

Consolidation et mise au point de méthodes de bio-indication et transfert aux opérateurs

Contributions Hydrobiologie en milieu marin

Laurence Miossec, Dominique Soudant et Mathieu Le Stum,
Ifremer Dyneco Vigies

Date juillet 2012

Programme scientifique et technique
Année 2011

Rapport d'étape

Contexte de programmation et de réalisation

Ce rapport a été réalisé dans le cadre du programme d'activité AQUAREF pour l'année 2011

Auteur (s) :

*Prénom Nom : Laurence Miossec, Ifremer Nantes PDG-ODE-DYNECO-
Etablissement : Ifremer
Email : lmiossec@ifremer.fr*

*Prénom Nom : Dominique Soudant, Ifremer Nantes PDG-ODE-DYNECO
Etablissement : Ifremer
Email : dominique.soudant@ifremer.fr*

*Prénom Nom : Mathieu Le Stum, Ifremer Nantes PDG-ODE-DYNECO
Etablissement : Ifremer
Email :*

Vérification du document :

*Prénom Nom Marie-Claude Ximénès
Etablissement : Onema
Email : marie-claude.ximenes@onema.fr*

Les correspondants

Onema : **Yorick Reyjol, DAST, yorick.reyjol@onema.fr**

Irstea: **Christian Chauvin Christian.Chauvin@irstea.fr**

Référence du document :) LAURENCE MIOSSEC, Dominique Soudant et Mathieu Le Stum, Ifremer Dyneco Vigies CONSOLIDATION ET MISE AU POINT DE METHODES DE BIO-INDICATION ET TRANSFERT AUX OPERATEURS - CONTRIBUTION HYDROBIOLOGIE EN MILIEU MARIN

Droits d'usage :	Accès libre
Couverture géographique :	National
Niveau géographique :	National
Niveau de lecture :	Professionnels, experts
Nature de la ressource :	Document

Résumé

Synthèse pour l'action opérationnelle

I - Introduction

II – Description des méthodes développées en eaux littorales pour les réseaux DCE : premiers résultats

III – Etude bibliographique sur les calculs d'incertitude dans les indicateurs de qualité du milieu marin

IV – Réflexion sur la spécificité des sources d'incertitudes en hydrobiologie marine

V – Perspectives

VI - Bibliographie

Liste des annexes :

Annexe 1 : Spécificités des eaux marines

Annexe 2 : Etude bibliographique sur les calculs d'incertitude dans les indicateurs de qualité du milieu marin

RESUME

Ce document fait le point des contributions Ifremer en hydrobiologie dans le cadre d'Aquaref. Nous présentons successivement le bilan des méthodes de prélèvement et d'analyse mise en œuvre pour les macroalgues intertidales et subtidales et pour les zostères, une analyse bibliographique sur les calculs d'incertitude sur les indicateurs de qualité du milieu marin, réalisée par le bureau d'étude Asconit et une première réflexion sur la spécificité des sources d'incertitudes en hydrobiologie marine.

Mots-clefs : méthodes de prélèvements, méthodes d'analyses, macroalgues, zostères, incertitudes

SYNTHESE POUR L'ACTION OPERATIONNELLE

Aquaref est le laboratoire national de référence pour la surveillance des milieux aquatiques français. Il s'appuie sur les compétences de 5 organismes, le Brgm, l'Ineris, l'Irstea, le LNE et l'Ifremer. Il a pour objectif d'appuyer les pouvoirs publics sur les aspects techniques et scientifiques dans leur politique de surveillance de la qualité des eaux et des milieux aquatiques. Cet objectif se décline autour de 2 axes, la chimie (surveillance physico-chimique des masses d'eaux) et l'hydrobiologie (bioindication pour l'évaluation de l'état écologique). Les travaux développés en hydrobiologie (eau douce comme eau marine) visent à :

- Encadrer la mise en œuvre des protocoles d'acquisition de données par les opérateurs, dans le but de garantir une qualité de données homogènes (harmonisation des pratiques, compétences déployées, respect des objectifs des mesures, modèles et outils de saisie des résultats) ;
- Acquérir les données nécessaires à l'estimation de l'incertitude de l'évaluation de la qualité des masses d'eau en fonction des protocoles utilisés ;
- Compléter la réflexion nationale concernant la mise en place d'une démarche qualité dans les mesures hydrobiologiques DCE, en apportant des éléments opérationnels utilisables dans les procédures existantes ou à mettre en œuvre (accréditation, agrément, etc.).

Les travaux réalisés en 2011 par l'Ifremer répondent aux 2 premières actions décrites plus haut : l'amélioration de la qualité des données et l'estimation des incertitudes.

La première partie de ce document s'inscrit dans l'ensemble des actions de « transfert aux opérateurs » des protocoles d'acquisition de données hydrobiologiques et des méthodes d'évaluation du programme Aquaref. L'objectif que nous nous fixons à terme est de pouvoir disposer d'un ouvrage de référence des méthodes de prélèvements et d'analyses des indicateurs biologiques développés en milieu littoral. Il n'a, par contre, pas vocation à préciser le mode de calcul de ces indicateurs. Pour une partie des indicateurs, ces méthodes sont clairement définies ; pour d'autres elles font toujours l'objet d'ajustements. C'est pourquoi, cet ouvrage pourra être évolutif dans le court terme. Nous faisons le point cette année sur les macroalgues intertidales et subtidales ainsi que sur les herbiers en Manche Atlantique. Les informations ont été extraites des rapports rédigés par les experts de chacun des indicateurs concernés et ce bilan a été soumis pour relecture à chacun d'entre eux (Erwan Ar Gal, Michel Le Duff et Marie-Noëlle de Casamajor pour les macroalgues intertidales ; Sandrine Derrien-Courtel et Aodren Ar Gal pour les macroalgues subtidales ; Isabelle Auby et Hélène Oger-Jeanneret pour les herbiers de zostères). Les méthodes portant sur les macroalgues s'appliquent en eaux côtières ; les listes floristiques en intertidale comme en subtidale varient en fonction des conditions environnementales des secteurs considérés, Manche orientale, Manche occidentale, Golfe de Gascogne et Pays Basque. Le suivi des

macroalgues subtidales n'est pas pertinent en eaux de transition. La méthodologie concernant les macroalgues intertidales en eaux de transition est en cours de mise au point ; celle décrite pour les herbiers de zostères s'applique aux eaux côtières comme aux eaux de transition.

La seconde partie de ce document s'intéresse à la notion d'incertitudes en hydrobiologie. Une première réflexion a été menée en interne Ifremer pour juger d'une éventuelle spécificité marine. Ce travail a fait l'objet d'une présentation au séminaire Aquaref intitulé « Surveillance des milieux aquatiques – De la maîtrise de la qualité des données à la prise de décision : quid des incertitudes ? », organisé le 7 décembre 2011 au LNE à Paris (l'ensemble des présentations sont disponibles sur le site d'Aquaref). Concernant le travail présenté par l'Ifremer, les conclusions précisent que s'il existe des spécificités marines propres aux caractéristiques physiques et chimiques du milieu marin et aux méthodes développées pour mesurer les éléments de qualité biologiques, ceux-ci ne justifient pas une approche métrologique spécifique.

En parallèle à cette réflexion sur la notion d'incertitude en hydrobiologie, une synthèse bibliographique sur l'évaluation des incertitudes de mesures lors des prélèvements et des analyses des indicateurs biologiques DCE en milieu littoral a été réalisée. Deux éléments biologiques ont été traités : la flore autre que phytoplancton, incluant les macroalgues, intertidales et subtidales, les angiospermes et l'indicateur « macrophyte » développé en lagunes méditerranéennes, et les invertébrés benthiques de substrat meuble.

De cette analyse, il ressort que, concernant les paramètres étudiés, la quantification des incertitudes est peu abordée. L'évaluation de la variabilité spatiale et temporelle du site est prise en compte dans la stratégie d'échantillonnage qui, si elle est bien bâtie, la minimise. Elle n'est, de ce fait, plus considérée par la suite. L'erreur due au matériel est connue par le biais des éléments fournis par le constructeur de chaque instrument de mesure ; elle est quantifiable et considérée comme faible par rapport aux autres sources d'incertitude. Par contre, les informations sur l'incertitude liée à l'opérateur sont rares et imprécises. Elles sont, cependant, considérées comme non négligeables. Ce dernier point souligne l'intérêt d'engager des exercices inter-laboratoires (EIL) afin d'harmoniser les pratiques sur le terrain et d'assurer une formation continue auprès des différents opérateurs intervenant dans les programmes de mesures DCE.

L'ensemble de ces travaux seront poursuivis en 2012.

Pour en savoir plus :

MIOSSEC L., Soudant D. et Le Stum M. (2012) : Consolidation et mise au point de méthodes de bio-indication et transfert aux opérateurs. Rapport Ifremer-Onema, Partenariat 2011, action Aquaref I-A604 (2 et 3), 40 pages + annexes.

<http://www.aquaref.fr/de-la-maitrise-de-la-qualite-des-donnees-la-prise-de-decision-quid-des-incertitudes>

I - Introduction

Les travaux qu'Ifremer développe en hydrobiologie pour Aquaref s'inscrivent dans deux des 3 missions générales d'Aquaref, l'amélioration de la qualité des données et l'estimation des incertitudes. Les travaux développés en hydrobiologie (eau douce comme eau marine) visent, en effet, à :

- Encadrer la mise en œuvre des protocoles d'acquisition de données par les opérateurs, dans le but de garantir une qualité de données homogènes (harmonisation des pratiques, compétences déployées, respect des objectifs des mesures, modèles et outils de saisie des résultats) ;
- Acquérir les données nécessaires à l'estimation de l'incertitude de l'évaluation de la qualité des masses d'eau en fonction des protocoles utilisés ;
- Compléter la réflexion nationale concernant la mise en place d'une démarche qualité dans les mesures hydrobiologiques DCE, en apportant des éléments opérationnels utilisables dans les procédures existantes ou à mettre en œuvre (accréditation, agrément, etc.).

En 2011, le programme Hydrobiologie Eau Littorale comprenait un premier bilan des méthodes de prélèvement et d'analyse développées pour les éléments de qualité biologique et une contribution à la réflexion sur la notion d'incertitude en hydrobiologie. Le cadrage de ce travail et son articulation avec celui du second partenaire du programme, Irstea, ont été précisés au cours d'une réunion qui s'est tenue à Nantes le 16 mai 2011 et à laquelle participaient Christian Chauvin (Irstea), Dominique Soudant, Mathieu Le Stum et Laurence Miossec (Ifremer).

Dans la suite de ce document nous présentons successivement le bilan des méthodes de prélèvement et d'analyse mise en œuvre pour les macroalgues intertidales et subtidales et pour les zostères, une première réflexion sur la spécificité des sources d'incertitudes en hydrobiologie marine et une analyse bibliographique sur les calculs d'incertitude sur les indicateurs de qualité du milieu marin, réalisée par le bureau d'étude Asconit.

II – Description des méthodes développées en eaux littorales pour les réseaux DCE : premiers résultats

Ce chapitre s'inscrit dans l'ensemble des actions de « transfert aux opérateurs » des protocoles d'acquisition de données hydrobiologiques et des méthodes d'évaluation du programme Aquaref. Il décrit les méthodes de prélèvements et d'analyse des indicateurs biologiques développés en milieu littoral. Il n'a, par contre, pas vocation à préciser le mode de calcul de ces indicateurs. Cette action est prévue sur 2 années, 2011 et 2012. Nous faisons le point cette année sur les macroalgues intertidales et subtidales ainsi que sur les herbiers en Manche Atlantique. Pour cela nous avons compilé les rapports et documents divers rédigés par les experts de chacun des indicateurs concernés. Le résultat a été soumis pour relecture à chacun d'entre eux.

- Erwan Ar Gal, Michel Le Duff et Marie-Noelle de Casamajor pour les macroalgues intertidales
- Sandrine Derrien-Courtet et Aodren Ar Gal pour les macroalgues subtidales
- Isabelle Auby et Hélène Oger-Jeanneret pour les herbiers de zostères.

II – 1 Indicateur « macroalgues »

II – 1 – 1 : Macroalgues intertidales en Manche / Atlantique (Ar Gall et Le Duff, 2007 et 2010 ; Ar Gall et al 2009, de Casamajor M.-N. et al., 2010)

Ce protocole s'applique dans les masses d'eau côtière en Manche Atlantique. Le protocole concernant les masses d'eau de transition est en cours de mise au point.

Sites concernés :

L'échantillonnage porte sur des sites littoraux possédant un estran de type substrat dur. Celui-ci peut être de mode « battu », « semi-battu » ou encore « abrité ». Toute la zone intertidale de l'estran, de l'étage supérieur de la zone subtidale à celui de la zone intertidale, doit être accessible ; c'est pourquoi, seules les journées présentant des coefficients de marée d'au moins 95 peuvent être retenues.

Méthode de prélèvement

Les prélèvements sont réalisés tous les 3 ans, au cours d'une période allant de mars à juillet.

Les prélèvements se déroulent sur une journée pour les sites en mode « battu ». Compte tenu des difficultés d'accès aux étages inférieurs de l'estran, liées à la marée, les sites en modes « semi-abrité » ou « abrité » peuvent être échantillonnés en deux jours (2x4h). Tous les prélèvements s'effectuent à pieds.

Remarque : Pour la côte basque, seul le mode battu est échantillonné en raison de l'absence de sites en mode abrité ou semi-abrité.

La méthode utilisée est non destructrice ; elle est basée sur une identification *in situ* des espèces repérables à l'œil nu. Les espèces posant un problème seront ramenées en laboratoire pour une étude plus approfondie.

La méthode utilisée est celle des quadrats qui sont positionnés aux mêmes endroits lors de chaque prospection. L'outil est un cadre de 1,65 m de côté, subdivisé en 25 petits quadrats de 0,1 m² (0,33 m de côté). Lors du positionnement du cadre, les coordonnées géographiques sont relevées à chacun des angles avec un GPS, sinon avec des repères visuels. Une photo numérique peut préciser visuellement la localisation pour un positionnement ultérieur identique.

Parmi les 25 quadrats du cadre, trois sont tirés aléatoirement au sort et les paramètres suivants sont notés :

- Le pourcentage de recouvrement algal global et par espèce (à 1% près) ;
- L'inventaire de toutes les espèces ;
- Le statut de l'espèce -caractéristique, opportuniste ou autre- si les espèces ne font pas partie des 2 catégories précédentes.

Cette opération est reproduite 3 fois par ceinture, soit 9 quadrats de 0,33 m² par ceinture et une surface totale de 0,9 m².

Méthode d'analyse

Sur chaque site de prélèvement, les ceintures algales sont identifiées selon l'étagement bathymétrique du site et numérotées. Six ceintures, présentant des habitats bien définis, sont ainsi caractérisées pour 3 des 4 secteurs du littoral Manche Atlantique (Manche Orientale, Manche orientale/Nord Gascogne et Pertuis-Charentais) :

- *Pelvetia canaliculata* (Pc)
- *Fucus spiralis* (Fspi)
- *Ascophyllum nodosum* (An) / *Fucus vesiculosus* (Fves)
- *Fucus serratus* (Fser) / Rhodophyceae
- *Himantalia elongata* (He) / *Bifurcaria bifurcata* (Bb) / Rhodophyceae
- *Laminaria digitata* / Laminariales (Ld)

Pour le secteur du Pays Basque, 2 ceintures sont définies comme suit (d'après de Casamajor et Lissardy, 2009) :

- La ceinture à *Corallina* spp. (*C. elongata* et *C. officinalis*) et à *Caulacanthus ustulatus* pour l'étage médiolittoral supérieur ;

- La ceinture à *Stypocaulon scoparium* et *Gelidium spp.* (*G. corneum* et *G. latifolium*) pour l'étage médiolittoral inférieur

Pour chaque espèce, les surfaces sont estimées à l'œil nu par les échantillonneurs ou par traitement de photos prises verticalement dans chaque quadrat. Les mesures obtenues dans chaque ceinture sont cumulées pour représenter l'ensemble de l'estran. Seules les espèces dont le système de fixation se trouve à l'intérieur des quadrats sont considérées.

Les algues n'ayant pu être identifiées sur le terrain le sont en laboratoire, si possible par le même phycologue qui a participé à l'échantillonnage. Pour ce faire, les alguiers de collection, les flores, les clefs de détermination et les bases de données disponibles sur internet sont utilisés.

Les surfaces de chaque ceinture sont mesurées et converties en point (voir protocole en annexe)

Au sein de chaque ceinture est déterminée la présence d'espèces caractéristiques et opportunistes. Les listes de ces espèces sont établies par zone géographique homogène, dans le but de prendre en compte les spécificités régionales (Manche occidentale, Manche orientale/nord Gascogne, Pertuis-Charentais et Pays Basque).

La liste complète des espèces caractéristiques de l'intertidal - substrat dur des différents sites (Manche orientale, Manche-Orientale/ nord Gascogne, Pertuis Charentais et Pays Basque) figure dans les tableaux 1 à 8. Les deux formes d'une même espèce peuvent être indiquées, le cas échéant, de même que le nom de deux espèces ne pouvant être distinguées sur le terrain (ex: *Laurencia obtusa* / *L. hybrida* (*Osmundea hybrida*)).

Tableau 1 : Tableau des espèces caractéristiques de l'estran par ceinture pour les sites **Manche orientale**

Pc + Fspi	An + Fves	Fser	He + Bb	Ld
<i>Ascophyllum nodosum</i>	<i>Ascophyllum nodosum</i>	<i>Chondrus crispus</i>	<i>Chondracanthus acicularis</i>	<i>Chondracanthus acicularis</i>
<i>Catenella repens</i>	<i>Cladophora rupestris</i>	<i>Cladophora rupestris</i>	<i>Chondrus crispus</i>	<i>Chondrus crispus</i>
<i>Fucus spiralis</i>	<i>Corallina spp.</i>	<i>Corallina spp.</i>	<i>Cladophora rupestris</i>	<i>Corallina spp.</i>
<i>Hildenbrandia rubra</i>	<i>Fucus serratus</i>	<i>Cryptopleura ramosa</i>	<i>Corallina spp.</i>	<i>Cryptopleura ramosa</i>
<i>Pelvetia canaliculata</i>	<i>Fucus vesiculosus</i>	<i>Fucus serratus</i>	<i>Cryptopleura ramosa</i>	<i>Cystoclonium purpureum</i>
<i>Porphyra spp.</i>	<i>Gelidium spinosum (pulchellum/latifolium)</i>	<i>Gelidium spinosum (pulchellum/latifolium)</i>	<i>Cystoclonium purpureum</i>	<i>Laminaria digitata</i>
<i>Verrucaria maura</i>	<i>Gelidium pusillum</i>	<i>Gelidium pusillum</i>	<i>Gelidium spinosum (pulchellum/latifolium)</i>	<i>Laminaria saccharina</i>
	<i>Lithophyllum incrustans</i>	<i>Lithophyllum incrustans</i>	<i>Laurencia obtusa / L. hybrida</i>	<i>Laurencia obtusa/L. hybrida</i>
	<i>Lithothamnion lenormandii</i>	<i>Lithothamnion lenormandii</i>	<i>Lithophyllum incrustans</i>	<i>Lithophyllum incrustans</i>
	<i>Lomentaria articulata</i>	<i>Lomentaria articulata</i>	<i>Lomentaria articulata</i>	<i>Lomentaria articulata</i>
	<i>Mastocarpus stellatus</i>	<i>Mastocarpus stellatus</i>	<i>Mastocarpus stellatus</i>	<i>Mastocarpus stellatus</i>
	<i>Plumaria plumosa</i>	<i>Osmundea pinnatifida</i>	<i>Osmundea pinnatifida</i>	<i>Osmundea pinnatifida</i>
	<i>Rhodothamniella floridula</i>	<i>Palmaria palmata</i>	<i>Palmaria palmata</i>	<i>Palmaria palmata</i>
		<i>Plumaria plumosa</i>	<i>Plocamium cartilagineum</i>	<i>Plocamium cartilagineum</i>
		<i>Rhodothamniella floridula</i>	<i>Rhodothamniella floridula</i>	
7 espèces	13 espèces	15 espèces	15 espèces	14 espèces

Tableau 2 : Liste des espèces caractéristiques de l'ensemble d'un estran (intertidal) rocheux, hors micro-habitats (**Manche orientale**).

Ascophyllum nodosum
Catenella repens = *Catenella caespitosa*
Chondracanthus acicularis
Chondrus crispus
Cladophora rupestris
Corallina spp. pour *C. elongata* + *C. officinalis* + *Haliptilon squamatum*
Cryptopleura ramosa
Cystoclonium purpureum
Fucus serratus
Fucus spiralis
Fucus vesiculosus
Gelidium spinosum = *G. pulchellum* = *G. latifolium*
Gelidium pusillum
Hildenbrandia rubra = *H. prototypus*
Laminaria digitata
Laminaria saccharina
Laurencia obtusa ou *L. hybrida*
Lithophyllum incrustans
Lithothamnion lenormandii
Lomentaria articulata
Mastocarpus stellatus / *Petrocelis cruenta*
Osmundea pinnatifida = *Laurencia pinnatifida*
Palmaria palmata
Pelvetia canaliculata
Porphyra spp.
Plumaria plumosa
Rhodothamniella floridula
Verrucaria maura

Tableau 3 : Tableau des espèces caractéristiques de l'estran par ceinture pour les sites **Manche orientale/nord Gascogne**

Pc + Fspi	An + Fves	Fser	He + Bb	Ld
<i>Ascophyllum nodosum</i>	<i>Ascophyllum nodosum</i>	<i>Chondrus crispus</i>	<i>Asparagopsis armata/Falkenbergia</i>	<i>Calliblepharis jubata</i>
<i>Catenella repens</i>	<i>Cladophora rupestris</i>	<i>Cladophora rupestris</i>	<i>Bifurcaria bifurcata</i>	<i>Chondracanthus acicularis</i>
<i>Fucus spiralis</i>	<i>Corallina spp.</i>	<i>Corallina spp.</i>	<i>Calliblepharis jubata</i>	<i>Chondrus crispus</i>
<i>Hildenbrandia rubra</i>	<i>Fucus serratus</i>	<i>Cryptopleura ramosa</i>	<i>Chondracanthus acicularis</i>	<i>Corallina spp.</i>
<i>Lichina pygmaea</i>	<i>Fucus vesiculosus</i>	<i>Fucus serratus</i>	<i>Chondrus crispus</i>	<i>Cryptopleura ramosa</i>
<i>Pelvetia canaliculata</i>	<i>Gelidium spinosum (pulchellum/latifolium)</i>	<i>Gelidium spinosum (pulchellum/latifolium)</i>	<i>Cladophora rupestris</i>	<i>Cystoclonium purpureum</i>
<i>Verrucaria maura</i>	<i>Gelidium pusillum</i>	<i>Gelidium pusillum</i>	<i>Corallina spp.</i>	<i>Himanthalia elongata</i>
	<i>Lithophyllum incrustans</i>	<i>Lithophyllum incrustans</i>	<i>Cryptopleura ramosa</i>	<i>Laminaria digitata</i>
	<i>Lithothamnion lenormandii</i>	<i>Lithothamnion lenormandii</i>	<i>Cystoclonium purpureum</i>	<i>Laminaria saccharina</i>
	<i>Lomentaria articulata</i>	<i>Lomentaria articulata</i>	<i>Gelidium spinosum (pulchellum/latifolium)</i>	<i>Laurencia obtusa/L. hybrida</i>
	<i>Mastocarpus stellatus</i>	<i>Mastocarpus stellatus</i>	<i>Himanthalia elongata</i>	<i>Lithophyllum incrustans</i>
	<i>Plumaria plumosa</i>	<i>Osmundea pinnatifida</i>	<i>Laurencia obtusa / L. hybrida</i>	<i>Lomentaria articulata</i>
	<i>Rhodothamniella floridula</i>	<i>Palmaria palmata</i>	<i>Lithophyllum incrustans</i>	<i>Mastocarpus stellatus</i>
		<i>Plumaria plumosa</i>	<i>Lomentaria articulata</i>	<i>Osmundea pinnatifida</i>
		<i>Rhodothamniella floridula</i>	<i>Mastocarpus stellatus</i>	<i>Palmaria palmata</i>
			<i>Osmundea pinnatifida</i>	<i>Plocamium cartilagineum</i>
			<i>Palmaria palmata</i>	<i>Saccorhiza polyschides</i>
			<i>Plocamium cartilagineum</i>	
			<i>Rhodothamniella floridula</i>	

Tableau 4 : Liste des espèces caractéristiques de l'ensemble d'un estran (intertidal) rocheux, hors micro-habitats (**Manche orientale/nord Gascogne**).

