



GUIDE

pour le suivi du zooplancton en milieu estuarien

GUIDE

pour le suivi du zooplancton en milieu estuarien

COORDINATION : Sami Souissi

AUTEURS : David Devreker & Sami Souissi

CONTRIBUTEURS : Michèle Tackx (Ecolab-Toulouse), Frédéric Azémar (Ecolab-Toulouse)
et Olivier Glippa (LOG Wimereux)

Université de Lille 1

Laboratoire d'Océanologie et de Géosciences

UMR CNRS 8187 LOG – Station marine de Wimereux

Crédit photo (couverture) : O. Glippa, UMR CNRS 8187 LOG, Wimereux

Sommaire

I. AVANT PROPOS	3
II. INTRODUCTION	3
III. LES PROTAGONISTES	4
1. Les estuaires : des environnements très dynamiques	4
2. Le zooplancton : un problème de taille	4
IV. STRATÉGIES D'ÉCHANTILLONNAGE	4
1. Engins d'échantillonnage du zooplancton	4
2. Les paramètres physico-chimiques associés	8
3. Zones de prélèvement - l'échelle spatiale	10
4. Fréquences de prélèvement - l'échelle temporelle	11
5. Fixation des échantillon et stockage	12
6. Détermination	12
7. Moyens à la mer	14
V. STRATÉGIES ACTUELLEMENT UTILISÉES DANS CERTAINS ESTUAIRES EUROPÉENS	15
1. La Seine	15
2. La Loire	17
3. La Gironde	18
4. L'Escaut	19
VI. PROPOSITION DE STANDARDISATION DES MÉTHODES	20
VII. CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES	22
VIII. BIBLIOGRAPHIE	23

I. AVANT PROPOS

Les objectifs de ce guide sont de présenter les difficultés liées au prélèvement du zooplancton dans le milieu estuarien, la diversité des techniques de prélèvement existantes ainsi que le manque inhérent d'uniformité dans les stratégies d'échantillonnage de ce compartiment pélagique à l'échelle des trois grands estuaires français et celui de l'Escaut. Une réflexion et des suggestions sont amenées à la fin du guide pour permettre une harmonisation de ces techniques. Ce guide a été créé à l'initiative de l'équipe du Pr. Souissi de l'Université de Lille 1, responsable de plusieurs projets ciblant le zooplancton dans l'estuaire de la Seine mais également dans d'autres estuaires similaires. Les stratégies d'échantillonnage mises au point dans l'estuaire de la Seine (Devreker *et al.*, 2008 ; 2010 ; données non publiées) ont été réalisées dans le cadre du programme scientifique Seine Aval.

Ce guide méthodologique a été réalisé suite à la demande du GIP Seine-Aval et de son comité scientifique et ceci afin de renforcer la démarche de réflexion sur la mise en place d'une stratégie d'observation à long terme de l'estuaire de la Seine et son écosystème.

Ce guide n'a pas pour prétention d'être le plus exhaustif sur le sujet mais de faire une synthèse équilibrée des techniques les plus adaptées et les plus couramment utilisées (*i.e.* ayant fait leurs preuves), anciennes ou récentes, simples ou complexes, en milieux estuariens.

Ce guide s'adresse à ceux désirant s'informer sur les techniques de prélèvement du zooplancton en milieu estuarien à des fins pratiques ou théoriques et à ceux voulant avoir une vue d'ensemble de l'état des suivis des populations planctoniques estuariennes en France.

Ce guide a bénéficié d'une lecture attentive ainsi que des commentaires de Michèle Tackx (ECOLAB – Toulouse), Frédéric Azémar (ECOLAB – Toulouse) et Olivier Glippa (LOG – Wimereux) ; que nous remercions infiniment pour leur aide à la finalisation de ce guide. A noter également la contribution significative d'Olivier Glippa dans la correction et les relectures de ce guide méthodologique.

II. INTRODUCTION

Dans les estuaires, comme dans la plupart des systèmes aquatiques, le zooplancton assure un lien essentiel entre la production primaire pélagique et les niveaux trophiques supérieurs (Figure 1). Que ce soit par la chaîne herbivore ou par la boucle microbienne, l'énergie passe par le zooplancton pour arriver aux niveaux trophiques supérieurs (poissons). Pour comprendre le fonctionnement de ces écosystèmes, il est dès lors nécessaire d'étudier ce compartiment clef. Selon la question posée, ces études se concentreront sur la diversité (taxonomique ou génétique), la dynamique de population (des principales espèces) zooplanctoniques ou le fonctionnement des groupes trophiques au sein du zooplancton. Pour cela trois stratégies complémentaires peuvent être envisagées : une approche *in situ* qui permet d'observer la dynamique des différentes populations zooplanctoniques en fonction de la variation de l'ensemble des facteurs environnementaux ; une approche expérimentale qui permet d'expliquer plus précisément les processus observés *in situ* et une approche de modélisation qui permet de synthétiser les résultats, tester des scénarios et le cas échéant de prévoir les tendances et évolutions futures.

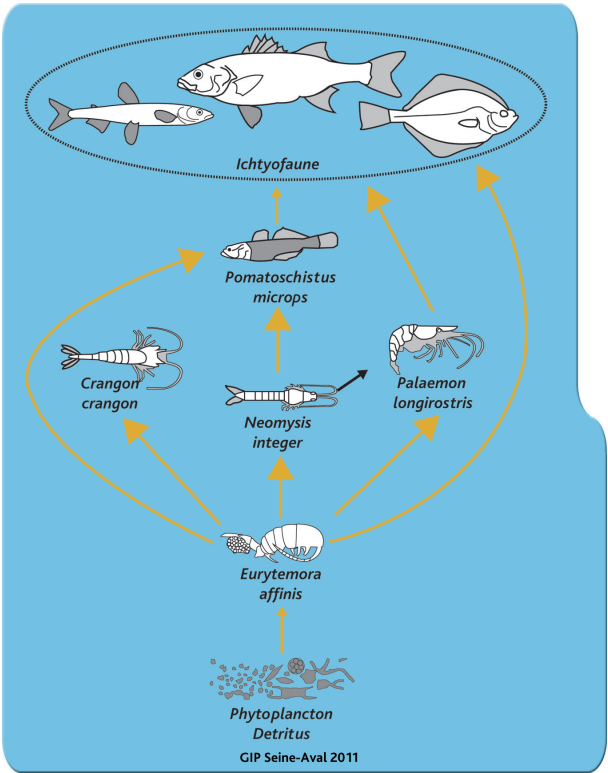


Figure 1 : Schéma simplifié d'un réseau trophique estuarien

Dans la plupart des écosystèmes estuariens macrotidaux, l'hydrodynamisme élevé rend l'approche *in situ* difficile. En effet, la densité des populations zooplanctoniques ainsi que leur position dans l'estuaire vont dépendre des conditions hydrologiques qui varient fortement à différentes échelles spatio-temporelles. Ces dernières devront être alors prises en compte dans la stratégie d'étude.

Le présent guide a pour objectif de synthétiser les connaissances et les outils les plus adaptés à l'échantillonnage des populations zooplanctoniques en milieu estuarien.

III. LES PROTAGONISTES

1. Les estuaires :
des environnements très dynamiques

Les estuaires sont des zones de mélange entre les eaux salées marines et les eaux douces continentales. Ces mélanges se font au cours des cycles de marée, selon une alternance haute mer-basse mer, d'une durée d'environ 12 h pour les cycles semi-diurnes qui caractérisent les côtes Atlantiques. Il en résulte une fluctuation des facteurs environnementaux (particulièrement de la salinité) beaucoup plus rapide que dans les océans et les mers ouvertes. Cette variation rapide de la salinité représente une très forte pression de sélection sur les organismes vivants. Seulement quelques espèces fortement adaptées seront capables de survivre et de se développer dans ces conditions.

2. Le zooplancton:
un problème de taille

Le terme zooplancton regroupe les organismes qui ne peuvent pas s'affranchir du courant dans leur déplacement. On distingue plusieurs groupes, selon leur taille :

- Mégazooplancton (20-200 cm) :
grands gélatineux (méduse)
- Macrozooplancton (2-20 cm) :
crevettes (blanche, grise), gélatineux, larves de poissons
- Mésozooplancton (0,2 mm-2 cm) :
copépodes, cladocères, zoé, mégaloque, mysidacé,
larves de polychètes, larves de crevettes
- Microzooplancton (20-200 µm) :
larves nauplii, pluteus, trochophore, véligère, ciliés,
rotifères

La capacité des espèces zooplanctoniques à tolérer une certaine gamme de salinité va déterminer leur répartition spatio-temporelle le long du gradient de salinité d'un estuaire (Laprise et Dodson, 1994). Cette tolérance au stress salin est rendu possible grâce à des adaptations physiologiques avec l'osmorégulation (glandes excrétrices, métabolisme protéique, etc.) et comportementales (migration verticale en fonction des courants de marée) qui s'expriment différemment parmi les espèces zooplanctoniques. D'autres paramètres tels que la température ou la concentration en oxygène dissout peuvent aussi influencer leur répartition dans un estuaire.

IV. STRATÉGIES
D'ÉCHANTILLONNAGE

La première difficulté liée à l'étude du zooplancton en milieu estuarien découle de l'association entre espèces zooplanctoniques et masses d'eaux estuariennes. En conséquence, leur position dans l'estuaire va fortement varier dans le temps en fonction de l'intensité des forçages physico-chimiques. Cette variabilité spatio-temporelle devra être prise en compte lors du choix de la stratégie d'échantillonnage. Toutefois, cet inconvénient est aussi un avantage puisqu'il rend le zooplancton indicateur des conditions physico-chimiques de l'estuaire et sa variabilité peut donc traduire des changements bénéfiques ou délétères pour l'environnement (Souissi et Devreker, 2010).

La deuxième difficulté est liée à la disparité de la taille des organismes qui compose le zooplancton et qui rend les stratégies d'échantillonnage plus compliquées à élaborer. Il faudra alors avoir recourt à différents types d'engins de prélèvement pour couvrir la totalité du spectre de taille des espèces et des stades de développement d'une même espèce (copépodes, crevettes, etc.).

1. Engins d'échantillonnage
du zooplancton

LS FILETS À ZOOPLANCTON

La méthode la plus communément utilisée pour prélever le zooplancton est l'utilisation d'un filet à zooplancton (Figure 2 A.-C.). La taille (longueur, diamètre de la "bouche") du filet varie selon les volumes d'eau à filtrer. Un modèle couramment utilisé est le filet à plancton WP2 (Figure 2.C.). Ces filets peuvent être équipés d'un volumètre afin d'obtenir des données quantitatives et qualitatives.

Il existe plusieurs tailles de maille de filet, les plus communs allant de 40 µm (plutôt pour les filets de petites tailles ; Figure 2.A.) jusqu'à 500 µm en fonction de la taille des organismes à prélever (seuls les individus plus grands que la taille de maille seront susceptibles d'être capturés). Le temps de prélèvement peut également être ajusté pour filtrer un plus ou moins grand volume d'eau, ce qui rend les filets WP2 parfaitement adaptés à l'étude des milieux peu concentrés en zooplancton. Le volume filtré de l'échantillon sera ensuite déterminé grâce au volumètre (Figure 2.D.) fixé idéalement au centre de l'ouverture du filet. La filtration de grands volumes d'eau pose néanmoins des problèmes dans les milieux estuariens turbides comme dans les estuaires de la Seine, de la Loire ou de la Gironde. En effet, la taille des particules présentes dans la masse d'eau étant proche de celle des organismes zooplanctoniques, les filets se colmatent très rapidement, ce qui réduit leur efficacité et rend la lecture de la quantité d'eau filtrée via le volumètre très approximative. Il faut ainsi adapter le temps de pêche en fonction de la turbidité du milieu : pas plus de quelques minutes pour les milieux très turbides surtout en présence d'un fort courant. Un autre défaut du filet est que les organismes peuvent se retrouver plaqués contre les mailles du filet avec une force proportionnelle à la vitesse du courant ce qui peut abîmer certaines de leurs structures les plus fragiles (cas des gélatineux et de certaines

espèces de copépodes qui portent leur sac ovigère). Sans un système adéquat (clapet de fermeture, etc.), il est donc difficile de prélever les individus à une profondeur spécifique puisque le filet intégrera les organismes de la colonne d'eau pendant sa descente et sa remontée. La position du filet au fond est par ailleurs difficile à maintenir en raison de la vitesse élevée des courants de marée en estuaire. Dans ce cas, il faudra mieux utiliser un traineau suprabenthique, qui est une structure en métal faite pour "glisser" sur le substrat et qui est équipée d'un filet (souvent 500 µm) monté rigidement sur son armature. Il peut également être utilisé un filet à plancton fixé au fond par une structure métallique adaptée. Dans certains projets du programme Seine-Aval, l'équipe de Sami Souissi a développé et utilisé ce système de "filet de fond" afin d'échantillonner simultanément les copépodes et leurs prédateurs suprabenthiques.

