

Benthos de Substrats Meubles

Fascicule technique pour la mise en œuvre des suivis
"Benthos de Substrats Meubles"
des réseaux de contrôle de surveillance DCE dans l'océan Indien



Septembre 2021
Version 4.0

Partenaires scientifiques et techniques :

Réseaux de Contrôle de Surveillance DCE en océan Indien Suivis

"Benthos de Substrats Meubles"

**CONTRIBUTION AUX TRAVAUX DES GROUPES DE TRAVAIL DCE LA REUNION ET MAYOTTE
sur la thématique "Benthos de substrats meubles"**

Coordination :

Magali DUVAL, Michel ROPERT et Cathy TREGUIER
Délégation Ifremer Océan Indien

Expertise thématique et scientifique :

Lionel BIGOT et Patrick FROUIN
UMR ENTROPIE, Université de La Réunion

Rédaction / mise en page du document :

Laurence MAUREL et Pierre SCOLAN
Délégation Ifremer Océan Indien

Mise à jour du document (V4):

Magali DUVAL, Cathy TREGUIER et Chloé FARI
Délégation Ifremer Océan Indien

Contributeurs du Groupe de Travail DCE Réunion :

Faiçal BADAT, Léonard DURASNEL, Alexandre MOULLAMA
Office de l'eau Réunion

**Franck BRUCHON, Ludovic HOARAU, Ronan LE GOFF, Laurence
MAUREL, Coralie VERMENOT,**
Délégation Ifremer Océan Indien

Pascal TALEC,
DEAL La Réunion

Jean TURQUET,
CITEB (anciennement ARVAM, Hydroréunion et Nexa)

Contributeurs du Groupe de Travail DCE Mayotte
(depuis 2012)

Éric BRENNER, Clément LELABOUSSE
Parc Naturel Marin de Mayotte

Hairia ABDALLAH, Anil AKBARALY (jusqu'en avril 2012)
DEAL Mayotte

Référents DCE nationaux :

Référents DCE nationaux Ifremer,
Référents Quadrigé Ifremer,
Référents OFB DCE et DCE/DOM.

Photographie couverture : Annélide, Polychète, *Diopatra cuprea cuprea*

©http://www.flickrriver.com/photos/artour_a/2875855754/

Septembre 2021
Version 4.0

Ce document doit être cité comme suit :

GTs DCE La Réunion et Mayotte "Benthos Substrats Meubles". 2021. Fascicule technique pour la mise en œuvre des suivis "Benthos de Substrats Meubles" des réseaux de contrôle de surveillance DCE dans l'océan Indien. R.RBE/DOI/2021-004, 46p

Fiche documentaire

Numéro d'identification du rapport : R.RBE/DOI/2021-004 N° de Version : 4.0 Diffusion : <input checked="" type="checkbox"/> libre <input type="checkbox"/> restreinte <input type="checkbox"/> interdite		date de publication : Septembre 2021 nombre de pages : 46 bibliographie : oui, dans le texte illustration(s) : tableaux et figures langue du rapport : français
Titre : Fascicule technique pour la mise en œuvre des suivis "Benthos de Substrats Meubles" des réseaux de contrôle de surveillance DCE dans l'océan Indien		
Rapport intermédiaire <input type="checkbox"/> Rapport définitif <input checked="" type="checkbox"/>		
Coordination : Magali DUVAL, Michel ROPERT et Cathy TREGUIER Expertise thématique et scientifique : Lionel BIGOT, Patrick FROUIN, Rédaction / mise en page du document : Laurence MAUREL, Pierre SCOLAN, Mise à jour du document (V4) : Magali DUVAL, Cathy TRÉGUIER et Chloé FARI Contribution / autres membres GT DCE Réunion : Membres des GT DCE La Réunion et Mayotte cités page précédente.	Organisme / Direction / Service, laboratoire Ifremer RBE/DOI UMR ENTROPIE, Université de La Réunion Ifremer RBE/DOI Ifremer RBE/DOI	
Cadre de la recherche : 2010-2013 : Contrat Ifremer/DEAL de La Réunion n° 11/1219452/BF 2014-2015 : Convention Ifremer/Office de l'Eau Réunion n°14/1211501/F Conventions Ifremer/PNMM/AAMP n°14/1211747 et n°15/1212077/MF et Conventions Ifremer/ONEMA 2014 et 2015 (La Réunion et Mayotte) 2016-2017 : Convention Ifremer/Office de l'Eau Réunion n°16/1212627/F Convention Ifremer/PNMM/AAMP n°16/1212601 et Conventions Ifremer/ONEMA 2016 et 2017 (La Réunion et Mayotte) 2018-2019 : Convention Ifremer/Office de l'Eau Réunion n°18/2216642/F et Conventions Ifremer/AFB 2018 et 2019 (La Réunion et Mayotte) 2020-2021 : Conventions Ifremer /OFB 2020 et avenant 2021 (La Réunion et Mayotte)		
Destinataire : DEAL Réunion et Mayotte, Office de l'Eau de La Réunion, Parc Naturel Marin de Mayotte, OFB		
Résumé Les travaux relatifs à la mise en œuvre de la DCE à La Réunion ont démarré au début des années 2000, avec la mise en place de 4 groupes de travail DCE experts dont les travaux ont été synthétisés au travers de 4 fascicules techniques définissant les conditions de mise en œuvre des différents suivis du réseau de contrôle de surveillance (RCS) DCE en milieu marin à la Réunion.. Une première version du fascicule "Benthos de substrats meubles", a été produite en 2012 et validée au niveau national par les référents DCE Ifremer (cellule nationale REBENT en charge de la coordination de la définition des réseaux de contrôle et des indicateurs benthiques de la DCE, coordination nationale DCE et cellule nationale Quadrige). Le Parc Naturel Marin de Mayotte (PNMM) est chargé de la mise en œuvre de la DCE sur ce territoire depuis 2013, et s'appuie sur un groupe de travail experts "eaux littorales" animé conjointement par le PNMM et l'Ifremer. En 2018, il a été décidé d'étendre le périmètre d'application des fascicules techniques aux deux territoires. Ce fascicule a vocation à constituer le support technique des méthodes et des référentiels pour la réalisation des suivis "Benthos de substrats meubles" du RCS DCE dans l'océan Indien. Il précise les protocoles des prélèvements ainsi que des analyses à réaliser.		
Mots-clés : DCE ; La Réunion ; Mayotte ; Contrôle de surveillance ; macrofaune endogée ; macrozoobenthos de substrats meubles ; M-AMBI		
Référence documentaire : GTs DCE La Réunion et Mayotte "Benthos Substrats Meubles". 2021. Fascicule technique pour la mise en œuvre des suivis "Benthos de Substrats Meubles" des réseaux de contrôle de surveillance DCE dans l'océan Indien. R.RBE/DOI/2021-004, 46 p.		

Sommaire

1. CONTEXTE: LA DIRECTIVE CADRE SUR L'EAU (DCE)	1
2. APPLICATION EN OCEAN INDIEN	4
2.1. <i>LA DCE A LA REUNION</i>	4
2.2. <i>LA DCE A MAYOTTE</i>	5
2.3. <i>PRESENTATION DES FASCICULES</i>	7
3. LES SUIVIS	8
3.1. <i>SUIVI BENTHOS DE SUBSTRATS MEUBLES A LA REUNION</i>	8
3.1.1. Positionnement des lieux de surveillance	8
3.1.2. Période et fréquence d'échantillonnage	9
3.2. <i>SUIVI BENTHOS DE SUBSTRAT MEUBLE A MAYOTTE</i>	11
3.2.1. Positionnement des lieux de surveillance	11
3.2.2. Période et fréquence d'échantillonnage	13
4. PROTOCOLES D'ECHANTILLONNAGE	15
4.1. <i>PRELEVEMENTS</i>	15
4.2. <i>PRE-TRAITEMENT A BORD</i>	18
4.2.1. Pré-traitement des échantillons destinés aux caractérisations sédimentaires	18
4.2.2. Pré-traitement des échantillons destinés à l'analyse faunistique	18
4.3. <i>CONSERVATION DES ECHANTILLONS AVANT ANALYSE</i>	19
4.4. <i>ASSURANCE QUALITE</i>	19
5. TRAITEMENT ET ANALYSE ET DES ECHANTILLONS	21
5.1. <i>MACROFAUNE</i>	21
5.1.1. Tri des échantillons	21
5.1.2. Analyse faunistique	21
5.2. <i>CARACTERISATION SEDIMENTAIRE</i>	22
5.2.1. Analyses granulométriques	23
5.2.2. Quantification des taux de matière organique	25
5.3. <i>ASSURANCE QUALITE</i>	27
6. BANCARISATION DES DONNEES	28
6.1. <i>QUADRIGE² - SI DE REFERENCE "EAUX LITTORALES"</i>	28
6.2. <i>CYCLE DE VIE DES DONNEES DANS Q²</i>	29
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	31
TABLES DES ILLUSTRATIONS	33
ANNEXES	35
<i>ANNEXE I : MASSES D'EAU COTIERES DU BASSIN DE LA REUNION</i>	36
<i>ANNEXE II : MASSES D'EAU COTIERES DU BASSIN DE MAYOTTE</i>	38
<i>ANNEXE III : LISTES DES ESPECES ET LEURS GROUPES ECOLOGIQUES</i>	40

Résumé des modifications

Version	Modifications
2.0	<p>Précision sur le mandat du GT DCE Réunion à compter de 2015.</p> <p>Mise à jour du texte qui accompagne le Tableau "Caractéristiques des stations d'échantillonnage" : codes des masses d'eau non appropriés car basés sur l'ancien découpage.</p> <p>Reprise du Tableau 1 et du Tableau 6 : suppression des caractéristiques sédimentaires, corrections de l'appartenance au suivi CARTOMAR et ajout des codes liés à ce programme. de cette étude ainsi que modification des coordonnées des points Saint-Louis - Bel Air (Côte) et Saint Leu suite à la campagne 2013.</p> <p>Mise à jour des cartes : masses d'eau côtières et stations de suivi.</p> <p>Modification du terme "Masse d'eau récifale" par "masse d'eau côtière de type récifal".</p> <p>Précision concernant les analyses physico-chimiques et granulométriques</p> <p>Précision sur les modalités de bancarisation (métadonnées, données "sédiment", données "macrofaune")</p> <p>Modification des figures 10 et 12 relatives à la bancarisation des données..</p> <p>Mise à jour du tableau "Récapitulatif des PSFM" pour intégrer les PSFM concernant la granulométrie laser</p> <p>Mise à jour de l'Annexe 2 en ajoutant les taxons dénombrés lors de la campagne 2013</p> <p>+ Précisions/corrections mineures</p>
3.0	<p>Modification des coordonnées dans le tableau des stations</p> <p>Précision du protocole de prétraitement des échantillons analyse faunistique</p> <p>Précision sur les références normatives pour la granulométrie laser,</p> <p>Suppression de la copie du tableau des lieux de surveillance au § 7.2.1, et renumérotation des tableaux suivants</p> <p>Précisions sur les tableaux des classes du M-AMBI</p> <p>Ajout de références bibliographiques</p> <p>Annexe 2 : modification du groupe de polluosensibilité pour certaines espèces</p>
4.0	<p>Fascicule élargi au Bassin de Mayotte : refonte du § 1 (pas de suivi de modification pour une meilleure lisibilité).</p> <p>Ajout d'un paragraphe "Application en océan Indien" (§ 2), précisions en suivi de modification sur les suivis à La Réunion et description des suivis à Mayotte (sans suivi de modification).</p> <p>Suppression du § relatif aux données utilisées pour définir le suivi RCS à La Réunion.</p> <p>Description du suivi à La Réunion : Ajout d'un tableau récapitulatif du suivi</p> <p>Ajout du suivi à Mayotte (§3.2) (pas de suivi de modification pour une meilleure lisibilité).</p> <p>Ajout d'un paragraphe sur la conservation des échantillons avant analyse (§4.3)</p> <p>Ajout d'un paragraphe "assurance qualité" pour le protocole d'échantillonnage (§4.4)</p> <p>Déplacement de la partie sur le tri des échantillons au laboratoire dans le paragraphe "Traitement et analyse des échantillons" (sans suivi de modification).</p> <p>Ajout d'un paragraphe "assurance qualité" pour l'analyse et le traitement des échantillons (§5.3)</p> <p>Suppression du chapitre relatif au calcul de l'indicateur (lien vers le fascicule correspondant au §2.3)</p> <p>Simplification de la partie bancarisation des données (§ 6) + modifications mineures</p> <p>Actualisation de la liste des espèces et leurs groupes écologiques en annexe III.</p>

1. CONTEXTE : LA DIRECTIVE CADRE SUR L'EAU (DCE)

La Directive Cadre sur l'Eau (DCE) n°2000/60/CE du 23 octobre 2000 est une Directive du parlement et du conseil européen transposée en droit français, loi N° 2004-338 du 21/04/2004. La DCE établit un cadre pour la préservation et la restauration des eaux des Etats Membres, qu'il s'agisse des eaux de surface, souterraines ou côtières. La DCE fixe des obligations de résultats (et pas simplement de moyens), et oblige donc les Etats Membres, après une phase de constat (état des lieux) à lancer des programmes de préservation/restauration de la qualité des eaux afin de garantir "le bon état, écologique et chimique" de toutes les masses d'eau.

En France, les rapports et les données résultant des réseaux de suivi de la DCE sont utilisés par les Comités de Bassin en charge de la coordination des Schémas Directeurs d'Aménagement et de Gestion des Eaux (SDAGE). Les SDAGE sont les documents définissant la politique de l'eau à l'échelle des grands bassins hydrographiques français ("districts hydrographiques"), bassins qui correspondent aux aires de compétence des Agences de l'Eau en métropole et à celles des Offices de l'Eau dans les DOM.

La DCE impose aux Etats Membres d'effectuer dans chacun de leurs grands bassins un découpage géographique en "masses d'eau" qui deviennent des unités de gestion.

La DCE précise que les **masses d'eau côtières dites aussi masses d'eau littorales** doivent s'étendre jusqu'à un mille au large du zéro des cartes bathymétriques et que leur découpage doit reposer sur :

- la capacité de renouvellement des eaux au sein de la masse d'eau, par mélange ou par transport, ce qui inclut les notions de temps de résidence, de renouvellement des eaux, d'intensité des houles (secteurs abrités ou battus) et de sensibilité de la zone aux apports (terrestres ou non, localisés ou diffus).
- des critères géomorphologiques, comme la profondeur et la nature des fonds, car ces critères conditionnent pour une bonne part la richesse faunistique, et plus généralement la biodiversité locale.

Ces critères permettent de définir la typologie des différentes masses d'eau (Annexes I & II pour La Réunion et Mayotte). En outre, chacune des masses d'eau retenue doit être si possible délimitée par des points "naturels" (cap, pointe, limite de bassin versant ...), et doit être la plus homogène possible du point de vue de ses caractéristiques naturelles ou des pressions exercées par les activités humaines, et ce afin que l'état constaté y soit lui-même le plus homogène possible.

La DCE impose en outre quatre grands types de contrôles/suivis de la qualité des eaux et des biocénoses qui les peuplent ou en dépendent :

- **Le Contrôle de Surveillance**, qui doit permettre le suivi de la qualité (aspects qualitatif, et également quantitatif pour ce qui concerne les eaux de surface et souterraines) d'un ensemble de masses d'eau jugées représentatives du district hydrographique, et ce sur le long terme,
- **Le Contrôle Opérationnel**, devant être appliqué aux masses d'eau risquant de ne pas atteindre le "bon état" (ces masses d'eau, anciennement qualifiées de "RNABE" pour Risque de Non Atteinte du Bon Etat, sont aujourd'hui qualifiées de "RNAOE", pour Risque de Non Atteinte des Objectifs Environnementaux,

- **Le Contrôle d'Enquête**, à appliquer en cas de non atteinte (probable) des objectifs et en absence d'explication ou de connaissance sur les facteurs de dégradation,
- **Le Contrôle Additionnel**, concernant certaines zones protégées particulières telles que les eaux de baignade, les habitats naturels, ainsi que zones hébergeant des espèces ou des habitats protégés, notamment au niveau communautaire.

