré avoir utilisé du téflubenzuron. À l'un de ces endroits, des concentrations détectables de téflubenzuron ont été trouvées dans les échantillons d'eau, la concentration maximale étant à 900 m de l'exploitation. À ces deux exploitations, les concentrations de téflubenzuron trouvées dans les sédiments étaient supérieures au seuil de détection. Des concentrations détectables de benzoate d'émamectine ont été détectées dans quelques échantillons de sédiments, mais pas dans tous, aux deux exploitations qui avaient déclaré utiliser ce médicament.

Une autre étude sur le terrain a été réalisée en Norvège pour examiner la distribution et la persistance du téflubenzuron dans les poissons sauvages et les organismes benthiques après un traitement par voie alimentaire dans une pisciculture commerciale (Samuelsen *et al.* 2015) sans antécédent d'utilisation de flubenzuron. Les aliments médicamenteux ont été administrés sur une période de sept jours. Des pièges à sédiments en double ont été déployés la veille du traitement à l'exploitation et à 250, 700 et 1 100 m de l'exploitation dans la direction du courant de surface dominant. Les pièges ont été déployés à 10 m du fond. Sur les sites éloignés de l'exploitation, des pièges supplémentaires ont été déployés à 50 m de profondeur. Les pièges ont été vidés le dernier jour du traitement et environ une semaine et deux semaines plus tard. Au site de l'exploitation, les sédiments recueillis dans les pièges consistaient en granulés de nourriture et en matières fécales, tandis que les pièges plus éloignés de l'exploitation contenaient de petites quantités de matières organiques. La concentration de téflubenzuron était élevée à l'exploitation le dernier jour du traitement et une semaine plus tard, mais elle a diminué de manière significative deux semaines après le traitement. Des échantillons de sédiments de fond ont également été prélevés à l'aide d'une benne Van Veen le dernier jour du traitement à 150, 400 et 700 m de l'exploitation. Comme la topographie du fjord rendait l'échantillonnage difficile, on a utilisé les données sur la topographie du fond pour sélectionner l'emplacement des points d'échantillonnage. On a fait plusieurs prélèvements de sédiments à la benne sur le site d'exploitation le dernier jour du traitement, trois et huit mois après le traitement. On a observé une grande variation dans la quantité de sédiments et de médicaments dans les échantillons recueillis à l'exploitation, et les quantités de produits chimiques trouvées dans les échantillons de fond ne correspondaient généralement pas aux quantités dans les échantillons provenant des pièges à sédiments. Les concentrations à l'exploitation ont diminué avec le temps et aucun médicament n'a été détecté dans les sites éloignés. Les échantillons d'eau ont également été prélevés dans le cadre de cette étude le dernier jour du traitement à 50 m de l'exploitation à 11 h, 13 h, 15 h et 16 h à des profondeurs de 10, 20 et 50 m. Les concentrations de téflubenzuron dans les échantillons d'eau étaient faibles.

A.4. CHILI

Au Chili, on utilise des pesticides par voie alimentaire (benzoate d'émamectine, téflubenzuron et diflubenzuron) pour lutter contre le pou du poisson dans les piscicultures, ainsi que les pesticides deltaméthrine et cyperméthrine pour le traitement par bain. On a réalisé des échantillonnages dans quatre exploitations utilisant des produits chimiques différents afin de déterminer les concentrations de pesticides antiparasitaires dans les sédiments (Tucca *et al.* 2017). Les sites d'échantillonnage se trouvaient à 0, 10 et 100 m de la cage à poissons dans la direction déterminée par le courant dominant. Au moins cinq échantillons répétés ont été prélevés aux exploitations. Les échantillons ont été prélevés cinq jours après le traitement dans deux des exploitations et trois jours après le traitement dans les autres. Tous les échantillons recueillis contenaient des quantités détectables de produits chimiques. Les profils de distribution et de concentration observés dépendaient à la fois du médicament et du site.

