



## GUIDE

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

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

COORDINATION : Jean-Claude Dauvin

AUTEUR : Noémie Vasset

CONTRIBUTEURS : F. Parais, C. Chauvin, S. Alizier, C. Brunaud, J-B. Delhay

## REMERCIEMENTS

La rédaction de ce guide méthodologique pour une étude à long terme du macrobenthos de l'estuaire de Seine n'aura pas été possible sans la participation de nombreuses personnes de la communauté scientifique. Nous remercions notamment Fabrice Parais (Laboratoire d'Hydrobiologie, DREAL Basse-Normandie) et Christian Chauvin (Réseaux, Epuration et Qualité des Eaux, Irstea Bordeaux) pour leur aide précieuse concernant les protocoles associés à l'étude du milieu dulçaquicole de l'estuaire, à Sandrine Alizier (Station Marine de Wimereux, Laboratoire d'Océanologie et Géosciences) pour son aide concernant les protocoles de traitement des échantillons précédemment utilisés pour les campagnes COLMATAGE, Carole Brunaud (Laboratoire Morphologie Continentale et Côtière) pour sa relecture sur la partie sédimentaire du guide et Jean-Baptiste Delhay pour la partie Lidar.

Enfin, merci à Pierre Chardy, Céline Dégremont et Loïc Guézennec pour la relecture de ce guide.

Crédit photo (couverture) : S. Alizier, UMR LOG 8187, Station marine de Wimereux.

# Sommaire

I. I.INTRODUCTION	3
1. 1. Contexte du guide méthodologique	3
2. La Directive Habitats Faune Flore	3
3. La Directive Cadre sur l'Eau (DCE)	3
II. L'ESTUAIRE DE LA SEINE	6
1. Le continuum eau douce / eau marine	6
2. Le macrobenthos de l'estuaire de Seine d'amont en aval	7
III. PROTOCOLE D'ECHANTILLONNAGE EN AMONT : DE POSES A VIEUX-PORT (ZONE T1 ET T2)	8
1. Normes et protocoles existants en eau douce	8
2. Protocole d'échantillonnage des macro-invertébrés en cours d'eau profond	8
3. Stations, réplicats, période et périodicité	13
4. Traitement des échantillons	13
IV. PROTOCOLE D'ECHANTILLONNAGE EN AVAL : DE VIEUX-PORT A L'EMBOUCHURE (ZONE T3) ET DANS LA PARTIE ORIENTALE DE LA BAIE DE SEINE	14
1. Prélèvements des substrats meubles	14
2. Prélèvements des substrats rocheux	16
3. Stations, réplicats, périodicité et période	18
4. Traitement des échantillons	18
5. Sédiments associés	21
6. Métadonnées	23
7. Méthodologie de gestion et traitement des données	23
V. SUIVI SECTORIEL DES COMMUNAUTES DE L'ESTUAIRE DE SEINE : SYSTEMES D'OBSERVATION ET NOUVELLES TECHNIQUES D'APPROCHES	25
1. Méthodes acoustiques	25
2. Les systèmes d'observation vidéo et image	26
3. La cartographie des habitats benthiques	27
BIBLIOGRAPHIE	29
ANNEXES	32

## I.INTRODUCTION

### 1. Contexte du guide méthodologique

Le présent guide méthodologique vise à fournir un cadre méthodologique pour l'étude à long terme du macrozoobenthos de l'estuaire de Seine. Il répond à la nécessité de standardiser les protocoles d'étude de compartiment de façon que dans les futurs programmes et campagnes de suivi de ce compartiment effectués en estuaire de Seine (que ce soit en amont ou en aval de celui-ci), les données produites soient comparables entre elles. En effet, il existe de nombreuses difficultés d'interprétation des changements temporels ou de structuration spatiale du macrobenthos en estuaire de Seine principalement en raison de la disparité des stratégies d'échantillonnages (Ruellet *et al.*, 2010). Il semble donc nécessaire de mieux appréhender les méthodologies d'observation des changements temporels sur le macrobenthos (Dauvin, 2009). Ce guide contribuera à rendre les protocoles d'échantillonnages plus compatibles et comparables dans le temps en décrivant pas à pas les processus préconisés à mettre en œuvre.

Dans ce guide méthodologique, seul le compartiment macrozoobenthique sera considéré ; il sera appelé ensuite dans le reste du texte benthos. Les phytocénoses dulçaquicoles ainsi que les communautés macrophytiques et algales ne seront pas considérées. Ce guide s'appuie sur des protocoles existants dans les suivis du benthos dans divers programmes tels que la Directive Cadre sur l'Eau (DCE), les impacts éventuels des rejets d'eau de mer réchauffée des centrales thermonucléaires (EDF-Ifremer), le Réseau Benthique en Bretagne (REBENT) et le Réseau National des Stations et Laboratoires Marins (RESOMAR).

La stratégie minimale d'étude du compartiment biologique benthique développée dans ce guide pourra servir de base aux divers projets financés par le GIP Seine-Aval incluant ce compartiment. Elle sera également proposée aux partenaires du GIP comme les Grands Ports Maritimes ainsi qu'aux opérateurs tels les bureaux d'études et associations dont les projets sont conduits dans l'estuaire et la Baie de Seine.

Les pratiques et connaissances en matière de surveillance du benthos sont plus avancées en milieu meuble qu'en milieu rocheux. De plus, les connaissances actuelles en estuaire de Seine sur les communautés benthiques restent plus éparses en domaine amont qu'en domaine aval où les données sont très nombreuses.

Placé dans une optique de suivi à long terme (supérieur à la décennie), ce guide est élaboré d'amont en aval de l'estuaire de la Seine. Il développe différents aspects depuis ceux des moyens nautiques jusqu'aux nouvelles techniques peu ou pas encore utilisées aujourd'hui. Ceci de façon à considérer un suivi stationnel mais également de façon à s'orienter vers un suivi sectoriel de l'estuaire. Une description des moyens et techniques sera présentée de sorte à donner une ligne directrice en vue de la détermination du calcul des indices de structure ou de description de la qualité du sédiment ou des masses d'eau pour l'évaluation de la qualité de l'environnement étudié.

### 2. La Directive Habitats Faune Flore

La Directive Habitats Faune Flore produite en 1992 par la Commission Européenne (DHFF ; 92/43/CEE) oblige les états de l'Union Européenne à définir des zones prioritaires afin de promouvoir la protection et la gestion des habitats naturels et des espèces reconnues d'importance communautaire. Le programme Natura 2000 répond à la mise en œuvre de cette Directive Habitat Faune-Flore ainsi qu'à la Directive Oiseaux (DO ; 79/409/CEE). Les habitats et espèces à forte valeur patrimoniale sont décrits dans les annexes I et II des Directives. En estuaire de Seine, quatre habitats génériques inscrits à la DHFF ont été définis dans la partie maritime du site Natura 2000 « Estuaire de Seine » (Maison de l'estuaire, 2004) (Dauvin, 2010) :

- Les estuaires occupant la majeure partie du secteur représenté par la slikke à marée basse (habitat 1130 de la DHFF) ;
- Les replats boueux ou sableux exondés à marée basse présents au niveau des franges médiolittorale et supralittorale de la fosse sud (habitat 1140 de la DHFF) ;
- Les bancs de sable à faible couverture permanente d'eau marine situé dans les zones les plus profondes de la fosse sud (habitat 1110 de la DHFF) ;
- Les récifs avec les platiers rocheux et les habitats champ de blocs et roche médiolittorale en mode exposé (habitat 1170 de la DHFF).

### 3. La Directive Cadre sur l'Eau (DCE)

La Directive Cadre Eau (Directive 2000/60/CE) établie par le Parlement Européen et du Conseil met en place un cadre pour une politique globale communautaire dans le domaine de l'eau. Elle vise à atteindre un bon état écologique pour 2015 et un très bon état pour 2027 des milieux aquatiques et de tous les bassins versants au sein des états membres de l'Union Européenne. Pour cela, des programmes de surveillance sont et doivent être mis en place au niveau des eaux marines mais également des eaux douces et de transition.

Les paramètres de suivis concernant la DCE varient en fonction des masses d'eaux. Ainsi, les éléments de qualité écologique pour les eaux côtières, de transition et d'eau douce sont de trois types avec des :

- Paramètres hydromorphologiques;
- Paramètres chimiques et physico-chimiques ;
- Paramètres biologiques.

Les paramètres biologiques comportent cinq compartiments dont celui des macroinvertébrés. Ce compartiment a été retenu par la DCE pour le suivi des masses d'eau côtière et de transition étant considéré comme un bon indicateur de suivi de la qualité du milieu (Dauvin, 2010).



TERMINOLOGIE

QUELQUES DÉFINITIONS :

- **ASSEMBLAGE** : désigne les espèces ou les stations caractérisant un groupe qui montrent une forte similitude statistique, et en conséquent, faunistique ou biocénotique, lors d'une série de prélèvements échantillonnés, soit au cours d'une même campagne, soit sur plusieurs époques en un même site ou une même zone.
- **COMMUNAUTÉ** (synonyme de biocénose) : ensemble des différentes populations coexistant dans des conditions écologiques moyennes et colonisant le même espace.
- **POPULATION** : groupes d'individus appartenant à la même espèce et vivant dans le même espace ou dans la même région géographique (comme la population d'*Abra alba*).
- **FACIÈS** : cas particulier d'une communauté lorsque l'un des facteurs écologiques devient dominant et qu'une espèce ou un petit groupe d'espèces devient dominant (exemple du faciès à *Pectinaria koreni* de la communauté à *Abra alba*).
- **GÉOFACIÈS** : ensembles spatiaux physionomiquement et fonctionnellement homogènes en termes de sédimentologie de quelques centaines de mètres carrés.
- **PEUPLEMENT** : ce terme fait référence aux populations qui appartiennent au même groupe taxonomique et qui colonisent le même milieu (comme les bivalves). Une communauté peut donc contenir plusieurs types de peuplements.
- **HABITAT** : correspond au lieu regroupant l'ensemble des conditions environnementales dans lequel une espèce, une population ou une communauté peut survivre et se maintenir à l'état spontané. Ce terme a pris un autre sens dans les habitats de la DHFF.
- **ECOSYSTÈME** : il représente un système d'interactions entre les populations des différentes espèces vivant dans un même site et entre ces populations et le milieu physique.
- **ZONE DE BERGE** : Zone de faible profondeur (<= 1m environ) dont la distance à une rive (ou à un îlot) est au plus égale à 5 % environ de la largeur mouillée moyenne (ou du bras délimité par la rive et cet îlot) à la date d'échantillonnage, au niveau du point de prélèvement.
- **ZONE PROFONDE** : Zone de profondeur voisine de la profondeur maximale sur le point de prélèvement, non accessible à pied, de faible pente moyenne.
- **ZONE INTERMÉDIAIRE** : Zone de plus ou moins forte pente, de profondeur inférieure à environ 70% de la profondeur maximale sur un point de prélèvement, en continuité avec la zone berge et à la limite du chenal dans les rivières à chenal unique.

LOCALISATIONS ET TECHNIQUES DE PRELEVEMENT

- Un **échantillon** est un sous ensemble d'une population statistique. La population peut être l'ensemble des individus d'une communauté ou l'ensemble des individus d'une même espèce. L'échantillon, ou **prélèvement élémentaire**, correspond par exemple à un coup de benne ou une carotte. Un **réplicat**, ou réplique, est une répétition de ce type de prélèvement au sein d'une même station. Le nombre de réplicats par station est prédéfini en fonction de la stratégie d'échantillonnage.
- L'échantillonnage d'une **station de mesure** correspond à un ensemble de réplicats. La station de mesure est définie comme un lieu prédéfini et repéré géographiquement où l'on se positionne pour opérer un prélèvement et / ou des mesures. En eau douce, une station au niveau de la berge sera par exemple, définie.
- Un **site** correspond à un ensemble de stations. Il est défini par des caractéristiques géomorphologiques, par la nature du substrat ou encore par des conditions physico-chimiques particulières et homogènes.
- Un **habitat** est un milieu dans lequel vit une espèce ou un groupe d'espèces. Un habitat possède des caractéristiques biogéographiques et géologiques particulières et uniques. On parlera par exemple d'un « Habitat à *Abra alba* », pour faire allusion à toute la population – et le milieu naturel environnant – caractérisé par l'occurrence d'*Abra alba*, espèce représentative de ce milieu, de cet habitat.
- Un **transect** ou une **radiale** correspond par définition à un itinéraire rectiligne de prospection et / ou d'échantillonnage recouvrant une diversité maximale de situations topographiques, géomorphologiques et végétales (Delpech *et al.*, 1985). Il s'agira principalement en Baie de Seine de parcourir perpendiculairement au trait de côté une certaine distance en réalisant des relevés et en notant tout changement stationnel dans le but de définir des stations d'échantillonnage.
- Un **relevé temporel** correspond à l'échantillonnage des réplicats au sein d'une station au cours du temps. La périodicité et la période du relevé peut varier en fonction des paramètres à suivre (relevé printanier, automnal...).
- Un **suivi** est caractérisé par la réalisation de plusieurs relevés au cours du temps. Il s'agit dans une étude à long terme d'effectuer un suivi temporel de plusieurs sites, plusieurs stations au cours du temps afin d'observer l'évolution des communautés benthiques.

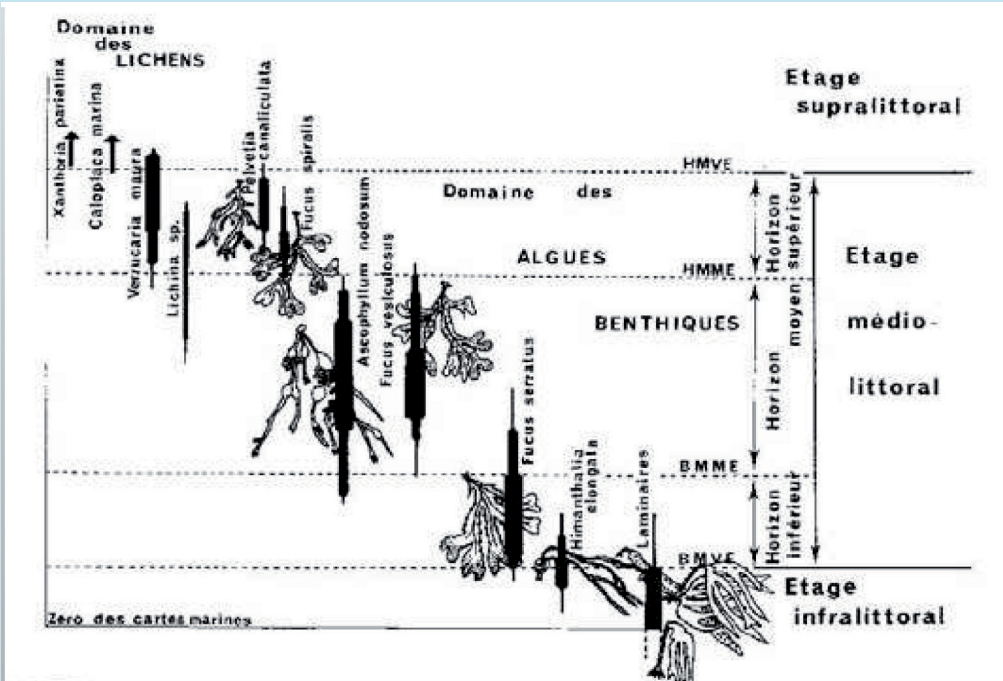
En ce qui concerne les prélèvements en milieu rocheux intertidal, quelques paramètres sont à définir en fonction de l'exposition et de l'étagement des communautés sur l'estran.

Le **mode d'exposition** correspond au niveau d'hydrodynamisme de l'estran rocheux intertidal. Le mode sera **battu** lorsque l'action de la houle est forte (falaises, pointes), **abrité** lorsque l'estran sera à l'abri de la houle et des courants (criques, estuaires) et le mode intermédiaire **semi-abrité**. Les communautés d'organismes seront donc caractéristiques de ces modes d'exposition.

- L'estran rocheux intertidal est subdivisé en différents **étages** et **sous-étages**. La subdivision de l'estran et la présence des espèces est principalement reliée à leur capacité de résistance à la déshydratation, à l'amplitude des marées, à la luminosité ou encore à leur mode d'exposition sur l'estran. La présence de **ceintures algales** particulières en fonction de l'étagement est fonction de ces paramètres et définit la subdivision de ces étages.

On distinguera ainsi :

- L'**étage supralittoral** : les organismes qui y vivent exigent ou supportent une émergence continue avec une immersion exceptionnelle lors des marées d'équinoxes de printemps et d'automne. Cet étage correspond à la zone d'action des embruns marins, de contact terre-mer.
- L'**étage médiolittoral** : les espèces des communautés de cet étage supportent ou recherchent des émergences régulières correspondant à la zone de balancement des marées moyennes. Cet étage caractérisé par une grande variété des biotopes (failles, cuvettes, surplombs, écoulements permanents...) et donc par une forte diversité des organismes. Selon les espèces dominantes et les régions on distingue à l'intérieur de l'étage des sous-étages correspondant à des ceintures algales :
  - **Médiolittoral supérieur** : ceinture à *Pelvetia canaliculata* et *Fucus spiralis*
  - **Médiolittoral moyen** : ceinture à *Fucus vesiculosus* et *Ascophyllum nodosum*
  - **Médiolittoral inférieur** : ceinture à *Fucus serratus* et *Chondrus crispus*
- L'**étage infralittoral** : la partie supérieure ou frange infralittorale n'est exondée que lors des basses mers de vives-eaux. Elle correspond principalement aux forêts de Laminaires. La partie inférieure est continuellement exondée et descend jusqu'à la profondeur maximale des herbes marines (Posidonies).
- L'**étage circalittoral** : la limite inférieure de cet étage correspond à la plus grande profondeur où se développent les algues (limite de photosynthèse).



Principales ceintures algales au sein des étages et sous-étages de l'estran rocheux (extrait de Gayral & Cosson, 1986).

Dans l'estuaire de la Seine, l'échantillonnage et l'analyse de la présence des macroinvertébrés d'eau douce et marine est recommandé pour le Réseau de Contrôle de Surveillance (RCS) de façon à disposer d'un suivi des eaux littorales sur le long terme et d'évaluer les conséquences des modifications des conditions naturelles et des changements anthropiques de l'environnement.

Le suivi à long terme des communautés macrozoobenthiques en estuaire et Baie de Seine est basé principalement sur l'évaluation de la diversité, de l'abondance et de la stabilité ou non de celles-ci. Ces évaluations sont effectuées par l'intermédiaire d'indices d'abondance et de diversité d'espèces / de communautés. On notera notamment dans les études d'évo-

lution à long terme du compartiment macrozoobenthique, l'utilisation d'indices tels que :

- La richesse spécifique ;
- Le calcul d'effectif de chaque taxon ;
- La diversité de Shannon-Wiener H (log2) et l'indice d'équitabilité de Pielou J'
- L'AMBI, M-AMBI, IGBA, IOBS...

Le calcul et l'obtention de ces indices par rapport à un échantillon, une station ou une communauté précise nécessitera la mise en place de techniques de prélèvement et d'analyses spécifiques qui sont détaillées ci-après en milieu subtidal, intertidal, substrat meuble ou rocheux.



## II. L'ESTUAIRE DE LA SEINE

### 1. Le continuum eau douce / eau marine

S'étendant du barrage de Poses en amont à la partie orientale de la baie de Seine en aval avec pour limites nord la latitude du cap d'Antifer et ouest la longitude de Ouistreham, l'estuaire de la Seine s'inscrit dans un contexte hydrologique particulier. De la rencontre entre eau douce et eau salée se déduit une dynamique, une organisation spatiale des écosystèmes et des mécanismes sédimentaires spécifiques.

La marée dynamique, qui permet l'entrée de l'eau de mer vers l'amont de l'estuaire, permet ainsi de distinguer trois zones au niveau de l'estuaire de la Seine : l'estuaire amont, moyen et aval. De ce gradient de salinité résulte une organisation spatiale des organismes en deux contingents s'organisant selon le concept d'écocline plus adapté à l'estuaire de la Seine pour lequel le changement entre les communautés marines et les communautés dulcicoles est progressif.

Les espèces estuariennes n'existent pas *sensu stricto* puisqu'il s'agit de quelques espèces marines et dulcicoles supportant des variations de salinité plus importantes que d'autres et composent ainsi les espèces dites transitoires (Attrill & Rundle, 2002). Dans l'estuaire, le gradient de salinité n'étant pas unidirectionnel, la notion de double écocline allant vers l'amont ou vers l'aval peut également être considérée avec deux gradients de diminution d'espèces, l'un à affinité marine vers l'amont et l'autre à affinité dulcicole vers l'aval.

Cette notion de double écocline se retrouve ainsi dans la sectorisation de l'estuaire de la Seine utilisé par la Directive Cadre sur l'Eau (Figure 1). Une baisse du nombre de taxa est observée de l'amont et de l'aval jusqu'à atteindre le plus faible niveau de richesse spécifique dans le secteur où le facteur de salinité est le plus contraignant à l'installation des espèces (i.e. en zone oligohaline 0-5) (Ruellet & Dauvin, 2008).

### 2. Le macrobenthos de l'estuaire de Seine d'amont en aval

#### 2.1. LE BENTHOS DE L'ESTUAIRE AMONT (ZONE T1a ET b)

La masse d'eau de transition amont T1 peut être divisée en deux zones selon Dauvin *et al.* (2009) (T1a et T1b, Figure 1). Cette transition s'explique par des caractéristiques hydrologiques différentes mais également par une diversité faunistique différente.

La zone T1a abrite la faune la plus diversifiée mais également la plus abondante de la zone d'eau douce de l'estuaire. Le benthos de cette zone est numériquement dominé par les insectes chironomes (*Dicortendipes nervosus*, *Glytendipes pallens* et *Polypedilum scalanum*), par les mollusques (le gastéropode *Bythinia tentaculata* et le bivalve *Corbicula fluminalis*), les annélides oligochètes et les hirudinés (Bij de Vaate *et al.*, 2007).

La zone T1b abrite un nombre de taxa numériquement inférieur (de 40 %) avec une baisse du nombre des insectes chironomes et des mollusques. De même, les densités sont plus faibles avec une dominance en abondance des espèces trouvées plus en amont en zone T1a (Bij de Vaate *et al.*, 2007).

#### 2.2. LE BENTHOS DE L'ESTUAIRE MOYEN / DE TRANSITION (ZONE T2)

La masse d'eau de transition T2 toujours en secteur d'eau douce apparaît nettement moins diversifiée que les zones précédentes. Le chenal de ce secteur présente une diversité des habitats moindre associée à un endiguement du secteur fluvial et à un hydrodynamisme tidal élevé. Les taxa les plus représentés sont principalement les oligochètes et les insectes chironomes. De même, l'abondance est en moyenne plus faible dans ce secteur que dans les secteurs dulcicoles amont de la zone T1. Les autres espèces numériquement bien représentées s'inscrivent au sein des mêmes groupes que la zone T1 avec les mollusques et les chironomes (Bij de Vaate *et al.*, 2007).

