

*Utilisation de la moule bleue comme
indicateur du niveau de pollution par les
métaux lourds et les hydrocarbures dans
l'estuaire et le golfe du St-Laurent.*



**INRS
OCÉANOLOGIE**

**Institut national de la
recherche scientifique**

*Utilisation de la moule bleue comme
indicateur du niveau de pollution par les
métaux lourds et les hydrocarbures dans
l'estuaire et le golfe du St-Laurent.*

Rapport final

UNIVERSITÉ DU QUÉBEC

INSTITUT NATIONAL DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE

INRS-Océanologie
et
PÊCHES ET OcéANS CANADA

Par

Daniel COSSA

Juillet 1980

SI-43600100

SI-33110900

INRS-Océanologie
310 Ave. des Ursulines
Rimouski, P.Q.
G5L 3A1

AVANT-PROPOS

Ce travail a été effectué sous la responsabilité scientifique de D. Cossa, chercheur à l'INRS-Océanologie en collaboration avec E. Bourget, professeur au département de biologie de l'Université Laval et J. Piuze, chercheur à la Direction de la recherche du ministère Pêches et Océans Canada, région de Québec.

Ont participé à ces recherches: G. Canuel, G. Champagne, S. Couturier, C. Desjardins, A. Gendron, R. Lavoie, S. Leblanc, K. Loczy, M. Picard-Bérubé, D. Pouliot, J.-G. Rondeau, B. Roy et J. Sylvain.

Cette étude a été financée à la fois par Pêches et Océans Canada, dans le cadre d'une subvention de recherches (programmes coopératifs) et l'Institut National de la Recherche Scientifique (INRS-Océanologie).

Le présent rapport est descriptif. Il contient seulement les méthodes et les résultats de l'étude. L'interprétation des résultats fera l'objet de publications distinctes.

TABLE DES MATIERES

	Page
AVANT-PROPOS	I
TABLE DES MATIERES	II
RESUME	IV
ABSTRACT	IV
INTRODUCTION	1
CHAPITRE I. METHODES	4
I.1 La moule bleue du Saint-Laurent	4
I.2 Prélèvement des moules	4
I.3 Préparation des échantillons	7
3.1 Préparation des individus en vue de la mesure des caractéristiques biologiques, de leur concentration en métaux et de la constitution d'une "bibliothèque"	7
3.2 Préparation des échantillons en vue de la mesure de leur concentration en hydrocarbures	9
I.4 Méthodes de mesures et d'analyses	9
4.1 Méthodes biométriques	9
4.2 Analyse des métaux	10
4.2.1 Destruction de la matière organique pour l'analyse du Cd, Cr, Fe, Pb et Zn	10
4.2.2 Dosage de métaux par spectrophotométrie d'absorption atomique	12
4.2.3 Analyse du Hg total	16
4.3 Analyse des hydrocarbures	22
4.3.1 Dosage des hydrocarbures polyaromatiques (HPA) . .	22
4.3.2 Dosage des biphényl polychlorés (BPC)	25

	Page
CHAPITRE II. STATIONS D'ECHANTILLONNAGE ET DONNEES BIOMETRIQUES .	28
II.1 Milieu d'étude	28
1.1 Hydrographie et circulation des eaux de surface	28
1.2 Industries et agglomérations polluantes	30
II.2 Stations d'échantillonnage	33
II.3 Caractéristiques biométriques	34
CHAPITRE III. RESULTATS	41
III.1 Métaux lourds	43
1.1 Cadmium	43
1.2 Chrome	43
1.3 Fer	48
1.4 Mercure	48
1.5 Plomb	48
1.6 Zinc	55
III.2 Hydrocarbures	55
2.1 Hydrocarbures polyaromatiques (HPA)	55
2.2 Biphényl polychlorés (BPC)	60
REFERENCES	67
ANNEXES	
I. Emplacement des stations d'échantillonnage	I.1
II. Données biométriques	II.1
III. Concentrations en métaux lourds	
a) Cd	III-a.1
b) Cr	III-b.1
c) Fe	III-c.1
d) Hg	III-d.1
e) Pb	III-e.1
f) Zn	III-f.1
IV. Concentration en HPA	IV.1
V. Concentration en BPC	V.1

RESUME

Les niveaux de pollution de l'estuaire et du golfe du St-Laurent ont été déterminés en utilisant la moule bleue (Mytilus edulis L.) comme indicateur. Les contenus en métaux en traces (Cd, Cr, Fe, Hg, Pb et Zn) et en hydrocarbures (HPA et HPC) ont été déterminés chez des animaux provenant de 71 stations. Les concentrations mesurées sont généralement faibles et leurs distributions semblent résulter la plupart du temps de phénomènes naturels. Cependant des situations anormales existent sur la rive sud de la Baie-des-Chaleurs dans le cas du Cd et du Pb, à l'embouchure du Saguenay et dans la région de Port-Cartier dans le cas des HPA.

ABSTRACT

In order to establish pollution levels, trace metals (Cd, Cr, Fe, Hg, Pb and Zn) and hydrocarbons (PAH and PCB) levels have been determined in blue mussel (Mytilus edulis L.) from 71 stations in the estuary and gulf of St. Lawrence. Levels are generally low and their distributions probably result from natural processes. However abnormal situations exist in some places: on the south shore of Baie-des-Chaleurs for Cd and Pb, at the mouth of Saguenay fjord and near Port-Cartier for PAH.

INTRODUCTION

La détermination des niveaux de pollution d'un milieu aquatique est théoriquement possible par l'analyse de l'eau, des sédiments et des organismes indigènes.

Les analyses de l'eau sont délicates et chères; en milieu estuarien elles ne permettent que rarement de déceler les apports anthropogéniques tant la dilution et les phénomènes d'enlèvement des polluants peuvent être importants (Yeats et al., 1978). De plus, un grand nombre d'échantillons est nécessaire pour éliminer les variations temporelles (saison, marée, etc...) des concentrations. Ceci est d'autant plus vrai dans un milieu comme l'estuaire du St-Laurent en raison de la forte amplitude des différences saisonnières du débit des eaux douces, avec lesquelles de nombreux polluants sont associés. L'utilisation des sédiments s'est avérée plus profitable (Loring, 1975; 1976 a et b); elle est cependant sujette aux variations géographiques éventuelles des taux de sédimentation, de la taille des grains et de leur teneur en constituants organiques. En revanche, l'utilisation d'organismes comme indicateur des niveaux de pollution semble plus aisée (Phillips, 1977a).

Les organismes, en raison de leur propriété de concentrer de nombreux composés chimiques (métaux lourds, hydrocarbures, pesticides...), reflètent par leur teneur en ces substances la qualité du milieu dans

et du golfe du St-Laurent afin d'en établir le degré de pollution et de faire des comparaisons avec d'autres régions du monde.

Cependant des facteurs autres que les niveaux environnementaux affectent le contenu en polluants de la moule. Ceux-ci ont particulièrement été étudiés dans le cas des métaux, et sont principalement: (a) la saison (Penthreath, 1973; Phillips, 1976a; Majori et al., 1978), (b) la taille des animaux (Boyden, 1974 et 1977; De Wolf, 1975; Phillips, 1976 a, b; Davis et Pirie, 1978; Cossa et al., 1979 et 1980), (c) la position dans l'estran (Bourget et Cossa, 1976; Phillips, 1976 a), (d) le cycle reproductif (Cossa et al., 1979), et le sexe (Walting et Walting, 1976). C'est en s'efforçant par les conditions de prélèvement adéquates de limiter l'effet de tels facteurs et en prenant lors des échantillonnages toutes les précautions imposées par le dosage de substances présentes à l'état de traces (Berner et al., 1976; Bernhard, 1977) qu'a été réalisé le présent inventaire. Des paramètres biométriques et écologiques ont été aussi mesurés afin de permettre une interprétation des teneurs en polluants aussi complète que possible.

Pour cette première exploration des niveaux de pollution de l'estuaire et du golfe du St-Laurent, nous avons choisi de mesurer les concentrations en métaux en traces totaux (Cd, Cr, Fe, Hg, Pb et Zn) en hydrocarbures polycycliques (HPA) et en biphényl polychlorés (BPC).

Le présent rapport est descriptif et contient uniquement les méthodes et les résultats de cette étude. L'interprétation des résultats fera l'objet de publications distinctes.

lequel ils vivent. Leur longévité, leur métabolisme de base, et le "turn-over" de la substance considérée déterminent la capacité d'intégration des variations temporelles des concentrations dans le milieu environnant. Ceci a l'avantage de fournir par une seule détermination l'information que seule la moyenne d'un grand nombre de mesures dans l'eau permettrait d'obtenir. L'information fournie par les organismes est aussi plus pertinente du point de vue toxicologique que celles fournies par l'eau ou les sédiments puisqu'elle rend compte de la disponibilité biologique des substances polluantes.

Le choix d'un organisme consommateur primaire (filtreur) est préférable à celui d'algues ou de plantes marines. En effet, ces animaux en raison de leur physiologie et leur position trophique, reflètent par leur teneur en polluants non seulement les concentrations de ces substances à l'état dissous mais encore leur richesse dans les particules en suspension qu'ils utilisent comme nourriture. Dans ses recommandations, la Décade Internationale pour l'Exploration des Océans (Goldberg, 1972), préconisait d'utiliser des organismes sessiles afin que les mesures soient représentatives du site étudié. Plus récemment différents auteurs se sont accordés pour standardiser le choix de l'animal de référence en sélectionnant la moule (genre Mytilus) en raison de sa très large aire de distribution (Butler, 1973; Holden, 1973; Goldberg, 1975; Phillips, 1976 a, b et 1977 a, b et c et 1978; Bayne, 1978).

A la suite de ces auteurs nous avons décidé d'utiliser la moule bleue (Mytilus edulis L.) largement présente sur le littoral de l'estuaire

1. La moule bleue du Saint-Laurent

Les moules recueillies pour cette étude sont des Mytilus edulis L. appelées moules bleues mais aussi dans nos régions mouques ou becs-de-corneille. D'après Bousfield (1964) leur répartition dans l'estuaire du St-Laurent débute à Kamouraska sur la rive sud et à Baie St-Paul sur la rive nord. Leur présence est quasi générale dans le golfe du St-Laurent ainsi que sur le littoral atlantique de l'île de Baffin jusqu'en Caroline du Sud. Bourget (résultats non publiés) a fait un relevé des densités rencontrées dans l'Estuaire et la partie Nord Ouest du Golfe (Fig. 1).

2. Prélèvement des moules

Deux personnes ont réalisé l'échantillonnage du 19 mai au 23 juin 1977 et du 17 mai au 22 juin 1979. La méthode de prélèvement a été standardisée afin qu'un pareil échantillonnage puisse être reproduit par n'importe quel opérateur.

Les moules sont prélevées dans le médio littoral moyen, sur un substrat rocheux soumis à un mode battu de préférence.

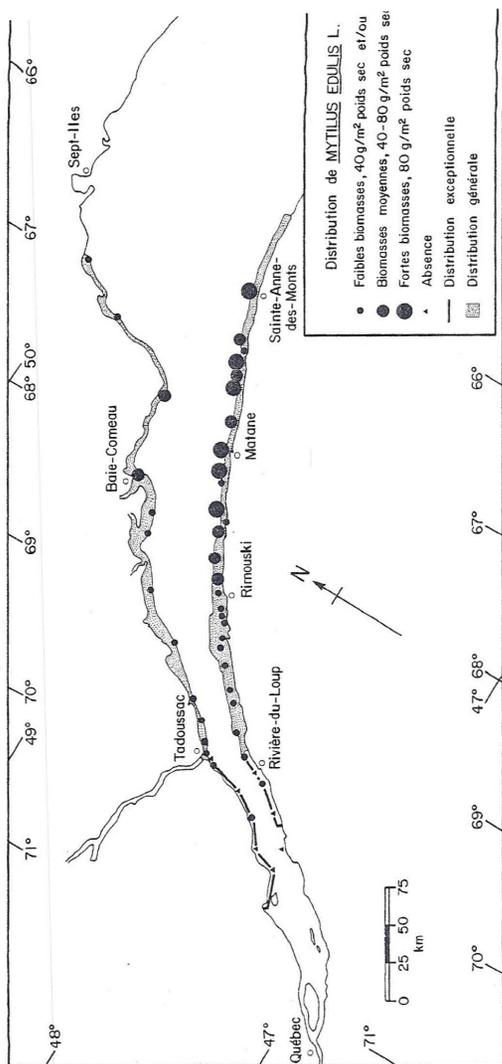


Figure 1. Distribution de *Mytilus edulis* dans l'estuaire du St-Laurent (Bourget, données non publiées).

Les personnes préposées à la cueillette disposent d'un véhicule équipé d'un congélateur, pouvant atteindre -15°C , destiné à recevoir les moules immédiatement après leur récolte.

Les animaux sont prélevés sur une surface de 10 m par 20 m à la main avec des gants en matière plastique. Des précautions sont prises pour ne pas arracher la base du byssus. Seuls les individus dont la longueur de la coquille est comprise entre 3 et 4 cm sont habituellement prélevés. Un calibre en plexiglass permet de sélectionner des moules de cette taille.

A chacune des stations 3 sacs en polyéthylène sont remplis. Dans le premier (sac A) 50 animaux sont récoltés qui serviront à l'étude des caractères biologiques, à la mesure des concentrations en métaux et à la constitution d'une "bibliothèque" destinée à servir de source pour de futures analyses. A certaines stations des moules d'une gamme de taille aussi large que possible sont prélevées de manière à avoir dans le sac A, en plus des 50 animaux de taille comprise entre 3 et 4 cm, 50 animaux de taille inférieure à 3 cm et 50 animaux de taille supérieure à 4 cm.

Un second lot de 250 animaux (sac B) servira à la mesure des hydrocarbures.

Dans un troisième sac (sac C), on dispose 10 moules dans une solution de formaldéhyde à 4% afin de conserver les tissus pour des examens subséquents, en particulier de l'état des gonades.

Des étiquettes comportant la date, l'heure et le lieu de prélèvement sont apposées sur chacun des sacs A, B et C. Les sacs A et B sont scellés et congelés aussitôt à -10°C . Les sacs C sont gardés à la température ambiante.

La température et la salinité des eaux de surface sont recueillies au moyen d'un thermomètre et d'un réfractomètre de terrain.

Une fiche est établie à chaque station sur laquelle sont repris les indications figurant sur les étiquettes ainsi que la salinité, la température de l'eau, les sources visibles de pollution présumée et tout changement éventuel aux conditions standards de prélèvement. Des photographies de chaque site de prélèvement ont été prises afin de pouvoir réidentifier avec précision la localisation de la station.

3. Préparation des échantillons

3.1 Préparations des individus en vue de la mesure des caractéristiques biologiques, de leur concentration en métaux, et de la constitution d'une "bibliothèque".

Les échantillons préparés en vue d'analyser différents métaux, ont tous subi le même mode de préparation en laboratoire. C'est une technique fort simple mais qui demande de la part du manipulateur une reproductivité parfaite du traitement des échantillons.