A.5. ÉCOSSE

Dobson et Tack (1991) ont mené des études sur le terrain pour examiner la dispersion du dichlorvos, un pesticide utilisé pour le traitement par bain. Les expériences ont été menées à deux sites d'élevage salmonicole dans deux lochs différents en Écosse. Les temps combinés de vidange des deux lochs étaient représentatifs de ceux de la moitié des lochs écossais. Le but de l'étude était de surveiller dans chaque loch la concentration de dichlorvos à deux moments qui coïncidaient avec le moment où le débit sortant du loch était théoriquement le plus faible et le plus élevé. Chaque exploitation comportait huit cages en filet qui ont été traitées pour imiter un scénario de traitement d'une journée en utilisant la méthode de bâche-jupe. Afin de visualiser l'évolution du panache d'eau de traitement rejeté, on a ajouté de la rhodamine B au moment du traitement. Sur les huit traitements administrés par cage à chaque site, seuls quatre ont été suivis de près. Des échantillons ont été prélevés en prétraitement à sept profondeurs à deux endroits directement adjacents aux cages. Après le rejet, des échantillons ont été prélevés au centre du panache de rejet à des profondeurs de 0, 2,5, 5, 10, 15, 20 et 25 m de la surface. De plus, des échantillons ont été prélevés le long d'un transect à partir du centre de la cage traitée et du centre du panache de colorant à des profondeurs de 2,5 et 7,5 m. Vingt-quatre heures après le rejet, des échantillons ont été prélevés à deux endroits directement adjacents aux cages à des profondeurs de 2,5, 5, 10, 15, 20 et 25 m. Une autre série d'échantillons a été prélevée à 30 points situés sur une grille régulièrement espacée (les distances entre les points d'échantillonnage n'étaient pas indiquées), grille qui couvrait toute la largeur du loch à proximité de l'exploitation traitée. Les conditions environnementales, c.-à-d. la température, la salinité, le vent, la pluie et les marées, ont également été consignées dans le cadre de l'étude. Selon les observations des panaches de colorant, l'eau de traitement a quitté progressivement les cages traitées. De plus, la fluctuation des marées a eu peu d'effet sur le taux de dispersion, mais a eu un effet sur la direction de la dispersion. Aucune concentration de dichlorvos n'a été trouvée au-dessus du seuil de détection à l'extérieur d'un périmètre de 25 m autour des cages. À l'intérieur de ce périmètre, le dichlorvos a été détecté jusqu'à une profondeur de 10 m sur une période de 1 à 1,5 h.

Une première étude sur le terrain a été menée par Schering-Plough Animal Health pour mesurer les concentrations de benzoate d'émamectine après un traitement antiparasitaire des poissons par voie alimentaire dans une exploitation piscicole écossaise. La SEPA a utilisé cette étude pour évaluer les risques liés à l'utilisation du benzoate d'émamectine (SEPA 1999) dans le cadre du processus d'autorisation de l'utilisation de ce médicament. La SEPA a également utilisé les résultats d'un modèle de dépôt (DEPOMOD) dans l'évaluation des risques. Des échantillons de terrain ont été prélevés pour mesurer les concentrations de benzoate d'émamectine dans les sédiments, le floc, l'eau et les pièges à sédiments. Peu d'échantillons