Quels que soient le ou les types de contrôle, la DCE précise qu'il faut définir un état écologique et un état chimique pour pouvoir statuer sur la qualité d'une masse d'eau, sur son état. L'état écologique s'exprime selon 5 classes de qualité (très bon, bon, moyen, médiocre et mauvais), et l'état chimique uniquement selon deux classes : "bon" ou "non atteinte du bon état". Il a donc été nécessaire, pour chacun des indicateurs retenus (hors chimie), de bâtir des grilles de qualité à plusieurs classes (Figure 1).

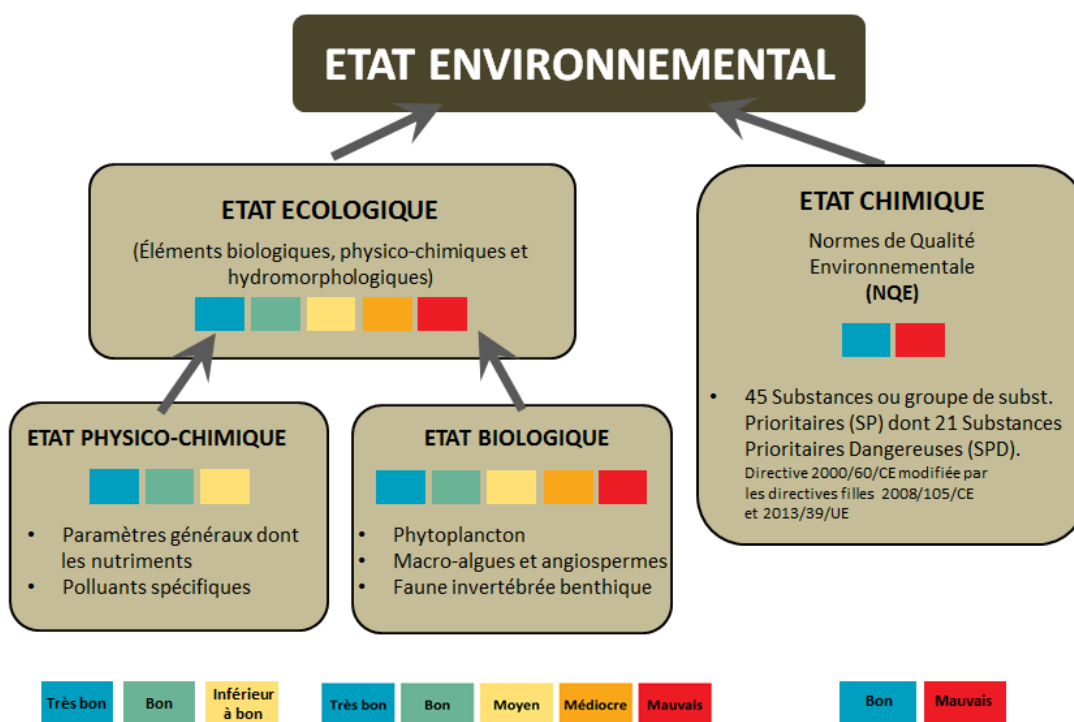


Figure 1 : Schéma d'évaluation de la qualité d'une masse d'eau imposée par la DCE

L'évaluation de l'état écologique des eaux côtières doit reposer sur l'utilisation de paramètres biologiques d'une part, et de paramètres physico-chimiques "soutenant les éléments biologiques" (*i.e.* explicatifs des constats biologiques) d'autre part.

Les macro-invertébrés benthiques constituent le plus souvent un excellent indicateur de l'état général d'un milieu et peuvent même révéler, grâce à la présence/absence de certains organismes sensibles ou à la structure des communautés, l'existence de certaines pressions d'origine anthropique. Ceci est particulièrement vrai en ce qui concerne i) les apports en matière organique qui sont générés en zones urbanisées causés par des stations d'épuration et/ou des réseaux de collecte défaillants ou manquants et ii) les apports particuliers associés à certaines pratiques agricoles en zones rurales ou celles résultants de l'urbanisation. Ces différentes pratiques laissent les sols nus en périodes de fortes pluies, ou suppriment les obstacles ou freins aux écoulements et favorisent ainsi érosion et ravinement (suppression des talus, haies, espaces végétalisés...).

De ce fait, hors situation tout à fait particulière, la DCE impose que des suivis de la macrofaune benthique endogée soient mis en œuvre, avec une périodicité minimale de deux fois par cycle de gestion (tous les trois ans) pour ce qui concerne le contrôle de surveillance. Elle précise que le suivi des invertébrés benthiques doit concerner (Directive 2000/60/CE, Annexe V, art.1.2.3) :

- *"le niveau de diversité et d'abondance des taxa (...)*
- *tous les taxa sensibles aux perturbations (...)"*.

La coordination nationale des suivis benthiques au sein de l'Ifremer (cellule REBENT) confirme qu'en l'absence de contraintes techniques ou environnementales majeures, le suivi des invertébrés de substrats meubles doit être systématiquement mis en œuvre pour le contrôle de surveillance (Ifremer/Dynéco, 2005). Elle rappelle que le positionnement des lieux de suivi dans les masses d'eau doit s'appuyer à la fois sur les intérêts que présente chaque habitat, et sur les contraintes techniques liées à leur suivi.

2. APPLICATION EN OCEAN INDIEN

Le présent fascicule technique est consacré à la mise en œuvre des suivis des RCS en océan Indien, pour le benthos de substrats meubles.

Les § 4 et 5 de ce document sont applicables à tous les prélèvements et analyses à réaliser selon les protocoles de la DCE.

2.1. La DCE à La Réunion

A La Réunion, la DEAL, chargée de la mise en œuvre de la DCE, a initié dès le début des années 2000 différents projets visant à recenser les données existantes et en acquérir de nouvelles, en vue de mettre en place les suivis du Réseau de Contrôle et de Surveillance de la DCE.

Entre 2008 et 2013, la DEAL s'est appuyée sur la Délégation Ifremer océan Indien (DOI) qui a assumé la mission d'assistance à maîtrise d'ouvrage à travers différents projets, et en créant et coordonnant quatre Groupes de Travail thématiques (GT) associant l'ensemble des experts locaux et métropolitains concernés. En 2012, la maîtrise d'ouvrage de la mise en œuvre des suivis du Réseau de Contrôle de la Surveillance DCE a été confiée institutionnellement à l'Office de l'Eau Réunion. **Entre 2013 et 2019, la Délégation Ifremer océan Indien a assuré un appui au Bassin de La Réunion dans le cadre de deux conventions (AFB -ONEMA/Ifremer et Office de l'Eau Réunion/Ifremer). Depuis 2020, l'appui est assuré par une seule convention OFB/Ifremer.** Ce soutien comprend, entre autres, la mise à jour des différents fascicules techniques.

Les quatre grandes thématiques abordées dans les GT, et donc les quatre suivis du réseau de contrôle de surveillance (RCS), traitent des contaminants chimiques, du benthos de substrats durs, du benthos de substrats meubles et enfin des paramètres physico-chimiques et du phytoplancton, objet du présent fascicule.

Ces GT, chacun dans leur domaine, ont eu pour mission entre 2010 et 2012 :

- de **définir les paramètres et indicateurs** (valeurs seuils, grilles) pertinents pour évaluer l'état des masses d'eau,
- de **bancariser** (ou faire bancariser) dans Quadrige² (ou Q²), base nationale de référence pour l'ensemble des données environnementales marines, les données pertinentes déjà acquises localement dans le cadre de suivis ou d'études ponctuelles¹,
- **d'utiliser les grilles d'indicateurs** définies/retenues et les données pertinentes bancarisées afin de réactualiser **l'état des lieux** des masses d'eau réunionnaises et mahoraises
- d'élaborer le réseau pérenne de suivi de la DCE dans le cadre du réseau de contrôle de surveillance.

¹ Ce rapatriement sous Q² permet de sécuriser ces données au sein du serveur SISMER, et de bénéficier du couplage Q²-S3E (Système d'Evaluation de l'Etat des Eaux) permettant le rapportage européen de la DCE.

A compter de 2015, le GT DCE "eau littorale" de La Réunion ne se réunit plus par thématique mais en fonction de l'actualité et à raison de deux voire trois réunions par an. Son mandat est le suivant :

- contribuer à l'optimisation et à l'adaptation des suivis du RCS, y compris les grilles/indicateurs, en fonction du retour d'expériences de la mise en œuvre des suivis, de l'amélioration des connaissances et de l'évolution de la réglementation, ...,
- valider la mise à jour des fascicules qui découlent des éléments pré-cités,
- contribuer à la définition des autres réseaux de contrôles (RCE, RCO, ...) de la DCE,
- valider à dire d'expert l'évaluation de l'état des lieux issus des scripts S3E,
- contribuer à la valorisation des données en apportant un soutien à leur qualification, à leur diffusion, ...

Pour définir le protocole et la stratégie du suivi "benthos de substrats meubles", le GT DCE s'est appuyé sur les travaux du projet "Cartomar" (BRGM/DIREN, 2008), ainsi que ceux menés dans le cadre de la thèse de L. Bigot (2006). Au vu des résultats, le GT a préconisé :

- de positionner au moins un lieu de surveillance dans chacune des masses d'eau côtières de type 1 à 4, à des profondeurs supérieures à 40 m, afin d'échantillonner des secteurs présentant une stabilité sédimentaire suffisante,
- d'ajouter des lieux dans les masses d'eau présentant une variabilité importante de nature de substrat,
- d'ajouter des lieux complémentaires dans certaines masses d'eau, positionnés aux alentours des isobathes 20-25 m, afin d'appréhender les perturbations locales liées aux pressions anthropiques et à l'impact des houles extrêmes.
- de ne pas mettre en œuvre de suivi dans les masses d'eau côtières de type récifal (type 5) du fait de leur forte hétérogénéité spatiale et temporelle (remaniements liés aux fortes houles australes ou cycloniques). Cette variabilité rend difficile l'évaluation d'un état moyen au sein de la masse d'eau et la réalisation d'un suivi pérenne.

La première campagne de suivi du RCS benthos de substrats meubles à La Réunion a été mise en œuvre en 2013, et sont menées à la fréquence d'une tous les 3 ans.

2.2. La DCE à Mayotte

Le contexte particulier de Mayotte (absence d'Office de l'Eau, moyens opérationnels plus limités,...) a conduit l'Etat à désigner la Direction de l'Environnement, de l'Aménagement et du Logement (DEAL) comme opérateur de la mise en œuvre de la DCE à Mayotte. Pour le volet littoral, jusqu'en 2012, la mise en œuvre de la DCE a été assurée par la DEAL Mayotte avec l'appui du Bureau de Recherches Géologiques et Minières (BRGM). Depuis 2013, le travail se poursuit sous maîtrise d'ouvrage déléguée au Parc Naturel Marin de Mayotte sous financement de l'ONEMA (puis de l'AFB, et OFB depuis le 01/01/2020).

En 2013, le Parc Naturel Marin de Mayotte (PNMM) a engagé la mise en œuvre de réflexions sur le système d'évaluation de la qualité des eaux côtières et du programme de surveillance, en s'appuyant sur un GT experts eaux littorales (GT experts ELIT), auquel l'Ifremer contribue dans le cadre de son appui au PNMM.

Le mandat de ce Groupe de Travail est le suivant :

- Proposer des indicateurs biologiques et chimiques pertinents à mettre en place,
- Poursuivre et consolider les travaux sur le calage de certains seuils et grilles des indicateurs DCE,
- Finaliser la définition des programmes de surveillance dans le cadre de la DCE (périodes et fréquences, nombre/localisation des sites, protocole d'échantillonnages, méthodes d'analyse...),
- Adapter et optimiser les protocoles d'échantillonnage et d'analyse adaptés au contexte de Mayotte.

Par ailleurs, le GT a également pour mandat d'accompagner le PNMM dans les réflexions concernant les indicateurs du tableau de bord de son Plan de Gestion visant la qualité de l'eau.

Le secrétariat du GT experts ELIT est assuré par le PNMM, l'Ifremer apportant son soutien technique pour l'animation.

Le suivi du RCS Benthos de substrats meubles à Mayotte a été défini suite à la réalisation d'une campagne pilote visant à vérifier la faisabilité technique des opérations (ARVAM, 2010). Les résultats de ce suivi ont permis de tester l'utilisation des indices AMBI et M-AMBI à Mayotte et de vérifier leur efficacité pour l'évaluation de la qualité des masses d'eau côtières.

Les conclusions de l'étude étaient les suivantes :

- Nécessité d'intégrer les indices de diversité biologique et notamment des indices AMBI et M-AMBI adaptés à Mayotte aux diagnostics des masses d'eau dans le cadre du futur réseau de Surveillance,
- Réaliser des campagnes comportant des stations avec plus de réplicats sur des sites de référence de conditions contaminées et sur des sites définis comme non contaminés. Ces campagnes complémentaires doivent permettre d'adapter les indices aux spécificités locales et ainsi justifier au niveau national les adaptations,
- Confirmer la pertinence des résultats relatifs à l'absence ou à la pauvreté des communautés benthiques dans le secteur de Mamoudzou par la mise en oeuvre de contrôle d'enquête spécifique sur cette masse d'eau,
- Prévoir un programme spécifique afin d'estimer plus précisément le degré de la contamination par les métaux des compartiments sédiment-eau-biote.

Sur ces bases, le GT ELIT a défini le cahier des charges de la première campagne de suivi, mise en œuvre en 2015, selon le protocole technique DCE de la Réunion.

Suite aux résultats de la campagne 2015, le GT préconise de ne plus suivre les stations "Passe en S" et "Bandréle" pour lesquelles les surfaces échantillonnables pour le benthos de substrat meuble sont faibles et pas nécessairement représentatives de l'état de la masse d'eau.

2.3. Présentation des fascicules

L'objectif de ces fascicules (photo 1) est d'être à la fois le document technique de référence permettant la réalisation du suivi, et une ébauche de cahier des clauses techniques particulières (document support pour le lancement d'un appel d'offres pour la réalisation dudit suivi ou d'autres suivis dans cette thématique). Ils précisent par conséquent les protocoles et procédures à respecter pour la réalisation des prélèvements et des analyses, ainsi que la stratégie spatiale et temporelle d'échantillonnage arrêtée.

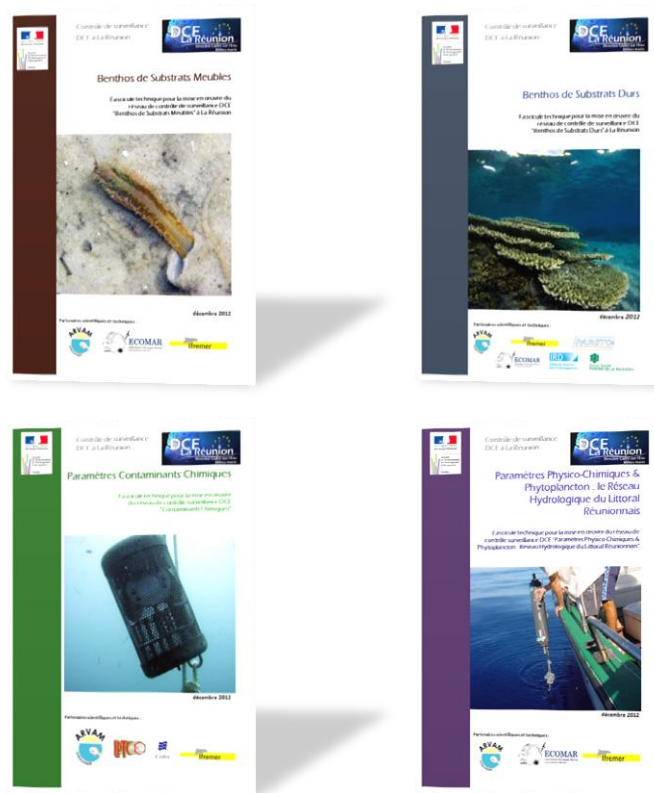


Photo 1 : Couvertures des 4 fascicules techniques de définition des suivis du réseau de contrôle de surveillance à La Réunion

Les suivis des paramètres benthos de substrats meubles décrits dans le présent fascicule reposent sur un inventaire de la macrofaune endogée (invertébrés de taille supérieure ou égale à 1 mm vivant dans les sédiments). Ces analyses sont accompagnées d'une caractérisation sédimentaire (granulométrie, % de matière organique,...) utile pour l'interprétation des résultats.