Ascophyllum nodosum
Asparagopsis armata/Falkenbergia
Bifurcaria bifurcata
Calliblepharis jubata
Catenella repens
Chondracanthus acicularis
Chondrus crispus
Cladophora rupestris
Corallina spp. Pour *C.elongata* + *C. officinalis* + *Haliptilon squamatum*
Cryptopleura ramosa
Cystoclonium purpureum
Fucus serratus
Fucus spiralis
Fucus vesiculosus
Gelidium pusillum
Gelidium spinosum (pulchellum/latifolium)
Hildenbrandia rubra = *H. prototypus*
Himanthalia elongata
Laminaria digitata
Laminaria saccharina
Laurencia obtusa/L. hybrida
Lichina pygmaea
Lithophyllum incrustans
Lithothamnion lenormandii
Lomentaria articulata
Mastocarpus stellatus / Petrocelis cruenta
Osmundea pinnatifida / Laurencia pinnatifida
Palmaria palmata
Pelvetia canaliculata
Plocamium cartilagineum
Plumaria plumosa
Rhodothamniella floridula
Saccorhiza polyschides
Verrucaria maura

Tableau 5 : Liste des espèces caractéristiques de l'ensemble d'un estran (intertidal) rocheux, hors micro-habitats (**Pertuis Charentais**).

Pc + Fspi	An + Fves	Fser	He + Bb	Ld
<i>Ascophyllum nodosum</i>	<i>Ascophyllum nodosum</i>	<i>Calliblepharis jubata</i>	<i>Calliblepharis jubata</i>	<i>Calliblepharis jubata</i>
<i>Catenella caespitosa</i>	<i>Catenella caespitosa</i>	<i>Chondrus crispus</i>	<i>Callithamnion tetricum</i>	<i>Chondracanthus acicularis</i>
<i>Cladophora rupestris</i>	<i>Cladophora rupestris</i>	<i>Cladophora rupestris</i>	<i>Chondracanthus acicularis</i>	<i>Chondria coerulescens</i>
<i>Fucus spiralis</i>	<i>Corallina spp.</i>	<i>Corallina spp.</i>	<i>Chondrus crispus</i>	<i>Chondrus crispus</i>
<i>Hildenbrandia rubra</i>	<i>Fucus serratus</i>	<i>Fucus serratus</i>	<i>Cladophora rupestris</i>	<i>Corallina spp.</i>
<i>Pelvetia canaliculata</i>	<i>Fucus vesiculosus</i>	<i>Gelidium spinosum (pulchellum/latifolium)</i>	<i>Corallina spp.</i>	<i>Cryptopleura ramosa</i>
<i>Rhodothamniella floridula</i>	<i>Gelidium pusillum</i>	<i>Lithophyllum incrustans</i>	<i>Cryptopleura ramosa</i>	<i>Dictyopteris polypodioides</i>
	<i>Lithophyllum incrustans</i>	<i>Lithothamnion lenormandii</i>	<i>Gelidium spinosum (pulchellum/latifolium)</i>	<i>Dictyota dichotoma</i>
	<i>Lithothamnion lenormandii</i>	<i>Osmundea pinnatifida</i>	<i>Laurencia obtusa / L. hybrida (Osmundea hybrida)</i>	<i>Gelidium spinosum (pulchellum/latifolium)</i>
	<i>Osmundea pinnatifida</i>	<i>Ralfsia verrucosa</i>	<i>Lithothamnion lenormandii</i>	<i>Gracilaria bursa-pastoris</i>
	<i>Ralfsia verrucosa</i>	<i>Rhodothamniella floridula</i>	<i>Lithophyllum incrustans</i>	<i>Gymnogongrus crenulatus</i>
	<i>Rhodothamniella floridula</i>		<i>Lomentaria articulata</i>	<i>Laminaria saccharina</i>
			<i>Osmundea pinnatifida</i>	<i>Laurencia obtusa / L. hybrida (Osmundea hybrida)</i>
			<i>Rhodothamniella floridula</i>	<i>Lithophyllum incrustans</i>
				<i>Osmundea pinnatifida</i>
				<i>Plocamium cartilagineum</i>
				<i>Saccorhiza polyschides</i>
7 espèces	12 espèces	11 espèces	14 espèces	17 espèces

Tableau 6 : Liste des espèces caractéristiques de l'ensemble d'un estran (intertidal) rocheux, hors micro-habitats (**Pertuis Charentais**).

Ascophyllum nodosum
Calliblepharis jubata
Callithamnion tetricum
Catenella caespitosa
Chondracanthus acicularis
Chondria coerulescens
Chondrus crispus
Cladophora rupestris
Corallina spp.
Cryptopleura ramosa
Dictyopteris polypodioides
Dictyota dichotoma
Fucus serratus
Fucus spiralis
Fucus vesiculosus
Gelidium pusillum
Gelidium spinosum (pulchellum/latifolium)
Gracilaria bursa-pastoris
Gymnogongrus crenulatus
Hildenbrandia rubra
Laminaria saccharina
Laurencia obtusa / L. hybrida (Osmundea hybrida)
Lithophyllum incrustans
Lithothamnion lenormandii
Lomentaria articulata
Osmundea pinnatifida
Pelvetia canaliculata
Plocamium cartilagineum
Ralfsia verrucosa
Rhodothamniella floridula
Saccorhiza polyschides

Tableau 7 : Tableau des espèces caractéristiques de l'estran par ceinture pour les sites **Pays Basque**

Ceinture à <i>Corallina</i> spp. et à <i>Caulacanthus ustulatus</i>	Ceinture à <i>Stypocaulon scoparium</i> et <i>Gelidium</i> spp.
<i>Caulacanthus ustulatus</i>	<i>Gelidium</i> spp (<i>corneum</i> / <i>latifolium</i>)
<i>Corallina</i> spp.	<i>Stypocaulon scoparium</i>
<i>Chondracanthus acicularis</i>	<i>Codium adaerens</i>
<i>Colpomenia peregrina</i>	<i>Colpomenia peregrina</i>
<i>Chondria coerulescens</i>	<i>Corallina</i> spp.
<i>Lithophyllum incrustans</i>	<i>Jania rubens</i>
<i>Phymatolithon lenormandii</i>	<i>Lithophyllum incrustans</i>
	<i>Asparagopsis</i> / <i>Falkenbergia</i>
	<i>Caulacanthus ustulatus</i>
	<i>Dictyota dichotoma</i>
	<i>Chondria coerulescens</i>
	<i>Halurus equisetifolius</i>
7 espèces	12 espèces

Tableau 8 : Liste des espèces caractéristiques de la côte intertidale **basque**.

Rhodophyceae	<i>Asparagopsis</i> / <i>Falkenbergia</i>
Rhodophyceae	<i>Caulacanthus ustulatus</i>
Rhodophyceae	<i>Chondracanthus acicularis</i>
Rhodophyceae	<i>Chondria coerulescens</i>
Chlorophyceae	<i>Codium adaerens</i>
Phéophyceae	<i>Colpomenia peregrina</i>
Rhodophyceae	<i>Corallina</i> spp
Phéophyceae	<i>Dictyota dichotoma</i>
Rhodophyceae	<i>Gelidium</i> spp (<i>corneum</i> / <i>latifolium</i>)
Rhodophyceae	<i>Halurus equisetifolius</i>
Rhodophyceae	<i>Jania rubens</i>
Rhodophyceae	<i>Laurencia</i> (<i>obtusa</i> / <i>hybrida</i>)
Rhodophyceae	<i>Lithophyllum incrustans</i>
Rhodophyceae	<i>Phymatolithon lenormandii</i>
Phéophyceae	<i>Stypocaulon scoparium</i>

La liste des espèces ou groupes d'espèces opportunistes dans chacune des ceintures est identique quelque soit les sites :

- Phaeophyceae : Ectocarpales (Ectocarpaceae : *Ectocarpus* spp., *Pylaiella* spp., *Hincksia* spp.)
- Chlorophyceae : *Enteromorpha compressa* (*Ulva compressa*)
Enteromorpha ramulosa
Ulva spp.
- Rhodophyceae : *Ceramium* spp.
Polysiphonia spp. (hormis *P. lanosa* et *P. elongata*)
Boergeseniella spp.
- Microalgues coloniales Diatomées (épiphytes ou épilithes)

II – 2 : Macroalgues subtidales en Manche / Atlantique (Derrien-Courtel et Le Gal, 2011)

Ce protocole ne s'applique que dans les masses d'eau côtières de Manche Atlantique (l'indicateur est considéré comme non pertinent en eau de transition).

Sites concernés :

Chaque site de prélèvement doit présenter des plâtières subtidales rocheuses et seules les ceintures de l'infralittoral présentes sur le site sont étudiées. Pour ce faire, un transect est positionné dans la partie présentant (i) la dénivellation la plus rapide (afin que le transect ne soit pas trop long) et (ii) le nombre maximum de ceintures (et donc l'apparition la plus tardive possible du fond sédimentaire). Puis, après un repérage de surface (sondeur, compas de relevé et dGPS), le transect est posé puis balisé.

Méthode de prélèvement :

Les prélèvements sont réalisés, en plongée, de préférence entre la mi-mars et la mi-juillet, une fois l'an, tous les six ans.

La méthode utilisée est non destructrice et est basée sur une identification qualitative et quantitative *in situ* des espèces repérables à l'œil nu sur des quadrats de 0,25m². Les mesures se font uniquement au niveau de l'infralittoral (infralittoral supérieur et infralittoral inférieur) à 3 profondeurs fixes (-3m C.M.¹, -8m C.M. et -13 C.M.) quand les ceintures algales s'y trouvent, sinon de façon aléatoire au sein de ces ceintures. Les relevés ne concernent que les espèces fixées sur le substrat rocheux. Les espèces épiphytes (fixées sur d'autres algues ou sur les faunes fixées) ne sont pas considérées. Les espèces posant problème et non identifiables sur place peuvent être collectées pour une caractérisation ultérieure au laboratoire.

Une phase expérimentale a permis d'établir la surface optimale à échantillonner, permettant d'étudier les espèces les mieux représentées (soit 95%) des différents niveaux (Derrien-Courtel, 2008). Cela conduit à 10 quadrats de 0,25 m² dans l'infralittoral supérieur et 8 quadrats de 0,25 m² dans l'infralittoral inférieur. Ce principe est appliqué partout sous réserve que les bathymétries soient présentes dans l'infralittoral.

Lorsque les trois bathymétries sont relevées, si certaines ceintures ne sont pas inventoriées (car situées hors bathymétrie), elles font l'objet d'un relevé sur quadrats situés cette fois au sein de(s) la ceinture(s) concernée(s). Dans tous les cas, les quadrats sont positionnés de manière aléatoire, au plus près de la bathymétrie ou au sein de la ceinture, et au plus près du transect (en évitant cependant les failles, les pentes abruptes et le sédiment).

¹ C.M. coefficient moyen

Méthodes d'analyse

Les « macroalgues subtidales » sont analysées selon 5 paramètres qui sont :

- Les limites d'extension en profondeur des ceintures algales ;
- La composition et la densité des espèces structurantes, définissant l'étagement = espèces structurantes ;
- Composition spécifique (espèces caractéristiques et espèces opportunistes) ;
- Richesse spécifique totale ;
- Etude des stipes de *Laminaria hyperborea* et de leurs épibioses (critère non pris en compte sur la côte basque. *L. hyperborea* étant absente).

1- Limites d'extension en profondeur des ceintures algales.

Elles sont relevées du fond vers la surface (profondeur par la suite corrigée pour être ramenée au niveau du zéro des cartes marines du SHOM). A chaque limite de ceinture algale, les paramètres mesurés sont la profondeur, l'heure et la date. Les ceintures sont définies par rapport à la présence ou l'absence d'algues référentes, ainsi que leur abondance. L'établissement des ceintures est fait en référence à *Castric-Fey et al, (1973, 1978, 2001)*, et tient compte du type du milieu selon qu'il soit peu turbide ou très turbide. Dans les 2 cas, les ceintures seront caractérisées selon 3 niveaux.

Dans le cas des milieux peu turbides on les observera selon les niveaux suivant. Des adaptations ont dues être faites pour le cas du Pays Basque :

Niveau 1 : Horizon à *Laminaria digitata* (en mode battu : ceinture de *Laminaria digitata* denses frange infralittorale (facultative) ; en mode calme : *Laminaria digitata* clairsemées, *Saccharina latissima*, pelouse à *Padina* (facultative).

Cas du Pays Basque : Horizon à *Padina pavonica*, pelouse à *Padina* (facultative)

Niveau 2 : Horizon à laminaires denses (« kelp forest », ou à Fucales sous-marines denses). En mode battu : forêt de laminaires denses ; en mode calme : prairies de *Cystoseira* et *Halidrys*) = étage infralittoral supérieur. Pour cette ceinture, on compte plus de 3 pieds de laminaires par mètre carré.

Cas du Pays Basque : Horizon à *Cystoseires* denses, prairies de *Cystoseira* = étage infralittoral supérieur. Pour cette ceinture, on compte plus de 3 pieds de *Cystoseires* par mètre carré.

Niveau 3 : Horizon à laminaires clairsemées («laminarian park»), ou à Fucales sous-marines clairsemées et prairies denses d'algues de petite taille (en mode battu : laminaires clairsemées ; en mode calme : prairies de *Solieria chordalis*) = étage infralittoral inférieur. Pour cette ceinture, on compte moins de 3 pieds de laminaires par mètre carré.

Cas du Pays Basque : Horizon à *Cystoseires* clairsemées, = étage infralittoral inférieur. Pour cette ceinture, on compte moins de 3 pieds de *Cystoseires* par mètre carré.

Dans le cas des milieux très turbides :

Niveau 1 : Sur la roche, présence facultative de *Padina pavonica*.

Niveau 2 : Champ de *Sargassum muticum* et/ou *Halidrys siliquosa*, parfois associés à *Saccharina latissima*, *Laminaria hyperborea*, et/ou *Saccorhiza polyschides*. Sous-strate de *Rhodophycées sciaphiles*. Dominance des algues sur la faune fixée = étage infralittoral supérieur.

Niveau 3 : Rares *Sargassum muticum* et/ou *Halidrys siliquosa* en touffes dispersées. Abondance des algues *Rhodophycées sciaphiles* comme *Solieria chordalis* et de la faune fixée = étage infralittoral inférieur.

Dans le cadre du protocole d'analyse du suivi DCE, les niveaux 1 et 2 sont regroupés (et nommé niveau 1+2), et bien séparé du niveau 3. Cependant, même si les niveaux 1 et 2 sont regroupés, il est important de noter la présence de la ceinture de niveau 1.

Le relevé des limites d'extension en profondeur des différentes ceintures algales permet de connaître la profondeur atteinte par les niveaux 1-2 et le niveau 3.

2- La composition et la densité des espèces structurantes, définissant l'étagement

Ces paramètres sont relevés au niveau des quadrats, par comptage des pieds, dans les niveaux (1+2) et 3.

Les espèces à dénombrer sont présentées dans le tableau 9 :

Tableau 9 : Liste des espèces définissant l'étagement selon le type de milieu et l'écorégion (en Manche orientale et dans le Pays Basque, il n'y a pas de masses d'eau turbide concernées par cet indicateur).

		Ecorégions		
		Pays de Loire-Manche occidentale	Manche orientale	Pays Basque
Type de milieu	Peu turbide	<i>Laminaria digitata</i>	<i>Laminaria digitata</i>	<i>Cystoseira spp.</i>
		<i>Laminaria hyperborea</i>	<i>Laminaria hyperborea</i>	<i>Laminaria ochroleuca</i>
		<i>Laminaria ochroleuca</i>	<i>Laminaria ochroleuca</i>	<i>Saccorhiza polyschides</i>
		<i>Saccorhiza polyschides</i>	<i>Saccorhiza polyschides</i>	jeunes laminaires indéterminées
		jeunes laminaires indéterminées	jeunes laminaires indéterminées	
	Turbide	<i>Padina pavonica</i>		
		<i>Solieria chordalis</i>		
		<i>Halidrys siliquosa</i>		
		<i>Cystoseira spp</i>		
		<i>Sargassum muticum</i>		
		<i>Saccharina latissima</i>		
		<i>Laminaria hyperborea</i>		
		<i>Saccorhiza polyschides</i>		
jeunes laminaires indéterminées				

3- Composition spécifique

Dans chacun des 3 niveaux, il est ainsi réalisé un dénombrement des espèces caractéristiques, opportunistes et indicatrices du bon état écologique. Voir tableaux en annexe.

Les espèces caractéristiques sont déterminées selon leur appartenance à une écorégions (Manche Orientale, Pays de Loire-Manche Occidentale, Pays Basque), pour lesquelles des tableaux de listes (tableaux 10, 11 et 12), selon les ceintures (niveau (1+2) et 3) et le type de milieu ont été établis (peu turbide, turbide). Les espèces caractéristiques sont comptées en nombre d'espèces présentes.

Tableau 10 : Liste des espèces caractéristiques des niveaux 1-2 des milieux peu turbides pour les 3 écorégions

	Pays de Loire-Manche occidentale	Manche orientale	Pays Basque
	Niveau 1-2		
Phéophycées	<i>Dictyopteris polypodioides</i>	<i>Dictyota dichotoma</i>	<i>Cystoseira spp.</i>
	<i>Dictyota dichotoma</i>	<i>Laminaria saccharina</i>	<i>Dictyopteris polypodioides</i>
	<i>Halopteris filicina</i>	<i>Sargassum muticum</i>	<i>Dictyota dichotoma</i>
	<i>Laminaria hyperborea</i>		<i>Stypocaulon scoparium</i>
			<i>Taonia atomaria</i>
			<i>Zanardinia typus</i>
Rhodophycées	<i>Acrosorium venulosum</i>	<i>Ahnfeltia plicata</i>	<i>Callophyllis laciniata</i>
	Algues calcaires dressées	Algues calcaires dressées	
	<i>Bonnemaisonia asparagoides</i>	<i>Apoglossum ruscifolium</i>	<i>Champia parvula</i>
	<i>Calliblepharis ciliata</i>	<i>Calliblepharis ciliata</i>	<i>Corallina sp.</i>
	<i>Callophyllis laciniata</i>	<i>Calliblepharis jubata</i>	<i>Drachiella spectabilis</i>
	<i>Cryptopleura ramosa</i>	<i>Callophyllis laciniata</i>	<i>Gelidium spp</i>
	<i>Delesseria sanguinea</i>	<i>Cladostephus spongiosus</i>	<i>Halopithys incurva</i>
	<i>Dilsea carnosa</i>	<i>Cordylecladia erecta</i>	<i>Halurus equisetifolius</i>
	<i>Drachiella spectabilis</i>	<i>Cruoria pellita</i>	<i>Jania rubens</i>
	<i>ErythroglOSSum laciniatum</i>	<i>Cryptopleura ramosa</i>	<i>Lithophyllum incrustans</i>
	<i>Halurus equisetifolius</i>	<i>Dilsea carnosa</i>	<i>Nitophyllum punctatum</i>
	<i>Heterosiphonia plumosa</i>	<i>ErythroglOSSum laciniatum</i>	<i>Peyssonnelia spp.</i>
	<i>Kallymenia reniformis</i>	<i>Halurus equisetifolius</i>	<i>Phyllophora crispa</i>
	<i>Meredithia microphylla</i>	<i>Heterosiphonia plumosa</i>	<i>Plocamium cartilagineum</i>
	<i>Phyllophora crispa</i>	<i>Phyllophora crispa</i>	<i>Pterosiphonia complanata</i>
	<i>Phymatolithon lenormandii</i>	<i>Phyllophora pseudoceranoïdes</i>	<i>Pterosiphonia pennata</i>
	<i>Plocamium cartilagineum</i>	<i>Phymatolithon lenormandii</i>	<i>Rhodymenia pseudopalmata</i>
	<i>Rhodymenia pseudopalmata</i>	<i>Plocamium cartilagineum</i>	<i>Sphondylothamnion multifidum</i>
	<i>Sphaerococcus coronopifolius</i>	<i>Polyneura bonnemaisonii</i>	
		<i>Rhodymenia pseudopalmata</i>	

Tableau 11 : Liste des espèces caractéristiques du niveau 3 des milieux peu turbides pour les 3 écorégions