d'eau ont été prélevés, car les propriétés physiques du composé et les résultats d'études antérieures indiquaient que les concentrations seraient inférieures à la limite de détection. Deux échantillons d'eau ont été prélevés pendant le traitement et, comme prévu, aucune concentration détectable de benzoate d'émamectine ou de son principal métabolite déméthylé n'a été décelée. Des échantillons de sédiments et de floc ont été prélevés sur le fond marin avant le traitement et 1 semaine, 1 mois, 4 mois et 12 mois après le traitement. Les points d'échantillonnage étaient situés à 10 m et 25 m du bord de la cage dans plusieurs directions, et à 50 m et 100 m en amont et aval du courant principal, ainsi que dans deux sites témoins à environ 1 km de l'élevage. Toutes les concentrations dans le floc étaient bien inférieures à la CESE. Sur les 59 échantillons de sédiments, seuls 3, prélevés à 10 m, présentaient des concentrations supérieures à la CESE. En outre, toutes les concentrations mesurées étaient inférieures à celles prévues par le modèle. Durant le traitement, des pièges à sédiments ont été déployés pendant sept jours à 2 m au-dessus du fond à 5 m, 25 m et 50 m du bord de la cage dans le sens du courant résiduel. Les concentrations de matières recueillies étaient plus élevées que dans le matériel sédimentaire, et le rapport concluait que les faibles concentrations dans les sédiments et le floc indiquaient une dispersion rapide du benzoate d'émamectine. Sous réserve que le régime de traitement spécifié soit suivi et que les résultats du modèle DEPOMOD indiquent un site approprié, le rapport concluait qu'aucun dommage inacceptable à l'environnement ne serait prévu et que l'autorisation d'utilisation devrait être accordée.

La Scottish Association for Marine Science (SAMS 2005) a entrepris une ambitieuse étude de terrain afin d'examiner les conséquences écologiques à long terme et à grande échelle de l'utilisation des médicaments antiparasitaires contre le pou du poisson par l'industrie écossaise de la salmoniculture. L'étude s'est déroulée de septembre 1999 à août 2004 dans les eaux de la côte ouest de l'Écosse. Au moment de l'étude, les traitements par bain à base de cyperméthrine, de peroxyde d'hydrogène et d'azaméthiphos étaient autorisés. En 2001, le traitement du poisson à l'aide de benzoate d'émamectine par voie alimentaire est devenu disponible. Quatre sites ont été sélectionnés pour le programme d'échantillonnage, compte tenu de la disponibilité des principaux médicaments et des conditions hydrodynamiques afin de s'assurer de couvrir une plage de conditions ambiantes. En outre, les contraintes logistiques ont été prises en compte pour garantir que les sites étaient suffisamment profonds pour les études avec plongeurs et qu'ils étaient facilement accessibles par bateau.

Même si l'objectif principal de l'étude de la SAMS (2005) était de déterminer si les effets des traitements contre le pou du poisson pouvaient être détectés dans l'écosystème, des échantillons de la colonne d'eau ont été prélevés pendant le traitement par bain à la cyperméthrine sur un site et des échantillons de sédiments ont été prélevés sur deux sites où on utilisait du benzoate d'émamectine. Des échantillons en double de la colonne d'eau ont été recueillis dans le panache de rejet pour un seul traitement en cage. Les échantillons ont été prélevés à la surface de l'eau à l'intérieur de la cage avant et immédiatement après le rejet de l'eau de traitement. Cinq minutes après le rejet, des échantillons ont été prélevés à une profondeur de 6 m à l'extrémité aval du groupe de cages. On a utilisé des dérivateurs de surface pour suivre la position du panache pendant trois heures après le rejet et des échantillons en double ont été prélevés toutes les 10 minutes environ dans le panache. On a constaté que les concentrations de cyperméthrine observées dans la cage avant le rejet étaient de 35 à 40 % inférieures à la concentration de traitement estimée. Toutes les autres concentrations mesurées étaient inférieures de plusieurs ordres de grandeur à la concentration initiale du traitement et la cyperméthrine n'a pas été détectée dans la majorité des échantillons prélevés 43 minutes après le rejet.

Au moment de l'étude de la SAMS (2005), le benzoate d'émamectine était un nouveau produit de traitement et était utilisé dans trois des sites d'échantillonnage. Des échantillons de

