

Programme SIREME

Suivi et inventaire des récifs coralliens de Mayotte et des îles Eparses

Glorieuses 2015, Mayotte 2016,
Europa 2016



Coordination : Pascale CHABANET (IRD)

Participants (par ordre alphabétique) :

Andréfouët Serge, Barroil Pierre, Bec Béatrice, Bélières Alice, Bigot Lionel, Boissin Emilie, Bourmaud Chloé, Bouvy Marc, Chabanet Pascale, Carré Claire, Crochelet Estelle, Dalleau Mayeul, Dupuy Christine, Durville Patrick, Fari Chloé, Fauvelot Cécile, Gelin Pauline, Got Patrice, Guilhaumon François, Hatey Elise, Magalon Hélène, Nicet J-Benoit, Nikolic Natacha, Obura David, Pennober Gwenaëlle, Roques Cécile, Samoilys Melita, Sand Aurélie, Savelli Marie-Paule, Schleyer Michael, Sere Mathieu, Tortosa Pablo, Tribollet Aline & Wickel Julien.

Juin 2017



Table des matières

1	PRESENTATION DU PROGRAMME SIREME	1
1.1	Introduction.....	1
1.2	Objectifs du programme.....	4
1.2.1	Suivi de l'état de santé et inventaires des récifs coralliens (WP1)	4
1.2.2	Cartographie, typologie des habitats et plans de conservation (WP2)	6
1.2.3	Connectivité entre les récifs de Mayotte et des îles Eparses (WP3)	7
1.2.4	Indicateurs de suivi de l'état de santé des écosystèmes coralliens (WP4)	8
1.3	Méthodologies	8
1.3.1	Suivi de l'état de santé et inventaires des récifs coralliens (WP1)	8
1.3.2	Cartographie, typologie des habitats et plans de conservation (WP2)	12
1.3.3	Connectivité entre les récifs de Mayotte et des îles Eparses (WP3)	18
1.3.4	Indicateurs de suivi de l'état de santé des écosystèmes coralliens (WP4)	21
2	DESCRIPTIF DES CAMPAGNES	29
2.1	Mission Glorieuses	29
2.1.1	Objectifs scientifiques	29
2.1.2	Calendrier de la campagne.....	29
2.1.3	Déroulement de la campagne	29
2.1.4	Méthodes et moyens utilisés	30
2.1.5	Composition de l'équipe	32
2.2	Mission Mayotte.....	34
2.2.1	Objectifs scientifiques	34
2.2.2	Calendrier de la campagne.....	34
2.2.3	Déroulement de la campagne	34
2.2.4	Méthodes et moyens utilisés	35
2.2.5	Composition de l'équipe	37
2.3	Mission Europa.....	38
2.3.1	Objectifs scientifiques	38
2.3.2	Calendrier de la campagne.....	38
2.3.3	Déroulement de la campagne	39
2.3.4	Méthodes et moyens utilisés	39
2.3.5	Composition de l'équipe	42
3	RESULTATS.....	44
3.1	Suivi de l'état de santé et inventaires des récifs coralliens (WP1)	44
3.1.1	Suivi de l'état de santé des récifs coralliens dans le réseau GCRMN	44
3.1.2	Analyse des maladies coralliennes	82
3.1.3	Analyses hydrologiques et des communautés planctoniques.....	86
3.1.4	Inventaires des alcyonaires	104

3.2	Cartographie, typologie des habitats et plans de conservation (WP2)	115
3.2.1	Cartographie et typologie des habitats	115
3.2.2	Suivi spatial des dynamiques environnementales.....	129
3.2.3	Identification d'aires prioritaires de conservation	134
3.3	Connectivité entre les récifs de Mayotte et des îles Eparses (WP3)	141
3.3.1	Analyses génétiques	141
3.3.2	Modèles de connectivité hydrodynamique.....	151
3.4	Indicateurs de suivi de l'état de santé des écosystèmes coralliens (WP4)	156
3.4.1	Approche basée sur la diversité fonctionnelle des peuplements	156
3.4.2	Approche basée sur la cartographie des habitats pour le calcul d'un indice "substrat dur"	168
3.4.3	Approche basée sur les structures de taille et d'abondance des peuplements ichtyologiques	180
4	SYNTHESE DES RESULTATS ET PERSPECTIVES.....	190
4.1	Synthèse des résultats	190
4.1.1	Suivi de l'état de santé et inventaires des récifs coralliens (WP1)	190
4.1.2	Cartographie, typologie des habitats et plans de conservation (WP2)	192
4.1.3	Connectivité entre les récifs de Mayotte et des îles Eparses (WP3)	194
4.1.4	Indicateurs de suivi de l'état de santé des écosystèmes coralliens (WP4)	195
4.2	Perspectives.....	197
5	VALORISATION	199
6	REMERCIEMENTS.....	201
7	BIBLIOGRAPHIE.....	202

1 PRESENTATION DU PROGRAMME SIREME

1.1 Introduction

Les récifs coralliens comptent parmi les écosystèmes les plus diversifiés de la planète mais aussi les plus menacés. Un bilan de la situation des récifs coralliens à l'échelle de la planète effectué en 1998 établissait que 10% d'entre eux étaient irrémédiablement détruits sur les 800 000 km² que représentent les récifs, dans plus de 100 pays de la zone intertropicale (Wilkinson, 1998). Cette situation de crise fut à l'origine en 1996 du lancement de l'ICRI (*International Coral reef Initiative*) et du réseau mondial de surveillance des récifs coralliens (*Global Coral Reef Monitoring Network* ou GCRMN). Dix ans plus tard, cette situation s'est encore aggravée avec une estimation issue des données du GCRMN, estimant la perte à 15% de la couverture corallienne à travers le monde (Wilkinson, 2008). La dégradation des récifs est essentiellement liée à l'augmentation de la pression humaine sur les zones côtières et leurs ressources. La pression exercée localement a pour conséquence une détérioration des habitats, une diminution de la biodiversité, et une baisse des stocks d'organismes marins, aujourd'hui surexploités dans la plupart des régions du monde (Mora *et al.*, 2011). De plus, les écosystèmes coralliens sont également très sensibles aux changements climatiques, qui aggravent la vulnérabilité au stress de ces écosystèmes complexes (Hughes *et al.*, 2003). Ainsi, le blanchissement du corail, dû à des stress thermiques prolongés, a entraîné une diminution importante des coraux constructeurs de récifs partout dans le monde.

Devant l'augmentation des pressions anthropiques et des phénomènes de blanchissement, le suivi des récifs coralliens est devenu un outil majeur pour comprendre leur évolution à travers le monde et les gérer au mieux, notamment via la mise en place du GCRMN. Les Aires Marines Protégées (AMP), aussi reconnues comme des instruments privilégiés de gestion, ont vu leur surface augmenter suite au Sommet de la Terre de Johannesburg en 2002. Depuis cette date, les pays de la région Océan Indien ont renforcé la mise en protection des récifs coralliens et un réseau des gestionnaires s'est mis en place aussi bien au niveau national sous l'impulsion de l'IFRECOR, qu'international notamment à travers l'appui de la Commission de l'Océan Indien (programme RAMP-COI). Ce réseau a pour objectifs d'identifier les sites prioritaires d'intérêt majeur pour la conservation de la biodiversité et de mobiliser les institutions et la société civile en faveur des AMPs, pour faire émerger une dynamique régionale de conservation de la biodiversité et des ressources marines récifales.

Dans le Sud-ouest de l'Océan Indien, Mayotte et les îles Eparses constituent des écosystèmes tropicaux exceptionnels de par la biodiversité associée à leurs récifs coralliens (Figure 1).

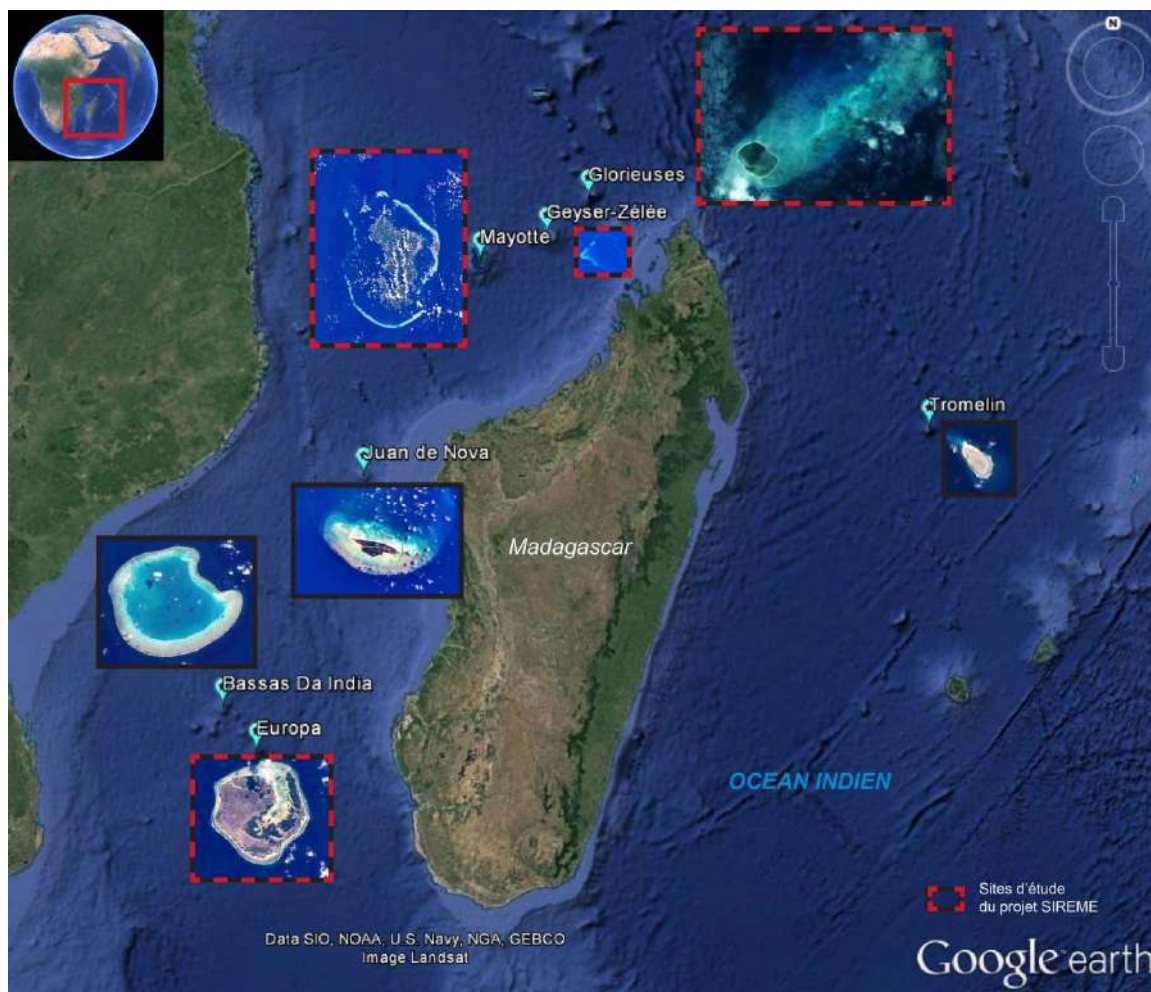


Figure 1 : Les îles Eparses et Mayotte dans l'Océan Indien occidental. Encadré en pointillé rouge : sites d'étude du programme SIREME.

A Mayotte, plus de 200 000 habitants vivent sur une superficie de 376 km², ce qui en fait la plus forte densité de population de l'outremer français (531 hab/km²). L'île, ceinturée par une barrière récifale de 195 km de long pour une surface de 1100 km², possède un patrimoine naturel marin exceptionnel à travers son lagon qui est un des hauts lieux de la biodiversité mondiale (> 2300 espèces répertoriées). Suite au blanchissement massif de 1998 (Descamps *et al.*, 1998), l'Observatoire des Récifs Coralliens de Mayotte (ORC) a été mis en place, initiant un suivi scientifique régulier de l'état de santé des récifs coralliens, intégré dans un réseau national (IFRECOR) et international (GCRMN). Ce réseau a pour vocation d'assurer un suivi de l'état de santé des récifs à travers l'observation périodique de sites sélectionnés, mais aussi d'appuyer des initiatives en matière de sensibilisation du public et de formation. En 2006, une mission pluridisciplinaire a permis de mettre en évidence les différentes sources nutritives pour les organismes planctoniques du lagon de Mayotte, et un diagnostic de l'état trophique et sanitaire a été réalisé (Charpy *et al.*, 2007). Les connaissances acquises sur les récifs coralliens de Mayotte ont permis de confirmer sa valeur patrimoniale exceptionnelle, et de faire naître en 2010 le Parc Naturel Marin de Mayotte (PNMM), dont l'objectif est de concilier protection du milieu marin et développement durable des activités associées.

Contrairement à Mayotte, il n'y a pas d'habitant permanent dans les îles Eparses. Seul un groupe de 13 militaires se relait pour une tâche de surveillance des îles en appliquant les règles nationales et internationales en vigueur. Les récifs coralliens sont très bien représentés dans ces îles avec une surface récifale et lagunaire de 534 km², soit plus de 10 fois celle des terres émergées. Ces îles sont considérées comme des sanctuaires écologiques de la biodiversité marine et terrestre. La faible pression

anthropique directe associée à leur dispersion géographique, selon un gradient du Nord au Sud des tropiques, donne à ces territoires une valeur inestimable de référence pour la mise en place d'observatoires des milieux naturels. La faune et la flore des formations récifales des îles Eparses n'ont été que peu étudiées avant 2001 (Dautzenberg, 1895 ; Fourmanoir, 1952 ; Derijard, 1966 ; Vergonzanne, 1977 ; Bouchon & Faure, 1979 ; Gabrié, 1982). Les études sur ces îles ont repris dans le cadre des actions menées par le programme CoSuReCo entre 2002 et 2006 (Connaissance et Suivi des Récifs Coralliens des îles françaises de l'Océan Indien). Ce programme a permis de faire avancer les connaissances, notamment sur la diversité des organismes récifaux des cnidaires (Guillaume, 2005 ; Gravier-Bonnet & Bourmaud, 2006a,b), des échinodermes (Mulochau & Conand, 2008) et des poissons (Durville *et al.*, 2003 ; Chabanet & Durville, 2005 ; Durville & Chabanet, 2009), mais de manière inégale d'une île à l'autre. En parallèle, quelques stations de référence GCRMN ont été mises en place à partir de 2003, pour le suivi des récifs coralliens des Glorieuses et de Juan de Nova. En 2011, la valeur du patrimoine marin des Glorieuses a été reconnue à travers la création du Parc Naturel Marin des Glorieuses (PNMG). L'enjeu ici est de protéger avant tout un patrimoine naturel exceptionnel. Les deux parcs naturels marins adjacents de Mayotte et des Glorieuses forment aujourd'hui la seconde plus grande surface marine protégée de France.

En 2009, à l'initiative de la collectivité des TAAF, le colloque "Les îles Eparses, terres d'avenir" organisé au Sénat a permis de donner le jour au programme de recherche inter-organismes sur l'environnement et l'écologie des îles Eparses. Ce programme pluridisciplinaire, allant des géosciences à la biodiversité, a permis entre 2011 et 2014 de faire progresser les connaissances sur ces îles. Parmi les 18 projets de recherche retenus, BioReCIE (Biodiversité, Ressources et Conservation des récifs coralliens des îles Eparses, coordinatrice P. Chabanet) traitait spécifiquement de la biodiversité et de la conservation des récifs coralliens des îles Eparses. Ce programme a permis, entre autres, de compléter les inventaires sur les macroalgues, les cnidaires, les crustacés, les échinodermes et les poissons (Mattio *et al.*, 2012, O'Laughlin & McKenzie 2012, Poupin & Koumai, 2012, Poupin *et al.*, 2012, 2013 ; Fricke *et al.*, 2013, Conand *et al.*, 2013, 2014). Des inventaires et cartographies des habitats ont été réalisés par télédétection et vérités terrain à Europa et à Juan de Nova. Des stations GCRMN (benthos, poissons) sur l'ensemble des îles a permis de suivre l'état de santé des récifs coralliens. Enfin dans ce même programme de recherche, l'un des 18 projets, le projet COMMA (Structure et diversité des CoMMunautés Microbiennes Aquatiques, leur fonctionnement et leur vulnérabilité dans les îles Eparses), a permis de définir le niveau de complexité des communautés planctoniques de chaque système corallien par des approches descriptives complémentaires (Bouvy *et al.*, 2016 ; Dupuy *et al.*, 2016). Néanmoins les inventaires taxonomiques restent incomplets, la cartographie et la typologie des habitats n'ont pas été faites aux Glorieuses, et l'intégralité de Mayotte n'a pas été mis à jour avec la même méthode.

Ce rapport présente dans une première partie les objectifs scientifiques et les méthodologies employées lors des campagnes réalisées dans le cadre du programme SIREME entre 2015 et 2016 à Glorieuses, Mayotte et Europa. Dans une seconde partie, ce rapport met en exergue un descriptif détaillé du déroulement des missions sur chaque site d'étude. Enfin, les résultats et perspectives de ces travaux sont reportés dans la troisième partie de ce rapport.

Une comparaison avec des données acquises dans le cadre des programmes BioReCie (entre 2011 et 2013) et COMMA (mission avec le N/O Marion Dufresne en 2011) permet de suivre l'évolution des communautés des îles Eparses depuis 2011 et ainsi d'apporter des informations essentielles à la mise en place d'une gestion durable de ces écosystèmes à travers la définition de zones prioritaires pour la conservation.

1.2 Objectifs du programme

Afin de continuer les travaux de recherche sur les récifs coralliens de Mayotte et des îles Eparses, et en continuité avec le programme BioReCIE (Biodiversité, Ressources et Conservation des îles Eparses), le programme SIREME a pour objectifs de :

- 1) poursuivre les inventaires d'espèces sous-marines et faire un point d'étape sur l'état de santé des récifs coralliens à travers le suivi des stations GCRMN existantes, et en rajoutant certaines composantes non prises en compte jusqu'à présent, à savoir l'étude du compartiment micro-planctonique et les maladies coralliennes ;
- 2) continuer la cartographie des habitats des îles Eparses (Glorieuses) et initier celle de Mayotte avec une typologie exhaustive des habitats ;
- 3) évaluer le degré de connectivité entre les différents sites d'étude ;
- 4) définir des indicateurs de suivi permettant d'évaluer l'efficacité des mesures de gestion mises en place par les gestionnaires.

1.2.1 Suivi de l'état de santé et inventaires des récifs coralliens (WP1)

1.2.1.1 Suivi de l'état de santé des récifs coralliens dans le réseau GCRMN

A Mayotte, le suivi de l'état de santé des récifs coralliens s'effectue avec 11 sites de références, définis par l'Observatoire des Récifs Coralliens (ORC) qui est actif depuis 1999.

Dans les îles Eparses, ce suivi s'est mis en place progressivement au cours de différentes missions scientifiques. Deux stations GCRMN ont été initiées aux Glorieuses en 2002, et six à Juan de Nova en 2004. Le réseau a ensuite été étendu suite aux missions du programme BioReCIE (2011-2013) et consolidé dans le cadre de SIREME (2015-2016). Il comporte actuellement 27 stations (7 stations à Europa, 7 stations aux Glorieuses, 7 à Juan de Nova, 4 à Bassas da India et 2 à Tromelin).

Le programme SIREME permet de consolider l'ensemble du réseau de stations d'observations existant à Mayotte, Glorieuses et Europa et de poursuivre les suivis précédemment réalisés. Ce dernier point est particulièrement important afin de suivre l'évolution d'indicateurs de santé des récifs coralliens dans un contexte de changements globaux. Les données acquises dans le WP1, associées à des données historiques, permettent d'élaborer des indicateurs pertinents de l'état de santé des récifs coralliens et des pressions anthropiques auxquelles ils sont soumis.

Au-delà du suivi GCRMN *sensu stricto*, deux volets nouveaux sont proposés dans SIREME pour le suivi de l'état de santé des récifs coralliens, à savoir l'analyse des maladies coralliennes et l'analyse des communautés planctoniques.

1.2.1.2 Analyse des maladies coralliennes

Durant ces 40 dernières années, l'émergence et la prolifération des maladies ont entraîné une diminution importante de la diversité et de l'abondance des coraux bâtisseurs de récifs, notamment aux Caraïbes. Aujourd'hui elles sont considérées comme une menace importante capable d'altérer la structure et le fonctionnement des communautés coralliennes. Malgré l'ampleur globale du phénomène, très peu d'études ont été réalisées en écologie et pathologie des maladies des coraux dans la zone Sud-Ouest de l'Océan Indien. Une première étude de deux ans a été réalisée sur les récifs de la Réunion, d'Afrique du Sud et de Mayotte (Séré, 2014). Elle a permis à la fois d'identifier les signes et syndromes présents, et de déterminer leurs impacts sur des récifs fortement impactés par les activités humaines (érosion, pollution des eaux, destruction mécanique du littoral, surexploitation, tourisme non maîtrisé ; Figure 2). L'étude de suivi de l'état de santé des récifs coralliens dans les îles Eparses (ici Glorieuses et Europa) représente une opportunité unique d'évaluer les risques d'infection

sur des zones récifales protégées de toutes activités humaines directes. De plus, la NOAA (*National Oceanic and Atmospheric Administration*) a identifié un phénomène *El Niño* dans le Canal du Mozambique durant l'été 2015-2016. L'élévation anormale des températures de l'eau de mer associée à ce phénomène océanographique est aujourd'hui reconnue pour altérer la résistance des coraux, les rendant particulièrement vulnérables au blanchissement et aux maladies infectieuses.

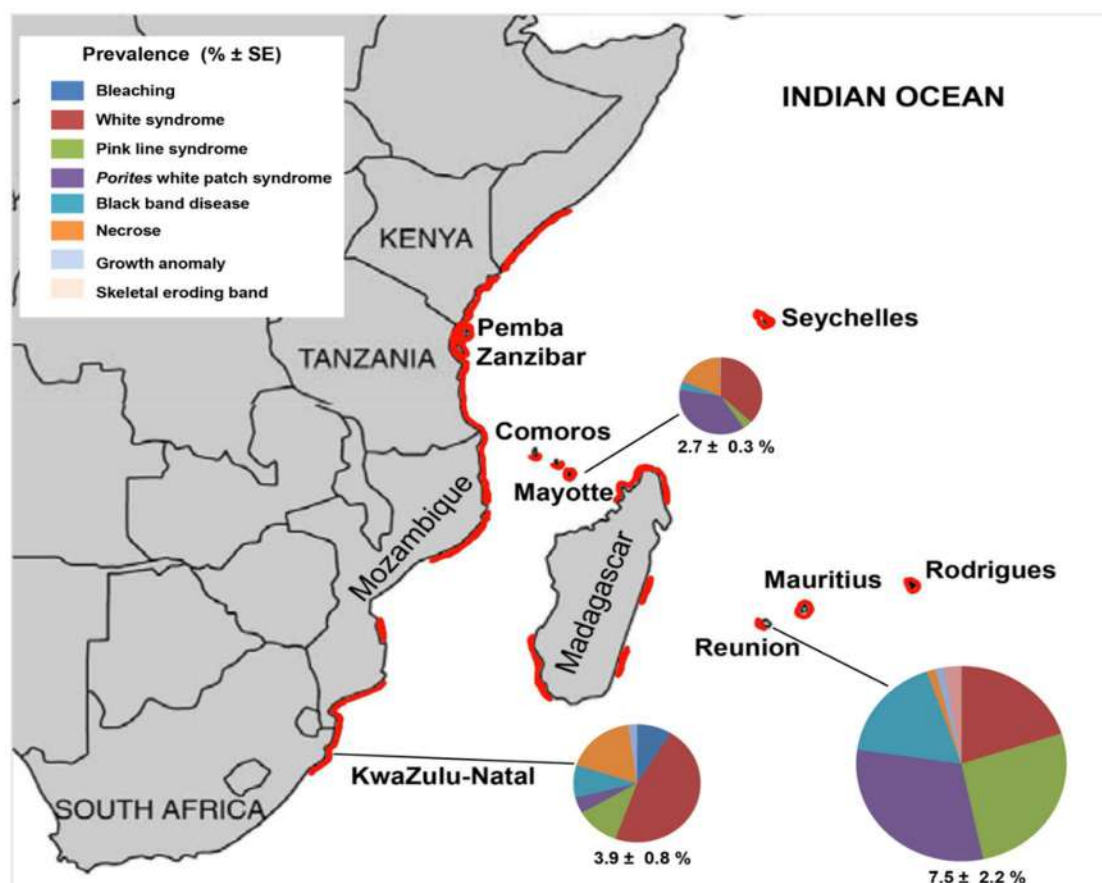


Figure 2 : Principales maladies des coraux ainsi que leurs prévalences moyennes (moyenne ± ET) sur les récifs de Mayotte, d'Afrique du Sud et de la Réunion (Séré, 2014).