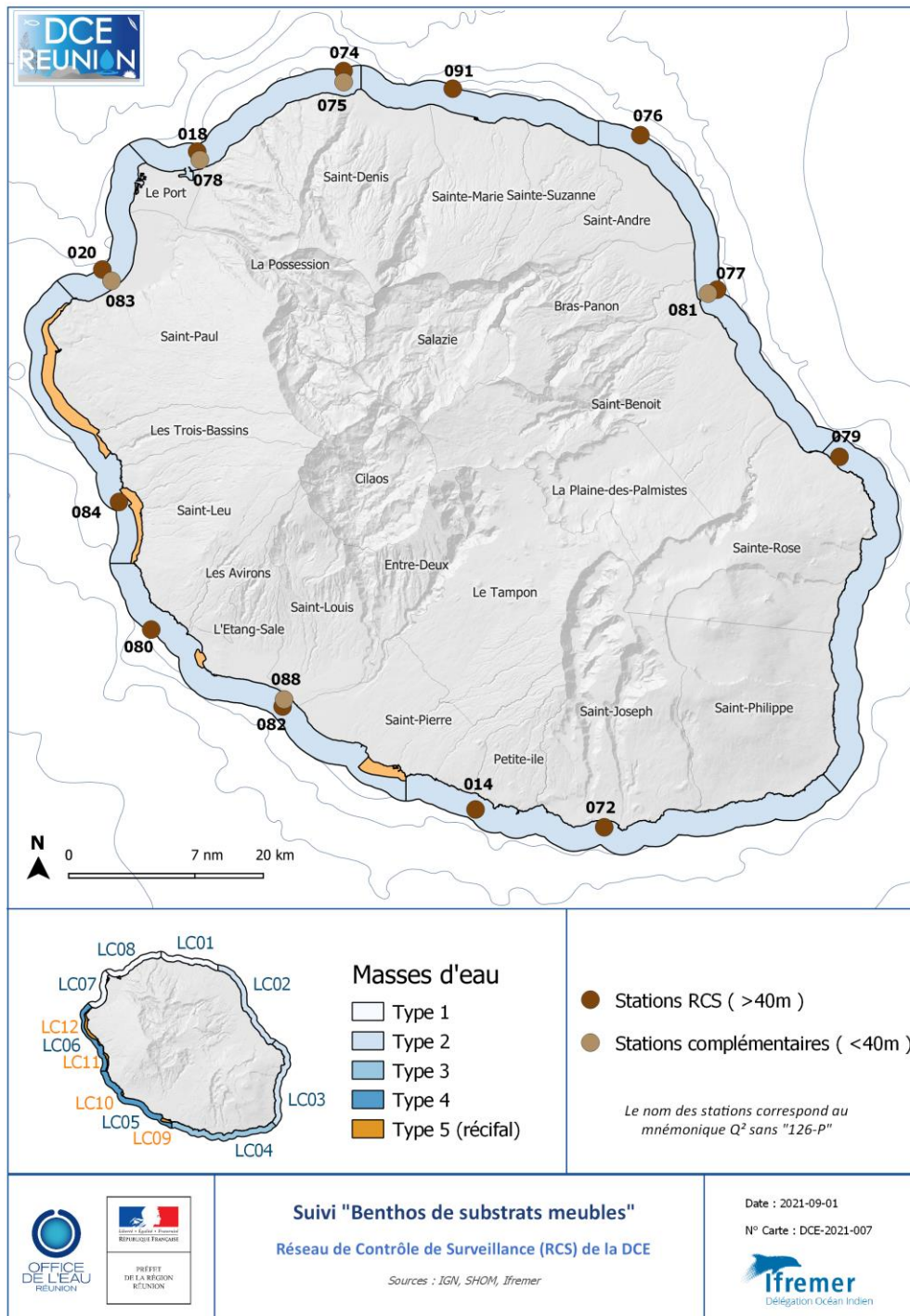
La bancarisation des données est abordée succinctement dans ce document. Elle est plus détaillée dans le manuel "[REBENT Invertébrés de substrats meubles](#)" disponible sur le site de la cellule d'administration Quadrige.

Les indicateurs et grilles de qualité permettant d'actualiser l'état des lieux des masses d'eau sont décrits dans le [fascicule technique pour le calcul des indicateurs DCE dans l'océan Indien](#). Ils sont également disponibles dans les textes de référence DCE, et notamment ceux édités par le ministère en charge de l'Ecologie.

3. LES SUIVIS

3.1. Suivi benthos de substrats meubles à La Réunion

3.1.1. Positionnement des lieux de surveillance



Carte 1 : Lieux de surveillance du suivi "Benthos de substrat meuble" du réseau de contrôle de surveillance DCE dans les masses d'eau côtière de La Réunion.

Le Réseau de Contrôle de Surveillance DCE "benthos de substrats meubles" à La Réunion est constitué de 17 lieux de surveillance en masses d'eau côtière de type non récifal², 12 lieux situés à des profondeurs supérieures à 40 m et cinq lieux complémentaires (*) situés à des profondeurs de 20 à 30 m, servant de "sentinelle" pour les experts. Suite au GT DCE du 25/09/2020, une station RCS sera ajoutée dans la masse d'eau LC04 (Saint-Joseph) à partir de la campagne de suivi 2022 (localisation exacte à définir)

Les caractéristiques de ces différents lieux sont synthétisées dans le Tableau 1 et la carte 1.

Tableau 1 : Caractéristiques des lieux de surveillance du suivi "Benthos substrats meubles" à La Réunion

Masse d'eau	Mnémorique Q ²	Lieu de surveillance	Prof. (m)	Longitude WGS84	Latitude WGS84
LC01	126-P-091	Saint Denis – Gillot	56	55,51941	-20,87140
LC02	126-P-076	Saint André – Bois Rouge	68	55,65990	-20,90392
LC02	126-P-077	Saint Benoit Bourbier (Large)	40	55,71735	-21,01193
LC02	126-P-081*	Saint Benoit Bourbier (Côte)*	22	55,71060	-21,01464
LC03	126-P-079	Sainte Rose – Bassin des Harengs	49	55,80900	-21,12870
LC04	126-P-014	Petite île - Grande Anse	57	55,53647	-21,37473
LC04 ⓘ	126-P-072	Saint Joseph	40	55,63283	-21,38713
LC04	126-P-XXX	A définir **			
LC05	126-P-080	Les Avirons – Bois Blanc	72	55,29362	-21,24927
LC05	126-P-082	Saint Louis – Bel Air (Large)	55	55,39198	-21,30295
LC05	126-P-088*	Saint Louis – Bel Air (Côte)*	23	55,393067	-21,298050
LC06	126-P-084	Saint Leu	73	55,269483	-21,160200
LC07	126-P-020	Saint Paul (Large)	73	55,25697	-20,99783
LC07	126-P-083*	Saint Paul (Côte)*	21	55,26393	-21,00576
LC08	126-P-074	Saint-Denis – Barachois (Large)	54	55,43767	-20,85905
LC08	126-P-075*	Saint-Denis – Barachois (Côte)*	23	55,43776	-20,86681
LC08	126-P-018	La Possession (Large)	76	55,32802	-20,91542
LC08	126-P-078*	La Possession (Côte)*	22	55,33000	-20,92116

ⓘ Station soumise à une importante instabilité sédimentaire pouvant être déplacée sous certaines conditions en cas de substrat non adapté, la station devra notamment être représentative de l'état de la Masse d'Eau et les coordonnées réelles devront être indiquées.

* : Stations complémentaires

** : A compter de la campagne 2022

² A noter que le REPOM réalisera, en appliquant les mêmes protocoles, un suivi dans les zones portuaires. Les données ainsi acquises seront également utilisées dans le cadre du réseau de contrôle de surveillance de la DCE.

3.1.2. Période et fréquence d'échantillonnage

D'après les données disponibles (Cf § 2.1) le GT considère que la période la plus intéressante en termes de diversité faunistique et de conditions de navigation se situe entre mars et avril. Les campagnes pouvant néanmoins déborder de cette période, en cas d'impossibilités technique ou météorologique, sur la période comprise entre février et mai.

La fréquence de suivi et les paramètres ou groupes de paramètres recherchés sont indiqués dans le Tableau 2.

Tableau 2 : Fréquence des suivis et paramètres du RCS BSM La Réunion

Lieux de surveillance	Fréquence /année	Fréquence / cycle de gestion
18	1 fois/an	2

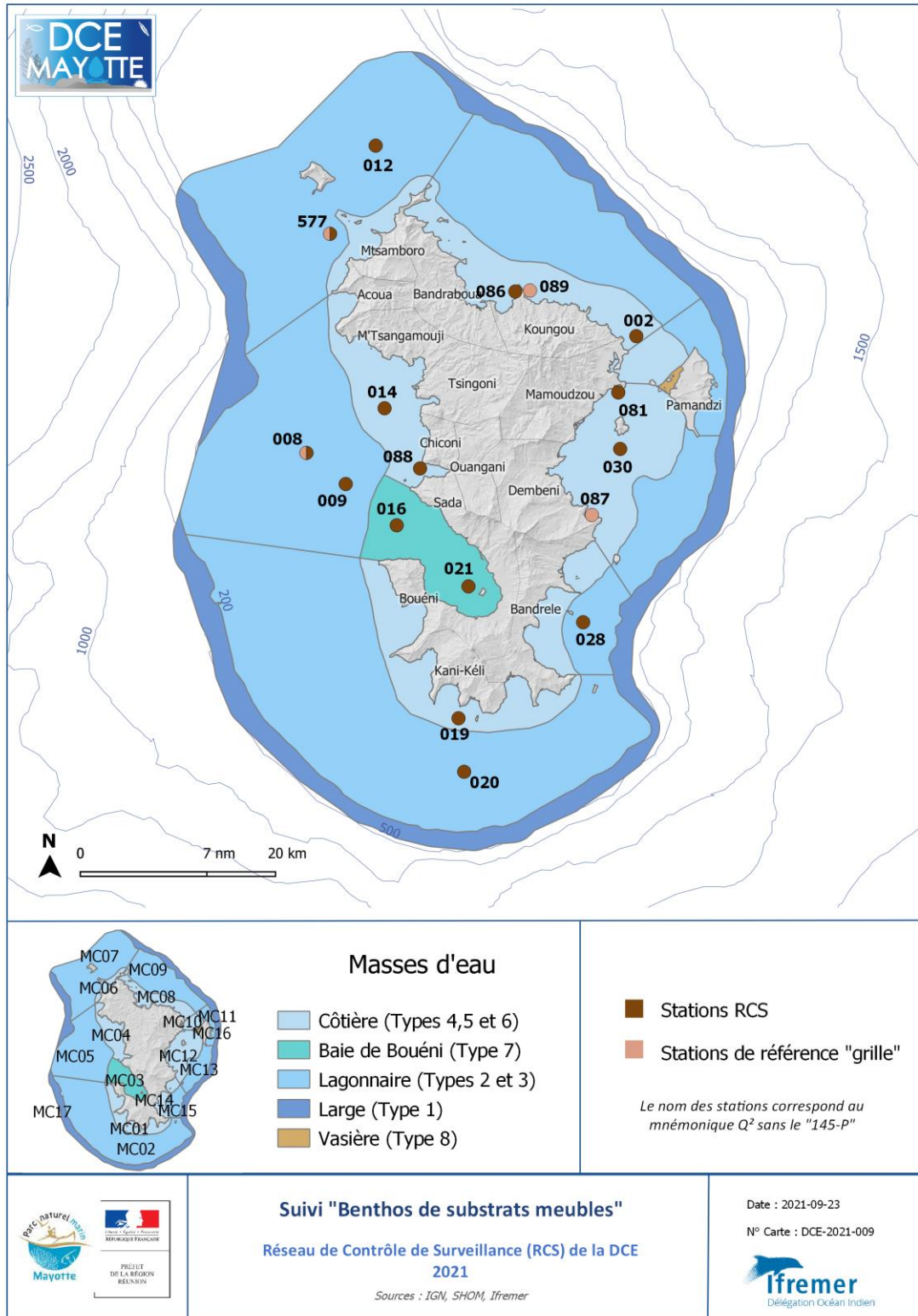
Paramètres requis pour la DCE	Paramètres associés
Comptage des taxons après tamisage *	Biomasse
	Granulométrie
	Matière Organique
	Matière sèche
	Carbonate de Calcium

* : à l'espèce si possible ou au niveau taxonomique le plus faible possible.

L'ensemble des paramètres est mesuré sur toutes les stations.

3.2. Suivi benthos de substrat meuble à Mayotte

3.2.1. Positionnement des lieux de surveillance



Carte 2 : Lieux de surveillance du suivi "Benthos de substrat meuble " du réseau de contrôle de surveillance DCE dans les masses d'eau côtière de Mayotte.

Le Réseau de Contrôle de Surveillance DCE "benthos de substrats meubles" à Mayotte est constitué de 17 lieux de surveillance.

Deux lieux constituent des stations de référence servant d'étalon pour la grille d'évaluation de bonne qualité de l'état des masses d'eau à Mayotte, et deux lieux pour la grille d'évaluation de qualité dégradée (stations hors RCS).

Suite à la modification des limites des masses d'eau FMRC03 "Baie de Bouéni" et FMRC04 "Barrière immergée Ouest (côtère)" en 2019, le lieu 145-P-014 a remplacé le lieu 146-P-088, jugé non représentatif de la masse d'eau (mais conservé comme station "complémentaire").

Les caractéristiques de ces différents lieux sont synthétisées dans le Tableau 3 et la carte 2.

Tableau 3 : Caractéristiques des lieux de surveillance du suivi "Benthos substrats meubles" à Mayotte

Masse d'eau	Mnémorique Q ²	Lieu de surveillance	Prof. (m)	Longitude WGS84	Latitude WGS84
MC02	145-P-020	Mbouini (ilot centre lagon) H18	28	45.1291	-13.03830
MC03	145-P-016	Boueni (sortie Baie2) 15	55	45.0836	-12.8761
MC03	145-P-021	Boueni (fond de baie) H17	17	45.1320	-12.9163
MC05	145-P-009	Recif M'Tsanga (Nord-est) 14	14	45.0492	-12.8489
MC05	145-P-008**	Grande Passe Ouest (Amont Récif H13)**	50	45.0227	-12.8284
MC12	145-P-081	Mamoudzou (M'Gombani large) B34	2	45.2331	-12.7886
MC08	145-P-086	Longoni (Entrée Port)	15	45.1636	-12.7221
MC08	145-P-089*	Longoni (Aquaculture) AQ1*	18	45.1735	-12.7214
MC07	145-P-012	M'Tsambo (Centre du Plateau) 11	43	45.0694	-12.6260
MC07	145-P-577**	Banc du Boa**	30	45.0386	-12.6841
MC04	145-P-014	Tsingoni (Baie large) H12	49	45.0754	-12.7990
MC04	145-P-088	Chiconi (Sortie Baie) B1	32	45.0994	-12.8386
MC08	145-P-002	Mamoudzou (Décharge Hamaha)	7	45.24528	-12.7918
MC15	145-P-028	Bambo (ilot sud est) H21	45	45.2094	-12.9399
MC01	145-P-019	Passi Keli (Pointe) H19	31	45.1253	-13.0031
MC12	145-P-030	M'Bouzi (sud ilot) H24	34	45.2344	-12.8258
MC12	145-P-087*	Hajangoua (Aquaculture) AQ2*	25	45.21533	-12.8693

**** : Stations permettant l'ajustement pour le haut de la grille d'évaluation (bonne qualité)**

*** : Stations permettant l'ajustement pour le bas de la grille d'évaluation (qualité dégradée) – stations hors RCS.**

3.2.2. Période et fréquence d'échantillonnage

Période d'échantillonnage

Il est préconisé de réaliser les prélèvements en fin de saison chaude (mars, avril), période la plus favorable au développement des communautés (ARVAM, 2010). Les campagnes peuvent néanmoins déborder de cette période, en cas d'impossibilités technique ou météorologique, sur la période comprise entre février et mai.