Les espèces retrouvées dans cette zone semblent peu exigeantes vis-à-vis de la qualité environnementale du milieu. La modification des berges, le battillage et d'autres perturbations sont autant de facteurs de limitation à l'installation de communautés macrobenthiques.

#### 2.3. LE BENTHOS DE L'ESTUAIRE AVAL (ZONE T3)

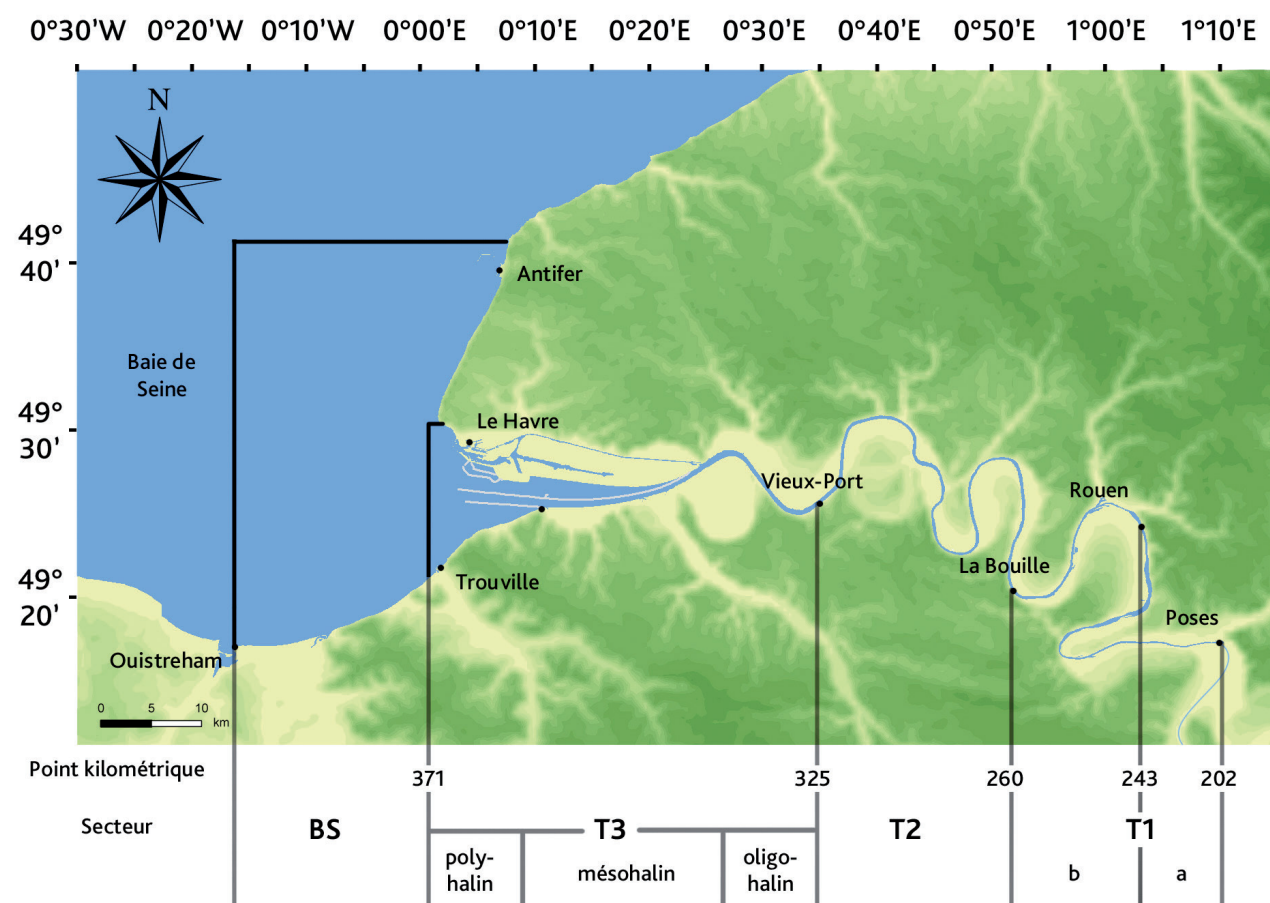
Trois secteurs principaux se distinguent de la partie aval de l'estuaire de la Seine qui correspond à la zone de mélange entre l'eau douce et l'eau salée. Un secteur oligohalin chenalisé dans toute sa longueur, un secteur mésohalin et un secteur polyhalin. Ces deux derniers se répartissent en différentes zones du chenal de navigation et des fosses nord et sud ainsi qu'aux zones intertidales et subtidales de substrats durs à meubles.

Chacune des ces zones méso et/ou polyhalines rassemblent des communautés diverses principalement en fonction de la composition sédimentaire du substrat allant des communautés intertidales de substrat dur aux communautés subtidales de substrat meuble. Se distinguent notamment les substrats durs à *Mytilus* et *Balanus*, les communautés estuariennes à *Macoma* ou encore des communautés à sables fins envasés à *Abra alba-Pectinaria koreni* sur substrats meubles subtidaux (Dauvin, 2010).

#### 2.4. LE BENTHOS DE L'EMBOUCHURE DE LA SEINE (ZONE BS)

Une rapide réduction de la surface des zones intertidales s'observe au niveau de l'estuaire et de l'embouchure de la Seine principalement due aux travaux d'aménagements effectués sur le littoral normand (Barnay, 2005). L'estuaire de la Seine compte en effet aujourd'hui moins de 25 km<sup>2</sup> de zone intertidale. Le domaine intertidal est représenté principalement sur le littoral du Pays de Caux situé au nord du port du Havre ainsi que sur le littoral du Calvados. Le faciès grossier de ce littoral ainsi qu'à l'ouest du Havre est représenté par des cailloutis et des galets fossiles.

Le benthos des substrats meubles de l'embouchure, dans une zone sous influence marine, a été étudié lors de nombreuses campagnes d'échantillonnage réalisées dans divers programmes de recherche dont Seine-Aval mais aussi pour les deux grands ports maritimes du Havre et de Rouen. Les fonds meubles subtidaux sont constitués de sables fins plus ou moins envasés à grossiers lors de l'éloignement par rapport au trait de côte en relation avec l'augmentation de l'hydrodynamisme dû aux courants de marée (Dauvin, 2010). Trois faciès macrobenthiques subtidaux relativement stables dans l'espace et dans le temps (Thiébaud *et al.*, 1997 ; Ghertsos, 2002 ; Barnay, 2003) se distinguent en Baie de Seine orientale avec le faciès à *Owenia fusiformis*, celui à *Pectinaria koreni* et enfin celui à *Nephtys hombergii*.



GIP Seine-Aval 2010 - Source des données : Repris et modifié de Ruellet & Dauvin, 2008

Figure 1. Sectorisation de l'estuaire de Seine selon le découpage de la Directive Cadre sur l'Eau. Tx : masse d'eau de transition x. BS : Baie de Seine.

### III. PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE EN AMONT : DE POSES A VIEUX-PORT (ZONE T1 ET T2)

## 1. Normes et protocoles existants en eau douce

### 1.1. L'INDICE BIOLOGIQUE GLOBAL NORMALISÉ (IBGN)

L'indice biologique global normalisé selon la norme AFNOR T90-350 (mars 2004) permet d'évaluer la qualité hydrobiologique d'un cours d'eau de part la composition des communautés d'invertébrés benthiques vivant sur divers substrats qui le composent. L'IBGN permet une approche de la qualité biologique d'une station par la mise en parallèle de la qualité de l'eau et de la diversité des habitats. Cet indice ne peut être employé qu'au sein de cours d'eau peu profonds et n'est donc pas adapté au cours d'eau de l'estuaire de la Seine dans sa partie amont, celui-ci pouvant atteindre une profondeur de plusieurs mètres. Pour cela, un autre indice, dérivé de l'IBGN a été proposé.

### 1.2. L'INDICE BIOLOGIQUE GLOBAL ADAPTÉ (IBGA)

L'indice biologique global adapté comme son intitulé l'indique, est spécifique à l'étude des grands cours d'eau profonds non prospectables à pied. Également caractérisé par une note sur 20, cet indice est basé sur la méthodologie de l'IBGN. Le protocole de l'IBGA a été établi en novembre 1996 par l'Agence de l'Eau Rhône Méditerranée Corse et le Cabinet GAY Environnement.

Actuellement, il n'existe pas de protocole validé pour l'application de la Directive Cadre sur l'Eau relatif aux méthodes de suivi des macro-invertébrés des grands cours d'eau et estuaires (communication personnelle de Christian Chauvin Irstea de Bordeaux et Fabrice Parais DREAL Basse-Normandie). Un protocole est en cours d'achèvement pour l'échantillonnage des macroinvertébrés des grands cours d'eau (commentaire personnel, DREAL Basse-Normandie). C'est sur cette proposition de protocole expérimental élaboré en appui scientifique à la Mise en œuvre de la Directive Cadre Européenne sur l'Eau que les recommandations d'échantillonnage suivantes seront basées.

## 2. Protocole d'échantillonnage des macro-invertébrés en cours d'eau profond

Un protocole expérimental d'échantillonnage des macro-invertébrés en cours d'eau profond a été établi en décembre 2009 sur la base du protocole AFNOR T90-333 pour les macro-invertébrés aquatiques en rivières peu profondes (Usseglio-Polatera *et al.*, 2009 : <https://hydrobio-dce.cemagref.fr/Telecharger/invertebres/> ; Norme XP T 90-333).

Le but du protocole est d'échantillonner sur un site, à la fois :

- Les habitats de la zone berge, souvent les plus biogènes ;
- Les habitats de la zone profonde les plus représentatifs, considérés comme dominants à l'échelle du point de prélèvement ;
- Les habitats de la zone intermédiaire, considérés comme dominants à l'échelle du prélèvement.

La méthode d'échantillonnage consiste en quatre étapes :

- Identifier sur le terrain les trois stations d'échantillonnage ;
- Etablir un plan d'échantillonnage ;
- Réaliser un groupe de quatre prélèvements élémentaires ou réplicats pour chaque station (berge, profond et intermédiaire) ;
- Remplir une fiche de prélèvement.

Les résultats de chaque réplicat devront être exprimés sous forme de listes faunistiques avec une liste pour chaque station quand la technique de prélèvement utilisée est identique (par exemple si une station intermédiaire a été échantillonnée avec deux techniques différentes, deux listes devront être produites) (Usseglio-Polatera *et al.*, 2009 (Figure 2).

### 2.1. REPÉRAGE DES STATIONS BERGE, INTERMÉDIAIRE ET PROFONDE

Il est recommandé d'effectuer les prélèvements des différentes stations lors des périodes de basses eaux. La recommandation impose de ne pas effectuer les prélèvements lors d'une turbidité anormale ou après un épisode de forte crue ayant entraînée un remaniement important du substrat (norme IBGN – Circulaire DCE du 11 avril 2007).

Le positionnement des réplicats aura préalablement été établi lors d'une sortie de reconnaissance à partir des deux berges et en évitant dans la mesure du possible de piétiner le lit mineur pour :

- Estimer la superficie mouillée :

La largeur mouillée moyenne est estimée à partir de mesures de transects régulièrement espacés sur le point de prélèvement. Il est recommandé d'utiliser un télémètre. Cette largeur mouillée est notée Lm (en m avec une décimale pour les largeurs inférieures à 5 m). La longueur totale (Lt) étant déjà définie lors du choix du point de prélèvement (cf. avant-propos), la superficie mouillée, calculée par le produit {Lt x Lm}, est estimée en m<sup>2</sup> et notée Sm.

- Repérer les différentes stations à échantillonner

Il s'agira lors de la première prospection de réaliser des transects (de 3 à 10) à l'aide d'un éco-sondeur. Cette étape fournira des profils de profondeurs afin de définir les limites de zones du cours d'eau le long de ces transects et par la même de choisir le positionnement des stations (Usseglio-Polatera *et al.*, 2009) (Figure 3).

La limite inférieure de la station intermédiaire (i.e. limite intermédiaire / chenal profond) est définie comme correspondant à une hauteur d'eau approximativement égale à 70 % de la hauteur d'eau maximale dans la partie la plus profonde du point de prélèvement. Sa largeur est variable en fonction de sa pente, de la profondeur et de la largeur moyenne de la zone profonde.

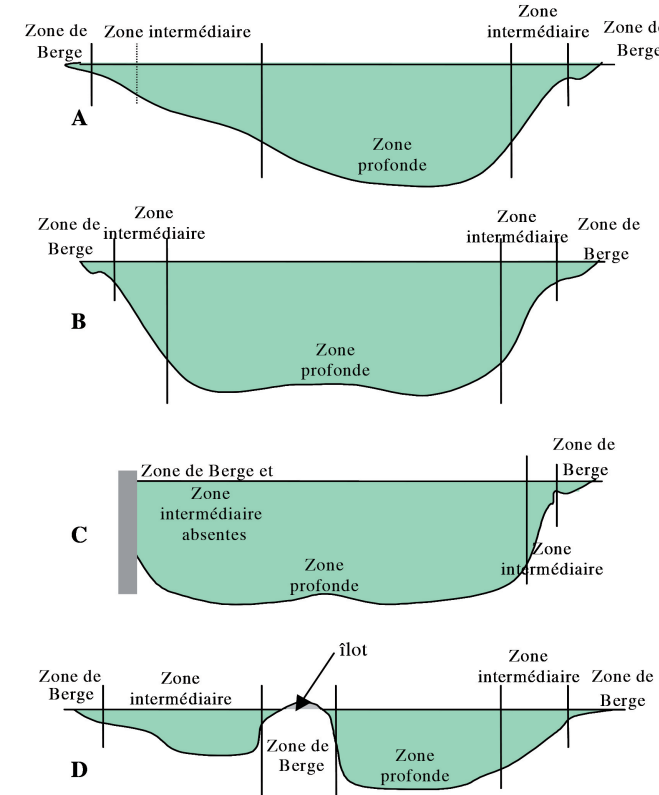


Figure 2. Exemples de zones ou stations au sein d'un cours d'eau profond (Usseglio-Polatera *et al.*, 2009).

- Zone intermédiaire accessible à pied.
- Zone intermédiaire inaccessible à pied.
- Zone de berge et zone intermédiaire inexistantes.
- Zone intermédiaire sur un point de prélèvement à plusieurs chenaux d'écoulement de profondeurs nettement différentes.

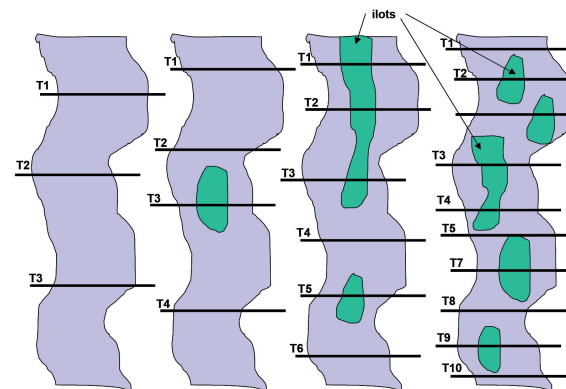


Figure 3. Exemple de transects à réaliser à l'aide d'un éco-sondeur en fonction de la complexité morphologique d'un cours d'eau.

Suite aux repérages des stations et avant tout prélèvement, l'opérateur devra définir un plan d'échantillonnage prévisionnel (c'est-à-dire les 12 réplicats et les méthodes d'échantillonnage associées pour les trois combinaisons de quatre substrats-vitesses qu'il devra prélever). Le plan d'échantillonnage prévisionnel devra également respecter certaines précautions en fonction du substrat rencontré ou de la vitesse du courant détaillées en Annexe 1 (Usseglio-Polatera *et al.*, 2009).

### 2.2. ÉCHANTILLONNAGE DES BERGES

Les berges seront principalement échantillonnées grâce à un filet Surber de taille de maille de 0,5 mm et de surface de base 1/20 m<sup>2</sup> ainsi qu'avec un haveneau de taille de maille identique à 0,5 mm et de largeur de base de 25 cm (Planche 1).

Au niveau des substrats sablo-vaseux, les organismes présents dans la colonne d'eau et sur le fond sont collectés en plaçant le filet contre le courant. Un échantillonnage consiste en une prise de 1/20 m<sup>2</sup> (norme IBGN – Circulaire DCE du 11 avril 2007). Le filet sera ensuite secoué dans l'eau de manière à évacuer les sédiments qui se seraient accumulés lors de la prise. Si besoin est, l'échantillonnage peut être fractionné et tamisé sur un tamis à ouverture circulaire de maille 0,5 mm avant le transfert d'organismes dans les bocaux d'échantillonnage. Au niveau des substrats rocheux, le filet sera placé contre le courant et à proximité des roches à échantillonner. Cinq pierres d'une surface approximative de 20 x 20 cm devront être échantillonnées et brossées contre le courant pour une récolte des organismes au sein du filet (Bij de Vaate *et al.*, 2006).

Les prélèvements en courant rapide se feront en veillant à ce que le courant entraîne les éléments récoltés (macro-invertébrés et, le cas échéant, le substrat) dans le filet. Pour les courants lents, l'entraînement dans le filet peut être réalisé, par exemple, par le mouvement de la main de l'agent préleveur (Usseglio-Polatera *et al.*, 2009).

Le choix du matériel utilisé va dépendre de la profondeur. Il est recommandé d'utiliser le surber jusqu'à 60 cm de profondeur. Au-delà de cette profondeur et jusqu'à 2 m, il est préconisé de réaliser la prospection au filet Haveneau en effectuant :

- Soit une traction sur 50 cm dans un substrat meuble ;
- Soit en ramenant le substrat dans le filet à l'aide du pied (la méthode du coup de pied devant le filet est à proscrire) ;
- Soit, à défaut, par mouvement de va et vient sur une surface équivalente.

La recommandation veut que le filet soit vidé dans un récipient entre chaque réplicat. Le filet doit être vidé dans des conditions limitant les pertes (projection hors du récipient de récupération), en plaçant par exemple un tamis de 0,5 mm de vide de maille environ sous le récipient (Usseglio-Polatera *et al.*, 2009).

### 2.3. ÉCHANTILLONNAGE DU CHENAL (ZONES INTERMÉDIAIRE ET PROFONDE)

Lorsque la profondeur excède 2 m, il est préconisé d'utiliser la méthode de dragage ou de substrats artificiels selon les conditions de pente et de granulométrie.

Il est recommandé de prélever les stations présentant des substrats de type sable à limon avec une drague cylindro-conique. Les substrats grossiers du chenal profond dont la taille des grains sédimentaires sont supérieurs à 2 mm seront quand à eux échantillonnés à l'aide d'une drague triangulaire. Celles-ci seront équipées d'un filet de vide de maille de 0,5 mm ainsi que de cadres reliés à une chaîne pour pouvoir être tractées à partir d'un bateau. Celui-ci sera adapté pour le transport d'engins de grande taille ou d'un zodiac lorsque le matériel utilisé le permet.



La drague procurera un échantillonnage semi-quantitatif (Bij de Vaate *et al.*, 2006). Il est recommandé d'utiliser une drague en fonte d'environ 25 kg (et non en aluminium, trop légère) pour éviter que celle-ci résiste au courant, qu'elle rebondisse sur le fond de la rivière, et ne prélève du sédiment que très superficiellement et épisodiquement.

Remorquée face au courant sur une distance suffisamment importante, la drague devra récolter au moins un litre de sédiment meuble et jusqu'à cinq litres de sédiment grossier. La distance habituelle est d'environ d'une dizaine de mètres (Usseglio-Polatera *et al.*, 2009).

Lors de l'échantillonnage, chaque substrat de type roche devra obligatoirement être brossé avec une brosse douce au dessus d'un tamis de 0,5 mm afin de récolter tous les individus présents. Le benthos sera séparé des sédiments par lavage sur un tamis à ouverture circulaire et de taille de maille de 0,5 mm.

Comme pour le benthos des substrats meubles marins subtidiaux, il est recommandé d'utiliser une benne échantillonnant une surface de 0,1 m<sup>2</sup> et de suivre le même protocole que celui préconisé dans la zone marine (voir plus loin). La seule différence est celle du tamisage à faire sur un tamis à ouverture circulaire de 0,5 mm au lieu de 1 mm.

#### 2.4. ÉCHANTILLONNAGE DES SUBSTRATS ARTIFICIELS

Les substrats artificiels consistent en de petites briques ou pierres de même nature et de même granulométrie que celles présentes dans le cours d'eau au niveau du point de prélèvement. Chaque filet sera rempli de substrat et fermement emballé afin de prévenir toute fuite de matériel et qu'il ne s'échappe du lieu où il sera placé par effet des courants (Planche 1). Les substrats devront ensuite être placés dans la zone intermédiaire non accessible à pied, sur le fond du cours d'eau et attachés par un câble à la rive.

Les substrats sont placés à marée basse afin d'être certain de leur exondation permanente et pour une période de 3 à 6 semaines (la colonisation optimale du substrat artificiel par les macro-invertébrés benthiques étant de trois semaines selon le protocole de l'IBGN ; Bij de Vaate *et al.*, 2006 ; Usseglio-Polatera *et al.*, 2009).

Parmi les substrats immergés, il est recommandé de ne conserver que les deux ou quatre substrats qui correspondent le mieux à la variété des habitats en termes de vitesse de courant et de nature du sédiment. La position GPS ainsi que les caractéristiques concernant la profondeur, la vitesse et la nature des fonds seront obligatoirement relevés et consignés afin de retrouver précisément la position de chaque filet.

Après la période de colonisation, les substrats seront ramenés délicatement jusqu'à la rive puis rapidement récupérés sous un filet afin de ne perdre aucun organisme. Les filets et sédiments grossiers seront vidés puis nettoyés avec une brosse douce sur un tamis à ouverture circulaire de taille de maille de 0,5 mm. Il est fortement recommandé d'entourer le substrat artificiel avec le filet de maille de 0,5 mm avant même son émergence afin de minimiser les pertes d'organismes par lessivage (Usseglio-Polatera *et al.*, 2009).

Il faut noter que les substrats artificiels ne sont à utiliser que lorsque les autres techniques d'échantillonnage ne sont pas réalisables en zone intermédiaire.

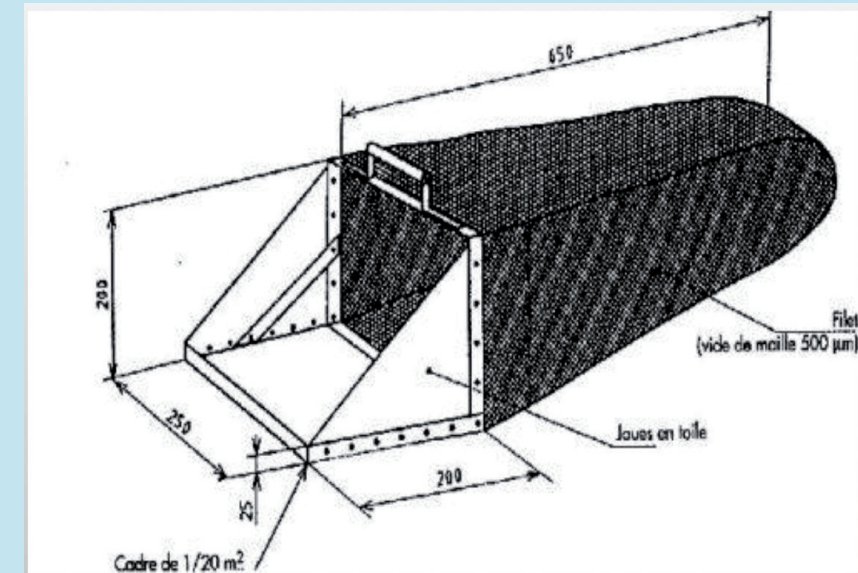
Les étapes et le matériel utilisés pour l'échantillonnage en eau douce sont résumés dans la Planche 1.