Cette première étude dans les îles Eparses a pour objectifs : (1) d'identifier les principales maladies coralliennes, (2) de quantifier leurs prévalences, (3) de déterminer leurs variations spatiales sur les récifs des Glorieuses et d'Europa, (4) de décrire et caractériser certaines maladies sur le plan microscopique, microbiologique et moléculaire.

Les données acquises dans les îles Eparses seront comparées avec celles récoltées dans d'autres sites de l'Océan Indien (Séré, 2014) afin de contribuer à la définition d'indicateurs d'état de santé des récifs coralliens à partir de la prévalence de maladies coralliennes.

1.2.1.3 Analyses hydrologiques et des communautés planctoniques

Certaines communautés planctoniques de protistes hétérotrophes, de micro-algues, de micro-métazooplancton sont reliées à l'état de santé des écosystèmes et interagissent sur leur degré de résilience en cas de perturbations (Beaugrand, 2005). Il est en effet reconnu que les microorganismes peuvent être utilisés pour estimer les impacts des changements environnementaux sur le fonctionnement des écosystèmes car ils sont très sensibles et fortement affectés par les perturbations

environnementales, en intégrant rapidement les perturbations du milieu de par leur cycle de vie court. De ce fait, ils fournissent des indicateurs complémentaires sensibles, significatifs et quantifiables vis à vis des changements écologiques (Beaugrand, 2005). Les indicateurs physico-chimiques ont été pris en compte dans le projet pour décrire les conditions environnementales trophiques de chaque écosystème pélagique abordé.

Les objectifs du programme sont (1) d'étudier la variabilité spatiale des communautés et des biomasses zooplanctoniques, et (2) d'estimer l'impact du métazooplancton sur les communautés pico- et nanoplanctoniques. Pour Mayotte, la structure des communautés microplanctoniques (phytoplancton et métazooplancton) recherchée sera comparée à celle décrite en 2006 pour certaines stations. Pour les îles Eparses, l'étude de cette biodiversité permet de poursuivre les efforts menés en 2011 lors de la campagne du Marion Dufresne. Ces approches seront également prises en compte pour évaluer l'état de santé des récifs coralliens.

1.2.1.4 Inventaires des alcyonaires

Même si un effort important sur les inventaires biologiques a été effectué ces dernières années, notamment dans le cadre du programme BioReCIE sur différents taxons (cnidaires, macroalgues, crustacés, échinodermes et poissons), ils restent encore incomplets sur les îles Eparses. L'inventaire réalisé dans le cadre du programme SIREME a privilégié les coraux mous (ou alcyonaires) qui constituent des groupes très importants des communautés benthiques, notamment aux Glorieuses où ils n'ont pas encore été étudiés. Ce travail vient ainsi compléter le récent inventaire effectué à Mayotte sur les alcyonaires dans le cadre des inventaires ZNIEFF (Zones Naturelles d'Intérêt Ecologique Faunistique et Floristique).

1.2.2 Cartographie, typologie des habitats et plans de conservation (WP2)

Le travail proposé a pour but de s'appuyer sur les travaux précédemment effectués sur Europa et Juan de Nova et de les généraliser à Glorieuses et dans une certaine mesure à Mayotte. Dans le cadre du programme BioReCIE, les îles Europa et Juan de Nova ont fait l'objet d'une étude typologique détaillée des habitats et d'une cartographie s'appuyant sur l'imagerie satellitaire à très haute résolution. Un travail comparatif permet de mettre en lumière les différences de composition et de structures spatiales dans les habitats d'un site à l'autre, avec au final peu de recouvrement dans la typologie d'habitats et leurs étendues. Toutefois, il est apparu que les différents échantillonnages pouvaient donner des soucis d'homogénéisation pour la description détaillée des composantes benthiques de certains habitats. Pour les Glorieuses, et encore plus pour Mayotte, l'objectif est donc de continuer à décrire une typologie unifiée d'habitats, avec comme résultat attendu une forte diversité d'habitats à Mayotte très différente de celle des îles Eparses.

Il est quasi certain qu'un des facteurs explicatif de la biodiversité de chaque site est sa diversité d'habitats. Une description sans sur-simplification est aussi le seul moyen de représenter indirectement au mieux la biodiversité, par exemple dans des analyses de substitution (*surrogate*) (Dalleau *et al.*, 2010) qui peuvent fournir une approche indirecte pour établir des plans de conservation.

Outre cette cartographie des habitats, en synergie avec la structuration du pôle d'excellence SEAS-OI en télédétection à La Réunion, et dans le cadre du programme BECOMING, un jeu d'archives d'images à différentes résolutions spatiales a été constitué, permettant d'initier un suivi spatial des dynamiques environnementales en cours (blanchissement, impact d'un cyclone) ou passées (développement algal, déplacements sédimentaires) à intégrer dans l'observatoire de suivi des récifs. Durant le programme, les événements cycloniques ou de blanchissement corallien ont fait l'objet d'acquisitions d'images spécifiques.

L'identification d'aires prioritaires de conservation peut s'appuyer sur de nombreux critères obtenus dans les différents WP. Les inventaires peuvent ainsi offrir un premier choix de critères pour identifier des zones d'intérêt prioritaire. Par ailleurs, la disponibilité de cartes d'habitats détaillées, typologiquement riches, permet aussi d'aborder d'autres critères de conservation : identification d'aires prioritaires en fonction de la distribution des habitats, définition de réseaux de protection sous la contrainte d'une représentation des habitats (par ex. 20% de la surface de chaque habitat) ; définition de réseaux de protection sous la contrainte de critères de résilience basés sur les habitats (connectivité, qualité, fonction, etc). L'ensemble de ces approches est pertinent mais le choix des critères doit être orienté par les gestionnaires et l'existant, et évidemment par les données disponibles, elles-mêmes souvent dépendantes de la logistique pour les sites lointains. Par exemple, si l'intégralité de Glorieuses est classée, il ne sert à rien de définir un réseau au sein de Glorieuses en fonction de la représentation de x% de la surface de chaque habitat, mais il est plutôt utile de comprendre ce qui y est unique par rapport aux autres sites.

Le choix des îles Eparses permet d'envisager des plans de conservation *biodiversity-only*, compte tenu de l'absence de pression humaine directe sur ces sites. Pour Mayotte, la situation est plus complexe et des critères biodiversité et habitats ne peuvent être qu'un morceau du puzzle. Toutefois des recommandations peuvent être énoncées comme base de discussion avant confrontation avec d'autres critères, comme par exemple une carte des conflits d'usages.

1.2.3 Connectivité entre les récifs de Mayotte et des îles Eparses (WP3)

La connectivité représente les liens existant entre différentes localités. Deux populations sont considérées connectées lorsque les adultes d'une population se sont reproduits, que les graines ou les larves ou juvéniles ont rejoint une autre population, qu'ils ont réussi à s'installer et qu'ils ont survécu. Ainsi, la connectivité représente ici la dispersion efficace. En génétique, ces liens sont les flux de gènes entre différentes populations. Les flux entre populations peuvent être estimés en étudiant leur structure génétique et leur degré de différenciation. Chez de nombreuses espèces marines, les flux de gènes entre les populations, et donc leur connectivité, sont maintenus grâce à la dispersion des larves. Le trajet des larves, considérées comme des particules passives, peut également être étudié *via* la modélisation en utilisant les données de courantologie pour la zone d'étude à différentes échelles spatiales et temporelles, couplées aux données biologiques connues des espèces étudiées (saisonnalité de la reproduction, durée de vie larvaire, estimation des taux de dispersion efficace par les flux de gènes, etc).

La fragmentation des habitats (présence de courants, de gyres présentant des barrières à la dispersion), les changements environnementaux (modification du niveau de la mer) ou les pressions anthropiques (aménagement côtier, pêche destructive, pollutions récurrentes) peuvent être autant de facteurs pouvant modifier, à différentes échelles spatiales, la dispersion, le recrutement et la survie des individus et au final la dispersion efficace entre les populations.

A méso-échelle dans l'Océan Indien, les courants océaniques jouent un rôle important dans la dispersion larvaire et des flux de gènes. La présence de gyres méso-échelle peut empêcher l'échange de larves entre les différents récifs (exemple côte Est africaine/Nord du Canal) et être la cause de patrons de structuration particuliers dans cette zone. D'autres facteurs peuvent influencer périodiquement le transport larvaire en zone côtière comme les forces tidales, les événements *El Niño* ou encore les spirales d'Eckman (Hohenlohe, 2004).

L'objectif de cette action est d'estimer le degré de connectivité entre les différents sites d'étude afin d'apporter des éléments nouveaux de connaissance sur les phénomènes de dispersion qui lient les populations récifales entre elles. Différents taxons cibles sont considérés, présentant différentes fonctions et services écosystémiques. La connectivité entre les différents récifs des îles Eparses et de Mayotte est évaluée via (1) les flux de gènes par une approche de génétique des populations (corail incluant millépore, bémier, holothurie, hydraire et macroalgue) et (2) via un modèle de dispersion

hydrodynamique par une approche intégrative des données biologiques des espèces étudiées et des données de courantologie de la zone d'étude.

1.2.4 Indicateurs de suivi de l'état de santé des écosystèmes coralliens (WP4)

La gestion des écosystèmes marins côtiers reçoit une attention particulière dans le but de contrôler les pressions anthropiques en étudiant leurs impacts sur les systèmes et en essayant d'apporter des solutions à travers l'élaboration d'indicateurs (Nogales *et al.*, 2011). Les indicateurs couramment utilisés sont ceux liés directement aux récifs coralliens, essentiellement tournés vers le type de structure récifale, le type d'habitat, le type de communautés ichthyologiques ou le type de communautés benthiques sessiles (McClanahan *et al.*, 2007). Le développement de stratégies de conservation et de mesures de gestion durables des écosystèmes coralliens peut reposer sur la connaissance de la structure, de l'état écologique et des capacités de résilience de leurs communautés biologiques. Dans ce contexte, le développement d'indicateurs pour le suivi des milieux coralliens est basé sur une description taxonomique et fonctionnelle des assemblages. Cette partie du projet vise à construire des indicateurs biologiques pertinents pour suivre l'évolution de l'état de santé des récifs coralliens à travers l'étude des coraux constructeurs de récif et des poissons récifaux.

L'étude des assemblages de coraux constructeurs de récif et des poissons récifaux de Mayotte et des îles Eparses permet d'évaluer leur structure, leur dynamique et leur capacité de résilience en valorisant les données de terrain historiques et récoltées au cours des campagnes de terrain précédentes. Cette évaluation d'indicateurs d'état de santé des récifs coralliens est effectuée à partir des traits fonctionnels des espèces.

1.3 Méthodologies

Pour répondre à chacun de ces objectifs, des méthodologies reproductibles et adaptées aux conditions particulières des missions (durée, météo, moyens à la mer, personnes embarquées) ont été développées. Les données collectées sont enregistrées dans des bases de données (CoReMo, BDRécif, Lagplon, ACCESS) et SIG afin d'être analysées.

1.3.1 Suivi de l'état de santé et inventaires des récifs coralliens (WP1)

1.3.1.1 Suivi de l'état de santé des récifs coralliens dans le réseau GCRMN

Le suivi de l'état de santé des récifs a été effectué par observations visuelles, en utilisant la méthode des transects (Conand *et al.*, 1998) validée dans les suivis du GCRMN (Figure 3). Ce suivi est réalisé avec une expertise maximale avec une détermination le plus souvent au niveau de l'espèce, ou à défaut au niveau générique.

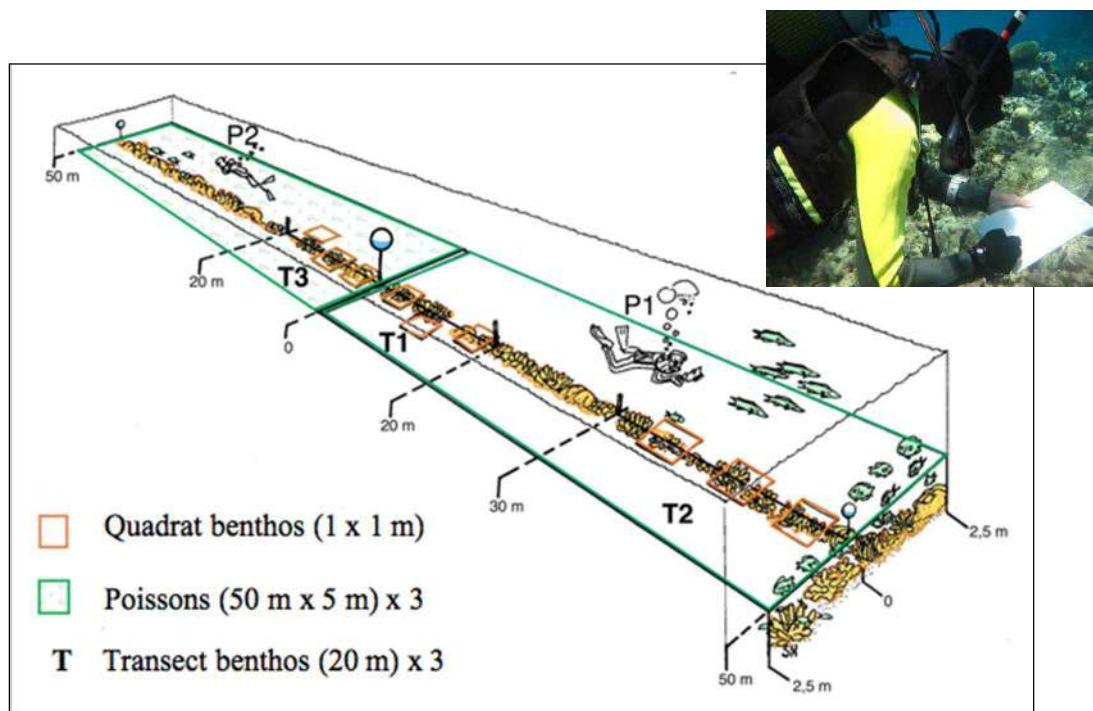


Figure 3: Protocole d'échantillonnage pour le benthos et les poissons. T : transect, P : plongeur.

Pour le benthos (organismes fixés au substrat comme les coraux, algues), trois transects de 20 m sont réalisés par station. L'observateur relève la faune et la flore benthique interceptée par le transect posé sur le fond (LIT) et les classe par catégories benthiques. Les coraux et les algues sont renseignés au niveau du genre ou de l'espèce. Les variables ainsi obtenues sont le pourcentage de recouvrement pour chaque variable étudiée et la richesse spécifique totale des scléactiniaires par station.

Un suivi du blanchissement corallien a également été effectué à Mayotte, sur l'ensemble des sites GCRMN et sur 4 stations complémentaires (Récif du Boa, M'Zamboro, Baie de Bouéni et Grand Récif du Sud), afin d'étudier le phénomène en cours lors de la campagne de terrain. Ce suivi a été réalisé en utilisant la technique du *belt transect* (Obura & Grimsditch, 2009) afin d'étudier l'état de santé des communautés coralliennes en fonction des classes de tailles (des juvéniles aux formes adultes).

Pour les poissons, les individus des espèces de poissons observables sont dénombrés dans une aire de 50 x 5 m (*belt transect*), répartie de part et d'autre du transect effectué pour le benthos. Trois comptages sont réalisés par station. Dans les milieux coralliens particulièrement riches en espèces, différents passages successifs le long du transect sont souvent nécessaires pour faciliter le dénombrement des individus. L'information relevée comprend l'identification au niveau spécifique des poissons, l'estimation et la taille de tous les individus dans l'aire d'observation. Deux observateurs sont répartis de part et d'autre du transect et travaillent en parallèle pour optimiser les comptages et assurer la sécurité en plongée.

Un recensement supplémentaire des espèces autour des stations GCRMN a été effectué sur de plus longues distances (*long swim* : 250-300 m) afin d'évaluer la présence d'espèces halieutiques très mobiles (ex. Carangidae, Scrombridae, Lethrinidae, etc). Cette estimation a été rajoutée au programme aux Glorieuses où le braconnage de ces espèces ciblées prioritairement par les pêcheurs est aujourd'hui reconnu.

Les variables retenues ici sont la richesse spécifique totale par station (totalité des espèces recensées par station ou richesse spécifique absolue), la richesse spécifique moyenne par station (moyenne du nombre d'espèces recensées par transect), l'abondance totale et l'abondance moyenne par espèce et/ou famille. L'évaluation de la biomasse (W) s'effectue à partir de la longueur du poisson

(L) en appliquant la relation taille-poids $W=aL^b$, a et b étant des coefficients connus ou estimés pour chaque espèce.

1.3.1.2 Analyse des maladies coralliennes

Les suivis ciblent les scléractiniaires et Millépores des récifs coralliens des Glorieuses et d'Europa, et sont réalisés sur les stations et transects fixes GCRMN existants. Les sites ont été sélectionnés en fonction du recouvrement corallien et de l'abondance des signes et symptômes de maladies.

Les signes et syndromes de maladies observés durant les suivis de terrain ont été photographiés, prélevés et identifiés à l'aide de clés d'identification sous-marines (Beeden *et al.*, 2008), d'illustrations et descriptions disponibles dans la littérature. Il a été constaté que certaines lésions d'aspect similaire pourraient avoir de multiples manifestations microscopiques ainsi que des agents pathogènes différents (Work & Rameyer, 2005; Work & Aeby, 2006). Par conséquent, pour éviter toute interprétation subjective, les maladies collectées ont été décrites et identifiées selon la nomenclature systématique développée par Work & Aeby (2006).

Les suivis menés sur les récifs des Glorieuses et d'Europa ont été réalisés le long de trois bandes-transects fixes, de 20 m de long et 2 m de large (40 m²). Un écart de 20 m a été laissé entre les transects pour assurer l'indépendance des données pour l'analyse statistique. Pour chaque station, les trois bandes-transects ont été positionnées parallèlement au rivage afin d'éviter de recouper différents biotopes ayant des populations de coraux différentes. Les observations et les comptages ont été réalisés par une équipe de deux plongeurs. Le premier positionne les transects de manière aléatoire, compte et identifie les signes et symptômes des maladies. Une fois ce relevé terminé, le second observateur se positionne et compte, au niveau du genre, le nombre total de colonies coralliennes par transect. Les signes et syndromes de maladies observées sur les transects ont été regroupés selon leurs caractères morphologiques (*e.g.* bande noire, points blancs, etc). A partir des données quantitatives obtenues, la prévalence des maladies (nombre de colonies malades divisé par le nombre total de colonies) a été calculée pour chacun des sites d'étude (Glorieuses, Europa). Les colonies coralliennes (> 2 cm) ont été identifiées au niveau du genre et comptées sur chaque transect en utilisant un quadrat de 1m x 1m.

La prévalence des maladies est calculée par :

- 1) transect pour chacun des sites,
- 2) type de maladie, *e.g.* [prévalence de la maladie de la bande noire (BBD) = (nombre de coraux infectés par la BBD/nombre total de coraux présent sur le transect) * 100], et
- 3) genre corallien, *e.g.* [Prévalence de la bande noire chez *Porites* (PorBBD) = (nombre de colonies de *Porites* infectées par la BBD/nombre total de colonie de *Porites* sur le transect) *100].

1.3.1.3 Analyses hydrologiques et des communautés planctoniques

L'analyse de la biodiversité des microorganismes planctoniques est centrée autour des communautés bactériennes, du phytoplancton, des protozoaires (flagellés hétérotrophes et ciliés) et du métazooplancton, avec une identification à l'aide de la microscopie et de la cytométrie en flux. Pour comprendre leur dynamique, il faut également connaître les facteurs nutritifs présents, que sont essentiellement les nutriments inorganiques (nitrate, ammonium, phosphate), le carbone organique dissous (COD) ainsi que le carbone et l'azote organique particulaire (COP et NOP). Un regard particulier s'est porté sur les communautés algales avec l'identification des espèces, la teneur en chlorophylle a (totale et inférieure à 3 µm) ainsi que la diversité pigmentaire réalisée par HPLC.

Pour Mayotte, il est apparu important de suivre également les témoins de contamination fécale que sont les coliformes thermotolérants à 44°C, et les streptocoques fécaux à 37°C, deux indicateurs bactériens de pollution fécale. Pour cela, des filtrations ont été réalisées à bord, puis des incubations sur milieu nutritif sélectif ont été réalisées à température contrôlée selon le type de microorganismes recherché. Ces analyses n'ont pas été réalisées aux Glorieuses car aucun indice de contamination fécale n'avait été observé sur les stations analysées lors du passage du Marion Dufresne en 2011 où ce type d'analyses avait été réalisé.

L'échantillonnage d'eau lagunaire est effectué à l'aide d'une bouteille Niskin aux stations GCRMN référencées et à certaines stations identifiées lors de la campagne Mayotte-2006, et à deux stations aux Glorieuses identifiées lors de la campagne COMMA (2011). Les prélèvements sont réalisés à mi-profondeur de chaque colonne d'eau (généralement entre 3 et 6 m). Sur ces échantillons, sont analysés les nutriments dissous et particulaires, les abondances des communautés bactériennes et picoplanctoniques (de taille comprise entre 0,2 et 20 µm), celles des flagellés hétérotrophes et autotrophes et des ciliés (de taille comprise entre 2 et 20 µm), ainsi que le microphyto- et le microzooplancton (de taille inférieure à 200 µm). Des filets à plancton (de maille de 60 µm) sont déployés du fond vers la surface pour déterminer les communautés algales et métazooplanctoniques. Un trait vertical est réalisé à chaque station, généralement du fond à la surface, sauf pour les stations profondes où le trait de filet a été déployé de 10 à 0 m. Les échantillons ont été ensuite formolés (2% finale), et ramenés en métropole à Marseille au MIO.

Des dénombrements sont réalisés en cytométrie en flux et en microscopie pour les microorganismes, ainsi que des identifications pour certains groupes (phyto- et zooplanctonique). Des filtrations d'eau brute et préalablement filtrée sous 3 µm permettent de déterminer la biomasse algale par classe de taille (dosage de la chlorophylle a qui est un proxy de la biomasse algale). Une filtration a été également réalisée sous 0.22 µm (filtre Nuclepore) pour l'étude de la diversité bactérienne (16S ADN) et des picoeucaryotes (18S ADN) par analyse moléculaire (DGGE - *Denaturing Gradient Gel Electrophoresis* - puis clonage séquençage). Les échantillons ont été ramenés directement en métropole, soit en azote liquide (bouteille azote sèche pour transport aérien, -180°C), sous -20°C, +4°C, formolés et/ou lugolés.