Peu turbide	Pays de Loire-Manche occidentale	Manche orientale	Pays Basque
	Niveau 3		
Phéophycées	<i>Dictyopteris polypodioides</i>	<i>Dictyopteris polypodioides</i>	Algues brune encroûtante
	<i>Dictyota dichotoma</i>	<i>Dictyota dichotoma</i>	<i>Cystoseira</i> spp.
	<i>Halopteris filicina</i>	<i>Halopteris filicina</i>	<i>Dictyopteris polypodioides</i>
	<i>Laminaria hyperborea</i>	<i>Laminaria hyperborea</i>	<i>Dictyota dichotoma</i>
			<i>Halopteris filicina</i>
			<i>Zanardinia typus</i>
Rhodophycées	<i>Acrosorium venulosum</i>	<i>Acrosorium venulosum</i>	<i>Calliblepharis ciliata</i>
	<i>Bonnemaisonia asparagoides</i>	<i>Bonnemaisonia asparagoides</i>	<i>Callophyllis laciniata</i>
	<i>Calliblepharis ciliata</i>	<i>Calliblepharis ciliata</i>	<i>Gelidium corneum</i>
	<i>Callophyllis laciniata</i>	<i>Callophyllis laciniata</i>	<i>Heterosiphonia plumosa</i>
	<i>Cruoria pellita</i>	<i>Cruoria pellita</i>	<i>Lithophyllum incrustans</i>
	<i>Cryptopleura ramosa</i>	<i>Cryptopleura ramosa</i>	<i>Mesophyllum lichenoides</i>
	<i>Delesseria sanguinea</i>	<i>Delesseria sanguinea</i>	<i>Nitophyllum punctatum</i>
	<i>Heterosiphonia plumosa</i>	<i>Heterosiphonia plumosa</i>	<i>Peyssonnelia</i> spp.
	<i>Kallymenia reniformis</i>	<i>Kallymenia reniformis</i>	<i>Phyllophora crispa</i>
	<i>Meredithia microphylla</i>	<i>Meredithia microphylla</i>	<i>Plocamium cartilagineum</i>
	<i>Phyllophora crispa</i>	<i>Phyllophora crispa</i>	<i>Pterosiphonia complanata</i>
	<i>Phymatolithon lenormandii</i>	<i>Phymatolithon lenormandii</i>	<i>Rhodymenia pseudopalmata</i>
	<i>Plocamium cartilagineum</i>	<i>Plocamium cartilagineum</i>	
<i>Polyneura bonnemaisonii</i>	<i>Polyneura bonnemaisonii</i>		

Tableau 12 : Liste des espèces caractéristiques des niveaux 1-2 et 3 des milieux turbides pour les 3 écorégions

Turbide	Pays de Loire-Manche occidentale	
	Niveau 1-2	Niveau 3
Phéophycées	<i>Cystoseira spp.</i>	<i>Dictyopteris polypodioides</i>
	<i>Dictyopteris polypodioides</i>	<i>Sargassum muticum</i>
	<i>Dictyota dichotoma</i>	
	<i>Halidrys siliquosa</i>	
	<i>Padina pavonica</i>	
	<i>Sargassum muticum</i>	
Rhodophycées	<i>Apoglossum ruscifolium</i>	<i>Apoglossum ruscifolium</i>
	<i>Calliblepharis ciliata</i>	<i>Bonnemaisonia asparagoides</i>
	<i>Calliblepharis jubata</i>	<i>Calliblepharis ciliata</i>
	<i>Callophyllis laciniata</i>	<i>Callophyllis laciniata</i>
	<i>Chondria dasyphylla</i>	<i>Chylocladia verticillata</i>
	<i>Cryptopleura ramosa</i>	<i>Cryptopleura ramosa</i>
	<i>Erythroglossum laciniatum</i>	<i>Erythroglossum laciniatum</i>
	<i>Kallymenia reniformis</i>	<i>Heterosiphonia plumosa</i>
	<i>Nitophyllum punctatum</i>	<i>Nitophyllum punctatum</i>
	<i>Phyllophora crispa</i>	<i>Phyllophora crispa</i>
	<i>Plocamium cartilagineum</i>	<i>Phymatolithon lenormandii</i>
	<i>Polyneura bonnemaisonii</i>	<i>Plocamium cartilagineum</i>
	<i>Pterothamnion spp.</i>	<i>Polyneura bonnemaisonii</i>
	<i>Rhodophyllis spp.</i>	<i>Pterothamnion plumula</i>
	<i>Solieria chordalis</i>	<i>Rhodophyllis divaricata</i>
	<i>Solieria chordalis</i>	

Les espèces opportunistes (tableau 13) sont comptées en nombre d'individus. Ces espèces sont les mêmes pour les niveaux 1-2 et 3 et pour les 3 régions exception faite de *Codium spp.* et *Cladophora spp.* Qui sont considérées comme opportunistes pour le Pays Basque.

Tableau 13 : Liste des espèces opportunistes

Groupe taxonomique	Espèces	Remarque
Chlorophycées	<i>Codium spp.</i>	Considérées comme opportunistes pour l'écorégion pays basque uniquement
	<i>Cladophora spp.</i>	
	<i>Enteromorpha spp.</i>	
	<i>Ulva spp.</i>	
Microalgues coloniales	Diatomées (filamenteuses)	
Phéophycées	<i>Desmarestia ligulata</i>	
	<i>Ectocarpales</i>	
	<i>Hincksia spp.</i>	
Rhodophycées	<i>Ceramium spp.</i>	
	<i>Hypoglossum hypoglossoides</i>	
	<i>Heterosiphonia japonica</i>	
	<i>Polysiphonia spp.</i> (hormis <i>P.lanosa</i> et <i>P.elongata</i>)	

Pour chaque écorégion, deux espèces sont définies comme indicatrices d'un bon état écologique. Pour Manche orientale et Pays de Loire-Manche occidentale, les espèces indicatrices sont *Laminaria digitata* et *Padina pavonica* ; pour le Pays Basque, il s'agit de *Gelidium corneum* et *Padina pavonica*. La présence de ces espèces est à noter car elles interviennent dans le calcul de l'indice final.

4- Richesse spécifique totale.

Les mesures de richesse spécifique totale seront réalisées dans 10 quadrats de 0,5 x 0,5 m (soit une surface finale de 2,5 m²) pour l'infralittoral supérieur (= niveaux (1+2)) et dans 8 quadrats (2 m²) pour l'infralittoral inférieur (= niveau 3). Si la surface d'échantillonnage est supérieure à ces valeurs, on effectue une sélection aléatoire afin de retenir le nombre de quadrats requis.

La diversité floristique correspond au nombre total de taxons recensés au sein de la surface d'échantillonnage correspondant au niveau. Pour les espèces difficiles à identifier *in situ*, il est possible de faire un prélèvement pour une détermination ultérieure en laboratoire.

5- Stipes de *Laminaria hyperborea* – épibioses

Ce paramètre (sauf pour le pays Basque) comprend une mesure de la longueur

moyenne des stipes de *Laminaria hyperborea* ainsi que de la surface moyenne des épibioses. En fonction du niveau ((1+2) et 3) auquel on se trouvera 2 barèmes seront appliqués.

Les mesures s'effectueront sur des stipes choisis de manière aléatoire dans les niveaux : 10 stipes pour le niveau (1+2) et 10 stipes pour le niveau 3.

Sur ces stipes sont alors relevés :

- la longueur totale du stipe (du début de la lame au début du crampon)
- la surface moyenne occupée par l'ensemble des épibioses. Il s'agit d'estimer la surface occupée par l'ensemble des épibioses dans un plan : [hauteur le long du stipe] x [la largeur perpendiculairement au stipe] x 2 (si les épibioses sont développés sur tout le pourtour du stipe).

II – 2 - Les angiospermes

• **Les zostères en Manche- Atlantique (Auby et al., 2011)**

Zostera noltii

Le protocole français, utilisé depuis 2007 pour le suivi stationnel des herbiers intertidaux de *Zostera noltii*, a été modifié à la fin 2011. Il était basé sur plusieurs métriques dont trois ont été retenues pour la proposition d'un indicateur de qualité Angiospermes des herbiers à *Zostera noltii* (Auby et al., 2010). Ces trois métriques sont 1) la composition taxinomique, 2) l'extension spatiale de l'herbier et 3) le développement de l'herbier en termes non exclusifs de densité, biomasse et taux de recouvrement des herbiers à *Zostera noltii*. Ce protocole inspiré de celui mis en place par le réseau REBENT, présentait plusieurs inconvénients, en particulier pour la troisième métrique.

Ces inconvénients sont au nombre de quatre :

- le suivi stationnel était limité dans l'espace du fait de l'acquisition d'une information trop localisée sur la masse d'eau pour les taux de recouvrement, densités et biomasses d'herbier ;

- l'acquisition des données de biométrie foliaire liées à la troisième métrique « densité des herbiers à *Zostera noltii* » était très fastidieuse et trop chronophage au laboratoire ;

- les données acquises liées à l'ensemble des métriques suivies n'étaient pas toutes utilisées pour le calcul de l'indicateur Angiospermes car *in fine* pas toutes pertinentes ;

- la fréquence actuelle d'acquisition des données tous les 3 ans ne permettait pas de rendre compte de la variabilité inter-annuelle des herbiers ni de changements brusques d'une pression pouvant être répercutées par l'herbier à *Zostera noltii* sur un laps de temps annuel.

Les attendus de ce nouveau protocole sont donc de mieux caractériser à méso échelle l'état des herbiers d'une masse d'eau et de réduire le temps et le coût de traitement des données au laboratoire. La contrepartie d'un protocole plus simple serait sa mise en œuvre chaque année.

• **Stratégie**

Parmi les trois métriques retenues pour l'indicateur DCE à savoir 1) la composition taxinomique, 2) l'extension spatiale de l'herbier et 3) le développement de l'herbier, il est proposé de conserver les deux premières métriques et de modifier, en la simplifiant, la troisième métrique.

- La métrique « composition taxinomique » s'appuiera sur un arpentage des alentours de chaque station pour déterminer si *Zostera marina* var. *angustifolia* (variété à petites feuilles, souvent présentes dans les cuvettes) est ou non présente sur la station et ses alentours. Cette prospection s'avère nécessaire surtout dans les cas où cette variété était connue historiquement des herbiers d'une masse d'eau. Si elle est présente, elle sera alors prise en compte dans le nombre « d'espèces et/ou variétés » afin d'assurer la cohérence avec les autres protocoles européens (voir l'analyse de Auby *et al.*, 2010).

- La métrique « densité des herbiers à *Zostera noltii* » s'appuiera sur la mesure du taux de recouvrement (et non plus des densités et des biomasses), de la même façon que les protocoles d'autres pays européens (voir l'analyse de Auby *et al.*, 2010). L'utilisation de classes de recouvrements et de leurs médianes associées dans le calcul de la métrique permet alors d'être en cohérence avec les protocoles DCE français utilisés pour l'indicateur macroalgues intertidales (Ar Gall & Le Duff, 2007).

Remarque : Trois paramètres supplémentaires sont relevés même si ceux-ci n'interviennent pas dans la métrique Zostère. Il s'agit de paramètres accompagnateurs potentiellement explicatifs sur le long terme de l'état évolutif des herbiers (dans la suite de ce texte, ce qui relève des ces paramètres sera noté en italique) :

- *la granulométrie et la teneur en matière organique si celles-ci ne sont pas déjà incluses dans un autre suivi DCE ;*
- *la biomasse des macroalgues par grands groupes (algues vertes, rouges et brunes) ;*
- *le nombre et la localisation des oiseaux herbivores consommateurs de *Zostera noltii* (bernaches, cygnes) quand ces données sont disponibles.*

• **Echantillonnage**

- L'échantillonnage sur le terrain est réalisé entre la fin août et la mi-septembre, période de biomasses maximales.

• **Station et points**

Une station est constituée d'une grille rectangle de 100 x 80 m, dont chaque ligne et chaque colonne sont espacées de 20 m. Une station compte donc 30 points situés à l'intersection des 6 colonnes avec les 5 lignes (voir schéma ci-dessous).

Les coordonnées géographiques des points affectés à ces intersections sont codifiées par un code lettre-chiffre allant du code A1 au code F5 (voir schéma ci-dessous). Ces coordonnées sont préalablement saisies dans le GPS, permettant si nécessaire de faire un trajet en direction de ce point par lecture du GPS.

Le point DCE « Herbier de *Zostera noltii* » est positionné au point D3 approximativement au centre de cette grille.

	A	B	C	D	E	F
1						
2						
3				●		
4						
5						

Cette grille de points est définie une fois pour toute en chaque station puis réutilisée telle quelle pour les suivis ultérieurs. Une telle stratégie est utilisée dans le protocole indicateur macroalgues intertidales avec retour régulier sur les points de suivi (Ar Gall & le Duff, 2007).

• **Matériel**

Pour l'estimation des taux de recouvrement :

- 1 cadrat plat 50 X 50 cm soit 0,25 m² ;
- 1 appareil photo numérique ;
- *Poches en plastique préalablement numérotées (pour macroalgues) ;*
- 1 GPS, éventuellement programmé pour la récolte des données ;
- Une plaque en formica pour écriture en milieu humide si les données ne sont pas saisies directement dans le GPS ;
- 1 plaquette formica avec marqueur effaçable pour indiquer le code des points.

Pour le sédiment :

- *Carottiers (diamètres 9 cm et 3 cm) ;*
- *Pots ou sacs préalablement numérotés.*

• **Taux de recouvrement des zostères et biomasses macroalgues**

Une observation sur chacun des 30 points de la station comporte :

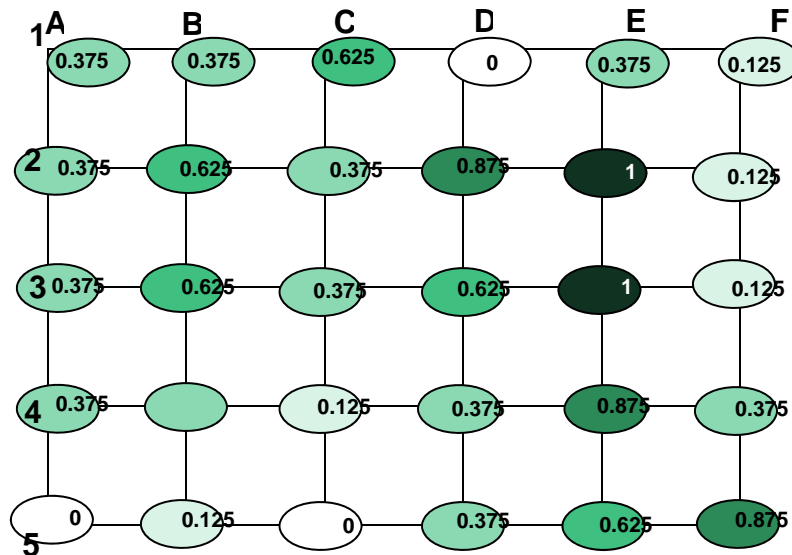
- La pose du cadrat de 50 X 50 cm
- *Le prélèvement des macroalgues, en distinguant algues vertes, algues brunes et algues rouges, avec prélèvement dans un sachet plastique différent si nécessaire, et numéroté pour l'estimation des biomasses. En cas d'absence de macroalgues, le noter.*
- La prise d'une photo à la verticale en plein cadre sur pied en prenant garde à ce que l'ombre soit répartie sur toute la photo (parasol ou opérateur). Poser sur le côté du cadre la plaquette formica avec

code station -année– lettre et chiffre du point

- L'estimation visuelle des taux de recouvrement des zostères avec report de la valeur médiane de classe selon la correspondance du tableau ci-dessous. Les classes de recouvrement sont : 0, 0-25, 25-50, 50-75, 75-100, 100.
 - Le « 0 » est un vrai 0 % avec absence de zostère ;
 - Le « 100 » est un vrai 100% avec possibilité de plusieurs couches de feuilles superposées.

Classe de taux de recouvrement (%)	0	0-25	25-50	50-75	75-100	100
Médiane	0	0,125	0,375	0,625	0,875	1

- Le report des valeurs médianes sur la plaquette où figure le schéma de la grille (voir schéma ci-dessous) ou bien une saisie dans le GPS si celui-ci le permet. Un exemple de report est fourni dans le tableau ci-dessous (ainsi, sur le point D3, la valeur de la médiane est de 0,625).



• Sédiment

Si la station n'est pas échantillonnée dans le cadre du suivi d'autres indicateurs :

- Pour la **granulométrie**, prélever 3 carottes sur l'emprise de la station (5 cm de profondeur, 9 cm de diamètre) ; mettre chaque carotte dans un pot en plastique ou un sac numéroté,
- Pour la **matière organique**, prélever 9 carottes sur l'emprise de la station (5 cm de profondeur, 3 cm de diamètre) ; mettre chaque carotte dans un pot en plastique ou un sac numéroté.

• Au laboratoire

• *Taux de recouvrement zostères*

Il s'agit de conforter le taux de recouvrement donné par l'observation visuelle sur le terrain avec une analyse semi-automatique des photos à l'aide d'un logiciel du domaine public :

- Renommer les fichiers photo par leur code de point : Code station (initiales de la station)-année-lettre-chiffre ;
- Utiliser le logiciel Image J pour confirmer par calcul la valeur médiane du taux de recouvrement des zostères sur chaque point obtenu sur le terrain ;
- Le calcul obtenu doit être rattaché à une classe de recouvrement et correspond à la valeur médiane de la classe de recouvrement (voir le tableau ci-dessus des classes de recouvrement et médianes associées). L'intérêt de cette approche est double : 1) elle est cohérente avec l'approche développée pour l'indicateur macroalgues intertidales (Ar Gall & Le Duff, 2007) et 2) elle permet de minimiser les biais liés à l'utilisation du logiciel Image J par plusieurs utilisateurs en ne retenant dans le calcul de la métrique que la valeur médiane d'un intervalle de classe.

• *Macroalgues*

Dès le retour du terrain, congeler les échantillons à – 20°C.

Par la suite, lavage et séchage des échantillons à l'étuve (48 h minimum à 60°C), puis pesée à 0,1 g.

• *Sédiment*

Granulométrie

De retour au laboratoire, réunir et homogénéiser les trois prélèvements de sédiment destinés à la granulométrie, Si nécessaire, retirer les coquilles de mollusques et les végétaux dans cet échantillon. Congeler à –20°C.

S'il est impossible d'homogénéiser les prélèvements au retour au laboratoire, on peut congeler immédiatement les échantillons, Dans ce cas, le pré-traitement sera réalisé juste avant les analyses,

Par la suite, granulométrie sur colonne humide,

Matière organique

Dès le retour du terrain, congeler les échantillons à -20°C ;

Par la suite :

- *Retirer les débris végétaux et la faune du sédiment. Mesurer le poids sec (48 h minimum à l'étuve à 60°C). Mesurer le poids de cendres (4 h au four à 450°C), Calculer le AFDW (= Psec - Pcendres).*
- *Le pourcentage de matière organique se calcule de la façon suivante : $AFDW \times 100 / PSec$.*

Zostera marina

Remarque préalable : comme précédemment, plusieurs paramètres accompagnateurs, potentiellement explicatifs sur le long terme de l'état évolutif des herbiers, sont relevés même si ceux-ci n'interviennent pas dans la métrique Zostère (dans la suite de ce texte, ce qui relève de ces paramètres sera noté en italique) .

1. Echantillonnage sur le terrain

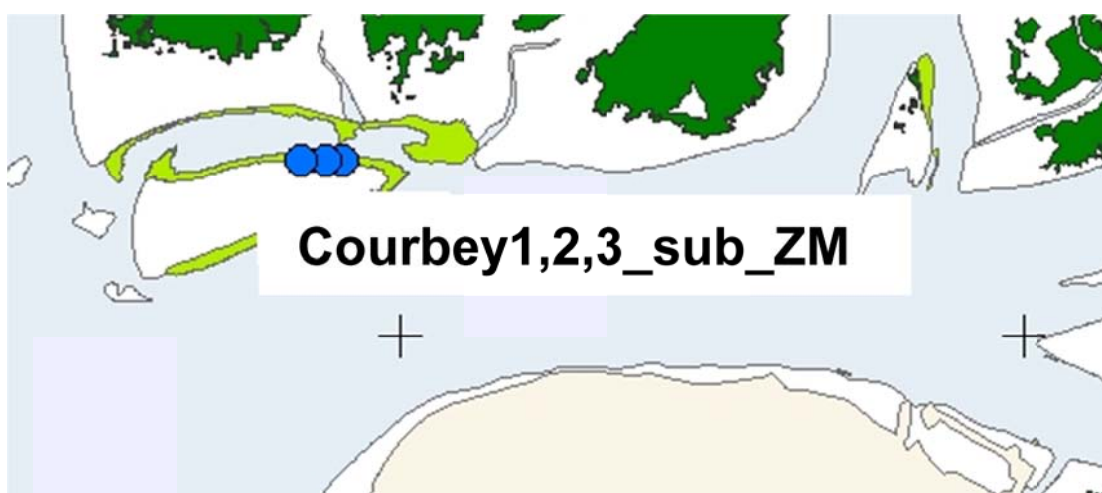
- **Date**

En Manche et Bretagne au printemps.

En Aquitaine, fin août - début septembre, période de biomasse maximale.

- **Station et points**

Il a été décidé d'échantillonner une station de *Zostera marina* par masse d'eau. Chaque station est composée de trois sous-stations (dénommées points), réparties sur l'ensemble du site et situées sur un même niveau bathymétrique.



Localisation des 3 points composant la station : Exemple de la masse d'eau « Arcachon amont ».

Les trois points composant la station doivent être choisis dans un secteur homogène et représentatif de l'herbier considéré, en évitant les zones de bordures.

Il conviendra, lors de l'échantillonnage, de vérifier que le type biosédimentaire correspond bien à celui décrit lors des campagnes précédentes.

Tous les prélèvements sont réalisés dans les zones couvertes par les

zostères.

- **Matériel**

- Truelle.
- Cadres 0,04 m² (20 cm de côté) ou 0,1 m² (31,6 cm de côté).
- Carottiers sédiment granulométrie (9 cm de diamètre)
- Carottiers sédiment MO (diamètre 3-4 cm)
- Poches plastique pour les végétaux
- Pots pour sédiment
- Appareil photo, si jugé utile

- **Zostères et macroalgues**

Sur chaque point, les opérations sont les suivantes :

- Comptage du nombre de pieds de zostères *in situ* dans deux cadrats de 0,1 m² (ou 2 fois 2 cadrats de 0,04m² : dans ce cas, les densités dans 2 cadrats seront ajoutées).
- Prélèvement de deux cadrats de 0,1 m² (ou deux fois deux cadrats de 0,04 m²) sur 5 à 10 cm de profondeur (découpage avec une truelle). L'ensemble de la matre (pieds de zostères avec rhizomes, macroalgues) est mis en sacs séparément si surface = 0,1 m², deux par deux si deux fois 0,04 m².
- Si possible, prendre quelques photos du site.

- **Epiphytes et wasting disease**

Dix pieds de zostères sont prélevés aléatoirement autour de chaque point et mis en sac pour quantifier les algues épiphytes et le wasting disease.

Il faut veiller à prélever des pieds intacts (feuilles non-cassées) jusqu'au rhizome, et ne pas écraser ces sacs.

- **Sédiment**

- Pour la **granulométrie**, prélever 1 carotte par point, soit 3 par station (5 cm de profondeur, 9 cm de diamètre) ; les 3 carottes sont ensuite réunies dans le même pot.
- Pour la **matière organique**, prélever 3 carottes par point, soit 9 par station (5 cm de profondeur, 3 cm de diamètre) ; mettre chaque carotte dans un pot en plastique ou un sac numéroté.

2. De retour au laboratoire

Au retour du terrain, tamiser les prélèvements de zostères + macroalgues sur maille de 1 ou 2 mm. Séparer les zostères des macroalgues (par catégorie : vertes, rouges, brunes) et congeler à -20°C.

- **Zostères**

Densité et biométrie sur l'échantillon prélevé

Pour chacun des 6 échantillons (2 par point)

- dénombrer les pieds.