Les manipulations sont effectuées avec des gants en polyéthylène et tout contact avec du métal est exclu. Les contenants et les instruments sont soit en teflon soit en polyéthylène préalablement lavés

à l'acide chlorhydrique dilué pendant un minimum de 24 h à 40°C et rincés à l'eau déminéralisée (Nanopure, Barnstead).

Les moules sont décongelées à la température du laboratoire et identifiées par numérotation de 1 à 50 pour chacune des stations. Les tissus mous sont séparés de la coquille après enlèvement des byssus.

Les coquilles sont brossées et rincées à l'eau déminéralisée; leur taille est mesurée avec précision ($\pm 0,5$ mm). Elles sont enfin stockées dans des enveloppes pour des études subséquentes de la croissance.

Les tissus mous et le liquide résiduel sont placés individuellement dans des boîtes de Pétri en polystyrène. Les échantillons identifiés sont séchés à l'étuve à 55°C jusqu'à poids constant (environ 30h). Le séchage terminé, les poids secs des moules sont déterminés par pesée sur une balance Mettler H311. Elles sont ensuite mises dans des sacs en polyéthylène scellés et rangées au congélateur à -20°C dans des bocaux de verre ou des boîtes contenant un desséchant (Drierite). Les échantillons sont ainsi stockés jusqu'à leur utilisation à des fins analytiques.

Les 15 premiers individus servent à l'étude des caractéristiques biologiques. Quinze (15) moules sont utilisées pour les dosages des métaux lourds. Les animaux restants constituent la "bibliothèque".

3.2 Préparation des échantillons en vue de la mesure de leur concentration en hydrocarbures.

La méthode de préparation des échantillons pour la mesure des hydrocarbures nécessite aussi de très grandes précautions en regards des contaminations possibles. Des gants en polyéthylène préalablement rincés à l'alcool éthylique sont utilisés. Les contenants et instruments sont soit en verre soit en métal. Les contenants en verre sont lavés par un mélange sulfochromique à chaud pendant 12 h, rincés à l'eau distillée puis passée sur du charbon activé pour retenir toute trace de matière organique. Les instruments en métal sont passés au four à 400°C pendant 24 heures.

Les coquilles sont nettoyées, brossées et passées à l'eau déminéralisée, leur taille est mesurée. Les 250 individus recueillis à chaque station sont séparés en 5 groupes de 50 moules. Les byssus sont enlevés, et les tissus mous de 50 individus réunis dans un contenant en verre (150 mL). Ils sont ensuite homogénéisés au "Virtis". Les contenants sont recouverts d'un couvercle d'aluminium. Les échantillons sont ainsi lyophilisés. Les 5 échantillons sont pesés sur une balance (Mettler H 311) avec une précision de 0,1 mg et ensuite stockés au congélateur à -20°C.

4. Méthodes de mesures et d'analyses

4.1 Méthodes biométriques

La détermination de la longueur de la coquille est faite à l'aide d'un pied à coulisse (Manostat, Dial 6921). La précision des mesures est de l'ordre 0,1 mm.

La mesure du poids humide des animaux est faite après décongélation.

Les moules sont égouttées sur un tamis (soie Nitex) et pesées dans une boîte de Pétri en matière plastique prépesée. Les deux pesées sont faites sur une balance Mettler H 311. Le poids humide des moules est calculé par différence.

Les moules sont mises à l'étuve à 55°C jusqu'à l'obtention d'un poids constant c.a.d. environ 30 heures. Les échantillons sont ensuite mis au dessiccateur avant d'être pesés sur Mettler H 311. La précision sur les pesées est de 0,1 mg.

L'âge des animaux est évalué en déterminant les anneaux d'accroissement annuel. La détermination de l'âge inférieur à un an est estimé par la croissance relative.

Le stade de développement des gonades est établi par observation de la morphologie du manteau selon les critères de classification décrits par Seed (1976). Six (6) stades de développement gonadiques sont définis par un chiffre de 0 à 5. "Zéro" (0) correspond à l'immaturité ou au repos des gonades et "5" à leur plein développement juste avant la ponte. Pour chaque station un stade gonadique moyen est déterminé en multipliant le nombre d'individus de chacun des stades par le chiffre du stade et en divisant la somme des produits par le nombre total d'individus.

4.2 Analyse des métaux

4.2.1 Destruction de la matière organique en vue de l'analyse du Cd, Cr, Fe, Pb et Zn.

Gorsuch (1970), Reimers et al. (1973) et Bernhard (1977) ont étudié les différentes techniques de minéralisation des échantillons biologiques. Il semble qu'une des meilleures méthodes soit l'attaque par voie humide sous pression dans des réacteurs clos en teflon. Cette méthode a surtout le

Holak *et al.*, 1972; Ramelow *et al.*, 1978)

Appareillage. - réacteurs en teflon de 10 mL tels que décrits par Loring et Rantala (1977) fabriqués par Morrisson & Sons Lté, Mount Uniacke (N-E).

- Propipette automatique réglable (Pipet-aid, Drummond Scientific Co).

- Pipettes graduées en polypropylène.

Réactifs. - Acide nitrique concentré (70%) de haute pureté (Aristar, BDH).

- Eau déminéralisée provenant d'un système "Nanopure" (Barnstead).

Nettoyage du matériel. Le matériel en matière plastique neuf est lavé à l'acide chlorhydrique concentré (37%, Baker) à 50°C pendant 3 jours, rincés à l'eau déminéralisée, puis mis dans l'acide chlorhydrique dilué (5%, Baker) à 50°C pendant 3 autres jours. Le matériel est rincé une nouvelle fois à l'eau déminéralisée et séché à la température ambiante. Le matériel usagé est lavé entre chaque utilisation à l'acide chlorhydrique (5%, Baker) à 50°C puis rincé à l'eau déminéralisée et séché. Les réacteurs en teflon sont de plus rincés à l'acétone immédiatement après utilisation afin d'éliminer les graisses résiduelles.

Mode opératoire. Déposer une moule (0,1 à 0,3 g, poids sec) dans un réacteur. Ajouter un volume d'acide nitrique proportionnel au poids de l'échantillon (2 mL pour 0,1 g, poids sec). Couvrir les réacteurs

sans visser les couvercles et les laisser à la température ambiante pendant 3 heures. Visser alors fortement les couvercles et mettre les réacteurs à 70°C pendant 3 heures. Sortir les réacteurs de l'étuve et les laisser refroidir. Transférer alors l'échantillon dans une fiole jaugée en polypropylène de 25 mL. Récupérer tout l'acide des bombes par reprises successives avec de l'eau déminéralisée. Les échantillons sont stockés à -20°C jusqu'au moment de l'analyse.

4.2.2 Dosages des métaux par spectrophotométrie d'absorption atomique.

Le dosage des éléments en traces par spectrophotométrie d'absorption atomique est maintenant très répandu; ceci n'empêche pas d'observer à l'occasion d'exercices d'intercalibration (Topping et Holden, 1978; Fukai *et al.*, 1978) des données très divergentes. C'est pourquoi les conditions analytiques particulières à chaque métal ont été déterminées sur un standard de chair d'huître fourni gracieusement par le laboratoire international de radioactivité marine (AIEA, Monaco). Les dosages de Cd, Cr et Pb sont effectués au four au graphite; le Zn et le Fe à la flamme air-acétylène.

Appareillage. - Spectrophotomètre d'absorption atomique Perkin Elmer (modèle 460) équipé d'un four au graphite (HGA 500), d'un correcteur de fond au deutérium, d'un injecteur automatique (modèle AS-1), et d'un enregistreur (modèle 56).

Conditions de dosage. Les conditions de dosage figurent au Tableau 1.

Performances analytiques. Au tableau II sont indiqués les concentrations moyennes et les intervalles de confiance associés ($p = 0,05$) obtenus sur l'homogénéat d'huître. Ces valeurs ont été calculées au moyen d'une courbe de calibration de standards aqueux ($0,7\% \text{HNO}_3$) après soustraction de la valeur du blanc. La comparaison de nos résultats avec les concentrations probables, publiées par Fukai et al., (1978) indique que la présente méthode donne d'excellents résultats pour tous les métaux analysés à l'exception du plomb. Pour ce dernier élément, il est nécessaire d'utiliser la technique d'addition de standards pour obtenir des valeurs acceptables (Tabl. II).

Les reproductibilités, calculées comme les coefficients de variation de 5 replicats, et les limites de détection, calculées selon la formule:

$$3. (2s_b)^{\frac{1}{2}} \text{ (Burrell, 1975)}$$

où s_b est l'écart type du bruit de fond de l'appareil sont indiqués au tableau III.

Calcul des concentrations. Un minéralisat de moule est analysé et ensuite utilisé comme standard de référence dans le calcul de la concentration des autres échantillons.

Tableau I. Dosage du Cd, Cr et Pb. Conditions d'utilisation du four au graphite (Perkin Elmer, HGA 500) pour la détermination des métaux en traces dans les minéralisats de mollusques. a: température ($^{\circ}\text{C}$); b: durée de montée en température (sec); c: durée à température constante (sec); d: débit d'azote à l'intérieur du tube (mL.min⁻¹).

Elément	Cd	Cr	Pb
Longueur d'onde (nm)	228,8	357,9	283,3
Largeur de bande (nm)	0,7	0,2	0,7
Intensité de lampe (mA)	7	27	12
Volume d'injection (μL)	20	50	50
Correcteur au deutérium	oui	non	oui
Cycles du four:			
1. a, b, c, d	140,10,20,100	140,10,20,100	140,10,20,100
2. a, b, c, d	250,10,30,100	160,15,10,100	160,15,10,100
3. a, b, c, d	1900, 0, 5, 0	400,10,20,100	600,10,10,100
4. a, b, c, d	500, 3, 3,300	2600, 0, 5, 0	2100, 0, 5, 0
5. a, b, c, d	- , - , - , -	500, 3, 3,300	500, 3, 3,300

Tableau II. Dosage du Cd, Cr, Fe, Pb et Zn.
 Comparaison des résultats obtenus par la présente méthode avec ceux publiés lors de l'intercalibration (Fukai *et al.*, 1978). Entre parenthèses figurent les résultats obtenus par la technique d'addition de standards. Les concentrations sont exprimées en $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ (poids sec).

Elément	Concentration obtenue par la présente méthode, moyenne \pm intervalle de confiance ($p = 0,05$)	Concentration publiée	
		Concentration probable	Intervalle "bon" (± 1 écart type)
Cd	2,0 \pm 0,1 (2,0)	2,3	1,8 - 2,8
Cr	0,86 \pm 0,11 (0,91)	1,1	0,6 - 1,6
Fe	299 \pm 27	292	262 - 322
Pb	0,53 \pm 0,15 (1,57 \pm 0,33)	1,3	0,8 - 1,8
Zn	2876 \pm 148	2880	2686 - 3080

Tableau III. Dosage du Cd, Cr, Fe, Pb et Zn.
 Reproductibilités et limites de détection de la méthode d'analyse de métaux en traces chez les mollusques.

Eléments	Cd	Cr	Fe	Pb	Zn
Reproductivité (%)	4	10	4	17	4
Limite de détection ($\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$)	0,02	0,02	10	0,06	3

4.2.3 Analyse du mercure total

La méthode utilisée est tirée des recommandations du Comité d'étude sur les techniques d'échantillonnage et d'analyse du mercure (1977) et du Bureau d'étude des substances toxiques (1979).

Appareillage. - Spectrophotomètre d'absorption atomique sans flamme (spectro products Inc., modèle HG-3) équipé d'une lampe à cathode creuse de Hg d'un correcteur de fond au deutérium et d'une cellule en quartz de 22 cm de long.

- Enregistreur (Perkin Elmer, modèle 56)
- Bombonne d'azote munie d'un manomètre et d'un débitmètre
- Bain thermostaté
- Aérateur avec diffuseur en verre frité (porosité 40-60 ASTM)
- Ballons à fond plat de 125 mL à bouchon rodé (24/40).
- Cylindres gradués de 25 et 50 mL
- Micropipette ajustable (Gilson)
- Burette de 50 mL
- Fiole jaugée de 500 et 1000 mL
- Bêchers de 250 mL
- Pinces en teflon

- Réactifs.
- Acide nitrique, D= 1,42 (pour la détermination du Hg, Baker)
 - Acide sulfurique, D = 1,84 (pour la détermination du Hg, Baker)
 - Sulfate stanneux purifié, (Fisher scientific Company)
 - Chlorhydrate d'hydroxylamine pour la détermination du mercure (Baker Analyzed Reagent)
 - Permanganate de potassium, pour la détermination du mercure (Baker Analyzed Reagent)
 - Peroxide d'hydrogène 30%, (Anachemia chemicals Ltd)
 - Standard de mercure, 1000 ppm, (Matheson Coleman & Bell)
 - Alcool isoamylique, (Baker Analyzed Reagent)
 - Eau déminéralisée est obtenue au moyen d'un appareil "Nanopure" (Barnstead).
 - Acide sulfonitrique: mélange à volume égal d'acide nitrique concentré et d'acide sulfurique concentré.
 - Permanganate de potassium 6%: dissoudre 60g de $KMnO_4$ dans un litre d'eau déminéralisée.
 - Solution réductrice: dissoudre 60g de sulfate stanneux et 60 g de chlorhydrate d'hydroxylamine dans 500 mL d'eau déminéralisée puis ajouter doucement 200 mL d'acide sulfurique concentré. Laisser refroidir. Conserver cette solution à la noirceur. La solution doit être renouvelée chaque semaine.

Nettoyage du matériel.

Lavage des contenants neufs en pyrex.

Remplir complètement les contenants avec une solution contenant 2% (v/v) de HNO_3 grade ACS, 0,01% (w/v) de $K_2Cr_2O_7$, grade ACS, 4% (w/v) de persulfate de potassium et 0,1% (w/v) de permanganate de potassium. Chauffer le contenant pendant 3 heures à 80°C.

Refroidir à la température de la pièce puis ajouter de l'hydrochlorure d'hydroxylamine pour rendre la solution 2,5% (w/v). Brasser pour dissoudre le permanganate et jeter la solution. Rincer avec de l'eau déminéralisée.

Répéter l'opération.

Garder les contenants propres dans des sacs en plastiques.

Lavage des contenants après utilisation.

Remplir complètement les contenants avec de l'acide sulfochromique (40g de dichromate de potassium dans 1 gallon d'acide sulfurique concentré) Laisser reposer un minimum de 24 heures. Vider l'acide et rincer les ballons une dizaine de fois à l'eau du robinet puis rincer trois à quatre fois à l'eau déminéralisée. Garder les contenants propres dans des sacs en plastiques.

Mode opératoire.

Minéralisation. Placer une moule (0,1 à 0,3g, poids sec) dans un ballon de 125 mL. Ajouter 8 mL du mélange sulfonitrique à l'aide d'une burette et fermer le ballon avec le bouchon rodé. Laisser à la température ambiante pendant 12 h, puis au bain marie pendant 2 h à 55°C. Après refroidissement ajouter goutte à goutte avec précaution en agitant 16 mL de la solution de permanganate de potassium. Pendant cette opération le ballon reste immergé dans un bain de glace fondante. Laisser reposer le ballon bouché 2 h à l'abri de la lumière. De façon à réduire l'excès de

permanganate on ajoute une quantité minimale de H_2O_2 . Commencer par 250 μ L puis continuer par des additions de 5 μ L jusqu'à décoloration de la solution. Ajouter alors 0,5 mL d'alcool isoamylique pour empêcher la formation de mousses durant l'aération.