Des filets de petites tailles permettent également d'effectuer des prélèvements qualitatifs à partir de la berge sans le besoin d'affréter un bateau.

FILET WP2 (OU ÉQUIVALENT)

- | AVANTAGES | INCONVÉNIENTS |
|---|--|
| • échantillonnage efficace même si densité faible | • peu efficace en milieu turbide (colmatage) |
| • taille des organismes prélevés définie par les vides de maille utilisés | • peut abîmer les individus fragiles |
| • possibilité de prélèvement à partir de la berge | • profondeur très aléatoire en présence de courant |
| • particulièrement adapté aux prélèvements en sub-surface. | • volume de prélèvement peu fiable |

CONCLUSION
Convient aux milieux peu turbides (baies),
pour introduire l'étude d'un milieu peu connu
(prélèvements peu précis, à large spectre)

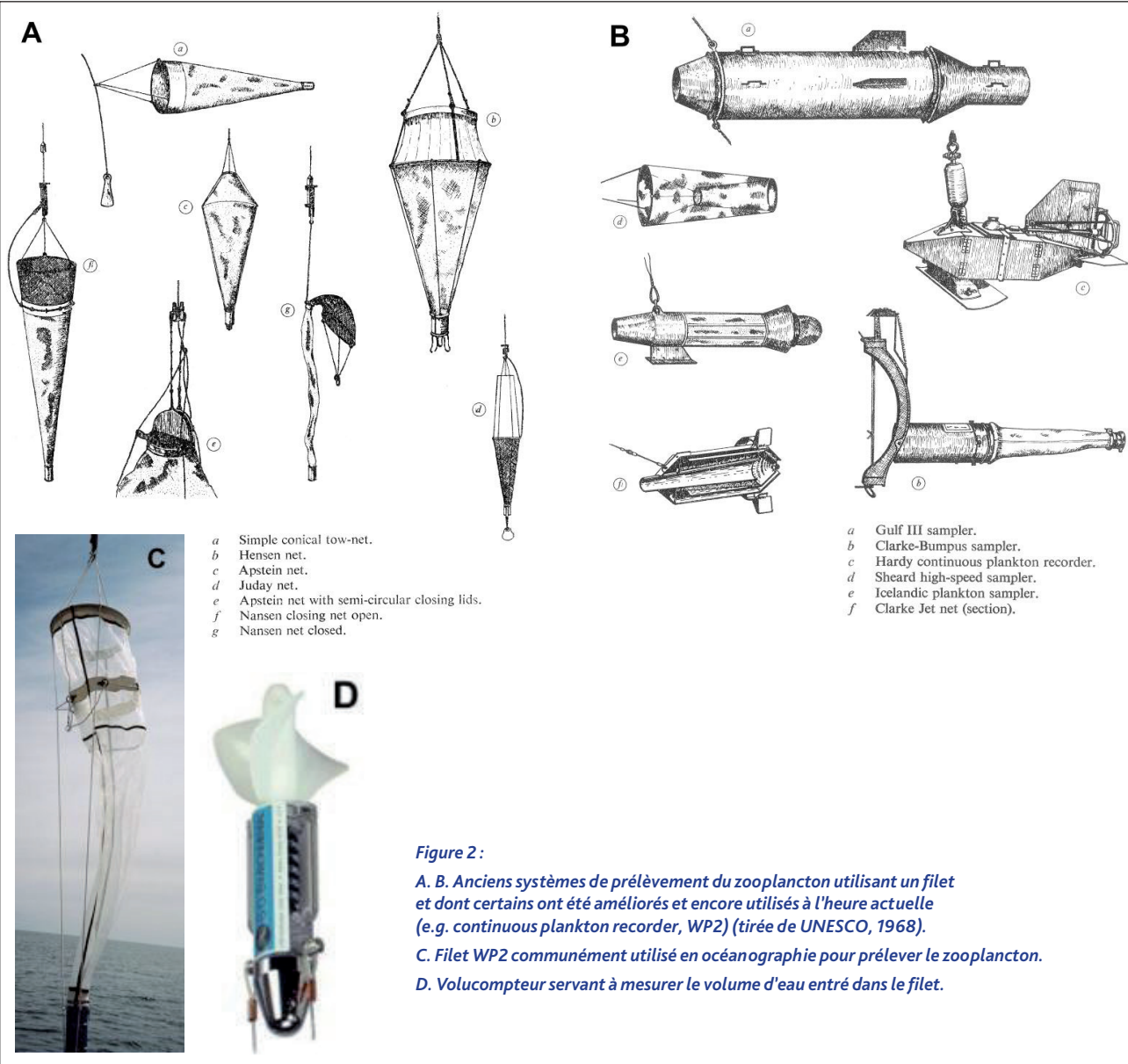


Figure 2 :
A. B. Anciens systèmes de prélèvement du zooplancton utilisant un filet et dont certains ont été améliorés et encore utilisés à l'heure actuelle (e.g. continuous plankton recorder, WP2) (tirée de UNESCO, 1968).
C. Filet WP2 communément utilisé en océanographie pour prélever le zooplancton.
D. Volumètre servant à mesurer le volume d'eau entré dans le filet.

LES BOUTEILLES NISKIN

Les bouteilles Niskin (Figure 3.B.) sont les dispositifs les plus communément utilisés en océanographie pour échantillonner les masses d'eau à volume et à profondeur donnés. C'est une amélioration de la bouteille de Nensen (Figure 3.A.) inventée au début du XXème siècle. Il en existe de plusieurs volumes allant de 5 L à 30 L et leur fermeture est provoquée par l'envoi d'un message (cylindre en métal, Figure 3.D.) le long du treuil sur lequel elle est fixée verticalement (le plus souvent) ou horizontalement (bouteilles Van Dorn, Figure 3.C.). La précision du volume prélevé ainsi que la capacité d'un treuil vertical à maintenir la bouteille à une profondeur donnée rendent les Niskin très utiles pour prélever le zooplancton en estuaire. Le volume d'eau remonté sera alors concentré à travers les mailles d'un tamis ou

d'un filet dont la taille sera fonction de la taille des organismes à concentrer. Toutefois, son volume de prélèvement prédéfini est limité et ne lui permet pas d'échantillonner efficacement les populations zooplanctoniques peu denses. L'utilisation d'une bouteille de grand volume, plus haute, intégrera une hauteur d'eau plus importante mais sera moins précise au niveau de la profondeur de prélèvement. La profondeur de prélèvement sera alors mieux contrôlée en utilisant une bouteille horizontale du type Van Dorn (Figure 3.C.). De même, la présence d'une petite ouverture disposée à la verticale permettra aux plus grandes espèces zooplanctoniques d'éviter la capture.

La bouteille Niskin est aussi utilisée pour mesurer les paramètres physico-chimiques et biologiques (sels nutritifs, chlorophylle, matière en suspension, phytoplancton, etc.) qui caractérisent la masse d'eau dans laquelle le zooplancton évolue.

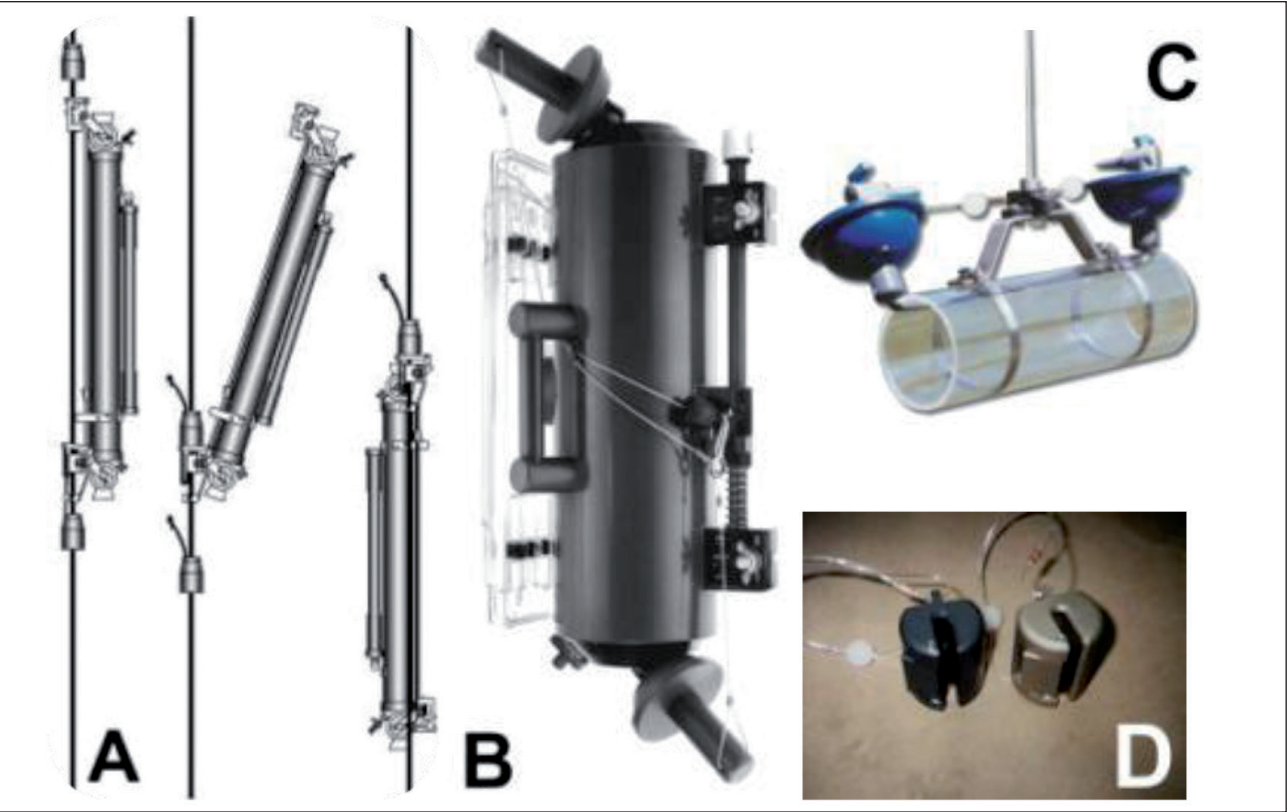


Figure 3 : A. Fonctionnement d'une bouteille Nensen qui bascule vers le bas à l'arrivée du message, ce qui la referme. B. Bouteille Niskin (modèle 5 L), système le plus communément utilisé en océanographie. C. Bouteille Van Dorn, généralement positionnée à l'horizontale. D. Messagers utilisés pour fermer ces différentes bouteilles.

BOUTEILLE NISKIN

AVANTAGES

- n'abîme pas les organismes
- profondeur de prélèvement maîtrisée (en absence de très fort courant)
- volume fixe
- adapté à toutes les tailles de stades de développement des copépodes

INCONVÉNIENTS

- peu efficace si faible densité
- peu efficace pour le macrozooplancton (mysidacés, crevettes, larves de poissons, etc.)
- profondeur peu précise si très fort courant (pic de jusant ou de flot)
- les espèces les plus mobiles peuvent fuir avant la fermeture de la bouteille, du fait des vibrations

CONCLUSION

Convient aux milieux avec une forte densité en micro et mésozooplancton, plus précise en termes de volume et de position de prélèvement que le filet

LES POMPES

L'utilisation d'une pompe combine certains avantages des précédents systèmes de prélèvement. La pompe est reliée à un tuyau dont l'embout pourra être submergé à une profondeur contrôlée (Figure 4). Le volume d'eau prélevé sera ensuite déterminé en fonction du temps de fonctionnement de la pompe. La capacité de pompage étant dépendante de la pression autour de l'orifice de pompage (et donc de la profondeur de prélèvement), la relation entre temps de pompage et volume prélevé devra être calibrée en fonction de la profondeur de prélèvement.

La pompe permet aussi d'effectuer des prélèvements à une fréquence beaucoup plus élevée qu'avec la Niskin ou le filet qui demandent tous les deux du temps pour être remontés et ré-immérgés (surtout en ce qui concerne la manipulation du filet).

La contrepartie est que la pompe a un coût beaucoup plus élevé que le filet ou la bouteille Niskin surtout si l'on veut utiliser une pompe puissante, capable de prélever rapidement un volume d'eau suffisant afin d'empêcher les organismes d'éviter la capture.