Les ADN extraits de chaque échantillon ont été quantifiés et ajustés. La région hypervariable V4-V5 de l'ADNr 16S

(primers : PCR1_515F : 5'CTTTCCTACACGACGCTCTCCGATCTGTGYCAGCMGCCGCGGTA ;

PCR1_928R : 5' GGAGTTCAGACGTGTGCTCTTCCGATCTCCCGYCAATTCMTTTRAGT)

a été choisie pour caractériser la diversité bactérienne. Ces extractions d'ADNs ont été amplifiées selon le protocole conseillé par la plateforme de séquençage PlaGe (GenoToul-INRA, Toulouse). Au terme de cette étape, les ADN amplifiés des échantillons ont été expédiés à la plateforme de séquençage. Le *run* de séquençage a consisté à un *run* MiSeq Illumina 2x 250pb (séquençage *paired-end*). Les séquences obtenues ont ensuite été analysées avec les outils de la plateforme Galaxy du GenoToul et grâce au pipeline FROGS (<http://sigenae-workbench.toulouse.inra.fr/>) (Escudie et al., 2016).

Différents indices de diversité sont calculés afin de comparer la distribution des *phylums* entre communautés bactériennes :

- l'indice de Shannon a pour formule : $H' = - \sum (N_i/N) \times \log(N_i/N)$ où N_i est le nombre d'OTU d'un phylum donné (i allant de 1 à S (nombre total d'OTUs)) et N est le nombre total de phylums. Cet indice est égal à zéro lorsque la communauté est représentée par un seul phylum et devient maximal lorsque la communauté est répartie de manière homogène entre tous les phylums.

- l'indice de Chao nous renseigne sur la richesse taxonomique se définissant comme étant le nombre d'espèces différentes au sein de la communauté sachant qu'un grand nombre d'espèces garantit une meilleure assurance écologique.

Au final des analyses multivariées (Analyse en Composantes Principales) permettent d'obtenir une vision intégrée des interactions entre variables et la distribution des stations en fonction des variables.

Les indices de diversité de Shannon et Simpson sont également étudiés pour les communautés phytoplanctoniques et zooplanctoniques.

Les pressions anthropiques ne peuvent pas être identifiées dans ce projet, il est donc nécessaire d'étudier et de suivre certaines variables intégratrices des forçages pour comprendre l'évolution des systèmes coralliens. La pose de sondes immergeables pour permettre un suivi spatio-temporel en continu de certaines variables fondamentales comme la température, l'oxygène, la salinité et l'intensité lumineuse, est réalisée dans les zones contrastées des différents écosystèmes. Les sondes ont été mises en place sur des stations de référence de Mayotte (stations Surprise, Longoni) ainsi que sur certaines stations des Glorieuses (GLO 2, GLO 5, Ile du Lys, [Annexe 1](#)) afin de suivre les effets à court terme (pression locale) et à moyen terme (changement climatique). Les sondes sont déployées sur place (à mi-profondeur, lestées et signalées par une balise et/ou relevé GPS) pendant 6-12 mois pour un monitoring de l'évolution de l'état de santé des systèmes. Certaines sondes doivent être relevées tous les 7 mois. Il est important de pouvoir suivre les évolutions des variables environnementales acquises par les sondes sur plusieurs années.

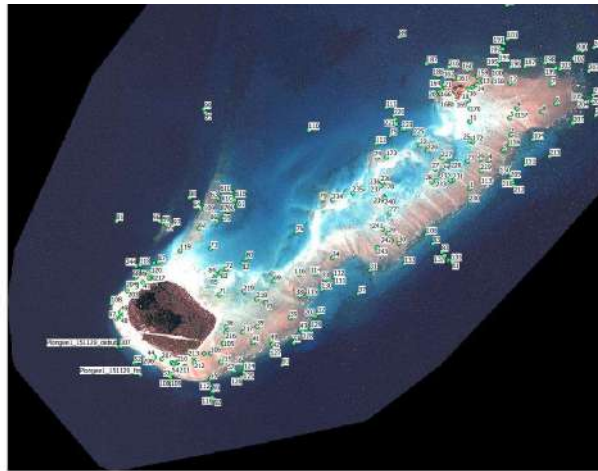
1.3.1.4 Inventaires des alcyonaires

Pour les alcyonaires (coraux mous), les inventaires sont réalisés à travers des parcours aléatoires durant un temps défini (50 min) en notant toutes les espèces observées (présence/absence). Cet échantillonnage est réalisé sur le platier (à pied ou en palmes-masque-tuba/PMT) et sur la pente externe (scaphandre autonome) au niveau des stations GCRMN. Des prélèvements peuvent être effectués pour les espèces posant un problème de détermination *in situ*. Toutes les données récoltées sont sauvegardées et centralisées dans la base de données IRD « Lagplon » (<http://lagplon.ird.nc/ipt>) hébergée à l'IRD Nouméa sous la direction de Sylvie Fiat (IRD, UMR ENTROPIE). Ces données seront ensuite intégrées aux données à l'INPN (Inventaire National du Patrimoine Naturel) avec reversement au système mondial d'information sur la biodiversité GBIF (*Global Biodiversity Information Facilities*).

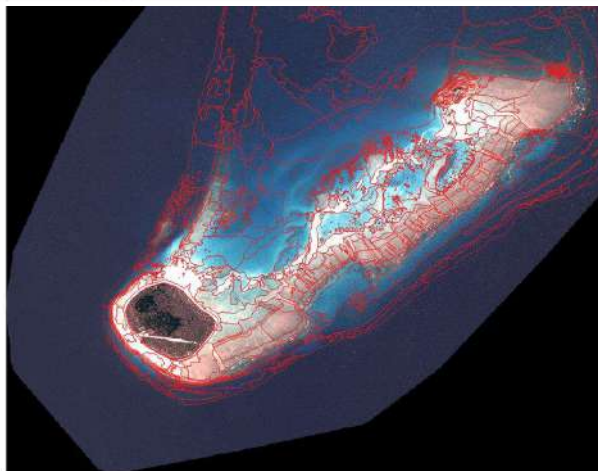
1.3.2 **Cartographie, typologie des habitats et plans de conservation** Aucune entrée d'index n'a été trouvée.(WP2)

1.3.2.1 Cartographie et typologie des habitats

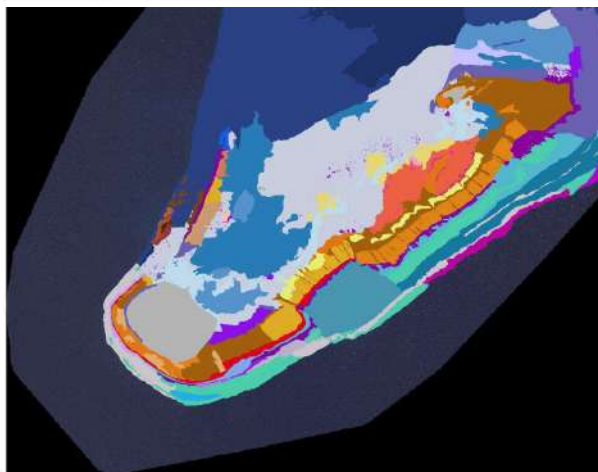
L'inventaire des différents habitats passe par la documentation des habitats rencontrés sur l'ensemble des sites afin d'en effectuer une typologie et ensuite par l'analyse d'images satellites pour la cartographie. La démarche méthodologique pour la cartographie des habitats sous-marins est issue des recommandations définies dans Andréfouët (2008) et Nicet *et al.*, (2015). Les étapes de cartographie des zones marines peu profondes sont résumées sur la Figure 4.



1. Choix des sites de vérité-terrain
(image Pléiades)



2. Détourage des habitats



3. Attribution de clés d'habitats à
chacune des entités détourées

Figure 4: Démarche cartographique des zones marines peu profondes.

- Etape 1 : Sélection de points d'apprentissage.

Les stations dites de « vérité terrain » sont choisies idéalement à partir d'une photo-interprétation des images disponibles (image hyperspectrale, images SPOT) et éventuellement également de la bathymétrie (données LIDAR). Le positionnement des points d'apprentissage est réalisé de façon à échantillonner l'ensemble des habitats visibles sur les images (identifiés par leur couleur, texture et position dans l'espace du récif). Aux Glorieuses, pour les habitats où l'erreur de labellisation est potentiellement la plus importante, les points ont été multipliés. Les données collectées lors de

précédentes missions (PANAMAG 2015, BioReCIE 2012) seront, lorsqu'elles sont compatibles, également utilisées.

- Etape 2 : Vérité terrain et description des habitats *in situ*.

La vérité terrain est essentielle pour valider la correspondance entre l'information issue de l'image et la description des habitats *in situ*. Elle a été réalisée sur les stations identifiées lors de l'étape 1. Cette étape permet d'établir une première typologie *in situ*, appelée à servir pour l'interprétation thématique de l'imagerie utilisée. Ces vérités de terrain ont été réalisées en plongée libre et à la lunette de Calfat sur les platiers et les zones peu profondes, et en scaphandre autonome sur les zones plus profondes des pentes externes et lagons. Les paramètres suivants sont relevés : profondeur, hydrodynamisme (houle, courant), turbidité, géomorphologie, architecture (relief, rugosité), substrat et son origine, peuplements structurants l'habitat, couverture de ces peuplements ainsi que des informations diverses susceptibles d'aider la démarche.

Des photographies sous-marines des paysages caractéristiques des habitats, et des peuplements benthiques sessiles structurant l'habitat, sont prises pour chacun des habitats.

Une fois la phase de terrain terminée, deux autres étapes se succèdent :

- Etape 3 : définition d'une typologie d'habitats observée *in situ*.

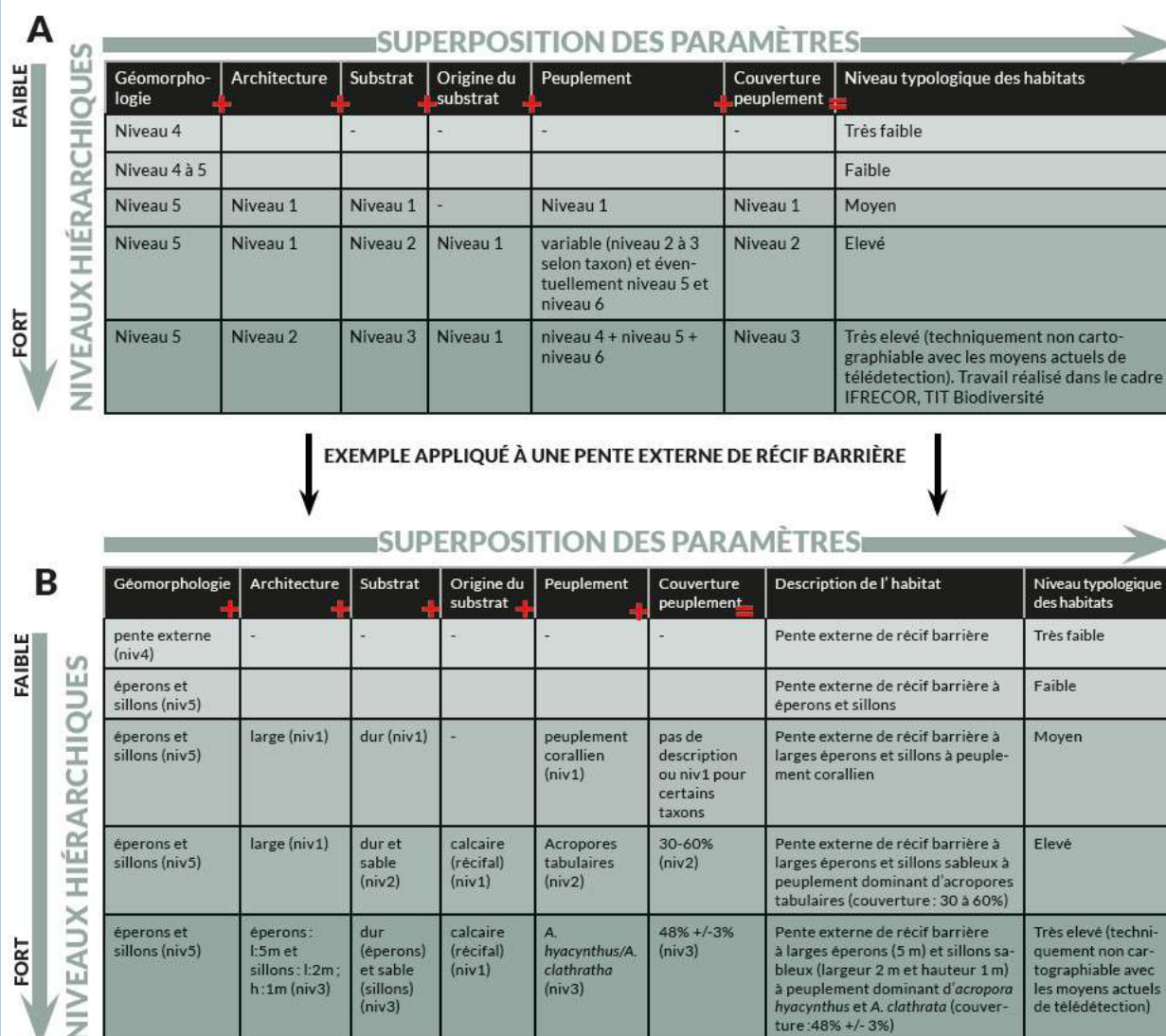
La phase d'apprentissage permet d'identifier *in situ* tout un ensemble d'habitats organisés en mosaïques plus ou moins contraintes par la profondeur, l'hydrodynamisme ou les espèces structurantes dominantes. L'ensemble de ces habitats ainsi décrit n'est malheureusement pas identifiable à l'image. Il est donc nécessaire de simplifier la typologie issue de la vérité terrain pour obtenir une typologie cartographiable. Cette typologie finale est donc fonction de la typologie issue de la vérité terrain, de l'image utilisée et aussi de l'expérience de l'opérateur pour l'interprétation visuelle. Dans le cadre de cette étude, et selon les préconisations de l'IFRECOR (Nicet *et al.*, 2015), la typologie est construite de manière hiérarchique avec les niveaux et classes définis dans le guide IFRECOR (cf. encadré ci-dessous).

Construction hiérarchique de la typologie

La typologie des habitats retenue pour la réalisation de cartes d'habitats, est construite à partir des 5 paramètres thématiques suivants :

- la géomorphologie (avec une notion intrinsèque des conditions hydrodynamiques et de la profondeur). L'horizon (classe de profondeur) sera précisé pour la pente externe à partir du niveau typologique,
- l'architecture (notion de taille des éléments géomorphologiques et de rugosité),
- le sédiment-substrat et son origine,
- les peuplements dominants (et des éléments de leurs états de santé),
- le recouvrement ou abondance des peuplements.

Chaque paramètre est divisé en plusieurs niveaux emboîtés allant du plus général (niveau 1) au plus précis (niveau 3 à 6). Chacun de ces niveaux présente alors une liste d'attributs possibles repris dans le cadre de l'IFRECOR. Suivant les objectifs et besoins du gestionnaire, le niveau de détail de la description des habitats sera plus ou moins élevé (niveau typologique des habitats). Les différents niveaux typologiques des habitats sont obtenus en associant pour chaque paramètre un niveau plus ou moins élevé.



- Etape 4 : cartographie des habitats par la photo-interprétation d'images et numérisation interactive à l'écran.

Ce travail ne prend généralement en compte qu'une simplification de la typologie définie à l'étape 3, tous les habitats observés *in situ* à l'étape 2 ne pouvant être cartographiés.

Dans le cadre du programme BECOMING, cette cartographie détaillée mais statique est complétée par une analyse diachronique d'image, lorsque cela est possible, initiée via la mise en œuvre de protocoles de détection des changements de type OBIA (*Object Base Image Analysis*, Pennober & Borius, 2010). Ce type d'analyse est supporté par l'exploitation des données d'archives à différentes résolutions et la programmation d'images via SEAS-OI, à titre d'essai et de mise au point méthodologique, sur La Réunion, Mayotte et les îles Eparses. L'approche devrait permettre de contribuer à mesurer l'étendue spatiale des altérations ou résilience.

1.3.2.2 Suivi spatial des dynamiques environnementales

Un jeu d'archives d'images a été constitué dans le cadre du projet BECOMING permettant d'initier un suivi spatial des dynamiques environnementales en cours (blanchissement, impact d'un cyclone) ou passées (développement algal, déplacements sédimentaires). Durant le programme, les événements cycloniques ou de blanchissement corallien ont fait l'objet d'acquisitions d'images spécifiques.

1.3.2.3 Identification d'aires prioritaires de conservation

Cette analyse permet l'identification de sites prioritaires de conservation au niveau des zones récifales des îles Glorieuses et de Mayotte sur la base des inventaires biologiques dans un premier temps, et de la cartographie des habitats réalisée dans un deuxième temps.

1.3.2.3.1 Identification d'aires prioritaires à partir d'inventaires biologiques

Pour les Glorieuses, les données d'inventaires biologiques sont issues des missions de terrains effectuées dans le cadre des programmes SIREME et BioReCIE, mais également des suivis GCRMN (Figure 5). Pour Mayotte, les données d'inventaires biologiques sont issues des missions de terrain effectuées dans le cadre du projet SIREME et des inventaires ZNIEFF (Zones Naturelles d'Intérêt Ecologique, Faunistique et Floristique) réalisés en 2014 (Figure 5).

Deux groupes biologiques principaux ont été définis pour les analyses, à savoir l'ichtyofaune et les scléactinaires. Cinq autres groupes secondaires ont également été identifiés : les non-scléactinaires, les macroalgues, les échinodermes, les mollusques, et les éponges.

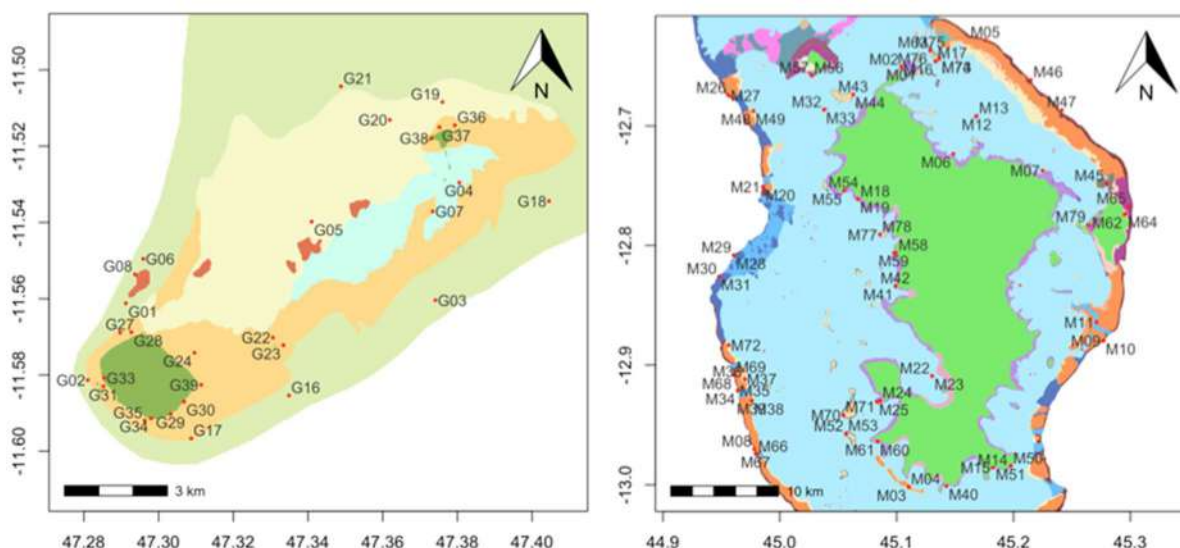


Figure 5 : Position des stations d’inventaires biologiques pour l’ensemble des jeux de données utilisés, sur fond cartographique géomorphologique (Millenium), aux Glorieuses (à gauche) et à Mayotte (à droite). Les stations sont ici renommées séquentiellement pour l’analyse. La correspondance est fournie en Annexe 18.

L’identification de zones de conservation prioritaires est une problématique complexe impliquant potentiellement de multiples facteurs à considérer, dont le type de données disponibles et les enjeux de conservation. Par une approche statistique, l’objectif ici est de fournir des éléments les plus quantitatifs et objectifs possibles permettant d’identifier des sites jouant un rôle écologique particulier, de par les espèces et les habitats qui les composent. Les résultats obtenus doivent ensuite être mis en regard d’autres considérations, fonctionnelles ou relatives à la biologie particulière de certaines espèces d’intérêt patrimonial ou halieutique par exemple. Cette étape de « confrontation » ne fait cependant pas partie du projet SIREME.

Les approches utilisées ici s’articulent autour de trois concepts principaux liés aux espèces recensées ou aux habitats identifiés autour de la station : la richesse, la rareté et la complémentarité. La richesse est liée au nombre d’espèces (respectivement d’habitat) inventoriées sur un site. La rareté est liée au nombre d’espèces (respectivement d’habitat) rares inventoriées sur un site. La complémentarité est liée au nombre d’espèces (respectivement d’habitats) inventoriées sur un site que l’on n’observe pas ou peu sur d’autres sites.

A chacun de ces trois concepts, et pour chaque jeu de données, est associé un indice. La somme des trois indices calculés (indices de richesse, rareté et complémentarité) permet ainsi de réaliser un classement entre les sites à partir des inventaires, afin d’identifier des sites prioritaires de conservation compte-tenu des données disponibles.

1.3.2.3.2 Identification d’aires prioritaires à partir de la cartographie des habitats

A partir des cartographies d’habitats, des zones prioritaires de conservation sont déterminées, en croisant en principe les données d’habitats avec les données d’inventaires biologiques. Toutefois, cela dépend de la qualité des données *in situ* et cartographiques disponibles.

En principe, les sites prioritaires de conservation identifiés sur des critères de richesse, rareté et complémentarité d’habitats sont identifiés à partir de la cartographie des habitats. La densité et diversité d’habitats (i.e., via un indice de Shanon, où l’abondance correspond à la surface des habitats)

présentes dans une taille de voisinage donnée sont également calculées, ce qui permet de montrer les zones les plus denses ou riches du système récifal. Pour cette analyse, chaque habitat possède le même poids et aucune priorité liée à un habitat particulier n'est paramétrée.

1.3.3 Connectivité entre les récifs de Mayotte et des îles Eparses (WP3)

1.3.3.1 Analyses génétiques

Le degré de différenciation génétique entre différentes populations est étudié via la quantification des flux de gènes entre populations de certaines espèces emblématiques couvrant différents taxons présentant des modalités de reproduction variées et apportant différentes fonctions et services écosystémiques. Il est estimé pour des espèces cibles :

- les coraux constructeurs de récifs : on s'intéresse à trois espèces de coraux du genre *Pocillopora* (*Pocillopora eydouxi*, *P. meandrina* et *P. damicornis*) et deux espèces de coraux de feu du genre *Millepora* (*Millepora exaesa* et *M. platyphylla*). Ces espèces sont les premières colonisatrices des récifs du Sud-Ouest de l'Océan Indien et représentent les espèces dominantes de ces récifs. Les pocillopores se reproduisent via des larves alors que les Millépores émettent des méduses, qui engendrent la naissance de larves zooxanthellées ;

- les bénitiers du genre *Tridacna*, mollusques à valeur patrimoniale et alimentaire et dont une potentielle nouvelle espèce a été identifiée à Juan de Nova et à La Réunion ;

- l'holothurie verte *Stichopus chloronotus*, échinoderme à valeur alimentaire et aquacole ;

- l'espèce *Aglaophenia cupressina* (algue de feu), hydraire indo-pacifique circumtropicale ;

- une espèce de macroalgue, *Turbinaria ornata* (Fucales, Phaeophyceae), macroalgue Indo-Pacifique pantropicale.

En ce qui concerne les coraux (scléractiniaires et Millépores), les bénitiers, les hydraires et l'holothurie verte, ces espèces ont déjà été échantillonnées pour certains sites (Glorieuses : coraux, Europa : coraux, et Juan de Nova : coraux, bénitier, holothurie) dans le cadre du programme BioReCIE. Il s'agit ainsi de consolider et compléter l'échantillonnage populationnel de ces espèces, notamment pour les sites de Geyser et Mayotte, pour lesquels aucun site n'avait encore été échantillonné pour ces espèces, alors qu'ils représentent les sites les plus septentrionaux de la région d'étude.