Réduction: Ajuster le volume à 50 mL avec de l'eau déminéralisée. Placer l'aérateur au-dessus du ballon et verser 25 mL de la solution réductrice. Boucher immédiatement. Agiter 30 sec et laisser reposer 30 sec. Tourner alors la valve afin de faire circuler l'azote (500 mL min^{-1}) à travers de la solution puis à travers la cellule. Lorsque le pic de l'enregistreur a atteint son maximum fermer la valve et rincer le diffuseur.

Un blanc est effectué dans les mêmes conditions lors de chaque série de mesure afin de contrôler la pureté des réactifs et la propreté du matériel.

Performances analytiques: La méthode a été testée en utilisant des échantillons standards (IAEA, Monaco) de chair d'huître.

Les résultats sont consignés dans le tableau IV, et indiquent la bonne précision de la méthode.

La reproductibilité et la limite de détection sont respectivement de 5% et 0,02 μ g.g⁻¹.

Calcul des concentrations: Les concentrations en mercure sont calculées selon une courbe d'étalonnage de solutions standards aqueuses contenant de H_2SO_4 0,6N et 0,016% de $K_2Cr_2O_7$.

Tableau IV. Dosage du Hg. Comparaison des résultats obtenus par la présente méthode avec ceux publiés lors de l'intercalibration (Fukai et al., 1978). Les concentrations sont exprimées en $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ (Poids sec).

Concentration obtenue par la présente méthode. Moyenne \pm intervalle de confiance ($p = 0,05$).	Concentration publiée Concentration probable	Intervalle "bon" (± 1 écart type)
$0,24 \pm 0,04$	0,18	0,13 - 0,23

4.3 Analyse des hydrocarbures

4.3.1 Dosage des hydrocarbures polyaromatiques (HPA).

La méthode d'extraction choisie est proche de celle de Dunn (1976).

Précautions indispensables.

Les produits et le matériel utilisés ne sont jamais en contact avec des matières plastiques. Des feuilles d'aluminium sont utilisées pour fermer les contenants et recouvrir les instruments. Toutes les analyses sont faites sous lumière au tungstène pour éviter la décomposition photochimique des produits analysés. L'eau utilisée est distillée puis passée sur du charbon activé.

Extraction et digestion alcaline

Prendre 5 g d'échantillon lyophilisé et y ajouter 5 mL d'eau. L'humidification permet en effet une meilleure extraction. L'échantillon est mis dans un ballon rodé de 500 mL avec 150 mL d'éthanol, 7g de potasse et 3 billes de verre. Agiter le ballon. Mettre au reflux pendant 90 min. L'extrait est filtré rapidement sous vide sur un filtre en fibre de verre. Ajouter à l'extrait encore chaud 150 mL d'eau dans une ampoule à décantation d'un litre. Rincer le ballon de 500 mL et la fiole à vide avec chacun 25 mL d'éthanol. Agiter et extraire le mélange éthanol-eau par 3 fois 200 mL d'isooctane. Réunir les extraits et les laver par 4 fois 200 mL d'eau à 60°C .

Purification

L'extrait dans l'isooctane est passée sur une colonne mixte de Fluorisil et de sulfate de sodium anhydre prélavée par 100 mL d'isooctane distillé. La colonne est rincée par 2 fois 100 mL d'isooctane. Les hydrocarbures polyaromatiques sont alors élués par 3 fois 100 mL de benzène. L'éluat benzénique est réduit à 5 mL à l'évaporateur rotatif sous vide. Ajouter alors 50 mL d'isooctane et réduire à nouveau à 5 mL à l'évaporateur pour éliminer complètement le benzène. L'extrait réduit est mis dans un tube à essai. Deux (2) mL d'isooctane servent à rincer le ballon d'évaporation et sont ajoutés à l'extrait.

Spectrofluorimétrie

L'extrait isooctanique est évaporé à sec sous courant d'azote. Le résidu est repris dans 2 mL d'hexadécane. La fluorescence du mélange d'HPA est mesurée au spectrofluorimètre. La longueur d'onde d'excitation est de 365 nm et celle d'émission de 428 nm.

Appareillage et matériel

- Spectrofluorimètre Perkin-Elmer, modèle MPF-44A.
- Colonnes chromatographiques (3,8 x 60 cm).
- Colonne rectificatrice (2,5 x 100 cm).
- Montage pour reflux sur colonne Vigreux.
- Soxhlet.

- Filtres en fibre de verre (Gelman type AE) conditionnés au four à 400°C.
- Evaporateur rotatif sous vide (Rotavapor, Büchi).

Purification des produits utilisés

Tous les solvants sont redistillés avant usage, à l'exception de l'hexadécane qui est purifié sur gel de silice activé (24 h à 210°C).

Le fluorisil (60-100 mesh) est chauffé à 600°C pendant 6 heures dans un récipient en acier inoxydable. Il est lavé à l'eau dans une colonne chromatographique afin de le débarrasser des particules les plus fines et des particules solubles dans l'eau. On procède à 2 lavages de 250 g de fluorisil par 400 mL d'eau, puis à 2 autres lavages par 300 mL de méthanol. Le fluorisil est séché sous vide à 70°C pendant 24 heures. La veille de son utilisation le fluorisil est activé à 250°C pendant 18 heures, refroidi et désactivé par 2% d'eau.

L'hydroxyde de potassium est extrait par le benzène au soxhlet pendant 3 heures (100 g KOH pour 300 mL de benzène). Il est ensuite séché à 90°C pendant 4 heures à l'étuve et gardé au dessiccateur.

Le sulfate de sodium anhydre est lavé au benzène (200 g NaSO₄ pour 300 mL de benzène) au reflux pendant 2 heures, séché à 70°C sous vide puis mis au four à 600°C (N.B. La température du four doit être élevée par palliers en 4 heures). Le sulfate de sodium anhydre est stocké dans des bocaux bouchés hermétiquement.

Performances analytiques

Le taux de récupération d'un standard de benzo a pyrène évalué par la technique d'addition de standards est de $83 \pm 10\%$ ($p = 0,05$). La détection limite est de $0,2 \mu\text{g}\cdot\text{kg}^{-1}$ (poids sec) et la reproductibilité de 8%.

Calcul des concentrations

Les concentrations sont calculées par référence à une courbe standard de 5, 10, 20, 40, 60 et 80 ng de 3,4-benzopyrène par mL d'hexadécane. Des blancs effectués avec les solvants et réactifs seuls n'ont pas de réponse en émission supérieure à l'hexadécane pur. Le blanc est donc assimilé à de l'hexadécane pur.

4.3.2 Dosage des biphenyl-polychlorés (BPC)

La méthode décrite est celle qu'utilise le laboratoire de contrôle des produits de la mer de Pêches et Océans Canada (reproduit avec l'autorisation de M. Claude W. Desjardins).

Précautions indispensables

Toute la vaisselle est rincée au préalable à l'hexane.

Extraction

Trois (3) à 5 g de lyophilisat sont pesés dans un bécher de 600 mL. Ajouter 125 mL d'acétonitrile et extraire à l'homogénéisateur pendant 1 min. Filtrer sur Büchner et sous vide dans un erlenmeyer de 500 mL. Rincer le bécher avec 25 mL d'acétonitrile et l'ajouter au filtrat.

Séparation des BPC

Dans une ampoule à décantation de 1000 mL, ajouter au filtrat 350 mL d'eau distillée, 60 mL d'hexane, 7 mL d'une solution aqueuse d'NaCl. Rincer l'erlenmeyer avec l'acétonitrile et l'ajouter dans l'ampoule et agiter vigoureusement 1 min. Laisser les phases se séparer pendant 1 heure. Vidanger la phase aqueuse et transférer la phase organique dans un ballon de 1000 mL. Concentrer la solution à l'évaporateur rotatif sous vide jusqu'à 1 à 2 mL. Passer cette solution organique concentrée sur une colonne de Florisil de 35 cm. Rincer le ballon par 2 fois 5 mL l'hexane. Eluer la colonne par 55 mL d'hexane et les récupérer dans un ballon de 1000 mL. Evaporer sous vide jusqu'à l'obtention de 1 à 2 mL. Transférer dans un tube à centrifuger de 15 mL en rinçant plusieurs fois le ballon par l'hexane afin d'obtenir un total de 15 mL de solvant. La solution est prête pour être injectée sur le chromatographe à gaz.

Chromatographie en phase gazeuse

Quatre (4) μL sont injectés sur la colonne. La colonne de 180 cm de long et 4 mm de diamètre est maintenue à une température constante de 215°C . L'injecteur est à 240°C et le détecteur à 275°C . La colonne en verre est remplie de chromosorb W comme support et la phase liquide est composée de 4% de QF-1 et de 6% de SE-30.

Préparation de la colonne de fluorisil

Dans une colonne de verre de 1 cm par 35 cm on ajoute dans l'ordre:
1 cm de laine de verre, 35 cm de fluorisil désactivé par 2% d'eau et
2 cm de sulfate de sodium anhydre.

Réactifs

- Acétonitrile (pour chromatographie, Caledon ou Baker)
- Hexane (pour chromatographie, Caledon ou Baker)
- Chlorure de sodium (Analytique, Baker)
- Sulfate de sodium anhydre (Analytique, Baker)
- Fluorisil (Fluoridine Company)

Appareillage et matériel

- Homogénéisateur Polytron
- Chromatographe en phase gazeuse (Hewlett-Packard, modèle 5750)
- Evaporateur rotatif sous vide (Rotavapor, Büchi)
- Colonne chromatographique en verre (diamètre 1 cm, longueur 35 cm)
- Tubes à centrifuger de 15 mL
- Ballons de 1000 mL
- Ampoules à décanter de 1000 mL
- Erlen de 500 mL
- Bêcher de 600 mL
- Büchner

CHAPITRE II: STATIONS D'ECHANTILLONNAGE ET DONNEES BIOMETRIQUES

1. Milieu d'étude

1.1 Hydrographie et circulation des eaux de surface.

L'estuaire et le golfe du St-Laurent ont une superficie d'environ $215 \times 10^3 \text{ km}^2$ et drainent un bassin de $1320\ 000 \text{ km}^2$ c'est-à-dire près de 6% de la surface du continent nord américain. Le débit moyen des eaux douces qui se déversent dans le golfe est approximativement $15,8 \times 10^3 \text{ m}^3/\text{sec}$ dont les deux tiers sont apportés par le fleuve St-Laurent (Trites, 1972) soit près de 1% de l'eau de ruissellement de la surface terrestre (El-Sabh et al., 1979).

Les caractéristiques principales de la circulation résiduelle des eaux de surface de l'Estuaire Maritime ont récemment été décrites par El-Sabh (1979). Un écoulement vers le sud d'eau de surface peu dense provenant du fjord du Saguenay rejoint le courant de surface en provenance de l'Estuaire Moyen le long de la côte sud de l'estuaire (Fig. 2). Une remontée des eaux intermédiaires froides et salées a lieu à proximité de l'embouchure du Saguenay. Les travaux du même auteur montrent la présence d'un tourbillon anticyclonique dans la partie ouest de l'Estuaire Maritime (Fig. 2). Ainsi la circulation résiduelle de surface amène les eaux saumâtres près de la rive sud qui sont évacuées dans le Golfe par le courant de Gaspé. Des tourbillons cycloniques caractérisent la cir-

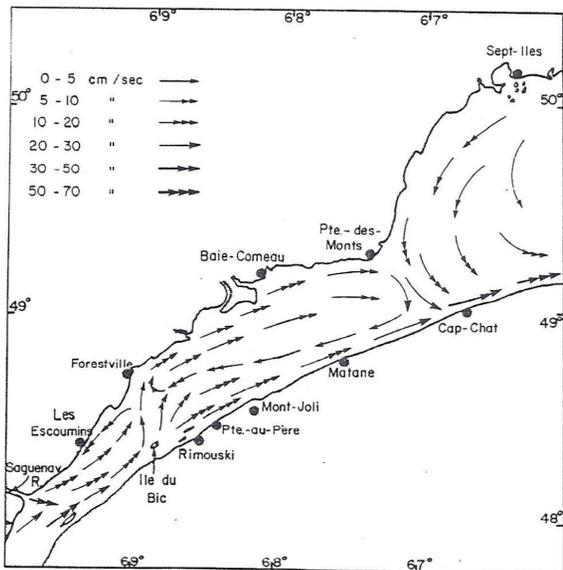


Figure 2 . Courants résiduels de surface dans l'estuaire maritime du St-Laurent (d'après El-Sabh, 1977)

ulation résiduelle dans le Golfe (Fig. 3). Il faut toutefois noter que les courants littoraux gouvernant la circulation des eaux directement en contact avec les organismes intertidaux peuvent localement ne pas suivre le patron général décrit plus haut.

Trites (1972) estime à 6 ou 8 mois le temps de résidence des eaux douces dans le Golfe et à 3 mois le temps nécessaire à une particule pour parcourir la distance entre l'embouchure du Saguenay et le détroit de Cabot.

Ces évaluations et ces indications de circulation donnent une idée du temps maximum de séjour d'un polluant et de son trajet probable à partir d'un éventuel point de déversement.

1.2 Industries et agglomérations polluantes.

La figure 4 indique la localisation des industries présumées polluantes et des villes principales sur le littoral.

Fimreite (1969) a fait l'inventaire des sources de pollution par le mercure au Canada. A côté des usines de fabrication de chlore et de soude, de loin les plus polluantes, les industries de pâtes et papiers (environ 50 moulins sur le littoral du St-Laurent), les fongicides utilisés en agriculture, les peintures, les industries de matériel électrique, la combustion du charbon et du pétrole déversent annuellement environ 10 tonnes de mercure dans les eaux du Golfe. Ce chiffre, établi en 1972 (Trites), doit être, en raison de la législation récente, considéré comme le plafond des quantités rejetées.

Les hydrocarbures sont apportés par le transport maritime, les résidus

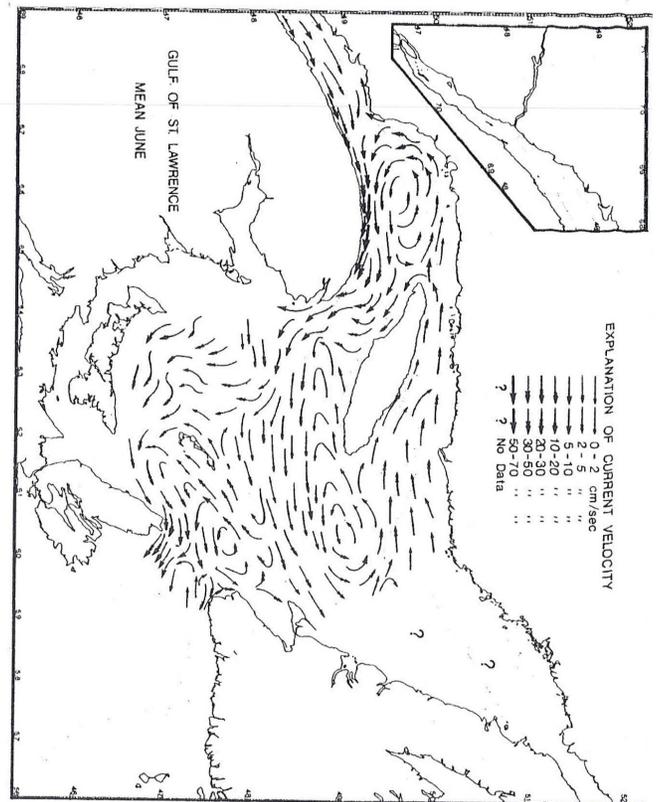


Figure 3. Courants résiduels de surface dans le golfe du St-Laurent (d'après El-Sabbh, 1975).