### PLANCHE 1. MATÉRIEL DE PRÉLÈVEMENT ET PRINCIPALES ÉTAPES D'ÉCHANTILLONNAGE EN EAU DOUCE

12 répliqués réalisés sur un site de prélèvement à une date donnée avec :

- Quatre prélèvements par station (berge, intermédiaire, profonde).
- Échantillonnage à marée basse.
- Repérage préalable des stations obligatoire.

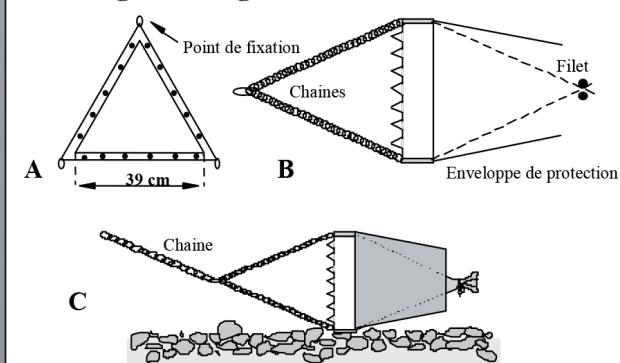
#### • Prélèvements des rives en eau douce



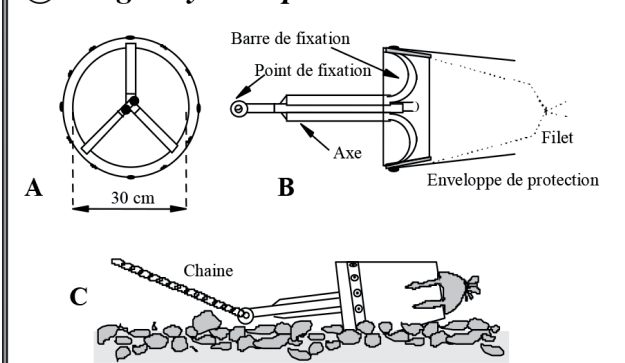
- Suber traîné sur le fond, contre le courant.
- Surface échantillonnée d'environ 1/20<sup>2</sup>.
- Filet de taille de maille 0,5mm.
- Récupérer le substrat au dessus d'un tamis de 0,5 mm.
- Agiter, frotter, gratter les pierres pour décrocher les individus.

#### • Types de dragues utilisées lors de l'échantillonnage des zones intermédiaires et profondes.

##### ① Drague triangulaire



##### ② Drague cylindrique



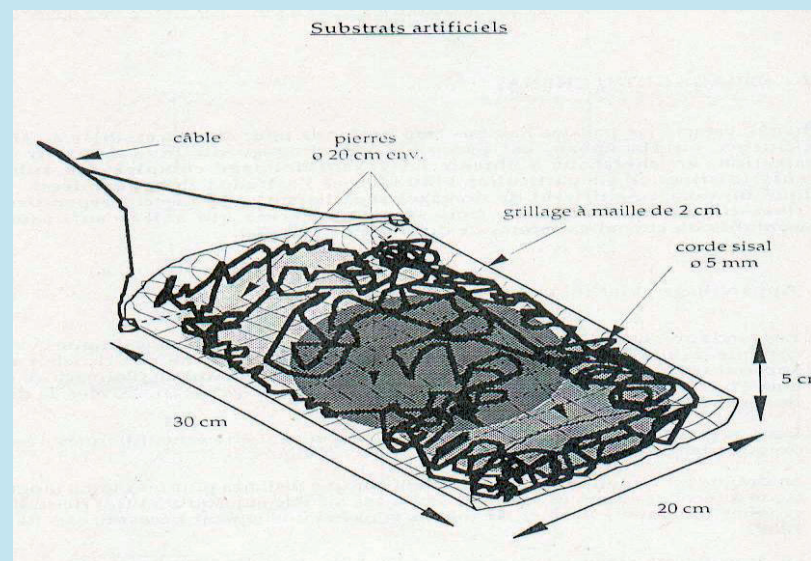


• Prélèvements du chenal en eau douce par dragage



- Fonds de profondeur supérieure à 2m.
- Drague triangulaire : fonds grossiers → minimum 5L.
- Drague cylindrique : fonds de sables fins → minimum 1L.
- Grattage des sédiments grossiers.
- Récupération des invertébrés sous filet et tamis de maille 0,5 mm.
- Traits de drague le long de transects perpendiculaires à la rive.

• Prélèvements des substrats artificiels



- Sédiment entouré d'un filet placé sur le fond.
- Placées dans le chenal si le dragage n'est pas possible.
- Colonisation optimale 3 semaines.
- Coordonnées GPS et nature du substrat relevés.
- Récupération et passage sous un tamis de maille de 0,5 mm.

### 3. Stations, réplicats, période et périodicité

Des études récentes effectuées en Seine (Bij de Vaate *et al.*, 2007 ; Préfecture de la Région Haute Normandie, 2008) font état d'un échantillonnage par masses d'eau. Les masses d'eau T1a, T1b et T2 (Figure 1) sont notamment prospectées au niveau des sites de Poses amont, La bouille et Caudebec en Caux (Préfecture de la Région Haute Normandie, 2008). Chaque station sera repérée et positionnée une seule fois au cours du suivi et restera la même pour le suivi à long terme sauf événement hydrologique majeur particulier. Il est fortement recommandé d'effectuer ce repérage avant la première campagne de prélèvement.

Les échantillonnages doivent être réalisés de l'aval vers l'amont à chaque station afin d'éviter :

- la gêne occasionnée par le trouble de l'eau ;
- de récolter les invertébrés en dérive ;
- d'endommager les habitats non échantillonnés.

Chaque prélèvement (réplicat) sera impérativement localisé grâce aux coordonnées GPS relevées lors de la décision de son emplacement de façon à la retrouver facilement lors des campagnes ultérieures. Cette information ainsi que les caractéristiques descriptives des stations seront renseignées au sein des fiches terrain (Annexe 2).

Il est préconisé par la Circulaire « Réseau de Contrôle de Surveillance » de la Direction de l'Eau d'effectuer une campagne de prélèvements chaque année. Il est préconisé d'effectuer les prélèvements au printemps (mars à mai) car les macro-invertébrés y sont globalement plus gros facilitant ainsi leur détermination (communication personnelle de Fabrice Parais DREAL Basse-Normandie).

Sur le terrain, les échantillons comportant des organismes fragiles comme les Ephéméroptères, les Tricladés ou les Spongiaires, pourront être placés dans un récipient séparé et étiqueté avec le nom et numéro de station / échantillon. Les individus d'espèces protégées dont l'identification est possible sur le terrain seront comptés et remis dans le milieu naturel (par exemple écrevisses indigènes, moules d'eau douce, ... ; Usseglio-Polatera *et al.*, 2009).

### 4. Traitement des échantillons

#### 4.1. TRI ET FIXATION

Le refus de tamis de chaque échantillon sera récupéré, placé dans des récipients adaptés (pots, bidons, piluliers comportant impérativement une étiquette d'identification indélébile à l'intérieur et l'extérieur du contenant) puis fixé dans une solution de formaldéhyde neutralisée, diluée à 10 % avec l'eau douce. Préalablement à cette fixation, il peut être préconisé d'anesthésier les individus avec de l'éthanol à 10 – 15 % par exemple. Ceci dans le but de relaxer les organismes et éviter une contraction qui empêcherait leur détermination (Bianchi *et al.*, 2004).

Il est à noter que le port de masque, gants et la présence d'un environnement aéré sont des conditions indispensables à l'utilisation de produits cancérigènes tels le formaldéhyde.

Chaque récipient, contenant tout ou partie d'un échantillon, doit être identifié de manière non équivoque (le nombre et le numéro des prélèvements qui ont été regroupés doivent être clairement indiqués et il est nécessaire de bien indiquer à quelle zone ils correspondent).

Au laboratoire, les échantillons devront être tamisés à l'eau douce sur une toile métallique inoxydable à ouverture circulaire de maille de 0,5 mm. La forme de maille du tamis devra être conservée

tout au long du suivi. Le protocole AFNOR T 90 – 388 relatif au traitement des échantillons en laboratoire précise que l'ajout de colorant comme le Rose de Bengale ou le passage sur une colonne de tamis de l'échantillon permet de séparer les classes granulométriques des individus plus facilement (Norme XP T 90 – 388).

Il est recommandé de placer le refus de tamis, en plusieurs fois si nécessaires, dans un récipient en quantité limitée et permettant une bonne visibilité afin de distinguer les fractions minérales des fractions organiques et des macro-invertébrés (Norme XP T 90 – 388).

#### 4.2. IDENTIFICATION, COMPTAGE, ÉVALUATION DES ABONDANCES ET COLLECTION DE RÉFÉRENCE

Les individus sont extraits et placés par taxon dans des récipients. L'identification, la détermination et le regroupement des macro-invertébrés par liste faunistique servira de base aux calculs d'indices attestant de la bonne qualité écologique des eaux.

L'IOBS est un des indices développé pour les eaux douces (Lafont *et al.*, 2002). Il est basé, comme son nom l'indique (Indice Oligochètes de Bioindication des Sédiments), sur les oligochètes qui représentent l'essentiel de la faune trouvée en zone oligohaline dans les estuaires. Cet indicateur sera donc un indice des plus intéressants. De plus, il est simple à calculer et est donc facile à comprendre :

- IOBS = 0 en l'absence d'oligochètes, sinon
- IOBS = 10 x nombre de taxa parmi 100 oligochètes / % du groupe dominant de Tubificidae.

**Le calcul de l'IOBS nécessitera obligatoirement une identification des oligochètes jusqu'au niveau de l'espèce.** Sensible par construction au niveau de détermination, sa formulation montre que les hydrobiologistes considèrent que les Tubificidae ont une signification écologique différente des autres oligochètes (Ruellet *et al.*, 2009).

La détermination des autres taxa et en particulier des insectes sera effectuée sur tous les individus extraits et précisément sur les larves, les nymphes et les adultes considérés dans les ouvrages de détermination comme aquatiques. Il est préconisé d'utiliser du matériel optique dont le grossissement est au minimum de 2X pour les plus petits organismes. Les niveaux de détermination pris en compte dans le protocole expérimental adapté aux grands cours d'eau sont identiques à ceux utilisés par le protocole dit « RCS » en petits cours d'eau des normes AFNOR (Norme XP T 90 – 388). Cette liste est présentée en Annexe 3.

Pour l'application de cette norme en France métropolitaine, deux ouvrages constituent la référence en systématique :

- 1) Tachet H., Richoux P., Bournaud M. & Usseglio-Polatera P., 2010. Invertébrés d'eau douce, systématique, biologie, écologie. Paris CNRS Edition, 587 pp. ;
- 2) Tachet H., Bournaud M., Richoux P., Dessaux P. & Pattée E., 2009. Initiation aux invertébrés des eaux douces. Association Française de Limnologie, 188 pp.

L'établissement de collections de référence en pilulier avec les organismes obtenus lors de ces prélèvements est recommandé dans l'optique de fournir une aide aux déterminations futures et fournissent un état des lieux du milieu prélevé.

La liste faunistique devra donc être établie en précisant les taxons et les effectifs trouvés par échantillon. Le comptage des individus sera exhaustif jusqu'à 10 individus. Il sera possible de mettre en œuvre des méthodes d'estimation au-delà de ce nombre. La mise en collection de certains individus devra s'effectuer dans une solution de 70 à 80 % d'éthanol (Norme XP T 90 – 388).



## IV. PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE EN AVAL : DE VIEUX-PORT A L'EMBOUCHURE (ZONE T3) ET DANS LA PARTIE ORIENTALE DE LA BAIE DE SEINE

### 1. Prélèvements des substrats meubles

Au sein de chaque type d'habitat, intertidal ou subtidal, une à trois stations devront être réparties sur l'ensemble de chaque communauté ou faciès identifiés.

Selon les recommandations du Guidance on Monitoring (2003) et du groupe d'experts benthologues (Compte-rendu DCE, 2005) réunis pour la DCE d'effectuer ces relevés tous les ans en hiver. Cependant, afin d'assurer au minimum le suivi des variations saisonnières, il est recommandé de faire des relevés biannuellement :

- Une fois en fin d'hiver (février – mars) afin de caractériser la situation « minimale » du benthos.
- Une fois en fin d'été (septembre - octobre) afin de caractériser la dynamique des communautés (recrutement annuel) (Guillaumont *et al.*, 2001).

Chaque réplicat devra obligatoirement être localisé grâce aux relevés GPS WGS 84, photographié avec le numéro de la station et du réplicat et détaillé grâce à la fiche terrain mise en place (exemple de fiche terrain Annexe 4).

#### 1.1. ÉCHANTILLONNAGE INTERTIDAL

Il est préconisé d'effectuer les prélèvements lors des marées de vives-eaux à marée basse.

L'échantillonnage devra être réalisé à l'aide d'un carottier à main de section idéalement de 0,05 m<sup>2</sup> selon la recommandation correspondant à un tube de PVC ayant un diamètre de 25 cm. La surface d'échantillonnage à atteindre avec au minimum cinq réplicats devrait être **d'au moins 0,25 m<sup>2</sup>** selon les recommandations de la DCE (Fiche n°10, Ifremer). Celui doit être enfoncé au minimum de 15 cm mais idéalement à une profondeur de 30 cm afin de prélever les organismes enfouis profondément comme les couteaux. Les réplicats devront être prélevés où le sédiment n'a pas été perturbé (traces de pas...) (Hily, 2005 ; Grall & Hily, 2006 ; Barnay *et al.*, 2006).

Un carottier supplémentaire par station devra être prélevé afin d'analyser les sédiments associés aux organismes (étude granulométrique et évaluation de la matière organique).

#### 1.2. ÉCHANTILLONNAGE SUBTIDAL

Les réplicats seront effectués à bord d'un navire scientifique dont la taille sera adaptée à l'utilisation des bennes utilisées. Celui-ci doit notamment être équipé d'un treuil permettant une fixation aisée des engins de prélèvement (Source Ifremer). **L'ancrage du bateau est recommandé** afin d'être le plus précis possible au niveau de la position GPS.

Si l'ancrage n'est pas possible, le repositionnement du navire peut s'avérer récurrent en fonction des conditions météorologiques entre chaque réplicat.

Deux types de bennes sont recommandés :

- La benne Van Veen sera principalement utilisée pour les sédiments vaseux. Elle peut être utilisée à bord d'embarcations modestes de 6 à 10 m. Facile à mettre en œuvre, cette benne échantillonne très bien l'ensemble biosédimentaire sablo-vaseux.
- La benne Smith McIntyre sera préférée pour les sédiments sableux à grossiers. Cette benne se déclenche sur le fond et échantillonnera mieux l'épifaune vagile que la benne Van Veen (Grall & Hily, 2003).

La benne Hamon constitue un autre type de benne pour les prélèvements du benthos.

Pour que l'échantillonnage soit validé selon les recommandations de la DCE, il est préconisé de faire cinq réplicats par station et la benne (Van Veen ou Smith McIntyre) devra prélever au moins 5 litres de sédiment dans les sables et au moins 10 litres dans les vases (Compte-rendu DCE, 2005 ; Fiche n°10, Ifremer). La conservation du même type de benne pour un même point au cours du temps est une condition impérative de l'échantillonnage à long terme du benthos des sédiments meubles subtidaux.

Un prélèvement supplémentaire pour l'analyse granulométrique et de matière organique sera réalisé sur chaque station avec la même benne utilisée pour le prélèvement de la macrofaune ou à l'aide de la benne Shipeck.

Les préconisations pour l'échantillonnage des substrats meubles ainsi que le matériel à utiliser sont résumés dans la Figure 4 et la Planche 2.

#### Intertidal

- Marée basse de vives-eaux
- Carottier en PVC : section de 0,05 m<sup>2</sup> ; diamètre de 25 cm
- Profondeur de prélèvement minimale de 15 cm et idéalement de 30 cm
- Surface totale minimale de 0,25 m<sup>2</sup> avec au moins cinq réplicats par station
- Sédiment non perturbé
- Relevé GPS WGS 84

#### Subtidal

- Embarcation adaptée à l'utilisation de bennes
- Encre du bateau et relevé GPS WGS 84
- Benne Van Veen ou Smith McIntyre (surface prélevée de 0,1 m<sup>2</sup>)
- cinq réplicats par station

#### Sédiments

- Échantillon supplémentaire (granulométrie + matière organique)

Figure 4. Synthèse des recommandations pour les prélèvements en substrats meubles adaptés aux objectifs de la DCE.

#### LA BENNE HAMON

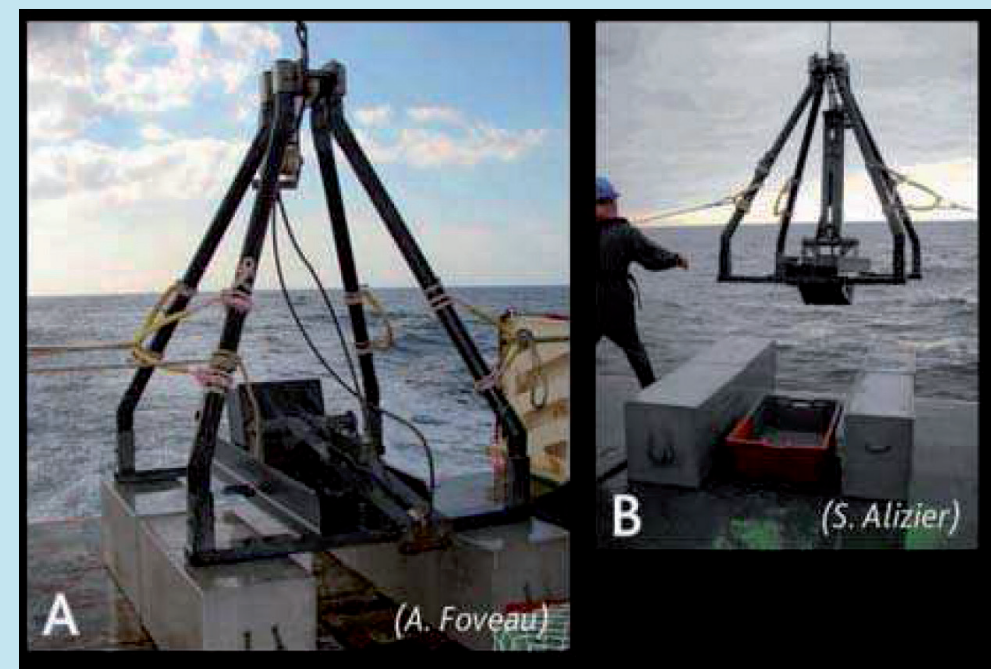
La benne Hamon d'origine hollandaise a été utilisée en premier lieu par des sédimentologues puis dans le cadre des premières estimations quantitatives de macrofaune des trois principales communautés benthiques de la baie de Morlaix (Dauvin, 1979).

D'un poids relativement élevé, la benne Hamon nécessite un navire océanographique et un équipage expérimenté pour une utilisation sécuritaire optimale.

L'efficacité comparée de la benne Smith Mc Intyre (surface de prélèvement moyenne de 0,1 m<sup>2</sup>, volume moyen d'un peu plus de 5 L et profondeur de pénétration dans le sédiment de 5 cm) et de la benne Hamon (surface de prélèvement moyenne de 0,25 m<sup>2</sup>, volume moyen de 24 L pour une profondeur de pénétration dans le sédiment d'un peu plus de 10 cm) sur la communauté des sables fins peu envasés de la Pierre Noire en baie de Morlaix (Dauvin, 1979) a montré que la faune superficielle est mieux échantillonnée avec la benne Smith Mc Intyre ; en revanche, la faune comprise entre 5 et 10 cm de profondeur n'est échantillonnée qu'au moyen de la benne Hamon. De plus, cette zone plus profonde étant colonisée essentiellement par de la faune de grande taille à forte biomasse, la biomasse sera mieux estimée grâce à des prélèvements à la benne Hamon.

Une benne Hamon de 0,25 m<sup>2</sup> a été largement utilisée par les équipes françaises travaillant en Manche car elle est efficace sur les sédiments les plus grossiers, les garviers voire les cailloutis. Elle peut donc échantillonner les sédiments sur une large gamme depuis les plus vaseux ou plus caillouteux. En baie de Seine, la grande benne Hamon a été utilisée dans les campagnes de suivi stationnel des substrats meubles subtidaux pour l'analyse quantitative du benthos (Thiébaud, 1994 ; Thiébaud *et al.*, 1997 ; Ghertso *et al.*, 2001 ; Desroy *et al.*, 2001 ; Dauvin *et al.*, 2006). Après analyse statistique, il a été préconisé la réalisation à chaque station de deux prélèvements unitaires (deux réplicats) pour une surface totale de 0,5 m<sup>2</sup>. Durant les campagnes en baie de Seine, le tamisage a été le plus souvent effectué sur 2 mm pour les raisons suivantes : dominance des sédiments grossiers et volume de sédiment échantillonné important et contribution à hauteur de 95 % de la biomasse chez les espèces de faune > 2 mm.

Même, si beaucoup de données benthos ont été acquises à la benne Hamon notamment dans le cas des campagnes de suivi à long terme (1986-2011) PECTOW couvrant spatialement l'ensemble de la partie orientale de la baie de Seine, son utilisation pour le suivi du benthos ne peut être recommandée aujourd'hui. Un compromis pourrait être trouvé dans l'utilisation d'une mini benne Hamon (godet plus petit prélevant une surface unitaire de 0,1 m<sup>2</sup>) donc avec une surface d'échantillonnage comparable aux deux autres engins préconisés (benne Van Veen et benne Smith Mc Intyre). Cette mini Hamon est utilisée par le GIS SIEGMA pour les prélèvements benthiques de la zone d'extraction de granulats de la région de Dieppe (Michel Desprez, communication personnelle) et par les collègues anglais du CEFAS travaillant en Manche. La comparaison de l'efficacité des deux types de benne Hamon (la grande et la mini) réalisée par Boyd *et al.*, (2006) a montré que pour une surface donnée (ici 0,5 m<sup>2</sup>) la petite benne Hamon donnait de meilleures estimations en terme de richesse es espèces et en abondances que la grande. Toutefois, la mini Hamon sous estime les abondances des plus grandes espèces de macrofaune ; à surface égale son coût est plus important que la grande Hamon : cinq prélèvements contre deux.



Benne Hamon : A - ouverte, prête à être utilisée, B - fermée, à sa remontée.