sédiments ont été prélevés sur deux des sites pour déterminer les concentrations de benzoate d'émamectine. Les échantillons ont été prélevés par benne Van Veen ou par un plongeur utilisant un carottier manuel à plusieurs endroits le long de deux transects à chaque site. Les emplacements des transects et l'espacement des échantillons avaient été déterminés à partir des résultats du modèle DEPOMOD qui a été exécuté en utilisant les données des courantomètres recueillies sur les sites. Des échantillons ont également été prélevés à un point témoin pour chaque emplacement qui était positionné au-delà de l'empreinte d'exposition prévue par DEPOMOD. Des échantillons de prétraitement ont été prélevés sur les deux sites. Sur un site, deux traitements ont été administrés à quatre mois d'intervalle et des échantillons ont été prélevés à cinq dates différentes sur une période de 18 mois. Neuf jours après le premier traitement, un seul échantillon prélevé sous la cage présentait une quantité détectable de benzoate d'émamectine. Trois mois plus tard, un seul échantillon de sédiments contenait une concentration détectable de benzoate d'émamectine. Cinq mois après le deuxième traitement, la plupart des échantillons contenaient des concentrations indétectables de benzoate d'émamectine. Les résultats du modèle ont été comparés aux observations pour les échantillons qui ont été prélevés après les deux traitements. On a constaté que les concentrations prévues étaient généralement supérieures de deux ordres de grandeur aux valeurs mesurées. Sur le second site, deux traitements ont été administrés à trois mois d'intervalle. Des échantillons de sédiments ont été prélevés à trois occasions : un avant le traitement, un 22 jours après le premier traitement (et avant le deuxième traitement), et un 186 jours après le premier traitement (environ trois mois après le deuxième traitement). Comme des concentrations de benzoate d'émamectine ont été détectées dans les échantillons avant le traitement et sur le site de référence, on a conclu que les échantillons prélevés avaient été exposés à une contamination non identifiée pendant le processus.

Telfer *et al.* (2006) ont mené une étude sur le terrain pour déterminer les effets environnementaux d'un traitement contre le pou du poisson avec le benzoate d'émamectine dans une exploitation salmonicole commerciale dans le nord-ouest de l'Écosse. À l'aide des données hydrographiques recueillies, on a utilisé un modèle de dépôt pour estimer l'empreinte d'exposition au produit chimique utilisé dans le traitement. Douze sites d'échantillonnage des sédiments ont été sélectionnés d'après les résultats du modèle. Le long du grand axe de l'empreinte de dépôt prévue, huit points ont été échantillonnés, quatre à chaque extrémité du réseau de cages positionnées à 10, 25, 50 et 100 m du bord de la cage. Dans la direction perpendiculaire au petit axe, quatre points ont été échantillonnés, deux de chaque côté du réseau de cages, positionnées à 10 et 25 m. Des points de référence ont été positionnés à 1 km le long du grand axe, à chaque extrémité du réseau de cages. Les échantillons ont été prélevés avant le traitement, pendant le traitement, puis 1 semaine, 1 mois, 4 mois et 1 an après le traitement. L'échantillonnage a été réalisé à l'aide de bennes Van Veen pour les sédiments du fond marin, et d'un échantillonneur d'eau Van Dorn descendu au fond de la mer pour prélever du floc. En outre, des pièges à sédiments de forme conique ont été placés à 2 m au-dessus du fond marin, le long d'une ligne dans la direction du courant de surface résiduel à 5, 25 et 50 m du bord des cages. Des échantillons d'eau ont également été prélevés à 25 m en aval des cages, à 1 m de profondeur, une fois pendant la période de traitement. Aucun niveau détectable de benzoate d'émamectine ou de son métabolite n'a été trouvé dans les échantillons d'eau. Les échantillons de sédiments contenaient de faibles concentrations de benzoate d'émamectine, la concentration maximale ayant été atteinte quatre mois après le traitement, à 10 m du bord des cages. Les sédiments contenant du benzoate d'émamectine et son métabolite se trouvaient dans un rayon de 25 m du bord des cages, sauf à un point situé à 100 m, où des concentrations intermittentes ont été détectées. Un an après le traitement, le benzoate d'émamectine était toujours détecté à moins de 10 m des cages. Le contenu des pièges à sédiments variait selon

l'emplacement, le piège le plus proche des cages contenant principalement de la nourriture non consommée et les autres contenant principalement des matières fécales.