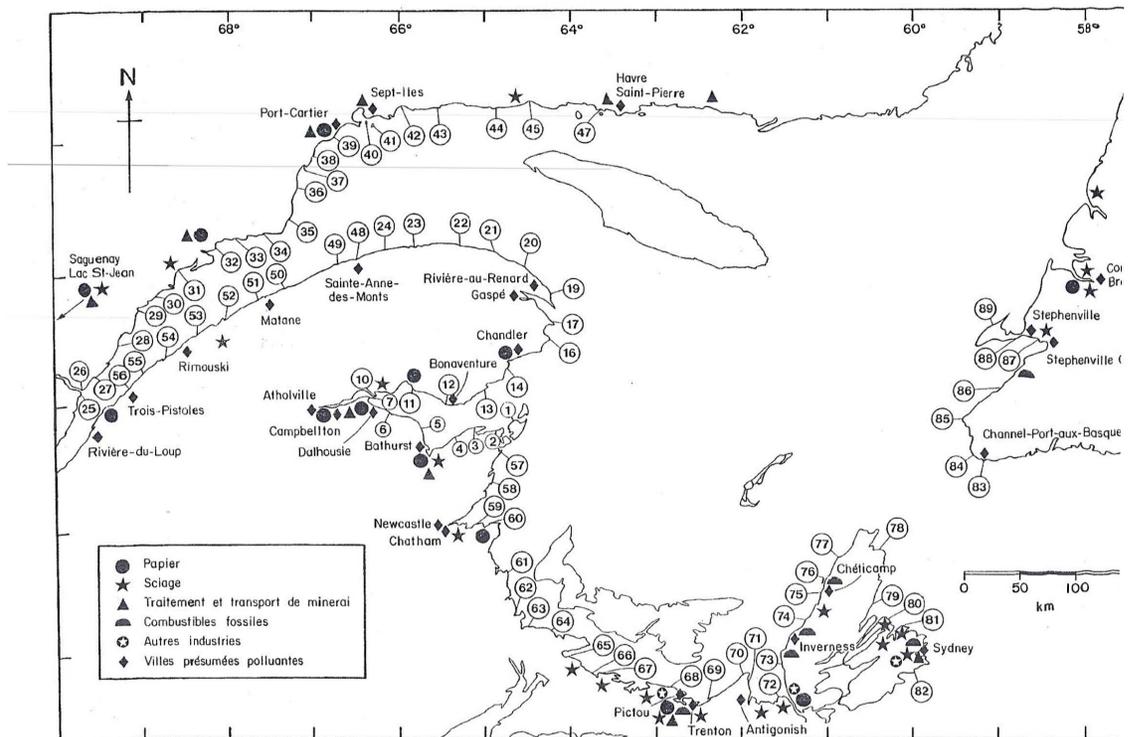


Figure 4. Localisation des stations d'échantillonnage de moules, des industries et des villes ne traitant pas leurs eaux usées sur le littoral de l'estuaire et du golfe du St-Laurent

de combustion originant des industries et de la circulation automobile et du chauffage urbain. Signalons à ce propos que deux des trois plus grands ports du Canada, Sept-Îles et Montréal, sont situés dans le bassin hydrographique du St-Laurent (Fig. 4). Les hydrocarbures poly-aromatiques, de loin les plus toxiques, sont largement présents dans les résidus de combustion du pétrole et surtout du charbon. Il est à noter que les industries de traitement de métaux utilisent de grandes quantités de carburants de ce type.

Les biphenyl-polychlorés (BPC) sont importés au Canada en raison de 1500 tonnes par an pour être principalement utilisés dans les transformateurs et les condensateurs. Une étude sur leur présence dans l'environnement québécois a été récemment publiée (Bélanger *et al.*, 1977). Une conclusion de celle-ci montre que les déversements de BPC origineraient des grands centres industriels situés en amont de l'Estuaire.

Malgré les faibles concentrations des métaux mesurées dans les eaux du bassin du St-Laurent, en particulier celles des plus toxiques (Cd, Cu, Hg, Pb, Zn...) (Yeats *et al.*, 1979; Piuze et Tremblay, 1979), la présence d'activités minières méritent qu'une attention leur soit localement portée en particulier dans la région de la Baie-des-Chaleurs (Fig. 4).

2. Stations d'échantillonnage

Les stations d'échantillonnage (Fig.4) ont été choisies afin d'obtenir les valeurs minimales et maximales en polluants. Cette sélection a été faite en fonction des présomptions de sources de contamination, tout en cherchant à conserver une équidistance entre les stations.

La liste des stations leur latitude et longitude sont fournies au Tableau V. Les emplacements sont indiqués sur les cartes en annexe I.

3. Caractéristiques biométriques

Les plus récents travaux portant sur l'utilisation de la moule comme indicateur de pollution montrent que la richesse de l'information obtenue par la mesure de sa concentration en une substance est fonction de l'importance du contrôle de multiples facteurs. Ceux-ci, autres que la teneurs en polluants du milieu, agissent sur la concentration en polluant de la moule et ne peuvent être tous contrôlés lors de l'échantillonnage. C'est pourquoi, nous avons enregistré ou mesuré, la salinité et la température des eaux de surface à marée basse à chaque station, la longueur des coquilles, le poids sec, le poids humide et l'âge des animaux prélevés. Ces données figurent dans l'annexe II, et leur moyenne par station au Tableau V. Le stade de maturité sexuel a été évalué par la détermination de l'index gonadique moyen dont les valeurs sont indiquées au Tableau VI.

Tableau V. Liste des stations d'échantillonnage et caractéristiques biométriques moyennes par station

N° de la station	Coordonnées		Nom de la localité	Caractéristiques des eaux de surface		Gamme de taille (cm)	Longueur de la coquille		Poids des tissus mous (g)		Caractéristiques biométriques		Teneur moyenne en eau (%)	
	Lat. N.	Long. O		Temp. (°C)	Sal. (‰)		Mo. Hum.	Ecart type	Mo. Hum.	Ecart type	Mo. Hum.	Ecart type		
1	47°52'	64°30'	Petite Rivière de l'Île	-	-	n.o.	-	-	-	-	-	-	-	
2	47°47'	64°57'	Cataquette	-	-	n.o.	-	-	-	-	-	-	-	
3	47°49'	65°00'	Grande Aise	8	17	(3-4)	34,3	8,58	3,1	0,9337	0,2384	0,2502	0,0938	73,20
4	47°45'	65°45'	Stone Heavan	12,5	15	"	38,2	9,13	2,1	1,1937	0,2021	0,2074	0,0696	82,62
5	47°51'	65°46'	Petit Rocher	8	15	"	34,6	7,34	3,2	1,2403	0,3339	0,2223	0,1004	82,07
6	47°56'	66°06'	Pointe de Washcreek	8	19	"	34,7	7,64	1,9	0,8303	0,2106	0,1435	0,0405	85,71
7	48°03'	66°21'	Inahouie	12	10	(2-5)	18,5	8,04	2,1	0,0980	0,0352	0,0103	0,0046	89,48
7	"	"	"	"	"	(3-4)	37,5	11,03	1,9	0,8217	0,2382	0,1037	0,0414	87,37
7	"	"	"	"	"	(>5)	54,7	11,04	3,0	2,6069	0,9328	0,4081	0,1626	84,86
8	48°00'	66°40'	Campbellton	10	0	n.o.	-	-	-	-	-	-	-	-
9	48°05'	66°32'	Pointe à la Gardie	20	4	n.o.	-	-	-	-	-	-	-	-
10	48°03'	66°10'	Pointe Hignandis	11	11	(3-4)	38,6	10,12	1,7	1,6258	0,3388	0,2365	0,0525	85,45
11	48°08'	65°50'	New Richmond	11	24	"	35,7	9,39	2,2	1,0330	0,3843	0,3190	0,0873	80,46
12	48°00'	65°27'	Pointe Bonaventure	15	27	"	37,0	9,35	2,2	1,9941	0,5277	0,4657	0,1452	76,64
13	48°06'	65°02'	Pointe Aux Lamps Marins	9	26	"	34,7	9,11	3,3	1,6522	0,4789	0,3036	0,0904	81,62
14	48°17'	64°43'	Pointe New Port	15	19	"	35,7	10,30	3,0	1,6222	0,4868	0,2706	0,0926	83,81
15	48°24'	64°31'	Grande Rivière	11	25	(12 individus seulement)	34,8	9,14	3,2	1,7229	0,6855	0,3011	0,1318	82,52
16	48°31'	64°12'	Porcé	11	15	"	34,7	10,31	2,8	1,4237	0,5146	0,2085	0,0976	85,35
17	48°39'	64°12'	St-Georges de Malbaie	8,5	20	"	34,7	8,31	3,5	1,8238	0,4912	0,3028	0,0997	83,39
18	48°52'	64°33'	Baie-de-Gaspé	8	0	n.o.	-	-	-	-	-	-	-	-
19	48°51'	64°12'	Cap des Bossiers	9	24	(3-4)	35,4	8,13	2,3	1,4050	0,3385	0,2420	0,0783	83,48
20	49°01'	64°50'	Pointe Jaune	7	24	"	35,5	9,10	3,2	1,2100	0,4804	0,1702	0,0793	80,40
21	49°12'	64°55'	Pointe à la Frégate	5,5	21	"	33,9	8,69	3,1	1,1916	0,3703	0,2018	0,0761	82,78
22	49°14'	65°17'	Rivière Maldeleine	5,5	12	(2-5)	21,5	8,77	1,9	0,2132	0,0620	0,0239	0,0786	80,80
22	"	"	"	"	"	(3-4)	36,1	9,50	2,4	1,0829	0,2706	0,1143	0,0373	89,44
22	"	"	"	"	"	(>4)	43,2	7,60	2,3	1,3687	0,2967	0,1856	0,0694	80,43

Tableau V. suite...

N° de la station	Coordonnées		Nom de la localité	Caractéristiques des eaux de surface		Gamme de taille (cm)	Longueur de la coquille		Poids des tissus mous (g)		Caractéristiques biométriques		Teneur moyenne en eau (%)	
	Lat. N.	Long. O		Temp. (°C)	Sal. (‰)		Mo. Hum.	Ecart type	Mo. Hum.	Ecart type	Mo. Hum.	Ecart type		
23	49°14'	65°07'	Mont St-Pierre	10	20	(3-4)	31,9	8,18	2,0	0,6063	0,1379	0,0829	0,0184	86,09
24	49°12'	66°10'	Cap Rivière-à-Berthe	17	22	"	35,0	8,75	1,4	0,8775	0,2930	0,0990	0,0191	86,71
25	49°00'	66°03'	Baie Ste-Catherine	14	24	"	33,8	7,13	1,8	1,3127	0,2105	0,1815	0,0324	86,17
26	49°08'	66°02'	Tadoussac	8,5	18	(<2,5)	22,5	9,38	1,6	0,4384	0,0959	0,0735	0,0182	82,84
26	"	"	"	"	"	(3-4)	34,8	7,94	3,4	1,5417	0,4330	0,2462	0,0685	81,03
26	"	"	"	"	"	(5)	51,9	7,11	2,1	4,1227	0,7524	0,4697	0,1471	83,27
27	49°13'	66°33'	Grande Bergeronnie	12	24	(3-4)	37,6	7,40	1,2	1,3950	0,1853	0,2114	0,0466	84,84
28	49°35'	66°18'	Rivière Petites Escoumias	13	24	"	36,2	8,33	2,4	0,9951	0,1688	0,1095	0,0345	88,99
29	49°14'	66°03'	Forestville	11	27	"	36,2	7,53	1,7	1,0557	0,1963	0,1411	0,0338	86,63
30	49°39'	66°52'	Cap Colambier	8,5	20	(<2,5)	20,6	7,92	1,4	0,4666	0,0886	0,0743	0,0181	84,07
30	"	"	"	"	"	(3-4)	34,9	8,73	3,0	1,4761	0,3197	0,2671	0,0656	81,90
31	49°02'	66°35'	Rivière Barthélemy	9	22	(3-4)	36,2	8,42	2,0	0,7856	0,1854	0,0820	0,0193	89,56
32	49°14'	66°08'	Baie Conan	9	15	(5)	36,1	8,50	2,1	1,1424	0,2597	0,1545	0,0651	86,47
33	49°17'	67°55'	Franquetin	9	20	"	36,1	7,68	1,9	1,1992	0,2857	0,1622	0,0401	86,47
34	49°19'	67°35'	Gouhaut	12	24	"	34,6	6,53	2,8	1,2257	0,2205	0,1940	0,0468	84,17
35	49°25'	67°17'	Baie Trinité	13	27	"	35,8	7,78	1,8	1,0341	0,1772	0,1344	0,0309	90,48
36	49°41'	67°17'	Pointe Aux Anglais	8,5	17	"	35,1	7,80	1,9	0,8862	0,1455	0,0843	0,0216	90,48
37	49°49'	67°00'	Baie des Imnards	12	17	"	36,9	8,00	2,3	1,1142	0,2650	0,1539	0,0327	86,69
38	49°59'	67°57'	Port-Garlier (Ouest camping)	8	17	"	34,5	9,32	2,6	0,8239	0,2051	0,0915	0,0266	88,89
39	50°02'	68°45'	Port-Garlier (Inhabitable)	9	17	(<2,5)	21,5	7,17	2,3	0,2828	0,1038	0,0341	0,0154	87,93
39	"	"	"	"	"	(3-4)	37,3	9,33	2,0	1,2493	0,4162	0,1760	0,0698	85,91
39	"	"	"	"	"	(5)	51,7	9,26	5,2	3,3486	0,9364	0,3856	0,1865	86,47
40	50°08'	66°22'	Sept-Îles (Île Grande Basque)	10	21	(3-4)	35,9	7,33	1,9	1,3352	0,5189	0,1867	0,0911	86,39
41	50°00'	66°17'	Sept-Îles (Île Grande Basque)	8,5	23	"	33,3	6,53	2,0	1,3679	0,3740	0,1984	0,0706	85,49
42	50°17'	65°57'	Baie Noisette	9	11	"	35,0	7,45	2,5	1,0598	0,1728	0,1309	0,0294	86,79

Tableau V. suite...