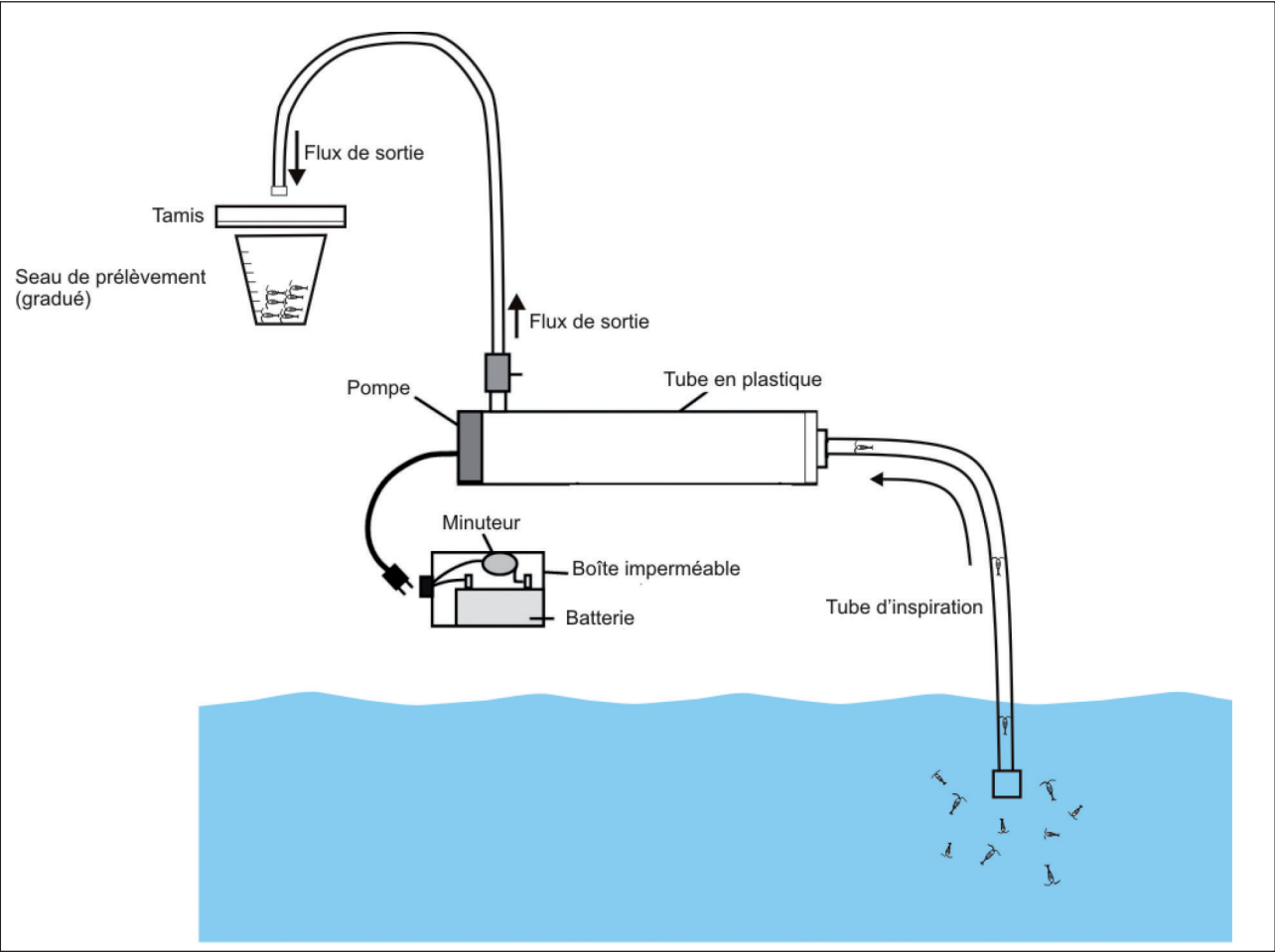


Figure 4 : Schéma d'une pompe de filtration pour prélever de l'eau et concentrer le zooplancton

POMPE

AVANTAGES

- n'abîme pas les organismes (débit de pompe)
- profondeur de prélèvement maîtrisée
- volume de prélèvement variable et maîtrisé
- adaptée à toutes les tailles de stades de développement des copépodes (maille du filet)
- fréquence de prélèvement la plus élevée

INCONVÉNIENTS

- matériel moins commun et plus onéreux
- débit de la pompe variable selon la profondeur, donc à calibrer pour chaque profondeur prévue.

CONCLUSION

Convient à tous types de stratégie sur bateau adapté

MÉTHODES ACOUSTIQUES ET OPTIQUES

Des méthodes assez récentes existent pour estimer les densités de copépodes par ondes acoustiques ou par méthode optique. Toutefois, l'utilisation de ces méthodes comme l'OPC (Optical Plankton Counter) ou LOPC (Lazer Optical Plankton Counter) ou les sonars (technique dérivée de la pêche) est rendue très difficile par la présence en très grande quantité de particules dans les estuaires très turbides ; cela rend les mesures très peu précises (beaucoup plus de "bruit" que de zooplancton). Ces méthodes doivent donc être réservées aux estuaires peu turbides.

AUTRES SYSTÈMES DE PRÉLÈVEMENT

Dans certain cas, un simple seau gradué peut être utilisé pour prélever le zooplancton en surface (technique utilisée dans le suivi du zooplancton du programme OMES dans l'Escaut). Le volume d'eau et d'organisme prélevé peut s'avérer précis mais cette solution reste limitée par son volume maximal de prélèvement plutôt faible. De plus, seuls les organismes présents dans les premiers centimètres de la colonne d'eau seront prélevés. Comme le volume prélevé sera petit, cette méthode n'est utilisable que pour les populations très denses, comme pour la bouteille Niskin. En présence de courant fort, le prélèvement peut s'avérer délicat et il faut donc essayer d'appliquer le prélèvement de la façon la plus standardisée possible.

2. Les paramètres physico-chimiques associés

Comprendre la dynamique du zooplancton dans un estuaire ne peut se faire sans observer les fluctuations des paramètres physico-chimiques associés à la masse d'eau dans laquelle il évolue. Plusieurs techniques, continues ou discontinues, existent pour mesurer ces paramètres simultanément aux prélèvements du zooplancton.

VITESSE DU COURANT

Pour mesurer la vitesse du courant, l'appareil le plus communément utilisé est l'ADCP (Acoustic Current Doppler Profiler) (Figure 5). L'ADCP peut être directement fixé au bateau, ancré sur un point fixe ou équipé de flotteur et mis au mouillage derrière le bateau. Son principe de fonctionnement consiste à mesurer la vitesse de déplacement des particules se trouvant dans la colonne d'eau en envoyant des ondes sonores à une fréquence sélectionnée ; ces ondes sont ensuite réfléchies par ces particules. Les particules arrivant vers l'appareil renvoient une onde sonore à fréquence plus élevée que celles s'en éloignant, c'est l'effet Doppler. L'ADCP mesure la variation des fréquences en fonction du temps nécessaire entre l'envoi de l'onde et son retour et en déduit la vitesse des particules.

Cet instrument a l'avantage de pouvoir mesurer la vitesse (direction et magnitude des particules) de l'eau en continue sur toute la hauteur de la colonne d'eau (jusqu'à 1000 m) et cela même à petite échelle spatio-temporelle (étude des micro-turbulences pouvant affecter la nutrition du zooplancton par exemple). Le principal défaut de ce système est son prix et le fait qu'il est quasiment inutilisable quand l'eau est dénuée de particules (comme dans certains milieux tropicaux) ce qui est loin d'être le cas en milieu estuarien. La présence d'organismes vivants pouvant s'affranchir des courants peut aussi affecter la lecture de la vitesse.



Figure 5 : Sonde ADCP équipée sur un flotteur (équipement du LOG-Wimereux). Ce système a été utilisé dans plusieurs campagnes d'échantillonnage réalisées dans le cadre des projets de recherche coordonnés par Sami Souissi (les campagnes SAZOTOX (2004) ; EURYPOND (2005) et ZOOTRANZ (2008-2010) ont été réalisées dans l'estuaire de la Seine en utilisant les navires océanographiques de l'INSU après évaluation positive de la demande de campagnes océanographiques).

Une méthode plus basique pour mesurer la vitesse du courant consiste à mesurer le temps que va mettre un flotteur pour parcourir une distance donnée. Cette méthode a l'avantage d'être très peu coûteuse mais est limitée au courant de surface. Elle ne peut donc se faire que dans des petits cours d'eau (difficulté pour récupérer le flotteur) et ne permet pas une mesure en continue de la vitesse du courant. A noter que des courantomètres de terrain peuvent donner une indication sur la vitesse instantanée du courant de surface.

LES SONDES CTD MULTI-PARAMÈTRES

Les CTD (Conductivity-Temperature-Depth) sont des sondes qui permettent de mesurer simultanément plusieurs paramètres physico-chimiques en continu dans la colonne d'eau (Figure 6.B.). Montées sur le même treuil que la bouteille Niskin (Figure 6.A.), elles permettent d'effectuer des profils de colonne d'eau parallèlement au prélèvement de zooplancton. La fréquence de mesure est fixée en fonction du modèle de sonde. La précision spatiale est définie par la vitesse de descente de la sonde dans la colonne d'eau. La sonde peut aussi être mise au mouillage en continue à une profondeur donnée.

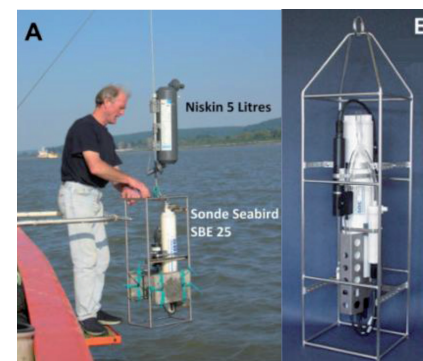


Figure 6 : Sonde CTD équipée au bout du filin, ~1m sous la bouteille Niskin 5 L qui échantillonnera la masse d'eau et le zooplancton qu'elle contient (Photo prise sur le N/O Côte d'Aquitaine au cours d'une campagne d'échantillonnage dans l'estuaire de la Seine).

Il existe plusieurs sortes de CTD équipées de différentes sondes pour différents paramètres. Les sondes les plus fréquentes sont celles mesurant la température, la conductivité (et par conversion la salinité) et la pression (profondeur). Il existe aussi des sondes capables de mesurer le pH, l'oxygène dissous, la fluorescence, la turbidité ainsi que la pénétration de la lumière dans la colonne d'eau.

AUTRES MÉTHODES

Pour la majorité des paramètres, il est aussi possible d'utiliser des sondes multi-paramètres de terrain 'à main'. Elles ne demandent pas de dispositif de mise à l'eau particulier et sont donc utilisables en toutes circonstances (bateaux, berges, etc.). Toutefois, la fréquence des mesures est plus limitée. En effet, il n'est pas possible de connaître avec précision la profondeur de mesure. Afin de palier ce problème, le câble reliant la sonde au dispositif est marqué de repères de distance (câble gradué). Dans les estuaires, les courants forts peuvent néanmoins rendre fausse la lecture de la profondeur réalisée avec ce dispositif. Une autre solution est d'équiper la sonde d'un capteur de pression, mais cette technique pose le problème de dépendance de la pression atmosphérique. Les mesures en continue ne sont possibles que si la sonde possède une mémoire interne. Dans le cas contraire, la fréquence et la continuité d'enregistrement sont limitées par la vitesse d'écriture et la patience de l'opérateur.

Certains paramètres comme l'oxygène, le pH ou les sels nutritifs peuvent être mesurés manuellement sur des échantillons pris avec un seau ou une bouteille Niskin par des protocoles chimiques. Ces méthodes exigent, selon le paramètre, une fixation des échantillons (par exemple par la méthode de Winkler pour l'oxygène) ou un transport des échantillons au laboratoire en conditions de température la plus proche possible de la température *in situ* au moment de l'échantillonnage. Manuellement, ces méthodes sont plus longues et ne permettent pas d'effectuer de mesure en continu mais peuvent se montrer plus fiables (protocole standardisé, facilement inter-comparable), beaucoup moins coûteuses et ne demandent pas le lourd entretien que requièrent les sondes CTD. Dans la plupart des cas, ces mesures sont faites en laboratoire par des appareils automatisés (Chromatographique pour les sels nutritifs, par exemple). A noter que certaines bouées de surveillance (MAREL) possèdent des compartiments de mesure de ces paramètres en continue (oxygène, sels nutritifs). Une maintenance doit y être effectuée régulièrement pour re-calibrer ces sondes et recharger les réactifs servant au dosage des sels nutritifs. Ce sont par ailleurs des systèmes très coûteux à mettre en place et à entretenir.

Enfin, la pénétration de la lumière dans la colonne d'eau peut être mesurée à l'aide d'un disque de Secchi (Figure 7). Le disque est plongé dans l'eau et la profondeur à laquelle il n'est plus visible est notée. On considère qu'à cette profondeur le milieu reçoit environ 15 % de l'intensité lumineuse de sub-surface. Cette méthode est peu coûteuse, rapide et simple à mettre en œuvre en l'absence de courant (ce qui est rarement le cas en estuaire). Elle est aussi tributaire de la réverbération de la lumière à la surface de l'eau (météo) et de l'acuité visuelle du manipulateur. Il existe également des appareils submersibles de mesure de l'intensité lumineuse mais ceux-ci sont très coûteux.