Mesures et paramètres

La fréquence de suivi et les paramètres recherchés sont indiqués dans le Tableau 4

Tableau 4 : Fréquence des suivis et paramètres du RCS BSM Mayotte

Lieux de surveillance	Fréquence /année	Fréquence / cycle de gestion
17	1 fois/an	2

Paramètres requis pour la DCE	Paramètres associés
Comptage des taxons après tamisage *	Biomasse
	Granulométrie
	Matière Organique
	Matière sèche
	Carbonate de Calcium

* : à l'espèce si possible ou au niveau taxonomique le plus faible possible.

L'ensemble des paramètres est mesuré sur toutes les stations.

4. PROTOCOLES D'ÉCHANTILLONNAGE

Matériel :

Navire adapté (au matériel et à l'équipage), arrivée d'eau de mer, benne (Van Veen ou Smith-McIntyre), carottier (ou benne Shipeck), GPS, des crayons, les feuilles de mer, un appareil photographique, bacs étanches (volume connu de 5 Litres et 10 Litres), table de tri (ou bassines), bocaux, sachets, tamis 1mm de vide de maille.

Personnel :

Un à deux marins et deux à trois scientifiques (personnes qualifiées dans ce type de prélèvement), l'équipage devant comprendre au minimum quatre personnes : deux agents (marins ou scientifiques) pour la manœuvre de la benne (qui selon la norme NF ISO 16665, devra répondre à terme à des normes d'assurance qualité), un à deux scientifiques pour la validation du prélèvement (d'après les volumes de sédiments récoltés, leur nature, la macrofaune apparente ...) et son prétraitement à bord, un des scientifiques est chargé de noter l'ensemble des métadonnées : dates, surface prélevée, réplicats, météo, ainsi que de photographier les échantillons de sédiments.

4.1. Prélèvements

Les prélèvements en milieu sédimentaire fin sont à effectuer à la benne Van Veen ou à la benne Smith McIntyre (toutes les deux échantillonnent une surface de 0,1 m², Figure 2a et b) à partir d'un navire de taille suffisante (≥ 6 m), au plan de pont adapté (treuil, potence/mat de charge, espace ...) et disposant d'un équipage de deux personnes dédiées à la manœuvre. Il est préférable de faire les suivis à long terme sur un point en conservant le même engin de prélèvement.

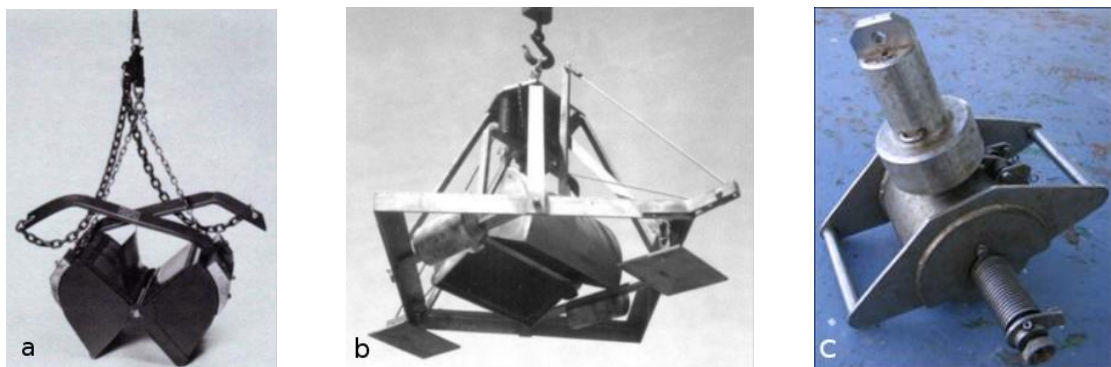


Figure 2 : Photographies de bennes (a: Van Veen à gauche et b: Smith-McIntyre) utilisées pour prélever des échantillons de sédiments destinés à l'analyse faunistique (surface: 0.1 m², profondeur maximale de pénétration dans le substrat: environ 15 cm). Photographie c: benne Shipeck pouvant être utilisée pour l'analyse granulométrique (surface: 4 dm²)

Sur chaque station, six prélèvements (réplicats) sont à réaliser: cinq "coups de benne" efficaces pour l'analyse faunistique et un prélèvement supplémentaire pour la caractérisation physico-chimique du sédiment (granulométrie, matière organique...). Ce dernier peut être réalisé avec un carottier ou une benne Shipeck (Figure 2c).

Le positionnement de chaque prélèvement devra être relevé au GPS au moment du déclenchement de la benne au fond. L'écart maximal toléré de positionnement de chaque coup de benne par rapport au point central de la station dont les coordonnées GPS sont données est de 0.05 milles (soit de l'ordre de 80 mètres). En ce qui concerne la profondeur, l'écart ne doit pas excéder 5 mètres par rapport à la profondeur du point central de la station.

En parallèle, la bathymétrie, les conditions météorologiques et l'état de la mer doivent être relevés (cf. "métadonnées").

Le contenu de la benne doit être déversé dans un bac étanche, à l'exception de la benne destinée à la caractérisation du sédiment.

Le volume de sédiment prélevé à chaque échantillon doit être contrôlé (lorsqu'il est versé dans le bac de volume connu) : cinq litres au minimum par prélèvement dans les sables et dix litres au minimum dans les vases. La profondeur de pénétration de la benne doit également être contrôlée : 15 centimètres au minimum pour l'inventaire faunistique et 5 centimètres au minimum pour la caractérisation sédimentaire.

Il est également nécessaire de consigner sur la feuille de terrain les premières observations sur le contenu de la benne (nature du sédiment, couleur de surface, profondeur de la couche oxydée/réduite, odeur, présence de structures biogènes ou de coquilles mortes, espèces dominantes, ...) et de prendre une photographie (Figure 3). Ces observations et la photographie peuvent s'avérer précieuses lors de la phase d'interprétation des résultats. La feuille de mer doit comprendre un ensemble de métadonnées relatives à chacune des stations, et au sein des stations, relatives à chacun des prélèvements (réplicats) (Tableau 5).

Si le type bio sédimentaire ne correspond pas à celui décrit lors des campagnes précédentes, il faut vérifier qu'il n'y ait pas d'erreur sur la localisation. Un changement biosédimentaire peut provenir de la variabilité naturelle, d'où l'importance de prendre des photographies de chaque prélèvement et d'en notifier le faciès.

En cas de doute sur la qualité du prélèvement (profondeur, volume, surface non horizontale ou perturbée, lessivage apparent ou remaniements importants, etc.), celui-ci doit être rejeté et un nouveau prélèvement doit être réalisé.



Figure 3 : Photographies de prélèvements de sédiments à la benne Van Veen portant le n° de l'échantillon

Tableau 5 : Eléments à consigner par station et par prélèvement sur la feuille de terrain.

Métadonnées associées au lieu de surveillance	Code masse d'eau DCE
	Mnémonique (et libellé) du lieu de surveillance
	Latitude et Longitude (Degré décimaux), datum (ex: GPS non défini), système (ex: WGS84), du lieu
	Sonde (mètres) – Facultatif si renseigné sur le prélèvement
	Typologie habitat (EUNIS, Corine Biotope, ZNIEFF-Mer...)
Métadonnées associées au passage³ et au prélèvement	Date du passage : jj/mm/aaaa
	Heure du passage: hh:mm
	Latitude et longitude (degré décimaux), datum (ex : GPS non défini), système (ex : WGS 84), de la station – Facultatif si pas de modifications par rapport aux coordonnées du lieu
	Observations : Conditions hydrodynamiques, météo, accessibilité,...
	Sonde (mètres) – Facultatif si renseigné sur le passage
	Code photo numérique associée (afin de faciliter le stockage)
	Paramètre : invertébrés/sédimentologie
	Code prélèvement : station-paramètre-répliat
	Noms/coordonnées des personnes et du navire effectuant le prélèvement
	Engin de prélèvement (type de benne et n° de la benne)/ Taille du prélèvement (0,1m ²)
	Surface/profondeur ou volume prélevés (qui doivent être compris entre 5 et 10 litres pour les bennes ; 15 cm pour la faune, 5 cm pour le sédiment)
	Numéro de répliat de la station
	Observations : grain du sédiment, odeur, débris, espèces remarquables, ...

³ Passage = arrêt sur un lieu de surveillance à une date et une heure donnée

4.2. Pré-traitement à bord

4.2.1. Pré-traitement des échantillons destinés aux caractérisations sédimentaires

La caractérisation sédimentaire est faite à partir du prélèvement spécifique à la benne. Deux sous-échantillonnages des cinq premiers centimètres de profondeur sont réalisés à l'aide d'un carottier à main, au centre de ce prélèvement non perturbé, par la trappe de la benne. Deux répliqués par prélèvement sont préconisés par sécurité.

Les sous échantillons de sédiment (compris entre 300 à 500 g) sont placés dans des conteneurs ou des sacs en plastique portant mention de la date, de la station, du numéro de répliquat (prélèvement) et une étiquette (type marquage à la Dymo) doublant ces informations doit être placée à l'intérieur du conteneur ou du sac. Les conteneurs ou sacs sont à stocker immédiatement après leur fermeture au frais (entre 6 et 10°C).

4.2.2. Pré-traitement des échantillons destinés à l'analyse faunistique

Les sédiments destinés à l'analyse faunistique sont tamisés à bord du navire sur un tamis de vide de maille de 1mm. Le tamisage doit être réalisé de façon à préserver au maximum l'intégrité des échantillons biologiques (espèces fragiles). Les échantillons biologiques doivent faire l'objet d'une élutriation / floculation dans un récipient adéquat de grande taille (table de tri, bassine, ..), la pression du jet d'eau de mer incident ne devant pas être trop importante afin de ne pas générer de projections de matériel et d'abîmer les organismes présents dans le sédiment. En effet, les polychètes, amphipodes et crustacés en général sont très fragiles et doivent garder leurs caractéristiques anatomiques pour la détermination ultérieure.

Les échantillons qui contiennent une grande quantité de matériaux grossiers (débris végétaux, autres,...) peuvent être tamisés à part à l'aide de tamis de taille supérieure afin de séparer la faune du reste. La faune est ensuite jointe au reste du prélèvement.

Si l'échantillon contient de gros individus (mollusques, échinodermes, crustacés) ou des individus produisant du mucus (Cérianthes, polychètes tubicoles, ..), il convient de placer ceux-ci dans des flacons séparés et de les fixer avant de les adjoindre au reste de l'échantillon.

De même à l'issue du tamisage (sur 1 mm), de petits organismes de taille très proche de 1 mm peuvent rester coincés sur les mailles du tamis. Il convient de les récupérer à l'aide d'une pince fine sans les endommager et de les adjoindre au reste du refus à analyser.

Après tamisage sur 1 mm, les refus du tamis sont à conserver dans des flacons étiquetés intérieur/extérieur (station, date, numéro de répliquat) contenant une solution d'eau de mer formolée (entre 4 et 8 %), neutralisée (pour éviter de détériorer les coquilles) par du tétraborate de sodium à saturation. Face aux mesures de sécurité indispensables dans la manipulation du formol une fixation à l'éthanol 70° est préférable (Garcia *et al.*, 2014). Le volume d'alcool à utiliser devra être conséquent pour bien fixer l'échantillon (notamment si il contient beaucoup de matière organique) et devra respecter à minima la règle des ¾ alcool à 70 °, ¼ d'eau de mer par échantillon.

En cas d'impossibilité de réaliser le pré-traitement à bord, les échantillons doivent être conservés au frais et à l'abri de la lumière, le délai avant fixation ne devant pas excéder 24h.

4.3. Conservation des échantillons avant analyse

Les échantillons destinés à la caractérisation sédimentaire doivent être placés au congélateur (-20 ° C) (Tableau 6).

Dans le cas où les échantillons sont utilisés pour plusieurs programmes de suivi (analyse de contaminants chimiques dans le sédiment par exemple), il est nécessaire de vérifier que les exigences de conservation sont compatibles entre elles (Cf. Fascicule technique pour la mise en œuvre des suivis "Contaminants chimiques" des réseaux de contrôle de surveillance dans l'océan Indien).

Après fixation, les échantillons destinés à l'analyse faunistique doivent être conservés à l'abri de la chaleur excessive et être triés le plus rapidement possible. Ils doivent cependant être stockés au moins 48h dans le conservateur pour une bonne fixation des individus.

Si le tri ne peut être réalisé rapidement après ce délai, les échantillons doivent être régulièrement vérifiés et le fixateur renouvelé si besoin.

Tableau 6 : Conservation des échantillons

	Stockage sur le terrain	Stockage dans les locaux du préleveur ou du laboratoire d'analyses
Echantillons destinés à l'analyse de l'abondance et composition du benthos	A l'abri du soleil après fixation ou Glacière avec pains de glace (maximum 24h)	Température ambiante après fixation A l'abri du soleil
Flacons destinés aux mesures de granulométrie, taux de matière organique, et de matière sèche	Glacière avec pains de glace	Conservation dans des contenants étanches Congélateur -20 ° C

4.4. Assurance qualité

Il est primordial d'établir une traçabilité et une transparence dans la mise en œuvre du suivi (Tableau 7).

Un manuel terrain doit être édité à chaque campagne d'échantillonnage par l'opérateur.

Il décrit l'ensemble des actions liées :

- à la préparation du terrain y compris le suivi métrologique des équipements utilisés et le conditionnement du flaconnage,
- aux prélèvements,
- au pré-traitement et stockage des échantillons,
- aux transferts des échantillons vers le laboratoire d'analyses (le cas échéant).

Il rassemble l'ensemble des fiches de mer associées.

Tableau 7: Exigences et bonnes pratiques de prélèvement et de stockage

Exigences particulières / Précisions en complément des bonnes pratiques en vigueur dans le domaine des prélèvements en milieu marin	
Document	<p>Les éléments de traçabilité, y compris ceux concernant la métrologie des équipements, doivent être archivés sans limite de temps et tenus à disposition des équipes en charge de la qualification/valorisation des données.</p> <p>Si les éléments sont inscrits à la main sur les feuilles de terrain, une copie de ces dernières doit être réalisée (photocopie ou photographie).</p>
Personnel	Les personnels intervenant doivent être habilités aux prélèvements.
Installation /Conditions ambiantes	<p><i>Dans le contexte tropical, une attention toute particulière doit être portée au maintien du froid dans la glacière de conservation et de transport des échantillons jusqu'au lieu de pré-traitement / conservation.</i></p> <p>Les conditions de stockage doivent respecter les exigences spécifiées au paragraphe 4.3 et faire l'objet d'un enregistrement.</p> <p>Le mode de conditionnement et de transfert des échantillons vers un laboratoire d'analyse accrédité en métropole doit être validé par ce même laboratoire. Tout doit être mis en œuvre pour éviter tout risque de biais analytique.</p>
Produit	Il est impératif de suivre les exigences qualité pour la préparation du flaconnage de conditionnement de chaque paramètre.
Méthode	Les méthodes à utiliser sont celles précisées aux différents sous-paragraphe 5.
Observation/ Anomalie	Toute observation/anomalie doit être tracée (cahier de terrain/fiche de mer) pour être rapportée dans le cadre de la bancarisation dans Quadrige ² .