Dans le cadre de son programme de surveillance visant à réglementer l'utilisation de produits chimiques pour le traitement du pou du poisson, la SEPA a prélevé des échantillons à cinq sites piscicoles en 2009 (SEPA 2011). Les échantillons prélevés ont été analysés pour quatre médicaments antiparasitaires administrés par voie alimentaire, dont deux étaient autorisés (téflubenzuron et benzoate d'émamectine) et deux ne l'étaient pas (diflubenzuron et ivermectine). L'objectif de l'échantillonnage était de comparer les concentrations mesurées de médicaments autorisés avec les NQE afin de déterminer si l'utilisation de ces médicaments pouvait entraîner des répercussions sur l'environnement. À chaque site d'exploitation, trois échantillons de sédiments ont été prélevés sur le bord des cages. Pour quatre des exploitations, trois échantillons supplémentaires ont été prélevés à un site de référence situé à plus de 500 m du bord des cages. Les concentrations chimiques variaient de manière appréciable entre les échantillons provenant d'un même site. À deux sites d'exploitation, le benzoate d'émamectine a été détecté à des concentrations dépassant les NQE pertinentes, ce qui indiquait un effet environnemental potentiel. Dans les cinq exploitations, le téflubenzuron n'a pas été détecté dans les échantillons prélevés ou l'a été à des concentrations inférieures au seuil des NQE. Aucune ivermectine n'a été détectée à aucun des sites d'échantillonnage.

En utilisant de nouvelles méthodes d'analyse avec une limite de détection pour le benzoate d'émamectine de $0,0034 \mu\text{g kg}^{-1}$ poids sec de sédiments, la SEPA (2018) et Bloodworth *et al.* (2019) ont analysé des échantillons de sédiments prélevés à des exploitations piscicoles des îles Shetland en Écosse. Afin d'obtenir une variété représentative de conditions d'exploitation piscicole, on a choisi les exploitations en tenant compte de plusieurs facteurs : les types de sédiments, le régime des courants, la taille des plans d'eau, l'historique de l'utilisation du benzoate d'émamectine et les exploitants des sites piscicoles. Les résultats du modèle de dépôt autoDEPOMOD (Cromey *et al.* 2002) ont été utilisés pour déterminer les emplacements des échantillons. À chaque site, trois échantillons ont été prélevés le long de chacun des trois transects. L'orientation des transects était basée sur les résultats du modèle, tout comme les positions : une au bord de la cage, une au bord de la zone d'effet modélisée, et une au-delà de la zone d'effet modélisé. En outre, au moins deux points de référence ont été échantillonnés à chaque site. Les points de référence étaient situés à des endroits où aucun effet n'était prévu et à au moins 500 m de l'exploitation piscicole. Selon les résultats, le benzoate d'émamectine est plus largement dispersé dans l'environnement que ne l'indiquaient les études précédentes, les concentrations diminuant en général avec la distance de l'exploitation. Les auteurs ont indiqué qu'il était difficile d'évaluer l'effet environnemental si on employait un petit nombre de points de données. Ils ont conclu également que l'échantillonnage multidirectionnel est utile pour comprendre la dispersion du benzoate d'émamectine dans l'environnement.

ANNEXE B : RÉSULTATS PRÉLIMINAIRES NON PUBLIÉS D'UNE CAMPAGNE RÉCENTE D'ÉCHANTILLONNAGE DES SÉDIMENTS PAR LE MPO CONCERNANT LES PESTICIDES ET LES MÉDICAMENTS REJETÉS PAR CERTAINES EXPLOITATIONS SALMONICOLES AVEC CAGES EN FILET AU CANADA

De septembre 2016 à mars 2017, le MPO a mené un vaste programme d'échantillonnage benthique aléatoire par benne à proximité de trois exploitations piscicoles avec cages en filet au Canada. Une centaine de points d'échantillonnage ont été répartis selon un quadrillage emboîté centré autour de chaque exploitation (figure A1). L'espacement entre les points variait selon les grilles d'échantillonnage. Les points d'échantillonnage les plus proches de l'exploitation étaient espacés d'environ 50 m. Dans la grille qui contenait les points les plus éloignés de l'exploitation,

les points étaient espacés d'environ 250 m. Dans la grille intermédiaire, les points étaient espacés d'environ 100 m.