2. Prélèvements des substrats rocheux

2.1. ÉCHANTILLONNAGE INTERTIDAL

Les substrats durs intertidaux sont caractérisés par leur grande variabilité. Ils sont soumis à une double influence avec :

- Le niveau d'émersion ;
- L'exposition à l'hydrodynamisme.

Il s'agit de caractériser, grâce à une approche stationnelle de l'éstran, la faune des substrats rocheux intertidaux à une échelle locale et d'évaluer les changements temporels.

Il est préconisé de se placer en un seul mode d'exposition pour l'étude des substrats rocheux (Grall & Hily, 2006). Le mode semi-abrité constitue le mode le plus commun et le plus à même de donner une image des évolutions de la faune s'y développant. Le mode semi-abrité sera soumis à une double vulnérabilité :

- Susceptible d'être impactés par des polluants venant du large ;
- Eloignement moindre des effluents terrigènes.

La stratégie du choix des sites et des sous-étages pour un suivi biologique à long terme consistera donc à intégrer cette double influence afin de réaliser des analyses pertinentes.

Sur l'estran rocheux, trois sous-étages doivent être pris en compte pour effectuer une description correcte de la dynamique de ces milieux et des impacts potentiels qu'ils subissent. Les protocoles de suivi stationnel établis et mis en œuvre par le REBENT, ainsi que ceux élaborés pour le programme de surveillance adapté aux objectifs de la DCE préconisent des échantillonnages au sein de trois sous-étages distincts de l'estran correspondant aux ceintures algales :

- Médiolittoral supérieur (décrit comme la ceinture à *Pelvetia canaliculata*) ;
- Médiolittoral moyen (ceinture à *Fucus vesiculosus* et *Ascophyllum nodosum*) ;
- Médiolittoral inférieur avec champs de blocs (ceinture à *Fucus serratus* et *Chondrus crispus*).

Les trois sous-étages doivent être choisis sur des transects (ou des radiales) perpendiculaires au trait de côte dans le but d'observer tous les étages de l'estran (Dauvin, 2010).

2.1.1. Suivi des zones rocheuses

Le "suivi stationnel" à long terme effectué par le réseau REBENT recommande un échantillonnage non destructif et un suivi deux fois par an lors de campagnes au printemps et en automne. Pour les sous-étages du médiolittoral supérieur et moyen, 10 quadrats de 0,1 m² devront être échantillonnés. Les quadrats consistent à poser sur l'estran un carré de surface voulue et de dénombrer la faune présente à l'intérieur de ce carré constituant ainsi une estimation quantitative de la faune présente. La position de chaque carré sera choisie afin de minimiser l'hétérogénéité du milieu en termes d'exposition, de fissures. Il s'agira d'estimer in situ les pourcentages de roche nue et de faune en indiquant :

- la part de chaque espèce ;
- l'abondance de chaque espèce (c'est-à-dire le nombre d'organismes).

Les pourcentages de recouvrement spatial estimés à l'œil nu seront ensuite convertis en indices (Fiche Technique n°3, Ifremer, 2005 ; Hily & Grall, 2006) (Tableau 1).

Chaque quadrat est également subdivisé en 36 sous-quadrats de 0,025 m². Un tirage aléatoire de cinq sous quadrat parmi les 36 sera réalisé par l'opérateur. Ils devront être ensuite photographiés afin de dénombrer et d'identifier les espèces présentes sur place (Hily & Grall, 2006 ; Figure 5).

Tableau 1. Correspondance entre pourcentage et indice de recouvrement en estran rocheux (Hily & Grall, 2006).

Indice de recouvrement	Pourcentage de recouvrement
0	0
1	0 – 5
2	5 – 25
3	25 – 50
4	50 – 75
5	75 – 100



Figure 5. Exemple de quadrat réalisé aléatoirement sur une ceinture algale du médiolittoral (Hily et al., 2006).

2.1.2. Suivi des champs de blocs du médiolittoral inférieur

Hily & Grall (2006) préconisent d'échantillonner dix blocs de 0,1 m² situés en bas du médiolittoral au hasard le long d'un transect afin d'estimer le taux de recouvrement des espèces fixées présentes sur et sous les blocs, l'abondance des espèces de la faune mobile ainsi que la présence ou l'absence des espèces encroûtantes. Comme pour les deux premiers niveaux de l'estran, il est recommandé de suivre ce sous-étage deux fois par an lors de campagnes au printemps et en automne. Le médiolittoral inférieur ne pourra être accessible que lors des marées basses de vives-eaux (avec des coefficients supérieurs ou égaux à 90-95).

Il est recommandé de prendre des photographies de chaque bloc afin de valider et de compléter les informations terrain au laboratoire (Hily & Grall, 2006)

2.2. Echantillonnage subtidal

Pour les substrats durs subtidaux, la méthode basée sur les protocoles d'échantillonnage des côtes bretonnes par le réseau de suivi REBENT (Derrien-Courtél et al., 2004) est recommandée. Mise en place principalement pour le suivi des limites d'extension en profondeur des ceintures algales et le suivi floristique, cette approche stationnelle par plongée permet d'établir une liste des espèces benthiques animales présentes par quadrat au sein de chaque station (Derrien-Courtél et al., 2004).

Le suivi faunistique des substrats durs subtidaux en Baie de Seine nécessiterait donc la mise en place de transects ainsi que la définition et la localisation de stations d'échantillonnages. Il est recommandé que lorsque la topographie le permet, les suivis intertidaux et subtidaux soient effectués sur un transect identique (Derrien-Courtél et al., 2004). Il est préconisé de choisir une moyenne de trois stations par site étudié. Pour choisir les stations, il est important de tenir compte des critères suivants :

- Une dénivellation rapide ;
- Un nombre maximum de ceintures algales ;
- Une apparition minimale du fond sédimentaire ;
- Une faisabilité optimale pour le travail en plongée (rapport houle/ courant / temps de plongée).

Les échantillonnages effectués par le REBENT en Bretagne ont retenu trois profondeurs à 3 m, 8 m et 13 m (profondeurs rapportées au zéro des cartes marines françaises du SHOM).

Afin d'éviter toute destruction de la faune, l'analyse devra être basée sur des mesures *in situ*, préconisant un échantillonnage quantitatif le plus précis possible en évitant que l'impact mesuré soit celui du suivi par les plongeurs.

Les prélèvements en domaine subtidal devront être réalisés lors de l'immersion maximale des ceintures algales pour permettre leur accès en plongée. Ils seront réalisés grâce à la mise en place de quadrats maintenus pour la durée de l'échantillonnage uniquement, au fond par des plombs. Des quadrats de 0,25 m² devront être réalisés à chacune des profondeurs retenues (- 3 m, - 8 m et - 13 m) (Derrien-Courtél et al., 2004). Le nombre de quadrats peut varier en fonction de la présence importante ou non de la faune. Ainsi, dans une ceinture algale où la faune est en faible abondance, dix quadrats pourront être réalisés tandis que dans une ceinture où la faune est plus dense, huit à sept quadrats pourront être échantillonnés (Derrien-Courtél et al., 2004).

Ce suivi nécessite obligatoirement la présence de trois plongeurs professionnels Classe II Mention B dont un scientifique océanographe spécialiste de la faune et un technicien de la plongée professionnelle scientifique.

Le suivi faunistique mis en place par le REBENT recommande compte-tenu de la périodicité des cycles de suivi des programmes nationaux et européens de la DCE (DCE, Natura 2000) un rythme tri-annuel.

Les préconisations pour l'échantillonnage des substrats rocheux ainsi que le matériel à utiliser sont résumés dans la figure 6 et la Planche 2.

**Intertidal**

- Marée basse de vives-eaux
- Echantillonnage au sein de chaque ceinture algale intertidale
- 10 quadrats permanents de 0,1 m² } médiolittoral supérieur et moyen
- 5 sous quadrats aléatoires de 0,025 m²
- Macrofaune prélevée
- Relevés GPS WGS 84 des stations
- Photographies de chaque échantillon
- Taux de recouvrement estimés
- Détermination *in situ*
- Echantillonnage de 10 blocs de 0,1m² (médiolittoral inférieur)

**Subtidal**

- Echantillonnage non destructif
- Mise en place de transects
- Relevés à chaque profondeur définie : -3m, -8m et -13m
- Estimation de la diversité et densité faunistique du macrobenthos *in situ*
- 10 à 8 quadrats de 0,25m² selon l'abondance des espèces animales à chaque ceinture algale
- Relevé bathymétrique et localisation précise des répliquats au GPS

Figure 6. Synthèse des recommandations pour les prélèvements en substrats rocheux (selon Derrien-Courtél et al., 2004).



3. Stations, réplcats, périodicité et période

Les préconisations en termes de nombre de stations par site, de nombre de réplcats et de période d'échantillonnage selon les substrats échantillonnés sont résumées dans le Tableau 2. Ces recommandations sont principalement issues des études REBENT développées en Bretagne adaptées aux objectifs de la Directive Cadre sur l'Eau pour un suivi à long terme et stationnel des masses d'eaux (<http://www.rebent.org>) et préconisé pour la partie orientale de la baie de Seine.

Tableau 2. Synthèse des recommandations concernant les stations, nombre de réplcats et périodicité d'échantillonnage du milieu marin en estuaire et Baie de Seine.

	Substrats meubles (intertidaux et subtidaux)	Substrats rocheux intertidaux	Substrats rocheux subtidaux
Stations	1 à 3 stations /pour la communauté à <i>Macoma bathica</i> et 1 à 3 stations pour les trois faciès de la communauté à <i>Abra alba</i>	<ul style="list-style-type: none"><li>• Deux premiers sous- étages</li><li>• Champs de blocs (médiorittoral inférieur)</li></ul>	Trois stations par site
Réplcats	5 réplcats / station	<ul style="list-style-type: none"><li>• 10 quadrats / ceinture et 5 sous quadrats aléatoires</li><li>• 10 blocs le long d'un transect</li></ul>	8 à 10 quadrat selon la densité faunistique observée à - 3 m, - 8 m et - 13 m
Périodicité	Biannuelle	Biannuelle	Une fois tous les trois ans
Période	Février – mars Septembre - octobre	Printemps Automne	Printemps

4. Traitement des échantillons

4.1. TRI ET FIXATION

Chaque échantillon (subtidal ou intertidal) de macrofaune devra être tamisé à l'eau de mer sur une toile métallique inoxydable à ouverture circulaire (Compte-rendu DCE, 2005) de 1 mm (NF EN ISO 16665). Un tamis à ouverture circulaire de maille de 2 mm pourra être utile à utiliser en complément de celle de 1 mm dans le cas des sédiments grossiers et hétérogènes. La taille des ouvertures du tamis devra être conservée tout au long du suivi et consignée dans les métadonnées. Cette étape s'effectuera principalement sur le terrain ou le bateau.

Il est préconisé de passer les échantillons sous un jet d'eau modéré afin de ne pas stresser et/ou casser les individus fragiles et juvéniles pouvant s'y trouver.

A l'image des prélèvements en eau douce, le refus de tamis de chaque échantillon sera récupéré, placé dans des récipients adaptés (pots, bidons, piluliers comportant impérativement une étiquette d'identification indélébile à l'intérieur et l'extérieur du contenant) puis fixé dans une solution de formaldéhyde neutralisée, diluée à 10 % avec l'eau de mer (Fiche n°10, recommandations DCE, 2005 ; Grall & Hily, 2006). Pour rendre l'identification des petits organismes plus aisée lors du tri, certains programmes appliquent une coloration au Rose de Bengale à l'échantillon. Cette étape n'est pas essentielle et peut gêner l'identification de certains taxons comme les annélides polychètes.

4.2. IDENTIFICATION ET PRÉSERVATION EN COLLECTIONS

Une fois au laboratoire, les prélèvements seront lavés afin d'éliminer toute trace de formol par lavage sous un jet d'eau de mer (ou à défaut d'eau douce). Ce lavage se pratiquera sous un tamis à ouverture circulaire de 1 mm ou un tamis à maille de 0,630 mm afin de ne perdre aucun organisme récolté. Chaque échantillon sera ensuite trié en laboratoire avec séparation des débris de coquilles et particules sédimentaires de la faune.

Afin de respecter les recommandations pour le programme de surveillance adapté aux objectifs de la DCE, les organismes benthiques de substrats meubles (ainsi que ceux de substrats rocheux) doivent être identifiés impérativement jusqu'à l'espèce (Compte-rendu DCE, 2005). Le référentiel taxonomique sur lequel se baseront les déterminations s'appuiera essentiellement sur le « European Register of Marine Species » (ERMS). Cependant, des adaptations du niveau taxonomique pourront être admises en fonction de la difficulté à identifier certains groupes zoologiques (Annexe 6).

En effet, le calcul de la richesse spécifique, d'indices tels les indices de diversité H' (indice de Shannon-Weaner) ou du M-AMBI (dérivé du calcul de l'AMBI – AZTI Marine Biotic Index) (Borja *et al.*, 2000 ; Arrêté méthodologique du 25 janvier 2010) nécessitent une détermination taxonomique des individus au niveau le plus bas possible ainsi qu'un dénombrement des espèces présentes.

PLANCHE 2. MATÉRIEL DE PRÉLÈVEMENT EN FONCTION DES SURFACES ET TYPES DE SÉDIMENTS À ÉCHANTILLONNER EN EAU MARINE

PRÉLÈVEMENTS DES SUBSTRATS MEUBLES SUBTIDAU



Benne Van Veen

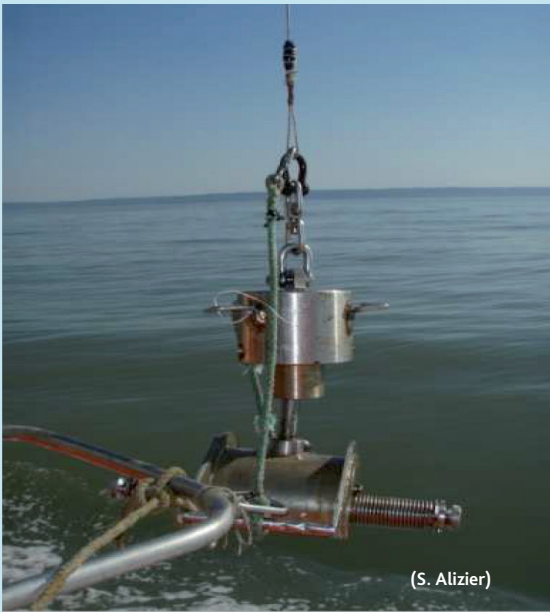
- Poids de 20 à 70 kgs
- Macrofaune benthique
- Fonds vaseux et sablo-vaseux
- Surface de 0,1 m²



Benne Smith McIntyre

- Déclenchement immédiat sur le fond
- Efficace pour la faune vagile
- Sédiments vaseux à gravellicoles
- Surface minimale de 0,5 m²

PRÉLÈVEMENTS DES SÉDIMENTS ASSOCIÉS AUX SUBSTRATS SUBTIDAU



Benne Shipeck

- Surface de 0,04 m²
- Sédiments superficiels
- Conserve habituellement la couche superficielle des substrats

PRÉLÈVEMENT DES SUBSTRATS MEUBLES INTERTIDAU (EAU MARINE)



Source des données : A.L. Janson

Carottier à main

- Diamètre de 20 cm
- Section de 0,05 m²
- Profondeur de 15 cm

Des exceptions seront faites pour certains organismes dont la présence sera simplement mentionnée (Foraminifères, Nématodes, Némertes) ou pour lesquels la détermination taxonomique nécessitera des compétences spécifiques (Annexe 6 sur les niveaux de taxonomie recommandés en fonction de la difficulté des identifications). Dans le cas d'individus cassés ou en morceaux, seules les têtes retrouvées sont comptabilisées.

Le travail en laboratoire nécessitera des compétences techniques pour le tri des organismes et taxonomiques pour la détermination précise des taxons et espèces. Les déterminations et comptage s'effectueront sous loupe binoculaire et à l'aide d'un microscope si nécessaire à partir des faunes, ouvrages et publications données en document annexe.

Une collection de référence à l'image des prélèvements en eau douce devra être réalisée. Ces collections de référence viendront en soutien aux clés de détermination taxonomiques utilisées et se placeront comme outil d'assurance qualité et d'inter calibration lors des futures campagnes en estuaire et Baie de Seine. Il est préconisé d'ajouter de l'éthanol à 70 % et de la glycérine à 5 % dans l'eau pour assurer une bonne préservation des individus à long terme (Bianchi *et al.*, 2004 ; Grall & Hily, 2006).

4.2.1. Evaluation de la biomasse

Les organismes sont dénombrés pour définir les abondances de chaque taxon au sein de chaque prélèvement. Les biomasses spécifiques sont déterminées selon la méthode du Poids Sec Libre de Cendres (PSLC) conformément aux recommandations du Benthos Ecology Working Group de l'ICES<sup>1</sup> (Anonyme, 1986). Les échantillons sont par taxon et pour une surface de 0,5 m<sup>2</sup> regroupés puis emballés dans du papier aluminium et ensuite :

- placés en étuve pendant 72 h à 60°C et pesés à 0,01 mg près afin de déterminer le poids sec (PS) ;
- placés au four à 550°C pendant 6 h pour obtenir par pesée, à l'aide d'une balance de précision à 0,01 mg, le poids de cendres (PC). Ainsi, le poids sec libre de cendres (PSLC) est obtenu :

PSLC = PS – PC

Les PSLC sont obtenus en regroupant les individus de chaque espèce ou taxon et ceci pour la somme des cinq réplicats (Figure 7).

5. Sédiments associés

L'évolution morphosédimentaire est conjointe avec l'évolution du benthos en termes d'abondance relative et de répartition spatiale des individus. Il convient donc d'effectuer au sein de chaque station échantillonnée en substrats meubles des prélèvements supplémentaires au niveau des sédiments associés afin de corrélérer les évolutions sédimentaires aux évolutions benthiques.

5.1. ÉCHANTILLONNAGE

Pour chaque station, un prélèvement supplémentaire (avec la même benne que la macrofaune ou bien avec une benne Shipeck) sera réalisé afin de procéder à deux sous-échantillons du sédiment. L'un pour l'analyse granulométrique et l'autre pour l'analyse de la teneur en matière organique du sédiment.

Les prélèvements relatifs à l'étude granulométrique sont conservés à température ambiante ou au réfrigérateur jusqu'à leur analyse dans des sacs plastifiés tandis que ceux pour l'étude de la matière organique sont congelés à – 20°C afin d'éviter toute dégradation de celle-ci dans des piluliers (Desroy *et al.*, 2001). On retrouvera sur et dans chacun des contenants, une étiquette portant la date, le nom de la mission et le numéro du prélèvement (réplicat de la station).

5.2. ANALYSES ET TRAITEMENT

5.2.1. Granulométrie

L'analyse granulométrique s'effectue sur une grande portion d'échantillon : plus les sédiments montrent une hétérogénéité et plus le volume prélevé devra être important. Afin que les résultats obtenus soient représentatifs, le programme MESH a établi, dans sa Review of standards and protocols for seabed habitat mapping, les quantités de sédiments à prélever en fonction de la taille maximale des grains étudiés (Tableau 3) (Head, 1980 ; Coggan *et al.*, 2007).

Les sédiments récoltés doivent être exempts de toute trace de sel avant d'être mis à sécher. En effet, le sel peut provoquer l'agglomération des particules sédimentaires entre elles et donc apporter un biais dans les analyses. Ceux-ci seront donc rincés par lavages successifs à l'eau douce puis séchés à l'étuve pendant 72 h à 90°C. Le sédiment est mélangé régulièrement pour éviter l'aggrégation des particules les plus fines.

Il est recommandé lorsque le taux de particules fines semble élevé de tamiser une première fois le sédiment sur un tamis de vide de maille de 50 µm. La fraction obtenue sera séchée à l'étuve et pesée à 0,01 g près, à part afin de récupérer la fraction silto-argileuse ou pélites.

Tableau 3. Tailles minimales d'échantillon nécessaires pour l'analyse de taille des particules basé sur la taille des grains (Head, 1980 ; Coggan *et al.*, 2007).

Taille maximale des particules sédimentaires présentes dans l'échantillon (en mm)	Masse minimale de sédiment à prélever pour le tamisage
2	100 g
6,3	200 g
10,0	500 g
14,0	1 kg
20,0	2 kg
28,0	6 kg
37,5	15 kg
50,0	35 kg
63,0	50 kg

Le reste du sédiment devra être passé sur une colonne de tamis en toile métallique inoxydable, à maille carrée, conformes à la norme AFNOR (vides de maille se succédant suivant une progression géométrique de base 1 et de raison <sup>10</sup>√10). L'ensemble du sédiment est fractionné en séries à l'intérieur desquelles les tamis sont placés successivement et par ordre de maille décroissante. Dans le cas de prélèvements en estuaire de Seine, il sera préconisé d'utiliser la gamme complète AFNOR de 0,063 à 20 mm soit 27 tamis en application de la Directive Cadre sur l'Eau 2000/60/CE (Cahiers des charges techniques, 2007 ; Guérin & Desroy, 2008 ; Tableau 4) complété par la fraction silto-argileuse inférieure à 0,05 mm. Un tamisage par vibrations est généralement utilisé dans ce type d'études benthiques (Dauvin & Janson, 2006 ; Dewarumez, 1979 ; Luczak, 1996).

Tableau 4. Série de tamis de norme AFNOR recommandés pour l'analyse granulométrique (classification d'après Chamley, 1987).

Dénomination des particules	Taille de maille des tamis AFNOR (mm)	Numéro de tamis AFNOR
Petits cailloux	20,0	44
	16,0	43
	12,5	42
	10,0	41
	8,0	40
	6,3	39
Granules	5,0	38
	4,0	37
	3,15	36
Sables très grossiers	2,50	35
	2,00	34
	1,60	33
	1,25	32
Sables grossiers	1,00	31
	0,80	30
	0,63	29
Sables moyens	0,50	28
	0,40	27
	0,315	26
Sables fins	0,250	25
	0,200	24
	0,160	23
	0,125	22
Sables très fins	0,100	21
	0,080	20
Vases	0,063	19
	0,050	18

Une première partie du sédiment devra être tamisée manuellement pour les tailles supérieures à 5 mm puis un tamisage mécanique devra être réalisé sur le reste de l'échantillon en trois séries de colonnes vibrantes successives :

- 1<sup>ère</sup> série : vide de maille de 5 mm à 0,80 mm pendant 10 min ;
- 2<sup>ème</sup> série : vide de maille de 0,63 à 0,20 mm pendant 20 min ;
- 3<sup>ème</sup> série : vide de maille de 0,16 à 0,05 mm pendant 20 min.

Chaque refus de tamis sera pesé à 0,01 g près.

Les résultats qui seront exprimés en pourcentage du poids total de l'échantillon se regrouperont au sein de classes granulométriques (Tableau 5) établies selon une classification de Larssonneur (1977) basée sur les normes françaises AFNOR (Tableau 4).

Un histogramme de fréquence pondérale et une courbe cumulative pondérale pourront être établis pour chaque station étudiée et permettront de caractériser les fonds associés à ces stations (Dauvin & Janson, 2006).