Réaliser des mesures biométriques sur l'ensemble des pieds :

Nombre de feuilles par pied puis, pour chaque feuille :

- longueur de la gaine (depuis le nœud basal jusqu'en haut de la gaine)

- longueur du limbe (depuis le haut de la gaine jusqu'en haut de la feuille)
- largeur de la feuille (mesurée dans la zone moyenne)

NB : Les feuilles sont numérotées de la plus jeune (1. La plus courte, la moins épiphytée et la moins atteinte par la maladie) à la plus vieille (X : La plus longue, la plus épiphytée et la plus atteinte par la maladie).

Biomasses

- Mesurer le poids sec (après 48 h à l'étuve à 60°C) de l'ensemble des limbes (depuis le haut de la gaine jusqu'en haut de la feuille).
- Mesurer le poids sec (après 48 h à l'étuve à 60°C) de l'ensemble des gaines (depuis le nœud basal jusqu'au sommet de la gaine).
- Mesurer le poids sec des rhizomes + racines.

Si possible, mesurer le poids de cendres (après 4 h au four à 450°C). Calculer le PSSC (=PS-Pcendres).

NB : Ces mesures permettent, entre autres, d'obtenir des rapports biomasse/surface des feuilles, qui seront ensuite utilisés pour rapporter les biomasses d'épiphytes à une biomasse de feuilles (dont on ne mesurera que la surface).

Epiphytes et wasting disease

Les mêmes pieds seront utilisés pour les deux opérations.

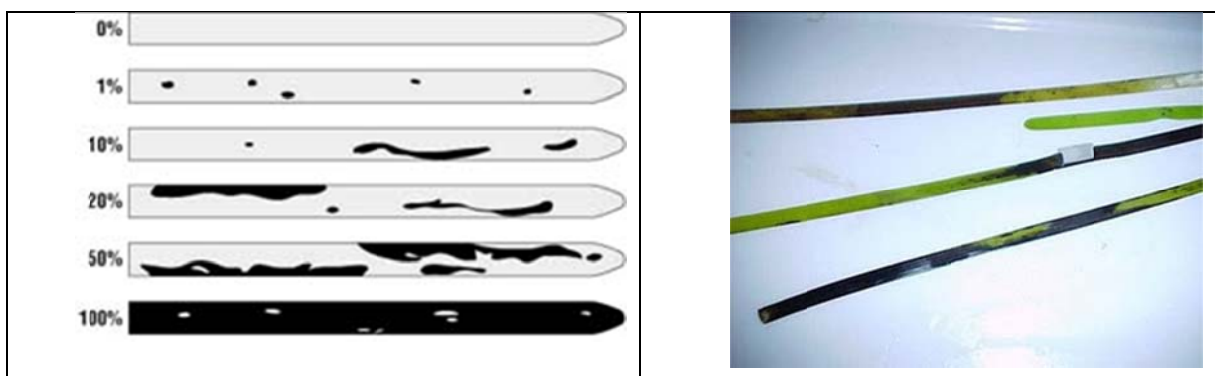
Epiphytes

Il s'agit d'estimer la biomasse d'épiphytes présents sur les feuilles.

Wasting disease

Il s'agit d'estimer le pourcentage de zones noires, voire blanches, bien délimitées (à ne pas confondre avec des tâches brunes plus diffuses dues à la dégradation des pigments chlorophylliens de la feuille plus parfois nécrose blanche qui fait des entailles sur les zones noircies) sur les feuilles.

Ces pourcentages s'apprécient à partir des images suivantes :



Pour chaque échantillon de 10 pieds provenant de chacun des 3 points :

- Racler les épiphytes présents sur les feuilles des 10 pieds. Les recueillir sur une feuille d'aluminium préalablement pesée et gravée. Conserver les pieds.
- Mesurer le poids sec (après 48 h à l'étuve à 60°C) des épiphytes
- Mesurer le poids de cendres (après 4 h au four à 450°C) des épiphytes. Calculer le PSSC (=PS-Pcendres).

Pour chaque échantillon de 10 pieds provenant de chacun des 3 points :

Nombre de feuilles par pied puis, pour chaque feuille :

- longueur du limbe (depuis le haut de la gaine jusqu'en haut de la feuille)
- largeur de la feuille (zone moyenne)
- pourcentage de maladie estimé sur la feuille

NB : Les feuilles sont numérotées de la plus jeune (1. La plus courte, la moins épiphytée et la moins atteinte par la maladie) à la plus vieille (X : La plus longue, la plus épiphytée et la plus atteinte par la maladie)

• **Macroalgues**

Pour chacun des 6 échantillons de macroalgues (2 par point), les 3 catégories d'algues non épiphytes (vertes, brunes ou rouges) sont séparées.

Les biomasses (poids sec PS) des algues par catégorie sont mesurées (à 0,1g) après séchage à l'étuve : 48 heures minimum à 60°C.

Si possible, mesurer le poids de cendres (après 4 h au four à 450°C). Calculer le PSSC (=PS-Pcendres).

• **Sédiment**

Granulométrie

De retour au laboratoire, homogénéiser les trois prélèvements de sédiment destinés à la granulométrie. Si nécessaire, retirer les coquilles de mollusques et les végétaux dans cet échantillon. Congeler à -20°C.

S'il est impossible d'homogénéiser les prélèvements au retour au laboratoire, on peut congeler immédiatement les échantillons, Dans ce cas, le prétraitement sera réalisé juste avant les analyses.

Par la suite, **granulométrie** sur colonne humide.

Matière organique

Dès le retour du terrain, congeler les échantillons à -20°C ;

Par la suite :

- Retirer les débris végétaux et la faune du sédiment. Mesurer le poids sec (48 h minimum à l'étuve à 60°C). Mesurer le poids de cendres (4 h au four à 450°C)
- Calculer le PSSC (= Psec - Pcendres)
- Le pourcentage de matière organique se calcule de la façon suivante : $PSSC \times 100 / PSec$.

III – Réflexion sur la spécificité des sources d'incertitudes en hydrobiologie marine

En l'absence de document de cadrage Aquaref sur les orientations des actions à entreprendre concernant l'évaluation des incertitudes en hydrobiologie, nous avons mené en interne Ifremer une réflexion sur la notion d'incertitude et sa spécificité en hydrobiologie marine. Ce travail a fait l'objet d'une présentation par Dominique Soudant (annexe 1) lors du séminaire « Surveillance des milieux aquatiques – de la maîtrise de la qualité des données à la prise de décision : quid des incertitudes ? » qui s'est tenu au LNE à Paris, le 7 décembre 2011 (l'Ifremer était représenté par Dominique Soudant, Hubert Grossel et Laurence Miossec).

Les auteurs concluent que s'il existe des spécificités marines propres aux caractéristiques physiques et chimiques du milieu marin et aux méthodes développées pour mesurer les éléments de qualité biologiques, ceux-ci ne justifient pas une approche métrologique spécifique.

IV – Etude bibliographique sur les calculs d’incertitude dans les indicateurs de qualité du milieu marin

Cette étude, réalisée par le bureau d’étude Asconit, fait une synthèse bibliographique sur l’évaluation des incertitudes de mesures lors des prélèvements et des analyses des indicateurs biologiques DCE en milieu littoral (annexe 2). Deux éléments biologiques ont été traités : la flore autre que phytoplancton, incluant les macroalgues, intertidales et subtidales, les angiospermes et l’indicateur « macrophyte » développé en lagunes méditerranéennes, et les invertébrés benthiques de substrat meuble.

De cette analyse, il ressort que, concernant les paramètres étudiés, la quantification des incertitudes est peu abordée. L’évaluation de la variabilité spatiale et temporelle du site est prise en compte dans la stratégie d’échantillonnage qui, si elle est bien bâtie, la minimise. Elle n’est, de ce fait, plus considérée par la suite. L’erreur due au matériel est connue par le biais des éléments fournis par le constructeur de chaque instrument de mesure ; elle est quantifiable et considérée comme faible par rapport aux autres sources d’incertitude. Par contre, les informations sur l’incertitude liée à l’opérateur sont rares et imprécises. Elles sont, cependant, considérées comme non négligeables. Ce dernier point souligne l’intérêt d’engager des exercices inter-laboratoires (EIL) afin d’harmoniser les pratiques sur le terrain et d’assurer une formation continue auprès des différents opérateurs intervenant dans les programmes de mesures DCE.

V – Perspectives

- Les travaux engagés en 2011 seront poursuivis en 2012. Les méthodes de prélèvement et d'analyse des indicateurs Phytoplancton, Posidonie, CARLIT, Macrophytes, Bloom opportunistes et invertébrés benthiques seront décrites. La réflexion sur les incertitudes concernant les incertitudes associées aux prélèvements et analyses des éléments de qualité biologiques en milieux marin sera poursuivie sur la base du document produit par l'IRSTEA et éventuellement dans le cadre du groupe de travail « Démarche qualité Hydrobiologie ».

• VI Bibliographie

Ar Gall E. & Le Duff M. (2007). Protocole d'observation in situ et proposition de calcul d'un indice de qualité pour le suivi des macroalgues sur les estrans intertidaux rocheux dans le cadre DCE, Rapport non publié LEBHAM - IUEM – UBO, Brest: 14 pp.

Ar Gall E. & Le Duff M. (2009). Adaptations du protocole de calcul d'un indice de qualité pour le suivi des macroalgues sur les estrans intertidaux rocheux dans les sites DCE de Manche orientale. Rapport non publié LEBHAM - IUEM – UBO, Brest: 6 pp.

Ar Gall E. & Le Duff M. (2009). Adaptations du protocole de calcul d'un indice de qualité pour le suivi des macroalgues sur les estrans intertidaux rocheux dans les Pertuis charentais. Rapport non publié LEBHAM - IUEM – UBO, Brest: 6 pp.

Auby I., Dalloyau S., Hily C., Oger-Jeanneret H., Plus M., Sauriau, P.-G., Trut G. (2011). Protocoles de suivi stationnel des herbiers à zostères pour la Directive Cadre sur l'Eau (DCE), *Zostera marina* et *Zostera noltii*, Ifremer, document interne, 20 pages, décembre 2011.

Auby I., Oger-Jeanneret H., Sauriau P.-G., Hily C. & Barillé L. (2010), Angiospermes des côtes françaises Manche-Atlantique, Propositions pour un indicateur DCE et premières estimations de la qualité, Ifremer, Arcachon, Rapport Ifremer: 72 pp. + annexes.

CASAMAJOR (de) M.-N., SANCHEZ F. & LISSARDY M, (2010). Suivi DCE « macroalgues intertidales » pour la masse d'eau « côte basque » - Suivi 2009. *Rapport Ifremer, DCN/HGS/LRHA*, Anglet, 33 p.

CASAMAJOR (de) M.-N., LISSARDY M, (2009). Typologie des champs d'algues sur la côte basque. *Rapport Ifremer, DCN/HGS/LRHA*, Anglet, 31 p. + annexes.

Castric-Fey A., Girard-Descatoire A. & Lafargue F. (1978). Les peuplements sessiles de l'archipel des Glénan. Répartition de la faune dans les différents horizons. *Vie et Milieu*, 28-29 (1) ser AB : 51-67.

Castric-Fey A., Girard-Descatoire A., Lafargue F. & L'Hardy-Halos M.-T. (1973). Etagement des algues et des invertébrés sessiles dans l'archipel des Glénan. Définition biologique des niveaux bathymétriques. *Helgoländer Wissenschaftliche Meeresuntersuchungen*, 24 : 490-509.

Castric-Fey A., Girard-Descatoire A., L'Hardy-Halos M.-T & Derrien-Courtel. (2001). La vie sous-marine en Bretagne – Découverte des fonds rocheux. Les Cahiers Naturalistes de Bretagne n°3, Conseil Régional de Bretagne, Biotope édit., 176p.

Derrien-Courtel S. & Le Gal A. (2011). Suivi des macroalgues subtidales de la façade Manche-Atlantique. Rapport final. Rapport Onema-Ifremer49 p.

Annexe 1
Spécificité des eaux marines

Incertitudes en hydrobiologie : spécificités des eaux marines ?

D. Soudant, L. Miossec, H. Grossel
Séminaire Aquaref, 7 décembre 2011

Incertitudes en hydrobiologie : spécificités marines ?

- Incertitudes
- Mesures hydrobiologiques
- Spécificités marines ?
- État des lieux des travaux

Incertitudes en hydrobiologie : spécificités marines ?

Incertitudes (1/2)

Cadre : Métrologie

(comprend l'échantillonnage)

Périmètre



Objectifs

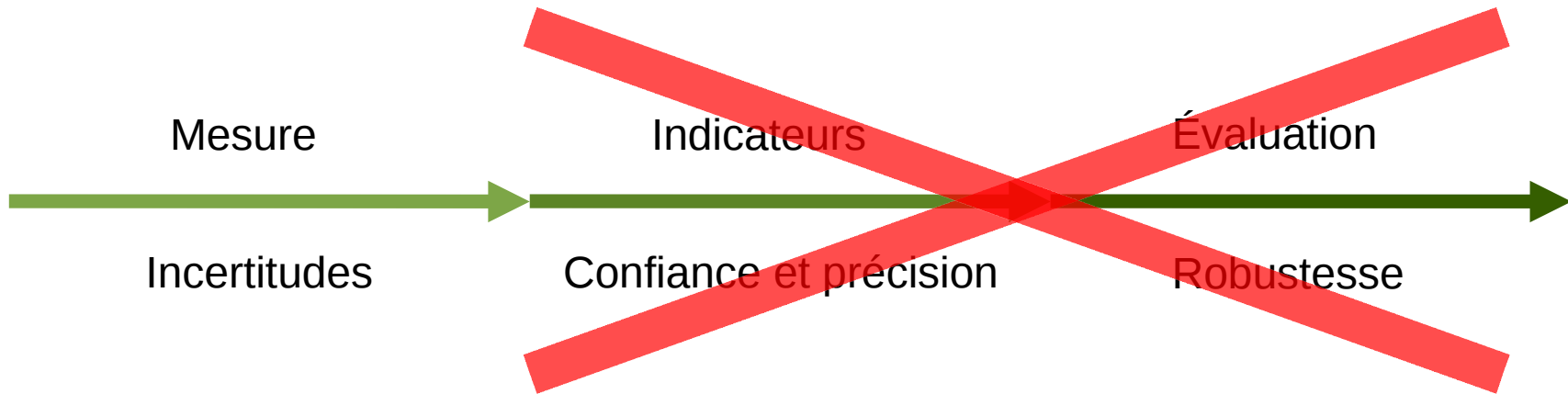
Identification des sources de variabilité

=> fiabiliser la qualité des données de surveillance

Associer systématiquement une incertitude à une mesure

Incertitudes en hydrobiologie : spécificités marines ?

Incertitudes (2/2)



Incertitudes en hydrobiologie : spécificités marines ?

Mesures hydrobiologiques (1/3)

Éléments de qualité biologiques

- 1. Composition, abondance et biomasse du phytoplancton*
- 2. Composition et abondance de la flore aquatique (autre que le phytoplancton)*
- 3. Composition et abondance de la faune benthique invertébrée*



Pas d'incertitude pour les propriétés qualitatives

Incertitudes en hydrobiologie : spécificités marines ?

Mesures hydrobiologiques (2/3)

Phytoplancton

Chlorophylle a \neq hydrobiologie dans Aquaref

Dénombrements de cellules identifiées (Utermöhl)

Dénombrements de cellules par tailles (Cytométrie en flux)

Faune benthique invertébré

Dénombrements d'espèces identifiées

Incertitudes en hydrobiologie : spécificités marines ?

Mesures hydrobiologiques (3/3)

Flore aquatique (autre que phytoplancton)

Listes floristiques

Biométrie : pesée, surface foliaire

Dénombrement de pieds et densité (plongée)

Longueurs : de côte (photos + SIG), limite d'extension (plongée)

Aires de recouvrement (évaluation semi-quantitative, photos aériennes + SIG)

Incertitudes en hydrobiologie : spécificités marines ?

Spécificités marines

Métrologie

Définition des mesurandes

Identification et analyse des sources de variabilité

Prélèvement et analyse

Méthodes communes (e.g. Utermöhl)

et spécifiques (e.g. bouteille Niskin)

Environnement

Marées et courants vs. débit

Espace intertidale ? Eau salée ?

⇒ Il existe des spécificités marines, mais sans doute pas de nature à justifier une approche métrologique spécifique.

Incertitudes en hydrobiologie : spécificités marines ? État des lieux

Existant

Manuels de prélèvement et d'observation du phytoplancton
EIL Phytoplancton (2006,2009)

En cours

Norme EU pour le phytoplancton marin : EN 15972:2011
Recherche bibliographique

A venir

EIL Phytoplancton
EIL macroalgue intertidale Manche-Atlantique

Annexe 2

Etude bibliographique sur les calculs d'incertitude dans les indicateurs de qualité du milieu marin



IFREMER Nantes

ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE SUR LES CALCULS D'INCERTITUDE DANS LES INDICATEURS DE QUALITE DU MILIEU MARIN

**L'incertitude de mesure depuis l'échantillonnage
jusqu'à l'extraction de la donnée brute**

Décembre 2011



IFREMER Nantes

ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE SUR LES CALCULS D'INCERTITUDE DANS LES INDICATEURS DE QUALITE DU MILIEU MARIN

**L'incertitude de mesure depuis l'échantillonnage
jusqu'à l'extraction de la donnée brute**

Décembre 2011

Résumé non technique

Ce travail s'inscrit dans les missions d'IFREMER au sein d'Aquaref et consiste à fiabiliser la qualité des données de surveillance en proposant un bilan complet sur le calcul de l'incertitude des données brutes produites dans le cadre des prélèvements biologiques des réseaux de contrôle pour la directive cadre européenne sur l'eau (DCE). Nous nous sommes concentrés sur les indices liés aux macrophytes et aux invertébrés benthiques, les incertitudes liées au phytoplancton étant déjà abordées par IFREMER dans un dossier parallèle et l'ichtyofaune étant gérée par l'IRSTEA.

Nous avons au préalable fait un premier travail de recherche bibliographique qui nous a permis de sélectionner une quarantaine de références directement en relation avec le sujet, parmi 126 documents directement consultés et plusieurs milliers d'occurrences fournies par les bases de données mais trop éloignées de notre axe de recherche.

Les spécialistes des différents indices et compartiments étudiés ont ensuite été directement consultés, pour avoir un avis d'expert sur le sujet, compléter nos références bibliographiques, et avoir accès à des documents non publiés ou en cours de validation et non encore imprimés.

Le présent rapport fait un bilan de ces entretiens et de la bibliographie collectée. Il présente dans un premier temps, par support biologique, les protocoles de prélèvements retenus au niveau national pour les réseaux DCE. Les sources d'incertitudes sont ensuite détaillées, référencées et synthétisées dans un tableau général.

Si des nuances sont à apporter selon les indices considérés, il reste cependant possible de proposer les tendances générales suivantes :

- le matériel utilisé participe pour une faible part à l'incertitude des mesures ; c'est cependant la source d'incertitude la mieux documentée et la plus connue.
- l'effet opérateur est reconnu par de nombreux spécialistes comme important à suivre mais nous n'avons réussi à trouver que quelques rares références ; l'incertitude associée au biais opérateur est très mal connue et généralement non documentée ; quelques essais inter-laboratoires sont cependant en cours pour préciser ce point.
- quelques rares procédures de laboratoire ont pu être étudiées plus finement, notamment des techniques de sous-échantillonnage.

Bien qu'assez décevante vis-à-vis de ces objectifs initiaux, cette recherche bibliographique aura tout de même permis d'identifier les nombreux manques dans la définition de l'incertitude des résultats liés aux prélèvements biologiques. Il est possible que des études anciennes se soient penchées sur cette incertitude notamment pour dimensionner les plans d'échantillonnages actuellement utilisés, mais si elles existent ces études sont anciennes, probablement pas publiées et n'ont pas été retrouvées. Les axes de recherches actuels concernent principalement la confiance des indices et la fiabilité du diagnostic qu'ils apportent. Les réflexions sur les variations à petite échelle et l'effet opérateur (et donc sur l'incertitude) ne sont actuellement que très rarement abordées.

Sommaire

1. INTRODUCTION	4
2. METHODE	ERREUR ! SIGNET NON DEFINI.
3. RESULTATS	7
3.1. INVERTEBRES BENTHIQUES	7
3.1.1. <i>Les méthodes de prélèvements</i>	8
3.1.2. <i>Identification des sources d'erreur</i>	9
3.1.3. <i>La variabilité environnementale à petite échelle</i>	14
3.1.4. <i>Bilan</i>	16
3.2. LES MACROALGUES	17
3.2.1. <i>Les protocoles de prélèvements</i>	18
3.2.2. <i>Macroalgues subtidales</i>	18
3.2.3. <i>Macroalgues Intertidales</i>	21
3.2.4. <i>Macroalgues opportunistes : Blooms à Ulves</i>	23
3.2.5. <i>Identification des sources d'erreur</i>	24
3.2.6. <i>La variabilité environnementale</i>	28
3.2.7. <i>Bilan</i>	29
3.3. LES ANGIOSPERMES	29
3.3.1. <i>Les protocoles de prélèvements</i>	30
3.3.2. <i>Zostera noltii</i>	31
3.3.3. <i>Zostera marina</i>	32
3.3.4. <i>Posidonia oceanica</i>	33
3.3.5. <i>Identification des sources d'erreur</i>	35
3.3.6. <i>La variabilité environnementale</i>	37
3.3.7. <i>Bilan</i>	37
3.4. LES LAGUNES	38
3.4.1. <i>Les protocoles de prélèvements</i>	38
3.4.2. <i>Suivi de la végétation lagunaire</i>	38
3.4.3. <i>Suivi de la macrofaune benthique lagunaire</i>	39
3.4.4. <i>Identification des sources d'erreur</i>	40
3.4.5. <i>Bilan</i>	41
4. CONCLUSION	42
5. BIBLIOGRAPHIE	43
5.1. BIBLIOGRAPHIE COMPLEMENTAIRE :	46
6. ANNEXES	47
6.1. ASPECTS METROLOGIQUES ET DEFINITIONS	47
6.1.1. <i>Définitions</i>	47
6.1.2. <i>Modalités de calcul de l'incertitude</i>	48
6.1.3. <i>Quelques ouvrages de référence</i>	50
6.2. LES NORMES	51

1. Introduction

● Cadre du marché

Aquaref est un consortium mis en place depuis 2007 dont les objectifs sont les suivants :

- Elaborer des règles relatives aux processus de mesure, de prélèvement et d'analyse afin de fiabiliser la qualité des données de surveillance
- Constituer une force de proposition pour l'anticipation de la surveillance
- Représenter la France dans les groupes d'experts techniques européens

Dans le cadre de ses missions pour Aquaref, IFREMER a chargé la société ASCONIT Consultants de réaliser un bilan bibliographique des incertitudes de mesures liées à deux éléments de qualité biologique :

- Invertébrés benthiques ;
- flores autres que phytoplancton ;

Cette étude s'inscrit dans le cadre du premier objectif d'Aquaref et vise à fournir des éléments de décision pour connaître avec précision les sources de variabilité des résultats et identifier les manques d'information sur cette variabilité.