No. de station	Coordonnées		Nom de la localité	Caractéristiques des eaux de surface		Gamme de salinité (‰)	Longueur de la coquille (mm)		Caractéristiques biostratigraphiques		Poids des tissus mouls (g)	Poids sec	Inventaire moyen en Eau (%)		
	Lat. N	Long. O		Temp. (°C)	Sal. (‰/‰)		Moyenne	Ecart type	Moyenne	Ecart type				Moyenne	Ecart type
43	50°16'	65°31'	Rivière-au-Rouleau	11	22	(3-4)	36,0	7,50	1,4	0,862	0,1004	0,0978	0,0180	89,09	
44	50°15'	64°30'	Sheldrake	8	16	"	33,7	8,09	3,9	0,9942	0,3615	0,1317	0,0581	86,75	
45	50°18'	64°27'	Rivière Magpie	7	0	"	34,6	7,52	2,5	0,9289	0,1651	0,1000	0,0279	87,96	
46	50°18'	64°02'	Ningan	-	-	n.o.	-	-	-	-	-	-	-	-	
47	50°15'	63°38'	havre St-Pierre	12	18	(3-4)	37,0	8,22	2,1	1,2559	0,2254	0,1548	0,0336	87,67	
48	49°07'	66°30'	Ste-Anne-des-Monts	8,5	25	"	35,0	8,25	2,0	0,9723	0,2181	0,1156	0,0412	86,95	
49	49°03'	66°50'	Capeaux	10	24	"	35,2	8,59	2,6	0,9362	0,1893	0,1126	0,0320	87,98	
50	48°54'	67°18'	St-Jérôme (E. al. est)	16	24	"	34,9	7,76	2,2	0,9733	0,2392	0,1415	0,0479	85,47	
51	48°48'	67°39'	Petite Rivière Blanche	14	24	"	36,1	7,68	3,4	0,8662	0,2004	0,1017	0,0349	86,52	
52	48°40'	68°02'	Pointe METIS	9	25	"	35,7	7,00	2,0	0,8332	0,1671	0,1105	0,0286	86,73	
53	"	"	Ste-Ince	12	25	(≤ 2,5)	22,9	7,90	2,1	0,4375	0,1200	0,0084	0,0185	81,36	
54	"	"	"	"	"	(3-4)	36,0	7,47	1,6	1,1374	0,2775	0,1320	0,0421	88,39	
55	48°22'	68°11'	Ille	"	"	(95)	55,2	8,90	3,0	2,8425	0,8387	0,4279	0,1771	81,95	
56	48°13'	69°03'	St-Simon-sur-Mer	6	26	(3-4)	34,7	3,8	-	0,2885	0,2175	0,1420	0,0633	81,70	
57	47°42'	69°13'	Rivière Trois-Rivières	7	25	"	36,3	6,66	3,1	0,9839	0,2219	0,1457	0,0366	85,17	
58	47°25'	64°55'	Legève	14	22	"	35,8	9,94	3,0	0,8495	0,2870	0,1278	0,0460	81,95	
59	47°05'	65°06'	Point Gardiner	-	-	n.o.	-	-	-	-	-	-	-	-	
60	47°05'	65°00'	Escuminac	12	26	(3-4)	34,7	3,8	-	-	-	0,2853	0,0763	-	
61	46°58'	64°42'	Rivière-du-Village	-	-	n.o.	-	-	-	-	-	-	-	-	
62	46°21'	64°37'	Cocagne	23	25	(3-4)	37,2	3,3	-	-	-	0,1622	0,0537	-	
63	46°14'	64°21'	Pointe-du-Chêne	-	-	n.o.	-	-	-	-	-	-	-	-	
64	46°13'	64°12'	Cap Pelé	14	24	"	-	-	-	-	-	-	-	-	
65	45°59'	64°00'	Tubush	28	28	(3-4)	35,3	5,4	-	-	-	0,1027	0,0289	-	
66	45°57'	63°46'	Linden	13	27	n.o.	-	-	-	-	-	-	-	-	
67	45°50'	63°36'	Shabouacelle	14	26	"	-	-	-	-	-	-	-	-	
68	45°47'	62°59'	Ste-Fano	12	28	(3-4)	37,6	3,5	-	-	-	0,4400	0,1557	-	

Tableau V. suite...

No. de station	Coordonnées		Nom de la localité	Caractéristiques des eaux de surface		Gamme de salinité (‰)	Longueur de la coquille (mm)		Caractéristiques biostratigraphiques		Poids des tissus mouls (g)	Poids sec	Inventaire moyen en Eau (%)		
	Lat. N	Long. O		Temp. (°C)	Sal. (‰/‰)		Moyenne	Ecart type	Moyenne	Ecart type				Moyenne	Ecart type
69	45°38'	62°21'	Lower Barn River	-	-	n.o.	-	-	-	-	-	-	-	-	
70	45°31'	61°58'	Livingstone	9	29	(3-4)	37,1	3,5	-	-	-	0,4240	0,1557	-	
71	45°16'	61°53'	Lake Val	6,5	28	(3-4)	34,4	4,0	-	-	-	0,3000	0,1435	-	
72	45°41'	61°32'	Harre Boehler	19	27	(3-4)	36,5	3,1	-	-	-	0,3063	0,0979	-	
73	45°57'	61°31'	Little Jualque Falls	12	30	(3-4)	35,4	2,4	-	-	-	0,1840	0,0657	-	
74	46°17'	61°16'	Marsh Point	13	32	"	-	-	-	-	-	-	-	-	
75	46°32'	61°05'	Grand-Étang	15	30	(3-4)	33,8	3,9	-	-	-	0,2594	0,0814	-	
76	46°10'	61°51'	Étang-Point	12	29	(3-4)	33,1	2,7	-	-	-	0,2179	0,0822	-	
77	46°37'	60°50'	Hickenslie Point	-	-	n.o.	-	-	-	-	-	-	-	-	
78	46°52'	60°21'	Shelt Brook	13	25	"	-	-	-	-	-	-	-	-	
79	46°24'	60°29'	North Shore	12	35	"	-	-	-	-	-	-	-	-	
80	46°17'	60°16'	Alder Point	13	28	(3-4)	36,2	3,5	-	-	-	0,4436	0,1354	-	
81	46°16'	60°07'	Low Point	16	30	(3-4)	34,9	2,6	-	-	-	0,3652	0,1616	-	
82	47°42'	58°30'	Rose Blanche	-	-	n.o.	-	-	-	-	-	-	-	-	
83	47°33'	59°10'	Moose Island	10	31	(3-4)	33,8	3,3	-	-	-	0,1500	0,0620	-	
84	47°05'	59°17'	Cape Roy	9	33	(3-4)	31,7	3,0	-	-	-	0,1053	0,0364	-	

Tableau VI . Index gonadiques moyens (de 0 à 5) des moules prélevées en mai-juin 1977 en diverses stations de l'estuaire et du golfe du St-Laurent.

STATION	INDEX GONADIQUE	
	Moyenne	écart type
3	5,0	0
4	3,5	1,0
5	4,3	0,5
6	4,5	0,6
10	5,0	0
11	3,8	1,9
12	4,3	0,5
13	5,0	0
14	4,5	0,6
16	3,2	1,5
17	4,8	0,5
19	4,5	0,6
20	4,0	0
21	4,5	0,6
23	3,8	0,5
24	2,5	0,6
26	4,5	0,6
27	4,0	0
28	3,8	0,5
29	4,3	0,5
30	4,3	0,5
31	2,5	0,6
32	3,7	0,6
33	3,0	1,8

Tableau VI suite...

STATION	INDEX GONADIQUE	
	Moyenne	écart type
34	4,8	0,5
35	4,0	0
36	3,3	1,5
37	4,8	0,5
38	3,8	0,5
40	4,3	1,0
41	4,3	1,5
42	4,0	0
43	4,0	0
44	4,5	0,6
45	4,0	0,8
47	4,5	0,6
48	4,3	0,5
49	4,3	0,5
50	3,3	0,5
51	3,3	0,5
52	4,5	0,6
53	3,8	0,5
54	3,8	0,5
55	3,8	0,5
56	4,0	0

CHAPITRE III : RESULTATS

En raison des caractéristiques hydrographiques évoquées au chapitre II (1.1), nous avons regroupé les résultats des 84 stations en 9 zones (Figure 5). La zone 1 comprend les stations situées entre Rivière-Trois-Pistoles et Ste-Anne-des-Monts sur la rive sud de l'Estuaire Maritime (stations 48 à 57); la zone 2 comprend les stations situées entre Rivière-à-Marthe et Grande-Rivière le long du littoral de la péninsule gaspésienne (stations 15 à 24); la zone 3 comprend les stations situées entre Baie Ste-Catherine et Godbout sur la rive nord de l'Estuaire Maritime (stations 25 à 34); la zone 4 comprend les stations situées entre Baie-Trinité et Sept-Iles (stations 35 à 41) sur la partie ouest de la Basse Côte Nord; la zone 5 comprend les stations situées entre Baie Moisie et Havre-St-Pierre (stations 42 à 47) sur la Basse Côte Nord; la zone 6 comprend les stations situées entre Campbellton et Pointe Newport sur la rive nord de la Baie-des-Chaleurs (stations 8 à 14); la zone 7 comprend les stations situées entre Dalhousie et Grande-Anse sur la rive sud de la Baie-des-Chaleurs (stations 3 à 7); la zone 8 comprend les stations situées entre Escuminac et Low-Point sur le littoral du Nouveau-Brunswick et de Nouvelle-Ecosse (stations 60 à 81) et la zone 9 comprend les stations du littoral de Terre-Neuve (stations 82 à 84).

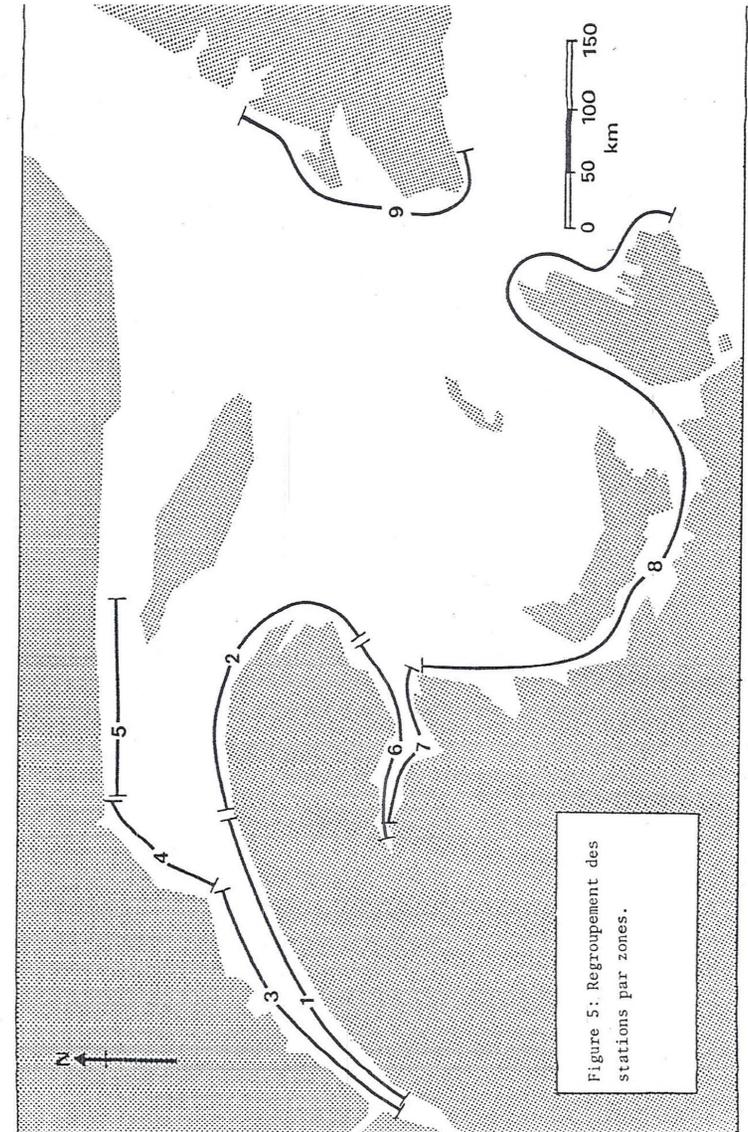




Figure 6

TABLEAU IX. Concentrations moyennes, minimales et maximales en chrome par zone ($\mu\text{g.g}^{-1}$, poids sec)

Zone	Concentration		
	moyenne \pm écart type	minimale	maximale
1	2,27 \pm 0,61	1,32	2,90
2	1,37 \pm 0,48	0,81	2,50
3	1,40 \pm 0,51	0,73	2,40
4	1,30 \pm 0,65	0,44	2,16
5	1,01 \pm 0,36	0,59	1,39
6	1,24 \pm 0,40	0,81	1,89
7	1,69 \pm 0,65	0,85	2,63
8	1,08 \pm 0,18	0,81	1,43
9	1,00 \pm 0,24	0,77	1,24

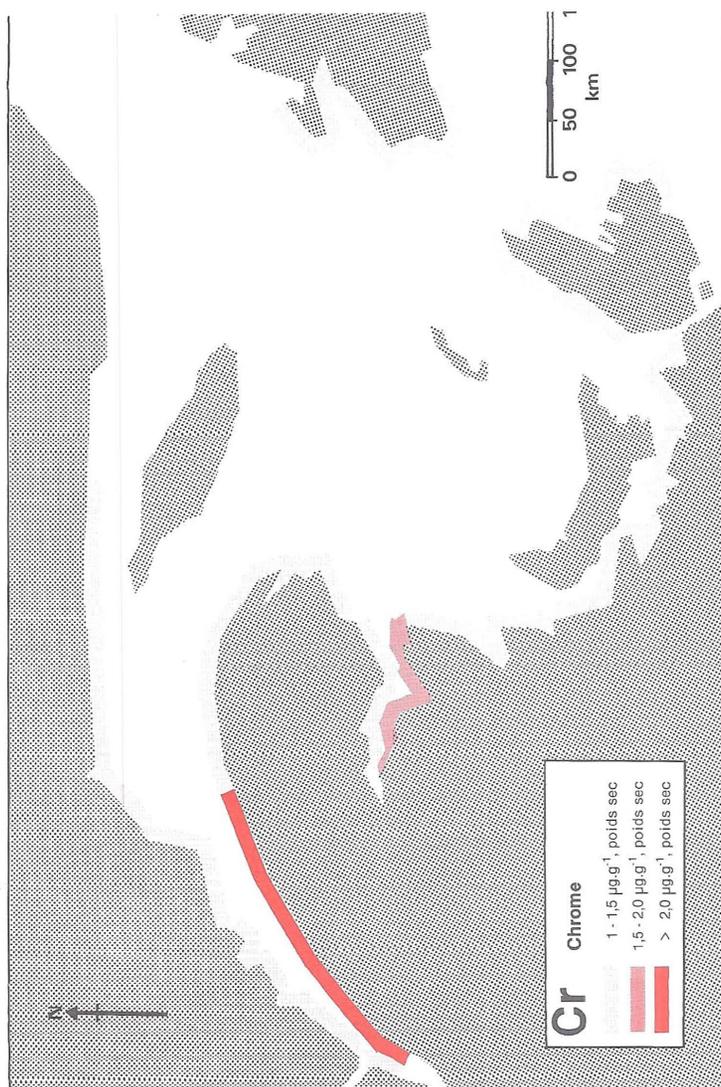


Figure 7

1.3 Fer

Les concentrations moyennes par zones figurent au tableau X. En Annexe III-c figurent les données individuelles. Le patron général de distribution est illustré sur la figure 8.