Figure 7 : Disque de Secchi composé de 2 triangles noirs et 2 triangles blancs en vis-à-vis pour créer un contraste plus facile à repérer en immersion

CAS DE LA MATIÈRE EN SUSPENSION (MES)

Pour quantifier et caractériser les MES, l'eau peut être prélevée avec un seau (pour la surface) ou avec une bouteille Niskin (en surface ou en profondeur). Des sous-échantillons sont filtrés sur des filtres GF/C (porosité 1,2 µm) ou GF/F (porosité 0,7 µm) selon le besoin en utilisant un dispositif de filtration (Figure 8). Le volume filtré (à mesurer précisément) est adapté pour que le filtre soit bien rempli de matière. Compte tenu des concentrations élevées en MES dans les milieux estuariens, les volumes utilisés sont le plus souvent inférieurs à 0,5 L (souvent < 0,25 L), afin que le colmatage du filtre ne rende pas la filtration trop longue. Ces échantillons filtrés peuvent servir à la quantification de la MES totale, de la Matière Sèche Sans Cendres (MSSC), du Carbone Total Particulaire (CTP), du Carbone Organique Particulaire (COP), du Carbone Inorganique Particulaire (CIP) et de la Chlorophylle a (Chl a ; indicateur de la biomasse phytoplanctonique) et des pigments marqueurs de la composition de la communauté phytoplanctonique. Pour la détermination de la MES et de la MSSC, il faut pré-peser les filtres tandis que pour la mesure du Carbone, il faut éviter de toucher les filtres à la main. Pour la MES, la MSSC et le Carbone, les échantillons sont mis dans des récipients en plastique ou enveloppés dans du papier aluminium et transportés/conservés au congélateur (-20 °C) ou au sec. Pour les pigments, les échantillons sont de préférence transportés dans de l'azote liquide et stockés à -80 °C jusqu'à l'analyse.

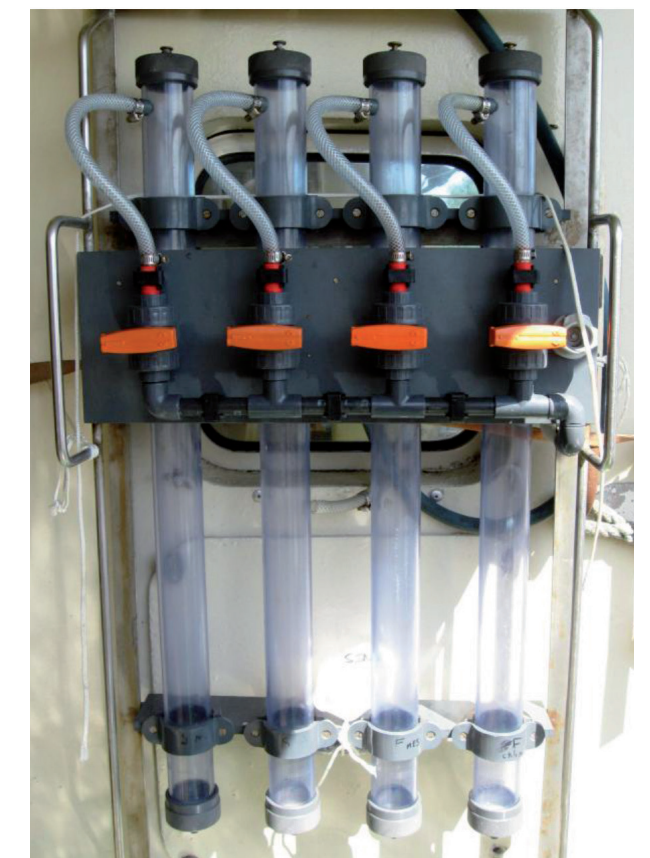


Figure 8 : Système de filtration de l'eau sur filtre GF/C ou GF/F (4 filtrations simultanées) pouvant être embarqué sur un bateau (exemple du système utilisé lors des campagnes d'échantillonnage dans l'estuaire de la Seine, équipe S. Souissi).

3. Zones de prélèvement - l'échelle spatiale

La stratégie d'échantillonnage dépend de la question posée, qui implique l'échelle spatiale à considérer. Dans un estuaire, tous les paramètres physico-chimiques varient à différentes échelles spatio-temporelles. Pour étudier la dynamique d'une population évoluant au gré de ces paramètres, il est nécessaire de « fixer » une composante pour faciliter les comparaisons de densités de zooplancton. En fixant l'espace de prélèvement, il est donc plus aisé de comparer les densités sur différentes échelles de temps, allant de la journée aux saisons. Ainsi, les prélèvements peuvent se faire en mode Eulerien, ce qui consiste à se placer en un point fixe et à observer les fluctuations du milieu au cours du temps. Les populations planctoniques pouvant aussi évoluer sur le plan vertical de l'estuaire, les prélèvements devront se faire à plusieurs profondeurs. Une étude préliminaire dans l'estuaire de la Seine a montré que les prélèvements effectués en profondeur intermédiaire n'apportent pas d'informations supplémentaires par rapport aux prélèvements de fond et de surface (Devreker, 2002) chez le copépode *Eurytemora affinis*. Ceux-ci peuvent donc être omis pour l'étude de cette espèce dans l'estuaire de la Seine. Pour d'autres espèces planctoniques et/ou pour d'autres estuaires, il conviendra lors d'une première étude, d'effectuer des prélèvements à cette profondeur intermédiaire pour vérifier si ce procédé leur est également généralisable. Par exemple, dans l'Escaut, il n'y a pas de différences significatives de composition et d'abondance entre les échantillons de surface et de fond (moyenne sur plusieurs campagnes d'échantillonnage, Toumi, 2008).

Toutefois, se limiter à un seul point fixe peut empêcher d'observer certains processus comme la rétention des populations en amont ou en aval du point de prélèvement selon la variation des débits et donc d'une saison à l'autre (Devreker *et al.*, 2010). Dans ce cas, il conviendra d'échantillonner deux points fixes au minimum, (Eulerien-multiple) répartis sur deux zones pertinentes de l'estuaire lors d'une même campagne (par exemple, l'une située au centre de la répartition théorique de la/des population(s) et l'autre, à son extrémité, définie en fonction de la salinité). Ce travail a été réalisé lors des 4 premières campagnes d'échantillonnage réalisées en 2008 dans le cadre du projet ZOOSEINE coordonné par Sami Souissi. En plus du point fixe de référence situé au niveau du Pont de Normandie, un deuxième point fixe en amont au niveau de Quillebeuf a été également échantillonné.

Dans le cadre d'une étude préliminaire, pour un inventaire faunistique le long d'un estuaire ou pour associer les populations planctoniques avec une certaine gamme de salinité le long du gradient estuarien, une autre stratégie est recommandée. Il s'agit d'effectuer une série de prélèvements en mode Lagrangien qui permet de couvrir une surface plus importante que le mode Eulerien-multiple mais qui intègre dès lors l'échelle spatiale et l'échelle temporelle (la salinité va fluctuer non seulement en fonction de la marée mais aussi en fonction du changement de position dans l'estuaire entre deux prélèvements). Plusieurs stations seront ainsi prélevées le long de l'estuaire (voir aussi entre les berges), l'espacement entre les stations sera déterminé en fonction de la précision spatiale désirée mais aussi de la taille de l'estuaire et des capacités d'analyse des échantillons. Plus un estuaire aura une superficie importante, plus il faudra échantillonner de stations pour obtenir un quadrillage précis.

4. Fréquences de prélèvement - l'échelle temporelle

La fréquence de prélèvement définit la précision temporelle avec laquelle les processus physico-chimiques et biologiques sont observés au sein de la colonne d'eau. Plus l'environnement est dynamique, plus ces processus agissent à courte échelle spatio-temporelle et plus la fréquence des prélèvements doit être élevée pour pouvoir les observer.

Dans les estuaires, l'une des plus petites échelles temporelles pertinentes agissant sur la dynamique spatio-temporelle du zooplancton est la marée (la salinité étant le paramètre principal influençant la répartition de ces espèces). Les premiers travaux *in situ* et ciblant un cycle de marée effectués dans l'estuaire de la Seine sur le zooplancton par Mouny (1998) utilisaient une fréquence de prélèvement de 1 h. La marée s'étalant sur 12 h avec des phases de salinité contrastée (>5) pouvant varier sur une échelle infra-horaire, il s'est révélé que cette fréquence de prélèvement pouvait donner des indications sur la dynamique générale des populations mais que certains « événements » liés à l'hydrodynamisme de l'estuaire pouvaient être manqués. L'utilisation d'une fréquence beaucoup plus élevée de 10 min en 2002, 15 min en 2004 et 20 min en 2005 (Devreker *et al.*, 2008; Schmitt *et al.*, 2011) a confirmé cette hypothèse en montrant des fluctuations de densité de la population du copépode *Eurytemora affinis* s'étalant sur des périodes inférieures à la demi-heure (Figure 9). Une fréquence de 20 min lisse les données

mais donne encore des détails importants sur la dynamique de population alors que le lissage d'une heure supprime trop d'informations (Figure 9). Sans cette précision, la stratégie de maintien de ce copépode dans l'estuaire de la Seine en fonction des courants de marée n'aurait pas pu être mise en évidence (Schmitt *et al.*, 2011). Ainsi, la fréquence de prélèvement minimale préconisée dans un estuaire macro-tidal pour une étude fine des processus liant la variation de la composition/distribution des populations zooplanctoniques à l'échelle de la marée est de 20 min (Figure 9) lors d'un flot et d'un jusant (voire deux pour effectuer un réplicat). En ce qui concerne le copépode *E. affinis*, Devreker *et al.* (2008) ont également montré que les prélèvements de fond au jusant pouvaient refléter à eux seuls la dynamique de cette espèce à l'échelle de la marée ce qui n'est pas vérifié pour les autres espèces de copépodes de l'estuaire comme *Acartia* sp. ou *Temora longicornis*.

A l'échelle inter-saisonnière, les paramètres physico-chimiques qui ont une plus grande incidence sur la dynamique de population du zooplancton sont la température et le débit, voire, dans certains écosystèmes, le pH et la concentration en oxygène (Escaut, Appeltans *et al.*, 2003; Miallet *et al.*, 2010 ; 2011). Si la dynamique de l'espèce est inconnue dans l'écosystème considéré, alors une fréquence d'une campagne de prélèvement par mois peut être envisagée. Par la suite, les phases critiques pour la dynamique de l'espèce peuvent être identifiées et un suivi à long terme peut se limiter à ces périodes clefs chaque année.

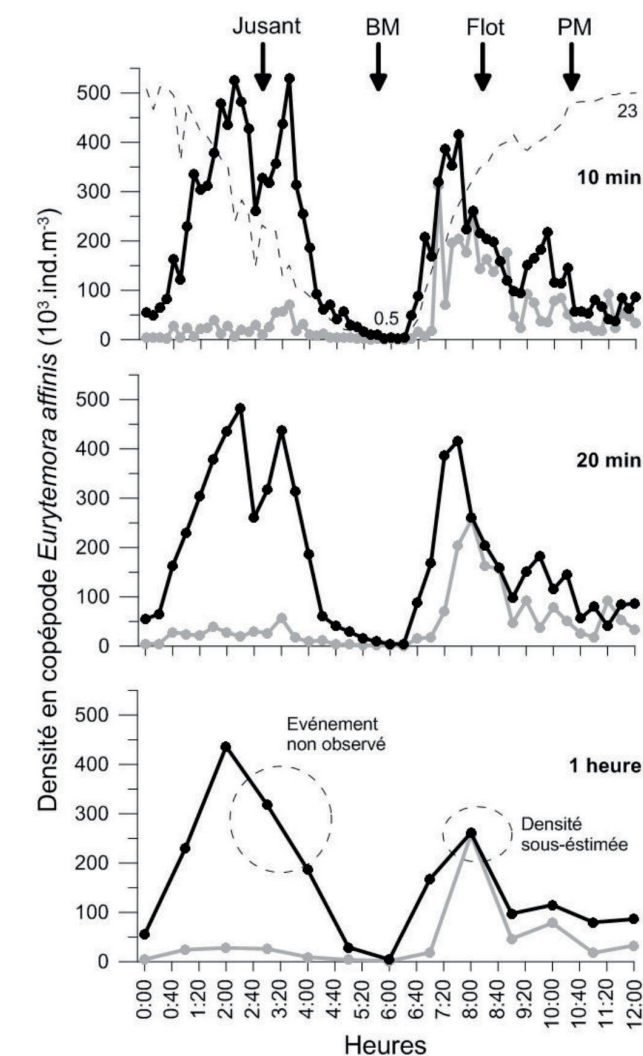


Figure 9 : Variation temporelle des densités du copépode *E. affinis* ($10^3 \cdot \text{ind} \cdot \text{m}^{-3}$) (tous stades de développement confondus) au cours d'un cycle de marée de 12 heures dans l'estuaire de la Seine sur un point fixe au niveau du Pont de Normandie en mai 2002. Les fréquences de prélèvement 20 min et 1 h ont été extrapolées à partir d'une série de donnée observée *in situ* avec une fréquence de 10 min (Figure en haut) dont certains points ont été supprimés (1 sur 2 pour 20 min, 5 sur 6 pour 1 h). La courbe en pointillés de la première figure montre la variation de la salinité de fond, les valeurs de salinité extrême sont indiquées sur la courbe. BM : basse mer, PM : pleine mer.