En ce qui concerne la macroalgue *Turbinaria ornata*, aucune donnée de connectivité des peuplements macroalgaux n'est disponible. Néanmoins des collections ont été effectuées dans le cadre d'inventaires taxonomiques à Mayotte et dans les îles Eparses (Europa, Juan de Nova et Glorieuses), quelques échantillons pourraient donc faire l'objet de référence pour les îles Eparses.

Pour chaque site (1 à 5 par île, choisi en fonction des données de cartographie) et pour chacune des espèces sus-mentionnées, environ 30-50 individus ont été échantillonnés de manière non destructrice : un fragment centimétrique pour les coraux, un bout de manteau (0.5 cm x 0.5 cm) pour le bénitier, une verrue de peau pour l'holothurie, un fragment de colonie pour les hydraires et un pied pour les algues. L'ADN des différents échantillons a été extrait à l'aide du kit *Dneasy Blood and Tissue* de Qiagen, en suivant les recommandations du fabricant. Les ADN extraits ont été amplifiés avec des marqueurs moléculaires spécifiques pour chacun des taxons, déjà développés pour les coraux, bénitier, holothurie et hydraire. Pour la macroalgue, des réseaux d'haplophytes sont développés. Ainsi la diversité génétique et la structuration des populations sont estimées afin d'en déduire le degré de connectivité des différents récifs étudiés. Ces données permettent de valider, ou non, les modèles de dispersion basés sur la courantologie.

1.3.3.2 Modèles de connectivité hydrodynamique

1.3.3.2.1 Méthodes d'analyses

- Modèle de dispersion larvaire

Un modèle hydrodynamique de dispersion larvaire a été utilisé pour étudier la connectivité existante entre les récifs côtiers et insulaires du Canal du Mozambique.

Les patrons de dispersion larvaire ont été modélisés à l'aide du logiciel *Marine Geospatial Ecology Tools* (MGET) (Roberts et al., 2010 ; <http://code.env.duke.edu/projects/mget>). L'outil de modélisation est basé sur un algorithme eulérien d'advection-diffusion en deux dimensions (Treml et al., 2008), qui simule la dispersion hydrodynamique des larves.

En sortie de simulation (Figure 6), l'outil fournit une série temporelle d'images représentant la concentration des larves dans la zone d'étude, et une matrice de connectivité qui précise, pour chaque paire de récifs, le pic de concentration de larves relâchées au niveau du récif source *i* qui atteint le récif de destination *j*.

L'hypothèse de base de ce modèle admet que les larves sont passives lors de la phase de vie pélagique.

Pour la mise en œuvre de l'outil, il faut tout d'abord définir l'étendue géographique et les caractéristiques de la zone d'étude (trait de côte, habitats : récifs, substrat rocheux, herbiers, etc). Ensuite, le téléchargement des produits de courants géostrophiques issus de données altimétriques se fait via le site Internet AVISO (*Archiving, Validation and Interpretation of Satellite Oceanographic data*). Ils sont téléchargeables directement via la « boîte à outils » MGET par protocole OPeNDAP (*Open-source Project for a Network Data Access Protocol*). Ces produits sont disponibles à une résolution temporelle journalière et une résolution spatiale de l'ordre de $\frac{1}{4}^{\circ}$. Enfin, les paramètres biologiques de la simulation sont renseignés : la date de début de simulation (correspondant à la date de ponte des œufs) ainsi que la durée de la simulation (correspondant à la durée de vie larvaire pélagique). Nous n'avons pas ciblé d'espèce en particulier, mais avons travaillé de manière générique en simulant des épisodes de dispersion larvaire pour des espèces de coraux dont la DVL serait de 30 jours, ce qui représente la durée moyenne la plus fréquente chez les coraux de la zone d'étude (Obura, *comm. pers*). Les larves ont été relâchées depuis tous les récifs côtiers et insulaires du Canal du Mozambique durant 5 ans (de 2006 à 2010), le jour de la nouvelle lune. Les conditions d'obscurité lors de cette phase lunaire diminuent les risques de prédation et favorisent ainsi le recrutement larvaire.

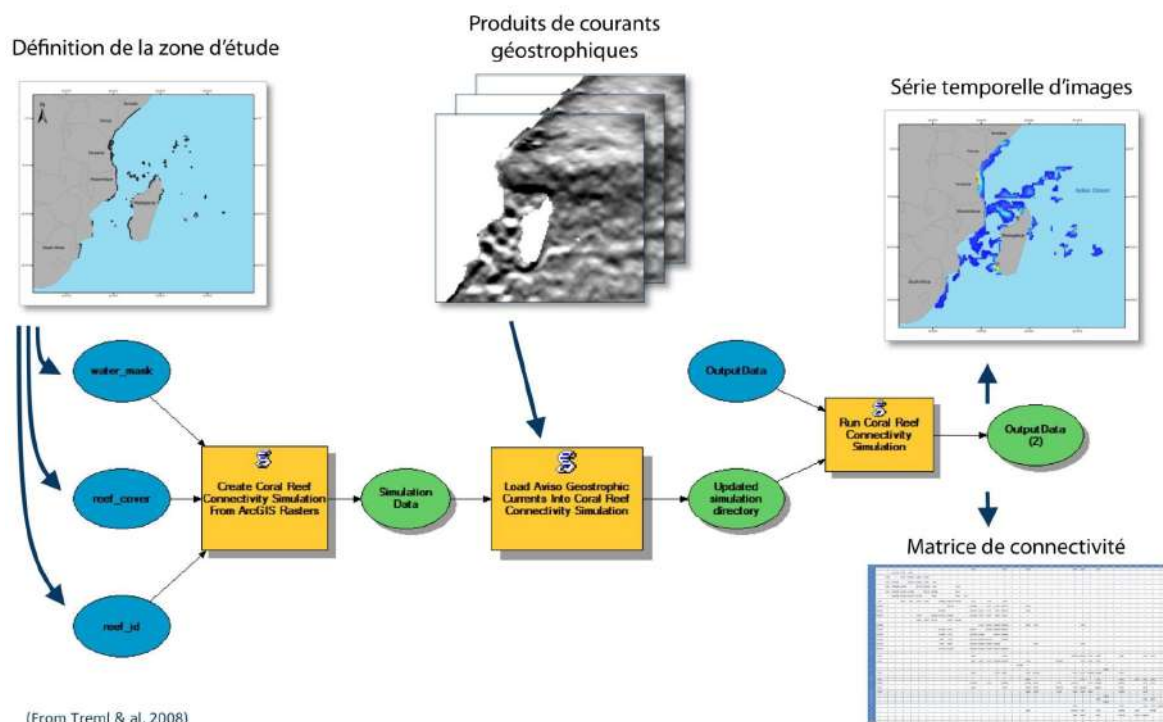


Figure 6: Principe du modèle de dispersion larvaire MGET.

- Analyses des sorties de modèle

Les matrices de connectivité produites en sortie de modèle ont été exploitées afin de générer des segments spatiaux, des matrices de migration entre les sites, mais également pour calculer un indice de centralité.

Segments spatiaux

Les matrices de connectivités produites en sortie de modèle peuvent être représentées sous forme de segments spatiaux (logiciel ArcGIS 10.2.2), reliant les paires de sites connectés.

Matrices de migration

Les matrices de connectivité obtenues en sortie de modèle permettent de produire des matrices de migration (logiciel R, R Development Core Team, 2012). Ces matrices de migration représentent soit la proportion de larves venant de chaque site (matrice d'import de larves), soit la proportion de larves exportées vers chaque site (matrice d'export de larves).

Indice de centralité

Les matrices de connectivité obtenues en sortie de modèle peuvent également servir à calculer un indice de centralité, afin de mettre en évidence les récifs centraux, qui agissent comme des passerelles au sein du réseau. En effet, les sites ayant un indice de centralité fort sont essentiels pour permettre le passage d'individus et donc de gènes à travers le réseau sur plusieurs générations. Ils sont ainsi identifiés comme sites prioritaires de conservation. L'indice de centralité d'intermédierité a été déterminé à partir des matrices de connectivité à l'aide de l'outil *igraph* implémenté sous le logiciel R (Csardi & Nepusz, 2006).

1.3.4 Indicateurs de suivi de l'état de santé des écosystèmes coralliens (WP4)

1.3.4.1 Approche basée sur la diversité fonctionnelle des peuplements

Des méthodes d'analyses sont utilisées pour analyser les données récoltées historiquement sur la zone d'étude et les données de terrain issues des WP précédents. Ces méthodes reposent sur la caractérisation des traits fonctionnels des espèces présentes dans les assemblages (Villéger *et al.*, 2008). Ces données, couplées à l'estimation de la biomasse pour les poissons (ou du recouvrement pour les coraux fixés) des différentes entités fonctionnelles, permettent de caractériser l'état écologique et la résilience potentielle des différents écosystèmes aux pressions anthropiques et ainsi, guider les stratégies pour leur conservation durable. En effet, face aux perturbations, les espèces réagissent différemment en fonction de leurs sensibilités, entraînant une modification de la structure des réseaux écologiques qui se manifeste, soit par la résilience du système, soit par un effondrement du réseau d'interactions et la perte de fonctions essentielles. Bien que l'étude des densités, de la biomasse et de la diversité spécifique apporte des informations fondamentales sur la structure des assemblages, appréhender le fonctionnement et évaluer l'aptitude à la résilience d'un écosystème nécessite une approche fonctionnelle mise en place via l'étude des traits d'histoire de vie et éco-morphologiques (Mouillot *et al.*, 2013a ; Darling *et al.*, 2012 ; McClanahan *et al.*, 2014). Ces méthodes multivariées (Villéger *et al.*, 2008) permettent par exemple, pour les poissons, de caractériser la répartition des espèces et de leur biomasse dans un « espace fonctionnel » généré par les traits fonctionnels. Cela permet de déterminer les caractéristiques essentielles des systèmes, telles que la localisation des « unicités fonctionnelles » (portions de l'espace fonctionnel où les espèces sont rares et la biomasse faible), donc des fonctions ne bénéficiant pas d'une potentielle résilience face aux perturbations environnementales. Pour les coraux fixés, l'utilisation des méthodes développées dans Darling *et al.*, (2012) et McClanahan *et al.*, (2014) permet de réaliser une typologie des assemblages en caractérisant leur sensibilité à deux pressions majeures que sont la pêche et le changement climatique. Une telle typologie permet d'orienter les stratégies de conservation adéquates aux pressions subies. L'identification de ces unicités fonctionnelles est cruciale pour l'orientation des stratégies de conservation qui devront les considérer comme des priorités pour le maintien de l'intégrité du fonctionnement des écosystèmes coralliens et la proposition de mesures de gestion adaptées.

Afin d'estimer la diversité, il est nécessaire de décrire fonctionnellement les espèces les constituant à l'aide de traits pertinents (Mouillot *et al.*, 2013b). La contribution des poissons aux processus écosystémiques dépend de plusieurs traits biologiques qui sont plus ou moins directement liés à leurs rôles dans les écosystèmes, notamment via leurs stratégies d'acquisition de nourriture et de locomotion. Les traits fonctionnels des espèces de poissons coralliens sont disponibles suite aux projets « GASPAR » (FRB) et « Pristine » (Fondation Total). La structure taxonomique et fonctionnelle des assemblages est caractérisée à chaque transect et mise en relation avec les facteurs environnementaux et anthropiques par l'intermédiaire de méthodes statistiques (e.g. ANOVAs, ANCOVAs) afin de (1) réaliser une typologie des assemblages, (2) comprendre l'influence de l'homme à travers les écosystèmes coralliens du système « îles Éparses », et (3) proposer des cibles de conservation pour guider une gestion permettant le maintien des fonctions des écosystèmes coralliens. L'ensemble des analyses est réalisé de manière homogène avec celles conduites dans le cadre du projet « Estimation de biomasse halieutique des bancs de Geyser, de la Zélée et de l'Iris ».

1.3.4.1.1 Données poissons et coraux

Plusieurs bases de données ont été combinées pour effectuer ce travail. La première correspond à l'ensemble des données recueillies entre 2002 et 2013 dans les différentes îles Éparses, d'une part à travers le programme CoSuReCo (Connaissance et Suivi des Récifs Coralliens des îles françaises de

l'Océan Indien, 2002-2006) de l'IFRECOR (Initiative Française pour les Récifs Coralliens), et d'autre part lors de la campagne BioReCIE (Biodiversité, Ressources et Conservation des Récifs Coralliens des Îles Éparses, 2011-2013). La seconde base de données comprend des données récupérées dans le cadre du projet SIREME. Enfin, les données de Mayotte issues de la campagne ORC8 2011 (Nicet *et al.*, 2012) ont également été incluses dans les analyses. Pour l'échantillonnage des poissons, c'est la méthode des transect en bandes (*belt transect*) qui a été utilisée, et pour les coraux, la méthode LIT (*Line Transect Intercept*). La majorité des poissons et des coraux ont été identifiés au niveau de l'espèce, mais ceux non identifiés ont été classés au niveau de résolution taxonomique le plus élevé possible (ici le genre) plutôt que de les ignorer.

1.3.4.1.2 Caractérisation des assemblages de poissons et de coraux

Les diversités spécifique et fonctionnelle ont été calculées pour chaque île. Chaque espèce de poisson a été classée en utilisant six traits fonctionnels (taille du corps, régime alimentaire, mobilité, période d'activité, position dans la colonne d'eau et grégairisme). Chaque espèce de corail a été classée en utilisant huit traits fonctionnels (*Annexe 2*) jugés les plus pertinents et pour lesquels les valeurs sont disponibles pour une grande majorité des espèces présentes dans notre échantillonnage ("Wave exposure preference", "Water clarity preference", "Coloniality", "Growth form Veron", "Sexual system", "Mode of larval development", "Depth lower" et "Depth upper"). Les valeurs de ces traits sont issues de la base de données "Coral Trait Database" (CTDB, *Madin et al.* 2016a, b). Les espèces ayant exactement les mêmes valeurs de traits sont regroupées au sein d'entités fonctionnelles (EFs). Une fois toutes les EFs décrites, la seconde étape pour calculer la diversité fonctionnelle a été de les placer dans un espace fonctionnel multidimensionnel de traits (Gower, PcoA). La richesse fonctionnelle d'une communauté est décrite ici par la richesse fonctionnelle ou FRic (Villéger *et al.*, 2008). La FRic, qui correspond au volume de l'espace fonctionnel occupé par le peuplement, est influencée par les espèces ayant les valeurs de traits les plus extrêmes (Petchey, 2003).

1.3.4.1.3 Prise en compte de l'effort d'échantillonnage dans les données poissons et coraux

Il existe une inégalité d'échantillonnage au sein des 6 îles étudiées. Les îles des Glorieuses, Juan de Nova, Europa, et Mayotte ont été échantillonnées sur plusieurs années, alors que Bassas da India et Tromelin ne l'ont été qu'une seule fois. De plus, il n'y a pas le même nombre de stations par île, donc pas le même nombre de transects réalisés, ce qui entraîne des différences dans la superficie totale échantillonnée des îles. Ces différences dans l'effort d'échantillonnage ne permettent pas la comparaison directe des richesses spécifiques des systèmes étudiés et dans ce contexte, si l'on ne souhaite pas faire d'extrapolation, il convient de quantifier « une richesse raréfiée » calculée sur la base du plus faible effort d'échantillonnage. Cette stratégie n'est pas envisagée dans notre cas car (1) les trop grandes différences d'échantillonnage impliqueraient des comparaisons basées sur trop peu de transects, (2) les méthodes de raréfaction pour la diversité fonctionnelle restent à développer.

La richesse spécifique est connue pour augmenter avec la surface échantillonnée. Ici, pour prendre en compte l'effort d'échantillonnage et permettre la comparaison des mesures de diversité à travers ces îles présentant des efforts d'échantillonnage différents, nous inférerons la relation entre le nombre d'espèces (ou la richesse fonctionnelle) et l'effort d'échantillonnage (relation Aire-Richesse Spécifique – ARS – et relation Aire-Richesse Fonctionnelle – ARF). Il deviendra alors possible de classer les îles de la plus riche à la moins riche en prenant en compte la surface échantillonnée. Plus précisément, un récif est d'autant plus riche que sa richesse en espèces se trouve nettement supérieure à la valeur calculée selon le modèle ARS, tandis qu'un récif sera plus pauvre si sa richesse en espèces est nettement inférieure à cette valeur. Dans la suite de notre analyse, nous avons alors utilisé les résidus des courbes ARS et ARF (non expliqués par la régression) pour comparer la richesse

des îles. Afin de déterminer la meilleure forme fonctionnelle pour modéliser les relations ARS et ARF observées, nous avons comparé l'ajustement de 5 modèles : puissance, exponentiel, exponentiel négatif, monod et logistique (voir Annexe 4 du rapport M2 de Marie-Paule Savelli pour les formules et caractéristiques des modèles) en calculant la probabilité de chacun d'être le meilleur pour expliquer les données en utilisant le critère d'information d'Akaike corrigé pour les échantillons de petite taille (AICc). Les modèles avec la valeur d'AICc les plus basses sont considérés comme offrant le meilleur ajustement. Une incertitude sur le choix du modèle survient lorsque plusieurs modèles ajustent bien les données et de telles situations invalident l'utilisation d'un seul modèle pour les analyses. Une inférence multi-modèle est alors recommandée. Ici, la fonction «multi-SAR» du package mmSAR a été utilisée pour générer une courbe ARS multi-modèle en pondérant les valeurs prédites des cinq modèles ARS mentionnés ci-dessus par leurs poids d'Akaike (w_i).

1.3.4.1.4 Comparaisons poissons-coraux

Nous avons réalisé un test de corrélation de Pearson sur les résidus des modèles (ARF et ARS des poissons et des coraux) afin de voir s'il existe une relation entre la richesse fonctionnelle/spécifique des poissons et la richesse fonctionnelle/spécifique des coraux.

1.3.4.2 Approche basée sur la cartographie des habitats pour le calcul d'un indice "substrat dur"

Un indicateur "benthos de substrat dur" a été développé pour l'île d'Europa dans le cadre du programme SIREME. Un tel indicateur a déjà été développé à La Réunion (GT DCE, 2012), à Mayotte (PARETO, 2014), et plus récemment pour les îles Glorieuses (Nicet *et al.*, 2017), et a ainsi pu être utilisé comme modèle.

L'objectif global est d'élaborer un indicateur de "benthos substrat dur" et de définir la méthode de suivi associée.

Les objectifs spécifiques sont de :

- Choisir les habitats à suivre en fonction de leur représentativité et de leur caractère remarquable ;
- Produire une liste des paramètres à relever et des métriques candidates pour le suivi des coraux sur l'île d'Europa (pour chaque habitat retenu) ;
- Déterminer une fréquence, une méthode d'échantillonnage et le niveau d'expertise requis pour le suivi de l'indicateur ;
- Tenir compte des contraintes du site (difficultés d'accès et lourdeur logistique) ;
- Etablir un indicateur « corail » composé de plusieurs indices associés chacun à un référentiel pour les habitats retenus ;
- Elaborer une grille pour la lecture de chaque indicateur « corail », tout en tenant compte des pressions potentielles qui permettront par la suite d'interpréter les résultats.

1.3.4.2.1 Méthodes de mise en œuvre

La mise au point d'un ou des indicateurs sur l'état de santé de la faune et la flore benthiques sessiles des récifs coralliens d'Europa nécessite au préalable de :

- Disposer de données de suivi pertinentes permettant la construction de cet indicateur ;
- Identifier les habitats où les communautés benthiques sessiles ont une réponse aux pressions relativement homogènes ;

- Lister les paramètres potentiellement exploitables pour la mise en place de l'indicateur ;
- Disposer de valeurs de référence pour chacun des paramètres intervenant dans la construction de l'indicateur.

1.3.4.2.2 Données utilisées

Les données utilisées proviennent des différents programmes traitant de la caractérisation de la faune et la flore benthiques sessiles coralliennes à Europa et couvrant la période 2011-2016 :

- Données GCRMN : programmes BioReCIE (Chabanet *et al.*, 2014) et SIREME ;
- Données quadrat : programme BECOMING (Nicet *et al.*, 2016) ;
- Données qualitatives : programme BioReCIE, cartographie des habitats (Grellier *et al.*, 2012; Chabanet *et al.*, 2014).

1.3.4.2.3 Habitats retenus pour le suivi de l'indicateur

La mise au point de l'indicateur, et notamment des valeurs limites des métriques pour les différentes classes d'état, nécessite de disposer de valeurs de référence pour différentes métriques. Ces valeurs de référence et les communautés benthiques sessiles récifales étant variables selon les habitats, il n'est pas possible de mettre au point un indicateur avec des valeurs limites identiques pour l'ensemble des habitats récifaux d'Europa. Il convient donc de choisir les entités géomorphologiques (voir des habitats à un niveau typologique plus détaillé) pour lesquelles l'indicateur peut être mis au point. Pour ce faire les critères suivants ont été pris en compte dans le cadre de l'étude (Figure 7) :

- Volume de données suffisant (nombre de stations, fréquence temporelle de suivi) et intégrant les paramètres adéquats pour la mise au point d'un indicateur de la faune et la flore benthiques sessiles récifales ;
- Homogénéité spatiale naturelle des communautés benthiques sessiles pour une même unité géomorphologique. En effet, une trop forte hétérogénéité naturelle des communautés ne permet pas de définir un indicateur unique fonctionnel ;
- Corrélation des réponses des communautés benthiques sessiles aux pressions. Pour pouvoir relier l'indicateur aux pressions, il est nécessaire que les réponses des communautés benthiques sessiles aux pressions soient relativement bien corrélées ;
- Une bonne représentativité de ces unités géomorphologiques ou un caractère remarquable justifiant leur suivi.

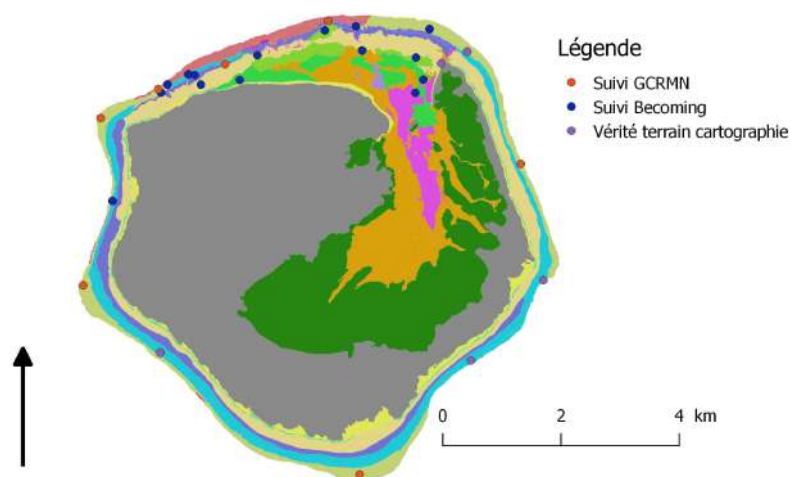


Figure 7: Stations d'échantillonnage des différents programmes et classes d'habitat au niveau typologique faible.

1.3.4.2.4 Paramètres potentiels pour la mise au point des indicateurs

Les paramètres et métriques utilisés pour la mise en place d'un indicateur résultent du croisement entre :

- L'analyse bibliographique et les paramètres conseillés pour le suivi DCE des récifs coralliens réalisés dans le cadre du groupe de travail national ([Annexe 3](#)) ;
- Les paramètres utilisés dans le cadre des suivis réalisés à Europa (Tableau 1) ;
- Les paramètres pour lesquels la définition d'une valeur de référence est possible ;
- Les catégories de faune et de flore benthiques sessiles suffisamment abondantes et fréquentes sur les habitats retenus et/ou celles qui sont structurantes pour l'habitat.

Tableau 1 : Liste des paramètres étudiés dans le cadre des différents suivis réalisés à Europa.