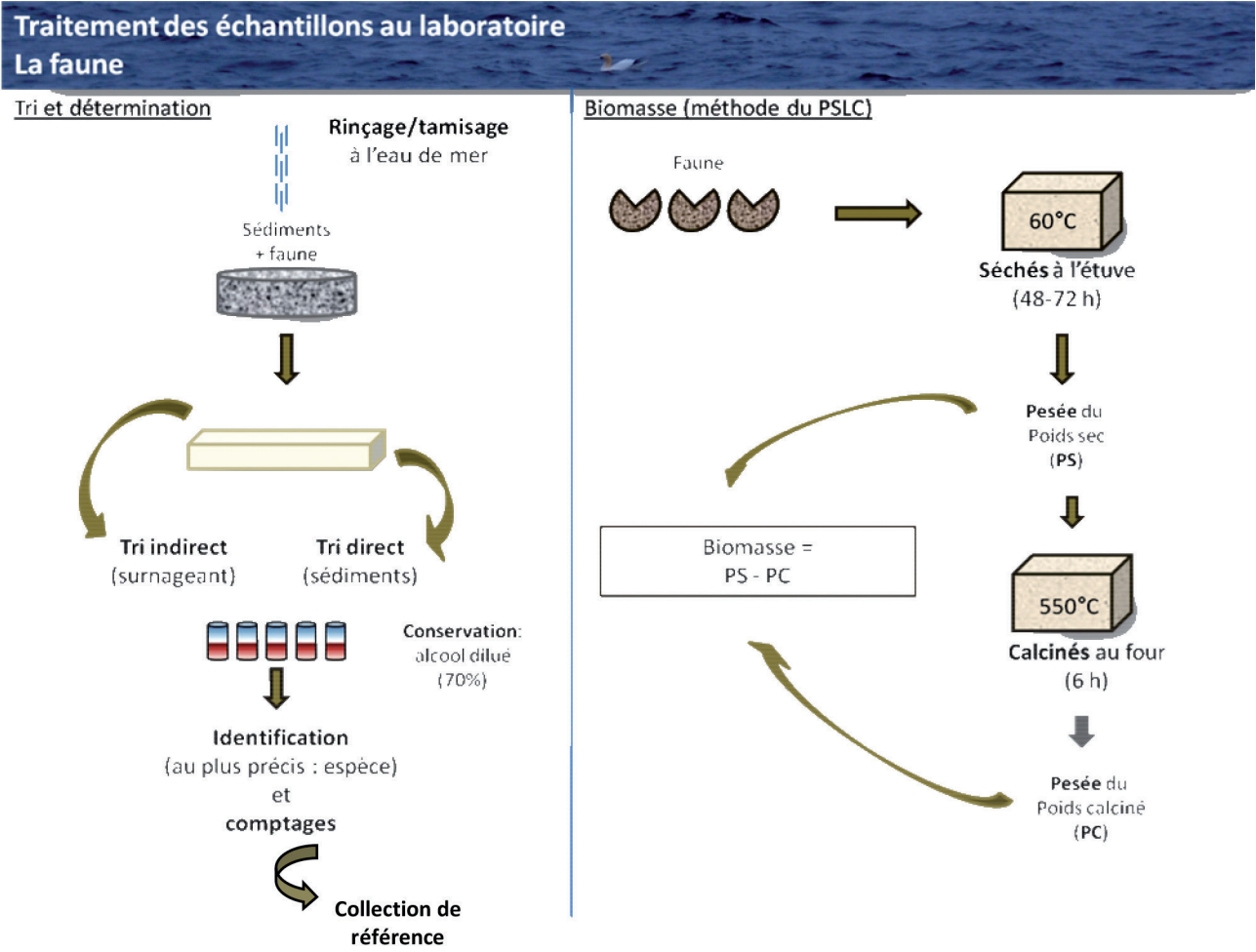


Figure 7. Synthèse des étapes de tri et d'évaluation de la biomasse du macrozoobenthos (Alizier S.).

<sup>1</sup> ICES : International Council for the Exploration of the Sea



DIAGRAMME DE FOLK ET TYPES SÉDIMENTAIRES

Les substrats meubles sont composés de particules sédimentaires d'origine minérale, de matière organique issu de la décomposition des organismes animaux et végétaux et de l'eau interstitielle. Au sein de ce sédiment, la taille des particules sédimentaires et minérales est d'une importance primordiale pour la distribution et le maintien des espèces dont la nutrition est basée sur l'ingestion de particules organiques (Dauvin 1997).

Pour une meilleure définition des environnements sédimentaires en Manche, Larssonneur (1997) a mis au point une classification granulométrique des sédiments principalement basée sur les relations avec la texture des sédiments :

Tableau 5. Classification granulométriques d'après Larssonneur, 1977 (Folk, 1954 : Foveau, 2009)

Catégories granulométriques	Taille des particules (mn)
Galets et coquilles	>20
Gros graviers	[10 - 20[
Graviers moyens	[5 - 10[
Petits graviers ou granulés	[2 - 5[
Sables grossiers	[1 - 2[
Sables moyens	[0,5 - 1[
Sables fins	[0,2 - 0,5[
Sablons	[0,2 - 0,1[
Sablons fins	[0,1 - 0,05[
Pélites (silts et argiles)	< 0,05

La représentation graphique de la distribution de taille des particules sédimentaires (courbes cumulatives, histogramme de fréquence pondérale) permet de caractériser le sédiment en définissant la médiane ou encore les quartiles.

Ces éléments (médiane, quartiles, courbe de fréquence cumulative de la taille des particules) permettent de définir le pourcentage de particules fines ou plus grossières présentes dans le sédiment.

Ce pourcentage pourra notamment être utilisé pour caractériser le type de sédiment étudié. Pour cela, le diagramme de Folk (1954) représentant sous forme triangulaire les trois types de grains retrouvés au sein d'un sédiment ( à savoir les graviers, les vases et les sables sur la base de leur diamètre) porra être utilisé. Grâce à la

proportion relative des grains au sein de ces trois catégories, le type de sédiment pourra être défini (Figure 8). Le triangle ou diagramme de Folk permet ainsi de décrire les sédiments meubles des fonds sous-marins.

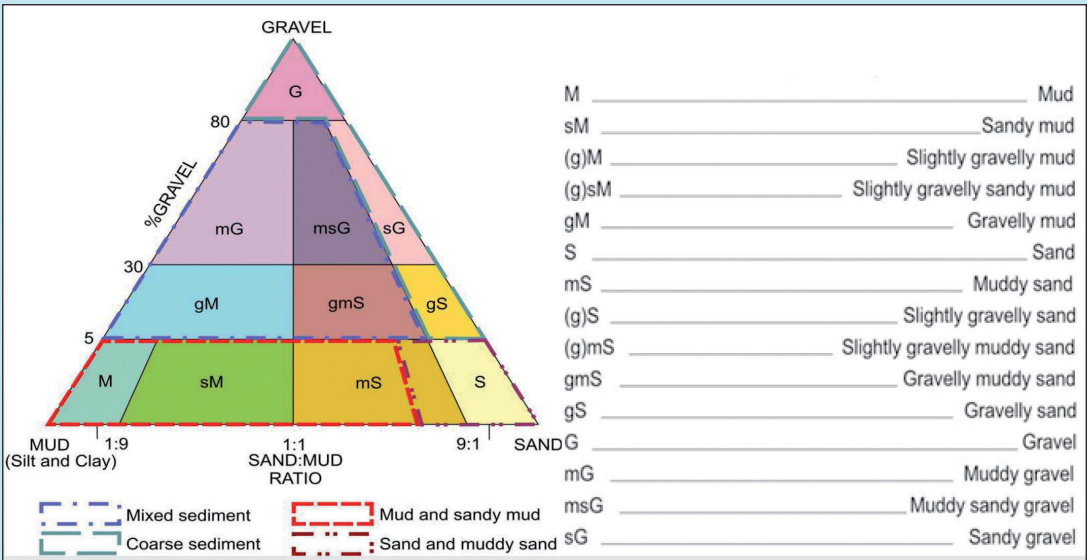


Figure 8. Diagramme triangulaire de Folk (1954).

Les types de sédiments peuvent ainsi faciliter la comparaison des couvertures sédimentaires entre les données historiques et récentes par exemple et peuvent définir plus précisément des catégories sédimentaires selon les taux de particules fines (<63 µm) et grossières (>2mm) (Dauvin, 1997 ; Foveau, 2009) :

- Les **cailloutis** : moins de 5% de particules fines <63 µm, plus de 50% de galets et coquilles ;
- Les **graviers** : moins de 50% de particules fines, moins de 50% de galets et coquilles, Médiane > 2mm ;
- Les **sédiments hétérogènes envasés** : plus de 5% de particules fines, fort pourcentage de galets ou coquilles, Médiane >500 µm ;
- Les **sables grossiers** : moins de 5% de particules fines, plus de 50% de sables et particules >2 mm, Médiane > 500 µm ;
- Les **sables hétérogènes envasés** : 10 à 30% de particules fines, 50 à 80 % de sables, sables grossiers et graviers ;
- Les **sables moyens dunaires** : teneur en particules fines presque nulle, moins de 15% de grains supérieurs à 2 mm, médiane comprise entre 315 et 800 µm ;
- Les **sables fins** : moins de 5% de particules fines, moins de 15 % de grains supérieurs à 2 mm, médiane < 250 µm ;
- Les **vases sableuses** : 25 à 75 % de particules fines.

La classification des sédiments marins à l'aide de l'analyse de taille des particules présentes permettent ainsi de caractériser les habitats dans lesquels se développent les communautés benthiques. (Dauvin, 1997).

L'analyse granulométrique peut également s'effectuer selon la technique de micro-granulométrie laser pour des grains dont la taille est inférieure à 2 mm. Cette technique est basée sur la diffraction-diffusion de la lumière (théorie de Franhöffer et de Mie) et sur la dilution et la mise en circulation des particules échantillonnées dans une cellule traversée par un faisceau laser parallèle. La lumière est ainsi plus ou moins déviée de son axe principal selon la taille des particules éclairées par le faisceau. La quantité de lumière déviée et l'angle de déviation permettent ainsi de mesurer la taille des particules.

- Les particules de grosses tailles dévient de fortes quantités de lumière sur de faibles angles.
- Les particules plus fines dévient de faibles quantités de lumière sur de grands angles.

La numérisation de ces informations conduit à l'obtention d'une distribution granulométrique modélisée par une loi log-normale.

Préalablement, un blanc devra être effectué afin de mesurer la diffraction s'effectuant dans le liquide seul (généralement de l'eau).

De façon générale et selon l'appareil utilisé, les tailles de particules mesurées s'échelonnent entre 0,04 et 2000 µm. Cette technique est beaucoup plus précise et plus rapide que la granulométrie par tamisage. Par contre, elle ne prend pas en compte les sédiments grossiers de plus de 2 mm pour lesquels il est nécessaire d'utiliser la technique des tamis.

5.2.2. Matière organique

Pour l'analyse de la matière organique, la méthode de la perte au feu a été retenue (Luczak et al., 1997). Les échantillons sont tout d'abord séchés à l'étude à 60 °C pendant 72 h, pesés pour obtenir un premier poids sec puis calcinés à 450 °C pendant 4 h selon la méthode de perte au feu recommandée par le programme de surveillance de la DCE (Guérin & Desroy, 2008). Le sédiment final brut obtenu est pesé pour obtenir un poids sec de cendres (Figure 9).

La teneur en matière organique est exprimée en pourcentage correspondant à la différence entre le poids sec (PS) et le poids sec de cendres (PSC) :

$$\%MO = \frac{PS-PSC}{PS} \times 100$$

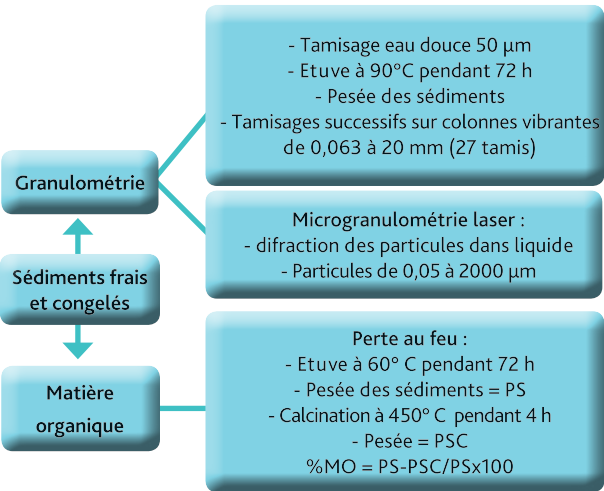


Figure 9. Synthèse des recommandations concernant les étapes d'analyse granulométrique et de matière organique.

6. Métadonnées

Il est recommandé lors de chaque station réalisée de relever un certain nombre de paramètres physico-chimiques associés aux échantillonnages. Il s'agira notamment de relever la profondeur d'échantillonnage, la température de l'eau au fond, la salinité et la turbidité de l'eau. Ces mesures s'effectuent principalement lors des échantillonnages subtidiaux à l'aide d'une sonde CTD (Conductivity Temperature Depth) embarquée sur le bateau.

Des informations concernant les prélèvements de sédiments sont à noter tels les couleurs du sédiment, la présence de particules homogènes ou hétérogènes, la profondeur et l'épaisseur des différentes couches observées (oxydées ou non), la présence de galets mous, et vase indurée...

Ces paramètres devront être répertoriés au sein des fiches de prélèvement associées à chaque station. On retrouvera des fiches associées aux prélèvements en fonds meubles (Annexe 4) ainsi qu'aux prélèvements en fonds durs (Annexe 5).

Les métadonnées relatives à la localisation des échantillons (coordonnées GPS), à la date de prélèvement, aux engins et navires utilisés, aux surfaces prélevées, au nombre de réplicats ainsi qu'à la météorologie (vent, houle) par exemple sont répertoriées au sein de ces mêmes fiches associées à la mission en cours (Grall & Hily, 2003).

7. Méthodologie de gestion et traitement des données

7.1. MABES

La macrofaune benthique de l'estuaire de la Seine est l'une des plus étudiée en Europe (Gentil, 1976 ; Cabioch, 1986 ; Dauvin et Gillet, 1991, Lambert, 1991 ; Lagadeuc, 1990 ; Dauvin, 1992 ; Thiébaud, 1994 ; Gentil et Cabioch, 1997 ; Thiébaud et al., 1997 ; Ghertsos et al., 2001 ; Ghertsos, 2002 ; Dauvin et al., 2004). Les données d'abondances et de répartition des organismes au sein des diverses stations échantillonnées sont nombreuses et continuent à être alimentées suivant les campagnes océanographiques organisées.

Afin de gérer ces données et de pouvoir les exploiter, une base de données a été conçue par la Station Marine de Wimereux dans le cadre du programme scientifique Seine-Aval puis a été remise au GIP Seine Aval sous le nom de MABES, acronyme pour « Macrobenthos Baie et Estuaire de Seine » (Dauvin et al., 2006). La base de données MABES a été mise en place dans le but de centraliser les informations quantitatives disponibles sur le macrozoobenthos de l'estuaire de la Seine, de la station de Poses en amont jusqu'à l'embouchure à la latitude du cap d'Antifer (Dauvin, 2010).

Les nouvelles données et métadonnées relevées en estuaire et en Baie de Seine sont donc destinées à intégrer cette base de données MABES. Celle-ci, regroupe sous le logiciel Microsoft Access au format 2002 des données d'abondances standardisées et géoréférencées du macrobenthos pour plus de 2000 prélèvements réalisés entre 1978 et 2006. Elle comprend 102 champs répartis en 40 tables fournissant des renseignements sur les prélèvements (localisation, méthode d'échantillonnage), les espèces présentes (abondances, écologie, taxonomie et mode trophique), le sédiment sur ou dans lequel ces espèces vivent (granulométrie, matière organique), la diversité spécifique et la qualité du milieu (valeurs d'indicateurs tels que l'AMBI et le BQI) (Dauvin et al., 2006) (Figure 10). Les calculs des principaux indices attestant de la qualité du milieu peuvent être cartographiés au niveau de l'ensemble de la Baie de Seine, sa partie orientale et de l'estuaire.



## 7.2. RESOMAR

La base de données biologique RESOMAR est relative aux composantes benthiques et pélagiques des écosystèmes côtiers et littoraux des côtes françaises. Elle constitue un outil essentiel au Réseau de Stations et Observatoires Marins. Tout comme MABES, cette base de données a un rôle de bancarisation mais a surtout pour objectif la valorisation scientifique des données et l'exploitation des informations qu'elle contient (Lavesque, 2011). Les données mises à disposition permettront avec celles qui seront acquises par le futur d'observer l'évolution à long terme des communautés et peuplements benthiques.

RESOMAR comportait début 2011, 96 jeux de données, près de 247000 signalisations faunistiques, 6158 stations échantillonnées et près de 100000 valeurs de paramètres associés. Ces données sont réparties sur l'ensemble du littoral français et les plus anciennes datent du début des années 1960.

Afin d'alimenter cette base de données, il est préconisé d'accéder et de mettre en ligne les données acquises. On retrouvera le principe d'Access avec des informations telles les stations, les jeux de données par date, la liste des espèces recensées, les analyses effectuées (granulométrie, biomasse, matière organique) (base de données accessible à cette adresse <http://resomar-benthos.epoc.u-bordeaux1.fr/>).

## 7.3. QUADRIGE

Le système d'information Quadrige a été développé par l'Ifremer pour gérer les données de la surveillance du littoral. Il associe une base de données et un système d'outils d'interprétation et d'élaboration de produits d'information. Quadrige constitue un élément du Système d'Information sur l'Eau (SIE) et a pour mission première la gestion, la valorisation et l'interprétation des données issues des réseaux de surveillance mis en œuvre par l'Ifremer (Source <http://envlit.ifremer.fr/resultats/quadrige>).

Quadrige est un système de bancarisation des données de surveillance et de la récolte terrain et assure la mise à disposition des informations sous de nombreuses formes. Il intègre de nombreux programmes de surveillance comme le Réseau National d'Observation (RNO), le Réseau de Contrôle Microbiologique (REMI), le Réseau benthique (REBENT) ou encore le Réseau de Surveillance du Phytoplancton et des Toxines Phytoplanctoniques (REPHY).

Quadrige apparaît très utile dans la production d'indicateurs et l'interprétation cartographique notamment pour la Directive Cadre sur l'Eau.

## V. SUIVI SECTORIEL DES COMMUNAUTÉS DE L'ESTUAIRE DE SEINE : SYSTEMES D'OBSERVATION ET NOUVELLES TECHNIQUES D'APPROCHES

La détermination, le recensement et le suivi de l'évolution des espèces caractéristiques du milieu intertidal (évolutions de stock, de surface) sont d'une grande importance dans la compréhension du fonctionnement des écosystèmes côtiers et dans la gestion des impacts liés à ces espaces (Delhay, 2010).

Pour cela, en parallèle des techniques de prélèvement dites classiques comme les bennes ou carottiers, des systèmes embarqués d'observation sous forme de vidéo ou de sondeurs ont récemment été développés et utilisés en mer afin d'obtenir des informations complémentaires et précises sur la faune associée ou sur les propriétés de l'habitat (profils sédimentaires...) (Dauvin, 2010). La stratégie générale du REBENT précise le rôle de l'approche sectorielle dans le but de :

- Servir de référentiel – mise en évidence des évolutions spatio-temporelles des communautés et habitats ;
- Préciser le contexte du référentiel stationnel ;
- Etablir des modèles prédictifs de distribution des communautés benthiques du littoral.

Le suivi effectué grâce à ces systèmes de vidéo ou de balayage permettra un suivi sectoriel des habitats benthiques en complément avec le suivi stationnel réalisé.

Cette partie sera consacrée à la présentation résumée des techniques développées pour la cartographie sectorielle des fonds sous marins utilisée ou à envisager lors des campagnes d'étude en estuaire et Baie de Seine. Il ne s'agira pas de détailler la composition et le fonctionnement spécifique de chaque appareil mais de présenter le principe sur lequel il est basé, les utilisations et avantages éventuels en domaine marin.

### 1. Méthodes acoustiques

Les moyens de détection acoustique sous-marine restituent dans un premier temps les propriétés acoustiques du substrat. Les méthodes acoustiques à l'image des Sondeurs Multi-Faisceaux ou des Sonars à Balayage Latéral doivent préalablement être validées par les techniques traditionnelles de terrain grâce à l'observation de la nature des fonds et de la surface.

Chacun des systèmes, pris séparément, n'a pas la prétention de fournir l'ensemble des informations requises pour obtenir une cartographie pertinente des habitats. Seule la combinaison des moyens décrits ci-dessous permettra d'accéder à un niveau de confiance suffisant pour définir, au final, les délimitations des communautés benthiques (Ehrhold, 2003a). Le but principal des méthodes acoustiques est de pouvoir cartographier les limites des faciès sédimentaires sous marins et les limites des communautés macrobenthiques de certaines espèces.

#### 1.1. LE SONAR À BALAYAGE (SBL)

Le sonar à balayage latéral est un système acoustique de haute définition qui permet d'obtenir une image en continue et en niveau de gris du fond marin. Le SBL est un système mis en place pour la cartographie des habitats marins notamment en domaine subtidal.

Le sonar permet, par balayage, d'insonifier à différentes fréquences et perpendiculairement à la route du navire, une bande de 50 à 1000 m de largeur. Ce "sondage" des fonds sous marins trouve une application au sein de la cartographie et l'analyse des mosaïques acoustiques géoréférencées sous SIG mais également au sein de la détection d'espèces macrobenthiques (Ehrhold, 2003a).

Le système est composé d'un poisson (système d'acquisition au fond) accroché à un câble et tracté par une embarcation afin qu'il soit toujours à 10 ou 20 m au dessus du fond (à 20 % de la portée de l'appareil). Le sonar latéral balaye le fond à une fréquence généralement comprise entre 100 kHz et plusieurs centaines de kHz. Il permet de fournir en continu, et sur plusieurs dizaines à centaines de mètres de largeur, une image en niveau de gris de très haute résolution du fond. Sur ces images acoustiques (sonogrammes), les types de fonds, les zones de roches ou des biocénoses spécifiques (maërl, moulières, crépidules, lanices, herbiers...) sont différenciés et délimités avec précision (Figure 11).



Figure 11. Système embarqué du Sonar à Balayage Latéral (SBL) et exemple de données sonogrammes obtenues (Ehrhold, 2003 a).

En effet, certaines espèces, lorsqu'elles sont en forte densité sur le fond comme les herbiers, le maërl ou les crépidules, peuvent être détectées (du fait de la modification des propriétés acoustiques du substrat) et cartographiées directement. L'utilisation d'un SBL, souvent en combinaison avec d'autres systèmes acoustiques, est un préalable à la caractérisation des habitats par un échantillonnage biologique optimisé et stratifié (Ehrhold, 2003a). Il permet d'accéder à une connaissance exhaustive de la bathymétrie et de la réflectivité du fond comme les Sondeurs Multi-Faisceaux (SMF) (Ehrhold, 2003b).

Les données sont traitées et corrigées par logiciel (Caribbes de l'Ifremer), acquises de façon numérique puis importées sous le logiciel SIG afin de cartographier les fonds subtidiaux et de pouvoir observer les peuplements détectés au sein des mosaïques acoustiques.