● Rappels sur l'incertitude et l'erreur

En sciences expérimentales, il n'existe pas de mesures exactes. En effet, des erreurs plus ou moins importantes peuvent être commises et propagées selon le protocole choisi, la qualité des instruments de mesure ou le rôle de l'opérateur.

Les sources d'erreurs sont de deux types :

L'erreur systématique est liée à la méthode de prélèvement, au prélèvement et au traitement de l'échantillon. Concrètement ces erreurs concernent l'erreur de parallaxe, le réglage du zéro de l'appareil, les erreurs de méthode, le vieillissement des composants, ...

L'erreur aléatoire est liée aux erreurs de lecture ou dues à l'appareil lui-même, ou aux conditions extérieures (température, dilatation thermique, pression atmosphérique, humidité, ...). La variabilité environnementale est intrinsèque au site étudié ; elle peut être séparée en variabilité temporelle et variabilité spatiale du milieu.

Le détail des calculs théoriques de l'incertitude ainsi que les définitions des termes utilisés dans ce rapport sont précisés en annexe (§ 6.1).

- **Les limites du cadre d'intervention**

L'étude ne prend pas en compte les problématiques de **fiabilité** dans la construction des réseaux et la mise en place d'indices de qualité, ni de **confiance** et **précision** dans l'analyse des résultats et la gestion des métadonnées.

Le tableau 1 ci-dessous résume l'ensemble des étapes dans l'acquisition et l'interprétation des données pour la mise en œuvre d'un réseau d'observation. Le présent rapport portera uniquement sur les sources d'incertitudes d'acquisition de la donnée brute, liées à l'échantillonnage et aux mesures.

Tableau 1 Etapes de l'acquisition et de l'interprétation des données pour la mise en œuvre d'un réseau d'observation

Mise en place du réseau de contrôle	Echantillonnage et mesures	Production des métadonnées, calcul d'indice	Evaluation de la qualité biologique
Validité et fiabilité du réseau de contrôle	Incertitude de la mesure (sujet de l'étude)	Confiance et précision des indices	Fiabilité du diagnostic par unité de gestion

2. Méthode

Notre libre accès aux bases SCOPUS (<http://www.info.sciverse.com/scopus/>) et INIST (<http://www.inist.fr/>) nous a permis d'avoir accès à l'ensemble des ressources scientifiques actuellement disponibles.

Notre premier travail a consisté à définir la liste des mots clefs permettant un criblage satisfaisant des articles scientifiques. Le personnel de l'IFREMER nous a permis de prendre connaissance des premières recherches, et des articles de références, nous permettant un ciblage plus précis de notre recherche.

Nous avons ainsi récolté des informations sur toutes les étapes allant du prélèvement jusqu'à la fourniture des données brutes : résultats de mesures in-situ ou au laboratoire et sur les mesures de richesse spécifique et de dénombrement. De manière classique les principales sources d'incertitude identifiées sont les suivantes :

- **Sources d'incertitude liées aux prélèvements :**

Variabilité spatiale des organismes à l'échelle du site.

Variabilité temporaire de présence ou de concentration des organismes en fonction des heures de la journée.

Type d'engins de prélèvement utilisés.

Incertitude des appareils de mesures utilisés (GPS, balances,...)

Effet opérateur lors des prises de mesures sur site.

- **Conditionnement des échantillons :**

Utilisation de tamis ou d'engin de pré-traitement des échantillons sur le terrain.

Utilisation de conservateur pour le transport.

Gestion de la chaîne de conservation et des conditions de transport (température, durée,...).

- **Traitement au laboratoire**

Sous-échantillonnage

Pré-traitement informatique (image), chimique ou physique avant analyses

Analyse et détermination (effet opérateur)

Qualité des outils de mesures utilisés.

3. Résultats

La structure de ce rapport est identique pour chacune des thématiques traitées ci-après (invertébrés benthiques, macroalgues, herbiers et lagunes). Les protocoles de prélèvement selon la DCE sont tout d'abord présentés. L'identification des sources d'erreur est faite ensuite et les résultats de la recherche bibliographique sont donnés. Finalement, ces résultats sont récapitulés sous forme d'un tableau-bilan.

3.1. INVERTEBRES BENTHIQUES

Cette partie se limite à la macrofaune benthique en substrat meuble. Le livre Underwood & Chapman (2005) est un ouvrage de référence pour la collecte et le traitement des échantillons benthiques.

L'étude bibliographique est menée en utilisant les mots-clés suivants et leurs associations :

Macrofauna, macrobenthos, benthos, protocols, sampling, sieving, spatial variability, sorting, WFD, accuracy, error, temporal variability, scale.

Le volume d'information disponible est évalué à partir du nombre d'articles retournés par les bases de données. Nous reproduisons les résultats (non-exhaustifs) de ScienceDirect.com :

Tableau 2 Liste des mots clés utilisés et des résultats correspondants

Mots-clés	Articles correspondants
Macrofauna	8 985
macrofauna protocols	1 051
macrofauna sampling	6 297
macrofauna sieving	998
macrofauna temporal variability	3 176
macrofauna spatial variability	3 553
macrofauna sampling accuracy	962

Articles sélectionnés pour l'étude : 57

Articles retenus comme références : 14

Nombre de jours consacrés à la recherche: 10

3.1.1. Les méthodes de prélèvements

Au sein de l'Ifremer et dans le cadre de la DCE, la méthodologie de prélèvement des invertébrés benthiques en substrat meuble est donnée par la fiche n°10 des « Recommandations pour le contrôle de surveillance DCE » (IFREMER, 2005). Le protocole consiste à établir 5 points de prélèvements de 0.1 m², géoréférencés à l'aide d'un DGPS.

Pour les prélèvements en milieu subtidal, 2 types de benne peuvent être utilisées :

- La benne Van Veen peut être utilisée en eau côtières pour les sédiments vaseux peu profonds.
- La benne Smith McIntyrer peut être utilisée pour les sédiments vaseux jusqu'aux sédiments grossiers.

L'échantillonnage est correct si la benne prélève au moins 5L de sédiment dans les sables, et au moins 10L dans les vases.

Pour les prélèvements en milieu intertidal, l'utilisation d'un carottier à main peut être utilisé. La profondeur de prélèvement doit être d'au moins 15 cm. La surface totale échantillonnée doit être d'au moins 0.25 m², le carottier doit avoir une section d'au moins 0.01 m² et au minimum 5 répliquats doivent être échantillonnés.

Les prélèvements doivent ensuite être tamisés sur maille de 1 mm de préférence ronde.

Le Tableau 3 répertorie les méthodes de prélèvement en usage pour la macrofaune benthique et les paramètres qui en découlent sur lequel une incertitude peut être évaluée. Il liste aussi les étapes du traitement de l'échantillon, qui peuvent être source de biais.

Tableau 3. Inventaire des méthodes d'échantillonnage de la mégafaune benthique et paramètres associés (basé sur Hily & Grall, 2003 1 et 2)

Méthode de prélèvement	Paramètres associés	Traitement de l'échantillon	Indices
Carottage	Volume Surface Profondeur Positionnement <i>Note : structure du sol non perturbée</i>	1) Tamisage à faible pression d'eau ou en pleine mer (maille de 1mm) ; 2) Récupération du refus, 3) Fixation et stockage	Richesse spécifique Diversité : Shannon-Weaver (H'), Simpson (D), Hill
Benne	Volume Surface Positionnement <i>Note : sédiment perturbé par le prélèvement</i>	5) Transport 4) Dénombrement des espèces en laboratoire* 5) Détermination de la masse sèche *sous-échantillonnage possible	Abondance Biomasse/communauté %Matière Organique (MO)

3.1.2. Identification des sources d'erreur

Au vue des protocoles de suivi de la macrofaune benthique, deux grandes étapes sont identifiées comme génératrices d'erreur : l'échantillonnage et le traitement en laboratoire. Nous poursuivons notre étude en distinguant au préalable ces deux étapes.

3.1.2.1. A l'échantillonnage :

Tous les appareils entrant dans le cadre du prélèvement de l'échantillon sont soumis à un étalonnage régulier en laboratoire, en accord avec la norme ISO/FDIS 16665 (AFNOR, 2005). L'erreur liée aux appareils peut être évaluée depuis les données constructeur.

Le Tableau 4 liste les sources d'erreur possibles depuis le prélèvement jusqu'au stockage au laboratoire des échantillons. Le cas échéant, la norme régissant le paramètre mentionné est donnée.

Tableau 4. Liste des sources d'erreur identifiées lors de l'échantillonnage et des normes les régissant.

Au prélèvement	
Evaluation de la profondeur	La précision de mesure est inscrite dans la notice constructeur. Néanmoins, ce paramètre n'affecte pas l'échantillon dans le cadre de l'étude de la biocénose benthique.
Positionnement	Le constructeur de l'appareillage (GPS) utilisé fournit une indication sur la précision du positionnement au moment du prélèvement de l'échantillon. Ce paramètre peut affecter le prélèvement dans le cas de milieux à forte variabilité spatiale.
Volume et surface	L'erreur standard sur le volume et la surface de sédiment prélevé est précisée dans la notice du constructeur. Le carottier à boîte est estimé comme le plus adéquat pour l'échantillonnage de la macrofaune benthique selon la norme NF EN ISO 5667-19 (AFNOR, Mars 2005).
Prétraitement des échantillons (tamisage)	Le type de support tamis approprié pour l'analyse des sédiments est détaillé dans la norme internationale ISO/FDIS 16665 (AFNOR, 2005).
Fixation	Fixation sur site au formol
Du site au laboratoire	
Conservation	La conservation des échantillons est régie par la norme ISO 5667-3 (AFNOR, Juin 2004). Y sont listés : les volumes standards et les récipients par type d'échantillon, les conservateurs et leur concentration. La concentration finale du conservateur est la plus forte source d'erreur possible en raison de la dilution possible des réactifs avec la partie aqueuse de l'échantillon (Worsfold & Hall, 2010).
Transport	Les méthodes et conditions optimales sont listées dans la norme NF EN ISO 5667-3 (AFNOR, Juin 2004). Il n'existe pas d'étude quantitative sur la variabilité occasionnée par le transport.
Stockage	Il n'existe pas d'étude quantitative sur la variabilité occasionnée par le stockage. La norme NF EN ISO 5667-3 (AFNOR, Juin 2004) fournit des indications sur la durée de stockage acceptée par type d'échantillon avant analyse.

La source d'erreur la plus explorée par la littérature est l'erreur due au tamisage. Elle fait ici l'objet d'un approfondissement. Un autre aspect de l'échantillonnage dont l'erreur a été quantifiée est la fixation, qui est abordée ensuite.

- **Evaluation de l'erreur liée au tamisage**

De multiples études sont dédiées à l'évaluation du biais associé au vide de maille choisi lors du tamisage. Le Tableau 6 fait le bilan des résultats trouvés dans la littérature.

Bachelet (1990), Schlacher et Woodridge (1996), Couto et al. (2010) étudient l'influence du vide de maille sur les mesures d'abondance, de diversité et/ou de biomasse de la macrofaune benthique du milieu subtidal et estuarien intertidal. Bachelet (1990) recense aussi les études similaires menées antérieurement et leurs résultats. Rodriguez et al (2007), dans l'estuaire du Tage, estime que « la contribution principale du tamis à vide de maille 0.5mm est dans la rétention de

plus d'individus plutôt que de plus d'espèces. [...] Si l'on considère les données de la couche supérieure [du sédiment], le tamis à 0.5mm ajoute une espèce seulement mais plus de 69% à l'abondance finale [par rapport au tamis à 1.0mm].» Le Tableau 5 récapitule les résultats recensés.

Tableau 5. Récapitulatif des résultats recensés dans la littérature publiée sur l'influence du vide de maille sur les mesures de la macrofaune benthique. Dans la colonne « résultats », les densités (D) et biomasses (B) sont comparées d'un vide de maille par rapport à un autre (i.e. Pour $D_{1mm}=0.455 D_{0.5mm}$, la densité mesurée avec un tamis de vide de maille de 1mm est égale à 45,5% de la densité mesurée un tamis à vide de maille de 0.5mm). $SD(X)/X_{moy}$ est l'erreur relative mesurée pour une variable X.

Source	Site	Paramètres	Résultats
Bachelet (1990)	Milieu subtidal Milieu estuarien intertidal	vides de maille : 2mm, 1mm, 0.5 mm, 0.4mm et 63mm	Voir la figure 1 $D_{1mm}=0.455 D_{0.5mm}$ Recensement des études antérieures similaires et de leurs résultats
Couto et al (2010)	Estuarien intertidal	Vide de maille : 0.5mm, 1mm	$D_{1.00}=0.25 D_{0.5}$ (Aut. 2007) $D_{1.00}=0.28 D_{0.5}$ (Hiv. 2008) $B_{1.00}=0.78 B_{0.5}$ (Aut. 2007) $B_{1.00}=0.84 B_{0.5}$ (Hiv. 2008)
Rodriguez et al (2007)	Estuarien intertidal	Vide de maille : 0.5mm, 1mm	$B_{0.5}=1.69 B_{1.00}$
Schlacher et Woodridge (1996)	Estuarien	Vide de maille : 0.25mm, 0.5mm, 1mm	<i>A 0.25mm, 100% de la macrofaune benthique est retenue et $SD(D)/D_{moy}=0.10$ $SD(B)/B_{moy}=0.87$</i> $D_{1.00}=0.08 D_{0.25}$ $D_{0.5}=0.55 D_{0.25}$ $B_{1.00}=0.49 B_{0.25}$ $B_{0.5}=0.86 B_{0.25}$

La figure 1 illustre les résultats enregistrés par Bachelet (1990) pour une population de macroinvertébrés subtidaux du Golfe de Gascogne.

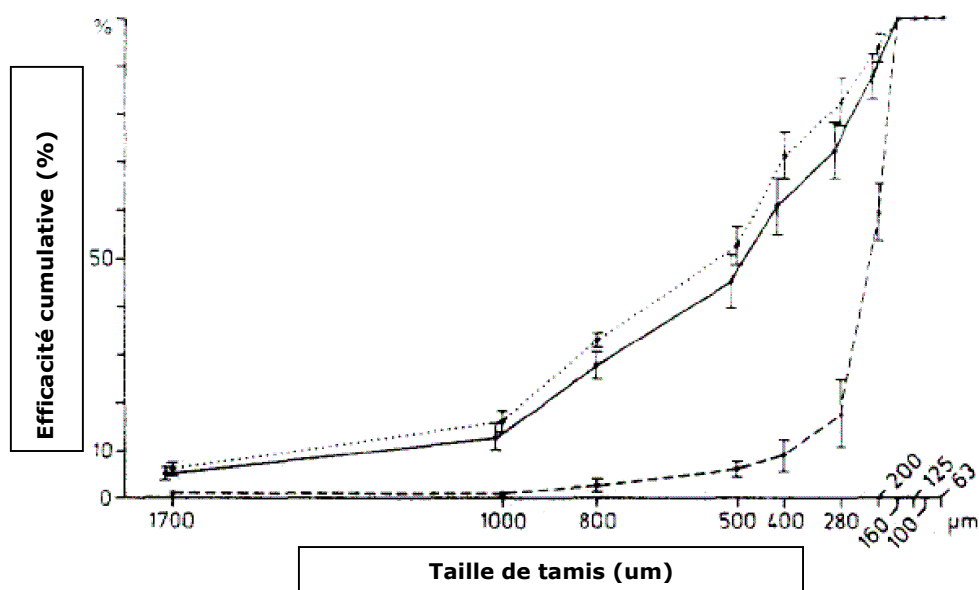


Figure 1 Bachelet (1990). Efficacité cumulative de rétention de différents vide de maille sur des échantillons de la macrofaune benthique subtidale du Golfe de Gascogne (trait plein : macrofaune totale ; pointillés : polychètes ; tirets : bivalves)

Les différentes études considérées permettent d'établir un biais négatif moyen par taille de vide de maille et en fonction du paramètre mesuré, ainsi que l'erreur relative associée (Tableau 6).

Tableau 6. Biais et erreur moyens sur la densité et la biomasse dus au vide de maille choisi pour le traitement des échantillons de biocénose benthique au laboratoire (calculés sur les valeurs recensées dans la littérature)

Taille de maille (mm)	1	0,5	0,25
Biais moyen sur mesure de biomasse (Schlacher & Wooldridge, 1996)	-51%	-14%	-
Erreur relative sur la mesure de biomasse (Schlacher & Woodridge, 1996)	-	-	8.74%
Biais moyen sur mesure de densité (Schlacher & Woodridge, 1996 ; Bachelet, 1990)	-96% [70 ; 93]	-59% [12 ; 87]	-
Erreur relative sur la mesure de densité (Schlacher & Woodridge, 1996 ; Bachelet, 1990)	-	-	10%

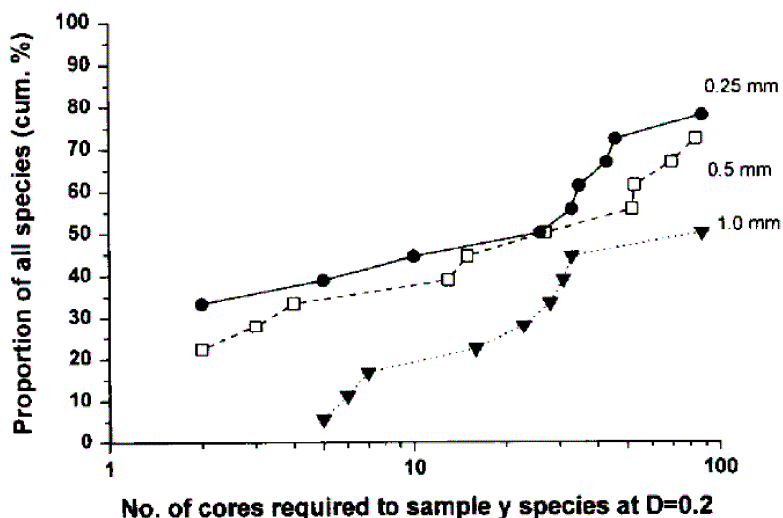


Figure 2. Evaluation du pourcentage d'espèces identifiées par rapport à la diversité spécifique en fonction du nombre de carottage effectué et du vide de maille (1,00 mm ; 0,5 mm ; 0,25 mm), avec une incertitude relative de 20% ($D=0,2$) (Issu de Schlacher & Woolridge, 1996). Le carottier à main utilisé a un volume de 950 cm³ pour une profondeur de 10cm

La Figure 2 illustre les variations en abondance spécifique observées par Schlacher & Woolridge (1996) en fonction du vide de maille utilisé lors de traitement d'échantillons issus d'un site unique et du nombre d'échantillons réalisés. En associant les résultats illustrés par les figures 1 et 2, il apparaît évident qu'un vide de maille trop grand, cumulé à un nombre restreint d'échantillons induit un biais systématique négatif important sur les mesures d'abondance et de diversité.

On notera par ailleurs que les protocoles DCE pour le suivi de la macrofaune benthique identifient celle-ci comme étant de taille minimum égale à 1mm. Pourtant, la prise en compte des invertébrés retenus par des vides de maille compris entre 1mm et 0.25mm augmente significativement les valeurs de biomasse et de densité mesurées. La macrofaune benthique est donc constituée d'individus de taille inférieure à 1mm en proportion non négligeable.

- **Evaluation de l'erreur liée à la fixation**

Degraer, et al. (2007) démontrent que la fixation des échantillons a une influence notable sur la densité de la macrofaune benthique mesurée. La fixation limite la fuite des espèces mobiles avec le refus de tamis lors de la séparation des sédiments et de la macrofaune. En l'absence de fixation, la perte varie entre 24% et 78% de la population totale de l'échantillon selon les résultats de l'étude.

3.1.2.2. Au laboratoire

- **Technique de sous-échantillonnage**

En 1997, un groupe de travail s'est tenu à Hull University, afin d'identifier les méthodes de prélèvements en milieu benthique. Dans leur rapport (Proudfoot, et al., 2003), les auteurs décrivent les effets des biais relatifs aux équipements et aux erreurs des préleveurs et la nécessité d'établir un protocole permettant une estimation relativement précise des populations. Ces estimations doivent selon eux représenter la valeur réelle de l'échantillon avec un taux d'erreur inférieur à 20%. Pour l'estimation des valeurs moyennes, ce taux d'erreur doit être inférieur à 10%. La méthode dite du « quarteriser » est selon eux la plus fiable pour atteindre ce résultat.

Worsfold & Hall (2010) présente un protocole détaillé, en utilisant cette méthode dite du « *quarteriser* » testée lors du groupe de travail. L'échantillon de sédiment est placé dans un tube de plexiglas, dont 1/3 est divisé en 4 chambres égales (les « quartiers »). L'échantillon est mixé avec de l'eau puis se redépose dans les quartiers. Chaque quartier compose un sous-échantillon qui peut être analysé séparément. Ce protocole s'inscrit dans la démarche anglaise de mise en place de la DCE et peut de ce fait être appliqué directement. Leurs résultats confirment un taux d'erreur inférieur à 10% pour les estimations d'abondance. Cette méthode est toutefois à prendre avec précaution car le sous-échantillonnage doit représenter chaque taxa abondant. Ainsi, un minimum de 100 individus est nécessaire pour une estimation acceptable (avec un taux d'erreur inférieur à 10%)

- **L'erreur opérateur**

Elle est en cours d'évaluation par les bureaux d'étude anglais à l'aide d'échantillons tests dans le cadre d'une procédure EIL (Evaluation Inter-Laboratoire)(Grall, 29 Nov 2011, pers. comm.). L'erreur opérateur porte sur le nombre d'espèces recensées dans un échantillon, l'abondance de chaque espèce et l'identification de ces espèces .

3.1.3. La variabilité environnementale à petite échelle

La prise en compte de la variabilité des milieux naturels dans la construction d'indices du bon état écologique peut avoir des conséquences directes sur la qualité des mesures, tant par l'échelle et le nombre d'échantillons que par la période de prélèvement choisie. Il est donc important d'en connaître l'amplitude et la conséquence sur la mesure.

3.1.3.1. La variabilité spatiale

L'utilisation des termes « site », « station » et « réplicat » ci-après suit la dénomination en place dans le réseau REBENT, comme représenté sur la Figure 3. La variabilité intra-site correspond au niveau de variation observé entre réplicats et stations d'un même site.