Lors des opérations de prélèvements, les paramètres décrits au Tableau 5 doivent être enregistrés sur le cahier de terrain.

5. TRAITEMENT ET ANALYSE ET DES ECHANTILLONS

5.1. Macrofaune

5.1.1. Tri des échantillons

Le tri est à réaliser sur l'échantillon après rinçage à l'eau douce (sous tamis de 1 mm) afin d'éliminer les fixateurs utilisés (formol ou éthanol). Ce rinçage se fera dans un évier ventilé ou sous extracteur. Il se déroulera en deux phases :

- la première, l'élutriation, consistera à faire circuler un flux d'eau sur le refus remué manuellement dans une cuvette plate (éventuellement divisé en aliquotes de volume inférieur pour une meilleure efficacité), pour mettre la faune en suspension ; le flux surnageant débouchant sur un tamis de vide de maille de 1mm.
- La deuxième phase consistera en une inspection visuelle fine de ce refus (à l'aide d'une loupe grossissante), pour récupérer les organismes qui auraient échappé à l'élutriation. Les faibles refus (<0,25 litre environ) peuvent ne pas être soumis à la phase d'élutriation.

Dans le cas où le refus est constitué de nombreux débris végétaux, celui-ci devra obligatoirement être inspecté sous loupe binoculaire, quel qu'en soit le volume. Pour faciliter l'inspection des refus, du rose Bengale (colorant des protéines animales) peut être rajouté en très faible quantité (100-200 mg/refus de tamis afin de colorer les animaux, qui deviennent alors plus facilement repérables. Il sera effectué après quelques dizaines de minutes de trempage dans la solution colorée. Les individus non colorés seront privilégiés pour la mise en collection.

5.1.2. Analyse faunistique

Tous les individus collectés sont à déterminer autant que possible à l'espèce ou au niveau taxonomique le plus faible possible. Les invertébrés qui n'auront pas pu être déterminés à l'espèce (individu en mauvais état, incomplet, juvénile, documentation insuffisante, etc.) devront néanmoins impérativement être justifiés (listés) dans la liste faunistique. L'identification et le recensement des organismes ne concernent que les individus **vivants** collectés lors du prélèvement (exclusion des coquilles d'organismes morts antérieurement).

La liste bibliographique de tous les ouvrages et documents utilisés pour la détermination devra être citée dans le rapport final.

Tous les échantillons biologiques récoltés doivent impérativement être conservés (dans de l'éthanol 70°, et les photographies archivées), sans limite de temps. Toutes les espèces (représentées par un ou plusieurs individus) d'une même station doivent être conservées dans un contenant étanche étiqueté avec un code (date, station, ... ; Tableau 8) permettant un lien direct avec la base de données. Ceci sera réalisé dans le but de constituer une collection de référence, utile aux déterminations ultérieures et comme outil d'assurance qualité et d'inter-calibration éventuelle.

Dans le cas d'individus abondants, divers stades (juvénile/adulte), sexes et morphotypes peuvent être sélectionnés afin d'être distribués à des Muséum (réalisation de collection de référence) ou à des spécialistes des différents taxons.

Tableau 8 : Métadonnées à associer aux résultats d'identification et de dénombrement de la macrofaune benthique

Métadonnées Biologiques, par réplicat	Code passage
	Code prélèvement
	Noms/coordonnées des personnes effectuant l'analyse
	Faunes utilisées pour l'identification : annexe bibliographique
	Abondances par taxon
	Classification utilisée = W.O.R.M.S.
	Code photo numérique/collection associé
	Observations éventuelles

La biomasse ne fait pas partie des paramètres à suivre dans le cadre de la DCE, car n'intervient pas dans le calcul de l'indicateur. Pourtant il s'agit d'un paramètre informatif intéressant. Les données de biomasse sont bancarisables dans Q², il est ainsi conseillé d'estimer cette biomasse en fonction du poids moyen par espèce comme cela est préconisé dans la bibliographie (Bigot, 2006). Ceci ne peut se faire qu'à partir du moment où il y a deux individus ou plus, représentant une espèce, la primauté étant donnée à la mise en collection d'un individu par espèce. Cette collection étant primordiale dans le cas où, un taxon est re-identifié ou en cas d'ambiguïté ultérieure, cela permet de revenir sur l'échantillon "douteux".

Remarque :

Il est indispensable que tout le personnel ayant à réaliser des opérations de prélèvements de macrofaune et de sédiment reçoive au préalable une formation spécifique et adéquate correspondant aux différentes étapes de l'opération (terrain, laboratoire) et du traitement des échantillons (macrofaune et sédiment). Des ateliers et des cours adaptés sont fortement recommandés en ce sens.

En ce qui concerne l'identification des taxons, le personnel doit avoir un niveau reconnu de compétence taxonomique pertinent. Il est recommandé que ces identificateurs participent le plus souvent possible à des tests nationaux ou internationaux et confrontent leurs expertises avec d'autres spécialistes.

5.2. Caractérisation sédimentaire

Les sous-échantillons de sédiments doivent être scindés en deux parties :

- Des réplicats réservés à l'analyse granulométrique,
- Des réplicats réservés aux analyses physico-chimiques.

Un aliquote de l'échantillon initial doit être conservé au congélateur pour faire face en cas de problème (perte d'échantillon) ou d'analyse "douteuse". Cet aliquote sera détruit en fin d'opération lorsque tous les résultats de l'étude auront été acquis.

Lors d'une forte contamination (zones portuaires, zones de pollution accidentelle, ...), un réplicat supplémentaire doit être prévu pour des mesures de sulfure total, de potentiel redox, de métaux trace, d'hydrocarbures ou de contaminants chimiques particuliers (voir ref. ISO 5667-19).

5.2.1. Analyses granulométriques

Le taux de pélites (particules d'une taille $< 63 \mu\text{m}$) constitue une variable majeure dans la détermination des types sédimentaires et donc pour les différents habitats de la macrofaune. Ces particules fines (vases) contrôlent de façon déterminante la composition faunistique et leur quantification est donc primordiale.

Après désalinisation et séchage, la partie de l'échantillon destinée à l'analyse granulométrique est fractionnée :

- soit par tamisage sur colonne en utilisant la gamme complète des tamis AFNOR s'étageant de 0,063 à 40 mm (22 tamis).
- soit par tamisage sur colonne sur la partie supérieure à 2 mm en utilisant une partie de la gamme des tamis AFNOR s'étageant de 2 mm à 40 mm, couplée à une analyse au granulomètre laser sur la partie inférieure à 2 mm.

Cette dernière solution est préférée car elle permet de simplifier cette analyse (protocole de mise en œuvre), et d'obtenir des résultats plus précis sur la composition des différentes fractions sédimentaires les plus fines.

Il peut être toléré de ne réaliser que l'analyse granulométrique laser mais dans ce cas-là il est primordial de réaliser également la détermination de la fraction supérieure à 2mm pour pouvoir recalculer les fractions déterminées par granulométrie laser pour la fraction totale et non pas uniquement pour la fraction inférieure à 2 mm.

Désalinisation :

Après décongélation, transférer l'échantillon dans un bol préalablement pesé (définition de la tare), parfaitement sec et vide. Transvaser la totalité de l'échantillon dans le bol en veillant à bien rincer le pilulier qui contenait l'échantillon avec une pissette d'eau distillée pour récupérer l'intégralité du sédiment. Dans le bol, compléter à l'eau distillée si nécessaire et mélanger délicatement le sédiment (en douceur, pour ne pas briser les grains, les bioclastes en particulier) et l'eau avec un agitateur en verre pour séparer les grains. Laisser décanter le mélange jusqu'à ce que l'eau soit parfaitement claire (24 à 48 heures selon la charge en pélites), puis siphonner l'eau superficielle très délicatement pour ne laisser qu'une fine pellicule d'eau recouvrant le sédiment (phase la plus délicate car il faut veiller à ne pas évacuer les "fines"⁴).

Cette opération doit être renouvelée au moins deux fois pour que la désalinisation soit jugée satisfaisante (soit 3 "lavages" au minimum).

Séchage du sédiment / Tamisage :

Cas général des échantillons ne présentant pas une fraction pélitique importante :

Placer alors le bol contenant le sédiment dessalé et humide dans une étuve à 60 °C pendant 48h. Ne pas dépasser 60°C sous peine que les fines se compactent et se solidifient (dégradation de la matière organique). A l'aide d'une brosse et d'un agitateur, décoller les fines qui restent sur le bord du bol et brasser délicatement le sédiment de manière à ce que tous les grains soient bien séparés et libres.

⁴ "fines" = les grains d'un diamètre $< 63 \mu\text{m}$

Peser le bol et le sédiment à la sortie de l'étuve (poids sec du sédiment = poids total moins poids du bol sec pesé vide), sur une balance précise au centième de gramme. Mettre en place la colonne de tamis entière sur le vibreur (tamis à plus grande maille en haut, puis de taille de maille décroissante vers le bas ; bien positionner le réceptacle et le couvercle de la colonne de tamis). Si le vibreur ne peut accueillir qu'un nombre restreint de tamis, il sera nécessaire de procéder par étapes, en réalisant les filtrations sur les tamis les plus grossiers au départ, puis en finissant sur ceux à mailles fines. Tamiser chaque "série" (de 100g environ) sur le vibreur pendant 5 minutes. Si les échantillons sont soumis plus de 5 minutes à des vibrations, les grains peuvent être altérés (biaisant la mesure), particulièrement le matériel carbonaté.

Après chaque tamisage, peser chaque fraction (le contenant doit être taré) en veillant à récupérer tout le sédiment sur chaque tamis, à l'aide d'une brosse souple ou d'un pinceau fin.

La pesée doit être effectuée sur la même balance (au centième de gramme) dans une pièce spécifique (table et salle de mesure) sans courant d'air. S'assurer que la bulle de nivellement de la balance est centrée par rapport au repère.

Pour les fractions inférieures à 125 µm, utiliser un masque (pour éviter tout courant d'air).

La pesée de la fraction inférieure à 63 µm nécessite de pré-peser un petit récipient (constitué par pliage de papier aluminium), d'y transférer les pélites en veillant à en récupérer la totalité en s'aidant d'un pinceau fin. Peser cette fraction et refermer le récipient en aluminium (plier doucement l'extrémité de façon à constituer une papillote) avant de le replacer à l'étuve en attendant de réaliser l'analyse du taux de matière organique.

Pour la manipulation de chaque fraction avant et après tamisage ou lors de la pesée, se placer sur un grand support très propre (plan de travail, cuvette plate, aluminium) qui sera balayé ensuite pour récupérer les particules qui se seraient échappées (pertes éventuelles liées à une mauvaise manipulation ou à l'effet du pinceau sur le tamis).

Cas particulier des échantillons présentant une fraction pélitique importante :

Pour les échantillons présentant une fraction fine (< 63 µm) importante (sables vaseux et vases), et à défaut de granulomètre laser, un premier lavage du sédiment, après désalinisation, pourra être effectué directement sur un tamis AFNOR à maille de 63 µm, avant le séchage puis le tamisage. Le sédiment global sera rincé sur le tamis en utilisant une pissette d'eau douce et un pinceau fin (qui sera rincé avant et après tamisage). L'ensemble des fines et de l'eau utilisée doit impérativement être récupéré dans un bol (pesé vide et sec au préalable) et mis à sécher pour obtenir le poids sec des fines (l'application de la formule : Masse fine = (masse séd. sec) – (masse séd. lavé sec) n'est pas valable car elle ne permet pas de s'affranchir du sel).

Le refus de sédiment (qui comprend les sédiments les plus grossiers) sera récupéré, mis à sécher dans un autre bol puis tamisé sur la gamme complète de tamis selon le protocole "classique" précédemment décrit.

Granulométrie laser :

L'analyse granulométrique doit se faire selon la norme ISO 13320 (version en vigueur) sur la fraction inférieure à 2mm.

5.2.2. Quantification des taux de matière organique

Les taux de matière organique sont obtenus par la méthode de la perte au feu appliquée aux sous-échantillons dédiés :

- Sécher le sédiment (réplicat décongelé, débarrassé à la pince fine de macro-débris organiques et macro-organismes) à l'étuve 48h à 60°C,
- Peser selon protocole décrit à la fin de cette section : on obtient le poids sec brut. Une fois retirée la tare, on obtient le poids sec net, **PSN**
- Placer 4h au four à 450 °C le sédiment brut séché.

Le récipient vide (tare), puis le sédiment sec doivent avoir été pesés :

$$\text{Poids du sédiment} = \text{Poids total} - \text{Poids du récipient}$$

Après crémation, l'échantillon est pesé à nouveau pour en déduire le poids de sédiment incinéré **PSIN** (poids total après crémation moins poids du récipient) et donc le taux de matière organique (MO) exprimé en pourcentage :

$$\text{Taux de MO} = \frac{\text{PSN} - \text{PSIN}}{\text{PSN}} \times 100$$

Remarque :

Attention, lors de la crémation, toute inscription au marqueur s'effaçant, il est nécessaire de graver les récipients (coupelles aluminium) et de dessiner un plan de l'ordre des échantillons dans le four. Il est indispensable de stocker les échantillons après la crémation dans un dessiccateur. Peser un échantillon encore chaud fausse la mesure, attendre qu'il soit froid signifie qu'il reprend de l'humidité. Le dessiccateur doit être rempli de cristaux de calcium-sulfate anhydre (CaSO₄). Dans tous les cas, il est nécessaire de noter pour chaque échantillon la masse affichée dès l'affichage du signal de stabilisation de la mesure, ou alors après un temps arbitrairement défini mais identique pour tous les échantillons (20s par ex.).

Il faut travailler dans un laboratoire climatisé pour éviter une trop forte humidité (et éviter les jours associés aux fortes pluies).

Tableau 9 : Métadonnées devant être associées aux analyses sédimentaires

Métadonnées Sédimentaires, par réplikat	Code station
	Code prélèvement
	Noms/coordonnées des personnes effectuant l'analyse
	Matériel (tamis AFNOR) / Méthode (tamisage à sec après désalinisation) granulométrique
	Fractions granulométriques (mailles)
	Poids sec total avant tamisage
	Poids sec/fraction
	Observations : fractions calcaires, débris biogènes, odeur,...
	Matériel / Méthodes (sédiment brut et pélites) taux de matière organique
	Poids sec sédiment analyse MO (avant crémation) par méthode
	Poids sec sédiment analyse MO (après crémation) par méthode

Il est recommandé de mesurer le Carbonate de Calcium (CaCO_3). C'est un paramètre non obligatoire dans le cadre de la DCE mais peut s'avérer intéressant à suivre. Il permet de renseigner sur la présence de mollusques à coquilles ou autres bioclastes coralliens. Ce paramètre est bancarisable dans Quadrigé². Il est préconisé de le mesurer selon la norme NF ISO 10693.

5.3. Assurance Qualité

Les analyses de caractérisation sédimentaire devant être réalisées dans des laboratoires accrédités voire agréés, seulement quelques éléments d'assurance qualité sont précisés ci-dessous (Tableau 10).

Tableau 10 : Exigences et bonnes pratiques sur les analyses

	Exigences particulières / Précisions en compléments des exigences d'accréditation/d'agrément
Document	Les éléments de traçabilité doivent être archivés sans limite de temps et tenus à disposition des équipes en charge de la qualification/valorisation des données.
Personnel	/
Installation et conditions ambiantes	Les conditions de stockage doivent respecter les exigences spécifiées au paragraphe 4.3 et faire l'objet d'un enregistrement. Le mode de conditionnement et de transfert des échantillons vers un laboratoire d'analyse accrédité en métropole doit être validé par ce même laboratoire. Tout doit être mis en œuvre pour éviter tout risque de biais analytique.
Equipement	/
Produit	Il est impératif de suivre les exigences qualité pour la préparation du flaconnage de conditionnement de chaque paramètre même si ce dernier est fourni par le laboratoire d'analyses.
Méthode	Les méthodes à utiliser sont celles précisées aux différents sous-paragraphe 5.
Observation/Anomalie	Toute observation/anomalie doit être tracée pour être rapportée dans le cadre de la bancarisation dans Quadrigé ² .
EIL	Le laboratoire doit participer à des Essais Inter-Laboratoire pour les paramètres analysés sur le support sédiment.