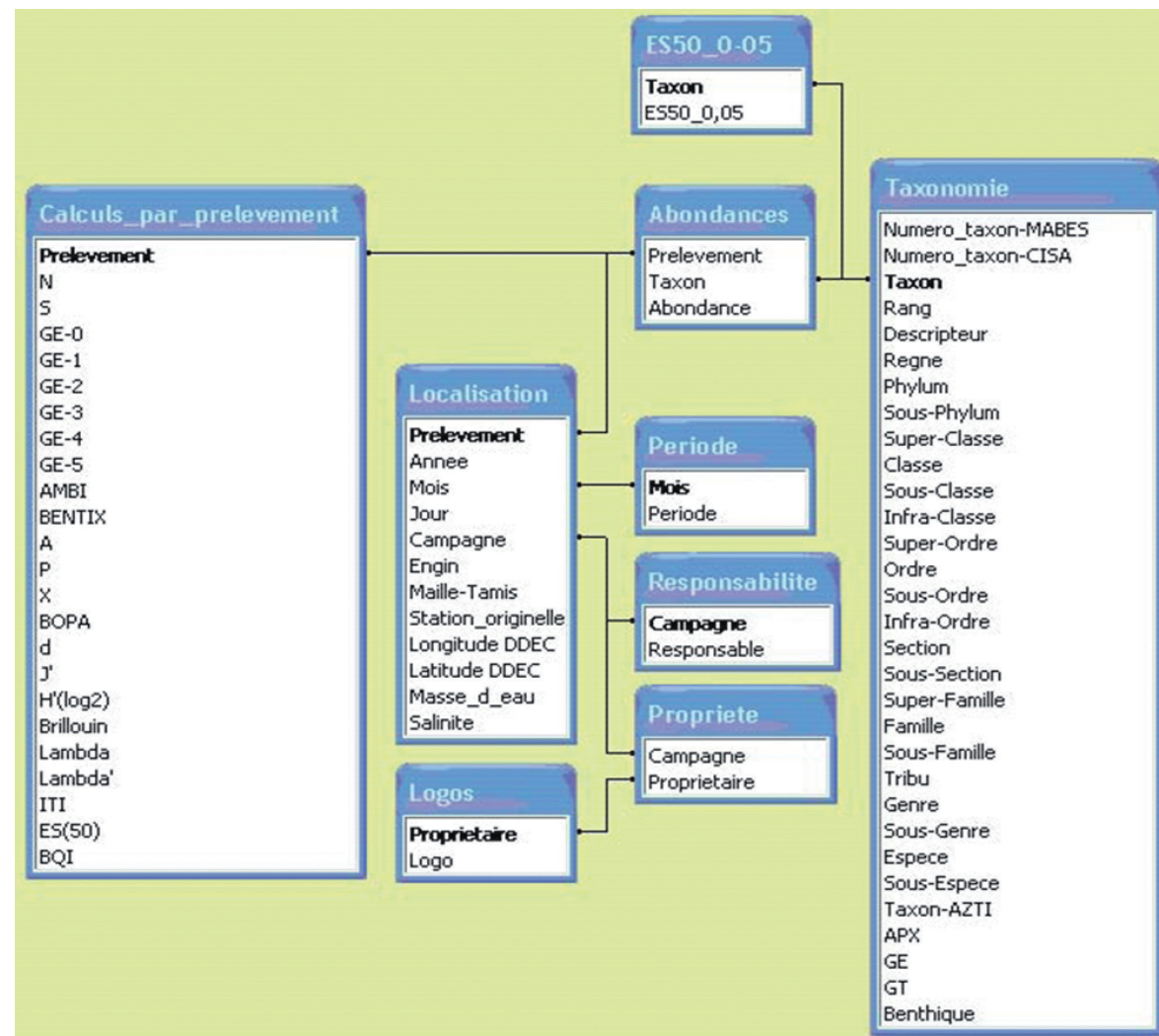


Figure 10. Relations entre les tables de la base de données MABES du GIP Seine-Aval (Dauvin, 2010).



## 1.2. LE SONDEUR MULTI-FAISCEAUX (SMF)

Ce système permet d'effectuer des relevés topographiques du relief sous-marin (bathymétrie) et d'obtenir des images sonar présentant la réflectivité locale des fonds. A la différence du SBL, le sondeur multi-faisceaux mesure la profondeur selon plusieurs directions déterminées par les faisceaux du système. La bande mesurée apparaît ainsi plus large que le système précédent (cinq à sept fois la profondeur) à une vitesse plus importante. Contrairement au sonar latéral, où la fauchée insonifiée est constante, la largeur d'investigation pour un SMF dépend de la hauteur d'eau (Ehrhold, 2003b).

Les données sont, de même, destinées à intégrer des bases de données de type SIG pour la cartographie des fonds sous-marins.

Le choix de tel ou tel système se basera pour la cartographie des fonds sur des critères comme la taille de la zone à couvrir ou la profondeur. Plus la profondeur augmente, plus le sondeur multi-faisceaux sera utile dans l'optimisation des données tandis que le sonar sera plus efficace en terme de surface couverte. La combinaison des deux systèmes permet une couverture bathymétrique précise et une imagerie de haute résolution selon les études REBENT (Ehrhold, 2003 a & b).

## 2. Les systèmes d'observation vidéo et image

### 2.1. LE ROV (REMOTE OBSERVATORY VEHICLE)

Cet appareil d'imagerie a déjà été utilisé en estuaire de Seine. Ce système permet une observation et un enregistrement vidéo des habitats et de la faune épigée associée (Alizier *et al.*, 2009 ; Dauvin, 2010 ; Figure 12). Le ROV SeaBotix, résistant jusqu'à 200 m de profondeur est équipé de quatre moteurs permettant des déplacements horizontaux, verticaux et latéraux, d'un système d'éclairage, de deux caméras et de lasers permettant de préciser l'échelle à laquelle est observée le milieu. Il est relié à un système de pilotage par une fibre optique.

Lors de son arrivée au fond, le ROV débute l'enregistrement vidéo. Celui-ci durera 20 min environ selon la distance parcourue. Il est préconisé d'utiliser ce système d'imagerie vidéo lors d'une période de mortes-eaux et lors des périodes d'été afin que les conditions météorologiques ne perturbent pas son utilisation. Afin d'avoir une image de bonne qualité du fond, le déplacement du ROV doit être inférieur à 0,3 nœud (Dauvin, 2010).

Ce système est principalement utilisé pour la cartographie de la typologie des habitats marins estuariens dans le gradient bio-sédimentaire de la Baie de Seine grâce à des enregistrements de séquences vidéos effectués par le ROV SeaBotix (Alizier *et al.*, 2009). Les vidéos apportées par le système ROV complètent les bases d'informations actuellement acquises sur la typologie EUNIS des habitats marins. Les données acoustiques et la modélisation des transports sédimentaires s'ajoutent à cette technologie pour la description des habitats sublittoraux (Lozach *et al.*, 2009).

Le ROV permet de caractériser les types sédimentaires et l'épifaune vagile et sessile de grande taille (méga-faune : faune de taille supérieure à 1 cm). Il s'avère un outil complémentaire des prélèvements traditionnels afin d'obtenir une « image » complète des relations établies entre l'épifaune et son environnement.

De maniement minutieux (formation à son utilisation indispensable), l'utilisation d'un ROV peut permettre de s'affranchir d'un

nombre important de prélèvements à la benne qui constituent un investissement en temps important à la fois pour le tri et la détermination de la faune. A terme, il faut arriver à minimiser ce type d'approche classique au bénéfice de techniques plus rapides d'identification rapide de la qualité des sédiments et de la faune de surface.

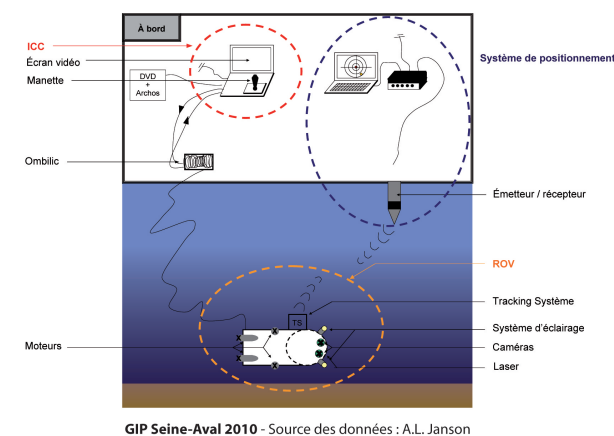


Figure 12. Représentation simplifiée du système ROV et un ROV SeaBotix embarqué.

### 2.2. LE SPI (SEDIMENT PROFILER IMAGERY)

Ce système a été développé il y a quelques dizaines d'années afin d'obtenir un outil de reconnaissance rapide pour caractériser les processus physiques, chimiques et biologiques des fonds sous marins (Germano, 1995). Il est donc complémentaire des informations classiques acquises au prélèvement à la benne et au ROV.

Le SPI permet d'obtenir rapidement des images des premières couches sédimentaires grâce à un système photographique fixé sur un prisme qui s'enfonce dans le sédiment sur une vingtaine de centimètres de profondeur. Un miroir renvoie ainsi l'image au niveau de l'appareil photographique (Figure 13).

L'acquisition de ces images n'est ici pas limitée par la turbidité éventuelle de l'eau. La colonne sédimentaire est un très bon intégrateur des perturbations à court et long terme de la colonne d'eau surplombant le fond (Germano, 1995). Cette technique permet d'étudier précisément et sans perturbation notable de la colonne sédimentaire les caractéristiques biologiques telles les structures biogéniques élaborées par les différents organismes de l'endofaune, l'organisation des couches sédimentaires oxiqes et anoxiques, l'agencement des strates

(Dauvin, 2010) et permet de détecter l'enrichissement organique des sédiments ou d'évaluer la réponse des fonds marins à une perturbation (Wildish *et al.*, 2003 ; Wilson *et al.*, 2009).

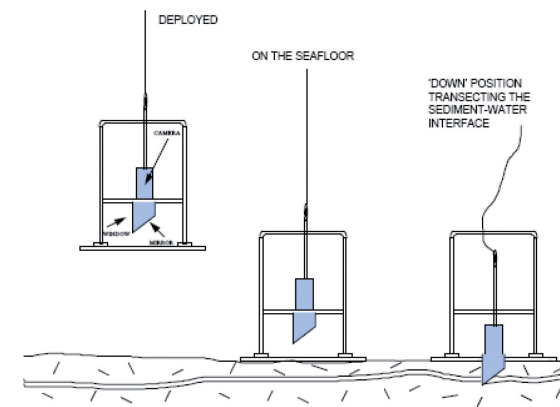


Figure 13. Principe de déploiement du Système d'imagerie SPI (Germano, 1995).

Son utilisation lors des études en Baie et estuaire de Seine permettrait de suivre et de statuer sur l'état écologique des milieux à long terme. Utilisé de façon ponctuelle et expérimentale dans les années 1980 dans le programme « GDR Manche, Baie de Seine », son utilisation future en routine serait un outil complémentaire très utile pour assurer un suivi scientifique sur les zones de clapage des deux Grands Ports Maritimes de l'estuaire ou étudier les phénomènes d'envasements temporaires. En complément de l'utilisation des carottiers, le SPI apporterait des informations précieuses dans l'observation des communautés macrobenthiques de substrats meubles subtidiaux.

## 3. La cartographie des habitats benthiques

Depuis quelques années, des études spécifiques sur la cartographie des fonds sous-marins se sont développées. La cartographie précise de la bathymétrie et des traits de côte constituent des paramètres essentiels à l'étude des zones littorales, estuariennes mais également l'étude des communautés benthiques. En effet, l'observation des paramètres tels que la nature du substrat, la pente, le temps d'émersion ou le mode d'exposition sont déterminants dans la caractérisation des habitats en vue de leur observation spatio-temporelle.

### 3.1. LES ORTHOPHOTOGRAPHIES

Les orthophotographies littorales constituent un support essentiel en vue des zones à cartographier et font également office de référence géométrique pour la définition du Référentiel Géographique Littoral (RGL) (Rollet *et al.*, 2005).

Dans le cadre de la surveillance des communautés benthiques côtières opéré par le projet REBENT et s'inscrivant dans la volonté de cartographie de la perspective Européenne du suivi de l'environnement de la Directive « Habitats » et de la DCE, l'approche sectorielle de la cartographie des habitats benthiques en zone intertidale a pour objectifs principaux de :

- Disposer de données de référence de l'état du milieu ;
- Faire une évaluation de la biodiversité ;
- Etablir un suivi spatio-temporel d'indicateurs de qualité du milieu.

En effet, les orthophotographies littorales permettent une visualisation des zones à étudier : enregistrement de l'état du milieu au moment de la prise de vue, base quand à la planification des campagnes de validation terrain (préparation des échantillonnages biologiques, sédimentaires) et visualisation et intégration des données sous les systèmes d'information géographique dans une optique de suivi spatio-temporel à long terme (Rollet *et al.*, 2005).

### 3.2. IMAGERIE SPOT

Les images satellites SPOT (Système Probatoire d'Observation de la Terre) constituent une source d'information très importante pour le suivi, la prévision et la gestion des ressources. Un des atouts de Spot est sa banque d'images couvrant la planète depuis plus de 20 ans avec des capteurs similaires. Ces images contribuent à observer et analyser les phénomènes d'évolution du territoire et ainsi à appréhender au mieux les changements sur de larges zones évoluant dans le temps et dans l'espace comme l'observation de l'évolution des traits de côte et des communautés benthiques associées. De nombreuses générations de satellites SPOT ont par le passé été mises en place (<http://www.spotimage.com/web/fr/93-images-spot.php>).

Les informations contenues dans une image Spot donnent une représentation objective et fiable de la surface terrestre. A la fois précise et globale, une seule image Spot couvre une surface de 3600 km<sup>2</sup>. L'archive Spot compte plus de 20 millions d'images et couvre plusieurs fois la quasi-totalité du globe. Grâce à la constellation des satellites Spot et à la répétitivité des prises de vues, il est possible d'acquérir chaque jour une image de n'importe quel point du globe. Ceci constitue un outil adapté au suivi à long terme et sectoriel des écosystèmes et communautés benthiques. Cette technique est notamment en domaine marin côtier utilisée pour cartographier la végétation et l'évolution des ceintures algales (Piriou *et al.*, 1987 ; Produit numérique REBENT Ifremer, 2004).

### 3.3. LIDAR (LIGHT DETECTION AND RANGING)

Le LIDAR (Light Detection And Ranging) permet de mesurer précisément l'altitude d'un point au sol (Irish & White, 1998). Des conditions spécifiques doivent être réunies afin de pouvoir mettre en œuvre ce système :

- Conditions météorologiques idéales (absence de nuages entre l'avion et le sol) ;
- Prise en compte des données marégraphiques.

Le système LIDAR se compose d'un laser transmetteur et récepteur d'onde, montés sur un système aéroporté (avion ou hélicoptère).

Le transmetteur émet une onde lumineuse vers la surface de l'eau. Elle interagit avec les différents composants qu'elle rencontre et une partie de l'énergie est réfléchi directement vers le récepteur. Celle-ci est enregistrée continuellement sous forme d'onde. Le reste de l'énergie pénètre la colonne d'eau et se reflète lorsqu'elle atteint le fond marin. La hauteur d'eau sera calculée par la différence entre le « bottom return » et le « surface return » (Delhay, 2010). Les informations recueillies seront traduites sous forme de profil LIDAR faisant intervenir, l'altitude et l'évolution du signal.

Les données sont récoltées sous forme de points avec une densité variable selon la hauteur de vol (un point pour 3 m<sup>2</sup> pour un vol à 1000 m d'altitude). Après validation de la précision horizontale (50 cm) et verticale (15 cm), le traitement des données vise à produire des fichiers maillés, à différentes résolutions en fonction des besoins d'exploitation (Populus *et al.*, 2003).



L'acquisition des données s'effectue par vols successifs, parallèlement au trait de côte, le LIDAR est une technique de collecte rapide des données topographiques larges même si celles-ci sont limitées par les conditions atmosphériques (Delhay, 2010).

Le LIDAR peut ainsi fournir un modèle de terrain digital (DTM) qui correspond à une résolution voulue (Chust *et al.*, 2008) et être utilisé lors la caractérisation de près-salés (Morris *et al.*, 2005 et 2006 ; Rosso *et al.*, 2006) ou encore dans le suivi des changements spatio-temporels des zones humides (Töyrä & Pietroniro, 2005). Ainsi, cet outil peut s'avérer très utile dans

la caractérisation des communautés benthiques en observant depuis le ciel les limites de celles-ci au sol.

Toutes les données acquises grâce à ces différentes techniques ont pour but d'être géoréférencées. C'est autour de ces composantes que s'articulent l'acquisition, la gestion et l'exploitation des données. La Figure 14 présente de manière générale la chaîne de traitement appliquée aux données dans le cadre de la réalisation de la cartographie sectorielle des habitats benthiques en zone intertidale (Rollet *et al.*, 2005).

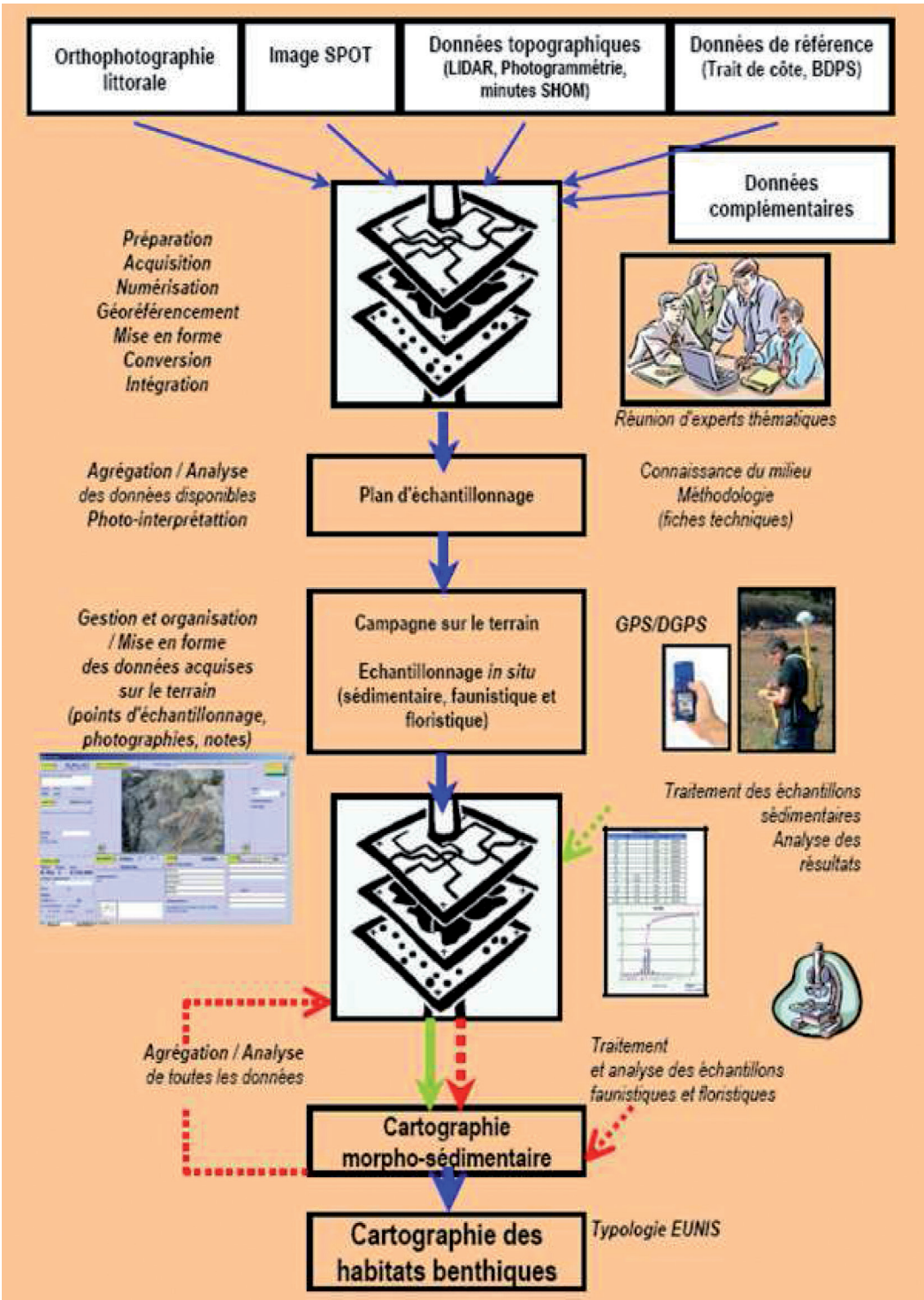


Figure 14. Etapes d'analyses, d'acquisition et de traitement de données pour une cartographie sectorielle intertidale.

## BIBLIOGRAPHIE

Alizier S., Bacq N., Bassoulet P., Bayonna Y., Brind'amour A., Dauvin J.C., Desroy N., Duhamel S., Durieux E., Le Hir P., Jestin H., Jourde J., Lafite R., Le Bot S., Lesourd S., Lesueur P., Marion C., Mear Y., Morin J., Poizot E., Lozach S., Ruellet T., Simon S. & Tous Rius A., 2009. Projet COLMATAGE – Couplage bio-morpho-sédimentaire et dynamique à long terme des habitats et peuplements benthiques et ichtyologiques en Seine Aval. Séminaire de restitution Seine Aval du 08-09 et 10 septembre 2009 (Mont St-Aignan). [http://seine-aval.crihan.fr/web/attachedfile/componentId/kmelia232/attachmentId/14322/lang/fr/name/Dauvin\\_Colmatage.pdf](http://seine-aval.crihan.fr/web/attachedfile/componentId/kmelia232/attachmentId/14322/lang/fr/name/Dauvin_Colmatage.pdf)

Arrêté méthodologique du 25 janvier 2010 relatif aux méthodes et critères d'évaluation de l'état écologique, de l'état chimique et du potentiel écologique des eaux de surface. Journal officiel de la République Française. Publié le 24 février 2010.

Attrill M.J. & Rundle S.D., 2002. Ecotone or ecocline: ecological boundaries in estuaries. *Estuarine, Coastal and Shelf Science* 55, 929-936.

Barnay A.S., 2003. Structure des peuplements de sables fins plus ou moins envasés en Manche : échelles spatiales et biodiversité. Thèse de Doctorat, Université Paris VI, 143 pp + annexes.

Barnay A.S., 2005. Avant-Projet Sommaire du futur réseau de surveillance DCE (domaine benthique) – District côtier Seine-Normandie. Rapport Ifremer. RST.LERN/ 05. Avril 2005.

Barnay A.S., Grall J., Hily C., Guyonnet B., Maguer M., Le Duff M. & Gauthier E., 2006. Suivi de la Biodiversité – Les sables fins intertidaux. Atelier de restitution du REBENT Bretagne – Rennes, 16 mai 2006. <http://www.rebent.org/documents/index.php>

Bianchi C.N., Ardzzone G.D., Belluscio A., Colantoni, P., Diviacco G., Morri C. & Tunesi L., 2004. Mediterranean marine benthos: a manual of methods for its sampling and study. Gambi M.C., Dappiano M. edits. *Biological Marine Mediterranean* 11, 1-604.