Un échantillon des 2 cm supérieurs de sédiments a été obtenu par échantillonnage à la benne et analysé pour plusieurs produits chimiques (antibiotiques, pesticides et médicaments). La distribution spatiale des concentrations de benzoate d'émamectine en ng g^{-1} (poids humide) qui ont été trouvées aux points échantillonnés avec succès est illustrée sur les figures B2 à B4.

Dans tous les cas, les concentrations les plus élevées de benzoate d'émamectine à chaque exploitation ont été trouvées à proximité de l'exploitation, c.-à-d. en champ proche, et dans tous les cas, des concentrations beaucoup plus faibles mais encore détectables ont été trouvées en champ lointain jusqu'au bord de la grille d'échantillonnage, soit à une distance d'environ 1,5 km des exploitations. Dans l'une des exploitations, les concentrations en champ lointain étaient proches de la limite de détection, mais inférieures à la limite de quantification (LQ).

Des profils de concentrations qualitativement similaires ont été trouvés pour plusieurs autres produits chimiques présents dans les aliments (lufénurone, oxytétracycline) et le métabolite déméthylé de l'émamectine.

Les détails et les résultats du programme d'échantillonnage seront publiés ailleurs.

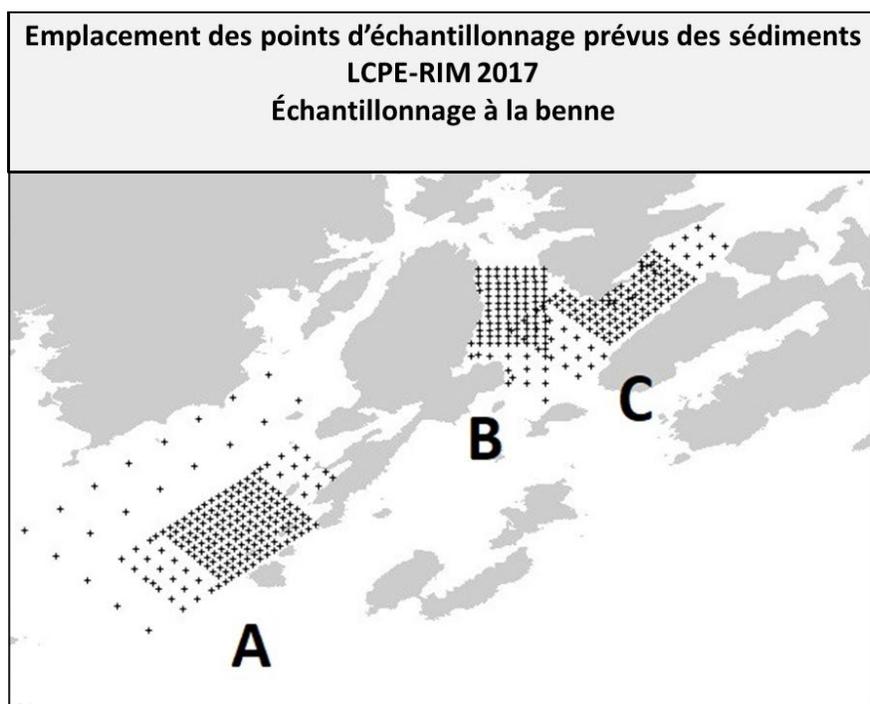


Figure B1. Emplacement des points d'échantillonnage benthique à la benne pour le programme d'échantillonnage réalisé de septembre 2016 à mars 2017 par le MPO.