EULERIEN-MULTIPLE

AVANTAGES

- Prend en compte, séparément l'échelle spatiale et l'échelle temporelle

INCONVÉNIENTS

- Echelle spatiale reste quand même limitée si on ne multiplie pas les points fixes, ce qui peut rendre la stratégie très lourde

CONCLUSION

Approprié pour étudier une ou quelques espèces inféodées à une certaine gamme de salinité.
Difficulté pour prendre en compte toutes les populations planctoniques présentes le long de l'estuaire.

LAGRANGIEN

AVANTAGES

- Prend en compte une large échelle spatiale
- Permet de répertorier « rapidement » toutes les espèces planctoniques d'un estuaire

INCONVÉNIENTS

- Intègre 2 échelles de variation : difficile d'associer les fluctuations avec la marée ou la zonation géographique

CONCLUSION

Convient pour effectuer un inventaire faunistique mais peu précise pour étudier les processus liant ces populations aux fluctuations des paramètres physico-chimiques.

5. Fixation des échantillons et stockage

Une fois le zooplancton prélevé, concentré et étiqueté (nom de l'estuaire, date, heure, nom de la campagne, profondeur) dans des flacons en plastique (idéalement 250 mL à 1 L), les échantillons doivent être fixés pour qu'ils restent représentatifs de l'instant où ils ont été prélevés en vue de leur analyse. La fixation des organismes se fait avec une solution aqueuse de formaldéhyde (ou formol, CH₂O) à 37 % dans de l'eau distillée pour le méso- et macro-zooplancton, à raison d'un volume de formol 37 % pour dix volumes d'eau de prélèvement.

Due à la toxicité du formol (risque d'allergies, de conjonctivite voire de cancers s'il est en contact prolongé et répété avec les muqueuses ou avec la peau), il est vivement conseillé de remplacer par la suite le formol par de l'éthanol (CH₃CH₂OH) avant leur détermination pour un stockage à long terme et pour une manipulation et analyse plus saine. Toutefois, l'analyse du zooplancton dans l'alcool est beaucoup plus complexe ; les spécimens étant entraînés par les mouvements créés par l'évaporation de l'alcool. A long terme, le formol peut également dégrader certaines structures organiques comme les sacs ovigères et les microstructures chitineuses ; sa neutralisation par du borax (tétraborate de sodium décahydraté : Na₂B₄O₇·10H₂O) permet d'éviter ce désagrément.

Pour remplacer le formol par de l'alcool dans des échantillons déjà fixés, ceux-ci seront tamisés au laboratoire dans des conditions de sécurité prévu pour la manipulation des produits dangereux (hotte aspirante, lunette de protection, gant, etc.) et le formol récupéré dans des containers spéciaux pour recyclage.

Pour des analyses moléculaires (analyse CHN, protéomique, etc.), les échantillons seront fixés à l'azote liquide, le carbone et l'hydrogène contenu dans le formol ou l'éthanol pouvant grandement fausser les mesures. Pour cette raison, il est nécessaire de fixer les échantillons avec exactement la même concentration de formol (4 %) si on veut les utiliser pour des mesures de poids individuels du zooplancton. De même, la fixation au formol pouvant entraîner un stress important de l'organisme et donc le rejet de leurs contenus stomacaux, une analyse de ces contenus nécessitera une fixation à l'azote liquide.

Le formol a aussi comme effet de dégrader les cellules des organismes et le matériel cellulaire qu'elles contiennent. Pour des analyses ADN, la fixation peut ainsi se faire directement à l'éthanol > 90 %.

En raison de leur fragilité, les ciliés peuvent être fixés avec du lugol (non dangereux) ou du glutaraldéhyde. Pour les rotifères, une méthode alternative consiste à les anesthésier avec de l'eau gazeuse (qui contient du dioxyde de carbone) afin de faciliter leur déploiement, nécessaire à leur identification.

6. Détermination

La détermination des organismes fixés peut se faire sur l'échantillon dans son intégralité si le volume de prélèvement est faible (cas des bouteilles Niskin 5 L et des seaux), ou en effectuant des sous-échantillonnages si les organismes sont très concentrés (cas des filets WP2).

A partir d'un échantillon bien homogénéisé, un sous-échantillonnage peut être fait de différentes façons :

- en utilisant la méthode des biovolumes, le zooplancton est mis à sédimenter dans une éprouvette graduée. Une fois la sédimentation terminée, le volume d'individus présents dans l'échantillon est ainsi connu (ou ajusté à un volume précis) et un sous-volume peut en être prélevé après homogénéisation pour comptage et détermination. Cette méthode permet également de concentrer le zooplancton (en enlevant une partie du surnageant) si l'abondance dans l'échantillon est faible. A noter que le biovolume sédimenté peut être utilisé comme estimateur de la biomasse zooplanctonique, mais dans un milieu estuarien très chargé en matière en suspension, il faut intégrer la proportion de MES.
- en utilisant des instruments de sous-échantillonnage comme la boîte Motoda (en forme de pavé) ou un séparateur Folsom (circulaire) qui permettent de subdiviser un échantillon en deux volumes égaux et homogènes (manipulation à répéter autant de fois que possible).
- en utilisant une seringue à large ouverture qui permet d'extraire un volume connu de l'échantillon homogénéisé.

La détermination des organismes se fait en utilisant des clefs de détermination, souvent caractéristiques d'une zone géographique (Nord Atlantique, côtes françaises, etc.) (Rose, 1933 ; Mauchline, 1998) (Figure 10), et permettant une identification jusqu'au genre et quelque fois jusqu'à l'espèce (par exemple *Eurytemora affinis* : copépode calanoïde appartenant au genre *Eurytemora* et à l'espèce *affinis*). Ces clefs sont des ouvrages taxonomiques décrivant les caractères morphologiques, d'abord communs à un large nombre de genres, puis affinant les critères à un nombre de genre de plus en plus restreint pour arriver au genre en question. Des clefs plus précises sont aussi disponibles pour affiner jusqu'à l'espèce (Dussart, 1967, 1969 ; Rose, 1933) ce qui permet, par exemple, de différencier les espèces du genre *Acartia* ou *Eurytemora* largement répandues dans les estuaires. Le nombre d'espèces présentes dans la partie saumâtre des estuaires étant souvent faible, la détermination spécifique y est relativement simple. Toutefois, la diversité peut grandement augmenter en eau douce (cas de l'Escaut par exemple). Il s'agira également de faire attention à la présence de nombreux stades de développement (12 chez les copépodes) qui sont autant de formes différentes, présentes dans le milieu mais ne formant qu'une seule et même espèce. Les clefs pour déterminer les différents stades de développement sont plus rares mais existent dans la littérature scientifique pour les espèces les plus répandues (*Eurytemora* : Katona, 1971 ; *Acartia* : Yoon et al., 1998).

L'observation des critères morphologiques permettant la détermination des différents organismes planctoniques requiert au minimum une loupe binoculaire (au moins avec grossissement x20) pour aller jusqu'au niveau du genre, voire parfois jusqu'à l'espèce. Dans la plupart des cas, des espèces congénères très proches

morphologiquement pourront être identifiées uniquement à partir de l'analyse des différences au niveau de leur microstructure (nombre de soies, etc.) ce qui requiert l'utilisation d'un microscope plus précis. Une identification fine nécessite une dissection de l'individu. Le recours à des spécialistes en taxonomie (qui sont de plus en plus rares dans le domaine du plancton, mais également dans d'autres domaines) est souvent fréquent dans la communauté scientifique travaillant sur le zooplancton. Ce recours à des spécialistes internationaux permet de confirmer

le nom de l'espèce et/ou d'aller plus loin dans la description d'une nouvelle espèce.

Des colorants (rose Bengal, érythrosine ou Bleu de Méthylène) peuvent être utilisés afin de faciliter la détection, le comptage et la détermination des organismes transparents (copépodes, rotifères) (Figure 11) en augmentant le contraste vis-à-vis du sédiment ou en faisant ressortir certaines microstructures. Les individus comptés et déterminés sont ensuite conservés dans de l'éthanol pour être stockés.

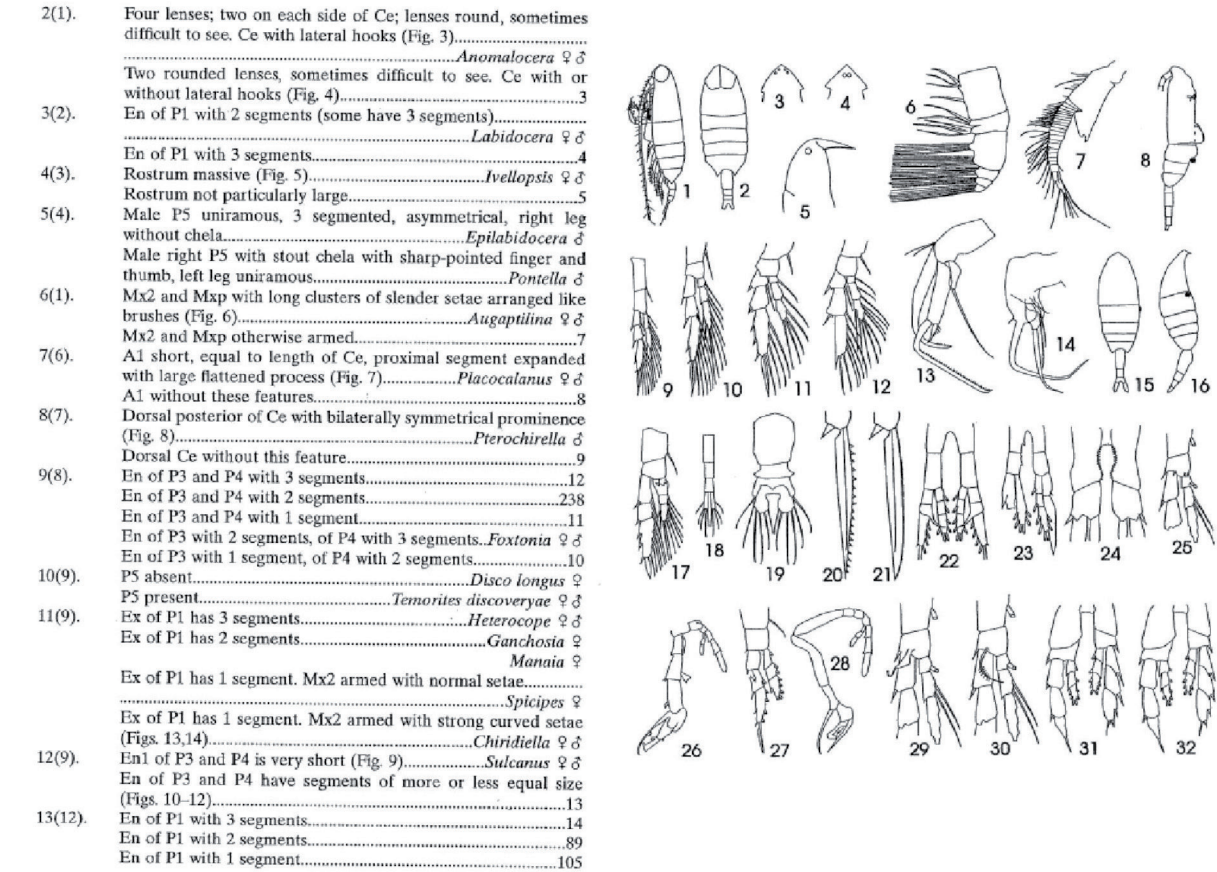


Figure 10 : Extrait d'une clef de détermination des copépodes calanoïdes issue de Mauchline, 1998

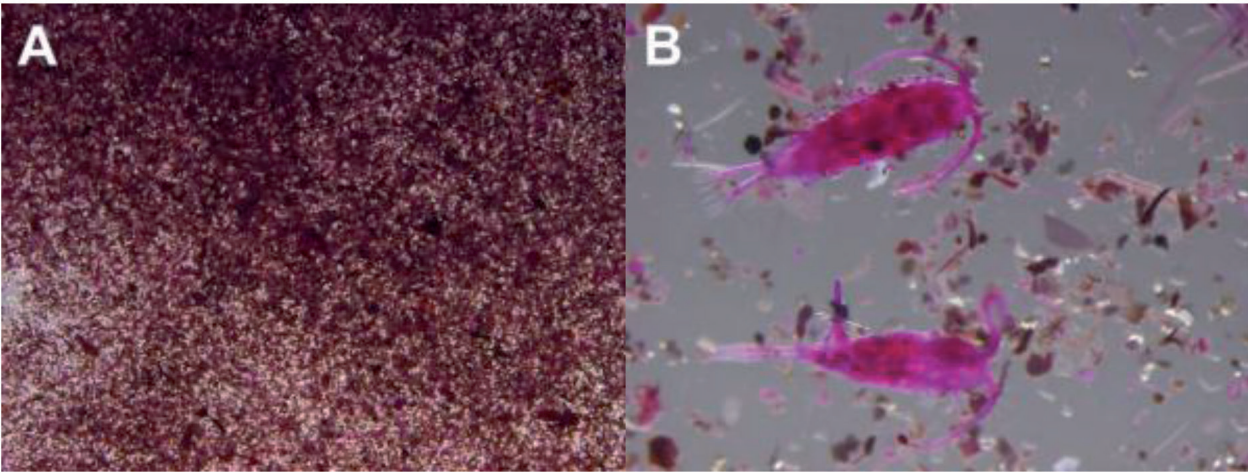


Figure 11 : A. Echantillon coloré au rose Bengal, forte concentration en particules. B. Copépodes *E. affinis* (femelle en haut, mâle en bas) isolés et colorés au rose Bengal.