Bij De Vaate B., Klink A. & Paalvast P., 2006. Sampling protocol for the macrobenthos of freshwater part of the river Seine estuary. Ecoconsult report: 200605.

Bij De Vaate B., Klink A. & Paalvast P., 2007. Macrozoobenthos in the Lower Seine: a survey from the perspective of the European Water Framework Directive. Ecoconsult report: 200703.

Borja A., Franco J. & Perez V., 2000. A marine biotic index to the establish ecology quality of soft-bottom benthos within European estuarine coastal environments. *Marine Pollution Bulletin* 40, 1100-1114.

Boyd S.E., Barry P. J. & Nicholson M., 2006. A comparative study of a 0.1m<sup>2</sup> and 0.25m<sup>2</sup> Hamon grab for sampling macrobenthic fauna from offshore marine gravels. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom* 86, 1315-1328.

Cabiocch L., 1986. La Baie de Seine. Actes de colloque IFREMER 4, 1-532.

Chamley H., 1987. Sédimentologie. Collection Géosciences, Ed. Dunod.

Chust G., Galparoso I., Borja A., Franco J. & Uriarte A., 2008. Coastal and estuarine habitat mapping, using LIDAR height and intensity and multi-spectral imagery. *Estuarine, Coastal and Shelf Science* 78, 633-643.

Compte-rendu DCE, 2005. Compte-rendu des réunions des experts benthologues au niveau national, en vue de la définition de la surveillance écologique dans le cadre de l'application de la Directive Cadre sur l'Eau pour les eaux côtières. 7 – 8 février 2005, Paris.

Coggan R., Populus J., Hite J., Sheehan K., Fitzpatrick F. & Piel, S. (eds.), 2007. Review of Standards and Protocols for Seabed Habitat Mapping. MESH compatible, 210 pp.

Produit numérique REBENT Ifremer, 2004. Cartographie de la végétation marine côtière, secteur Aber Wrac'h – Aber Benoît (Source Piriou J.Y., 1987) – Echelle 1/20 000.

Dauvin J.C., 1979. Recherches quantitatives sur le peuplement des sables fins de la Pierre Noire et sur sa perturbation par les hydrocarbures de l'Amoco Cadiz. Thèse de 3<sup>ème</sup> cycle, Université de Paris VI, 251 p.

Dauvin J.C. & Gillet P., 1991. Spatio-temporal variability in population structure of *Owenia fusiformis* Delle Chiaje (Annelida: Polychaeta) from the Bay of Seine (eastern English Channel). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 152, 105-122.

Dauvin J.C., 1992. Cinétique du recrutement d'*Owenia fusiformis* en baie de Seine. *Oceanologica Acta* 15, 187-196.

Dauvin J.C., 1997. Les biocénoses marines et littorales françaises des côtes Atlantique, Manche et Mer du Nord. Synthèse des menaces et perspectives. Muséum National d'Histoire Naturelle, 359 pp.

Dauvin J.C., Thiébaud E., Gomez Gesteira J.L., Ghertsos K., Gentil F., Ropert M. & Sylvand, B., 2004. Spatial structure of a subtidal macrobenthic community in the Bay of Veys (western Bay of Seine, English Channel). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 307, 217-235.

Dauvin J.C., Ruellet T., Desroy N. & Janson A-L., 2006. Indicateurs benthiques de l'état des peuplements benthiques de l'estuaire marin et moyen et de la partie orientale de la Baie de Seine. Rapport scientifique Seine-Aval 3. Thème 3 : Tableau de bord et indicateurs opérationnels.

Dauvin J.C. & Janson A-L., 2006. Suivi des sédiments et des peuplements benthiques du chenal de navigation du Port de Rouen. Convention d'étude. Port autonome de Rouen/Université des sciences et technologies de Lille/Station marine de Wimereux. 18 mai 2006. <http://www.rouen.port.fr/publicmedia/original/130/19/fr/2006dauvinSedimentPeuplementsBenthiquesChenalPAR.pdf>

Dauvin J.C., Bachelet G., Barillé A.L., Blanchet H., De Montaudouin X., Lavesque N. & Ruellet T., 2009. Benthic indicators and index approaches in the three main estuaries along the French Atlantic coast (Seine, Loire and Gironde). *Marine Ecology: an evolutionary perspective* 30, 228-240.

Dauvin J.C., 2009. Etat des connaissances relatives à la dérive des peuplements benthiques en Manche. Colloque Hydroécologie 2009 – Bordeaux.



**Dauvin J.C.**, 2010. Le Benthos de l'estuaire de la Seine. Fascicule n° 2.4 Seine-Aval, 70 pp.

**Delhay J.B.**, 2010. Utilisation des données Lidar et photographies aériennes afin de caractériser et suivre l'évolution des surfaces intertidales de *Zostera marina*, *Sabellaria alveolata* et *Crepidula fornicata*. Rapport bibliographique, Master 2. Station Marine de Wimereux. Décembre 2010, 23 pp.

**Delpech R., Dumé G. & Galmiche P.**, 1985. Vocabulaire : typologie des stations forestières, IDF, Paris, 243 pp.

**Desroy N., Charrier G. & Dauvin J.-C.**, 2001. Populations, peuplements et habitats benthiques, suprabenthiques et planctoniques de l'estuaire sale de Seine. Etat d'avancement des travaux du programme coordonné de recherche sur l'estuaire de Seine (Thème IV). 53 pp.

**Derrien-Courtél S., Derrien R. & Beauport C.**, 2004. Substrats durs subtidiaux suivi des limites d'extension en profondeur des ceintures algales, suivi faunistique et floristique. Fiche Technique n° 12. REBENT, janvier 2004. <http://www.rebent.org/documents/index.php>

**Dewarumez J. M.**, 1979. Etude biologique d'*Abra alba*, Wood (mollusque lamellibranche) du littoral de la Mer du Nord. Thèse de 3<sup>ème</sup> cycle, Université des Sciences et Techniques de Lille, 139 pp + annexes.

**Directive 2000/60/CE** du Parlement Européen et du Conseil du 23 octobre 2000 établissant un cadre pour une politique communautaire dans le domaine de l'eau. Journal Officiel L 327 du 22.12.2000.

**Ehrhold A.**, 2003a. L'application du Sonar à Balayage Latéral (SBL) pour la cartographie des habitats marins en domaine subtidal. Fiche technique n° 9 – FO02, décembre 2003.

**Ehrold A.**, 2003b. Cartographie des peuplements macrobenthiques par les méthodes acoustiques en domaine subtidal. Fiche technique n° 9, décembre 2003.

**ERMS** (European Register of Marine Species) : <http://erms.biol.soton.ac.uk/>

**Fiche n°10, Ifremer.** Invertébrés Substrats Meubles. Contrôle de surveillance, eaux côtières. V9 – Novembre 2005.

**Folk R.L.**, 1954. The distinction between grain size and mineral composition sedimentary rock nomenclature. Journal of Geology 62, 344-359.

**Foveau A.**, 2009. Habitats et communautés benthiques du bassin oriental de la Manche : Etat des lieux au début du XXI<sup>ème</sup> siècle. Thèse de Doctorat. Université des Sciences et Technologies de Lille 1, 267 pp + annexes.

**Gayral P. & Cosson J.**, 1986. Connaître et reconnaître les algues marines. Editions Ouest France, 223pp.

**Gentil F.**, 1976. Distribution des peuplements benthiques en Baie de Seine. Thèse de 3<sup>ème</sup> cycle, Université de Paris VI, 116 pp.

**Gentil F. & Cabioch L.**, 1997. Peuplements macrobenthiques de la Baie de Seine et Manche centrale. Carte au 1/117 000 (49°38'N). Observatoire Océanologique de Roscoff.

**Germano J.D.**, 1995. Sediment Profile Imaging: a rapid seafloor impact assessment tool for oil spills. Proceedings of the Eighteenth Arctic and Marine Oilspill Program (AMOP) Technical Seminar, June 14-16, Edmonton, Alberta, 1271-1279.

**Ghertsos K.**, 2002. Structure spatio-temporelle des peuplements macrobenthiques de la baie de Seine à plusieurs échelles d'observation. Thèse de doctorat Université des Sciences et Technologies de Lille, spécialité « Biodiversité et Ecosystèmes Fossiles et Actuels - spécialité Océanologie Biologique », 182 pp.

**Ghertsos K., Luczak C. & Dauvin J.C.**, 2001. Identification of global and local components of spatial structure of marine benthic communities: example from the Bay of Seine (Eastern English Channel). Journal of Sea Research 45, 63-77.

**Guérin L. & Desroy N.**, 2008. Protocole d'observation pour le suivi de la macrofaune benthique subtidale et intertidale des sédiments meubles côtiers dans le cadre de la DCE. IFREMER – LER Saint Malo.

**Guillaumont B., Hamon D. & Hily C.**, 2001. Réseau Benthique (REBENT) Développement d'un pilote Breton Elaboration de l'Avant-Projet Sommaire (APS). RST.DEL / 01.04 / BREST – nov. 2001.

**Grall J. & Hily C.**, 2003. Echantillonnage quantitatif biocénoses subtidales des fonds meubles. Fiche technique REBENT n° 1, décembre 2003. <http://www.rebent.org/documents/index.php>

**Grall J. & Hily C.**, 2006. Suivi stationnel des biocénoses des sables fins et hétérogènes envasés intertidaux. Fiche technique REBENT n°3, mai 2006. <http://www.rebent.org/documents/index.php>

**Head K.H.**, 1980. Manual of Soil Laboratory Testing. Volume 1: Soil classification and compaction tests. Plymouth : Pentech Press ISBN 0-7273-1302-9.

**Hily C.**, 2005. Suivi stationnel des sables intertidaux. Lieux de surveillance du Benthos – Région Bretagne. RST/IFREMER/DYNECO/VIGIES/06-32/REBENT. Edition 2005. <http://www.rebent.org/documents/index.php>

**Hily C. & Grall J.**, 2006. Suivi stationnel des estrans rocheux (faune). Fiche technique REBENT n° 5, mai 2006. <http://www.rebent.org/documents/index.php>

**Hily C., Guillaumont L., Guyonnet B., Maguer M., Grall J., Taru C., Gauthier E. Guduff S. & Lejart M.**, 2006. Surveillance à long terme de la faune benthique de l'intertidal rocheux. Atelier de restitution du REBENT Bretagne – Rennes, 16 mai 2006.

**Irish J.L. & White T.E.**, 1998. Coastal engineering applications of high-resolution lidar bathymetry. Coastal Engineering 35, 47-71.

**Lafont M., Bernoud S. & Rosso-Darmet A.**, 2002. Indice oligochètes de bioidentification des sédiments (IOBS) NF T 90-390. Guide méthodologique. Rapport CEMAGREF / BURGEAP pour l'Inter-Agences de l'Eau.

**Lagadeuc Y.**, 1990. Processus hydrodynamiques, dispersion larvaire et recrutement en régime mégatidal. Exemple de *Pectinaria koreni* (annélide polychète), en Baie de Seine (Manche). Thèse de doctorat, Université des Sciences et Technologies de Lille, 279 pp.

**Lambert R.**, 1991. Recrutement des espèces benthiques à larves pélagiques en régime mégatidal. Cas de *Pectinaria koreni* (Malmgren), annélide polychète. Thèse de doctorat, Université de Rennes 1, 176 pp.

**Larsonneur C.**, 1977. La cartographie des dépôts meubles sur le plateau continental français : méthode mise au point et utilisée en Manche. Journal de Recherche Océanographique, 212, 33-39.

**Lavesque N.**, 2011. Base de données Benthos RESOMAR – Version 2.0. Guide utilisateur. <http://resomar-benthos.epoc.u-bordeaux1.fr/>

**Lozach S., Dauvin J.C. & Coggan R.**, 2009. Typologie des habitats benthiques dans le bassin oriental de la Manche. <http://www.ifremer.fr/colloquehabitats/content/download/15162/228280/file/LOZACH.pdf>

**Luczak C.**, 1996. Dynamique du recrutement au sein du peuplement à *Abra alba* dans la baie sud de la Mer du Nord : approche systémique. Thèse de Doctorat, Université des Sciences et Technologies de Lille, 265 pp + annexes.

**Luczak C., Janquin M.A. & Kupka A.**, 1997. Simple standard procedure for the routine determination of organic matter in the marine sediment. Hydrobiologia 345, 87-94.

**Maison de l'estuaire**, 2004. Document d'objectifs provisoire Natura 2000. Partie maritime du site Estuaire de Seine n° FR 2300121. 120pp.

**Morris J.T., Porter D., Neet M., Noble P.A., Schmidt L., Lapine L.A. & Jensen J.R.**, 2005. Integrating LIDAR elevation data, multi-spectral imagery and neutral network modeling for marsh characterization. International Journal of Remote Sensing 26, 5221-5234.

**Morris J.T.**, 2006. Competition among marsh macrophytes by means of geomorphological displacement in the intertidal zone. Estuarine, Coastal and Shelf Science 69, 395-402.

**NF EN ISO 16665**, 2006. Qualité de l'eau - Lignes directrices pour le prélèvement quantitatif et le traitement d'échantillons de la macrofaune marine des fonds meubles.

**Norme NF T90 – 350** : Qualité de l'eau – Détermination de l'indice biologique global normalisé (IBGN). 2004. <http://www.boutique.afnor.org>

**Norme XP T 90-333** : Qualité écologique des milieux aquatiques. Qualité de l'eau. Prélèvement des macro-invertébrés aquatiques en rivières peu profondes. 2009. <http://www.boutique.afnor.org>

**Norme XP T 90-388** : Qualité écologique des milieux aquatiques. Qualité de l'eau. Traitement au laboratoire d'échantillons contenant des macro-invertébrés de cours d'eau. 2010. <http://www.boutique.afnor.org>

**Piriou J.Y., Youenou G. & Dreves L.**, 1987. PEPES VEGMA cartographie de la végétation marine côtière sur le littoral bas-léonard (Finistère-nord), Ifremer – DERO-87.22-EL.

**Populus J., Laurentin A., Rollet C., Vasquez M., Guillaumont B. & Bonnot-Courtois C.**, 2004. Surveying coastal zone topography with airborne remote sensing for benthos mapping. EARSeL eProceedings. Fiche technique – Projet REBENT 17/18 FT13-2005-01.doc. Remote Sensing of the Coastal Zone», Ghent, June 5-7, 2003, 105-117. URL: [www.earsel.org](http://www.earsel.org)

**Préfecture de la Région Haute Normandie**, 2008. Suivi d'indicateurs biologiques en Seine en 2008. L'Indice Biologique Global adapté aux grands cours d'eau (IBGA) et l'indice biologique diatomique (IBD). 31pp.

**Rollet C., Bonnot-Courtois C. & Fournier J.**, 2005. Cartographie des habitats benthiques en zone intertidale à partir des orthophotographies littorales. Fiche technique – Projet REBENT. <http://www.rebent.org/documents/index.php>

**Rosso P.H., Ustin S.L. & Hastings A.**, 2006. Use of lidar to study changes associated with Spartina invasion in San Francisco Bay marshes. Remote Sensing of Environment 100, 295-306.

**Ruellet T. & Dauvin J.C.**, 2008. Biodiversité des invertébrés aquatiques de la partie orientale de la baie et de l'estuaire de Seine : la base de données CISA, deux siècles d'observations. Comptes Rendus Biologies 331, 481-488.

**Ruellet T., Bachelet G., Barillé A.L., Dauvin J.C., Desroy N. & Ducrotoy J.P.**, 2009. Le macrobenthos en zone oligohaline dans les grands estuaires de la façade Manche-Atlantique. Rapport du groupe « bio-benthos » de l'axe 1 du projet BEEST, 48 pp.

**Ruellet T., Alizier S., Dancie C., Dauvin J.C., Desroy N., Jourde J., Lesourd S. & Lozach S.**, 2010. Le suivi du macrobenthos dans l'estuaire de Seine : un besoin de normalisation. Diaporama Seine-Aval. Séminaire d'observation. <http://seine-aval.crihan.fr/web/>

**Tachet H., Richoux P., Bournaud M. & Usseglio-Polatera P.**, 2010. Invertébrés d'eau douce, systématique, biologie, écologie. Paris CNRS Edition, 587 pp.

**Tachet H., Bournaud M., Richoux P., Dessaux P. & Pattée E.**, 2009. Initiation aux invertébrés des eaux douces. Association Française de Limnologie, 188 pp.

**Thiébaud E.**, 1994. Dynamique du recrutement et dispersion larvaire de deux annélides polychètes, *Owenia fusiformis* et *Pectinaria koreni*, en régime mégatidal (Baie de Seine orientale, Manche). Thèse de doctorat, Université Pierre et Marie Curie (Paris VI), 152 pp.

**Thiébaud E., Cabioch L., Dauvin J.C., Retière C. & Gentil F.**, 1997. Spatio-temporal persistence of the *Abra alba* – *Pectinaria koreni* muddy-fine sand community of the eastern bay of Seine. Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom 77, 1165-1185.

**Töyrä J. & Pietroniro A.**, 2005. Towards operational monitoring of a northern wetland using geomatic-based techniques. Remote Sensing of the Environment 97, 174-191.

**Usseglio-Polatera P., Wasson J.G. & Archaimbault V.**, 2009. Protocole expérimental d'échantillonnage des « macro-invertébrés » en cours d'eau profond. Appui scientifique à la Mise en œuvre de la Directive Cadre Européenne sur l'Eau. Décembre, 2009. <https://hydrobio-dce.cemagref.fr/Telecharger/invertebres/>

**Wildish D.J., Hargrave B.T., Macleod C. & Crawford C.**, 2003. Detection of organic enrichment near finfish net-pens by sediment profile imaging at SCUBA-accessible depths. Journal of experimental marine biology and ecology 285-86, 403-413.

**Wilson S.J.K., Fredette T.J., Germano J.D., Blake J.A., Neubert P.L.A. & Carey D.A.**, 2009. Plan-view photos, benthic grabs and sediment-profile images: Using complementary techniques to assess response to seafloor disturbance. Marine Pollution Bulletin 59, 26-37.

ANNEXE 1.

PROCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE DÉTAILLÉ DES MACRO-INVERTÉBRÉS BENTHIQUES EN EAU DOUCE (PROCOLE EXPÉRIMENTAL EN APPUI À LA MISE EN ŒUVRE DE LA DCE).

Avant tout prélèvement, l'opérateur doit définir un plan d'échantillonnage prévisionnel (c'est à dire les 12 prélèvements élémentaires et les méthodes d'échantillonnage associées pour les 3 combinaisons de 4 substrats-vitesses qu'il devra prélever).

Le plan d'échantillonnage prévisionnel devra respecter au mieux les directives ci-dessous :

1. Règles générales s'appliquant aux trois phases de prélèvement :

- Renseigner systématiquement, dans la zone correspondante de la feuille d'échantillonnage fournie en Annexe 2 (tableau « % de recouvrement de chaque zone »), l'occupation relative de chacune des 3 zones sur l'ensemble de la station.
- Renseigner, pour les phases B et C, par une croix (X) dans la colonne « recouvrement » de la zone correspondante de la feuille d'échantillonnage, la nature des substrats présents.
- Relever systématiquement, dans la colonne correspondante du tableau « information sur l'échantillon » de la feuille d'échantillonnage, la nature du substrat dominant, la classe de vitesse de surface, la technique de prélèvement, la phase d'appartenance et la classe de hauteur d'eau pour chaque prélèvement unitaire.
- Tous les prélèvements unitaires par filet Surber (ou filet Haveneau) peuvent être réalisés à partir d'une seule rive, sauf si la zone de berge ou la zone intermédiaire situées à proximité de l'autre rive présente un type de substrat original, qui doit être obligatoirement prélevé compte tenu des critères de sélection des substrats à appliquer dans le plan d'échantillonnage.
- Les substrats artificiels doivent obligatoirement être posés à partir des deux rives (sauf si la zone intermédiaire est inexistante sur l'une des deux rives) même si les rives paraissent homogènes. Prévoir la pose d'un nombre suffisant de substrats artificiels (4 à 6 pour en récupérer 2 ; 6 à 8 pour en récupérer 4).
- Les dragages peuvent être réalisés à pied et à la main, à partir de la rive pour les petits cours d'eau profonds à condition de pouvoir atteindre - à pied - la moitié de la largeur du lit mouillé.
- Lorsque des prélèvements doivent être réalisés à la drague, il est vivement conseillé de réaliser plusieurs dragages afin de conserver les 4 (ou 2 selon le nombre à réaliser par zone) premiers, parmi ceux réalisés, présentant un volume de substrat au moins égal au volume minimal à recueillir (i.e. 1 L pour les sédiments fins ou substrats organiques et 5 L pour les sédiments grossiers).

2. Règles générales s'appliquant, aux prélèvements réalisés par filet Surber ou par filet Haveneau :

- Pour un substrat donné, le premier prélèvement élémentaire est réalisé dans la classe de vitesse la plus représentée en surface pour ce substrat. Le cas échéant, les suivants sont réalisés en faisant varier, si possible, la classe de vitesse par ordre décroissant de représentativité. Si nécessaire, lorsque toutes les classes de vitesses représentées sur le point de prélèvement pour ce substrat ont été échantillonnées, celles-ci sont à nouveau échantillonnées dans l'ordre décroissant de représentativité.
- Si un seul prélèvement élémentaire doit être réalisé dans un type de substrat végétal (hydrophytes, hélophytes), il est réalisé si possible sur le taxon végétal dominant en superficie (et dans la classe de vitesse la plus représentée) au sein de ce type de substrat. Si plusieurs prélèvements élémentaires doivent être réalisés dans un même type de substrat végétal et dans une même classe de vitesse, ils sont réalisés si possible sur les différents taxons végétaux présents par ordre décroissant de représentativité. Il n'est pas nécessaire de tracer cette information sur les fiches de prélèvement.
- Lorsque le choix entre plusieurs substrats différents est possible dans un même type de substrat (e.g. racines ou branchages, sables ou limons), choisir, parmi les différents substrats possibles, le substrat dominant de façon à privilégier la reproductibilité.

Si plusieurs prélèvements élémentaires doivent être réalisés dans un même type de substrat et dans la même classe de vitesse, ils sont réalisés si possible sur les différents substrats par ordre décroissant de représentativité.

3. Règles concernant chacune des trois phases :

Règles concernant la phase A : échantillonnage de la zone de berge

Dans la zone de berge, quatre prélèvements unitaires sont réalisés, par filet Surber ou filet Haveneau, avec priorité à l'habitabilité du substrat selon l'ordre préconisé dans le tableau des substrats et prélèvements.

Les priorités d'échantillonnage sont les suivantes :

- Si plus de 4 substrats à prélever avec un filet Surber ou Haveneau ont été identifiés, seuls les 4 premiers dans l'ordre du tableau I sont échantillonnés.
- Si seulement 3 substrats à prélever avec un filet Surber ou Haveneau ont été identifiés, le 4<sup>ème</sup> prélèvement est effectué sur le substrat présentant la plus grande superficie. Si deux substrats présentent des surfaces de recouvrement équivalentes, échantillonner le substrat le plus habitable selon l'ordre du tableau I.
- Si seulement 2 substrats à prélever avec un filet Surber ou Haveneau ont été identifiés, les 2 prélèvements restants sont effectués sur ces deux substrats.
- Si un seul substrat à prélever avec un filet Surber ou Haveneau a été identifié, les 4 prélèvements sont effectués sur ce même substrat.