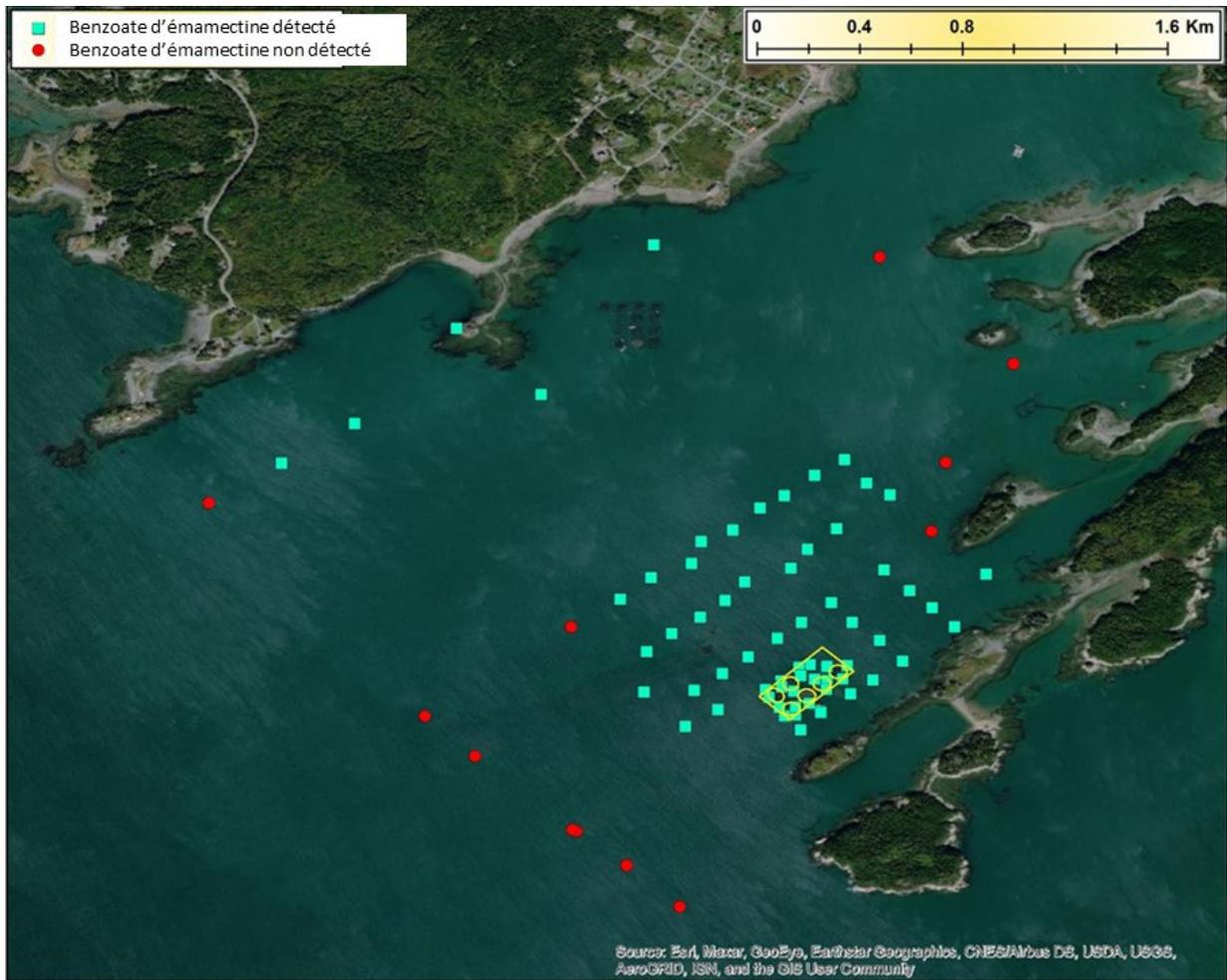


Figure B2. Répartition du benzoate d'émamectine trouvé dans les échantillons de sédiments de surface prélevés entre septembre 2016 et mars 2017 à proximité de l'exploitation salmonicole avec cages en filet A (figure B1).



Figure B3. Répartition du benzoate d'émamectine trouvé dans les échantillons de sédiments de surface prélevés entre septembre 2016 et mars 2017 à proximité de l'exploitation salmonicole avec cages en filet B (figure B1).