7. Moyens à la mer

Une stratégie d'échantillonnage ne peut être menée à bien sans moyen à la mer adéquat. Hormis pour les prélèvements à partir des berges, il convient d'utiliser un navire adapté à la stratégie employée mais aussi aux exigences et aux contraintes imposées par le milieu estuarien.

En ce qui concerne les prélèvements ponctuels, un petit navire de la taille d'un zodiac pourra être utilisé. Dans ce cas, l'intérêt d'un tel bateau est qu'il est rapide à affréter et à mettre à la mer. Cependant, la place restreinte à son bord ne permet pas d'embarquer du matériel lourd (seulement des sondes à main, des filets, etc.) et ne permet pas non plus de faire des prélèvements en continu sur une longue durée. De plus, l'utilisation de petits navires dans des estuaires à navigation (commerciale) intense est fortement déconseillée pour des raisons évidentes de sécurité.

Pour des missions nécessitant une logistique plus lourde, il convient d'utiliser des bateaux de taille plus importante pouvant embarquer plus de matériels et sur une plus longue période (Figure 12). Concernant ses dimensions, le bateau ne pourra pas être trop grand afin de pouvoir naviguer dans les chenaux qui se rétrécissent en amont et de pouvoir rester au mouillage en point fixe sans gêner la navigation des autres navires. Il ne devra pas non plus être trop petit pour pouvoir embarquer le matériel nécessaire ainsi qu'au moins un équipage de deux scientifiques (+ possibilité de couchage pour les missions de plus de 12 h) pour des missions nécessitant des prélèvements en continu.

Enfin, son tirant d'eau ne devra pas être trop important s'il est nécessaire d'aller prélever hors chenal ou dans l'estuaire amont.

Le navire doit aussi être équipé de treuil pour pouvoir mettre à l'eau le matériel de prélèvement et de mesure (sondes, filets WP2, bouteilles Niskin), et, détail important, d'un messenger adapté à l'épaisseur du câble du treuil. Un équipage expérimenté pour pouvoir manipuler le matériel lourd à bord du bateau doit aussi être présent (contrôle du treuil, équipement des sondes de poids, mise au mouillage d'une sonde, etc.). Un congélateur est aussi très utile pour conserver les filtres à Chlorophylle et d'autres prélèvements biologiques.

Un navire équipé d'une ADCP embarquée ainsi que d'une sonde salinité/température est un plus.

Pour certaines campagnes, il est aussi intéressant que le navire soit équipé d'un laboratoire sec, pour la paramétrisation de l'ADCP avant déploiement (nécessite un ordinateur), la filtration des échantillons pour la MES, des expériences d'incubation, etc.

Pour des raisons de coûts, la pression sur les demandes de campagnes océanographiques a considérablement été réduite ces dernières années. De plus, le désarmement du N/O "Côte d'Aquitaine" plus approprié pour les milieux estuariens et n'a pas été remplacé. Il est donc important d'intégrer dans la réflexion sur l'observation à long terme la disponibilité des moyens nautiques. Il faut donc penser à mutualiser tous les moyens disponibles/offerts par les membres du GIP Seine-Aval et ses partenaires.

V. STRATÉGIES ACTUELLEMENT UTILISÉES DANS CERTAINS ESTUAIRES EUROPÉENS

Les trois grands estuaires français, la Seine, la Loire et la Gironde (Figure 13), font l'objet d'études scientifiques depuis plus ou moins longtemps. L'étude du zooplancton y est abordée de façon inégale, de part la fréquence et la précision des stratégies. L'estuaire de l'Escaut, proche géographiquement de la Seine fait également l'objet de recherches scientifiques ayant un objectif semblable aux estuaires français.

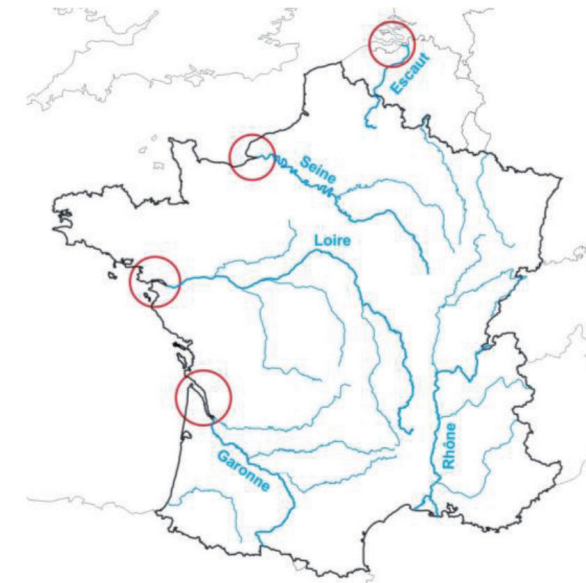


Figure 13 : Carte de la France et des 3 grands estuaires français, du Nord au Sud, de la Seine, de la Loire et de la Gironde et l'estuaire de l'Escaut à la frontière belgo-néerlandaise

1. La Seine

L'estuaire de la Seine est l'estuaire macrotidal français le plus septentrional et ses eaux se jettent dans la Manche Orientale. Les premiers travaux sur le zooplancton y remontent à la deuxième moitié des années 90 (Mouny *et al.*, 1998 ; Mouny et Dauvin, 2002). Les premiers prélèvements ont été faits de 1994 à 1997 le long du gradient de salinité (Lagrangien) depuis la Baie de Seine jusqu'à Tancarville avec un filet WP2 200 μ m. En outre, d'autres prélèvements en point fixe (Eulerien) ont été réalisés au niveau du pont de Normandie en 1995 avec un filet WP2 200 μ m et à Tancarville en 1997 avec une bouteille Niskin de 30 L et une fréquence de 1 h en sub-surface, au fond et en intermédiaire (Tableau 1).

La stratégie récemment utilisée pour initier un suivi à long terme discontinu de la dynamique de population des copépodes majoritaires (Acartia, Eurytemora et dans une moindre mesure Temora) consiste en un prélèvement sur un ou deux points fixes (Pont de Normandie et Pont de Tancarville/Quilleboeuf) pendant un ou deux cycles de marée, à deux profondeurs et sur quatre dates réparties sur des périodes critiques de l'année (milieu hiver, début et fin printemps, milieu été ou début automne). Une radiale de 12 points a été ajoutée en Novembre 2008 (entre Honfleur et la Bouille) et de 9 points entre le Port du Havre et le Pont de Normandie en 2010 (Figure 14, Tableau 1). L'instrument de prélèvement standard est ici la bouteille Niskin 5L et la pompe.



Figure 12.
Exemple de Navire pouvant servir à l'échantillonnage du zooplancton en estuaire :

A. le Côte de la Manche
(L : 24,9 m ; l : 7,5 m ;
Tirant d'eau : 3,6 m).

B. Le Sepia II (L : 12,5 m ; l : 4,6 m ;
Tirant d'eau : 2,15 m).

Source : <http://www.dt.insu.cnrs.fr/flottille/flottille.php>.

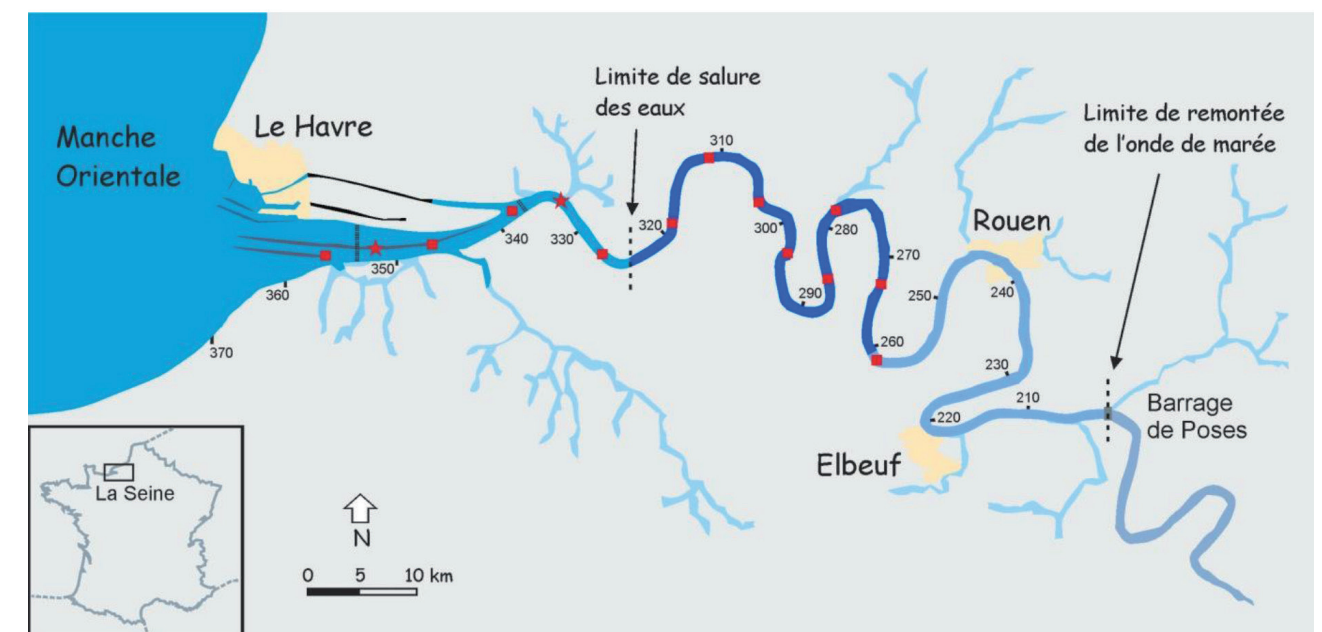


Figure 14. Carte des zones de prélèvement dans la Seine. Les carrés rouges représentent les points de prélèvement lors des radiales (Lagrangien) en 2008 (de Honfleur à la Bouille), les étoiles rouges aux points fixes (Eulerien) de 2002 à 2010. Les nombres le long de l'estuaire représentent les points kilométriques (pk) depuis Paris. Ces stations ont été prélevées durant les campagnes ZOOTRANZ au profit du projet ZOOSEINE (coordonné par S. Souissi).

Tableau 1. Synthèse des stratégies d'échantillonnages utilisées dans l'estuaire de la Seine de 1994 à 2010

ANNÉES	1994	1995	1996	1997	2002	2004	2005	2008	2009	2010
NOM						SaZooTox	EuryProd	ZooTrans	ZooTrans	ZooTrans
PILOTAGE	Seine-Aval	Seine-Aval	Seine-Aval	Seine-Aval	Seine-Aval	Seine-Aval	Seine-Aval	Seine-Aval	Seine-Aval	Seine-Aval
BATEAUX	Côte d'Aquitaine - Pluteus II	Côte d'Aquitaine	Côte d'Aquitaine Côte de Normandie		Côte d'Aquitaine	Côte d'Aquitaine	Côte d'Aquitaine Côte de la Manche	Côte d'Aquitaine	Côte d'Aquitaine Côte de la Manche	Côte de la Manche
MOIS-SAISONS	Mai	Septembre	H, P, E, A*	H, P	Mai	Mai	H,P,E	E,A	H,P,E	P,E
TYPE	Lagrangien	Eulerien + Lagrangien	Lagrangien	Eulerien + Lagrangien	Eulerien	Eulerien	Eulerien	Eulerien + Lagrangien	Eulerien + Lagrangien	Eulerien + Lagrangien
FRÉQUENCES PRÉLVT	1/mois	1h + 1/mois	1/mois	1h + 2-4/mois	10min	15min	20min	20min	20min	20min
NOMBRES DE POINTS	6	1 + 5	6	1	1	1	1	2 + 12	2 + 12	1 + 9
NBRES DE CAMPAGNES	1	1	12		1	1	8	4	4	4
SITES PT FIXE		Pt Normandie		Pt Tancarville	Pt Normandie	Pt Normandie	Pt Normandie	Pt Normandie -Quilleboeufs	Pt Normandie	Pt Normandie
PROFONDEURS	Oblique		Oblique - Surface		Fond-Inter-Surface	Fond-Surface	Fond-Surface	Fond-Surface	Fond-Surface	Fond-Surface
OUTILS	WP2 200 µm Sonde à main	WP2 200 µm Sonde à main	WP2 200 µm Sonde à main	Niskin 30 L WP2 200 µm Sonde à main	Niskin 30L (45µ) CTD	Niskin 30L (45µ) CTD ADCP	Niskin 30L (45µ) CTD ADCP	Niskin 30L (45µ) CTD ADCP	Niskin 30L (45µ) CTD ADCP	Niskin 30L (45µ) CTD ADCP
ORGANISMES	Cladocères Copépodes Mysidacés Larves de poissons	Cladocères Copépodes Mysidacés Larves de poissons	Cladocères Copépodes Mysidacés Larves de poissons		Copépodes	Copépodes	Copépodes	Copépodes Cladocères Rotifères	Copépodes	Copépodes
AUTRES PARAMÈTRES	Salinité, Température, MES	Salinité, Température, MES	Salinité, Température, MES	Salinité, Température, MES	Salinité, Température, MES	Salinité, Température, Courant	Salinité, Température, Courant, MES, Chla, Phyto	Salinité, Température, Courant, MES, Chla, Phyto	Salinité, Température, Courant, MES, Chla, Phyto	Salinité, Température, Courant, MES, Chla, Phyto
PUBLICATIONS	Mouny <i>et al.</i> , 1998		Mouny <i>et al.</i> , 2002		Schmitt <i>et al.</i> , 2011	Schmitt <i>et al.</i> , 2011 Devreker <i>et al.</i> , 2008	Devreker <i>et al.</i> , 2010			