Paramètre suivi	Paramètre suivi programme GCRMN : quantitatif LIT	Paramètre suivi vérité terrain carte habitat : estimation qualitative pour les peuplements dominants uniquement	Paramètre suivi programme BECOMING : quantitatif quadrat 1m ²
Couverture corallienne (CV)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Acropore branchu (ACB)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Acropore digité (ACD)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Acropore encroûtant (ACE)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Acropore submassif (ACS)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Acropore tabulaire (ACT)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Non Acropore branchu (CB)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Non Acropore encroûtant (CE)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Non Acropore foliacé (CF)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Heliopora (CHL)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Non Acropore massif (CM)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Non Acropore submassif (CSM)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Non Acropore submassif (CSM)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Non Acropores Fungia (CMR)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Millépores (CME)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Tubipora (CTU)	oui (quantitatif)	non	oui (quantitatif)
Espèce pour coraux durs	oui (quantitatif)	non	oui (genre) (quantitatif)
Maladie corallienne (prévalence)	oui (quantitatif)	non	non
Couverture algale	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Algues calcaire (CA)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Algue dressée molle (FMA)	oui (quantitatif)	Couverture algue dressée (qualitatif)	oui (quantitatif)
Algue dressée dure (HMA)	oui (quantitatif)	Couverture algue dressée (qualitatif)	oui (quantitatif)
Algue gazonnante ou turf (TU)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Phanérogame (PHA) - espèces	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Gorgone (GO)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Autres (OT)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Corail mou (SC)	oui (espèce) (quantitatif)	oui (genre) (qualitatif)	oui (genre) (qualitatif)
Eponge (SP)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Zoanthaire (ZO)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Vase (SI)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Sable (S)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Débris (R)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Dur (RCK)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)
Corail mort récemment (DC)	oui (quantitatif)	oui (qualitatif)	oui (quantitatif)

1.3.4.2.5 Définition des valeurs de référence

Les valeurs de référence des couvertures (absolues et relatives) des catégories benthiques sessiles récifales ont été définies sur la base des données existantes et de l'expérience de L. Bigot, P. Chabanet et J.B. Nicet, basée sur leurs connaissances d'Europa depuis 10 ans et sur les récifs du Canal du Mozambique. Pour ces valeurs, il convient d'intégrer une variation naturelle de +/-10%.

Des valeurs de référence sont définies pour chacun des habitats sélectionnés.

1.3.4.2.6 Caractérisation de l'état écologique

L'état des peuplements benthiques sessiles récifaux est établi en reprenant les critères de définition de l'état des masses d'eau dans le cadre de la DCE selon 5 classes d'état (Tableau 2). L'indicateur et les indices qui le composent reprendront donc ces 5 classes. Toutefois, ces impacts, contrairement à la DCE qui se focalise uniquement sur les pressions anthropiques locales, incluront l'ensemble des impacts, qu'ils soient naturels, anthropiques, globaux ou locaux (Tableau 3).

Tableau 2 : Les 5 classes d'état caractérisant les masses d'eau dans le cadre de la DCE.

Très bon	Conditions naturelles hors impact
Bon	Proche des conditions naturelles, impact très léger
Moyen	Impact modéré
Médiocre	Milieu très impacté
Mauvais	Milieu très fortement impacté, ou situation quasi-irréversible à moyen terme

Tableau 3 : Les 5 classes d'état caractérisant les peuplements benthiques sessiles dans le cadre de l'indicateur.

Très bon	Conditions "pristine"
bon	Proche des conditions "pristine"
Moyen	Milieu modérément dégradé
Médiocre	Milieu très dégradé
Mauvais	Milieu très fortement dégradé avec situation quasi-irréversible à moyen terme

1.3.4.3 Approche basée sur les structures de taille et d'abondance des peuplements ichthyologiques

L'objectif de l'étude est d'analyser les structures de taille des données ichthyologiques collectées à Mayotte et aux îles Eparses. Les analyses et interprétations des résultats permettront de rechercher des indicateurs potentiels pour une gestion durable des espèces considérées dans le rapport du projet SIREME comme prioritaires (Chapitre 3.3.4).

Les structures de taille sont étudiées selon deux plans taxonomiques, la famille et l'espèce. Au regard du nombre considérable de familles et d'espèces dans les bases de données A1 et A2, une sélection est effectuée selon les résultats du Chapitre 3.3.4 (WP4) et la quantité de données disponibles pour ces espèces. Un nombre de 5 espèces par zone géographique majeure (A1 et A2) est retenu et chacune de leurs familles étudiée.

Le critère d'espèce prioritaire en termes de gestion et de suivi provient des résultats de la relation qui existe entre l'importance (biomasse) et la vulnérabilité des EFs (forte valeur de l'indice) (Chapitre 3.3.4). La vulnérabilité d'une EF correspond à l'intégration de 3 variables (nb d'individus, nb d'espèces, sensibilité à la pêche). Des quadrants selon l'importance et la vulnérabilité sont élaborés, dont le quadrant n°1 représentant les fortes valeurs de l'indice de vulnérabilité fonctionnelle qui permet de sélectionner les espèces prioritaires pour ce présent travail. Les espèces de ce quadrant sont ainsi référencées (Annexes 4 et 5) par zone géographique en y renseignant la quantité de données disponibles. Selon l'objectif de l'étude, à savoir la structure d'abondance et de taille et la quantité de données, le nombre d'observations par classe de taille est le second critère de sélection. Les valeurs manquantes sont éliminées des bases de données. A Mayotte, les analyses ciblent ainsi cinq espèces et cinq familles : *Aulostomus chinensis* (Aulostomidae) ; *Cephalopholis argus* (Serranidae) ; *Epibulus insidiator* (Labridae) ; *Naso elegans* (Acanthuridae) ; et *Sufflamen chrysopteron* (Balistidae). Aux îles Eparses, les analyses se portent sur cinq espèces et quatre familles : *Acanthurus leucosternon* (Acanthuridae) ; *Caranx melampygus* (Carangidae) ; *Cephalopholis urodeta* (Serranidae) ; *Lutjanus bohar* (Lutjanidae) ; et *Naso elegans* (Acanthuridae). Un détail sur la quantité des observations par espèces et familles sélectionnées est fourni en Annexe 6.

Pour mieux comprendre l'évolution de la structure de taille des populations des communautés ichthyologiques à Mayotte et aux îles Eparses, la densité d'abondance moyenne (nombre moyen d'individus par 100 m²) agrégée par les classes de taille est estimée. Nous avons sommé par unité d'observation, espèce et classes de taille selon trois rangs (grand (G), moyen (M), et petit (P)) recommandés et estimés par la plateforme PAMPA. Les classes de taille sont ainsi calculées avec $P \in [L_{min}, L_{33\%}]$, $M \in [L_{33\%}, L_{67\%}]$ et $G \in [L_{67\%}, L_{max}]$; L_{min} et L_{max} étant la taille minimale et maximale citée dans la littérature.

Ces estimations sont effectuées sur la totalité des familles, les 4 ou 5 familles prioritaires, et les 5 espèces prioritaires en considérant l'hétérogénéité spatiale (sites géographiques, structures géomorphologiques, et profondeurs maximales) et temporelle (années). Une méthode de *bootstrap* (1000) est appliquée afin d'évaluer l'incertitude autour des estimations (IC 95%). Cette méthode élimine les données lorsqu'une seule observation est présente dans la sélection d'agrégation (exemple : une seule observation par classe de taille à Tanaraki pour l'espèce *Epibulus insidiator*). Il est à noter que plus le niveau d'agrégation est important (exemple maximum – agrégation par espèce, biotope, site et profondeur), plus la densité moyenne est généralement faible. C'est la raison pour laquelle nous présentons graphiquement différents niveaux d'agrégations pour avoir une idée globale des distributions de structure.

Pour finir, la compréhension et la significativité des différences observées entre variables potentielles explicatives des structures de tailles (sites, structures géomorphologiques, profondeurs et années), sont étudiées aux travers des analyses factorielles ainsi que de modèles linéaires (lm), globaux (glm) et additifs (gam).

2 DESCRIPTIF DES CAMPAGNES

2.1 Mission Glorieuses

2.1.1 Objectifs scientifiques

Les objectifs spécifiques de la campagne Glorieuses sont de :

- 1) faire un point d'étape sur l'état de santé des récifs coralliens à travers le suivi des stations GCRMN existantes, et en rajoutant certaines composantes non prises en compte jusqu'à présent, à savoir l'étude du compartiment planctonique et les maladies coralliennes ;
- 2) effectuer l'inventaire des alcyonaires ;
- 3) réaliser la cartographie des habitats.

2.1.2 Calendrier de la campagne

Date de départ du port - Mayotte : 17 novembre 2015

Date d'arrivée sur zone Geyser : 18 novembre

Date de départ de Geyser : 19 novembre

Date d'arrivée sur zone Glorieuses : 20 novembre

Date de départ de zone Glorieuses : 29 novembre

Date d'arrivée sur zone Geyser : 30 novembre

Départ de départ de Geyser : 30 novembre

Départ d'arrivée au port - Mayotte : 1 décembre 2015

Nombre de jours effectifs sur le terrain : 12 jours

2.1.3 Déroulement de la campagne

Les opérations de terrain se sont scindées en 3 opérations principales :

- (1) suivi de l'état de santé des récifs coralliens en plongée (échantillonnage benthos-poissons, étude des maladies des coraux, inventaire des alcyonaires),
- (2) analyse des communautés planctoniques et de la qualité des eaux sur les stations GCRMN (suivi de l'état de santé à partir du bateau),
- (3) et cartographie des habitats.

A Geyser, l'échantillonnage prévu n'a pas pu être effectué à cause des mauvaises conditions météo, seules deux stations GCRMN ayant été réalisées.

Aux Glorieuses, les journées ont été rythmées par les différentes opérations à réaliser durant la campagne. De manière générale, la journée se déroulait comme suit :

- une plongée sur une station GCRMN combinant les suivis benthos-poissons, l'étude des maladies des coraux et l'inventaire des alcyonaires. En parallèle, une plongée était effectuée à partir de la station GCRMN pour une analyse des populations de poissons très mobiles (essentiellement espèces commerciales) dans un rayon plus étendu (transect de 300 m de long environ) que la station GCRMN (50 m de long) ;
- une sortie ciblée sur l'analyse des communautés planctoniques et la qualité des eaux sur la station GCRMN ;
- des sorties pour repérage et disposition des bouées avec les sondes immergeables (oxygène, température, lumière) ;
- des repérages en apnée et/ou plongée sous-marine pour les vérités terrain « cartographie ».

Il n'y a pas eu de difficulté particulière rencontrée lors de cette campagne de terrain, si ce n'est les conditions météo auxquelles il a fallu s'adapter (organisation de plongées abritées du vent et de la houle), et qui ont contraint à n'explorer que 2 stations GCRMN à Geyser. La participation de l'équipage d'Antsiva et leur volonté d'appuyer les travaux de terrain et de trouver des solutions (ex. labo humide dans la cale avant du bateau) ont été remarquables. La mise à disposition d'un espace travail dans le bateau à l'avant pour les filtrations, les incubations et les expérimentations pour la partie planctonique a été très fortement appréciée.

2.1.4 Méthodes et moyens utilisés

2.1.4.1 Inventaires et suivi de l'état de santé des récifs coralliens (WP1)

2.1.4.1.1 Suivi de l'état de santé des récifs coralliens dans le réseau GCRMN

Sept stations GCRMN ont été inventoriées aux Glorieuses et deux à Geyser (Figure 8, [Annexe 7](#)). Le planning des plongées se trouve en [Annexe 8](#).

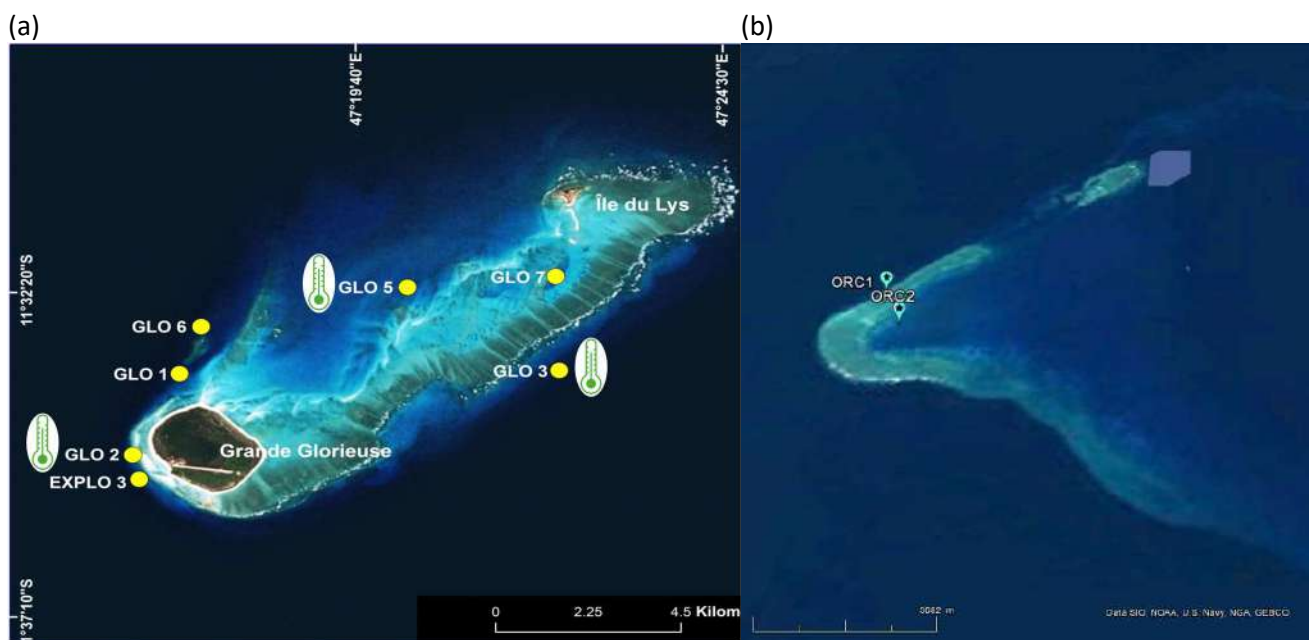


Figure 8 : Vue aérienne de l'archipel des Glorieuses (a) et du Banc Geyser-Zélée (b), avec la localisation des stations d'échantillonnage et des sondes.

Le suivi de l'état de santé des récifs des communautés benthiques et ichtyologiques a été effectué selon le protocole GCRMN.

Durant l'échantillonnage, les stations ont été consolidées, voir réimplantées *in situ* afin d'assurer la pérennité du système durant les prochaines années. Une association de « corps morts / bouées » (centre de station) et de « scellement chimique / bouée » a été utilisée. De plus, afin de faciliter le repérage ultérieur et le positionnement des transects sur le fond, un schéma *in situ* a été effectué sur les stations GCRMN.

2.1.4.1.2 Analyse des maladies coralliennes

Les suivis sur les maladies des coraux ont été effectués sur les stations GCRMN en notant les prévalences de chaque maladie par genre corallien. Des fragments de tissus de 25 mm de diamètre et de 2-3 cm de hauteur ont été collectés sur les colonies infectées afin d'être analysés en laboratoire.

2.1.4.1.3 Analyses hydrologiques et des communautés planctoniques

L'analyse de la biodiversité des microorganismes planctoniques a été centrée sur les communautés bactériennes, du phytoplancton, des protozoaires (flagellés hétérotrophes et ciliés) et du méta-zooplancton. Pour analyser ces communautés durant la campagne, un échantillonnage d'eau a été réalisé à 2 m de profondeur à l'aide d'une bouteille Niskin (1) aux stations GCRMN, (2) à une station dite « océanique » hors du lagon, mouillage du Marion Dufresne (GLO O), et (3) une station à Geyser entre Mayotte et les Glorieuses (Annexe 9).

Les données de novembre 2015 (SIREME) ont pu être également comparées à celles obtenues lors du programme PANAMAG#2 en mai 2016 avec des échantillonnages aux stations GLO 1, GLO 2, GLO 5, GLO 6 et GLO 7. La même méthodologie a été développée lors des deux missions pour les paramètres traités.

Des filets à plancton (de maille de 60 μm) ont été déployés pour déterminer les communautés méta-zooplanctoniques. Des filtrations ont été réalisées sous 3 μm pour connaître la teneur en chlorophylle a et la diversité pigmentaire du pico-phytoplancton, comparée à celle de l'eau brute avec l'ensemble des organismes autotrophes. Une filtration a été réalisée sous 0.22 μm (filtre Nuclepore) pour l'étude de la diversité bactérienne (16S ADN) et des pico-eucaryotes (18S ADN) par analyse moléculaire (DGGE puis clonage séquençage). Au total 8 stations ont été échantillonnées : une à Geyser et sept aux Glorieuses (6 stations GCRMN + station océanique MBO ; Annexe 9). Le plan d'échantillonnage sur le terrain a été celui adopté par l'ensemble de l'équipe SIREME, les 6 stations GCRMN, la station GLO Océan (échantillonnée lors de la campagne 2011), et la station Geyser entre Mayotte et Glorieuses.

Les échantillons ont été ramenés directement en métropole, soit en azote liquide (bouteille azote sèche pour transport aérien, -180°C), soit formolés ou lugolés. Des expériences à bord ont été conduites pour analyser (1) le taux de croissance bactérienne et (2) l'impact du méta-zooplancton herbivore sur le pico-nanoplancton. Le taux de croissance bactérien a été effectué avec et sans prédateurs (flagellés hétérotrophes), avec et sans enrichissement nutritif, en prenant des échantillons sur les stations de GLO 2 et MBO (EXPa et EXPb, Annexe 9) immergés pendant 24 heures le long du bateau dans des sacs Whirlpaks de 100 mL. Les abondances bactériennes ont été déterminées au début et à la fin de l'expérimentation pour connaître le taux de croissance des communautés bactériennes, le taux de broutage des flagellés sur les bactéries ainsi que l'impact des enrichissements (facteur limitant éventuel) sur la dynamique des communautés bactériennes. L'impact du méta-zooplancton herbivore sur le pico-nanoplancton a été étudié sur la station MBO (EXPc, Annexe 9), à l'aide de bouteille de 500 mL, avec et sans les prédateurs zooplanctoniques de taille supérieure à 200 μm . Les incubations ont duré 24 heures, avec une immersion des bouteilles le long du navire. Les abondances des microorganismes considérées comme les proies ont été calculées au début et en fin d'incubation, ainsi que l'identification et l'abondance des organismes zooplanctoniques considérées comme les prédateurs.

Le suivi à long terme d'indicateurs de l'état de santé a été abordé à travers le suivi dans la colonne d'eau de certaines variables intégratrices des forçages, comme la production et la consommation d'oxygène au sein du système. Durant la campagne, la pose de sondes immergeables sur 2 stations (GLO 2 et GLO 5) a permis un suivi en continu de la température, l'oxygène dissous et l'intensité lumineuse. Les sondes ont été installées à 2,5 m du fond (station profonde de 10 mètres) avec un pas de temps d'acquisition de 15 minutes. Chaque sonde a été fixée sur un câble relié à un corps mort avec

une bouée à 2 m au-dessus de la sonde. Sur chaque bouée a été placée une autre sonde captant la lumière et la température (marque HOBO), avec un pas de temps d'acquisition de 30 minutes (autonomie de 1,7 ans). Une sonde lumière/température a été également posée sur un corail massif *Porites* proche de l'île du Lys sur des fonds de 2 mètres de profondeur (marée basse), 5 m en marée haute (pas de temps d'acquisition de 30 minutes, autonomie de 1,7 ans). Une radiale d'échantillonnage (5 points) a été réalisée du point « sonde » à la côte de l'île pour l'analyse des sels nutritifs en relation avec le guano issu des déjections d'oiseaux marins (peu présents sur l'île lors de notre passage).

2.1.4.1.1 Inventaire des alcyonaires

Les inventaires ont été réalisés autour des stations GCRMN par des parcours aléatoires durant un temps défini (50 mn) en notant toutes les espèces observées (présence/absence). Des prélèvements ont été effectués pour les espèces posant un problème de détermination *in situ*.

2.1.4.2 Cartographie et typologie des habitats (WP2)

L'inventaire des différents habitats sous-marins a été réalisé selon la méthodologie décrite dans la section 1.3.2.

Au total, 240 points de "vérité terrain" ont été échantillonnés durant la mission (Figure 9) comprenant 10 radiales effectuées en scaphandre autonome.

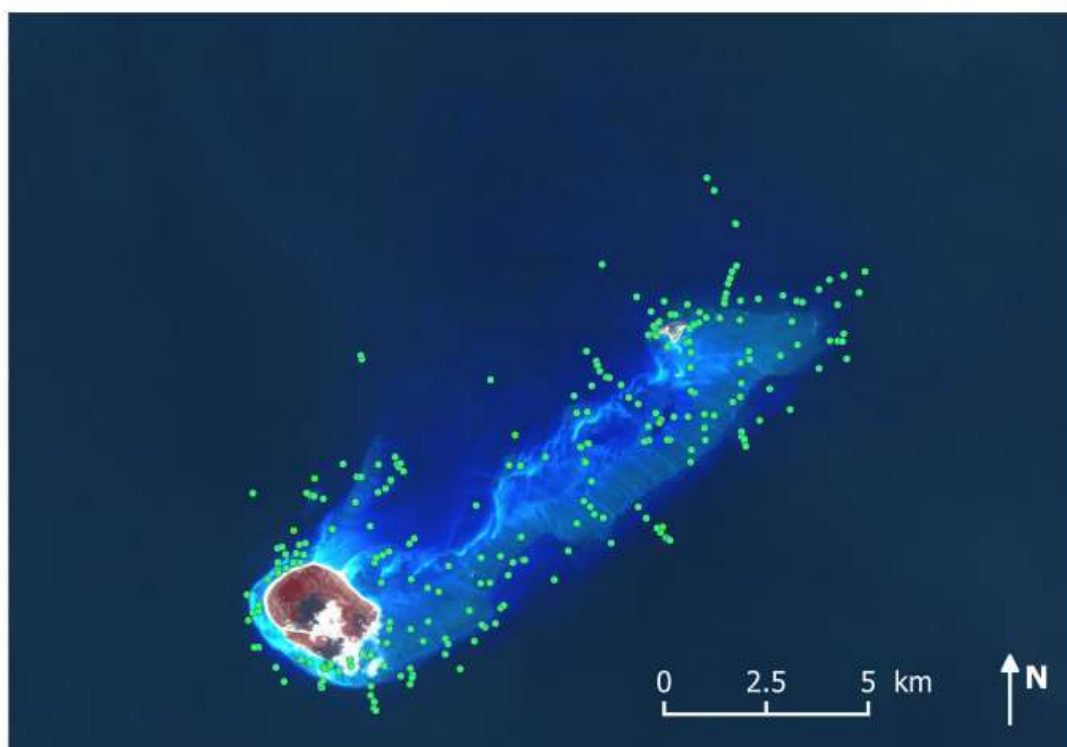


Figure 9 : Points échantillonnés pour réaliser la cartographie et la typologie des habitats.

2.1.5 Composition de l'équipe

La composition de l'équipe de scientifiques et de l'équipage est présentée dans le Tableau 4 et le Tableau 5, et illustrée sur la Figure 10.

Tableau 4: Composition de l'équipe des scientifiques.