6. BANCAISATION DES DONNEES

6.1. Quadrige² - SI de référence "eaux littorales"

Pour gérer les données de la surveillance du littoral, l'Ifremer a développé le système d'information Quadrige², qui associe à une base de données, une panoplie d'outils d'interprétation et d'élaboration de produits d'information. Quadrige² constitue un élément du Système d'Information sur l'Eau (SIEau), et à ce titre, contribue aux travaux du Service d'Administration National des Données et Référentiels sur l'Eau (SANDRE).

Quadrige² assure plusieurs fonctions qui le rendent indispensable :

- **la bancaisation des données élémentaires** de la surveillance, c'est à dire des résultats d'analyses de l'ensemble des réseaux de surveillance. Cette bancaisation est sécurisée, optimisée, encadrée et évolutive. Il s'agit, dans tous les sens du terme, d'une "banque", avec toute la rigueur de gestion que cela sous-entend,
- **l'interprétation et la valorisation** de la donnée. Dès lors que la donnée est bancaisée et qu'un niveau de qualité lui a été associé, elle devient disponible pour un grand nombre d'applications.

Dans les produits de diffusion/valorisation, on trouve :

- un outil de production d'**indicateurs** pour la DCE,
- un outil de mise à disposition des données pour le grand public via des interfaces cartographiques **SURVAL**, à partir des différents sites de l'Ifremer ou de ses partenaires,
- un outil de création de **bulletins**, qui étend et enrichit l'existant.

Au niveau national, Q² est aujourd'hui désigné par le Ministère en charge de l'Environnement comme le système d'information de référence pour les eaux littorales. A ce titre, il se doit d'alimenter le SIEau et ses outils, dont le Système d'Evaluation de l'Etat des Eaux de l'AFB (S3E), d'une façon régulière et normalisée. Afin de n'avoir qu'un référentiel unique au niveau national, toutes les données DCE-utiles (milieu marin) sont à bancaiser dans Q².

6.2. Cycle de vie des données dans Q²

Le cycle de vie des données dans Quadrigé comprend 4 étapes : saisie, contrôle, validation et qualification (Figure 4).

Il existe 2 manières d'intégrer les données de la surveillance dans la base de données Quadrigé² : la saisie directe des résultats dans l'application Quadrigé, et l'import de données à partir d'un fichier standardisé (reposant sur les référentiels SANDRE) type Quadrilabo.

Il est également possible d'intégrer les données taxinomiques à partir d'un fichier excel d'import spécifique, après saisie des informations sur les passages/prélèvements/échantillons. Pour cela, il est impératif de suivre les prescriptions disponibles à la rubrique documentation du site internet de la cellule Q² (https://www.ifremer.fr/quadrig2_support/Mes-donnees/J-integre-mes-resultats-taxinomiques).

Seules les personnes ayant reçu une formation à Quadrigé peuvent saisir les données directement dans l'application. Une fois saisies, les données doivent être contrôlées puis validées.

Après validation, les données deviennent accessibles via l'application QUADRIGE pour tous les utilisateurs, mais également via SURVAL, outil de visualisation et de téléchargement des données accessibles par Internet, synchronisé de manière quotidienne avec QUADRIGE.

Une étape de qualification est ensuite réalisée par des experts référents et membres de la cellule d'administration Quadrigé afin de déterminer si la donnée est "bonne", "mauvaise" ou "douteuse".

Les informations sur la base de données Quadrigé sont disponibles sur le site de la cellule d'administration : https://www.ifremer.fr/quadrig2_support.

Des guides d'aide à la saisie sont téléchargeables :

- [Manuel "Saisie Quadrigé"](#)
- [Manuel "REBENT Invertébrés de substrats meubles"](#)

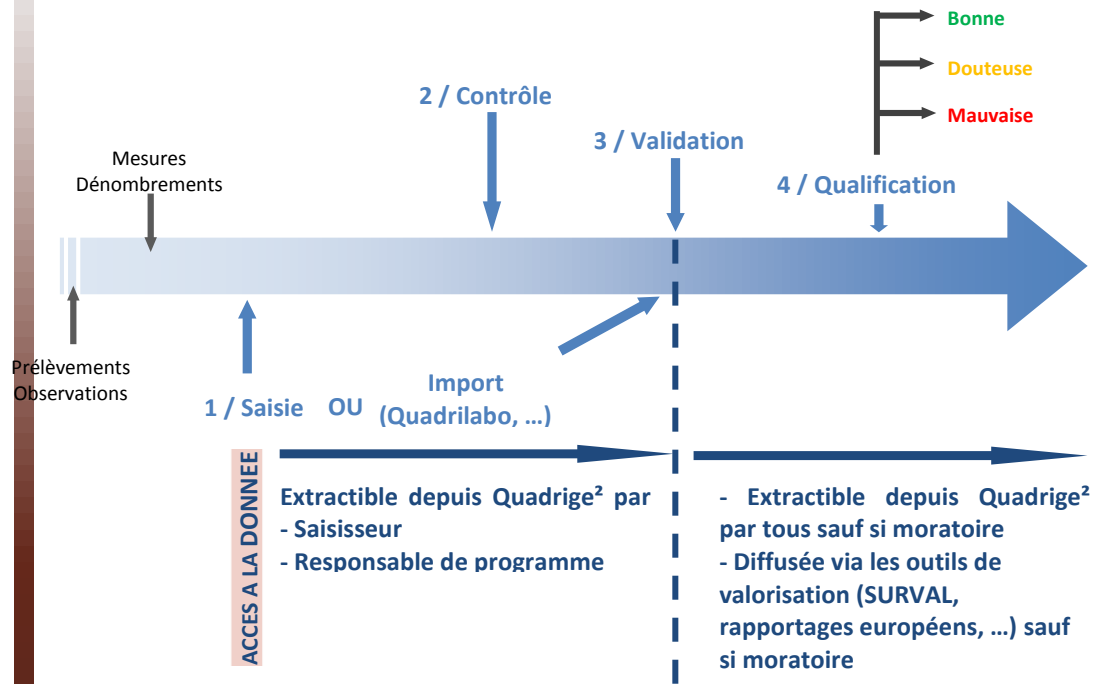


Figure 4 : Cycle de vie des données intégrées dans Quadrigé

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

ARVAM, ECOMAR, PARETO ECOCONSULT, 2014. Directive Cadre sur l'Eau – Suivi Benthos de substrats meubles en milieu marin. Rapport final. Rapport pour Office de l'eau Réunion, 31 p + annexes.

ARVAM, 2010. Définition des réseaux de surveillance DCE de la qualité des masses d'eau côtières de l'île de Mayotte - Rapport final. Tome 1 synthèse et propositions, 149 p + annexes.

Bald J., Borja A., Muxika I., Franco J. et Valencia V., 2005. Assessing reference conditions and physico-chemical status according to the European Water Framework Directive: a case-study from the Basque Country (Northern Spain). *Marine Pollution Bulletin*, 50: 1508-1522.

BCEOM, ARVAM, PARETO ECOCONSULT, 2005. Etat des lieux du district hydrographique de La Réunion. Rapport pour DIREN Réunion, 189 p + annexes.

Bigot L., 2006. Les communautés de macrofaune benthique des sédiments côtiers en zone tropicale non récifale : Diversité et réponses aux modifications de l'environnement marin à La Réunion (Océan Indien). Thèse. Université de La Réunion.

Bigot, L., Quod, J.P., Conand, C., 2006. Spatial bathymetric distribution of soft bottom tropical macrobenthos from the exposed east coast of Reunion Island (Southwest Indian Ocean). *Journal of Western Indian Ocean Marine Sciences*. Vol. 5, No. 1: 1-15.

Bigot L., Grémare A., Amouroux J-M., Frouin P., Maire O. et Gaertner J-C., 2008. Assessment of the ecological quality status of soft-bottoms in Reunion Island (tropical Southwest Indian Ocean) using AZTI marine biotic indices. *Marine Pollution Bulletin* 56: 704-722.

Bigot L., Wickel J., Pinault M., Frouin P., Bureau S., 2016. Suivi de la qualité des eaux littorales. Contrôle de surveillance des eaux littorales (RCS). Suivi 2016 du benthos de substrat meuble en milieu marin. Rapport MAREX, Université de La Réunion / Entropie pour le compte de l'Office de l'eau Réunion. 43p + Annexes.

Borja A., Franco J. et Pérez V., 2000. A Marine Biotic Index to Establish the Ecological Quality of Soft-Bottom Benthos Within European Estuarine and Coastal Environments. *Marine Pollution Bulletin*, 12 (4): 1100-1114.

Borja A., Franco J., Valencia V., Bald J., Muxika I., Belzunce M-J. et Solaun O., 2004. Implementation of the European Water Framework Directive from the Basque Country (northern Spain): a methodological approach. *Marine Pollution Bulletin*, 48 (3-4): 209-218.

BRGM/DIREN/RP-56579-FR, 2008. CARTOMAR Cartographie morphosédimentologique des fonds marins côtiers de La Réunion. Rapport final. 41p + annexes.

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

Garcia Aurelie, Desroy Nicolas, Le Mao Patrick, Miossec Laurence (2014). Protocole de suivi stationnel des macroinvertébrés benthiques de substrats meubles subtidiaux et intertidaux dans le cadre de la DCE - Façades Manche et Atlantique - Rapport AQUAREF 2014.

Gauthier Emilie, Pothier Anaëlle, Buchet Remi, Deleys Noemie (2020). Consignes de saisie Quadrige. Macrofaune benthique de substrats meubles (intertidal & subtidal). Masses d'eau Côtières et de Transition (estuaires et lagunes méditerranéennes).

Glémarec M. et Hily C., 1981. Perturbations apportées à la macrofaune benthique de la baie de Concarneau par les effluents urbains et portuaires. *Acta Oecologica, Oecologia Applicata*, 2 (2): 139 - 150.

Gts Dce La Réunion Et Mayotte "indicateurs Dce" (2020). Fascicule technique pour le calcul des indicateurs DCE dans l'océan Indien. R.RBE/DOI/2020-001.

Hily C., 1984. Variabilité de la macrofaune benthique dans les milieux hypertrophiques de la Rade de Brest. Thèse de Doctorat d'Etat, Univ. Bretagne Occidentale. Vol. 1: 359 pp., Vol. 2: 337 pp.

Ifremer/Dyneco, 2005. Recommandations pour un programme de surveillance adapté aux objectifs de la DCE. Recommandation concernant le benthos marin. 26 p + annexes.

Jaouën T., Akbaraly A., Winckel A. (2011). Définition des réseaux de surveillance DCE de l'état qualitative des masses d'eau souterraines, cours d'eau et côtières. Rapport final. RP-58229-FR.153 p., 47 ill.

Lazure P., 2004. Délimitation des masses d'eaux naturelles dans le cadre de la mise en œuvre de la Directive Cadre sur l'Eau (DCE) : Applications aux eaux marines des Départements d'Outre-Mer : Guadeloupe, Martinique, Guyane, Réunion. RST/DEL/AO n° 04-2004: 27 p.

Muxika I., Borja A. et Bald J., 2007. Using historical data, expert judgement and multivariate analysis in assessing reference conditions and benthic ecological status, according to the European Water Framework Directive. *Marine Pollution Bulletin*, 55: 16-29.

Norme 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.

Norme NF EN ISO 5667-19. Qualité de l'eau - Echantillonnage Partie 19 : lignes directrices pour l'échantillonnage des sédiments en milieu marin.

Pearson T-H. et Rosenberg R., 1978. Macrobenthic succession in relation to organic enrichment and pollution of the marine environment. *Oceanography and Marine Biology an Annual Review* 16: 229-311.

TABLES DES ILLUSTRATIONS

Cartes

Carte 1 : Lieux de surveillance du suivi "Benthos de substrat meuble " du réseau de contrôle de surveillance DCE dans les masses d'eau côtière de La Réunion.	8
Carte 2 : Lieux de surveillance du suivi "Benthos de substrat meuble " du réseau de contrôle de surveillance DCE dans les masses d'eau côtière de Mayotte.	11
Carte 3 : Masses d'eau côtières de La Réunion selon les typologies.....	36
Carte 4 : Masses d'eau côtières de Mayotte selon les typologies.....	38

Figures

Figure 1 : Schéma d'évaluation de la qualité d'une masse d'eau imposée par la DCE.....	2
Figure 2 : Photographies de bennes (a: Van Veen à gauche et b: Smith-McIntyre) utilisées pour prélever des échantillons de sédiments destinés à l'analyse faunistique (surface: 0.1 m ² , profondeur maximale de pénétration dans le substrat: environ 15 cm). Photographie c: benne Shipeck pouvant être utilisée pour l'analyse granulométrique (surface: 4 dm ²)	15
Figure 3 : Photographies de prélèvements de sédiments à la benne Van Veen portant le n° de l'échantillon	16
Figure 4 : Cycle de vie des données intégrées dans Quadrige.....	30

Photos

Photo 1 : Couvertures des 4 fascicules techniques de définition des suivis du réseau de contrôle de surveillance à La Réunion	7
-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------	---

Tableaux

Tableau 1 : Caractéristiques des lieux d'échantillonnage du suivi "Benthos substrats meubles" à La Réunion.....	9
Tableau 2 : Fréquence des suivis et paramètres du RCS BSM La Réunion	10
Tableau 3 : Caractéristiques des stations d'échantillonnage du suivi "Benthos substrats meubles à Mayotte	12
Tableau 4 : Fréquence des suivis et paramètres du RCS BSM Mayotte	13
Tableau 5 : Éléments à consigner par station et par prélèvement sur la feuille de terrain.	17
Tableau 6 : Conservation des échantillons	19
Tableau 7: Exigences et bonnes pratiques de prélèvement.....	20
Tableau 8 : Métadonnées à associer aux résultats d'identification et de dénombrement de la macrofaune benthique	22
Tableau 9 : Métadonnées devant être associées aux analyses sédimentaires	26
Tableau 10 : Exigences et bonnes pratiques sur les analyses.....	27

Tableau 11 : Classement des masses d'eau côtières du bassin de La Réunion en fonction de leur typologie..... 37