*H : Hiver, P : Printemps, E : Été, A : Automne

2. La Loire

Des travaux sur le zooplancton ont été menés dans la Loire au début des années 80 puis ont été repris plus tard du 26 juin au 6 octobre 1999 (Picard et Lair, 2005). Les prélèvements se sont fait toutes les 2 semaines le long d'une radiale (Lagrangien) de 4 sites [Bel (Belleville-sur-Loire), Dam (Dampierre-en-Burly), Slb (Saint Laurent-des-Eaux) et Ch (Chinon)] séparés de 255 km entre le 1^{er} et 4^{ème} site. Les échantillonnages sont faits à 50 cm sous la surface,

en utilisant une bouteille Van Dorn 10 L (Figure 15, Tableau 2). Les prélèvements sont effectués à partir de la berge ou à l'aide d'un petit bateau du genre zodiac. Il n'y a pas de suivi à proprement parlé du zooplancton estuarien mais plutôt du pota-moplancton, le plancton d'eau douce. Les suivis se sont arrêtés entre les années 80 et 90 suite à la disparition du laboratoire de Biologie Marine de l'Université de Nantes. A noter que l'équipe de S. Souissi a effectué des prélèvements ponctuels dans la zone de Paimboeuf au niveau du bouchon vaseux entre 2006 et 2011

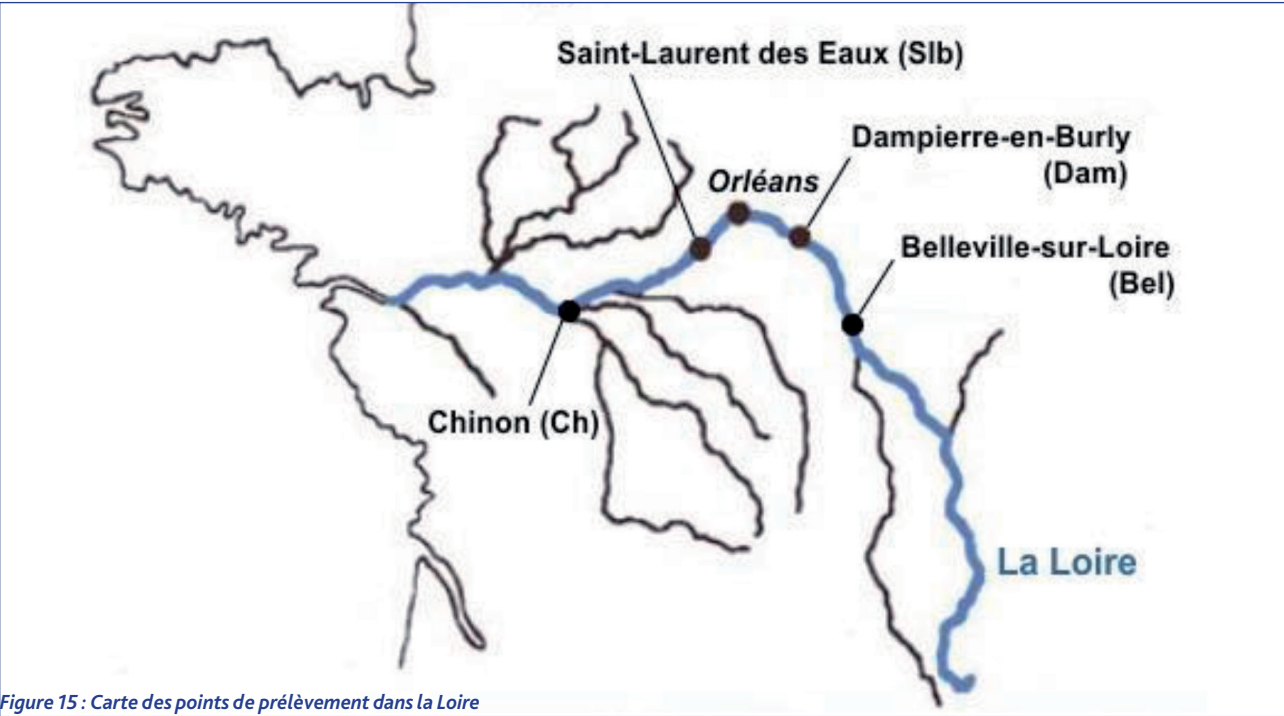


Figure 15 : Carte des points de prélèvement dans la Loire

Tableau 2. Synthèse des stratégies d'échantillonnages utilisées dans la Loire de 1995 à aujourd'hui

ANNÉES	1995	1999
NOM		
PILOTAGE	EDF	EDF - AELB
BATEAUX		
MOIS-SAISONS	P,E,A *	P,E,A
TYPE	Lagrangien	Lagrangien
FRÉQUENCES		
NOMBRES DE POINTS	6	4
NBRES DE CAMPAGNES	8	8
SITES	Dam 1, Dam 2, Dam 3, Slb1, Slb2, Slb3	Bel, Dam, Slb, Ch
PROFONDEURS	50 cm sous surface	50 cm sous surface
OUTILS	Van Dorn (45 µm) ; Sonde à main ; Disque de Secchi	Van Dorn (45 µm) ; Sonde à main ; Disque de Secchi
ORGANISMES	Rotifères, Copépodes	Rotifères, Bactérioplancton
AUTRES PARAMÈTRES		Température, pH, conductivité, Oxygène dissous, Transparence, Chla
PUBLICATIONS	Lair et Reyes - Marchant, 1997	Picard et Lair 2005

*H : Hiver, P : Printemps, E : Été, A : Automne

3. La Gironde

L'estuaire de la Gironde est l'écosystème le plus étudié et le mieux connu en France. Il est le plus méridional et se jette dans l'Atlantique Nord-Est. Le zooplancton y est étudié depuis plus de 30 ans grâce à une stratégie de prélèvement régulière dans le temps associée à l'activité de la centrale nucléaire du Blayais. Celle-ci consiste à prélever le mésozooplancton au filet WP2 200 µm sur 2 à 4 points le long de l'estuaire (Figure 16, Tableau 3) avec une stratégie d'échantillonnage Lagrangienne une fois par mois (fond-surface) de mars à novembre et sur un cycle Eulerien d'une fréquence de prélèvement de 3-4 h. De nombreux paramètres abiotiques sont également pris en compte.

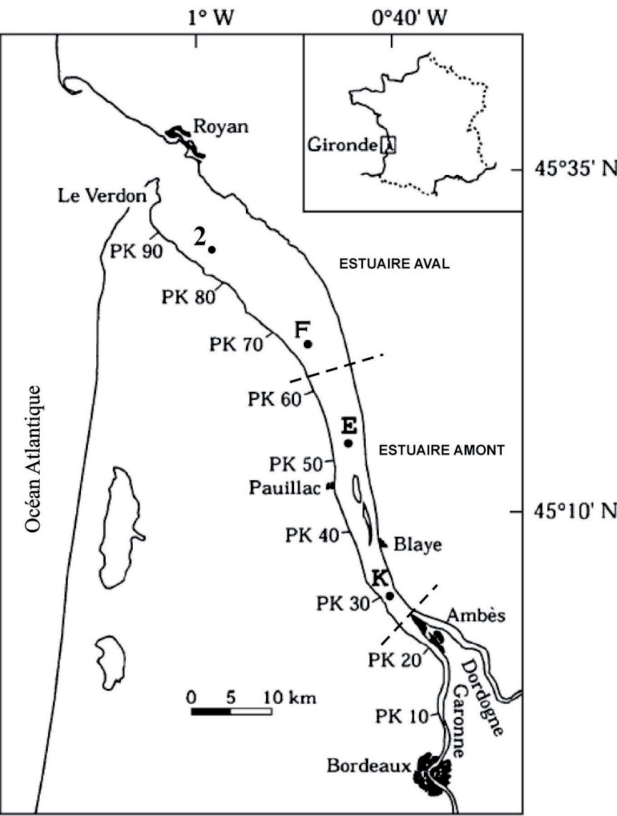


Figure 16 : Carte des différents points de prélèvement (2, F, E, K) dans l'estuaire de la Gironde

Tableau 3 : Synthèse des stratégies d'échantillonnages utilisées dans l'estuaire de la Gironde de 1978 à aujourd'hui

ANNÉES	1978-2004	2003	2003
NOM			
PILOTAGE	Ifremer, CNRS		
BATEAUX	Côte d'Aquitaine Ebalia	Côte d'Aquitaine Elba	
MOIS-SAISONS	Mars à Novembre	Juin et juillet	Avril à Septembre
TYPE	Lagrangien + Eulerien	Eulerien	Lagrangien
FRÉQUENCES	1/mois + 3h	1,5h	1/mois
NOMBRES DE POINTS	4	4	30
NBRE DE CAMPAGNES	8-9	2	6
SITES PT FIXE	E,F,K,2	E	
PROFONDEURS	Fond-Surface	Tous les mètres	
OUTILS	WP2 200µm IOSN 500µm Sonde à main	Pompe à plancton + 63µm	
ORGANISMES	Copépodes Mysidacés	Copépodes Mysidacés	Copépodes Mysidacés
AUTRES PARAMÈTRES	Température, Salinité MES Chl _a	Température, Salinité MES Chl _a	Température, Salinité MES Chl _a
PUBLICATIONS	Castel et Veiga, 1190 Castel, 1995 David et al., 2005, 2007		

*H : Hiver, P : Printemps, E : Été, A : Automne

4. L'Escaut

L'estuaire de l'Escaut prend sa source en France puis traverse la Belgique et les Pays-Bas. Sa partie marine se trouve au Pays-Bas, sa partie eau douce en Belgique et sa partie saumâtre parcourt la frontière (Figure 17). Le zooplancton de l'Escaut a été étudié en continu (échantillonnages mensuels) sur tout l'estuaire à partir de Gand pendant la période 1967-1969 (De Pauw, 1973,1975; Bakker et De Pauw, 1975), en utilisant des échantillonnages avec un seau en surface (50 litres filtrés sur 50 µm). Soetaert et Van Rijswijk (1993) ont étudié le zooplancton sur le tronçon Anvers-embouchure en 1989-1991 en pompant en surface, près du fond et à une profondeur moyenne. La stratégie d'échantillonnage utilisée pour étudier le mésozooplancton est régulière depuis 1996 et suit celle utilisée par De Pauw (1973). Elle consiste en une série de prélèvement de 50 L, sur 16 points en Lagrangien, 1 fois par mois, à l'aide d'un seau de prélèvement ou (occasionnellement) d'une pompe et filtré sur 50 µm en surface (Tableau 4).