Les concentrations en fer chez les moules sont du même ordre de grandeurs que celles mesurées chez le même animal dans d'autre région du globe. Les valeurs maximales se rencontrent dans les zones littorales baignées par les eaux de plus faible salinité (zone 1) et sur les côtes où se déversent des rivières qui traversent des régions riches en minéral de fer (zone 4).

1.4 Mercure

Les concentrations moyennes par zones figurent au tableau XI. En annexe III-d figurent des données individuelles. Le patron général de distribution est illustré sur la figure 9.

Les concentrations en mercure sont inférieures à celles rencontrées dans la même région lors d'une précédente étude (Bourget et Cossa, 1976) mais présentent en général la même distribution qui semble en partie dépendante des apports d'eau douce. Seules les teneurs rencontrées dans la partie amont de l'Estuaire peuvent être considérées comme élevées sans pour autant atteindre la norme admissible.

1.5 Plomb

Les concentrations moyennes par zones figurent au tableau XII. En Annexe III-e figurent les données individuelles. Le patron général de distribution est illustré sur la figure 10.

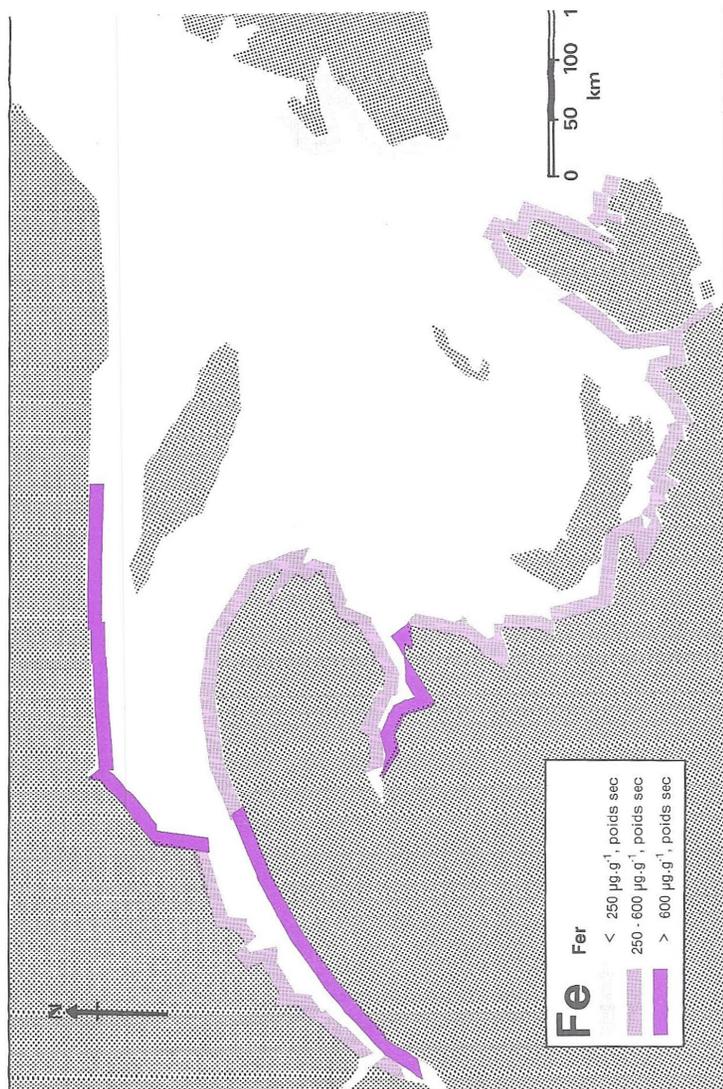


Figure 8

TABLEAU X. Concentrations moyennes, minimales et maximales en fer par zone (µg.g⁻¹, poids sec)

Zone	Concentration		
	moyenne ± écart type	minimale	maximale
1	803 ± 178	585	1077
2	369 ± 90	260	491
3	468 ± 176	263	745
4	704 ± 301	315	1114
5	681 ± 304	67	256
6	497 ± 218	60	231
7	646 ± 255	104	279
8	492 ± 156	238	708
9	188 ± 63	125	250

TABLEAU XI. Concentrations moyennes, minimales et maximales en mercure par zone ($\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$, poids sec)

Zone	Concentration		
	moyenne \pm écart type	minimale	maximale
1	0,24 \pm 0,09	0,13	0,39
2	0,12 \pm 0,03	0,08	0,18
3	0,20 \pm 0,13	0,08	0,45
4	0,15 \pm 0,04	0,11	0,23
5	0,17 \pm 0,03	0,14	0,21
6	0,11 \pm 0,05	0,08	0,20
7	0,19 \pm 0,06	0,10	0,27
8	0,09 \pm 0,04	0,05	0,20
9	0,15 \pm 0,04	0,12	0,18

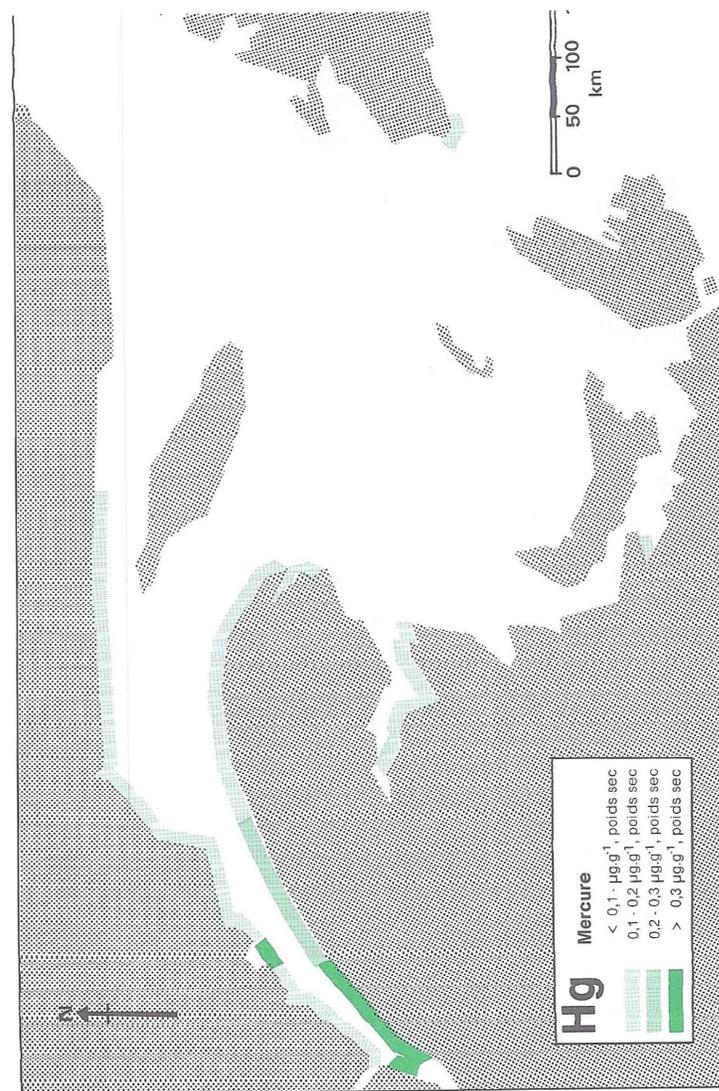


Figure 3

TABLEAU XII. Concentrations moyennes, minimales et maximales en plomb par zone ($\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$, poids sec)

Zone	Concentration		
	moyenne \pm écart type	minimale	maximale
1	$2,8 \pm 0,8$	1,7	4,1
2	$1,9 \pm 0,9$	0,5	3,9
3	$1,4 \pm 0,6$	0,5	2,4
4	$2,1 \pm 0,4$	1,4	3,4
5	$2,8 \pm 0,8$	2,0	3,9
6	$2,3 \pm 1,2$	0,9	3,9
7	$10,3 \pm 11,1$	4,4	30,2
8	$1,1 \pm 0,5$	0,4	2,1
9	$2,4 \pm 0,2$	2,2	2,6

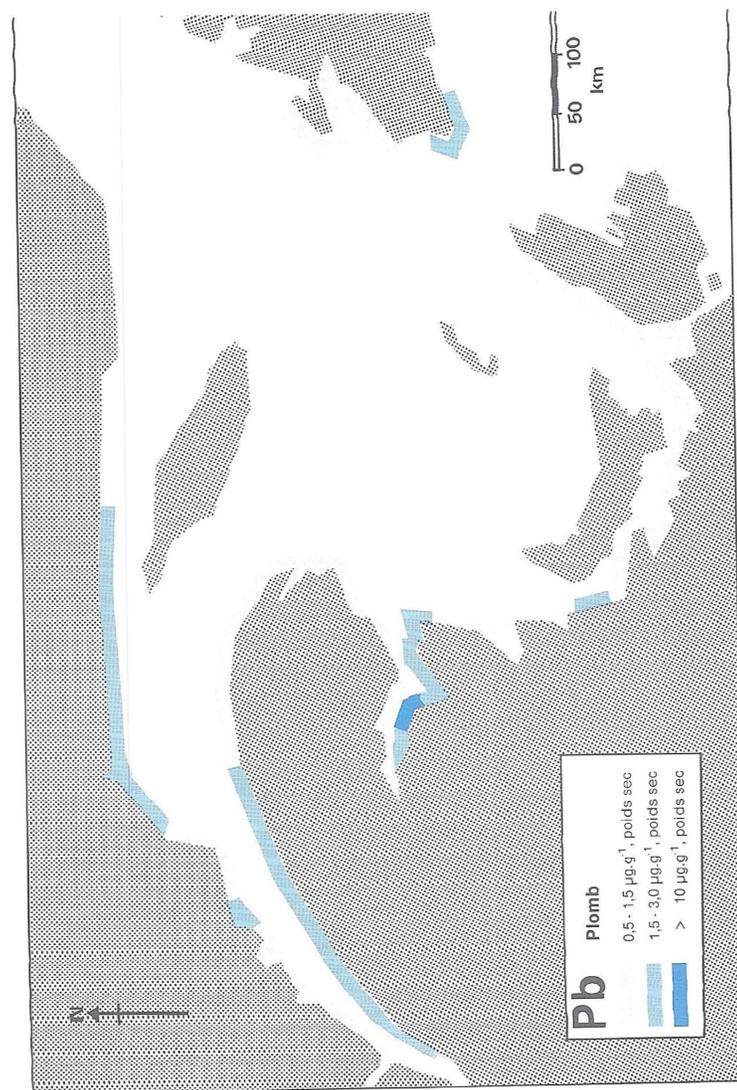


Figure 10

L'interprétation des données des zones 1 à 5 a fait l'objet d'une publication (Cossa et Bourget, 1980). Les concentrations et les différences rencontrées dans ces 5 zones semblent résulter de phénomènes naturels. Les teneurs rencontrées dans les zones 6, 8 et 9 sont basses; par contre dans la zone 7 (rive sud de la Baie-des-Chaleurs)-les résultats font apparaître des teneurs "anormalement" élevées particulièrement à la station 5.

1.6 Zinc

Les concentrations moyennes par zones figurent au tableau XIII. En Annexe III-f figurent les données individuelles. Le patron général de distribution est illustré sur la figure 11.

Les concentrations en zinc sont parmi les plus basses mesurées dans d'autres régions du globe. Dans la zone 7 (rive sud de la Baie-des-Chaleurs) région d'exploitation de mines de zinc, les concentrations sont plus élevées que dans les 8 autres régions, sans pour autant atteindre des niveaux "anormaux".

2. Hydrocarbures

2.1 Hydrocarbures polyaromatiques

Les concentrations moyennes par zones figurent au tableau XIV. En Annexe IV figurent les données par station. Le patron général de distribution est illustré sur la figure 12. Une comparaison avec d'autres régions du globe est difficile en raison du peu de données existantes et des différences existantes entre les méthodes d'analyses.

TABLEAU XIII. Concentrations moyennes, minimales et maximales en zinc par zones ($\mu\text{g.g}^{-1}$, poids sec)

Zone	Concentration		
	moyenne \pm écart type	minimale	maximale
1	70 \pm 15	49	93
2	90 \pm 14	63	105
3	83 \pm 9	71	146
4	92 \pm 17	65	110
5	76 \pm 7	70	84
6	87 \pm 18	71	116
7	114 \pm 10	99	124
8	79 \pm 16	61	112
9	106 \pm 31	75	137

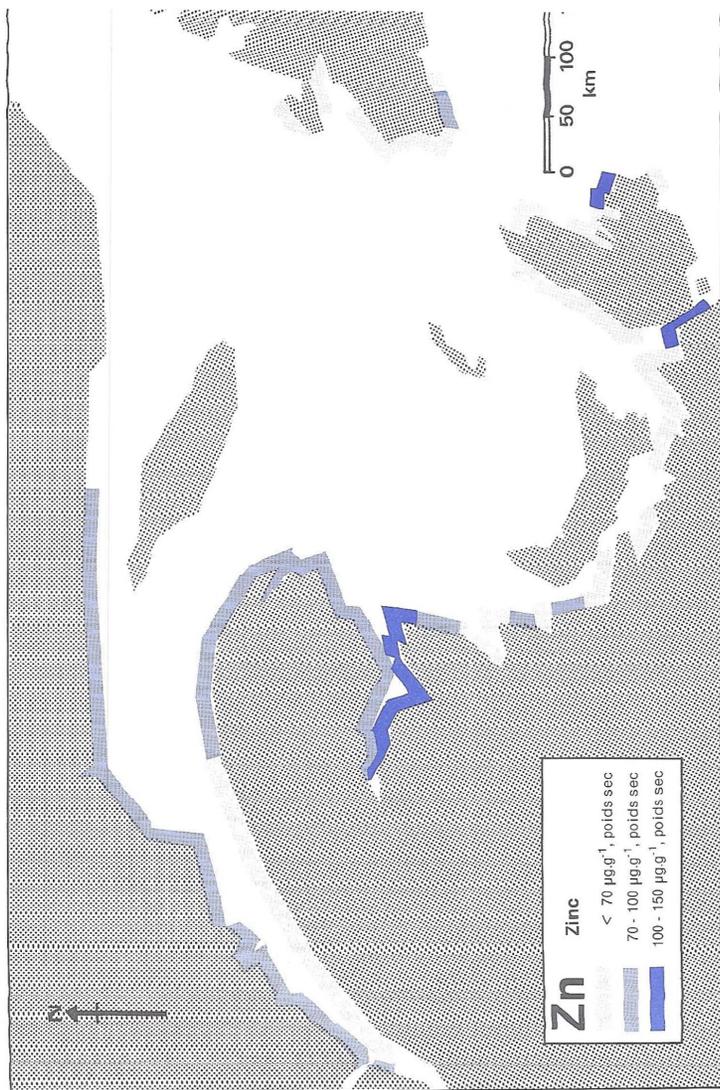


Figure 11

TABLEAU XIV. Concentrations moyennes, minimales et maximales en hydrocarbures polyaromatiques par zones (ng.g⁻¹, poids sec d'équivalent de benzopyrène).