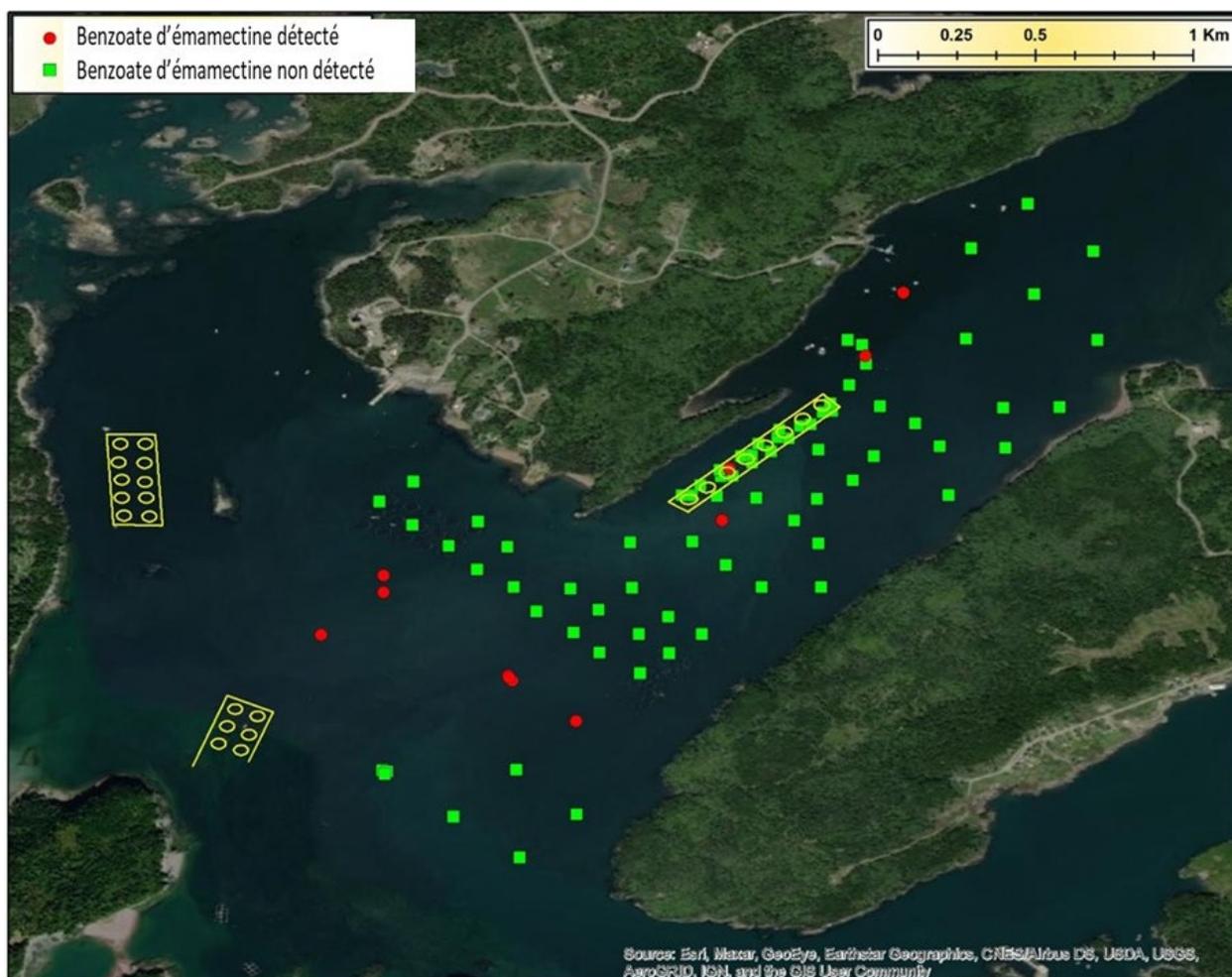


Figure B4. Répartition du benzoate d'émamectine trouvé dans les échantillons de sédiments de surface prélevés entre septembre 2016 et mars 2017 à proximité de l'exploitation salmonicole avec cages en filet C (figure B1).