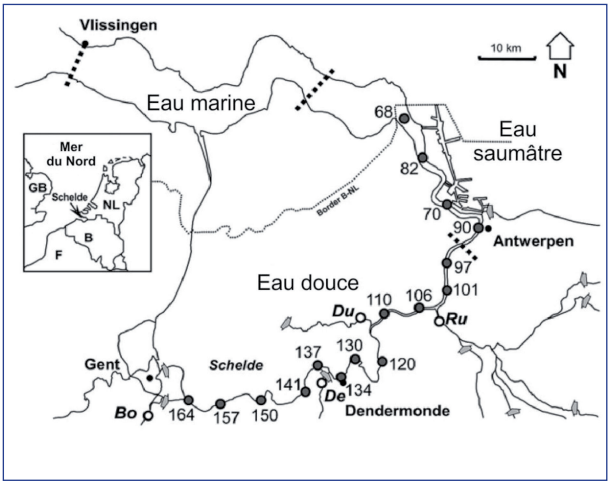


Figure 17 : Carte des différents points de prélèvement dans l'Escaut

Tableau 4. Synthèse des stratégies d'échantillonnages utilisées dans l'Escaut de 1996 à aujourd'hui

ANNÉES	1996 - 2010
NOM	
PILOTAGE	OMES
BATEAUX	The Scarladis and the Veremans
MOIS-SAISONS	H,P,E,A *
TYPE	Lagrangien
FRÉQUENCES	Tous les mois
NOMBRES DE POINTS	16
NBRES DE CAMPAGNES	12/an
SITES PT FIXES	
PROFONDEURS	surface
OUTILS	Seau et/ou pompe + 50µm Niskin 15 L +50µm Sonde à main
ORGANISMES	Copépodes Cladocères Mysidacés Larves Rotifères
AUTRES PARAMÈTRES	Température, Salinité Oxygène dissous (D805) MES, MSSC Chl _a Sels nutritifs pH Carbone
PUBLICATIONS	Mialet et al., 2010 Tackx et al., 2004

*H : Hiver, P : Printemps, E : Été, A : Automne

VII. CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES

Les méthodes et outils existants actuellement pour prélever le zooplancton sont aussi variés que la diversité du zooplancton et des habitats eux-mêmes. Cette synthèse n'en donne qu'un bref aperçu en se concentrant sur les milieux estuariens en particulier. Toutefois, même si le panel de méthodes et d'outils utilisés à l'échelle de la France reste assez diversifié en milieux estuarien, il est possible de les restreindre en une stratégie standardisée adaptable aux spécificités hydro-morpho-sédimentaires de chaque estuaire. Cela permettrait par exemple, de faciliter le développement de bioindicateur commun basé sur des suivis à long terme. Un tel protocole devra être également flexible pour prendre en compte les fluctuations imprévisibles (années atypiques) dues aux changements globaux à long terme.

Toutefois au vu de la difficulté et du coût engendré par de tels suivis en milieux estuariens, il sera peut être nécessaire de développer des techniques et des outils spécialement adaptés à ces milieux afin d'alléger les protocoles. Un échantillonneur automatique ancré à une bouée à différents points de l'estuaire (équivalent du CPR dans l'Atlantique Nord) remplirait correctement cet objectif tout en nécessitant de mener des missions de calibration régulières (pour vérifier si les points de prélèvement correspondent toujours aux zones caractéristiques des populations zooplanctoniques, qui peuvent fluctuer en fonction des changements climatiques).

Il est également légitime de se demander qui prendra en charge, physiquement et/ou financièrement, de tels suivis. Le développement d'une cellule/réseau national de suivi spécifique semble ainsi le plus approprié pour mener à bien une telle mission dans le temps à l'échelle de la France.

Dans le cadre de la réflexion menée par le GIP Seine-Aval et son comité scientifique sur la meilleure façon de mettre en place une stratégie d'observation à long-terme dans l'estuaire de la Seine, il est important de souligner :

- 1) L'importance de réaliser un suivi du compartiment zooplanctonique qui joue un rôle clef dans le fonctionnement des écosystèmes estuariens. Les suivis à long-terme réalisés en Gironde et dans l'Escaut pour des objectifs initiaux différents, ont montré que le compartiment zooplanctonique, et surtout le groupe de copépodes, peut être un bon indicateur des variabilités environnementales et/ou hydro-climatiques.
- 2) Les suivis des principaux copépodes et du zooplancton en général dans l'estuaire de la Seine ont été réalisés exclusivement dans le cadre du programme Seine-Aval mais pas forcément dans un objectif de suivi à long-terme. Toutefois, les stratégies d'échantillonnage mises au point dans un estuaire macrotidal (Seine) ont confirmé l'importance de la prise en compte de l'échelle de la marée. Les travaux antérieurs réalisés dans la Seine donnent le recul nécessaire pour proposer la meilleure stratégie d'échantillonnage dans un programme d'observation à long terme.

3) Les questions fondamentales du suivi à long terme doivent être mieux définies avant d'élaborer la meilleure technique d'échantillonnage. Par la suite, toutes les contraintes (y compris financières mais également techniques) devront être présentées car elles pourraient jouer un rôle déterminant dans le choix final de la stratégie d'observation à long-terme.

4) Le suivi à long-terme du zooplancton doit se faire dans un cadre global visant à mieux comprendre le fonctionnement de l'écosystème estuarien. Nous avons présenté les principaux paramètres physico-chimiques et biologiques que nous devons prendre en compte afin de réaliser la meilleure interprétation des données du zooplancton.

5) Enfin, la question du suivi à long-terme du zooplancton (mais également des autres compartiments biologiques) dans un milieu estuarien pose beaucoup de problèmes non seulement pour le cas de la Seine mais également pour tous les autres estuaires similaires en France, en Europe et un peu partout dans le monde. Le travail de réflexion sur le rôle du zooplancton comme indicateur du " bon état écologique" réalisé dans le cadre du projet BEEST (Liteau III) ainsi que l'enquête réalisée auprès de plusieurs experts nationaux et internationaux du zooplancton estuarien, a montré la nécessité d'harmoniser les techniques d'échantillonnage et de faire un rapprochement entre les programmes de suivis à long-terme dans les différents estuaires. Par conséquent et dans le cadre de ce guide méthodologique, nous avons voulu élargir la réflexion aux deux autres grands estuaires français (Gironde et Loire) et à l'Escaut.

VIII. BIBLIOGRAPHIE

Appeltans, W., Hannouti, A., van Damme, S., Soetaert, K., Vanthomme, R., Tackx, M., 2003. Zooplankton in the Schelde estuary (Belgium/The Netherlands). The distribution of *Eurytemora affinis*: effect of oxygen? J. Plankton Res. 25, 1441-1445.

Bakker, C. and De Pauw, N. (1975) Comparison of plankton assemblages of identical salinity ranges in estuarine tidal, and stagnant environments. Il. Zooplankton. Neth. J. Sea Res., 9, 145-165.

Castel, J., Veiga, J., 1990. Distribution and retention of the copepod *Eurytemora affinis* *hirundoides* in a turbid estuary. Mar. Biol. 107, 119-128.

Castel, J., 1995. Long-term changes in the population of *Eurytemora affinis* (Copepoda, Calanoida) in the Gironde estuary (1978-1992). Hydrobiologia 311, 85-101.

David, V., Sautour, B., Chardy, P., Leconte, M., 2005. Long-term changes of the zooplankton variability in a turbid environment: The Gironde estuary (France). Estuar. Coast. Shelf Sci. 64, 171-184.

David, V., Sautour, B., Chardy, P., 2007. The paradox between the long-term decrease of egg mass size of the calanoid copepod *Eurytemora affinis* and its long-term constant abundance in a highly turbid estuary (Gironde estuary, France). J. Plankton Res. 29, 377-389.

De Pauw, N., 1973. On the distribution of *Eurytemora affinis* (Poppe) (Copepoda) in the Western Scheldt estuary. Verh. Int. Verein. Theor. Angew. Limnol., 18, 1462-1472.

De Pauw, N., 1975. Bijdrage tot de kennis van milieu en plankton in het westerschelde estuarium. PhD. thesis, University of Gent (Belgium).

Devreker, D., 2002. Etude en laboratoire et in situ du cycle de vie du copépode *Eurytemora affinis* dans l'estuaire de la Seine : effet de la salinité, de la température et de la variabilité individuelle. Rapport de DEA. Université de Lille 1. 30p.

Devreker, D., Souissi, S., Molinero, J.C., Nkubito, F., 2008. Trade-offs of the copepod *Eurytemora affinis* in mega-tidal estuaries: insights from high frequency sampling in the Seine estuary. J. Plankton Res. 30, 1329-1342.

Devreker, D., Souissi, S., Molinero, J.C., Beyrend-Dur, D., Gomez, F., Forget-Leray, J., 2010. Tidal and annual variability of the population structure of *Eurytemora affinis* in the middle part of the Seine Estuary during 2005. Estuar. Coast. Shelf Sci. 89, 245-255.

Dussart, B.H., 1967. Les copépodes des eaux continentales d'Europe occidentale. 1. Calanoïdes et Harpacticoïdes. Ed. Boubée & Cie, Paris, 500p.

Dussart, B.H., 1969. Les copépodes des eaux continentales d'Europe occidentale. 2. Cyclopoïdes et Biologie quantitative. Ed. Boubée & Cie, Paris, 292p.

Katona, S.K., 1971. The Developmental Stages of *Eurytemora affinis* (Poppe, 1880) (Copepoda, Calanoida) Raised in Laboratory Cultures, Including a Comparison With the Larvae of *Eurytemora americana* Williams, 1906, and *Eurytemora herdmani* Thompson Scott, 1897. Crustaceana 21, 5-20.

Lair, N., Reyes-Marchant, P., 1997. The potamoplankton of the Middle Loire and the role of the "moving littoral" in downstream transfer of algae and rotifers. Hydrobiologia 356, 33-52.

Laprise, R., Dodson, J.J., 1994. Environmental variability as a factor controlling spatial patterns in distribution and species diversity of zooplankton in the St. Lawrence Estuary. Mar. Ecol. Prog. Ser. 107, 67-81.

Mauchline, J., 1998. The biology of Calanoid copepods, in: Mauchline, J. (Ed.), Adv. Mar. Biol. Academic Press, pp. 1-710.

Mialet, B., J. Gouzou, F. Azemar, T. Maris, C. Sossou, N. Toumi, S. Van Damme, P. Meire, & M. Tackx, 2011. Response of zooplankton to improving water quality in the Scheldt estuary (Belgium). Estuarine Coastal and Shelf Science, 93:47-57.

Mialet, B., Azémar, F., Maris, T., Sossou, C., Ruiz, P., Lionard, M., Van Damme, S., Lecerf, A., Muylaert, K., Toumi, N., Meire, P., Tackx, M., 2010. Spatial spring distribution of the copepod *Eurytemora affinis* (Copepoda, Calanoida) in a restoring estuary, the Scheldt (Belgium). Estuar. Coast. Shelf Sci. 88, 116-124.

Mouny, P., 1998. Structure spatio-temporelle du zooplancton et du suprabenthos de l'Estuaire de la Seine. Dynamique et rôle des principales espèces dans la chaîne trophique pélagique, Environnement Marin. Museum National d'Histoire Naturelle, Paris, p. 287.

Mouny, P., Claude Dauvin, J., Bessineton, C., Elkaim, B., Simon, S., 1998. Biological components from the Seine estuary: first results. Hydrobiologia 373-374, 333-347.

Mouny, P., Dauvin, J.-C., 2002. Environmental control of mesozooplankton community structure in the Seine estuary (English Channel). Oceanol. Acta 25, 13-22.

Picard, V., Lair, N., 2005. Spatio-temporal Investigations on the Planktonic Organisms of the Middle Loire (France), During the Low Water Period: Biodiversity and Community Dynamics. Hydrobiologia 551, 69-86.

Rose, M. 1933. Copépodes pélagiques. Paris, Paul Lechevalier. (Faune de France, No. 26.)

Schmitt, F., Devreker, D., Dur, G., Souissi, S., 2011. Direct evidence of tidally oriented behavior of the copepod *Eurytemora affinis* in the Seine estuary. Ecol. Res. 26, 773-780.

Soetaert, K. and Van Rijswijk, P. (1993) Spatial and temporal patterns of the zooplankton in the Westerschelde. Mar. Ecol. Prog. Ser., 97, 47-59.

Souissi, S. (coord), Devreker, D., 2010. Le zooplancton peut-il être utilisé comme indicateur de la qualité des eaux estuariennes ? Synthèse de l'enquête et des connaissances. BEEST, 34p.

Tackx, M.L.M., de Pauw, N., van Mieghem, R., Azémar, F., Hannouti, A., van Damme, S., Fiers, F., Daro, N., Meire, P., 2004. Zooplankton in the Schelde estuary, Belgium and The Netherlands. Spatial and temporal patterns. J. Plankton Res. 26, 133-141.

Toumi, N., 2008. Vérification des méthodes d'échantillonnage du Zooplancton dans l'estuaire de l'Escaut (Belgique). Rapport DESUPS Université Paul Sabatier.

UNESCO (1968) Zooplankton Sampling. Monographs on Oceanographic Methodology No. 2. UNESCO Press, Paris.

Yoon, W.D., Shim M.B., Choi J.K., 1998. Description of the developmental stages in *Acartia bifilosa* Giesbrecht (Copepoda:Calanoida). J. Plankton Res. 20, 923-942.

STRATÉGIE D'OBSERVATION À LONG TERME



GUIDE

pour le suivi de l'avifaune
en estuaire de Seine



STRATÉGIE D'OBSERVATION À LONG TERME



GUIDE

pour l'étude
du macrobenthos
de l'estuaire de la Seine



STRATÉGIE D'OBSERVATION À LONG TERME



GUIDE

pour le suivi
de l'ichtyofaune
dans l'estuaire de la Seine



STRATÉGIE D'OBSERVATION À LONG TERME



GUIDE

pour le suivi du zooplancton
en milieu estuarien



Seine-Aval

GROUPEMENT D'INTERET PUBLIC

Pôle régional des savoirs
115, boulevard de l'Europe
76100 Rouen

www.seine-aval.fr

Le GIP Seine-Aval est financé par :