Les différents substrats représentatifs de la zone de berge sont identifiés, et leur surface relative sera évaluée de manière semi-quantitative au sein de la zone de berge, en utilisant 3 modalités à renseigner dans la colonne « recouvrement zone de berge » de la feuille d'échantillonnage :

- « + » = faible surface de recouvrement du substrat (< 10% de la zone de berge sur le point de prélèvement)
- « ++ » = surface de recouvrement moyenne (≥ 10-50% de la zone de berge sur le point de prélèvement)
- « +++ » = surface de recouvrement importante (≥ 50% de la zone de berge sur le point de prélèvement)

Si la zone de berge n'existe pas, racler au filet Haveneau la zone de bordure sur 1 m de profondeur maximum à quatre reprises (pour conserver un effort d'échantillonnage correspondant à 4 prélèvements unitaires) en différents points le long du point de prélèvement.

Règles concernant la phase B : échantillonnage de la zone profonde.

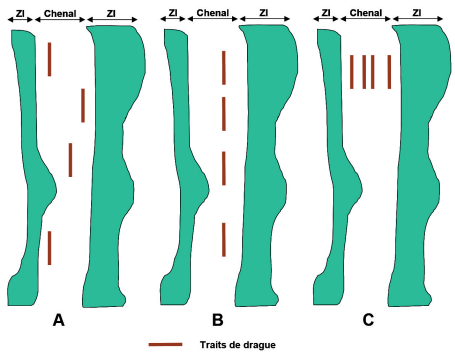


Figure 15 : Exemple de répartition des dragages à effectuer dans la zone du chenal. A : cas conseillé, B et C : cas déconseillés. ZI = Zone intermédiaire.

La zone profonde est prospectée par dragage du fond à partir d'une embarcation en cherchant à obtenir une image représentative des habitats profonds présents. Réaliser 4 dragages répartis sur toute la longueur du point de prélèvement et sur toute la largeur de la zone du chenal (Figure 15) selon les règles définies au point 1.

Si le substrat est fin et la profondeur inférieure à 2m, le dragage peut éventuellement être remplacé par un prélèvement au filet Haveneau à partir d'une embarcation.

Règles concernant la phase C : échantillonnage de la zone intermédiaire.

Les techniques d'échantillonnage sont à adapter à la nature et à l'accessibilité des substrats présents.

- (i) Si tous les types de substrat de la zone intermédiaire sont accessibles à pied (profondeur <= 1m) et visibles ou sondables : 4 prélèvements unitaires au filet Surber sont à réaliser selon les mêmes règles que pour la phase A.
- (ii) Si une partie seulement des types de substrat de la zone intermédiaire est accessible à pied, associer 2 prélèvements au filet Surber (ou filet Haveneau) dans la zone accessible à pied à 2 prélèvements dans la zone profonde (> 1m) réalisés avec une technique d'échantillonnage à adapter en fonction de la nature du substrat.

- Dans la zone accessible à pied, réaliser 2 prélèvements au filet Surber ou au filet Haveneau avec priorité à l'habitabilité du substrat selon l'ordre du tableau I. Si un seul type de substrat est identifié, faire 2 prélèvements sur ce type de substrat selon les règles définies au paragraphe 2.
- Dans la zone non accessible à pied, si la pente est faible ou la granulométrie ≤ 250 mm, réaliser au moins 2 dragages, selon les règles définies au paragraphe 1.
- Si la pente est forte (supérieure à 45° environ) et la granulométrie > à 250 mm (conditions de dragage impossible) : poser 2 substrats artificiels selon les règles définies au paragraphe 1.

(iii) Si tous les types de substrat de la zone intermédiaire ne sont pas accessibles, réaliser, lorsque la pente est faible ou la granulométrie ≤ 250 mm, 4 dragages selon les règles définies au paragraphe 1.

Si la pente est trop forte et la granulométrie > à 250 mm (conditions de dragage impossible) : poser 4 substrats artificiels selon les règles définies au paragraphe 1.

(iv) Si les rives sont verticales ou à très forte pente ne permettant pas la pose de substrats artificiels, on considérera la zone intermédiaire comme absente. 4 dragages supplémentaires seront alors réalisés dans la zone profonde.



4. Liste des substrats et méthodes de prélèvement associées

Les différents types de substrat sont classés dans le tableau ci-dessous selon l'ordre d'habitabilité décroissante à appliquer pour l'échantillonnage des phases A et C (dans la zone accessible à pieds). Ce tableau précise également la technique d'échantillonnage propre à chacun d'eux.

Pour tous les substrats, il est rappelé qu'ils ne doivent pas être nettoyés **avant** le prélèvement (par exemple en enlevant une fine couche d'algues sur le substrat « pierres »).

DÉFINITION DU SUBSTRAT PRINCIPAL	HABITABILITÉ	RÉCUPÉRATION DU SUBSTRAT	AGITATION DU SUBSTRAT SEULEMENT
Bryophytes	11		(frotter, peigner)
Spermaphytes immergés (hydrophytes)	10	(couper)	
Débris organiques grossiers (litières)	9	(volume final (1) maximum 1 L environ)	
Chevelus racinaires libres dans l'eau (2)	8		(frotter, peigner)
Substrats ligneux		pour les dépôts de petites branches (volume final (1) maximum de 1 L environ)	pour les grosses branches (frotter toute la surface)
Sédiments minéraux de grande taille (pierres, galets) (25 à 250 mm)	7		(frotter toute la superficie des pierres volumineuses (3) et s'assurer visuellement qu'il n'y a plus d'organismes accrochés. Agiter la couche sous les pierres sur environ 3 cm d'épaisseur)
Blocs facilement déplaçables (> 250 mm)	6		(frotter la superficie de toutes les faces des blocs et s'assurer visuellement qu'il n'y a plus d'organismes accrochés. Agiter la couche sous les blocs comme le substrat 7)
Granulats grossiers (graviers) (2 à 25 mm)	5	(récolter sur environ 3 cm d'épaisseur)	
Spermaphytes émergents (hélophytes) (4)	4		(frotter, peigner)
Vases : sédiments fins (< 0,1 mm) avec débris organiques fins	3	(récolter sur environ 3 cm d'épaisseur pour un volume final (1) d'environ 1 L maximum)	
Sables (< 2mm)	2	(récolter sur environ 3 cm d'épaisseur pour un volume final (1) maximum de 1 L environ)	
Limons		(récupérer la couche sur environ 3 cm d'épaisseur, même si le limon n'est pas retenu par le filet par la suite)	
Algues	1	(couper)	
Surfaces uniformes dures naturelles ou artificielles (roches, dalles, blocs non facilement déplaçables, marnes et argiles compactes (5))	0		(frotter toute la superficie)

(1) Le volume final est celui récupéré après les traitements de terrain (cf. chapitre 5.3)

(2) Le chevelu racinaire libre dans l'eau inclut les racines libres d'hélophytes.

(3) Cf. chapitre 5.3.1 pour le terme « volumineux »

(4) le terme « hélophytes » inclut la partie immergées – mais en dehors du substrat sous-jacent - des hélophytes de la strate basse » type cresson, bérule, véronique ..., ainsi que celle des hélophytes de la strate haute (roseaux, iris, massettes ...).

(5) cette définition s'applique aux substrats significativement cimentés par des concrétions calcaires ou enchâssés (impossibilité de retirer les pierres par exemple)

5. Liste des classes de vitesses

Les classes de vitesses sont estimées à partir de la vitesse de surface exprimée en cm.s-1. Elles sont définies comme :

CLASSE VITESSE (cm/s)	VITESSE	CODE SANDRE
v<5	Nulle	N1
25>v≥5	Lente	N3
75>v≥25	Moyenne	N5
≥75	Rapide	N6

Les vitesses peuvent être estimées à vue (par exemple en observant la dérive d'un objet flottant). Informations obligatoires à reporter dans le tableau correspondant de la feuille d'échantillonnage.

- au niveau du point de prélèvement : la présence de chacune des 3 zones
- au niveau du point de prélèvement : l'occupation relative de chacune des 3 zones
- au niveau du point de prélèvement : la présence des différents types de substrats identifiés dans chacune des 3 zones
- pour chacun des 12 prélèvements unitaires : le code du substrat (pour les substrats artificiels indiquer le code du substrat dominant sur lequel le dispositif a été posé ; si le substrat n'est pas connu le noter comme non déterminé (code sandre « non déterminé » = S31) ; la classe de vitesse et la classe de hauteur d'eau.

Définition des classes de hauteur d'eau.

CLASSE DE HAUTEUR D'EAU	CODE SANDRE	HAUTEUR D'EAU EN M
1	M6	<= 1m
2	M4	> 1-2m
3	M7	> 2-4m
4	M8	> 4-8m
5	M9	> 8-16m
6	M10	> 16m

o la technique d'échantillonnage  
o le numéro de phase

6. Description du point de prélèvement et de l'opération de prélèvement

	À RELEVÉ SUR LA FICHE DE TERRAIN	À PRÉSENTER DANS LE RAPPORT D'ESSAI
1. Point de prélèvement et localisation géographique précise du point de prélèvement		
Indications sur l'emplacement du point de prélèvement de façon suffisamment explicite et précise permettant de retrouver la localisation exacte du point avec certitude.	X	X
2. Opération de prélèvement		
Date du prélèvement	X	X
Nom Organisme préleveur	X	X
Commentaire de l'opération de prélèvement pouvant inclure -1°) conditions de prélèvement y compris écart au protocole 2°) difficulté à réaliser le plan d'échantillonnage (turbidité, profondeur) ; 3°) observation sur le site et son environnement	X	X
3. Description du point de prélèvement et de son environnement		
Longueur du point de prélèvement	X	X
Largeur mouillée moyenne lors du prélèvement	X	X
Situation hydrologique apparente (basses eaux ...)	X	X
Situation hydrologique les jours précédents le prélèvement		X
Visibilité du fond moyenne évaluée	X	X

7. Description des prélèvements élémentaires

N° PRÉLÈVEMENT ÉLÉMENTAIRE	SUBSTRAT PRÉLEVÉ	SUBSTRAT SECONDAIRE 1 (FACULTATIF)	CLASSE DE VITESSE	CLASSE DE HAUTEUR D'EAU	COLMATAGE (NATURE) (FACULTATIF)
1 à 12	Tableau Mode de prélèvement des substrats	Tableau Mode de prélèvement des substrats	Tableau Classes de vitesse	Tableau des classes de hauteur d'eau	
COLMATAGE (INTENSITÉ) (FACULTATIF)	MATÉRIEL DE PRÉLÈVEMENT		COMMENTAIRE SUR LE PRÉLÈVEMENT		PHASE
	Surber Haveneau, Drague, Substrat artificiel		libre		A à C

ANNEXE 2.

EXEMPLE DE FICHE TERRAIN À RENSEIGNER LORS DE L'ÉCHANTILLONNAGE EN EAU DOUCE.

Identification de la station

Nom du cours d'eau :

Localisation :

Nom de la station :

Caractéristiques de la station : zone de berge / intermédiaire / profonde

Latitude :Longitude :

Date et heure de prélèvement :

Météorologie :

Caractéristique du lit

Largeur :Profondeur moyenne du prélèvement :

Hydrologie :hautes eaux,moyennes eaux,basses eaux

Particularités (source de pollution ponctuelle,...) :

Caractéristiques du prélèvement

Substrat prélevé :

Matériel utilisé (surber, haveneau, drague, substrat artificiel) :

Surface / Volume échantillonné :Température de l'eau :

Salinité :

Turbidité de l'eau :Vitesse d'écoulement :

Photographie du prélèvement : Oui / Non

Observations :

Nature du sédiment :Sable / Gravier / Pierres / Blocs / Autres

Végétation aquatique :

- Algues

- Bryophytes

- Spermaphytes

Nature des berges :

- naturelle, artificielle

- plates, inclinées, verticales

Végétation des rives :

- absente / éparses / dense

- herbacée / arbustive / arborée

Observations générales :

ANNEXE 3.

NIVEAU D'IDENTIFICATION POUR LA DÉTERMINATION DE LA FAUNE D'EAU DOUCE (L : LARVE ; A : ADULTE).

GROUPE	FAMILLES	LIMITES DE DÉTERMINATION	GROUPE	FAMILLES	LIMITES DE DÉTERMINATION
PLECOPTERA	Capniidae	genre	MEGALOPTERA	Sialidae	genre
	Chloroperlidae	genre	PLANNIPENNES	Neurorthidae	genre
	Leuctridae	genre		Osmylidae	genre
	Nemouridae	genre		Sisyridae	genre
	Perlidae	genre	HYMENOPTERA	Agriotypidae	genre
	Perlodidae	genre	LEPIDOPTERA	Crambidae	famille
TRICHOPTERA	Taeniopterygidae	genre	BRANCHIOPODES	Présence	famille
	Beraeidae	genre	CRUSTACEA	Asellidae	famille
	Brachycentridae	genre		Astacidae	genre
	Calamoceratidae	genre		Atyidae	genre
	Ecnomidae	genre		Cambaridae	genre
	Glossosomatidae	genre		Corophiidae	genre
	Goeridae	genre		Crangonyctidae	genre
	Helicopsychidae	genre		Gammaridae	genre
	Hydropsychidae	genre		Grapsidae	genre
	Hydroptilidae	genre		Janiridae	genre
	Lepidostomatidae	genre		Niphargidae	genre
	Leptoceridae	genre		Potamonidae	genre
	Limnephilidae	Sous famille : Apataniinae - Drusinae - Dicosmoecinae - Limnephilinae		Talitridae	genre
	Molannidae	genre	HETEROPTERA	Aphelocheiridae	genre
	Odontoceridae	genre		Corixidae	genre
	Philopotamidae	genre		Gerridae	genre
	Phryganeidae	genre		Hydrometridae	genre
	Polycentropodidae	genre		Mesoveliidae	genre
	Psychomyiidae	genre		Naucoridae	genre
	Rhyacophilidae	genre		Nepidae	genre
	Sericostomatidae	genre		Notonectidae	genre
	Uenoidae	genre		Pleidae	genre
				Veliidae	genre
EPHEMEROPTERA	Ameletidae	genre	COLEOPTERA	Chrysomelidae	genre
	Baetidae	genre		Curculionidae	cf. famille
	Caenidae	genre		Dryopidae	genre
	Ephemerellidae	genre		Dytiscidae	Sous-Famille : Hydroporinae - Laccophilinae - Copelatinae - Colymbetinae - Dystiscinae
	Ephemeridae	genre		Elmidae	genre
	Heptageniidae	genre		Gyrinidae	genre
	Isonychiidae	genre		Haliplidae	genre
	Leptophlebiidae	genre		Scirtidae - Helodidae (L)	genre
	Neophemeridae	genre		Helophoridae (A)	genre
	Oligoneuriidae	genre		Hydraenidae (A)	genre
	Polymitarcyidae	genre		Hydrochidae (A)	genre
	Potamanthidae	genre		Hydrophilidae	genre
	Prosopistomatidae	genre		Hydrosaphidae	genre
ODONATA	Siphonuridae	genre		Hygrobiidae	genre
	Aeshnidae	genre		Noteridae	genre
	Calopterygidae	genre		Psephenidae (L)	genre
	Coenagrionidae	famille		Spercheidae	genre
	Cordulegasteridae	genre	DIPTERA	Anthomyidae	famille
	Corduliidae	genre		Athericidae	famille
	Gomphidae	genre		Blephariceridae	famille
	Lestidae	genre			
	Libellulidae	genre			
	Macromiidae	genre			
	Platycnemididae	genre			



GROUPE	FAMILLES	LIMITES DE DÉTERMINATION	GROUPE	FAMILLES	LIMITES DE DÉTERMINATION
DIPTERA	Ceratopogonidae	famille	GASTROPODA	Acroloxidae	genre
	Chaoboridae	famille		Ancylidae	genre
	Chironomidae	famille		Bithyniidae	genre
	Culicidae	famille		Emmericidae	genre
	Cylindrotomidae	famille		Ferrissiidae	genre
	Dixidae	famille		Hydrobiidae	genre
	Dolichopodidae	famille		Lymnaeidae	genre
	Empididae	famille		Neritidae	genre
	Ephyridae	famille		Physidae	genre
	Limoniidae	famille		Planorbidae	genre
	Psychodidae	famille		Valvatidae	genre
	Ptychopteridae	famille		Viviparidae	genre
	Rhagionidae	famille	BRANCHIOBELLEIDA	Branchiobdellidae	genre
	Scatophagiidae	famille	HIRUDINEA	Hirudinae	genre
	Sciomyzidae	famille	TURBELLARIA	Turbellaria	genre
	Simuliidae	famille	OLIGOCHAETA		espèce
	Stratiomyidae	famille	POLICHAETA		classe
	Syrphidae	famille	NEMTHELMINTHE	Gordieacea - Nematoda	Famille
	Tabanidae	famille	HYDRACARINA		classe
	Thaumaleidae	famille	HYDROZOAIRE		classe
	Tipulidae	famille	SPONGIAIRE	Spongillidae	Famille
BIVALVIA	Corbiculidae	genre	BRYOZOAIRE		classe
	Dreissenidae	genre	NEMERTIEN		genre (prostoma)
	Margaritiferidae	genre			
	Sphaeriidae	genre			
	Unionidae	genre			

ANNEXE 4.

EXEMPLE DE FICHE TERRAIN À RENSEIGNER LORS DE L'ÉCHANTILLONNAGE EN DOMAINE SUBTIDAL DE SUBSTRAT MEUBLE.

MISSION :

Station

n°

Date

Turbidité de l'eau

Heure de prélèvement

Photographie du prélèvement : Oui / Non

Latitude

Type de sédiment : Hétérogène / Homogène

Longitude

Engin utilisé

Taille de maille du tamis

Profondeur

Déclinaison des couches sédimentaires observées

Volume échantillonné

Type de prélèvement :

Macrofaune remarquable

Granulo / Macrofaune / Nul

Amplitude de marée

Température de l'eau au fond

Conditions météorologiques

Salinité

ANNEXE 5.

EXEMPLE DE FICHE TERRAIN À RENSEIGNER LORS DE L'ÉCHANTILLONNAGE EN DOMAINE INTERTIDAL ROCHEUX.

MISSION :

Station n°

Quadrat n°

Sous-quadrat n°

Date

Taille de maille du tamis

Heure de prélèvement

Ceinture algale prélevée

Latitude

Macrofaune remarquable

Longitude

Macroalgues remarquables

Photographie du prélèvement : Oui / Non

Amplitude de marée

Type de substrat

Conditions météorologiques

Peuplements de roche	Taux de recouvrement de la faune et flore fixée	Abondance relative des individus	Présence / Absence des espèces encroûtantes
Détail des espèces de la macrofaune et de la macroflore observées et déterminées			
Champs de blocs de bas niveau	Taux de recouvrement de la faune et flore fixée	Abondance relative des individus	Présence / Absence des espèces encroûtantes

ANNEXE 6.

RECOMMANDATIONS SUR LES NIVEAUX D'IDENTIFICATION DES ESPÈCES DE LA MACROFAUNE DES SUBSTRATS MEUBLES TROUVÉES EN BAIE ET EN ESTUAIRE DE SEINE DEPUIS LA ZONE MÉSOHALINE À LA ZONE EUHALINE (SALINITÉ > 5)

(D'après l'ordre taxonomique présenté dans CISA, Catalogue des Invertébrés en Seine Aval, <http://seine-aval.crihan.fr/web/> . Attention tous les niveaux de classification taxonomique ne sont pas rappelés ici).

Phylum des Annelida


Sous-classe des Hirudinea :  
Hirudinea : le niveau sous-classe peut être admis.  
Sous-classe des Oligochaeta :  
Oligochaeta : le niveau sous-classe peut être admis.  
Classe des Polychaeta  
Tous les individus doivent être identifiés au niveau espèce ; cependant, les niveaux familles ou génériques peuvent être admis pour les taxons suivants difficiles à identifier :  
*Chaetozone*  
*Eumida*  
*Harmothoe*  
*Lumbrineris*  
*Scoletoma*  
*Phyllodoce*  
*Polycirrus*  
*Polydora* (+ *Dipolydora*)  
*Malmgreniella*  
*Pholoe*  
*Syllidae*

Phylum des Arthropoda

Classe des Pycnogonida  
Tous les individus doivent être identifiés au niveau espèce.  
Classe des Malacostracea  
Ordre des Decapoda  
Tous les individus doivent être identifiés au niveau espèce, cependant, les niveaux génériques peuvent être admis pour les taxons suivants difficiles à identifier :  
*Hippolyte*  
*Processa*  
Superordre des Peracarida  
Ordre des Amphipoda  
Tous les individus doivent être identifiés au niveau espèce.  
Ordre des Cumacea  
Tous les individus doivent être identifiés au niveau espèce.  
Ordre des Isopoda  
Tous les individus doivent être identifiés au niveau espèce, cependant, les niveaux génériques peuvent être admis pour les taxons suivants difficiles à identifier :  
*Gnathiidae*  
*Idotea*  
Ordre des Mysida  
Tous les individus doivent être identifiés au niveau espèce.


Ordre des Tanaidacea  
Tous les individus doivent être identifiés au niveau espèce.  
Sous-classe des Phyllocarida  
Ordre des Leptostraca  
Famille des Nabaliidae  
*Nebalia* : le niveau genre peut-être admis  
Phylum des Chordata  
Famille des Branchiostomatidae : une seule espèce connue *Branchiostoma lanceolatum*  
Classe des Ascidiacea :  
le niveau classe peut-être admis  
Phylum des Cnidaria  
Ordre des Actinaria  
Tous les individus doivent être identifiés au niveau espèce.  
Phylum des Echiura : une seule espèce connue *Echiurus echiurus*.  
Phylum des Echinodermata  
Tous les individus doivent être identifiés au niveau espèce.  
Phylum des Mollusca  
Classe des Bivalvia  
Tous les individus doivent être identifiés au niveau espèce.  
Classe des Gastropoda  
Tous les individus doivent être identifiés au niveau espèce.  
Classe des Polyplacophora  
Tous les individus doivent être identifiés au niveau espèce.  
Ordre des Nudibranchia  
Tous les individus doivent être identifiés au niveau espèce.  
Classe des Scaphopoda  
Tous les individus doivent être identifiés au niveau espèce.  
Classe des Polyplacophora  
Tous les individus doivent être identifiés au niveau espèce.  
Phylum des Nematoda :  
le niveau phylum peut-être admis.  
Phylum des Nemertina :  
le niveau phylum peut-être admis.  
Phylum des Sipuncula  
Tous les individus doivent être identifiés au niveau espèce sauf genre *Golfingia*

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'INTÉRÊT PUBLIC

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

[www.seine-aval.fr](http://www.seine-aval.fr)

Le GIP Seine-Aval est financé par :