N°	Prénom	Nom	Organisme employeur	Adresse professionnelle	Mail	Nationalité	Rôle à bord
1	Pierre	BARROIL	Centre Hospitalier de St Pierre, Réunion	99 rue des Cocotiers, 97436 St Leu, La Réunion	barroil@orange.fr	FR	Encadrement et organisation des plongées
2	Lionel	BIGOT	Université de La Réunion	15 rue R. Cassin, BP 7151, 97715 St Denis Meg. 9, Ste Clotilde, La Réunion	lionel.bigot@univ-reunion.fr	FR	Relevés benthos GCRMN
3	Marc	BOUVY	IRD	Univ. Montpellier, UMR MARBEC, case 093, Place Eugène Bataillon, 34095 Montpellier cedex 5	marc.bouvy@ird.fr	FR	Communautés planctoniques Pose de sondes immergeables
4	Pascale	CHABANET	IRD	IRD, CS 41095, 97495 Ste Clotilde, La Réunion	pascale.chabanet@ird.fr	FR	Coordination, comptage poissons
5	Patrick	DURVILLE	Galaxea	Saint Gilles, La Réunion	patrick.durville.galaxea@gmail.com	FR	Relevés GCRMN poissons
6	Jean-Benoit	NICET	GIE Marex	697 chemin surprise la Fontaine, 97 436 Saint Leu, La Réunion	jbenoit.nicet@gmail.com	FR	Relevés benthos, vérité terrain, Cartographie
7	Melita	SAMOILYS	CORDIO	CORDIO East Africa Po.box 10135 Mombasa 80101, Kenya	melita.samoilys@gmail.com	UK	Relevés poissons, espèces commerciales
8	Michael	SCHLEYER	ORI	Oceanographic Research Institute, Afrique du Sud	michael@schleyer.co.za	SA	Inventaire coraux mous
9	Mathieu	SERE	IRD	Saint Denis, La Réunion	mathieu.sere@gmail.com	FR	Relevés maladies coraux

Tableau 5: Composition de l'équipage.

N°	Prénom	Nom	Qualification	Nationalité	Rôle à bord
1	Yann	Cailleteau	Brevet de Capitaine 200 voile illimité	Française	Matelot
2	Anne	Tisné	Brevet Sécurité de Base et CGO	Française	Matelot / Cuisinière
3	Nicolas	Tisné	Brevet Sécurité de Base	Française	Capitaine de l' <i>Antsiva</i>
4	Said	Miradji	Personnel spécial	Malgache	Gestion du matériel de plongée



Figure 10 (photo) : Equipe scientifique présente aux Glorieuses, avec une partie de l'équipage.

2.2 Mission Mayotte

2.2.1 Objectifs scientifiques

Les objectifs spécifiques de la campagne Mayotte :

- 1) faire un point d'étape sur l'état de santé des récifs coralliens à travers le suivi des stations GCRMN existantes, et en rajoutant le compartiment planctonique ;
- 2) réaliser la typologie des habitats associés aux récifs coralliens ;
- 3) collecter des échantillons pour évaluer le degré de connectivité entre les récifs coralliens de Mayotte des îles Eparses.

2.2.2 Calendrier de la campagne

Date de départ du port: 22 mai 2016

Date d'arrivée sur zone : 22 mai 2016

Date de départ de la zone : 2 juin 2016

Date d'arrivée au port : 2 juin 2016

Nombre de jours effectifs sur le terrain : 12 jours

2.2.3 Déroulement de la campagne

Les opérations de terrain à Mayotte se sont scindées en 3 opérations principales :

- (1) suivi de l'état de santé des récifs coralliens en plongée (échantillonnage benthos-poissons en prenant en compte l'impact du blanchissement corallien 2016),
- 2) analyse des communautés planctoniques et qualité des eaux sur les stations GCRMN (suivis hydrologiques à partir du bateau),
- (3) typologie des habitats pour la cartographie et prélèvement pour les analyses génétiques.

Les journées ont été rythmées par ces différentes opérations associant une équipe à chacune d'elle. De manière générale, nous faisons par jour :

- un site GCRMN comportant 2 stations placées à des profondeurs différentes. 1 plongée/station était nécessaire en combinant les suivis benthos-poissons et l'étude du blanchissement de 2016.
- une sortie ciblée sur l'analyse des communautés planctoniques et qualité des eaux sur la station GCRMN ;
- des repérages en apnée et/ou plongée sous-marine pour la vérité terrain cartographie et les prélèvements génétiques.

Nous n'avons pas rencontré de problème majeur si ce n'est les conditions météo auxquelles il a fallu s'adapter. Ainsi, en raison du fort vent établi sur Mayotte les premiers jours de mission, nous avons décidé très rapidement de commencer les plongées sur les stations abritées (récifs frangeants et internes), les stations à l'extérieur du récif barrière ayant été faites sur la fin de la mission. La participation de l'équipage d'Antsiva, leur adaptabilité et leur volonté de nous appuyer dans l'échantillonnage sur le terrain ont été une fois de plus des éléments importants pour le bon déroulement des opérations en mer.

2.2.4 Méthodes et moyens utilisés

2.2.4.1 Inventaires et suivi de l'état de santé des récifs coralliens (WP1)

2.2.4.1.1 Suivi des stations GCRMN

Les suivis des stations GCRMN (benthos, poissons) ont été réalisés sur les 11 stations de l'Observatoire des récifs coralliens de Mayotte (Figure 11) :

- Récifs frangeants : Douamougno, Longoni, Majicavo, Saziley et Tanaraki ;
- Récifs barrières : Grand Récif du Nord-Est, Passe en S (stations interne et externe), Passe aux Bateaux;
- Récifs intermédiaires : Double barrière, Prévoyante, Surprise.



Figure 11 : Localisation des stations d'échantillonnage à Mayotte.

De manière exceptionnelle du fait du blanchissement non prévisible au début de SIREME, un suivi du blanchissement corallien a été effectué durant la mission sur l'ensemble des sites GCRMN (1 seule profondeur) en profitant de la présence d'experts pour échantillonner les colonies coralliennes au niveau générique. Quatre stations complémentaires (Récif du Boa, M'Zamboro, Baie de Bouéni et Grand Récif du Sud) ont été échantillonnées afin de comparer le blanchissement de 2016 avec celui de 2010 (campagne Tara Océans). Ce suivi a été réalisé en utilisant la technique du *belt transect* (Obura & Grimsditch, 2009) afin d'étudier l'état de santé des communautés coralliennes en fonction des classes de tailles (des juvéniles aux formes adultes).

Au total 19 stations GCRMN (11 sites) et 16 stations de suivi du blanchissement ont été effectuées ([Annexe 10](#)). Elles se répartissent uniformément tout autour de Mayotte (Figure 11) en fonction des différents types récifaux rencontrés (récifs frangeants, récifs barrières, récifs internes, double barrière) et en fonction de la profondeur (stations de platier « 0 m », stations de pente externe « -3 m ou -6 m »).

2.2.4.1.2 Analyse hydrologiques et des communautés planctoniques

Pour les analyses de la colonne d'eau, 12 stations ont été échantillonnées. Le calendrier des sorties est présenté en [Annexe 11](#).

De manière générale, les mêmes méthodologies que celles déployées aux Glorieuses ont été réalisées au cours de la mission à Mayotte, avec les mêmes variables analysées.

Des expériences de taux de croissance bactérien avec et sans prédateurs (flagellés hétérotrophes), avec et sans enrichissement nutritif, ont été réalisées le 24 mai à Longoni (station dite « eutrophisée ») et le 28 mai à Surprise (station dite « oligotrophe ») dans des sacs Whirlpaks de 100 mL immergés pendant 24 heures le long du bateau. Les abondances bactériennes sont déterminées au début et à la fin de l'expérimentation pour connaître le taux de croissance des communautés bactériennes, le taux de broutage des flagellés exercé sur les bactéries ainsi que l'impact des enrichissements (facteur limitant éventuel) sur la dynamique des communautés bactériennes (EXP 1 et EXP 2).

Une autre expérience a été réalisée le 31 mai à la station « Passe Bateau » pour connaître l'impact du métazooplancton herbivore sur le pico-nanoplancton, à l'aide de bouteille de 500 mL, avec et sans les prédateurs zooplanctoniques de taille supérieure à 200 μm . Les incubations ont duré 24 heures, avec une immersion des bouteilles le long du navire. Les abondances des microorganismes sont calculées au début et en fin d'incubation, ainsi que l'identification et l'abondance des organismes zooplanctoniques (EXP 3).

Le suivi à long terme de l'état de santé des systèmes coralliens peut être abordé par le suivi de certaines variables intégratrices des forçages, comme la production et consommation d'oxygène au sein d'un système. La pose de sondes immergeables a permis un suivi spatio-temporel en continu de certaines variables fondamentales comme la température, l'oxygène dissous et l'intensité lumineuse.

En lien avec le programme PANAMAG#2 du PNMM, les collègues ont récupéré un jeu de sondes (oxygène, température, lumière) aux Glorieuses (GLO 2), sur les deux déposées en novembre 2015. Ainsi nous avons pu récupérer le jeu de sondes le 23 mai et le redéployer avec une nouvelle sonde oxygène le 24 mai 2016 à la station SURPRISE. Les données de production et de respiration d'oxygène sont calculées en fonction de la température et de la lumière enregistrées dans chaque milieu. Les analyses permettent de comprendre l'évolution de l'état physico-chimique en lien avec les métabolismes de respiration et de photosynthèse des systèmes.

Deux autres sondes température/lumière (marque HOBO) ont été déployées vers 5 m de profondeur lors de la campagne, une à la station PREVOYANCE le 23 mai, et une à la station SAZILEY le 30 mai, avec un pas de temps d'acquisition de 30 minutes (autonomie de 1,7 ans).

Le suivi des témoins de contamination fécale a été réalisé systématiquement à chaque station avec la recherche des coliformes (44°C) et des streptocoques fécaux (37°C). Les incubations ont été réalisées dans une boîte en polystyrène adaptée, avec des résistances chauffantes sous thermostats, pour maintenir une température constante.

Dans le but de caractériser l'état de salubrité de la baie de Bouani face à la station d'épuration de Malamani, une radiale d'échantillonnage (6 points) a également été réalisée de la côte (proche de la mangrove) vers l'extérieur de la baie. Des analyses de témoins de contamination fécale et de nutriments dissous inorganiques (nitrate, phosphate, ammoniac) ont été réalisées.

2.2.4.2 Cartographie, typologie des habitats et plans de conservation (WP2)

L'inventaire des différents habitats sous-marins a été réalisé selon la méthodologie décrite dans la section 1.3.2. Au total 70 points "vérité terrain" ont été échantillonnés durant la mission ([Annexe 12](#) et Figure 74 a).

2.2.4.3 Connectivité entre les récifs de Mayotte et des îles Eparses (WP3)

L'analyse de la connectivité a été limitée aux taxons pris en compte dans le programme BioReCIE (2011-2013) effectué dans les îles Eparses (coraux : *Pocillopora eydouxi*, *Pocillopora meandrina*, *Pocillopora damicornis*, *Millepora exaesa* et *Millepora platyphylla*, bédouilles du genre *Tridacna*, holothurie verte *Stichopus chloronotus*, hydraire *Aglaophenia cupressina* et macroalgue *Turbinaria ornata*). Des échantillons complémentaires sur les mêmes espèces ont été prélevés à Mayotte pour affiner les résultats dans le Nord du Canal du Mozambique où les contextes courantologique, géologique et historique sont particulièrement complexes, d'où la nécessité de compléter les prélèvements.

Des échantillons ont été prélevés pour les analyses génétiques (arrêté d'autorisation exceptionnelle à des fins scientifiques délivré par la DMSOI Mayotte) en fonction de la présence des espèces *in situ*. Les échantillonnages ont été effectués sur une petite partie de l'animal, de manière non destructrice.

2.2.5 Composition de l'équipe

La composition de l'équipe de scientifiques et de l'équipage est présentée dans le Tableau 6 et le Tableau 7, et illustrée sur la Figure 12.

Tableau 6: Composition de l'équipe des scientifiques.

N°	Prénom	Nom	Organisme employeur	Adresse professionnelle	Mail	Nationalité	Rôle à bord
1	Serge	ANDREFOUET	IRD	SEACORM / INDESO Center Jl. Baru Perancak, Negara Jembrana, Bali 82251 Indonesia	serge.andrefouet@ird.fr	FR	Cartographie habitat
2	Lionel	BIGOT	Université de La Réunion	15 rue R. Cassin, BP 7151, 97715 St Denis Meg. 9, Ste Clotilde, La Réunion	lionel.bigot@univ-reunion.fr	FR	Relevés benthos GCRMN
3	Marc	BOUVY	IRD	Univ. Montpellier, UMR MARBEC, case 093, Place Eugène Bataillon, 34095 Montpellier cedex 5	marc.bouvy@ird.fr	FR	Communautés planctoniques Pose de sondes immergeables
4	Pascale	CHABANET	IRD	IRD, CS 41095, 97495 Ste Clotilde, La Réunion	pascale.chabanet@ird.fr	FR	Coordination, comptage poissons
5	Mayeul	DALLEAU	IRD	IRD, CS 41095, 97495 Ste Clotilde, La Réunion	mdalleau@gmail.com	FR	Cartographie habitat
6	Patrick	DURVILLE	Galaxea	Saint Gilles, La Réunion	patrick.durville.galaxea@gmail.com	FR	Relevés GCRMN poissons
7	Hélène	MAGALON	Université Réunion	15 rue R. Cassin, BP 7151, 97715 St Denis Meg. 9, Ste Clotilde, La Réunion	helene.magalon@univ-reunion.fr	FR	Génétique
8	David	OBURA	CORDIO	CORDIO, P.O.BOX 10135 Mombasa 80101, Kenya	dobura@cordioea.net	UK, KNY	Relevés GCRMN benthos, suivi blanchissement
9	Corinne	RUSSO	Indépendant	39 rue du Cdt Cousteau 97436 Saint-Leu	russo.corinne@wanadoo.fr	FR	Encadrement plongée, relevés GCRMN benthos

Tableau 7: Composition de l'équipage.

N°	Prénom	Nom	Qualification	Nationalité	Rôle à bord
1	Yann	Cailleteau	Brevet de Capitaine 200 voile illimité	Française	Matelot
2	Anne	Tisné	Brevet Sécurité de Base et CGO	Française	Matelot / Cuisinière
3	Nicolas	Tisné	Brevet Sécurité de Base	Française	Capitaine de l' <i>Antsiva</i>
4	Said	Miradji	Personnel spécial	Malgache	Gestion du matériel de plongée



Figure 12 (photo) : Equipe scientifique et capitaine du navire (Nicolas Tisé, en bas à droite).

2.3 Mission Europa

2.3.1 Objectifs scientifiques

Les objectifs spécifiques de la campagne à Europa :

- 1) faire un point d'étape sur l'état de santé des récifs coralliens à travers le suivi des stations GCRMN existantes, et en rajoutant la composante " maladies coralliennes" non prise en compte jusqu'à présent ;
- 2) faire un inventaire des alcyonaires ;
- 3) collecter des échantillons de Millépores pour évaluer le degré de connectivité entre les récifs coralliens de Mayotte et des îles Eparses.

2.3.2 Calendrier de la campagne

La mission à Europa a duré 15 jours au total (13-27/11/16), en incluant le transit AR en Afrique du Sud (13 et 26/11) pour rejoindre Bazaruto au Mozambique. Les conditions météo très défavorables nous ont obligé à attendre 2 jours à Bazaruto (14-15/11) avant de pouvoir prendre la mer le 16/11.

Date de départ du port Bazaruto/Mozambique : 16 novembre 2016

Date d'arrivée sur zone : 18 novembre 2016

Date de départ de la zone : 23 novembre 2016

Date d'arrivée au port : 26 novembre 2016

Nombre de jours effectifs sur le terrain : 6 jours

2.3.3 Déroulement de la campagne

Les opérations de terrain à Europa se sont scindées en 2 opérations principales :

(1) suivi de l'état de santé des récifs coralliens sur les stations GCRMN (incluant le nouveau volet des maladies coralliennes), inventaire des alcyonaires et prélèvements pour les analyses génétiques des Millépores,

(2) exploration hors station GCRMN pour inventaire des alcyonaires et prélèvements des Millépores.

De manière générale, nous faisons 2 plongées par jour, 1 plongée pour chacune de ces opérations.

Le problème majeur rencontré lors de la campagne est venu des mauvaises conditions météo, aussi bien pour la traversée du Canal du Mozambique pour atteindre Europa (départ retardé de 2 jours) que sur place à Europa (impossibilité de faire la station EU 4 au Sud de l'île). Nous n'avons eu, sur les 6 jours sur place, qu'une seule journée de mer relativement calme qui nous a permis de faire la station EU 2 à l'Est.

La participation de l'équipage d'Antsiva, leur adaptabilité et leur volonté de nous appuyer dans l'échantillonnage sur le terrain ont été une fois de plus des éléments importants pour le bon déroulement des opérations en mer malgré les mauvaises conditions météo.

L'accueil à terre par l'agent TAAF Florent Bignon, le gendarme et les militaires a été très apprécié. Nous sommes allés à leur rencontre à terre pour nous présenter à l'arrivée et pour un pot de départ organisé par les militaires à la fin de la mission. Nous avons présenté, à cette occasion, le programme SIREME et projeté des photos du milieu marin exceptionnel d'Europa.

2.3.4 Méthodes et moyens utilisés

2.3.4.1 Inventaires et suivi de l'état de santé des récifs coralliens (WP1)

2.3.4.1.1 Suivi de l'état de santé des récifs coralliens dans le réseau GCRMN

A Europa, 6 stations font partie du réseau GCRMN (EU 2, EU 3, EU 4, EU 5, EU 6, EU 7) dont une sur le platier (EU 5) et les autres sur la pente externe (Figure 13).



Figure 13 : Positionnement des stations GCRMN à Europa.

Sur les 6 stations GCRMN, une station n'a pas pu être échantillonnée (EU 4) suite aux mauvaises conditions météo. Au total sur les 6 jours de mission sur Europa, 11 plongées ont été réalisées, 2 sur le platier en PMT et 9 sur la pente externe en scaphandre autonome. Le planning des plongées est présenté en Annexe 13.

Le suivi de l'état de santé des récifs a été effectué par observations visuelles, en utilisant la méthode des transects validée dans les suivis du GCRMN. Ce suivi est réalisé avec une expertise maximale aussi bien pour les coraux que pour les poissons avec une détermination le plus souvent au niveau de l'espèce.

De plus un inventaire sur les coraux durs a été effectué avec des parcours aléatoires de 60 min localisés au niveau des stations GCRMN, en recensant les nouvelles espèces observées durant chaque plongée.

En complément de cette approche, une analyse plus fine de la structure des communautés coralliennes a été effectuée (distribution des classes de taille, nombre de colonies, état de santé) par le biais de *belt transect* sur la station GCRMN (Wilkinson, 2008). Ces différentes approches complémentaires permettent d'avoir à terme, une vision globale de l'état de santé des communautés benthiques en intégrant les aspects quantitatifs (recouvrement du substrat, dénombrements de colonies, état du milieu) et qualitatifs (richesse spécifique et taxonomique) des peuplements.

Les stations GCRMN ont été également consolidées durant la mission avec des piquets en acier galvanisé (Figure 14) et une bouée a été mise au début des stations.



Figure 14 (photos) : Echantillonnage du benthos et consolidation des stations GCRMN existantes.

2.3.4.1.2 Analyse des maladies coralliennes

Les suivis des maladies coralliennes, ciblés sur les scléractiniaires et Millépores, ont été réalisés sur les stations et transects fixes GCRMN existants. Durant les relevés, chaque colonie est identifiée *a minima* au niveau du genre et son aspect est noté. La proportion des colonies infectées et saines est également notée. Les signes et syndromes de maladies observés durant les suivis ont été graphiés et identifiés selon les nomenclatures systématiques récentes. Afin de décrire et de caractériser sur le plan écologique, microscopique, microbiologique et moléculaire les maladies observées durant les suivis, des fragments de tissus/squelettes de 25 mm de diamètre et de 2-3 cm de hauteur ont été collectés sur les colonies infectées afin d'être analysés en laboratoire. La collecte de mini-carottes de tissus coralliens (petit carottier de 1,5 mm de diamètre en inox) concerne uniquement les coraux infectés et n'affectent pas l'intégrité des colonies. Aucun prélèvement n'a été réalisé sur les colonies saines.

2.3.4.1.3 Inventaires biologiques des alcyonaires

Pour les alcyonaires (coraux mous), les inventaires ont été réalisés à travers des parcours aléatoires durant un temps défini (50 min) en notant toutes les espèces observées (présence/absence). Les coraux mous ont été photographiés et des prélèvements ont été effectués pour les espèces posant un problème de détermination *in situ*.

2.3.4.2 Connectivité entre les récifs de Mayotte et des îles Eparses (WP3)

L'analyse de la connectivité a ciblé les Millépores ou coraux de feu (Cnidaria, Hydrozoa), dont plusieurs espèces sont bien présentes sur les récifs coralliens des différentes îles du Canal du Mozambique. Des échantillons (2 cm³) ont été prélevés pour les analyses génétiques. Effectués sur une petite partie des colonies, ils n'affectent pas leur intégrité. Les échantillons ont été fixés sur le bateau juste après la plongée (Figure 15).



Figure 15 (photos) : Echantillonnage des Millépores *in situ* et conditionnement des échantillons à bord.

2.3.5 Composition de l'équipe

La composition de l'équipe de scientifiques et de l'équipage est présentée dans le Tableau 8 et le Tableau 9, et illustrée sur la Figure 16.

Tableau 8: Composition de l'équipe des scientifiques.

N°	Prénom	Nom	Organisme employeur	Adresse professionnelle	Mail	Nationalité	Rôle à bord
1	Pierre	BARROIL	Centre Hospitalier de St Pierre, Réunion	99 rue des Cocotiers, 97436 St Leu, La Réunion	barroil@orange.fr	FR	Encadrement et organisation des plongées
2	Lionel	BIGOT	Université de La Réunion	15 rue R. Cassin, BP 7151, 97715 St Denis Meg. 9, Ste Clotilde, La Réunion	lionel.bigot@univ-reunion.fr	FR	Relevés benthos GCRMN
3	Chloé	BOURMAUD	Université de La Réunion	15 rue R. Cassin, BP 7151, 97715 St Denis Meg. 9, Ste Clotilde, La Réunion	chloe.bourmaud@univ-reunion.fr	FR	Génétique Millépores
4	Pascale	CHABANET	IRD	IRD, CS 41095, 97495 Ste Clotilde, RUN	pascale.chabanet@ird.fr	FR	Coordination, comptage poissons
5	Patrick	DURVILLE	Galaxea	Saint Gilles, La Réunion	patrick.durville.galaxea@gmail.com	FR	Relevés GCRMN poissons
6	David	OBURA	CORDIO	CORDIO, P.O.BOX10135 Mombasa 80101, Kenya	dobura@cordioea.net	UK, KNY	Relevés GCRMN benthos
7	Michael	SCHLEYER	ORI	Oceanographic Research Institute, Afrique du Sud	michael@schleyer.co.za	SA	Inventaire coraux mous
8	Mathieu	SERE	IRD	Saint Denis, La Réunion	mathieu.sere@gmail.com	FR	Relevés maladies coraux

Tableau 9: Composition de l'équipage.

N°	Prénom	Nom	Qualification	Nationalité	Rôle à bord
1	Yann	Cailleteau	Brevet de Capitaine 200 voile illimité	Française	Matelot
2	Anne	Tisné	Brevet Sécurité de Base et CGO	Française	Matelot / Cuisinière
3	Nicolas	Tisné	Brevet Sécurité de Base	Française	Capitaine de l' <i>Antsiva</i>
4	Said	Miradji	Personnel spécial	Malgache	Gestion du matériel de plongée



Figure 16 (photos) : Equipe scientifique sur le voilier Antsiva et sur la base météo encadrée par Florent Bignon, agent TAAF à gauche et le gendarme à droite.

3 RESULTATS

3.1 Suivi de l'état de santé et inventaires des récifs coralliens (WP1)

3.1.1 Suivi de l'état de santé des récifs coralliens dans le réseau GCRMN

3.1.1.1 Glorieuses

Les données « benthos » et « poissons » ont été saisies sur la base de données BD Récif Glorieuses (Figure 17).

The screenshot displays the 'BD Récif Glorieuses' software interface. The title bar indicates 'BD Récif Gl - v 2.4 [Pas de contexte]'. The menu bar includes 'Fichier', 'Transfert', 'Administration', and 'Aide'. The toolbar shows 'Saisie [Pas de contexte]'. The main window title is 'Observation: Glorieuse 7 (Platier) - 25/11/2015 - GCRMN_EPARGES_LIT_BENTHOS - EPAE15319202A - LIT - Benthos'. Below this, there are tabs for '1/ Observation - Général', '2/ Observation - Mesures', '3/ Réplicats - Mesures', and '4/ Photos'. The '3/ Réplicats - Mesures' tab is active.