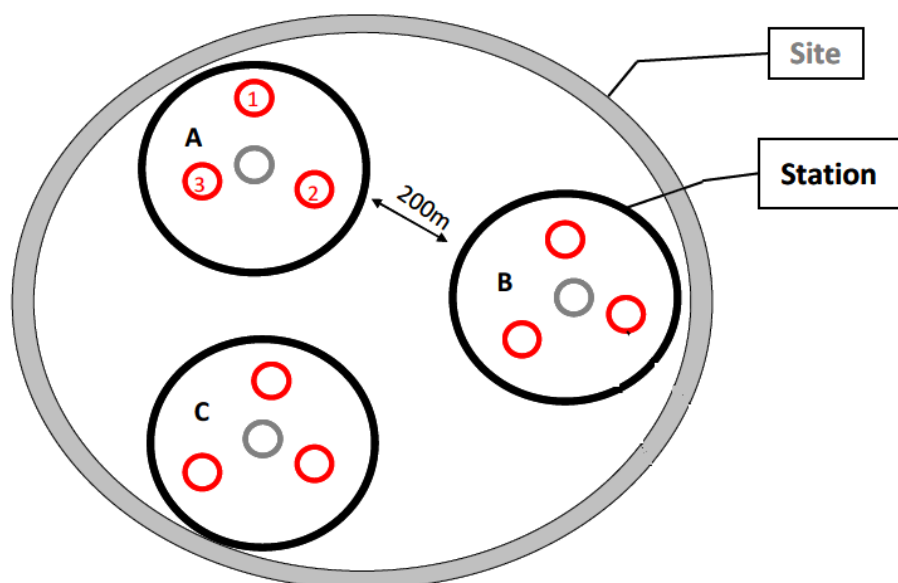


Figure 3. Illustration d'un plan d'échantillonnage hiérarchisé tel qu'il est en œuvre dans le cadre du programme REBENT-Bretagne, qui permet d'identifier les termes « site », « station » et « réplicat » (Broudin, 2011).

Morrisey *et al.* (1992) conduisent une étude pour le développement de plan d'échantillonnage hiérarchisé des invertébrés benthiques pour le développement de nouvelles méthodes de suivi. Le plan d'échantillonnage permet d'évaluer la variabilité spatiale de 1 à 10m jusqu' à 10²m. Les résultats sont analysés par ANOVA hiérarchisée en incluant les sources de variance suivantes : inter-site, intra-site et intra-station. L'auteur conclut sur l'importance d'identifier l'échelle la mieux adaptée à l'étude de la variabilité spatiale des populations d'invertébrés benthiques avant échantillonnage afin d'« identifier les effets des variations spatiales à petite échelle quand des comparaisons à plus grande échelle sont faites. »

Norén et Lindegarth (2006) étudie la variabilité spatiale de l'échelle 10⁰⁻¹m à 1000m et la variabilité temporelle de la macrofaune benthique au sein d'une année. Les données sont analysées par ANOVA hiérarchisée, les résultats obtenus identifient que « la variabilité à petite échelle (de moins de 3m et jusqu'à 6m) est la principale source de variabilité, comparée aux autres échelles.»

Broudin (2011) fait l'analyse d'une série de données des populations d'invertébrés benthiques en Bretagne entre 2005 et 2009 dans le cadre de la mise en place de la DCE. Le plan d'échantillonnage est hiérarchisé, l'auteur conduit une ANOVA hiérarchisée pour identifier les sources de variabilité spatiale et la variabilité inter-annuelle.

Les résultats détaillés des trois précédentes études sont disponibles sous forme de tableaux de résultats ANOVA au sein des publications originales. L'incertitude liée à chaque facteur peut être recalculée à partir des valeurs d'erreurs (« MS ») et en prenant en compte le nombre d'échantillons pour ce facteur.

Grave et al. (2001) évaluent l'incidence de la microrépartition de quatre espèces d'invertébrés benthiques (*Tellina tenuis*, *Cerastoderma edule*, *Nephtys hombergii* et *Microprotopus maculatus*) sur l'estimation des densités de chaque espèce. Il ressort que le biais est minimisé quand la surface échantillonnée est supérieure ou égale à 1m². Pour des échantillons de taille inférieure ou égale à 59cm², on observe une surestimation allant de 2 (*Tellina tenuis*) à 45 (*Microprotopus maculatus*) fois la valeur réelle.

3.1.3.2. La variabilité temporelle

Il existe peu de données sur l'influence de la période d'échantillonnage à l'échelle de la marée. Les articles rencontrés dans la littérature font le plus souvent référence à une variabilité saisonnière dans l'abondance de la macrofaune benthique (Bachelet, 1990).

D'autre part, la variabilité spatiale est abordée plus fréquemment que la variabilité temporelle, ce qui reflète l'usage grandissant des méthodes de modélisation. Ceci paraît cohérent par rapport à la biologie des espèces ciblées qui présentent des déplacements journaliers restreints contrairement par exemple au phytoplancton.

3.1.4. Bilan

Il existe peu de références bibliographiques quantitatives sur la qualité des échantillons de macrofaune benthique. La majorité des publications rencontrées fait référence à une méthodologie de prélèvement stricte, détaillant la conduite à tenir (i.e. Worsfold & Hall, 2010) ou la sélection des données après l'acquisition (Clarke, et al., 2006). Les résultats de la recherche sont récapitulés dans le Tableau 7.

Tableau 7. Récapitulatif des résultats de la recherche bibliographique sur l'incertitude de mesure dans les prélèvements d'invertébrés benthiques

Source	Bilan bibliographique	Incidence
Matériel	A calculer sur données constructeur	Quantifiable
Opérateur	Non quantifié	Non négligeable
Méthode	Tamissage : jusqu'à 90% sous évaluation de la densité Sous échantillonnage : méthode dite du « quarteriser » permet de réduire à 10% le taux d'erreur relatif à la valeur réelle. Fixation : biais négatif de 24 à 78% Transport : non quantifié	Non négligeable

3.2. LES MACROALGUES

On distingue 4 différents groupes d'algues : macro-algues intertidales, macro-algues subtidales (de type fucale et du type coralline), macro-algues étages médio et infralittoral supérieur, et les blooms à ulves opportunistes. A chacun de ces groupes correspond un protocole d'échantillonnage différent défini dans le cadre de la DCE et recensé par l'Ifremer. Afin d'identifier les sources d'erreur et de biais pour chacun de ces groupes, nous organisons notre recherche en suivant le détail de chacun de ces protocoles.

La recherche bibliographique est conduite à partir des mots-clés suivants et de leurs combinaisons :

Macroalgae, sampling, accuracy, variability, rockyshore, subtidal, mapping, Water Framework Directive (WFD), Marine Strategy Framework Directive (MSFD), intertidal

Le volume d'information disponible est évalué à partir du nombre d'articles retournés par les bases de données. Nous reproduisons les résultats (non-exhaustifs) de ScienceDirect.com :

Mots-clés	Articles correspondants
Macroalgae	8 082
Macroalgae sampling	4 533
Macroalgae sampling accuracy	880
Macroalgae mapping	784
Macroalgae MSDF	14
Macroalgae accuracy	1 149
Macroalgae intertidal sampling	2 285

Articles sélectionnés pour l'étude : 23

Articles retenus comme références : 8

Nombre de jours consacrés à la recherche: 5

3.2.1. Les protocoles de prélèvements

Nous exposons ici les protocoles DCE de chaque groupe de macroalgues précédemment cités.

3.2.2. Macroalgues subtidales

3.2.2.1. Macroalgues infralittorales

Les macroalgues infralittorales sont des assemblages en ceinture (perpendiculairement au gradient de profondeur) que l'on retrouve le long des côtes atlantiques et méditerranéennes. On distingue 5 ceintures algales qui sont caractérisées chacune par un assemblage d'espèces caractéristiques (Cabioc'h *et al.*, 2006). Le Tableau 8 détaille le protocole de surveillance DCE de ces habitats.

Tableau 8 : Méthode d'échantillonnage des macroalgues infralittorales (IFREMER, 2005)

	Méthode de prélèvement	Paramètres associés	Traitement de l'échantillon	Traitement statistique	Indices
MACROALGUES SUBTIDALES	<i>Transects (tous les 6 ans, de mi-mars à mi-juillet)</i>				
	GPS différentiel (DGPS)	Limite d'extension en profondeur des ceintures algales			
	Evaluation <i>in-situ</i> par plongeurs	Composition			Composition et densités espèces structurantes
	<i>Quadrats de 0,25m² (aléatoire)</i>				
	Infralittoral supérieur et inférieur: à -3m, -8m et -13m (espèces fixées uniquement) et par profil si nécessaire	Nombre de pieds par espèce			Composition spécifique (esp. Structurantes + opportunistes)
	Evaluation <i>in-situ</i> par plongeurs des stripes de <i>Laminaria hyperborea</i>	Longueur totale du stripe Diamètre moyen du stripe Surface d'occupation des épibioses Longueur totale occupée par les épibioses Liste taxinomique des épibioses principales, surface (cm ²) et emplacement		Moyenne écart-type chaque paramètre et pour	Lmoy stripe Dmoy stripe Smoy épibioses

3.2.2.1. Macroalgues corallines subtidales: le maërl

On note que le maërl n'est pas suivi dans le cadre de la DCE. Nous présentons néanmoins les résultats de nos recherches dans le tableau suivant qui peut être exploité dans le cadre du REBENT.

Tableau 9 : Inventaire des méthodes d'échantillonnage des macroalgues corallines subtidales, le maërl (IFREMER, 2005)

	Méthode de prélèvement	Paramètres associés	Traitement de l'échantillon	Traitement statistique	Indices
MÄËRL	Prospection acoustique	Surface du banc	Procédure assurance qualité	Inclus dans la procédure assurance qualité	Dynamique d'évolution des bancs
	Benne / carottier / suceuse <i>Algues</i> (6 prélèvements par site min.)	Surface de prélèvement (0.1m ² /échantillon)	Fixation au formol des prélèvements		Recouvrement - maërl vivant, - maërl mort, - total % algues vivantes/mortes
	Photographie	Taux de recouvrement	Etalage uniforme à plat		Morphotype
	<i>Sédiment</i> (1 prélèvement par site)	Granulométrie Taux de matière organique	Analyse granulométrique Seul le sédiment est conservé. Congélation à -20°C Séchage (48h à 60°C, étuve) Séchage (4h à 45°C, four)		% de chaque classe granulométrique %MO

3.2.3. Macroalgues Intertidales

3.2.3.1. Les macroalgues intertidales sur substrat dur

Tableau 10 : Inventaire des méthodes d'échantillonnage des macroalgues intertidales (IFREMER, 2005 ; ArGall & Solène, 2004)

	Méthode de prélèvement	Paramètres associés	Traitement de l'échantillon	Traitement statistique	Indices
MACROALGUES INTERTIDALES	<i>Tous les 6 ans, de Juin à Août (max. Avril à Oct.), à basse mer</i>				
	Imagerie satellite ou aéroportée	Signature spectrale des espèces et sédiments	Orthophotographie littorale (imagerie SPOT)		Extension des ceintures fucales
		Données physiques	ULM, MNT, LIDAR, photogrammétrie		Délimitation des substrats durs
	Quadrats (10*10cm) et photos	Couverture macroalgale			Taux de recouvrement terrain % couverture des algues vertes/brunes
	Sur secteur à 100% de recouvrement	Biomasse Longueur et largeur des feuilles Taux de recouvrement des épiphytes	<i>Non-détaillé</i>		Vitalité
<i>Tous les 3 ans, à basse mer de vives eaux d'Avril à Juin (max.de Mars à Juil.)</i>					
	Validation terrain <i>In-situ</i> , relevée par position DGPS	Extension spatiale Liste floristique Recouvrement apparent par espèce	<i>In-situ</i> , non destructif	3 réplicats : moyenne et écart-types	Extension des ceintures fucales Statut des espèces de substitution
	Quadrats (0.1m ²) et photos				

3.2.3.2. Spécificité méditerranéenne : les macroalgues médiolittorales

Tableau 11 : Inventaire des méthodes des macroalgues médiolittorales méditerranéennes (IFREMER, 2005)

	Méthode de prélèvement	Paramètres associés	Traitement de l'échantillon	Indices
BIOCENOSSES MACROALGALES MEDIOLITTORALES MEDITERRANEEENNES	<i>Tous les 3 ans, de mai à juin. En secteur de 50m de côte</i>			
	Relevé littoral par bateau	zone de couverture totale	<i>In-situ</i> , retranscrit sur photographie aérienne	Valeurs, données qualitatives
Observation <i>in-situ</i>	Liste floristique Zone de couverture spécifique Géomorphologie			

3.2.4. Macroalgues opportunistes : Blooms à Ulves

Tableau 12 : Inventaire des méthodes d'échantillonnage des macroalgues intertidales opportunistes de type bloom (IFREMER, 2005)

	Méthode de prélèvement	Paramètres associés	Traitement de l'échantillon	Indices
BLOOMS OPPORTUNISTES	<p><i>Niveau 1</i> Survol aérien (Avril à Octobre, tous les ans, 1 ou 2) Suivi d'échouage</p>	<p>Volume d'échouage Localisation et dénombrement des sites touchés Composition taxinomique Période d'apparition</p>		
	<p><i>Niveau 2</i> Survol aérien (Avril à Octobre, 2 ou 3 par an) Terrain</p>	<p>Localisation Surface sur l'éstran Surface de suspension Composition taxinomique</p>	<p>Photo- interprétation</p>	<p>Couvrement équivalent 100%=Surface couverte*taux couverture estran Liste floristique</p>

3.2.5. Identification des sources d'erreur

3.2.5.1. Erreurs systématiques

Les sources d'erreur systématique identifiées à partir des protocoles DCE par type de macroalgues sont listées dans le Tableau 13.

Tableau 13. Identification des sources d'erreur systématique dans chacun des protocoles DCE de suivi des macroalgues.

Population	Sources d'erreur
Macroalgues subtidales de type fucale	Matériel: Précision DGPS Opérateur : Identification espèces, Dénombrement des pieds, Mesure des paramètres biométriques des <i>Laminaria hyperborea</i>
Macroalgues subtidales de type maërl	<i>Cartographie et échantillonnage terrain</i> Matériel : Résolution des données acoustiques, Surface de prélèvement des échantillons Méthodes : Résolution des modèles d'interprétation acoustique, Fixation des échantillons Opérateur : Identification des signatures acoustiques, Evaluation des taux de recouvrement <i>Granulométrie :</i> Méthode : fixation et congélation des échantillons Matériel : précision instruments de séchage et pesée Opérateur: sur l'ensemble du processus
Macroalgues intertidales	Méthode : Résolution et confiance des données orthophotographies/ULM/MNT/Lidar/photogramétrique Opérateur : Interprétation des données orthophotographies/ULM/MNT/Lidar/photogramétrique, Evaluation des taux de recouvrements spécifiques, Mesure des paramètres biométriques des espèces caractéristiques par ceinture
Macroalgues médio-littorales	Opérateur : Identification des espèces, Evaluation des taux de couverture, Retranscription des observations terrain
Blooms opportunistes	Méthode : Identification des zones atteintes, Photointerprétation Matériel : Précision GPS (pour l'évaluation des surfaces) Opérateur : Identification des espèces, Evaluation des volumes

Nous reclassons ces sources d'erreur en 4 grandes catégories.

3.2.5.2. La précision constructeur

Lorsque l'incertitude est liée à la précision d'appareils soumis à un étalonnage régulier (i.e. : GPS, balance, matériel de laboratoire), il convient de rechercher dans les données constructeur la précision du matériel.

3.2.5.3. L'erreur opérateur au laboratoire

La norme en vigueur pour le conditionnement des échantillons d'algues est l'ISO 5776-3 (AFNOR, Juin 2004). L'erreur opérateur au laboratoire lors du traitement des échantillons a été abordée au préalable dans le cas du traitement de la macrofaune benthique (voir § 3.1.2.2). Une source d'erreur régulièrement citée est le niveau d'identification taxonomique des macroalgues (Guinda *et al.*, 2012) mais nous n'avons pas de données quantitatives sur ce point.

3.2.5.4. La variabilité opérateur *in-situ*

Nous avons trouvé peu de références sur la variabilité opérateur lors des campagnes de terrain, particulièrement pour les mesures *in-situ*. Mann (1972) estime que « l'erreur attribuable au jugement du plongeur n'est pas de plus de 2% de la valeur totale » de surface de recouvrement par une espèce donnée. Sartoretto (pers.comm., 2011) nous indique que ces évaluations peuvent être faites au stade expérimental par les équipes ; des tests antérieurs sur les densités de macroalgues sur quadrat ont produit des indices de variation de 10% pour un site et une équipe donnée.

3.2.5.5. La précision des méthodes d'acquisition d'image

Les méthodes d'imageries pour l'inventaire et le suivi des macroalgues sont nombreuses. Cette étape est la mieux documentée dans la littérature du fait de son aspect très technique. Le projet Interreg IIIB Medocc Posidonia (IFREMER, 2007) produit une classification détaillée des techniques d'acquisition d'images, en précisant les moyens de mise en œuvre, la surface couverte, le coût, les informations obtenues et enfin la résolution de chaque technique (Tableau 14).

Tableau 14. Récapitulatif des techniques d'acquisition d'image pour la cartographie des herbiers (reproduit depuis le rapport de l'IFREMER, 2007)

Technique	Moyens mis en oeuvre	Surface couverte	Coût (euros)	Principales Informations obtenues
Vidéo remorquée	Embarcation, opérateurs, appareillage, temps de traitement	8-10 km linéaires	3 000 €/j	Localisation des faciès (résolution 0.5-5 m)
Plongée sous-marine	Embarcation, opérateurs, plongeurs, équipement, appareillage (GIB) ^o	Points fixes / 2-3 km linéaires	3 000 €/j	Paramètres de caractérisation de l'herbier (résolution <0.5 m)
Images satellites	Achat d'image, temps de traitement	50 km ²	5 000 €	Surface couverte (résolution <5m)
Photographies aériennes	Achat d'image, temps de traitement	10 km ²	5 000 €	Surface couverte (résolution <0.5m)
Sonar latéral	Navire océanographique, équipage, opérateurs, temps de traitement	8-10 km ²	10 000 €/j	Surface couverte (résolution 5-10m)

Dans le cadre de la cartographie du littoral français, la résolution spatiale de l'imagerie SPOT (Satellite pour l'Observation de la Terre) est évaluée par Alloncle et al. (2005) à 2,5m pour une surveillance des zones découvertes uniquement. La méthode n'est plus fiable en milieu subtidal et ne permet pas une différenciation des types d'algues rencontrées.

Casal *et al.* (2011) testent la qualité des détecteurs CHRIS (Compact High Resolution Imaging Spectrometer) pour l'identification des macroalgues depuis la surface et jusqu'à 10m de profondeur. Les données sont traitées statistiquement par estimation du maximum de vraisemblance pour la cartographie ; Une campagne de vérification terrain est conduite en parallèle. La méthode atteint une précision de plus de 90%.

L'orthophotographie littorale en France est régie par un cahier des charges précis établi par l'IFREMER, qui permet une précision de mesure de 50 cm (Rollet, 2005).

Xhardé *et al* (2006) conduisent une étude approfondie sur l'exactitude et les limitations du LiDAR pour l'acquisition de données littorales. L'étude retourne une erreur horizontale de 30 cm, due principalement à la résolution spatiale de l'appareil lui-même. L'exactitude verticale est liée à la pente du terrain, et diminue pour des pentes, β , de plus de 20°. L'équation suivante est proposée pour calculer l'erreur, Δ_z , (méthode des moindres carrés) associée à la mesure :

$$\text{Pour } 10^\circ \leq \beta \leq 20^\circ, \Delta_z = 0.10 + (0.0079 \beta)$$

3.2.5.1. L'identification taxonomique

Puente & Juanes (2008) ont identifié des méthodes efficaces et peu coûteuses pour identifier les communautés de macroalgues en milieu intertidal et subtidal. Leur approche se base sur l'utilisation de niveaux taxonomiques supérieurs et sur le ciblage de taxa représentatifs et les conséquences sur la fiabilité de la mesure. Les analyses statistiques entraînent souvent une ou plusieurs transformations des données et les auteurs décrivent l'effet de ce remaniement sur la robustesse de l'estimation.

Les résultats démontrent que les communautés de macroalgues sont estimées avec robustesse au niveau taxonomique du genre, et même de l'espèce. La fiabilité des résultats est également prouvée lorsque les auteurs utilisent (par choix) des taxa représentatifs.

Les transformations statistiques des données entraînent une variabilité des résultats plus conséquente que le niveau taxonomique choisi (cf Figure 4).

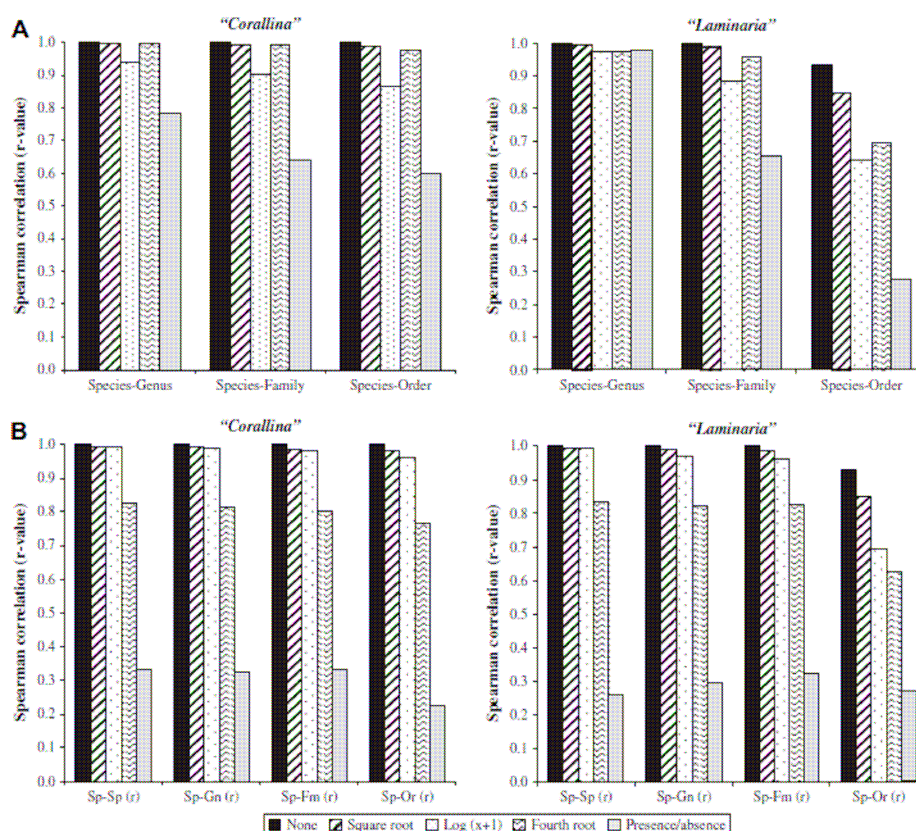


Figure 4. Reproduction des résultats de Puente & Juanes (2008). Corrélation de Spearman entre les matrices de similarités des données complètes et : (A) obtenues aux niveaux du genre, de la famille et de l'ordre avec différentes transformation, et (B) obtenues aux niveaux du genre, de la famille et de l'ordre sur sous-échantillons (matrices réduites, biomasses supérieures à $0.5 \text{ g}_{\text{poids sec.}} \cdot \text{m}^{-2}$).