Zone	Concentration		
	moyenne ± écart type	minimale	maximale
1	27,6 ± 5,8	20,0	38,0
2	30,8 ± 15,3	16,4	63,4
3	51,1 ± 33,4	12,8	120,0
4	29,5 ± 23,7	7,0	75,6
5	29,2 ± 9,1	19,6	39,6
6	25,1 ± 14,6	16,6	42,0
7	22,6 ± 3,0	18,9	25,0

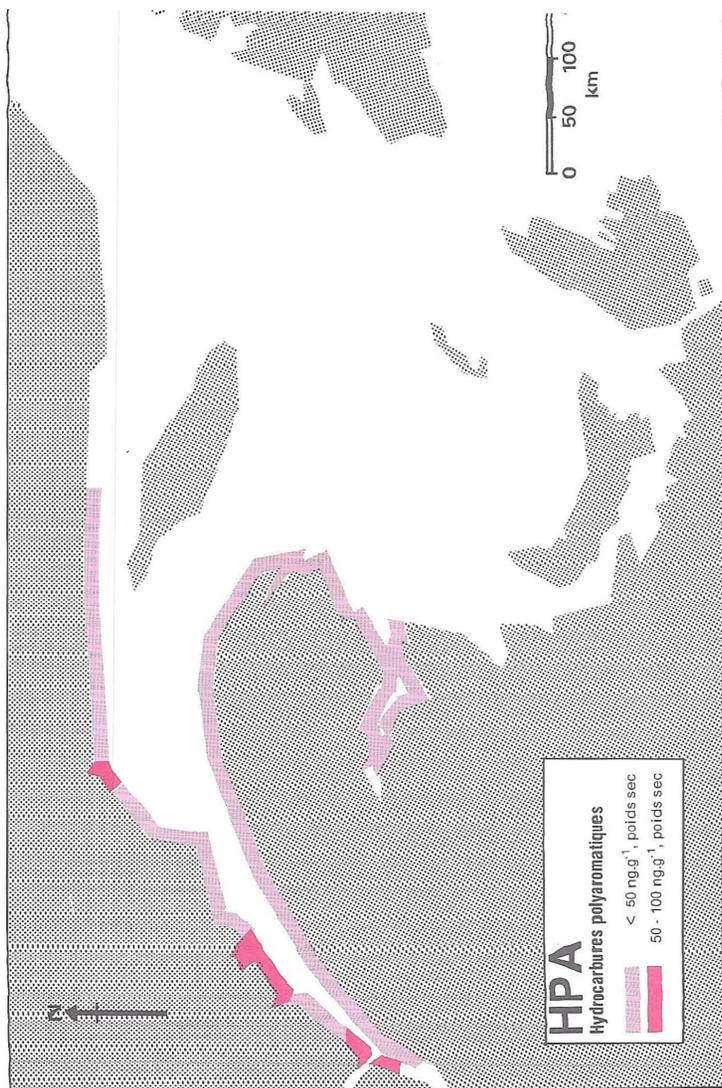


Figure 12

Il est toutefois possible de déceler 2 régions présentant des teneurs en HPA nettement plus élevées que la moyenne générale : l'embouchure du Saguenay (stations 25 et 26) et à proximité de la zone industrielle de Port-Cartier (station 39).

2.2 Biphényl-polychlorés (BPC)

Les concentrations moyennes par zones figurent au tableau XV. En Annexe V figurent les données par stations. Le patron général de distribution est illustrée sur la figure 13.

Les concentrations mesurées au cours de cette étude sont du même ordre de grandeur que de nombreuses autres à travers le monde (Tableau XVI). Ceci indique une contamination assez généralisée des zones côtières par le BPC. Des concentrations très élevées (jusqu'à 1,68 $\mu\text{g.g}^{-1}$, poids sec) ont été mesurées dans la zone 2 (côte gaspésienne).

TABLEAU XV. Concentrations moyennes, minimales et maximales en biphenyl-polychlorés par zones ($\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$, poids sec.)

Zone	Concentration		
	moyenne \pm écart type	minimale	maximale
1	0,24 \pm 0,15	0,11	0,55
2	0,78 \pm 0,51	0,29	1,68
3	0,38 \pm 0,38	< 0,05	1,40
4	0,28 \pm 0,28	0,07	0,79
5	0,10 \pm 0,07	0,05	0,22
6	0,31 \pm 0,14	0,18	0,55
7	0,23 \pm 0,07	0,18	0,28

TABLEAU XVI. Inventaire des concentrations en BPC mesurées chez le genre *Mytilus* dans différentes régions du globe (PS: poids sec; PF: poids frais (75 à 90% du poids frais de l'animal est constitué par de l'eau)).

Espèce	Région	Auteurs	Concentration en BPC ($\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$)		
			moyenne	minimale	maximale
<i>Mytilus edulis</i>	Espagne	Baluja <u>et al.</u> , 1973		0,08	1,80
<i>Mytilus edulis</i>	Oregon & Washington, E.U.	Clæus <u>et al.</u> , 1972	0,004		
<i>Mytilus galloprovincialis</i>	Mer de Ligurie	Duursma <u>et al.</u> , 1974		0,39	4,58
<i>Mytilus edulis</i>	Golfe de Finlande	Helminen <u>et al.</u> , 1972		0,003	0,04
<i>Mytilus edulis</i>	Ecosse	Holden & Topping, 1972		0,01	0,6
<i>Mytilus edulis</i>	Canada	Holden, 1973	0,14		
	Danemark	" "		0,06	0,28
	Finlande	" "		0,027	0,03
	Pays-Bas	" "		0,21	1,7
	Norvège	" "		< 0,005	
	Portugal	" "		0,03	0,17
	Espagne	" "		0,10	1,05
	Suède	" "		0,017	0,04
	Royaume-Uni	" "		< 0,01	0,62
	Etats-Unis	" "			
<i>Mytilus viridis</i>	Thaïlande	Huschenbeth Harnes, 1975		0,010	0,10
<i>Mytilus edulis</i>	Côte ouest de la Suède	Jensen <u>et al.</u> , 1969	0,084	0,011	0,33
	Mer Baltique	" " "	0,03	0,008	0,05
	Archipel de Stockholm	" " "	0,037	0,032	0,04
<i>Mytilus galloprovincialis</i>	Nord-Ouest de la Méditerranée	Marchand <u>et al.</u> , 1974		0,197	11,50
	France et Italie				

TABLEAU XVI (suite)

Espèce	Région	Auteurs	Concentration en BPC ($\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$)		
			moyenne	minimale	maximale
<i>Mytilus gallo-provincialis</i>	Nord-Ouest de la Méditerranée France et Italie	Marchand <i>et al.</i> , 1976	0,27		
<i>Mytilus edulis</i> <i>Mytilus sp.</i>	Baie de Liverpool, Angleterre "	Riley & Wahby, 1977	0,02 0,05		
<i>Mytilus sp.</i> <i>Mytilus sp.</i>	France Californie	Risebrough <i>et al.</i> , 1976		0,25 0,07	1,10 0,23
<i>Mytilus edulis</i>	Mer du Nord	Ten Berge & Hillebrand, 1974	0,24		
<i>Mytilus edulis</i>	Sud de la Californie	Young & Heesen, 1974		0,02	0,88
<i>Mytilus californianus</i>	Sud de la Californie	Young <i>et al.</i> , 1976		0,044	0,94
<i>Mytilus edulis</i>	Côte ouest de la Suède Mer Baltique Archipel de Stockholm Est du Canada Finlande Hollande Norvège Suède	Zitko & Choi, 1971 " " " " " " " "	0,08 0,03 0,04 0,14 0,06 0,40 0,03		

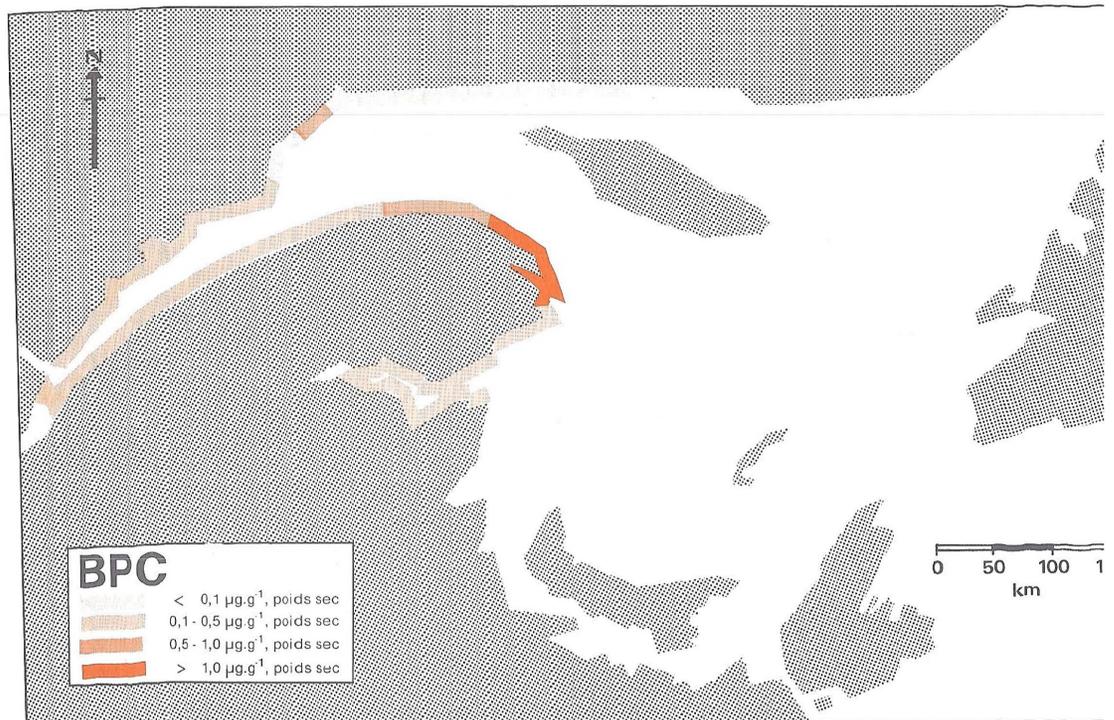


Figure 13

REFERENCE

- Andersen, A.T. et B.B. Neelakantan. 1974. Mercury in some marine organisms from the Oslo fjord. *Norwegian J. Zool.*, 22, 231-235.
- Baluja, G., J.M. France et M.A. Murado. 1973. Contaminacion del medio por plaguicidas organoclorados. VI. Residuos de insecticidas y PCB en especies marinas, significado ecologico y su relacion con la contaminacion litoral nacional. *Inv. Pesq.*, 37, 593-620.
- Bayne, B.L. 1978. Mussel watching. *Nature*, London 275, 87-88.
- Bélanger, C., J.C. Dubé et M.P. Lamontagne. 1977. La présence des biphényl polychlorés dans l'environnement québécois. Pêches et Environnement Canada. Région de Québec. Rapport octobre 1977.
- Bernas, B. 1968. A new method for decomposition and comprehensive analysis of silicates by atomic absorption spectrometry. *Anal. Chem.* 40, 1682-1686.
- Berner, L.H., Jr., J.H. Martin, J. McGowan et J. Teal. 1976. Sampling marine organisms. In: *Strategies for marine pollution monitoring* E.D. Goldberg Ed. John Wiley & Sons, New-York, 269-274.
- Bernhard, M. 1977. Manuel des méthodes de la recherche sur l'environnement aquatique. Troisième partie: échantillonnage et analyse du matériel biologique. FAO Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture. Rome. Document technique sur les pêches No. 158, FIRI/T158 (Fr.) 132 pp.
- Bertine, K.K. et E.D. Goldberg. 1972. Trace elements in clams, mussels and shrimp. *Limnol. Oceanogr.*, 17, 877-884.
- Bourget, E. et D. Cossa. 1976. Mercury content of mussels from the St. Lawrence estuary and northwestern gulf of St. Lawrence, Canada. *Mar. Pollut. Bull.* 7, 237-239.
- Bousfield, E.L. 1964. Coquillages des côtes canadiennes de l'Atlantique. Musée National du Canada, pp. 89.
- Boyden, C.R. 1974. Trace element content and body size in molluscs. *Nature*, London. 251, 311-314.
- _____. 1975. Distribution of some trace metals in Poole Harbour, Dorset. *Mar. Pollut. Bull.*, 6, 180-187.
- _____. 1977. Effects of size upon metal content of shellfish. *J. Mar. Biol. Ass. U.K.* 57, 675-714.
- Brooks, R.R. et M.G. Rumsby. 1965. The biogeochemistry of trace element uptake by some New Zealand bivalves. *Limnol. Oceanogr.*, 10, 521-527.
- Bureau d'étude sur les substances toxiques. 1979. Projet normalisation: les méthodes d'analyse du mercure. Gouvernement du Québec. Service de protection de l'environnement; Rapport 79-13.
- Burrell, D.C. 1975. The data. In: *Atomic spectrometric analysis of heavy metal pollutants in water*. pp. 247-271. Ann. Arbor Science Publishers.
- Butler, P.A. 1973. Residues in fish, wild life and estuaries. *Pest. Monit. Bull.* 6, 238-262.
- Capelli, R., V. Contardi, B. Fassone et G. Zanicchi. 1978. Heavy metals in mussels (*Mytilus galloprovincialis*) from the Gulf of La Spezia and from the promontory of Portofino, Italy. *Marine Chemistry*, 6, 179-185.
- Castagna, A. et F. Sarro. 1965. Primi dati sulla presenta di alcuni elementi metallici in *Mytilus galloprovincialis*, Lam. della costa orientale sicula, svelati con spettrofotometria per assorbimento atomico. *Soc. Ital. Biol. Sper.*, Boil. 51, 477-483.
- Chow, T.J., H.G. Snyder et G.B. Snyder. 1976. Mussels (*Mytilus sp.*) as an indicator for lead pollution. *Sci. Total Envir.*, 6, 55-63.
- Claeys, R.R., R.S. Caldwell, N.H. Cutshall et R. Holton. 1972. Chlorinated pesticides and polychlorinated biphenyls in marine species, Oregon/Washington coast, 1972.
- Cossa, D., E. Bourget et J. Piuze. 1979. Sexual maturation as a source of variation in the relationship between cadmium concentration and body weight of *Mytilus edulis* L. *Mar. Pollut. Bull.* 10, 174-176.
- _____, D. Pouliot, J. Piuze et J.P. Chanut. Geographical and seasonal variations in the relationship between trace metal content and body weight in *Mytilus edulis* L. *Mar. Biol.* (sous presse).
- _____. Trace element in *Mytilus edulis* L. from the Estuary and Gulf of St. Lawrence Canada: lead and cadmium concentrations. *Environ. Pollut.* (sous presse).
- Costa, R.L. et L.R. Molins. 1957. Determinacion colorimetrica del plomo en el mejillon (*Mytilus edulis*) y en el agua de mar de la Ria de Vigo. *Bol. Inst. Esp. Oceanogr.*, 84, 1-13.
- Culkin, F. et J.P. Riley. 1958. The occurrence of gallium in marine organisms. *J. mar. biol. ass. U.K.*, 37, 607-615.