On the left, there is a 'Sélection' panel with dropdown menus for 'Réplicat' (set to '2 - null - Transect (toute lon)'), 'Groupe de taxon', and 'Taxon'. Below these are 'Effacer' and 'Rechercher' buttons. At the bottom left, there is a small image of a coral reef.

The main data area contains two tables. The top table has columns: 'Numéro *', 'Origine du réplicat (cm)', and 'Longueur transect (m)'. It shows one row with '2', '3000', and '20' respectively.

The bottom table has columns: 'Numéro *', 'Groupe taxons', 'Taxon', 'Transition (cm)', 'Section (cm)', 'Substrat', and 'Commentaire'. It lists 15 rows of benthos observations. The bottom row is partially cut off.

At the bottom of the interface, there are buttons for 'Nouveau', 'Dupliquer', and 'Supprimer'. A status bar at the very bottom shows 'Utilisateur authentifié: Laurence MAUREL' and a system clock '09:08'.

Numéro *	Origine du réplicat (cm)	Longueur transect (m)
2	3000	20

Numéro *	Groupe taxons	Taxon	Transition (cm)	Section (cm)	Substrat	Commentaire
2	Non-Acropore encroûtant	Montipora	3010	10	Substrat dur colonisé	
2	Algues dressées Dures		3025	15	NA	
2	Algues calcaires récifs		3040	15	NA	
2	Non-Acropore Branchu	Porites cylindrica	3060	20	Substrat dur colonisé	
2	Algues calcaires récifs		3090	30	NA	
2	Non-Acropore submassif	Stylophora pistillata	3095	5	Substrat dur colonisé	
2	Algues calcaires récifs		3130	35	NA	
2	Non-Acropore encroûtant	Montipora	3135	5	Substrat dur colonisé	
2	Non-Acropore encroûtant	Pavona varians	3140	5	Substrat dur colonisé	
2	Algues calcaires récifs		3165	25	NA	
2	Non-Acropore massif	Montipora venosa	3170	5	Substrat dur colonisé	
2	Acropore submassif	Isopora palifera	3190	20	Substrat dur colonisé	
2	Algues calcaires récifs		3250	60	Corail mort en place	
2	Acropore submassif	Isopora palifera	3260	10	Substrat dur colonisé	
2	Non-Acropore encroûtant	Montipora	3260	20	Substrat dur colonisé	

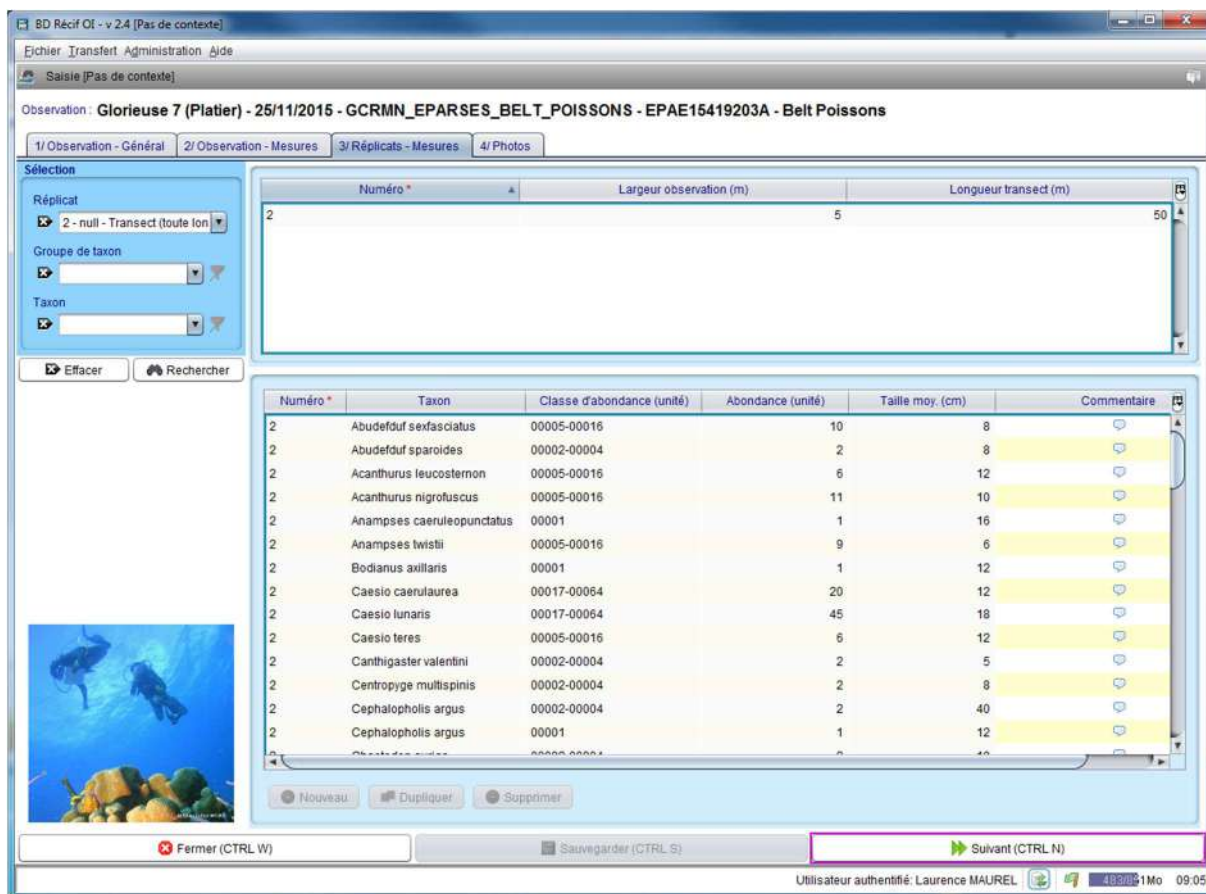


Figure 17 : Captures d'écran des données « benthos » et « poissons » saisies dans la base de données BD Récif.

Une base de données photographiques et des schémas de l'agencement des stations *in situ* ont été effectués afin de disposer d'une vue d'ensemble des communautés récifales en 2016 (exemple pour la station GLO 2 en Figure 18).

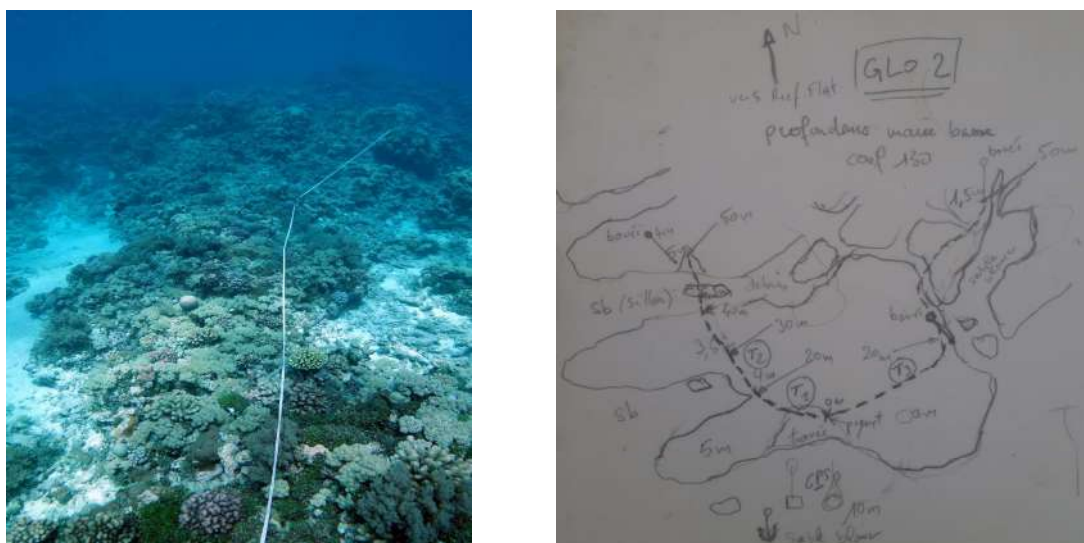


Figure 18 (photos) : Vue sous-marine et schéma d'agencement du substrat de la station GLO 2.

3.1.1.1.1 Analyse des communautés benthiques (2015)

En 2015, le nombre total d'espèces coralliennes recensées sur les stations GCRMN aux Glorieuses est de 63 (Tableau 10). GLO 2 présente la richesse spécifique la plus élevée (41 espèces) et GLO 7 la plus faible (12 espèces).

Les recouvrements coralliens varient entre 24,7% sur le platier interne à 40,3% sur la pente externe de GLO 3.

Sur la pente externe, GLO 2 présente un fort pourcentage d'algues calcaires (25,7%) et de coraux durs branchus (32,5%), constitués essentiellement de *Pocillopora* et d'*Acropora*. La station GLO 3 a la particularité d'être dominée par du sable (28,9%) et des turfs algaux (11,3%). Une ressemblance existe entre les stations de pentes externes GLO 1 et GLO 6, caractérisées par la présence d'algues calcaires (principalement *Halimeda* sp.) et des scléractiniaires (*Pocillopora verrucosa*) qui contribuent le plus à la structure des deux stations.

Sur la pente interne récifale (GLO 5), une dominance nette des coraux mous (28,2%, caractérisée notamment par le genre *Cespitularia*) est observée, ce qui forme un habitat original et spécifique de cet environnement de pente interne.

Sur la vasque de platier à proximité de l'île du Lys (GLO 7), les recouvrements sont dominés par des algues calcaires (57,3%) et des coraux vivants (39,9%) constitués essentiellement par des Acropores sub-massifs (*Acropora palifera*).

Globalement, les algues calcaires, qui consolident la matrice récifale, sont présentes de manière importante sur toutes les stations et contribuent à la structure de base des communautés benthiques aux Glorieuses.

L'ensemble des résultats sur les communautés benthiques et ichthyologiques des Glorieuses est disponible dans le rapport de stage de Chloé Fari (2016, cf liste des livrables).

Tableau 10: Recouvrement en coraux vivants, algues calcaires, coraux mous, algues, abiotique et autres (%) et nombre espèces de coraux durs recensés sur les stations GCRMN des Glorieuses (2015). PE = Pente externe, PI = Pente interne, V = Vasque de platier interne.

	GLO1 PE	GLO2 PE	GLO3 PE	GLO6 PE	GLO5 PI	GLO7 V
Coraux vivants	24,7 ± 14,1	32,5 ± 8,2	40,3 ± 17,7	39,6 ± 10,8	24,1 ± 13,6	38,9 ± 3,9
Algues calcaires	60,7 ± 17,7	25,7 ± 6,3	13,2 ± 3,1	39,2 ± 5,5	22,9 ± 8,1	57,3 ± 0,4
Coraux mous	1 ± 1	23,4 ± 19,5	5,7 ± 2,4	5,2 ± 8,5	28,2 ± 4,3	0
Algues +turf	6,33 ± 5,06	8,33 ± 12,54	11,3 ± 0,8	9,08 ± 7,29	5,58 ± 2,75	0
Abiotique	6,4 ± 6,1	7,6 ± 12,1	28,9 ± 12,9	3,6 ± 3,6	18,6 ± 5,1	3,5 ± 3,8
Autres	0,9 ± 0,1	2,5 ± 2,2	0,8 ± 0,8	2,7 ± 0,9	0,7 ± 0,8	0,2 ± 0,2
Nb espèces coralliennes	30	41	26	29	23	12

3.1.1.1.2 Analyse des peuplements ichtyologiques (2015)

240 espèces de poissons ont été recensées sur l'ensemble des stations GCRMN des Glorieuses en 2015 (Annexe 14).

De manière générale, les stations de la pente interne (GLO 5) et de la vasque de platier interne (GLO 7) se distinguent nettement des stations de pentes externes (GLO 1, GLO 2, GLO 3, GLO 6) en termes de richesse spécifique, abondance et biomasse (Tableau 11).

Tableau 11: Richesse spécifique moyenne (RS moyenne), richesse spécifique totale (RS absolue), abondance et biomasse moyennes en poissons sur les stations GCRMN des Glorieuses (2015). PE = Pente externe, PI = Pente interne, V = Vasque de platier interne.

	GLO 1 PE	GLO 2 PE	GLO 3 PE	GLO 6 PE	GLO 5 PI	GLO 7 V
RS moy	67,7 ± 6,7	67,7 ± 11,1	64,0 ± 8,7	70,0 ± 1,0	56,3 ± 5,1	58,3 ± 2,9
RS abs	102	106	107	115	93	92
Abondance	784,7 ± 249	614,7 ± 43,0	347,3 ± 83	589,7 ± 83	280,7 ± 80	449,7 ± 119
Biomasse	243,6 ± 113	215,9 ± 39,0	120,7 ± 57,2	138,5 ± 43,4	53,7 ± 19,4	88,5 ± 39,0

La richesse spécifique moyenne est plus élevée au niveau des stations de pente externe GLO 1, GLO 2, GLO 3 et GLO 6 (entre 64 et 70 espèces/transect, moyenne = 67 espèces) comparativement aux stations de pente interne (GLO 5 : 56,3 espèces/transect) et de vasque de platier interne (GLO 7 : 58,3 espèces/transect). Cette tendance est retrouvée pour la richesse spécifique absolue, avec plus de 9 espèces observées entre l'extérieur et l'intérieur du banc récifal des Glorieuses (Figure 19).

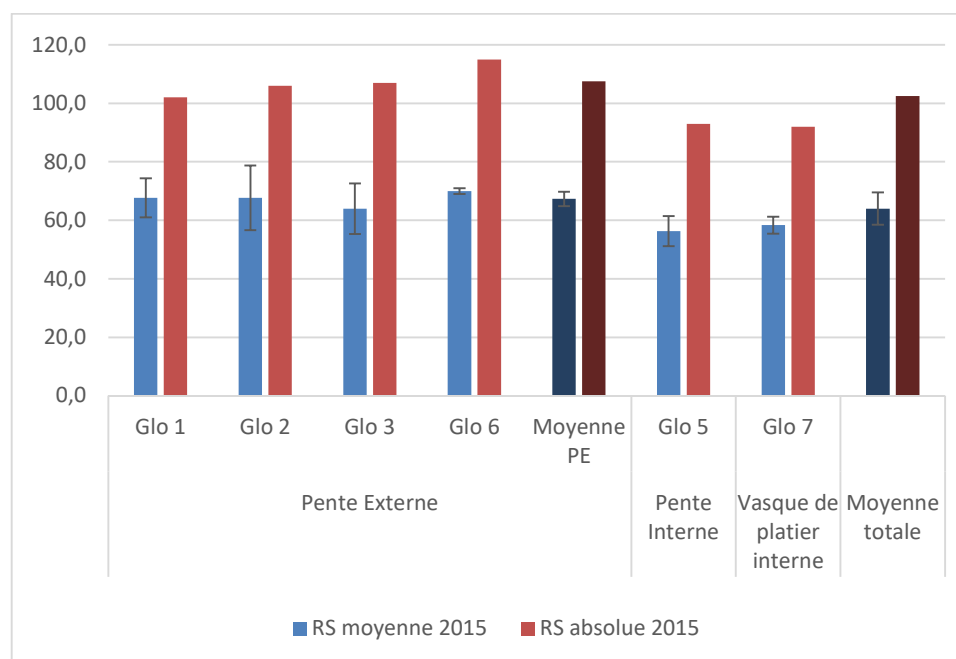


Figure 19: Richesse spécifique recensée sur les stations GCRMN et par biotope aux Glorieuses (2015). RS moyenne : nombre moyen d'espèces par transect ; RS absolue : nombre total d'espèces par station.

Concernant l'abondance (Figure 20) et la biomasse (Figure 21), elles sont plus élevées sur la pente externe de GLO 1 (785 individus/transect, 244 g/m² respectivement) et plus faibles sur le platier interne

à GLO 5 (281 individus/transect, 54 g/m² respectivement). En moyenne, 584 individus par transect sont recensés sur la pente externe, pour une biomasse moyenne de 180 g/m².

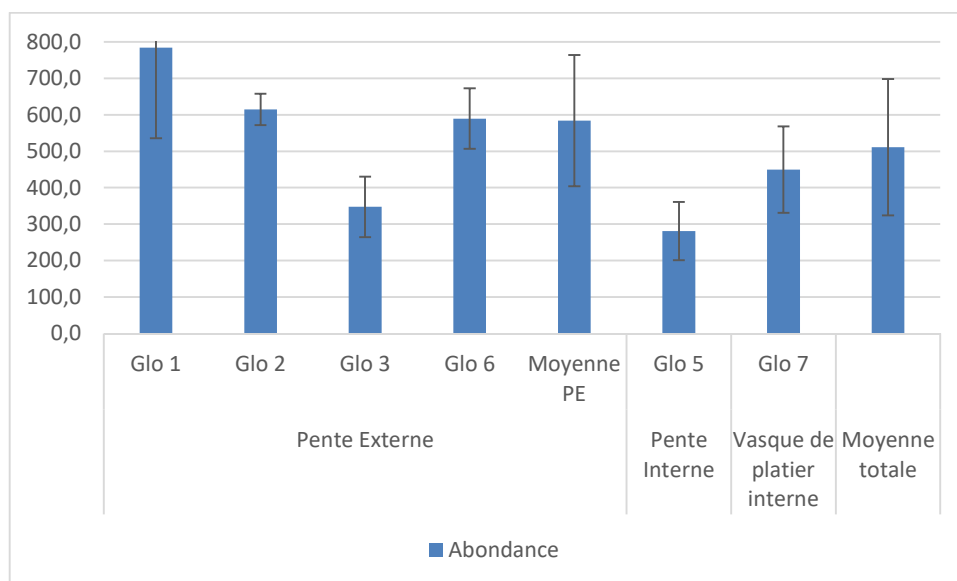


Figure 20: Abondance moyenne recensée sur les stations GCRMN et par biotope aux Glorieuses (2015).

Les biomasses les plus élevées sont trouvées au niveau des pentes externes des stations GLO 1 et GLO 2 (>200 g/m²), avec des habitats plus propices aux espèces de grande taille (Serranidae notamment) à l'inverse des zones de pentes internes ou des platiers récifaux. La proximité de l'embarcadere et des militaires peut aussi avoir un effet dissuasif sur les activités de pêche illicite.

La contribution des espèces n'est pas la même en termes d'abondance et de biomasse. En termes d'abondance, ce sont les Pomacentridae avec notamment *Chromis* sp. qui contribuent majoritairement au peuplement de poissons. En revanche en termes de biomasse, ce sont les Acanthuridae (*Acanthurus leucosternon*, *Ctenochaetus striatus*, *Ctenochaetus strigosus*, *Naso unicornis*) qui pèsent le plus à l'intérieur de ce peuplement. Il est à noter que les stations GLO 1 et GLO 6 ont une contribution similaire en espèces de poissons, notamment en ce qui concerne l'abondance, avec trois espèces de Pomacentridae (*Chromis dimidiata*, *Chromis ternatensis* et *Chromis opercularis*) qui dominent le peuplement de ces deux stations.

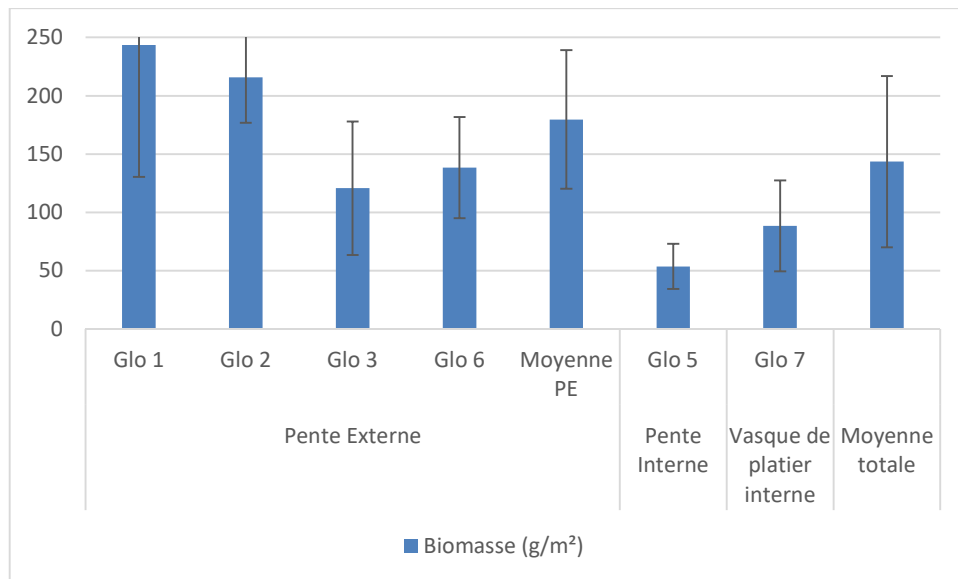


Figure 21: Biomasse moyenne recensée sur les stations GRCMN des Glorieuses et par biotope (2015).

La biomasse moyenne relevée aux Glorieuses est de l'ordre de 180 g/m², valeur supérieure aux récifs subissant un impact anthropique moyen (entre 60 et 120 g/m², McClanahan *et al.*, 2011). La présence des mérous du genre *Plectropomus* sur la quasi-totalité des stations échantillonnées est un bon indicateur de faible impact de la pêche sur des espèces démersales vivant près du fond.

Néanmoins, aucun requin n'a été observé sur les stations GRCMN, seuls 2 petits individus (1 m) de requin gris de récif à queue noire (*Carcharhinus amblyrhinchos*) ont été aperçus près du bateau. Les Scombridae (thons, thazards, bonites) ont été observés à de rares occasions (2 individus). Il en est de même pour les Carangidae. Ces résultats montrent qu'il existe une pression de pêche de surface (palangre de surface, filet, senne, etc), ciblant en premier lieu les poissons pélagiques.

Les poissons démersaux comme les mérous sont observés régulièrement sur les transects, mais en faible quantité. L'observation de quelques individus de *Plectropomus laevis*, *Epinephelus maculatus*, *E. tukula* et *E. malabaricus* de grande taille (taille à maturité) suggère encore une faible pression de pêche sur ces espèces (Figure 22). *Epinephelus tukula* a été observé sur 3 stations GRCMN (1-2 individus), ce qui est relativement fréquent pour cette espèce peu commune dans la région Nord du Canal du Mozambique. Enfin une rencontre exceptionnelle de mérou géant *Epinephelus lanceolatus* avec 2 individus (1,20 m et 2,20 m) a eu lieu à 300 m du mouillage du bateau, en face de l'embarcadère.



Figure 22 (photos) : Mérous (Serranidae) observés pendant la campagne. De gauche à droite, de haut en bas : *Epinephelus malabaricus*, *E. tukula*, *Dermatolepis striolatus*, *Pletropomus laevis*.

3.1.1.1.3 Relations entre peuplements benthiques et ichtyologiques (2015)

Une analyse conjointe des communautés ciblées dans le GCRMN (benthos-poissons) montre une similarité de leur structure spatiale (Figure 23).

Pour les communautés benthiques, les stations sont significativement différentes ($p < 0,05$; R Anosim = 0,819), avec une nette distinction (50% de similarité) entre GLO 7 (vasque de platier interne), GLO 5 (pente interne), GLO 2 et GLO 3 (pentes externes) (Figure 23a). Les stations GLO 1 et GLO 6 sont plus homogènes, appartenant toutes les deux à des habitats de pentes externes récifales caractérisés par une proportion élevée d'algues calcaires et de coraux durs (près de 80%).