3.2.6. La variabilité environnementale

Mann (1972) détaille une étude des assemblages de macrophytes sur la côte Est du Canada. Les résultats portent sur la distribution des espèces, les biomasses humides et sèches par espèce et par m², ainsi que sur les variations saisonnières observées. Mann y décrit précisément le calcul de l'intervalle de confiance des valeurs de biomasse obtenues. Le Tableau 15 est extrait de l'article original, il regroupe les valeurs de biomasses observées et corrigées par espèce de macroalgue. On note en particulier que la « correction » est basée sur l'observation (subjective) des plongeurs.

Tableau 15. Reproduction des résultats obtenus par Mann (1972) sur les valeurs de biomasses des différentes espèces de macroalgues à St Margaret, Nova Scotia, Canada. (Intitulé des colonnes : largeur moyenne (de la zone du transect occupée par l'espèce), biomasse non corrigée, biomasse corrigée, différence en %, biomasse par mètre de côte, biomasse totale)

Zone	Average width (m)	Biomass uncorrected (kg/m ²)	Biomass corrected (kg/m ²) and S.E.	Biomass difference ^a (%)	Biomass per 1 m of shore line (kg)	Total biomass (%)
1. <i>Fucus</i> and <i>Ascophyllum</i>	15.5 ± 2.4	10.868 ± 1.796 n = 30	8.060 ± 1.740	24.4	124.9 ± 25.092	8.7
2. <i>Chorda</i> and fine browns	87.9 ± 30.8	1.112 ± 0.188 n = 18	1.084 ± 0.211	2.5	95.3 ± 37.285	6.5
3. <i>Chondrus crispus</i>	6.0 ± 2.4	3.929 ± 0.445 n = 9	3.490 ± 0.506	11.2	20.9 ± 7.911	1.4
4. <i>Zostera marina</i>	4.9 ± 2.7	1.163 ± 0.240 n = 7	1.018 ± 0.233	3.9	5.0 ± 2.859	0.3
5. <i>Laminaria digitata</i> and <i>L. longicuris</i>	22.7 ± 8.7	16.012 ± 2.206 n = 31	16.012 ± 2.206	0	363.5 ± 148.031	25.0
6. <i>Laminaria longicuris</i>	46.5 ± 17.3	12.691 ± 1.3548 n = 67	11.497 ± 1.219	9.4	534.6 ± 187.377	35.8
7. <i>Laminaria longicuris</i> and <i>Agarum cribrosum</i>	36.7 ± 21.4	5.686 ± 0.976 n = 9	4.883 ± 1.165	14.1	179.2 ± 96.984	11.6
8. <i>Agarum cribrosum</i> and <i>Ptilota serrata</i>	86.3 ± 27.4	2.695 ± 0.392 n = 24	1.832 ± 0.376	32.0	158.1 ± 49.598	10.7
9. Sea urchin concentration, no macrophytes	43.1 ± 15.6					
10. No macrophytes or urchins	20.7 ± 14.7					
Total	369 ± 54.9				1,481.5 ± 266.420	100.0

Balata (2006) étudie la variabilité-spatio-temporelle des assemblages rocheux benthiques de méditerranée. Les résultats sont traités par PERMANOVA pour tester l'influence de la profondeur, du temps, de l'emplacement et de leurs interactions sur les assemblages benthiques. Les tables de résultats PERMANOVA sont détaillées dans l'article original. On note en particulier que l'échelle de temps sur laquelle cette étude est menée permet d'identifier des variations à court terme sans pour autant qu'elles soient ici quantifiées.

Coleman (2002) étudie la variabilité à petite échelle temporelle et spatiale d'assemblages de micro-algues subtidales et intertidales. Bien que cet aspect soit hors-sujet ici, l'approche adoptée par Coleman est exploitable pour les macroalgues.

3.2.7. Bilan

Les résultats de la recherche bibliographique sur les macroalgues dans le cadre de l'incertitude de mesure sont faibles. L'aspect le mieux renseigné du protocole repose dans l'acquisition de données pour la cartographie, où l'erreur est majoritairement liée aux instruments de mesure. Les informations sur l'incertitude opérateur sont rares et imprécises et sont pour l'instant du domaine expérimental. La variabilité environnementale à petite échelle est mieux documentée que pour les invertébrés benthiques. Enfin, on retrouve ici plus d'information sur la fiabilité des données par rapport à des plans d'échantillonnage définis que d'information sur l'erreur de mesure elle-même. Le Tableau 16 recense les résultats de la recherche.

Tableau 16. Récapitulatif des résultats de la recherche bibliographique sur l'incertitude de mesure dans les prélèvements de macroalgues

Source	Bilan bibliographique	Incidence
Matériel	A calculer sur données constructeur DéTECTEURS CHRIS : précision de 90% Orthographie : précision de 50 cm Lidar : pour une pente $10^\circ \leq \beta \leq 20^\circ$, $\Delta_z = 0.10 + (0.0079 \beta)$ GPS, DGPS Vidéo remorquée : résolution de 0.5 à 5m Image satellite : résolution <5m	Quantifiable
Opérateur	2% de la surface totale sur l'estimation des taux de recouvrement 10% de variation dans l'évaluation des densités (test non validé) Pour la cartographie : résolution <0.5m sur des données plongeurs	Non négligeable
Méthode	Identification taxonomique réduite et transformation des données : jusqu'à 75% de perte d'information, mais sans précision sur l'incertitude	Non négligeable

3.3. LES ANGIOSPERMES

Les herbiers se subdivisent selon les 3 espèces d'intérêt écologique présentes sur le littoral français : *Zostera noltii*, *Zostera marina* (sur la façade atlantique uniquement) et *Posidonia oceanica* (en méditerranée uniquement). Comme pour les compartiments précédents, les protocoles DCE pour chaque espèce sont tout d'abord présentés pour faciliter l'identification des sources d'erreur. Les résultats

de la recherche bibliographique sont donnés dans le cadre des sources d'erreur identifiées.

La recherche bibliographique est conduite à partir des mots-clés suivants et de leurs combinaisons :

Macrophyte, seagrass, seagrass meadow, uncertainties, WFD, MSDF, accuracy, sampling, monitoring, *Zostera noltii*, *Zostera marina* et *Posidonia oceanica*.

Le volume d'information disponible est évalué à partir du nombre d'articles retournés par les bases de données. Nous reproduisons les résultats (non-exhaustifs) de ScienceDirect.com :

Mots-clés	Articles correspondants
Seagrass	9 258
Seagrass sampling	5 316
Seagrass monitoring	3 516
Seagrass mapping	1 237
Seagrass variability	4 599

Articles sélectionnés pour l'étude : 46

Articles retenus comme références : 6

Nombre de jours consacrés à la recherche: 5

3.3.1. Les protocoles de prélèvements

Nous détaillons ici les protocoles DCE de suivi des herbiers afin d'identifier les sources d'erreur possibles. Nous étudions l'une après l'autre *Zostera noltii*, *Zostera marina* et *Posidonia oceanica*.

3.3.2. *Zostera noltii*

Tableau 17 : Inventaire des méthodes d'échantillonnage des herbiers de *Zostera noltii* (IFREMER, 2005)

	Méthode de prélèvement	Paramètres associés	Traitement de l'échantillon	Indices
ZOSTERA NOLTII: Le nombre de station dépend de la taille de l'herbier	<i>A pied sur l'estran. De fin Août à mi-sept. (période de densité maximale).</i>			
	Sur une station géo-localisée (cadre)			
	Quadrat (0.25cm ² , 30/station)	Composition taxinomique des macroalgues (prélèvement à l'intérieur du quadrat) Poids sec des macroalgues	Séparation des algues par type et congélation à -20°C Lavage et séchage (48h à 60°C) Pesée (à 0.1g près)	Biomasse sèche des algues (par 0.25m ²)
	Carottiers	Extension spatiale	Evaluation opérateur sur terrain, validation semi-automatique par imagerie numérique	Médiane des classes de recouvrement par station (30 pts)
		Densité (taux de recouvrement)		
		Granulométrie (3/station)	Homogénéisation des échantillons, congélation à -20°C. Granulométrie sur colonne humide	% de chaque classe granulométrique
Matière organique (9/station)		Seul le sédiment est conservé. Congélation à -20°C		
	Poids sec	Séchage (48h à 60°C, étuve)	%MO=((Psec-Pcendre)/Psec)*100	
	Poids cendre	Séchage (4h à 45°C, four)	(9 valeurs par station)	

NB : Le plan d'échantillonnage garantit à 95% l'échantillonnage des espèces les mieux représentées. (Oger-Jeanneret, et al., 2011- unpublished)

3.3.3. *Zostera marina*

Tableau 18 : Inventaire des méthodes d'échantillonnage des herbiers de *Zostera marina* (IFREMER, 2005)

	Méthode de prélèvement	Paramètres associés	Traitement de l'échantillon	Indices
ZOSTERA MARINA	<i>Fin printemps-début été</i>			
	Tous les 6 ans :			
	<i>Suivi surface</i> Acoustique, Orthographie littorale	Etendue Fragmentation	Photo- interprétation, MNT (Modèles Numériques de Terrain)	
	<i>Surface immergée</i> Mesure acoustique, Plongée, Observation <i>in-situ</i> , Photos	Extension	Photo- interprétation, MNT (Modèles Numériques de Terrain)	
Tous les 3 ans : Sur 3 stations dans l'herbier				

Quadrat (0.1m ²) (non-destructif)	Nombre de faisceaux	Evaluation <i>in-situ</i>	Densité <i>in-situ</i>
(destructif)	Nombre de faisceaux Biométrie foliaire Biomasse	<i>in-par</i> plongeurs Echantillonnage destructif : Congélation à -20°C Pesée	Densité laboratoire Biomasse (rhizomes+feuilles)
Faisceaux (destructif)	Nombre et abondance des espèces brouteuses Biomasse épiphytes	Echantillonnage destructif : Fixation au formol Tri et détermination	Richesse spécifique, abondance Biomasse epiphytes
Carottier	Surface atteinte Granulométrie Matière organique	Congélation à -20°C à frais Congélation à -20°C Granulométrie sur colonne humide Seul le sédiment est conservé. Congélation à -20°C Séchage (48h à 60°C, étuve) Séchage (4h à 45°C, four)	Waisting Disease Index % de chaque classe granulométrique %MO

3.3.4. *Posidonia oceanica*

Tableau 19 : Inventaire des méthodes d'échantillonnage des herbiers de *Posidonia oceanica* (IFREMER, 2005)

	Méthode de prélèvement	Paramètres associés	Traitement de l'échantillon	Traitement statistique	Indices
POSIDONIA OCEANICA	Transect : 1 par masse d'eau - mesure à -15m et en limite inférieure de l'herbier				
	Plongée Quadrat (40*40cm)	Nb de faisceaux vivants Distance sédiment/rhizome	<i>In-situ</i>	Echelle de Giraud/échelle de Pergent Echelle Charbonnel	Densité Déchaussement
	Plaque transparente	%surface couverte VS découverte	<i>In-situ</i>	Grille d'évaluation	Taux de recouvrement % de rhizomes plagiotropes
	Méthode en cours de développement			Echelle de Francour	Compacité de la mappe
	Faisceau	Nombre et type de feuilles Largueur et longueur Taux de broutage	Fixation et conservation à l'alcool dénaturé à 95°		Biométrie foliaire
		Concentration Poids épiphytes	Congélation à -20°C Grattage des feuilles Lyophilisation et broyage des feuilles Grattage des feuilles Lyophilisation des résidus Pesée		Concentration en Azote Biomasse épiphytes
Lépidochronologie : méthode de Pregent-Pregent Martini (1990)					

3.3.5. Identification des sources d'erreur

3.3.5.1. Erreurs systématiques

Comme pour les macroalgues, les sources d'erreur systématique identifiées à partir des protocoles DCE sont listées dans le tableau suivant.

Tableau 20. Identification des sources d'erreur systématique dans chacun des protocoles DCE de suivi des herbiers.

Population	Source d'erreur
<i>Zostera noltii</i>	<p><i>Cartographie</i> Matériel : résolution des capteurs et photographies Méthode : résolution des modèles et incertitudes associées Opérateur : générale <i>Suivi terrain et granulométrie</i> Opérateur : identification taxonomique, évaluation recouvrement Méthode : dimensions du quadrat, congélation des échantillons Matériel : précision des appareils de prélèvement, séchage et pesée</p>
<i>Zostera marina</i>	<p><i>Cartographie</i> Matériel : Matériel : résolution des capteurs et photographies Méthode : résolution des modèles et incertitudes associées Opérateur : générale <i>Suivi terrain et granulométrie</i> Opérateur : identification taxonomique, évaluation de la densité <i>in-situ</i>, erreur générale pour les manipulations labo Méthode : dimensions du quadrat, fixation au formol et congélation des échantillons Matériel : précision des appareils de prélèvement, séchage et pesée</p>
<i>Posidonia oceanica</i>	<p><i>Terrain</i> Opérateur : évaluation de la densité <i>in-situ</i>, mesures de recouvrement, mesures biométriques Méthode : dimensions du quadrat, fixation au formol et congélation des échantillons <i>Laboratoire</i> Opérateur : générale Matériel : précision des appareils de séchage et pesée</p>

La majorité des sources d'erreur identifiées dans le cadre du suivi des herbiers a été abordée dans la section précédente (voir § 3.2.5). Nous ne disposons pas d'information supplémentaire concernant les manipulations de laboratoire et l'évaluation de l'erreur opérateur.

Nous détaillons ci-après la précision constructeur et l'erreur liée à la cartographie (qui peut être apparentée au traitement d'image mentionné dans le cadre des macroalgues). Nous abordons ensuite l'incidence de la méthode de prélèvement.

3.3.5.2. La précision constructeur

Comme pour les sections précédentes, la précision du matériel de terrain et/ou de laboratoire (i.e. capteurs sonar, laser, GPS, balances, fours, étuves) doit être fournie par le constructeur et retranscrite dans les données constructeurs.

Les références trouvées dans la littérature portent sur les moyens de géo-localisation:

- Allonde et al. (2005) stipulent une précision GPS de 5 à 10m et DGPS inférieure à 1m.
- Andrade & Ferreira (2011) utilisent un système de géo-référencement Leica (TCR207) dont la précision est de ± 5 cm.

3.3.5.3. La précision des méthodes d'acquisition d'image

La résolution et la précision des méthodes de traitement de l'image ont été abordées dans la section 3.2.5.5. Alloncle *et al.* (2005) précisent que « l'imagerie SPOT, pouvant être acquise à intervalles réguliers, est un bon support de suivi spatio-temporel des grands herbiers [mono-spécifiques] de *Z. noltii* » en l'absence d'algues opportunistes.

Descamps *et al.* (2011) testent la télémétrie acoustique pour l'obtention de microcartes des herbiers de *Posidonia oceanica*. La précision de l'instrument est évaluée *in-situ* en plus des données constructeur. L'étude retourne une erreur d'évaluation de la profondeur allant de 1 à 10cm pour une profondeur réelle jusqu'à 50m. La résolution des cartes à l'échelle 1/50^{ème} obtenues est de 40cm (± 9 cm).

Andrade & Ferreira (2011) utilisent la photogrammétrie à partir de photographies numériques terrestres obliques pour cartographier un herbier mixte de *Z. marina* et *Z. noltii*. La résolution finale de la carte est de 0.5m et son erreur de 0.7m. Une campagne de terrain est menée en parallèle pour valider les observations photographiques. Cependant, les auteurs concluent sur l'absence de « limite à laquelle l'image devient trop oblique pour être utilisée, pas plus qu'il n'y a de limitation maximum sur la distance entre l'appareil photo et l'objet ».

3.3.5.4. La méthode de prélèvement

L'étude suivante sort du contexte DCE car une méthodologie différente est appliquée. Cependant la méthodologie qui y est déclinée est adaptée pour garantir la précision des résultats.

Schultz (2008) teste l'exactitude du suivi de terrain par vidéographie sous-marine de surface pour les herbiers. La méthode est évaluée via le contrôle des paramètres de longueur des transects et régime de perturbation de la zone. Les

résultats sont analysés par rapport à la variance observée sur la surface de recouvrement de l'herbier. La méthode est déclinée pour atteindre une capacité de détection de 2 à 10% de perte proportionnelle en conservant une puissance statistique acceptable (>0.8).

3.3.6. La variabilité environnementale

Les herbiers sont un environnement de nature fragmenté, la variabilité spatiale y est intrinsèquement forte.

Andrade et Ferreira (2011) évaluent la variabilité mensuelle d'un herbier de Zostères de Janvier 2006 à Décembre 2009. Il n'y a pas de données sur la variabilité de l'herbier sur de courtes échelles de temps. La variabilité interannuelle des herbiers est mentionnée comme un processus naturel mais n'est pas quantifié dans cette étude. Il apparaît que les données quotidiennes sur l'évolution de l'herbier (par imagerie satellite) existe mais ne sont pas exploitées dans ce rapport et n'ont pas pu être retrouvées.

Bologna (2006) étudie les variations entre l'intérieur et la périphérie d'un herbier de *Z. marina*. L'auteur conclue à des variations significatives par mois et par habitat (moyenne et écart-type de la biomasse et la densité de pieds de *Z.marina*). Il s'intéresse aussi aux assemblages d'invertébrés benthiques pour caractériser les variations observées. Cependant, l'étude est basée sur un plan d'échantillonnage à 3 réplicats sans plus de justification, ce qui limite sa validité statistique.

3.3.7. Bilan

Les herbiers sont des écosystèmes largement étudiés du fait de leur importance écologique. La recherche bibliographique fait cependant ressortir les limites de ces études. En particulier, l'erreur opérateur sur des manipulations en herbiers n'est pas renseignée par la littérature. Des études récentes s'intéressent à la variabilité à petite échelle de ces milieux, ce qui aidera à déterminer l'incertitude de mesure attendue pour ces biotopes. De même que dans le cas des autres compartiments étudiés, l'incertitude liée au matériel est quantifiable à partir des données constructeur. Enfin, les méthodes de cartographie sont bien renseignées du fait de leur caractère technique. Le Tableau 21 récapitule les résultats de la recherche.

Tableau 21. Récapitulatif des résultats de la recherche bibliographique sur l'incertitude de mesure dans les prélèvements en herbiers

Source	Bilan bibliographique	Incidence
Matériel	GPS : précision de 5 à 10m DGPS : précision <1m Consulter les données constructeur pour le reste	Quantifiable
Opérateur	Non quantifié, peut être assimilée à l'erreur opérateur pour les macroalgues	Non négligeable
Méthode	Télémétrie : les cartes à échelle 1/50 ^{ème} atteignent une résolution de 40 cm (± 9) Photogrammétrie : les cartes atteignent une résolution de 50cm avec une erreur standard de 70cm	Non négligeable

3.4. LES LAGUNES

Dans le cadre du suivi des lagunes pour la DCE, deux protocoles sont en place : un pour la végétation et le second pour les invertébrés benthiques. Nous détaillons chacun de ces protocoles et poursuivons comme précédemment par l'analyse des sources d'erreur possibles. Par manque de temps, nous n'avons pas effectué de recherche bibliographique dédiée aux lagunes. Nous nous sommes basés sur les documents mis à disposition par les spécialistes.

3.4.1. Les protocoles de prélèvements

Nous traitons dans un premier temps du suivi DCE de la végétation des lagunes, puis nous abordons le protocole DCE pour les invertébrés benthiques de lagune.

3.4.2. Suivi de la végétation lagunaire

La végétation lagunaire est composée d'un ensemble de phanérogames (c.a.d. herbiers) et de macroalgues. Le suivi ne comprend que les macrophytes sur substrat meubles (du fait de la rareté des substrats durs en lagune)

Tableau 22 : Inventaire des méthodes d'échantillonnage des végétaux lagunaires (IFREMER, 2005)

	Méthode de prélèvement	Paramètres associés	Traitement de l'échantillon	Indices
	<i>Tous les 3 ans, sur maillage régulier géoréférencé. A chaque maille, un disque de 10m de rayon est utilisé comme base de prélèvement</i>			
VEGETATION LAGUNAIRE	<i>In-situ</i> , en plongée	Evaluation de surfaces	Appréciation plongeur	Taux de recouvrement végétal Taux de recouvrement par espèces de référence Richesse spécifique
	Benne	Identification taxonomique	Granulométrie	Type de sédiment %MO

3.4.3. Suivi de la macrofaune benthique lagunaire

Tableau 23 : Inventaire des méthodes d'échantillonnage de la macrofaune benthique lagunaire (IFREMER, 2005)

	Méthode de prélèvement	Paramètres associés	Traitement de l'échantillon	Indices
	<i>Tous les 3 ans</i>			
MACROFAUNE BENTHIQUE LAGUNAIRE	Benne (0.0225m ² x4=0.9m ² per site)	Surface Profondeur	Tamisage (maille 1mm) Fixation Conservation Identification taxonomique Dénombrement	Liste faunistique Richesse spécifique, densité
		Biomasse par station	Séchage (48h à 60°C puis 4h à 450°C) Pesée	Poids sec libre de cendres

Les résultats des prélèvements sont traités par bootstrap pour établir des intervalles de confiance à 95% pour chaque lagune (Delorez, 2007).

3.4.4. Identification des sources d'erreur

Au vue des tableaux 20 et Tableau 23, les sources d'erreur provenant du protocole d'échantillonnage des végétaux et invertébrés benthiques lagunaires ont été couvertes au cours de l'exploitation des protocoles précédents. Nous constituons un tableau récapitulatif (Tableau 24) de ces sources et y référençons les sections où trouver l'information correspondante dans ce rapport.

Tableau 24. Identification des sources d'erreur dans le suivi des lagunes.

Population	Source d'erreur	Section de référence
Végétation lagunaire	Matériel : précision GPS, caractéristiques techniques de la benne Méthode : erreur tamis à l'analyse granulométrique Observateur : variabilité opérateur <i>in-situ</i> , erreur d'identification, erreur de dénombrement	Voir les sections 3.2.5.1 et 3.3.5.1
Macrofaune benthique lagunaire	Matériel : Caractéristiques techniques de la benne, précision des instruments de laboratoire Méthode : biais induit par la fixation et la conservation Observateur : biais lié à l'identification et au dénombrement des espèces	Voir la section 3.1

Les outils d'acquisition de données pour la cartographie des lagunes et leur résolution sont listés par Lauret et al. (2011) (Tableau 25).