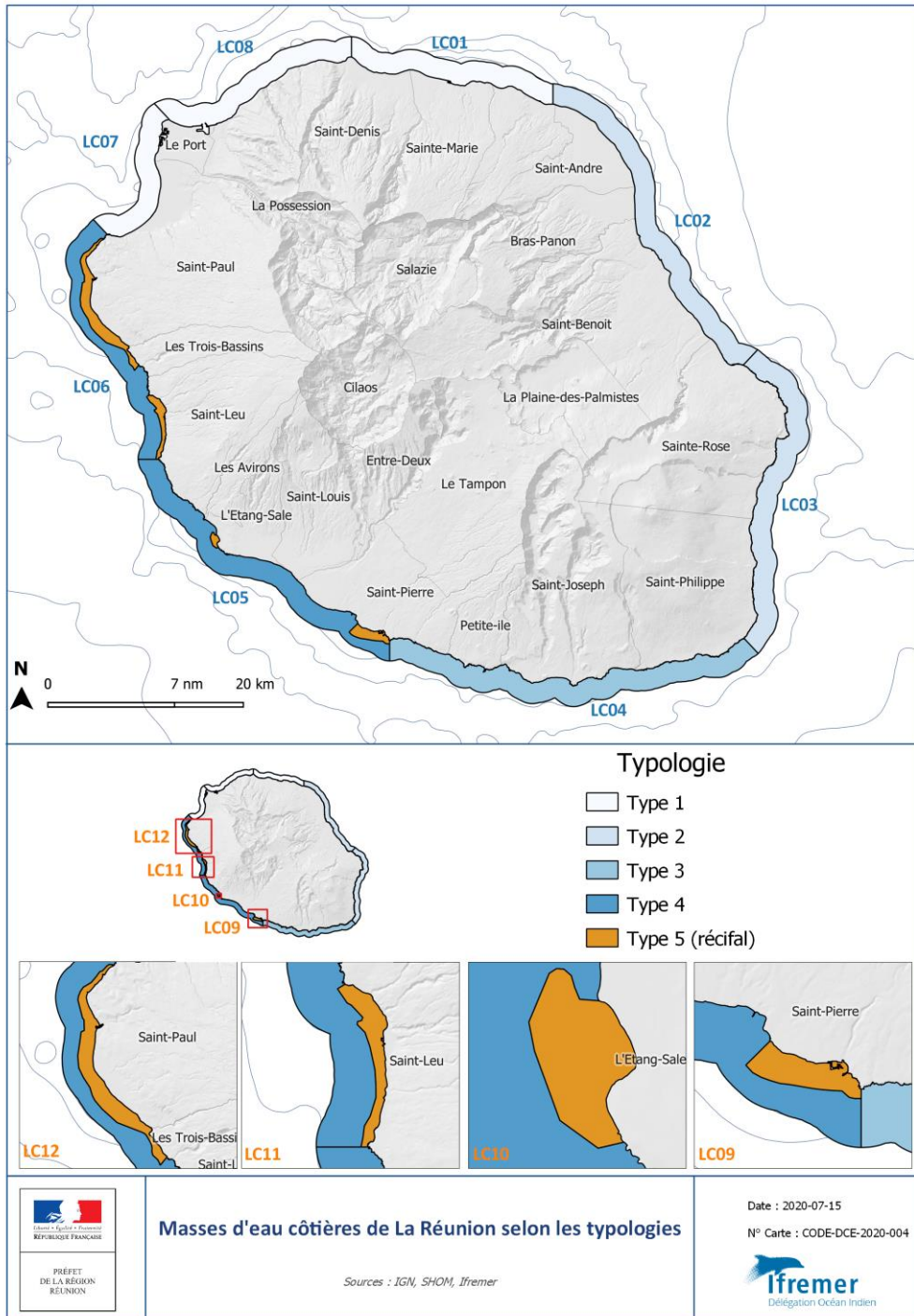
Tableau 12 : Classement des masses d'eau côtières du bassin de Mayotte en fonction de leur typologie..... 39

Tableau 13 : Listes des taxons et leurs groupes de polluo-sensibilité..... 40

ANNEXES

Annexe I : Masses d'eau côtières du Bassin de La Réunion

A La Réunion, la délimitation des masses d'eau littorales a été réalisée en lien avec les acteurs locaux, en juin 2004 par l'Ifremer à dire d'expert (Lazure 2004). Suite à l'acquisition de nouvelles données, notamment l'utilisation de la plate-forme de modélisation hydrodynamique Hydrorun dans le cadre du projet "Bon état II", un redécoupage a été effectué et validé. Douze masses d'eau côtières ont été définies dont quatre masses d'eau côtières de type récifal correspondant aux 4 secteurs récifaux majeurs : Saint Gilles, Saint Leu, Etang-Salé et Saint Pierre.



Carte 3 : Masses d'eau côtières de La Réunion selon les typologies

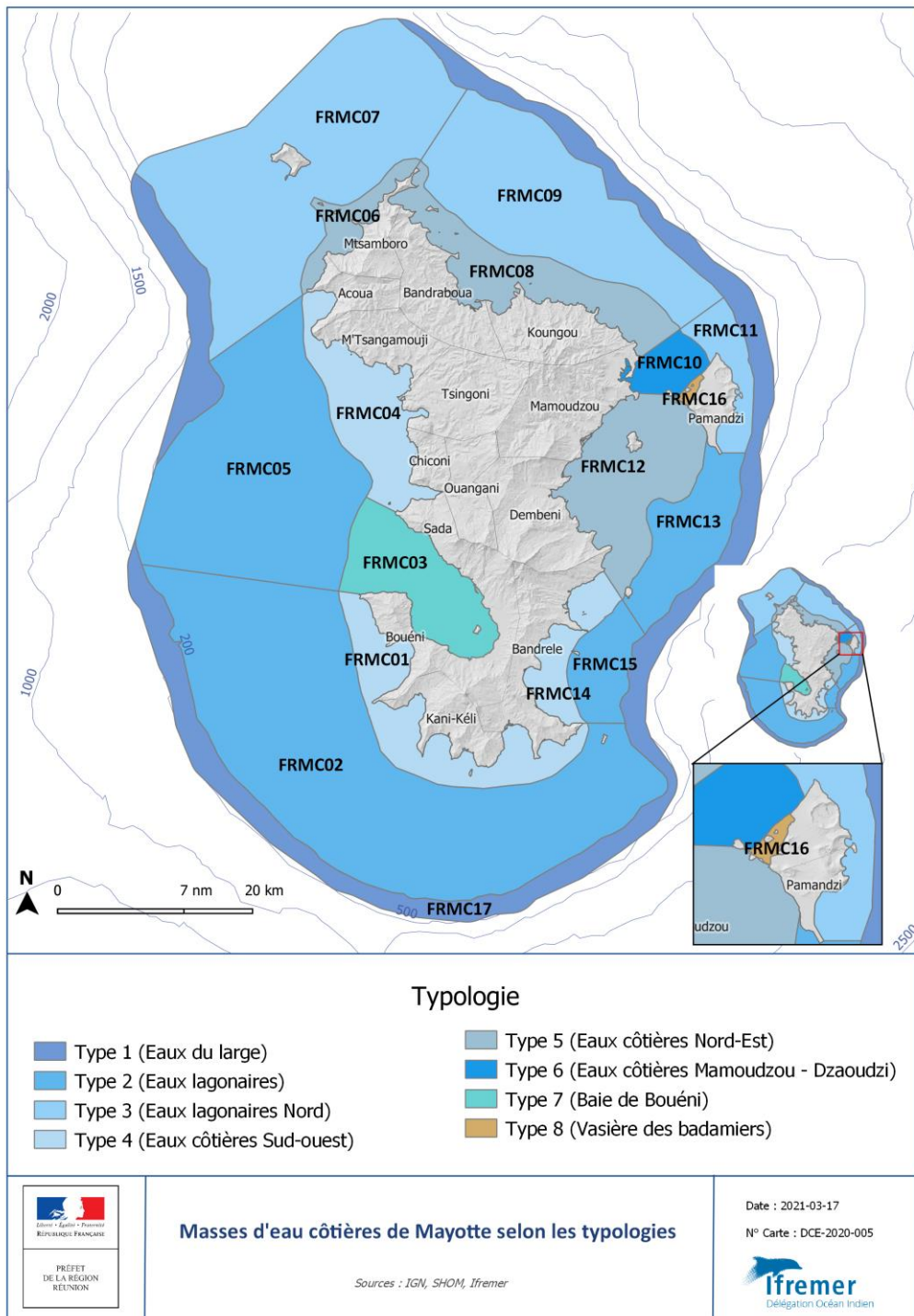
Le classement des masses d'eau côtières du bassin de La Réunion en fonction de leur typologie est présenté Tableau 11.

Tableau 11 : Classement des masses d'eau côtières du bassin de La Réunion en fonction de leur typologie

Typologie	Code Sandre	Nom	Limites	Nature des fonds	Bathymétrie	Hauteur moyenne des vagues	Exposition particulière :	
							houles australes	houles cycloniques
Type 1	FRLC01	Saint-Denis	Barachois - Sainte-Suzanne	Meuble, sablo-vaseux	Petit fond à moyen	Faible	Faible	Forte
	FRLC07	Saint-Paul	Cap La Houssaye - Pointe des Galets					
	FRLC08	Le Port	Pointe des Galets - Barachois					
Type 2	FRLC02	Saint-Benoit	Sainte-Suzanne - Sainte-Rose	Hétérogène	Fond Moyen à Grand	Moyenne	Faible	Moyenne/ Forte
	FRLC03	Volcan	Sainte-Rose - La Porte					
Type 3	FRLC04	Saint-Joseph	La Porte - Pointe du Parc	Basaltique puis sablo-vaseux	Grand Fond	Très forte	Moyenne/ Forte	Moyenne
Type 4	FRLC05	Saint-Louis	Pointe du Parc - Pointe au Sel	Basaltique puis sableux	Fond Moyen	Moyenne à forte	Moyenne/ Forte	Faible/ Moyenne
	FRLC06	Ouest	Pointe au Sel - Cap La Houssaye					
Type 5	FRLC09	Saint-Pierre	Zone récifale - Saint-Pierre	Récif corallien	Petit Fond	Moyenne/ Forte	Moyenne	Faible
	FRLC10	Etang-Salé	Zone récifale - Etang-Salé					
	FRLC11	Saint-Leu	Zone récifale - Saint-Leu					
	FRLC12	Saint-Gilles	Zone récifale - Saint-Gilles					

Annexe II : Masses d'eau côtières du Bassin de Mayotte

A Mayotte, un état des lieux réalisé en 2006, a conduit à retenir 17 masses d'eau côtières réparties selon 8 types (typologie) distincts pour le suivi de l'état écologique et chimique des eaux littorales (internes au récif barrière). Il est important de souligner qu'à Mayotte la ligne de référence pour définir la limite des 1MN (limite DCE définie à partir du trait de côte) est le récif barrière, ce qui explique que les masses d'eau couvrent une surface pouvant aller jusqu'à 15 km de Grande-Terre. Les limites de la masse d'eau FRMC03 ont été redéfinies en 2019.



Carte 4 : Masses d'eau côtières de Mayotte selon les typologies

Le classement des masses d'eau côtières du bassin de Mayotte en fonction de leur typologie est présenté Tableau 12. Les facteurs de typologie des masses d'eau ainsi que l'attribution d'un type à chaque masse d'eau sont issus des travaux du groupe de travail experts de Mayotte en 2015. La modification des limites de la masse d'eau de Bouéni en 2019, a nécessité une mise à jour de ses caractéristiques.

Tableau 12 : Classement des masses d'eau côtières du bassin de Mayotte en fonction de leur typologie

Typologie	Masses d'eau	Nom	Renouvellement eau	Courant	Houle - Intensité	Houle - Nature	Topographie fond	Substrat dominant
1	FRMC17	Eaux du large	Fort	Fort	Fort	Australe et Mousson	Grand	Sable
2	FRMC02	Grand Récif Sud (lagonaire)	Moyen à Fort	Moyen à Fort	Moyen à Fort	Australe	Moyen	Sable
	FRMC05	Barrière immergée Ouest (lagonaire)						
	FRMC13	Pamandzi - Ajangoua - Bandrélé (lagonaire)						
	FRMC15	Bambo Est (lagonaire)						
3	FRMC07	M'Tsamboro-Choizil (lagonaire)	Moyen à Fort	Fort	Moyen à Fort	Mousson	Moyen	Sable et Sablo-vaseux
	FRMC09	Grand récif Nord Est (lagonaire)						
	FRMC11	Mamoudzou - Dzaoudzi (lagonaire)						
4	FRMC01	Grand Récif Sud (côtère)	Faible à Moyen	Faible à Moyen	Faible à Moyen	Australe	Moyen	Sablo-vaseux
	FRMC04	Barrière immergée Ouest (côtère)						
	FRMC14	Bambo Est (côtère)						
5	FRMC06	M'Tsamboro-Choizil (côtère)	Faible à Moyen	Faible à Moyen	Faible à Moyen	Mousson	Moyen	Sablo-vaseux
	FRMC08	Grand récif Nord Est (côtère)						
	FRMC12	Pamandzi - Ajangoua - Bandrélé (côtère)						
6	FRMC10	Mamoudzou - Dzaoudzi (côtère)	Faible à Moyen	Fort	Faible à Moyen	Mousson	Moyen	Sablo-vaseux
7	FRMC03	Baie de Bouéni	Faible à Moyen	Faible à Moyen	Faible	Sans objet	Moyen	Sablo-vaseux
8	FRMC16	Vasières des Badamiers	Faible	Faible	Faible	Sans objet	Petit	Vaseux

Annexe III : Listes des espèces et leurs groupes écologiques

Il s'agit d'une liste correspondant à l'état des connaissances en mars 2020.

Elle a été initialement construite sur la base des dénombrements de benthos de substrats meubles réalisés à la Réunion bancarisés dans Quadrige² (thèse de Lionel BIGOT, programme CARTOMAR, campagne 2013 DCE) et pour les taxons auxquels il a été attribué un groupe de polluo-sensibilité par Lionel BIGOT, expert réunionnais de l'UMR ENTROPIE. Elle a ensuite été enrichie au fil des différents suivis.

A la date de parution de ce fascicule, elle est établie pour le Bassin La Réunion. Elle nécessite d'être consolidée pour Mayotte en fonction des résultats du dernier suivi du RCS (rapport à venir).

La colonne "TAXON_NAME_ID_Q2" contient l'identifiant unique du taxon dans Quadrige. Ce code est utilisé pour l'intégration des résultats taxinomiques dans Quadrige (cf. § 6.2), notamment pour les taxons avec mentions "sp" car dans ce cas, les champs "CD_NOM (TAXREF)" et "APHIA_ID (WORMS)" sont renseignés avec le code du genre.

Tableau 13 : Listes des taxons et leurs groupes de polluo-sensibilité

(les modifications par rapport à la version précédente sont identifiées en suivi de modification et surlignées en gris)

CD_NOM (TAXREF)	APHIA_ID (WORMS)	TAXON NAME_ID_Q ²	Libellé taxon	Groupe Réunion
188741	134568	134568	Achelia	1
775090	741759	60002881	Acteocina conspicua	1
699454	605363	60011200	Acteocina fusiformis	1
188138	1360	1360	Actiniaria	2
188138	1360	60002349	Actiniaria sp1	2
624402	332892	60000761	Aglaophamus dibranchis	2
814943	173673	60011201	Aglaophamus macroura	2
349949	106839	106839	Albunea	2
349949	106839	60002351	Albunea sp1	2
	409169	60011202	Alima orientalis	NA
187973	106776	106776	Alpheidae	2
187973	106776	60002352	Alpheidae sp1	2
349851	106978	106978	Alpheus	2
349851	106978	60011203	Alpheus sp1	2
189064	101445	101445	Ampelisca	1
189064	101445	60011204	Ampelisca sp1	1
187975	101364	101364	Ampeliscidae	1
189066	129155	129155	Ampharete	1
359929	129775	129775	Ampharete acutifrons	2
624202	332926	60000700	Ampharete agulhasensis	2
626	129784	129784	Amphicteis gunneri	3
371477	130869	130869	Amphiglena mediterranea	1
184459	1135	1135	Amphipoda	1
355372	123613	123613	Amphiura	2
355372	123613	60000701	Amphiura sp1	2
355372	123613	60000702	Amphiura sp2	2
188456	123206	123206	Amphiuridae	2
188456	123206	60003229	Amphiuridae sp1	2
188456	123206	60003230	Amphiuridae sp2	2
354159	138213	138213	Amygdalum	3
536920	505944	60001165	Amygdalum soyoae	3
183716	2	2	Animalia	NA