- O'Aubert, S., P. Renon et A. Corrado. 1975. Contaminazione da mercurio in alcuni frutti di mare del Mediterraneo. Arch. Vet. Ital., 26 (5-6), 153-155.
- Davies, I.M. et J.M. Pirie. 1978. The mussel *Mytilus edulis* L. as a bio-assay organism for mercury in seawater. Mar. Pollut. Bull.
- De Wolfe, P. 1975. Mercury content of mussels from West European Coasts. Mar. Pollut. Bull. 6, 61-63.
- Dunn, B.P. 1976. Techniques for determination of benzo(a)pyrene in marine organisms and sediments. Environ. Sci. Technol. 10, 1018-1021.
- Duursma, E.K., M. Marchand et D. Vas. 1974. Chlorinated hydrocarbon residues in biota, sediments and water collected from the Ligurian Sea. In: Activities of the International Laboratory of Marine Radio-Activity, 1974 Report. IAEA, Vienna. pp. 138-156.
- El-Sabh, M.I., E. Bourget, J.M. Bewers et J.C. Dionne. 1979. L'océanographie de l'estuaire du St-Laurent. Natur. Can. 106, 7-12.
- Establier, R. 1973. Contenido en mercurio de los mejillones (*Mytilus edulis*) silvestres y cultivados de la zona noroeste española. Inv. Pesq., 37, 101-106.
- Eustache, I.J. 1974. Zinc, cadmium, copper and manganese in species of finfish and shellfish caught in the Derwent Estuary, Tasmania. Aust. J. Mar. Freshwat. Res., 25, 209-220.
- Fabris, G.J., F.A. Tawfie et J. Harris. 1976. Concentrations of heavy metals in selected invertebrates from Port Phillip Bay and Westernport. Interim Report to Environmental Studies Section, Ministry for Conservation, Victoria, Australia (Pub. no. 164), Section 6, 17 pp.
- Fowler, S.W. et B. Oregioni. 1976. Trace metals in mussels from the N.W. Mediterranean. Mar. Pollut. Bull., 7, 26-29.
- _____, J. LaRosa et W.C. Ranfro. 1974. Trace element concentrations in mussels of the Ligurian Sea. In: Activities of the International Laboratory of Marine Radio-activity, 1974 Report, Monaco, pp. 119-125. Tech. Rep., IAEA, Vienna (IEAE-163).
- Fukai, R. 1965. Analysis of trace amounts of chromium in marine organisms by the isotope dilution of Cr⁵¹. In: Radiochemical Methods of Analysis, v. 2, pp. 335-351. IAEA, Vienna.
- _____, and D. Broquet. 1965. Distribution of chromium in marine organisms. Bull. Inst. Oceanogr., Monaco, 65 (1336), 19 pp.
- Fukai, R., B. Oregioni et D. Vas. 1978. Interlaboratory comparability of measurements of trace elements in marine organisms: results of intercalibration exercise on oyster homogenate. Oceanol. Acta. 1, 391-396.
- Goldberg, E.D. 1972. Marine pollution monitoring: strategies for a national program. Deliberations of a workshop held at Santa Catalina Marine biological laboratory of the University of Southern California, October 25-28, 1972. National oceanic and atmospheric administration of the U.S. Department of Commerce, pp. 203.
- _____. 1975. The mussel watch a first step in global marine monitoring. Mar. Pollut. Bull. 6, 111.
- _____, V.T. Bowen, J.W. Farrington, G. Harvey, J.H. Martin, P.L. Parker, R.W. Risebrough, W. Robertson, E. Schneider et E. Gamble. 1978. The Mussel Watch. Environmental Conservation, 5 (2) : 101-125.
- Gordon, M., G.A. Knaver et J.H. Martin. 1980. *Mytilus californianus* as a Bioindicator of Trace Metal Pollution : Variability and Statistical Consideration. Mar. Pollut. Bull., 11 : 195-198.
- Gorsuch, W. 1970. The destruction of organic matter. Pergamon Press, Oxford.
- Graham, D.L. 1971. Trace metal levels in intertidal mollusks of California. Velliger 14, 365-372.
- Helminen, M., E. Karppanen et K. Henriksson. 1972. PCB in the Finnish Environment. PCB Conference II, Stockholm, 14 décembre 1972, pp. 19-22. National Swedish Environment Protection Board.
- Holak, W., B. Krinitz et J.C. Williams. 1972. Simple rapid digestion techniques for the determination of mercury in fish by flameless atomic absorption. J. Assoc. Off. Anal. Chem. 55, 741-742.
- Holden, A.V. et G. Topping. 1972. Occurrence of specific pollutants in fish in the Forth and Tay estuaries. Proc. Roy. Soc. Edinburgh B71 (1971/72), 189-194.
- _____. 1973. International cooperative study of organochlorine and mercury residues in wildlife, 1969-71. Pest. Monit. Bull. 7, 37-52.
- Huschenbeth, E. et V. Harms. 1975. On the accumulation of organochlorine pesticides, PCB and certain heavy metals in fish and shellfish from Thai coastal and inland waters. Arch. Fischwiss. 26, 109-122.

- I.C.E.S. 1974. Report of working group for the international study of the pollution of the North Sea and its effects on living resources and their exploitation. Cooperative Research Report No. 39, ICES, Danemark, 191 p.
- Ireland, M.P. 1973. Result of fluvial zinc pollution on the zinc content of littoral and sub-littoral organisms in Cardigan Bay, Wales. Environ. Pollut., 4, 27-35.
- Jensen, S., A.G. Johnels, M. Olsson et G. Otterlind. 1969. DDT and PCB in marine animals from Swedish waters. Nature 224, 247-250.
- Jones, L.H. 1975. The distribution of heavy metals in the Humber Estuary and its organisms. In: Pro. jt. symp. Humber Estuary, 1973, no. 15, 19 pp. Hull, England, Univ. Dept. of Zoology, 1975.
- Karbe, L., C. Schnier et R. Niedergesäß. 1978. Trace element in mussels (*Mytilus edulis*) from German coastal waters, evaluation of multielement patterns with respect to their use for monitoring programmes.
- Lande, E. 1977. Heavy metal pollution in Trondheimsfjorden, Norway and the recorded effects on the fauna and flora. Environ. Pollut., 12, 187-198.
- Leatherland, T.M. et J.D. Burton. 1974. The occurrence of some trace metals in coastal organisms with particular reference to the Solent region. J. mar. biol. Ass. U.K., 54, 457-468.
- Loring, D.H. 1975. Mercury in the sediments of the gulf of St. Lawrence. Can. J. Earth Sci. 12, 1219-1237.
- _____ 1976a. The distribution and partition of zinc, copper, and lead in the sediments of the Saguenay fjord. Can. J. Earth Sci. 13, 960-971.
- _____ 1976b. Distribution and partition of cobalt, nickel, chromium, and vanadium in the sediments of the Saguenay fjord. Can. J. Earth Sci., 13, 1706-1718.
- _____ and R.T.T. Rantala. 1977. Geochemical analyses of marine sediments and suspended particulate matter. Fisheries and Marine Service, Environment Canada, Technical report # 700, pp. 58.
- Lulic, S. et Strohal. 1974. The application of neutron activation analysis in studying the marine pollution processes. Rev. Intern. Oceanogr. Méd., 33, 119-123.
- Majori, L., G. Negroclan, G.B. Modonutti and F. Davis. 1978. Study of the seasonal variations of some trace elements in the tissues of *Mytilus galloprovincialis* taken in the gulf of Trieste. Rev. Int. Oceanogr. Méd. XLIX, 37-40.
- Marchand, M., D. Vas et E. Duursma. 1974. Résidus de DDT et de polychlorobiphényles (PCB) dans les moules, le sédiment et le plancton de la côte nord-ouest méditerranéenne. IIème journées Etud. Pollutions, pp. 171-174. Monaco, C.I.E.S.M.
- _____ 1976. Levels of PCBs and DDTs in mussels from the N.W. Mediterranean. Mar. Pollut. Bull., 7, 65-68.
- Nickless, G., R. Stenner et N. Terrill. 1972. Distribution of cadmium, lead and zinc in the Bristol Channel. Mar. Pollu. Bull., 3, 188-190.
- Nielsen, S.A. et A. Natham. 1975. Heavy metal levels in New Zealand molluscs. N.Z. J. Mar. Freshwat. Res., 9, 467-481.
- Pentreath, R.J. 1973. The accumulation from water of Zn⁶⁵, Mn⁵⁴, Co⁵⁸ and Fe⁵⁹ by the mussel *Mytilus edulis*. J. Mar. Biol. Ass. U.K. 53, 127-143.
- Phillips, D.H.J. 1976a. The common mussel *Mytilus edulis* as an indicator of pollution by zinc, cadmium, lead and copper. I. Effects of environmental variables on uptake of metals. Mar. Biol. 38, 59-69.
- _____ 1976b. The common mussel *Mytilus edulis* as an indicator of pollution by zinc, cadmium, lead and copper. II. Relationship of metals in the mussel to those discharged by industry. Mar. Biol. 38, 71-80.
- _____ 1977a. Effects of salinity on the net uptake of zinc by the common mussel *Mytilus edulis*. Mar. Biol. 41, 79-88.
- _____ 1977b. The use of biological indicator organisms to monitor trace metal pollution in marine and estuarine environments. - a review. Envir. Pollut. 13, 281-317.
- _____ 1977c. The common mussel *Mytilus edulis* as an indicator of trace metals in Scandinavian waters. I. Zinc and cadmium. Mar. Biol. 43, 283-291.
- _____ 1978. The common mussel *Mytilus edulis* as an indicator of trace metals in Scandinavian waters. II. Lead, iron and manganese. Mar. Biol. 46, 147-156.
- _____ 1979. Trace metals in the common mussel, *Mytilus edulis* (L.) and in the alga *Fucus vesiculosus* (L.) from the region of the Sound (Öresund). Environ. Pollut. 18, 31-43.
- Piuzé, J. et M. Tremblay. 1979. Mercury in the waters of the St. Lawrence estuary, Québec, Canada. Inter. Council Exp. Sea. CM 1979/E:49. 13 pp.

- Ramefow, G., S. Tugrul, M.A. Ozkan, G. Tuncel, C. Saydam et T.I. Balkas. 1978. The determination of trace metals in marine organisms by atomic absorption spectrometry. Intern. J. Environ. Anal. Chem. 5, 125-132.
- Reimer, R.S., W.D. Burrows et P.A. Krenzel. 1973. Total mercury analysis review and critique. J. Water Pollut. Control. Fed. 45, 814-823.
- Riley, J.P. et S. Wahby. 1977. Concentrations of PCBs, dieldrin and DDT residues in marine animals from Liverpool Bay. Mar. Pollut. Bull., 8, 9-11.
- Risebrough, R.W., B.W. De Lappe et T.T. Schmidt. 1976. Bioaccumulation factors of chlorinated hydrocarbons between mussels and seawater. Mar. Pollut. Bull., 7, 225-228.
- Seed, R. 1976. Ecology. In: Marine mussels: their ecology and physiology. B.L. Bayne Ed. Cambridge University Press. pp. 13-66.
- Segar, D.A., J.D. Collins et J.P. Riley. The distribution of the major and some minor elements in marine animals. Part II. Molluscs. J. mar. biol. Ass. U.K., 51, 131-136.
- Sheppard, C.R.C. et D.J. Bellamy. 1974. Pollution of the Mediterranean around Naples. Mar. Pollut. Bull., 5, 42-44.
- Stenner, R.D. et G. Nickless. 1974. Distribution of some heavy metals in organisms in Hardangerfjord and Skjerstadfjord, Norway. Wat. Air. Soil Poll., 3, 279-291.
- _____. 1975. Heavy metals in organisms of the Atlantic coast of S.W. Spain and Portugal. Mar. Pollut. Bull., 6, 89-92.
- Talbot, V.W., R.J. Magee et M. Hussain. 1976a. Cadmium in Port Phillip Bay mussels. Mar. Pollut. Bull. 7, 84-86.
- _____. 1976b. Lead in Port Phillip Bay mussels. Mar. Pollut. Bull., 7, 234-237.
- Ten Berge, W.F. et M. Hillebrand. 1974. Organochlorine compounds in several marine organisms from the North Sea and the Dutch Wadden Sea. Netherlands J. Sea. Res., 8, 361-368.
- The Mercury sampling and analysis review committee. 1977. Mercury: Methods for sampling, preservation and analysis. Report Environment Canada.
- Topping, G. 1972. Heavy metals in shellfish from Scottish waters. In: Baseline Studies of pollutants in the marine environment, pp. 173-185. Brookhaven, N.Y., NSF-IDOE Workshop.
- Topping, G. et A.V. Holden. 1978. Report on intercalibration analyses in ICES north sea and north atlantic baseline studies. Intern. Council Exp. Sea. Cooperative research Report # 80, pp. 52.
- Trites, R.W. 1970. The gulf of St. Lawrence from a pollution viewpoint. In: Marine Pollution and sea life. M. Ruivo Ed. Fishing News (Books) Ltd. pp. 59-72.
- Vidal, C.E.S. et M.J.A. Ruiz. 1975. Distribucion de cobre y zinc en mejillon (*Mytilus californianus*) en la parte noroccidental de la Baja California. Unidad de Ciencias Marinas, Universidad Autonoma de Baja California. Ensenada, Mexico.
- Walting, H.R. et R.J. Walting. 1976. Trace metals in *Chromytilus meridionalis*. Mar. Pollut. Bull, 7, 91-94.
- Wharfe, J.R. et W.L.F. Van Den Brock. 1977. Heavy metals in macroinvertebrates and fish from the Lower Medway Estuary, Ketn. Mar. Pollut. Bull., 8, 31-34.
- Yeats, P.A., J.M. Bewers et A. Walton. 1978. Sensitivity of coastal waters to anthropogenic trace metal emissions. Mar. Pollut. 9, 264-268.
- Young, D.R. et T.C. Heesen. 1974. Contaminants in harbors. Southern California Coastal Water Research Project Ann. Rep. 1974, pp. 105-108. El Segundo, Ca.
- _____. et D.J. McDermott. 1975. Trace metals in harbor mussels. Southern California Coastal Water Research Project Ann. Rep. 1975, pp. 139-142. El Segundo, Ca.
- _____, T.C. Heesen, D.J. McDermott. 1976. An offshore biomonitoring system for chlorinated hydrocarbons. Mar. Pollut. Bull., 7, 156-159.
- Zitko, V. et P.M.K. Choi. 1971. PCB and other industrial halogenated hydrocarbons in the environment. Fish. Res. Bd Can. Tech. Rep. 272, 55 pp.