Tableau 25. Méthodes de cartographie des lagunes et caractéristiques associées (reproduit de Lauret et al., 2011)

Méthode	Echelle	Emprise géographique	Résolution	Avantages	Inconvénients
Images satellites	1:25 000 à 1:50 000	Locale à sous-régionale (complexe lagunaire ou lagune)	< 5 m	<ul style="list-style-type: none"> - Forte emprise - Existence d'archives - Adapté aux faibles profondeurs 	<ul style="list-style-type: none"> - Pas de choix pour les dates de réalisation des images - Résolution faible - Technicité pour le traitement de l'image - Vérification terrain nécessaire
Images aériennes	1:10 000 à 1:25 000	Zone particulière à locale (site, habitat)	< 2 m	<ul style="list-style-type: none"> - Emprise moyenne - Bonne résolution spatiale - Adapté aux faibles profondeurs - Disponibilité de prestataires pour l'acquisition - Différentes techniques adaptées à la surface explorée (avion, drone, ballon, etc.) 	<ul style="list-style-type: none"> - Contraintes liées à la turbidité - Coût d'acquisition - Vérification terrain nécessaire - Nécessité d'ortho-rectification (sauf BD-ortho IGN)
Méthodes acoustiques	1:1 000 à 1:10 000	Zone particulière (site, habitat)	< 5-10 m	<ul style="list-style-type: none"> - Emprise moyenne - Bonne résolution 	<ul style="list-style-type: none"> - Image linéaire - Fortes exigences technologiques pour l'interprétation des données - Vérification terrain nécessaire - La faible profondeur limite la mise en œuvre
Vidéo sous-marine	1:100 à 1:1 000	Site (microhabitat, peuplement)	< 0,5 m	<ul style="list-style-type: none"> - Forte résolution - Facilité de mise en œuvre et d'interprétation 	<ul style="list-style-type: none"> - Emprise réduite - Contraintes liées à la turbidité - Post-traitement des images vidéo assez long - Reconnaissance limitée des espèces
Observations visuelles	1:100 à 1:1 000	Site (microhabitat, peuplement)	< 0,1 m	<ul style="list-style-type: none"> - Peu coûteux pour des petites surfaces - Forte résolution - Récolte possible 	<ul style="list-style-type: none"> - Faible emprise - Plongée nécessaire pour les profondeurs supérieures à 1,5 m

3.4.5. Bilan

Les sources d'erreur liées au prélèvement en lagune sont abordées dans les compartiments précédents. Nous renvoyons le lecteur vers les sections 3.1.4, 3.2.7 et 3.3.7 pour un bilan sur les incertitudes associées à la mesure des invertébrés benthiques et des macrophytes.

4. Conclusion

Le volume d'information par milieu répertorié sur les bases de données est un bon indicateur de l'effort de recherche sur chacun de ces milieux. Ainsi, les systèmes lagunaires sont les plus suivis (33 771 articles sur ScienceDirect.com), viennent ensuite les herbiers (9 258 articles), les invertébrés (8 985 articles) et finalement les macroalgues (8 082 articles). On note par ailleurs que les récifs coralliens sont aussi largement documentés (24 379 articles), beaucoup plus que les récifs en zone tempérée (8 012 articles). Il serait sans doute bénéfique d'élargir la recherche à ces écosystèmes. En particulier, les comparaisons d'efficacité et de fiabilité des méthodes sont plus abondantes sur la problématique des récifs coralliens (i.e. : Leujak & Ormond, 2007).

Globalement, l'aspect quantitatif de l'incertitude de mesure est peu abordé. De nombreux auteurs rappellent que la qualité des données brutes s'établit dès la conception du plan d'échantillonnage, qui doit tenir compte de la variabilité spatiale et temporelle du site (Diez *et al.*, 2010 ; Underwood, 1993). Cependant, on note un manque de justification statistique des nombres de réplicats, stations et sites dans les publications. D'avis d'expert, la justification de ces plans existe mais il est difficile de retrouver cette information. Elle peut soit ne pas être publiée (littérature grise), soit être référencée dans des ouvrages aujourd'hui difficiles d'accès (i.e. support papier, datant des années 70 ou avant).

Enfin, nous mettons en parallèle les travaux effectués sur le milieu marin et sur les eaux continentales. Ces derniers sont relativement plus avancés dans le suivi des paramètres biologiques du Bon Etat Ecologique. Pour autant, l'incertitude sur la mesure n'y est pas mieux documentée.

Au vue des articles consultés, il apparaît que le matériel de prélèvement est la source d'erreur la plus faible sur la mesure. L'erreur opérateur entraîne un biais systématique plus important qu'il est nécessaire de quantifier ; des efforts sont faits dans ce sens par d'autres nations européennes (Grall, 29 Nov 2011). La variabilité environnementale, elle, peut entraîner des biais importants. Elle n'est pas prise en compte par les biologistes car considérée comme partie intégrante non-quantifiable de tout système naturel.

Cette recherche bibliographique aboutit à une compréhension partielle des aspects traités concernant l'incertitude des mesures en milieu marin. La variabilité environnementale à petite échelle est peu abordée dans la documentation collectée, l'erreur opérateur sur ces mesures est majoritairement ignorée par la littérature et finalement, l'erreur due au matériel est connue par le biais des données constructeur de chaque instrument de mesure, il s'agit donc d'évaluation au cas par cas.

5. Bibliographie

AFNOR. (2005). *ISO/FDIS 16665: Qualité de l'eau - Lignes directrices pour l'échantillonnage quantitatif et le traitement d'échantillons de la macrofaune marine des fonds meubles*. AFNOR.

AFNOR. (Mars 2005). *NF EN ISO 5667-19: Qualité de l'eau - Échantillonnage, Partie 19 : Lignes directrices pour l'échantillonnage des sédiments en milieu marin*. AFNOR.

AFNOR. (Juin 2004). *NF EN ISO 5667-3: Qualité de l'eau - Échantillonnage, Partie 3 : Lignes directrices pour la conservation*. AFNOR.

Alloncle, N., Guillaumont, L., & Levêque, L. (2005). *Fiche technique REBENT n°14: « Cartographie des herbiers de zostères »*. IFREMER, REBENT.

Andrade, F., & Ferreira, M. (2011). A method for monitoring shallow seagrass meadows (*Zostera* spp.) using terrestrial oblique large-scale photography. *Aquatic Botany*, 95, 103-109.

ArGall, E., & Solène, C. (2004). *Echantillonnage des macroalgues Intertidal - substrats durs*. IFREMER, REBENT.

Bachelet, G. (1990). The Choice of a Sieving Mesh Size in the Quantitative Assessment of Marine Macrobenthos: a Necessary Compromise Between Aims and Constraints. *Marine Environmental Research*, 30, 21-35.

Balata, D., Acunto, S., & Cinelli, F. (2006). Spatio-temporal variability and vertical distribution of a low rocky subtidal assemblage in the north-west Mediterranean. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 67, 553-561.

Bologna, P. (2006). Assessing within habitat variability in plant demography, faunal density and secondary production on an eelgrass (*Zostera marina* L.) bed. *Journal of experimental marine biology and ecology*, 329, 122-134.

Broudin, C. (2011). *Variabilité spatio-temporelle des peuplements macrobenthiques en zone côtière et conséquences sur la mise en place d'un réseau de surveillance*. UPMC Paris VI, IUEM/DIVCO.

Cabioc'h, J., Floc'h, J.-Y., Toquin, A. L., & Boudouresque, C. F. (2006). *Guide des algues des mers d'Europe* (éd. Delachaux et Niestlé). Paris: Les guides du naturaliste.

Casal, G., Kutser, T., Domínguez-Gómez, J., Sánchez-Carnero, N., & Freire, J. (2011). Mapping benthic macroalgal communities in the coastal zone using CHRIS-PROBA mode 2 images. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 94, 281-290.

Clarke, R. T., Lorenz, A., Sandin, L., Schmidt-Kloiber, A., Strackbein, J., Kneebone, N., et al. (2006). Effects of sampling and sub-sampling variation using the STAR-AQEM sampling protocol on the precision of macroinvertebrate metrics. *Hydrobiologia* , 566, 441-459.

Coleman, M. (2002). Small-scale spatial variability in intertidal and subtidal turf algal assemblages and the temporal generality of these patterns. *Journal of experimental marine biology and ecology* , 267, 53-74.

Degraer, S., Moolaert, I., VanHoey, G., & Vincx, M. (2007). Sieving alive or after fixation: effects of sieving procedure on macrobenthic diversity, density and community structure. *Helgol Mar Res* , 61, 143-152.

Delorez, V. (2007). *Proposition d'optimisation de la stratégie spatiale de suivi des macrophytes et des sédiments en lagunes. Application à Thau, Bages, Leucate, Vic et Or*. Brest: IFREMER.

Descamps, P., Holon, F., Ballesta, L., Guilbert, A., Gillot, M., Boissery, P., et al. (2011). Fast and easy method for seagrass monitoring: Application of acoustic telemetry to precision mapping of *Posidonia oceanica* beds. *Marine Pollution Bulletin* , 62, 284-292.

Díez, I., Santolaria, A., & Gorostiaga, J. M. (2010). Different levels of macroalgal sampling resolution for pollution assessment. *Marine Pollution Bulletin* , 60, 1779-1789.

Fyfe, S. (2011). *Hyperspectral Studies of Seagrasses: Ecology, physiology, biochemistry and stress*. Colne LAP Lambert Academic Publishing AG & Co. KG.

Grave, S. D., Casey, D., & Whitaker, A. (2001). The accuracy of density standardization of infaunal benthos. *J. Mar. Bio. Ass. U.K.* , 81, 541-542.

Guinda, X., Juanes, J., Puente, A., & Echavarri-Erasun, B. (2012). Spatial distribution pattern analysis of subtidal macroalgae assemblages by a non-destructive rapid method assessment. *Journal of Sea Research* , 67, 34-43.

Hily, C., & Grall, J. (2003). *Suivi stationnel : échantillonnage floristique et faunistique, traitement de données. Opérationnel Région Bretagne. FT01: Echantillonnage quantitatif biocénoses subtidales des fonds meubles*. Brest: IFREMER/IUEM, REBENT.

Hily, C., & Grall, J. (2003). *Suivi stationnel : échantillonnage floristique et faunistique, traitement de données. Opérationnel Région Bretagne. FT10: Traitement des données stationnelles (faune)*. Brest: IFREMER/IUEM, REBENT.

IFREMER. (2007). *Programme Interreg IIIB Medoc Posidonia. Rapport de synthèse final*. IFREMER, LER, La Seyne sur Mer.

IFREMER. (2005). *Recommandations pour le contrôle de surveillance Directive Cadre sur l'Eau (DCE) - Fiche n°10*. Brest: IFREMER, REBENT.

IFREMER. (2005). *Recommandations pour un programme de surveillance adaptés aux objectifs de la DCE. Recommandations concernant le benthos marin*. Brest: IFREMER, DYNECO.

Lauret, M., Oheix, J., Delorez, V., & Laugier, T. (2011). *Réseau du suivi lagunaire: Guide de reconnaissance et de suivi des macrophytes des lagunes du Languedoc-Roussillon*. Ifremer, Cépralmar, Agence de l'Eau RM&C, Région Languedoc-Roussillon.

Leujak, W., & Ormond, R. (2007). Comparative accuracy and efficiency of six coral community survey methods. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 351, 168-187.

Mann, K. (1972). Ecological energetics of the seaweed zone in a marine bay on the Atlantic Coast of Canada. I. Zonation and biomass of seaweeds. *Marine Biology*, 12, 1-10.

Morrisey, D. J., Howitt, L., Underwood, A. J., & Stark, J. S. (1992). Spatial variation in soft-sediment benthos. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 81, 197-204.

Oger-Jeanneret, H., Auby, I., Plus, M., Trut, G., Sauriau, P.-G., & Dalloyau, S. (2011- unpublished). *Proposition pour un nouveau protocole de suivi stationnel de Zostera noltii dans le cadre de la Directive Cadre sur l'Eau (DCE)*.

Parravicini, V., Morri, C., Ciribilli, G., Montefalcone, M., & Albertelli, G. (2009). Sie matters more than method: Visual quadrats VS photography in measuring human impact on Mediterranean rocky reef communities. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 81, 359-367.

Pech, D., Condal, A., Bourget, E., & Ardisson, P. (2004). Abundance estimation of rocky shore invertebrates at small spatial scale by high-resolution digital photography and digital image analysis. *Journal of experimental marine biology and ecology*, 299, 185-199.

Proudfoot, R., Elliott, M., Dyer, M., Barnett, B., Allen, J., Proctor, N., et al. (2003). Collection and processing of macrobenthic samples from soft sediments: a best practice review. *Proceedings of the Humber Benthic Field Methods Workshop, Hull University 1997* (p. 128). Environmental Agency. R&D Technical Report E1-13/TR.

Puente, A., & Juanes, J. (2008). Testing taxonomic resolution, data transformation and selection of species for monitoring macroalgae communities. *Estuarine, Coastal and Self Science*, 78, 327-340.

Rollet, C. (2005). *Fiche technique REBENT N°13 : Les Orthophotographies littorales*. IFREMER, REBENT.

Schlacher, T. A., & Wooldridge, T. H. (1996). How sieve mesh size affects sample estimates of estuarine benthic macrofauna. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 201, 159-171.

Schultz, S. (2008). Seagrass monitoring y underwater videography: Disturbance regimes, sampling design, and statistical power. *Aquatic Botany*, 88, 228-238.

Thrush, S., Schneider, D., Legendre, P., Whitlatch, R., Dayton, P., Hewitt, J., et al. (1997). Scaling-up from experiments to complex ecological systems: Where to next? *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 216 (1-2), 243-254.

Underwood, A. (1993). The mechanics of spatially replicated sampling programmes to detect environmental impacts in a variable world. *Aust. J. Ecol.*, 18, 99-116.

Underwood, A., & Chapman, M. (2005). Design and Analysis in Benthic Surveys. Dans A. Eleftheriou, & A. McIntyre, *Methods for the study of marine benthos. Third Edition* (p. 442). Oxford: Blackwell Science Ltd.

Worsfold, T., & Hall, D. (2010). *NMBAQCS: Guideline for processing marine macrobenthic invertebrate samples : a Processing Requirements Protocol. Version 1.0*. National Marine Biological Analytical Quality Control Scheme. National Marine Biological AQC Coordinating Committee.

Xhardé, R., Long, B., & Forbes, D. (2006). Accuracy and Limitations of Airborne LiDAR Surveys in Coastal Environments. *2006 International* (pp. 2412-2415). Denver, CO: IEEE.

5.1. BIBLIOGRAPHIE COMPLEMENTAIRE :

Nous ajoutons ici deux références non-citées dans notre bibliographie mais qui a sa place dans l'évaluation du biais lié à la méthode :

Parravicini et al. (2009) testent les différences obtenues entre l'identification *in-situ* par plongeur sur quadrat et l'identification sur photographie.

Fyfe, S. (2011). *Hyperspectral Studies of Seagrasses: Ecology, physiology, biochemistry and stress*. Colne LAP Lambert Academic Publishing AG & Co. KG.

6. Annexes

6.1. ASPECTS METROLOGIQUES ET DEFINITIONS

6.1.1. Définitions

Une erreur est un écart constaté entre une mesure et une valeur réelle ou attendue (le mesurande). La somme des erreurs dans un processus d'acquisition de données abouti à une incertitude de la mesure.

On peut donc ainsi décliner cette incertitude en fonction des sources d'erreurs constatées.

- **La fidélité (précision)**

Une mesure est dite fidèle si la multiplication des mesures tend vers une même donnée. C'est le cas d'une balance qui pour un même objet redonnera systématiquement les mêmes poids. Dans le cadre de mesure biologique, cela implique que deux prélèvements réalisés dans des conditions similaires donneront les mêmes résultats. Une des méthodes pour augmenter la fidélité d'un prélèvement est d'augmenter le nombre de réplicats.

- **La justesse (biais)**

La justesse correspond à l'absence de biais ou d'erreur systématique. Ces erreurs systématiques ne remettent pas forcément en cause la fidélité, par contre, le résultat proposé peut être alors systématiquement sur ou sous-évalué.

Dans le cas des prélèvements biologiques, les caractéristiques matérielles peuvent limiter la justesse par récupération de trop ou pas assez de matériel biologique. Cette justesse est également un bon indicateur d'un éventuel effet opérateur.

- **La sensibilité**

Elle correspond au niveau de résolution de l'ensemble des étapes considérées. Une méthode est dite sensible si elle permet de différencier deux mesurandes

proches. Dans le cadre de données continues, cela implique donc un intervalle de confiance de la mesure le plus faible possible. Dans le cas de données discrètes, la sensibilité maximale est l'unité mesurée, mais elle peut être réduite si on sous-échantillonne, ou si le nombre de données discrètes est très important.

Pour des prélèvements biologiques où il est nécessaire de dénombrer des individus, la sensibilité maximale correspond à la détection d'un individu. L'ensemble des opérations de sous-échantillonnage participe à faire diminuer la sensibilité d'une mesure. De même, dans le cas de très grandes populations, il n'est plus possible d'atteindre une sensibilité de l'ordre de l'individu puisque les colonies sont alors estimées à x individus près (estimation de la sensibilité).

L'incertitude telle que nous la traiterons dans ce rapport est composée de l'ensemble des influences de fidélité, justesse et sensibilité qui construisent l'écart aux valeurs théoriques.

6.1.2. Modalités de calcul de l'incertitude

- **Evaluation d'une incertitude**

Evaluation de type A, incertitude u_A :

Rappel : D'un point de vue statistique, on appelle α la probabilité de commettre une erreur de type A et donc de rejeter l'hypothèse de départ (appelée hypothèse nulle et notée H_0) alors qu'elle est vraie. Cette erreur est représentée par le calcul de l'écart type expérimental.

Une évaluation d'incertitude de type A peut être réalisée dans les cas où l'opérateur fait toute une série de mesures. Le traitement des erreurs est statistique : moyenne, écart-type, ... Cette analyse statistique se fait lorsqu'il y a peu d'indications sur les sources d'erreurs.

Dans les cas de plusieurs mesures indépendantes, l'incertitude se calcule à l'aide de l'écart-type :

$$\sigma_{n-1} = \sqrt{\frac{\sum_i (g_i - \bar{g})^2}{n-1}}$$

Où

$$\bar{g} = \frac{1}{n} \sum_i g_i .$$

Si la distribution des mesures suit une loi gaussienne, alors les observations montrent que σ_{n-1} est un bon estimateur de l'incertitude pour un très grand nombre de mesures

Evaluation de type B, incertitude u_B :

Rappel : D'un point de vue statistique, on appelle β la probabilité de commettre une erreur de type B et donc de maintenir l'hypothèse de départ (appelée hypothèse nulle et notée H_0) alors qu'elle est fautive.

Dans le cas d'une mesure unique, il est difficile, voire impossible de faire un calcul statistique. L'opérateur doit donc chercher et évaluer les sources d'erreurs. Le constructeur de l'instrument de mesure fournit des données telles que la casse de l'appareil, le calibre, la résolution, etc... Pour le reste, il est nécessaire d'avoir une connaissance générale sur l'expérience Et de rechercher des informations complémentaires qui peuvent notamment comprendre :

- des résultats de mesures antérieures,
- la connaissance générale ou empirique du comportement des instruments utilisés,
- les spécifications du fabricant,
- les certificats d'étalonnage,
- l'incertitude attribuée à des valeurs de référence provenant d'ouvrages, manuels et autres normes.

D'une manière générale, si le constructeur fournit l'incertitude type, elle est utilisée directement.

- Si l'incertitude est du type : $\Delta C = \pm \dots$, l'incertitude est

$$u = \frac{\Delta_c}{\sqrt{3}} .$$

- Si peu d'indications sont disponibles, ou si le constructeur ne donne qu'une incertitude simple, alors l'incertitude se calcule de la manière suivante :

$$u = \frac{\Delta_c}{\sqrt{12}} .$$

- Si l'incertitude obéit à une loi normale, ce qui est souvent le cas de phénomènes physiques, mais plus rarement en biologie, alors :

$$u = \frac{\Delta c}{3}$$

L'incertitude composée $u(x)$:

Dans certains cas complexes, il faut souvent combiner les méthodes de type A et de type B, pour obtenir une meilleure évaluation de l'incertitude :

$$u(x) = \sqrt{u_A^2(x) + u_B^2(x)}$$

La propagation de l'incertitude pour des variables corrélées (ce qui est souvent le cas des assemblages en milieu naturel) suit la loi des intégrations partielles. Pour un mesurande G , fonction de n variables identifiées par le vecteur $X=(x_1, x_2, \dots, x_n)$ alors ΔG est égal à :

$$\Delta G = \sqrt{\sum_{i=1}^n \left(\frac{\partial f}{\partial x_i} \right)^2 \cdot \Delta x_i^2} \quad \forall n \neq i, x_i = \text{cst}$$

Ces principes s'appliquent au calcul d'incertitude pour une variable dont la distribution suit une loi normale.

D'autres distributions existent qui transforment le calcul de l'incertitude. Il est donc important d'identifier la loi de probabilité qui régie les données avant tout calcul d'incertitude.

6.1.3. Quelques ouvrages de référence

Les lois de probabilité, et les méthodes statistiques qui leurs correspondent, sont nombreuses et il est hors sujet de s'attarder ici à un rappel détaillé de ces lois. Nous renvoyons le lecteur vers des ouvrages de référence :

- Seber, G.A.F. (1982) The estimation of animal abundance and related parameters. Second Edition. The Blackburn Press, Caldwell, New Jersey.
- Royle, J.A. and Dorazio, R.M. (2008) Hierarchical Modelling and Inference in Ecology. The analysis of data from populations, metapopulations and communities. Academic Press, Elsevier, London.
- Larry Wasserman (2006) All of non-parametric statistics. Springer Science+Business Media, Inc., New-York

6.2. LES NORMES

Les normes régulant l'échantillonnage en milieu marin dans le cadre de la DCE (Directive Cadre sur l'Eau):

- ISO/FDIS 16665: Qualité de l'eau - Lignes directrices pour l'échantillonnage quantitatif et le traitement d'échantillons de la macrofaune marine des fonds meubles. AFNOR (2005)
- NF EN ISO 5667-19: Qualité de l'eau - Échantillonnage, Partie 19 : Lignes directrices pour l'échantillonnage des sédiments en milieu marin. AFNOR (Mars 2005)
- NF EN ISO 5667-3: Qualité de l'eau - Échantillonnage, Partie 3 : Lignes directrices pour la conservation. (Juin 2004)
- NF EN ISO 16665 : Qualité de l'eau – lignes directrices pour l'échantillonnage quantitatif et le traitement d'échantillons de la macrofaune marine des fonds meubles
- CEN/TC 230/WG2/TG7 N056 : Water quality – guidance on mapping extent and density of *Zostera* and macroalgae beds in the littoral environment

Il n'est pas fait mention dans ces normes de l'aspect métrologique des mesures. Des recommandations sont données pour le prélèvement, le conditionnement, la conservation, le transport et le traitement des échantillons sans aspects quantitatifs.

Ces normes sont intégrées dans les protocoles des laboratoires européens (i.e. : France : protocoles REBENT de l'IFREMER; UK : Worsfold & Hall (2010) pour le NMBAQCS – *National Marine Biological Analytical Quality Control Committee*).

La stratégie d'échantillonnage diverge d'un pays Européen à un autre (échantillonnage stratifié ou aléatoire). Cet aspect génère une différence dans la fiabilité des résultats obtenus mais il est hors contexte dans ce rapport.