CD_NOM (TAXREF)	APHIA_ID (WORMS)	TAXON NAME_ID_Q ²	Libellé taxon	Groupe Réunion
590936	393860	60002348	Annachlamys	1
189216	134592	134592	Anoplodactylus	2
777388	344437	60002392	Antalis guillei	1
351088	22549	22549	Antipatharia	2
558	131106	131106	Aonides oxycephala	3
187980	101368	101368	Aoridae	1
358784	136185	136185	Apseudes	1
383737	129854	129854	Arabella iricolor	1
774094	266452	60000705	Aspidosiphon (Akrikos) thomassini	1
542802	410717	60002688	Aspidosiphon (Aspidosiphon) muelleri muelleri	1
			Astropecten reunionensis	1
189596	106979	106979	Athanas	1
536928	507338	507338	Azorinus cunhai	1
537906	464092	60045379	Barbierella louisienis	1
184451	106673	106673	Brachyura	NA
190036	129524	129524	Branchiomma	1
672987	209930	60002381	Branchiomma nigromaculatum	1
628684	513147	60002382	Brissopsis luzonica	1
628548	213575	60000720	Brissus latecarinatus	1
358105	118304	60011205	Calathura sp1	4
190190	107072	107072	Callianassa	3
669705	507405	60011240	Callista erycinella	1
649200	507406	60002383	Callista impar	1
355486	110415	110415	Campylaspis	2
590343	532180	60045380	Canarium olydium	1
526433	205559	60001180	Cancilla	1
526433	205559	60011206	Cancilla sp2	1
190379	135085	135085	Caryophyllia	1
527080	211108	60045389	Casmaria ponderosa	NA
590272	473101	60045367	Cerithium interstriatum	1
526861	216688	60011241	Cerithium rostratum	2
188126	918	918	Chaetopteridae	1
811906	863179	60002883	Cheiraster reunionensis	1
669066	209689	60002384	Chloeia fusca	4
	326716	60002385	Chloeia inermis	4
371487	130888	130888	Chone duneri	2
624222	209867	60000722	Cirratulus africanus	4
590394	438641	60011261	Clathroterebra mactanensis	NA
626893	205242	60000725	Clypeaster	1
188145	123093	123093	Comatulida	1
528192	215519	60011280	Conus tessulatus	1
523828	411789	60011300	Coralliophilinae	NA
536918	505850	60002386	Corbula persica	4
187989	101376	101376	Corophiidae	1
379833	129983	129983	Cossura coasta	4
	1417043	60001185	Cylichna collyra	2
590366	560107	60045387	Cyllene concinna	1
354991	129213	129213	Dasybranchus	3
371836	129881	129881	Dasybranchus caducus	3
625362	324650	60000726	Decamastus	3
674995	206503	60011500	Dendronephthya	NA
		60002882	Dendronephthyidae	NA
810095	408635	408635	Dermatomya tenuiconcha	2
624382	157339	60011520	Diopatra cuprea	5

CD_NOM (TAXREF)	APHIA_ID (WORMS)	TAXON NAME_ID_Q²	Libellé taxon	Groupe Réunion
624242	338323	60000728	Ditrupa gracillima	1
536468	216568	60000729	Dosinia histrio	1
536930	507597	60001162	Dosinia minor	1
528131	438561	60045368	Duplicaria baileyi	1
628740	212460	60002391	Echinodiscus bisperforatus	1
192059	100730	100730	Edwardsia	2
187916	1820	1820	Enteropneusta (= Glandiceps)	1
187563	132	132	Epitoniidae	NA
354367	101567	101567	Ericthonius	1
370287	102408	102408	Ericthonius punctatus	1
623343	567713	60011563	Ethalia carneolata	1
371503	130907	130907	Euchone rosea	2
355008	129347	129347	Euclymene	NA
354633	129278	129278	Eunice	2
188081	966	966	Eunicidae	2
762101	209696	60002393	Eurythoe parvecarunculata	1
591669	535693	60045386	Euselenops luniceps	1
	333437	60045270	Euthalenessa festiva	1
371021	131066	131066	Fimbriosthenelais zetlandica	2
536579	381548	60002400	Frigidocardium centumiliratum	3
367390	605729	605729	Fulvia australis	2
184463	101383	101383	Gammaridae	1
354359	101558	101558	Gammaropsis	1
949829	548540	60001186	Gammaropsis digitata	1
727166	209810	60002401	Glycera prashadi	2
361711	130128	130128	Glycera tessellata	2
349706	136021	60000730	Golfingia sp1	1
349706	136021	60000731	Golfingia sp2	2
188387	2032	2032	Golfingiidae	1
505	130137	130137	Goniada emerita	2
353895	138639	138639	Gouldia	1
669049	181543	60009660	Grubeulepis geayi	1
193032	100740	100740	Halcampa	1
193032	100740	60000562	Halcampa sp1	1
371098	131321	131321	Haplosyllis spongicola	1
361946	130765	130765	Harmothoe gilchristi	2
624463	333582	60000736	Hartmaniella tulearensis	3
526443	205904	60000741	Hastula	1
	217088		Hastula lanceata	2
528133	438685	60000742	Hastula matheroniana	1
528134	438687	60011580	Hastula philippiana	1
528134	205904	60000743	Hastula sp1	1
444926	216146	60000745	Heterocyathus aequicostatus	2
444483	206380	60011220	Heterocyathus sp2	1
193252	129214	129214	Heteromastus	4
538722	207501	60011620	Heteropsammia cochlea	2
193297	106987	106987	Hippolyte	1
187998	106777	106777	Hippolytidae	1
	209906	60002403	Idanthyrus pennatus	1
914074	1061620	60044004	Imbricaria salisburyi	1
590316	577125	60011660	Indomitrella conspersa	1
362225	130920	130920	Jasmineira caudata	2
914078	884677	60043491	Kirkegaardia heterochaeta	4
649939	206257	60045381	Laganum	1

CD_NOM (TAXREF)	APHIA_ID (WORMS)	TAXON NAME_ID_Q ²	Libellé taxon	Groupe Réunion
354216	129613	129613	Laonice	3
369894	131128	131128	Laonice cirrata	3
727167	328645	60002375	Laonice quadridentata	3
354216	129613	60011221	Laonice sp1	3
354314	101469	101469	Lembos	1
701737	209665	60002368	Lepidonotus purpureus	2
358833	136235	60000747	Leptochelia sp1	3
358833	136235	60000748	Leptochelia sp2	3
194100	101580	101580	Leucothoe	1
194128	138125	138125	Lima	1
536915	505527	505527	Limatula pusilla	1
625482	241224	60000749	Linopherus microcephala	4
527340	507755	60001161	Lioconcha philippinarum	1
386770	130697	130697	Litocorsa stremma	3
628552	214656	60000751	Lovenia elongata	4
350659	107122	107122	Lucifer typus	3
359395	129337	129337	Lumbrineris	2
359395	129337	60002355	Lumbrineris sp1	2
359395	129337	60002356	Lumbrineris sp2	2
624243	329123	60000752	Magelona americana	3
774104	156231	60002404	Magelona cincta	3
362507	130271	130271	Magelona mirabilis	3
705	130272	130272	Magelona papillicornis	3
354217	129614	129614	Malacoceros	3
625382	209864	60000753	Malacoceros indicus	3
188196	923	923	Maldanidae	1
354527	129499	129499	Malmgreniella	2
370730	130816	130816	Malmgreniella lunulata	2
628890	214465	60000755	Maretia planulata	1
624262	209832	60000756	Marphysa adenensis	2
628520	212463	60002405	Metalia spatagus	1
457684	381829	60000758	Microcardium	3
194816	138180	138180	Mitra	1
537677	404683	60011680	Murex pecten	1
349874	106894	106894	Myra	NA
354858	129426	129426	Myriochele	3
786189	329075	60002369	Myriochele picta	3
195073	138235	138235	Nassarius	2
590141	215746	60011700	Nassarius albescens	2
537085	560224	60011720	Nassarius himeroessa	2
677706	215735	60045369	Nassarius horridus	2
536438	215745	215745	Nassarius livescens	2
590624	561144	60001184	Nassarius novaezelandiae	2
	560302	60002880	Nassarius pyramidalis	2
527879	560350	60045268	Nassarius vittatus	3
195078	138240	138240	Natica	2
618102	570173	60045370	Naticarius zonalis	1
	477798		Neaxiopsis euryrhynchus	2
186767	152391	60003382	Nemertea	3
186767	152391	60000568	Nemertea sp1	3
186767	152391	60000569	Nemertea sp2	3
186767	152391	60000570	Nemertea sp4	3
526403	204319	60011883	Neocancilla	1
542161	152382	60000763	Nereis (Nereis)	3

CD_NOM (TAXREF)	APHIA_ID (WORMS)	TAXON NAME_ID_Q ²	Libellé taxon	Groupe Réunion
542161	152382	60000780	Nereis (Nereis) sp1	3
542161	152382	60000781	Nereis (Nereis) sp2	3
826584	878460	878460	Nitidotellina unifasciata	2
383677	130467	130467	Nothria conchylega	2
543389	570163	60045383	Notocochlis cernica	1
195275	129220	129220	Notomastus	3
669325	157504	157504	Notomastus hemipodus	3
195275	129220	60000802	Notomastus sp1	3
195275	129220	60002357	Notomastus sp2	3
195275	129220	60002358	Notomastus sp3	3
195308	134591	134591	Nymphon	1
379769	130451	130451	Oenone fulgida	3
780031	213271	60002407	Ogmaster capella	NA
	448135	60015409	Oliva ornata	1
536292	208367	208367	Oliva todosina	1
	208399		Oliva tremulina	1
383670	130470	130470	Onuphis eremita	2
	209841	60011740	Onuphis holobranchiata	2
188453	123200	123200	Ophiuridae	2
701	130544	130544	Owenia fusiformis	2
188133	975	975	Oweniidae	1
188133	975	60002359	Oweniidae sp2	1
188133	975	60002360	Oweniidae sp3	1
188013	106738	106738	Paguridae	2
544810	558743	60010765	Paradialychone filicaudata	2
383493	130545	130545	Paralacydonia paradoxa	2
354226	129618	129618	Paraprionospio	4
369925	131140	131140	Paraprionospio pinnata	4
351191	101401	101401	Pardaliscidae	NA
349818	106761	106761	Parthenopidae	NA
810094	221131	60002376	Pennatula inflata	1
349847	107035	60045398	Periclimenes sp1	1
355238	136025	136025	Phascolion	1
785251	819453	60045371	Philine cumingii	2
62840	574582	60010960	Philine quadripartita	2
404	130603	130603	Pholoe minuta	2
187544	1789	1789	Phoronida	2
196165	101563	101563	Photis	1
196185	101436	101436	Phtisica	1
670739	209873	60045271	Phyllochaetopterus herdmani	1
196204	129455	129455	Phyllodoce	2
669069	209702	60002377	Phyllodoce fristedti	2
363281	130673	130673	Phyllodoce longipes	2
363280	130678	130678	Phyllodoce malmgreni	2
	330640	330640	Phyllodoce tubicola	2
386773	130700	130700	Pilargis verrucosa	1
537743	367257	60002409	Pillucina hawaiiensis	1
537744	367261	60000821	Pillucina neglecta	4
526689	207895	60002410	Pinna muricata	1
624482	330715	60000822	Pisone africana	1
196316	129708	129708	Pista	1
624302	330754	60000823	Pista brevibranchiata	1
353899	138644	138644	Pitar	2
352678	129571	129571	Placostegus	1

CD_NOM (TAXREF)	APHIA_ID (WORMS)	TAXON NAME_ID_Q ²	Libellé taxon	Groupe Réunion
186776	793	793	Platyhelminthes	2
573	130711	130711	Poecilochaetus serpens	3
641	210048	60002371	Polycirrus coccineus	3
640	131528	131528	Polycirrus haematodes	3
196526	129619	129619	Polydora	4
536561	344462	60000824	Polyschides arnaudi	2
187883	13727	13727	Poromyidae	2
188020	106763	106763	Portunidae	1
810093	331078	60002411	Potamilla linguicollaris	2
354227	129620	129620	Prionospio	4
369932	131156	131156	Prionospio ehlersi	4
369934	131157	131157	Prionospio fallax	4
713607	338540	60003638	Prionospio saldanha	4
369926	131163	60042737	Prionospio sexoculata	4
369927	131164	131164	Prionospio steenstrupi	4
349629	107054	107054	Processa	1
349629	107054	60011222	Processa sp1	1
624423	329939	60000826	Protodorvillea biarticulata	2
624442	147133	60045312	Psammolyce sp1	2
357767	142241	142241	Pseudoceros	NA
354980	129226	129226	Pseudoleiocyathella	4
538183	408099	60002885	Pseudoneaera thaumasia	1
810097	369263	60002378	Pseudovermilia babylonia	NA
196881	138397	138397	Pteria	NA
	221132	60002413	Pteroeides isosceles	NA
588227	447373	60045274	Punctoterebra nitida	1
526400	204293	60000883	Pupa	NA
528255	716728	60045372	Pupa alveola	NA
526797	215317	60011760	Pupa solidula	NA
526421	204994	60000864	Pyrene	1
	209925	60002418	Sabella fusca	1
188130	985	985	Sabellidae	1
354795	129177	60002361	Samytha sp1	2
354795	129177	60002362	Samytha sp2	2
727177	331197	60002419	Samythella affinis	2
626215	205324	60000882	Scleronephthya	NA
543968	157566	60002705	Scolelepis (Scolelepis) squamata	3
701747	334748	60002420	Scolelepis lefebvrei	3
	331765	60002374	Scolelepis victoriensis	3
	331766	60002421	Scolelepis viridis	3
699246	710923	60011781	Semelangulus unifasciatus	2
527846	511647	60011820	Seminella peasei	NA
365291	131051	131051	Serpula vermicularis	1
	334783	60011840	Sigalion capensis	2
371027	131072	131072	Sigalion mathildae	2
188080	943	943	Sigalionidae	2
386775	130702	130702	Sigambra parva	1
354334	101493	60011223	Siphonocetes sp1	3
357986	136030	136030	Siphonosoma	1
187543	1268	1268	Sipuncula	1
187543	1648	1648	Sipunculidae	1
187543	1648	60002363	Sipunculidae sp1	1
187543	1648	60002364	Sipunculidae sp2	1
349536	1296	1296	Sipunculidea	1

CD_NOM (TAXREF)	APHIA_ID (WORMS)	TAXON NAME_ID_Q ²	Libellé taxon	Groupe Réunion
197856	129625	129625	Spio	3
560	131183	131183	Spio filicornis	3
363845	131186	131186	Spio multioculata	3
624322	332060	60000867	Spio pacifica	3
371354	129922	129922	Spiochaetopterus costarum	2
363846	131188	131188	Spiophanes kroyeri	3
197998	129595	129595	Sthenelais	2
402	131074	131074	Sthenelais boa	2
363957	131077	131077	Sthenelais limicola	2
197998	129595	60011224	Sthenelais sp2	2
354822	129712	129712	Streblosoma	1
624342	209914	60000931	Streblosoma persica	1
198034	129627	129627	Streblospio	3
537883	438775	60011901	Strioterebrum nitidum	2
198112	129680	129680	Syllis	2
430	131435	131435	Syllis gracilis	2
198112	129680	60000866	Syllis sp1	2
198112	129680	60001004	Syllis sp2	2
364014	131458	131458	Syllis variegata	2
	332439	332439	Synelmis glasbyi	2
	441350	60002416	Tanaoa speciosus	NA
542384	216928	60011861	Tanea areolata	NA
625102	416046	60001164	Tellidora	1
	420898	60002582	Tellidora cristata	1
198263	138533	138533	Tellina	1
526685	207711	60002412	Tellina asperrima	1
527029	207694	60000868	Tellina crucigera	1
364087	131541	131541	Terebella ehrenbergi	1
371398	131573	131573	Terebellides stroemii	1
198288	160427	60000925	Terebra	1
526712	208104	60000926	Terebra funiculata	1
624362	155177	60001067	Tharyx marioni	4
371426	131544	131544	Thelepus setosus	2
536936	507941	60001163	Timoclea concinna	1
626880	237997	60000928	Trachythone	1
669601	446537	60011862	Turritella aurocincta	1
198811	107079	107079	Upogebia	1
198811	107079	60002366	Upogebia sp1	1
198811	107079	60002367	Upogebia sp2	1
187690	243	243	Veneridae	1
187690	243	60001440	Veneridae sp1	1
198898	137846	137846	Vexillum	1
527970	751848	60011881	Vexillum filistriatum	1
623723	751960	60011882	Vexillum malcolmense	1
357669	128503	128503	Virgularia	1
716329	442686	60000942	Xenophthalmodes morsei	2