Les peuplements de poissons montrent une tendance identique dans leur structuration spatiale en terme d'abondance ($p < 0,05$; R Anosim = 0,895) et de biomasse ($p < 0,05$; R Anosim = 0,84). Les stations de la pente interne (GLO 5) et de vasque de platier interne (GLO 7) se distinguent nettement des stations de pentes externes (GLO 1, GLO 2, GLO 3 et GLO 6). Les stations GLO 1 et GLO 6 sont également plus homogènes par rapport aux autres stations (Figure 23b).

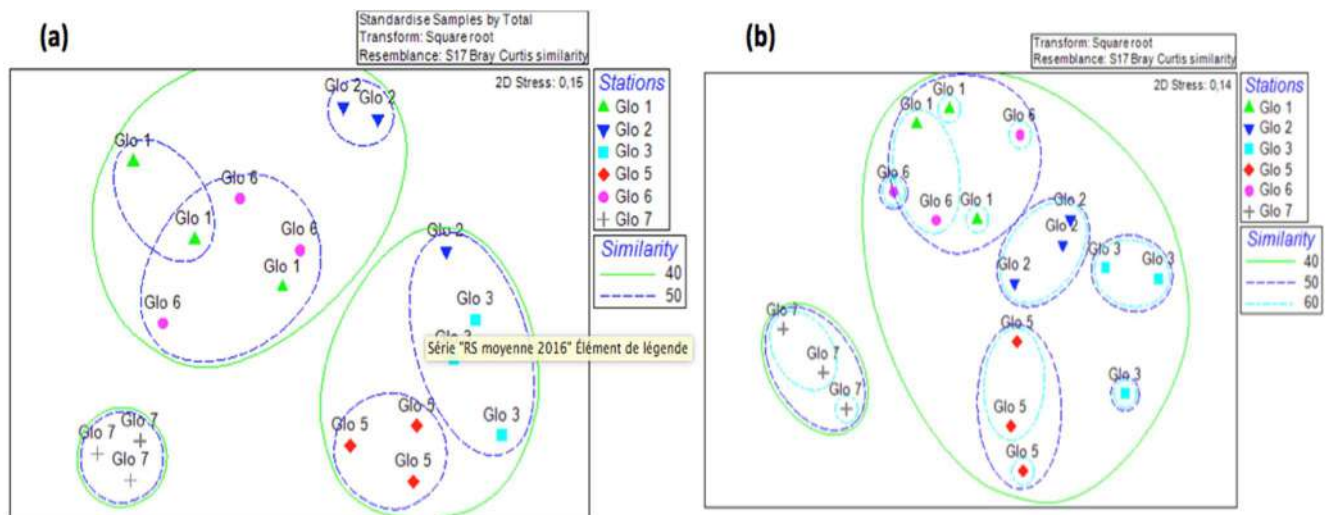


Figure 23 : Analyse spatiale des communautés benthiques exprimées en % de recouvrement (a) et ichthyologiques exprimées en terme de biomasse (b) sur les stations GCRMN aux Glorieuses à partir d'une analyse nMDS à 2-dimensions basée sur la similarité de Bray-Curtis (clusters 40% et 50% de similarité), stress = 0.15.

L'analyse spatiale des communautés benthiques et ichthyologiques récifales des Glorieuses en 2015 a montré une structuration nette de ces communautés qui s'établit en premier lieu en fonction de la géomorphologie des récifs : pente interne (GLO 5), vasque de platier interne (GLO 7), pente externe (GLO 1, GLO 2, GLO 3 et GLO 6). La forte ressemblance entre GLO 1 et GLO 6 s'explique notamment par leur proximité géographique et leur appartenance à un même habitat. La contribution des espèces change selon les stations, aussi bien pour les communautés benthiques qu'ichthyologiques.

3.1.1.1.4 Evolution des communautés récifales (2012-2015)

Une comparaison avec les données acquises dans les programmes BioReCIE et SIREME permet de voir l'évolution des communautés à court terme (3 ans).

A l'intérieur des communautés benthiques, la diversité corallienne est restée stable entre 2012 et 2015 (64 et 65 espèces respectivement). Au cours de cette période, elles restent dominées par des algues calcaires (34% et 37%) avec un très faible pourcentage d'algues et de turf (respectivement 8% et 7%). Le pourcentage de Scléractiniaires (29% en 2011 et 33% en 2015) et coraux mous (9% en 2011 et 11% en 2015) reste aussi élevé entre les deux années d'échantillonnage (Figure 24). Ceci montre la grande stabilité des communautés benthiques des Glorieuses, composées en grande partie par des peuplements coralliens (coraux mous et coraux durs) associés à une forte proportion de peuplements algaux (macrolagues à *Halimeda* et algues calcaires).

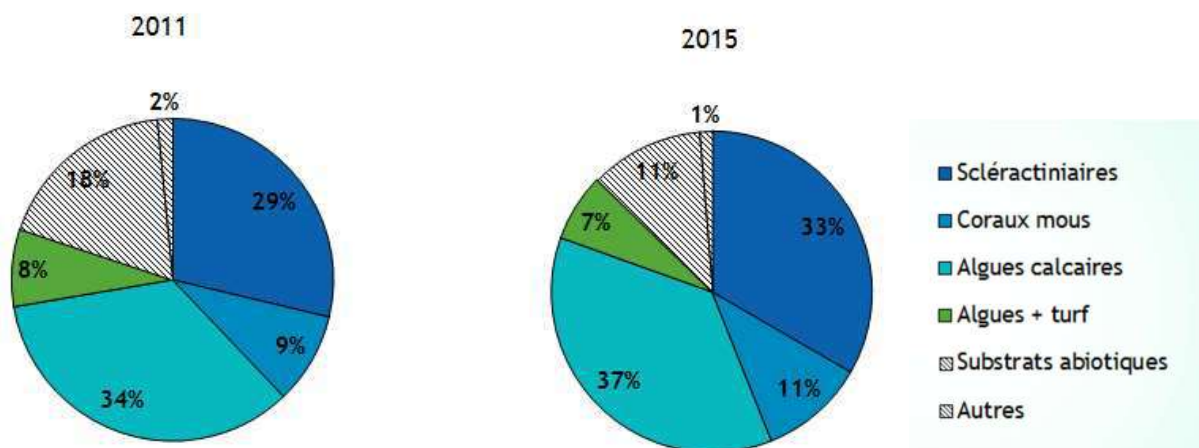


Figure 24: Comparaison du pourcentage de recouvrement des substrats biotiques (Scléractiniaires, Coraux mous, Algues calcaires, Algues + turf) et des substrats abiotiques (sables, débris, etc) sur l'ensemble des stations GCRMN des Glorieuses entre 2012 et 2015.

Avec une analyse plus fine, il est possible d'observer une légère évolution temporelle dans la plupart des stations entre 2011 et 2015. Le pourcentage en coraux vivants a diminué sur la station GLO 1 (-15%) et augmenté sur d'autres stations telles que GLO 3 (+18%) et GLO 6 (+21%) lors de cette même période. La station GLO 2 reste démarquée des autres stations, et sa structure évolue dans le temps (différence significative entre 2011 et 2015, $p < 0,05$; R Anosim = 0.889). Etant placée dans un milieu moins protégé, il est possible que l'hydrodynamisme soit à l'origine d'une structure particulière des communautés présentes sur cette station qui se distingue ainsi des autres stations.

Les stations GLO 1 et GLO 6 restent homogènes dans le temps (dominance en algues calcaires et *Pocillopora* sp.). La station GLO 7 proche de GLO 5 en 2011 (avec 50% de similarité) se différencie des autres stations en 2015. Globalement, il est observé une dominance des algues calcaires en 2011 et 2015. Concernant la station GLO 5, la dominance de coraux mous (*Cespitularia* sp.) persiste dans le temps, avec une légère augmentation en 2015 (+7%).

En ce qui concerne les peuplements de poissons, la richesse spécifique absolue augmente sur l'ensemble des stations de pente externe entre 2012 et 2015 (et particulièrement sur GLO 3) avec en moyenne 22,5 espèces de plus observées par station en 2015. Cette tendance est moins visible sur la richesse moyenne par transect (Figure 25), avec une augmentation sur la pente externe ($52,5 \pm 10$ sp vs $67,3 \pm 2,5$ sp), le paramètre restant stable sur le platier interne (GLO 5) et la vasque de platier interne (GLO 7).

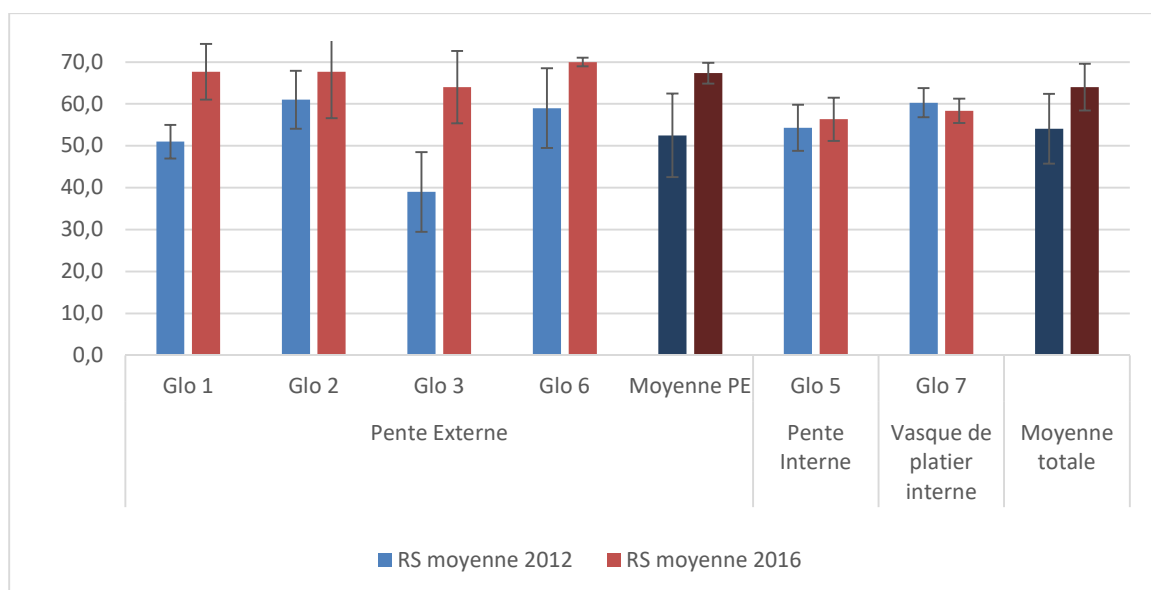


Figure 25: Evolution de la richesse spécifique par station et par biotope entre 2012 et 2015.

Si la diversité augmente, en revanche la biomasse chute sur l'ensemble des stations (Figure 26) sauf sur GLO 2 (135 à 216 g/m²) et GLO 3 (60 à 121 g/m²). Sur la pente externe, elle a diminué de près de 30% en 3 ans (248 à 180 g/m²). Cette chute de biomasse est particulièrement forte dans la vasque de platier interne à GLO 7 (83%). Ces résultats confirment la pratique d'une pêche illégale en forte progression autour de l'archipel des Glorieuses (observée *in situ* par la présence d'ancres et de filets de pêche), et tout particulièrement sur GLO 7 située à côté de l'île du Lys. En revanche, la station GLO 2 proche de l'embarcadère et du camp des militaires sur la Grande Glorieuse pourrait bénéficier de l'effet dissuasif des militaires.

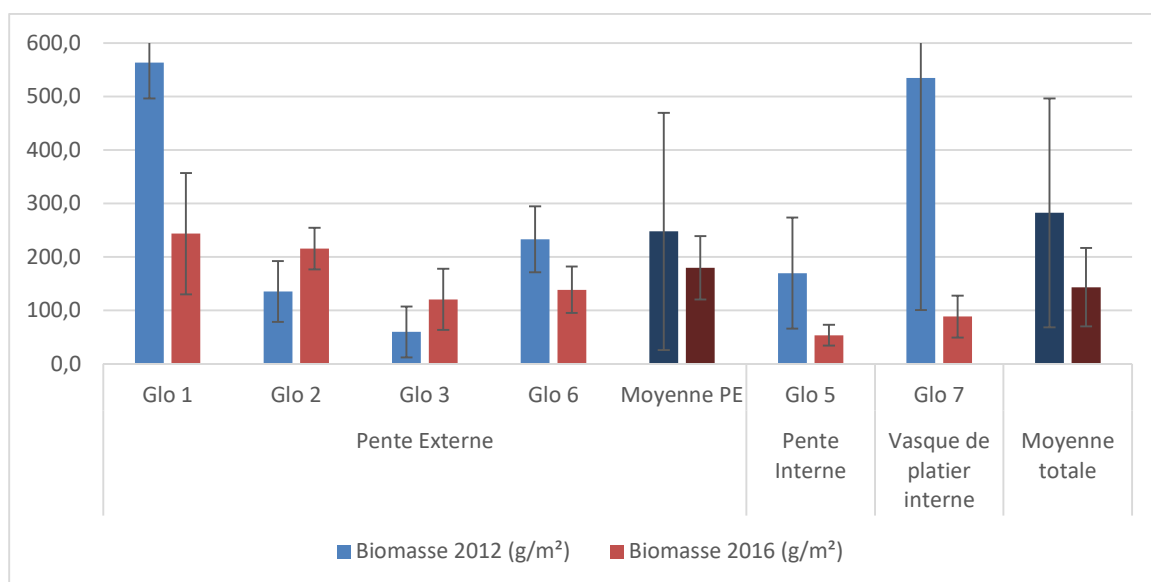


Figure 26: Evolution de la biomasse en poissons (g/m²) par station et par biotope entre 2012 et 2015.

Quant au nombre d'individus par transect (Figure 27), il est très variable au cours du temps du fait de la variabilité saisonnière. Ces variations temporelles pourraient être la cause des variations du recrutement, mais peuvent aussi être liées à la saison d'échantillonnage. La présence importante des

poissons appartenant à la famille des Pomacentridae, qui sont des planctonophages, pourrait refléter une forte abondance en zooplancton dans les masses d'eau aux Glorieuses.

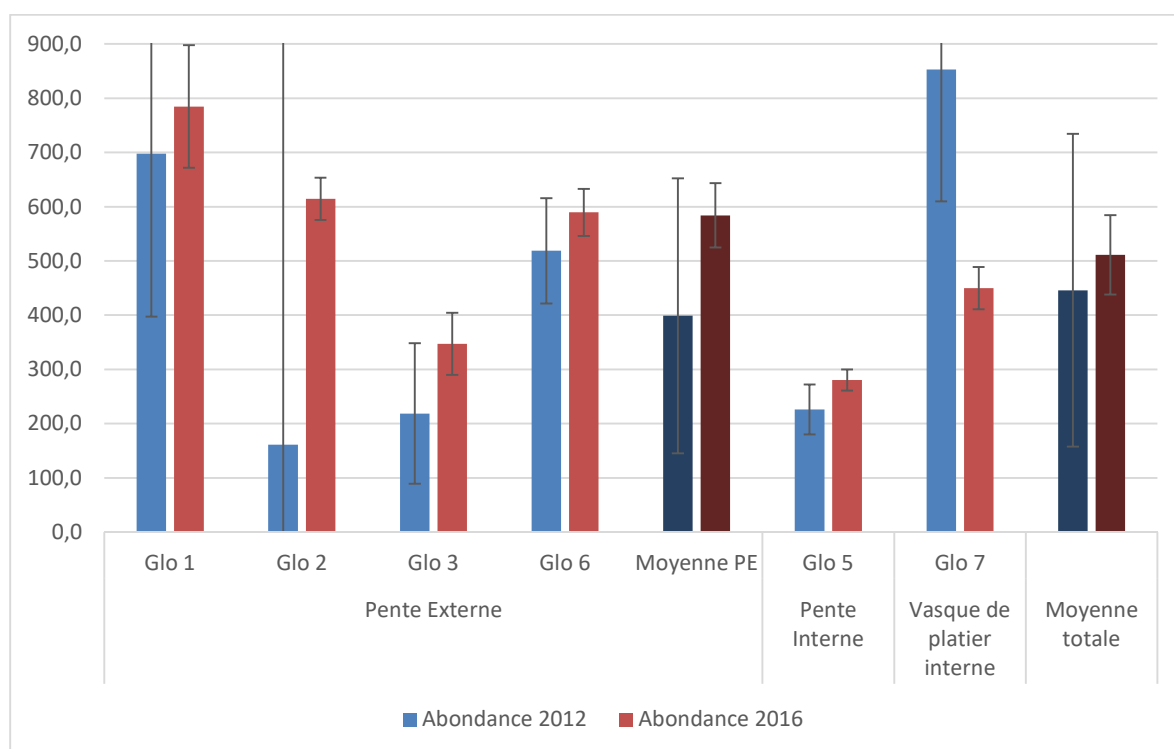


Figure 27: Evolution de l'abondance en poissons par station et par biotope entre 2012 et 2015.

Ce qu'il faut retenir du suivi GCRMN aux Glorieuses :

Le récif corallien de l'archipel des Glorieuses montre globalement un bon état de santé, ce qui se reflète de premier abord par la dominance coraux vivants/algues calcaires par rapport aux algues molles. Le pourcentage de coraux vivants et d'algues calcaires est élevé sur toutes les stations, tendance inverse observée pour les algues molles et gazonnantes.

Ce bon état de santé se confirme par la stabilité temporelle d'indices tels que la richesse spécifique corallienne et ichtyologique ainsi que le pourcentage de recouvrement corallien et algal, signes des capacités de résilience des communautés récifales face aux variations environnementales. Cet archipel bénéficie d'un contexte hydrodynamique régional favorable à la connectivité des populations (Nord du Canal du Mozambique) et possède des habitats riches et complexes qui favorisent la richesse spécifique des communautés récifales.

La biomasse en poissons reste élevée par rapport à des sites anthropisés. Néanmoins la biomasse globale a fortement diminué ces dernières années notamment sur les stations les plus proches de l'île du Lys, résultat à relier aux activités de pêches illégales reportées régulièrement par les TAAF. De plus, la pêche semble plus ciblée sur les espèces pélagiques par rapport aux espèces démersales vivant près du fond, du fait d'observations sur toutes les stations de *Plectropomus laevis*, espèce particulièrement vulnérable à la pêche pratiquée sur le fond. Même si la pression de pêche des poissons démersaux semble plus faible par rapport à celle des poissons pélagiques, elle n'en demeure pas moins préoccupante. La faible densité de mérours (Serranidae), de lutjans (Lutjanidae) et de capitaines (Lethrinidae) reste un indicateur de cette pression de pêche. Il y a une dizaine d'années, il était fréquent d'observer des bancs de centaines d'individus de *Lutjanus bohar* et de *Lutjanus gibbus*, ce qui n'est plus le cas aujourd'hui. Ces espèces sont plus susceptibles d'être prises par la pêche à la palangrotte à partir de bateaux traditionnels. Cette hypothèse est soutenue par l'observation de deux petites ancrs attachées à des cordes avec des pierres et incrustées dans la trame corallienne (partie Ouest de l'archipel et lagon interne proche de l'île du Lys).

Suite à la recrudescence des pratiques de pêches illégales aux Glorieuses, il est important de renforcer le système de surveillance et de gestion dans l'archipel notamment sur l'île du Lys.

3.1.1.2 Mayotte

Les données « benthos » et « poissons » ont été saisies sur la base de données BD Récif Mayotte (Figure 28).

BD Récif Mayotte - Saziley - 3 m - 30/05/2016 - ORC_MAYOTTE_LIT_BENTHOS

Número *	Origine du réplikat (cm)	Longueur transect (m)
1	0	20
2	3000	20
3	0	20

Número *	Groupe taxons	Taxon	Section (cm)	Substrat	Transition (cm)	Blanchissement
3		Echinopora lam...	80		1210	
3		Diploastrea hell...	120		1330	
3		Echinopora ge...	30		1360	
3		Porites rus	320		1680	Partially or Pale Bleached
3		Acropora divanc...	20		1700	
3	Algues gazonnantes		80	Corail mort en place	1780	
3		Porites rus	60		1840	
3		Echinopora ge...	50		1890	
3		Porites rus	20		1910	Partially or Pale Bleached
3		Echinopora ge...	20		1930	

BD Récif Mayotte - Douamouguo - 6 m - 23/07/2016 - ORC_MAYOTTE_BELT_POISSONS

Número *	Longueur transect (m)	Largeur observation (m)
1	50	5
2	50	5
3	50	5

Número *	Taxon	Classe d'abondance (unité)	Abondance (unité)	Taille moy. (cm)
1	Thalassoma lunare	00001	1	8
1	Zanclus cornutus	00001	1	12
1	Zanclus cornutus	00002-00004	3	14
1	Zanclus cornutus	00001	1	18
1	Zebrasoma scopas	00002-00004	4	6
1	Zebrasoma scopas	00002-00004	2	8
1	Zebrasoma scopas	00001	1	10
1	Zebrasoma scopas	00002-00004	2	12
1	Zebrasoma scopas	00002-00004	2	18
2	Abudefduf sexfasciatus	00002-00004	2	10

Figure 28 : Captures d'écran des données « benthos » et « poissons » saisies dans la base de données BD Récif.

De même qu'aux Glorieuses, une base de données photographiques et des schémas de l'agencement des stations *in situ* ont été effectués afin de disposer d'une vue d'ensemble des communautés récifales en 2016 (exemple pour la station GLO 2 en Figure 18).

Sur chaque station, un balisage provisoire des centres de stations (corps morts + bouées) et des extrémités (piquets inox) a également été réalisé afin de ne pas perdre le bénéfice de l'implantation sur le fond de ces stations fixes et pérennes. Un travail complémentaire de balisage devrait impérativement être effectué par le Parc Naturel Marin de Mayotte (PNMM) afin d'assurer la pérennité des stations à moyen et plus long terme, ce réseau de stations ayant été installé lors de la mise en place de l'observatoire des récifs coralliens de Mayotte (ORC) en 1999. Le suivi GCRMN est l'action de monitoring la plus ancienne effectuée sur le lagon de Mayotte par les différentes équipes techniques et scientifiques au cours des 17 dernières années. A ce titre, il est donc fondamental de poursuivre ce suivi « sentinelle » des récifs coralliens qui est unique pour Mayotte, mais aussi à l'échelle régionale et mondiale. Il apporte des éléments d'informations sur le long terme permettant de comprendre l'évolution des communautés récifales de cette île.

3.1.1.2.1 Analyse des communautés benthiques (2016)

Les stations GCRMN de Mayotte sont caractérisées par des niveaux de recouvrements coralliens et une répartition taxonomique très variables selon les stations et les types récifaux considérés (Figure 29).

Les zones de récifs internes se caractérisent par des recouvrements coralliens élevés (40 à 60%), que ce soit sur les stations de platiers ou de pentes à -6 m. Les ratios entre les Acropores (CAC) et Non Acropores (NAC) sont variables selon les stations, mais globalement les zones de platiers sont plus riches en Acropores branchus et tabulaires (CAC), les pentes étant plutôt colonisées par des genres différents.

Les zones de récifs frangeants présentent quant à elles des profils très différents selon le secteur géographique concerné. Les stations du Sud (Saziley) ou de l'Ouest (Tanaraki) présentent des recouvrements élevés (> 60%) fortement dominés par les coraux Non Acropores, résistants aux différents impacts des bassins versants, notamment en bordure de pente interne. Les stations situées au Nord (Douamougno) ou à l'Est (Longoni) présentent des recouvrements plus faibles majoritairement dominés par des NAC. Les peuplements algaux y sont abondants et fortement envasés et sous forte influence des activités anthropiques.

Les zones de pentes externes de récifs barrières (GRNE, Passe en S, Passe Bateau) présentent des recouvrements plus variables, notamment entre le Sud où les recouvrements sont les plus faibles (20%), et l'Ouest/Nord-Ouest où ils sont nettement plus importants (40 à 55%). Sur ces dernières stations de pentes externes à -6 m (GRNE, Passe en S 6 m), les Acropores présentent des recouvrements en forte hausse (20 à 38%), ce qui constitue un signe encourageant de reprise de croissance corallienne sur des stations fortement touchées par les épisodes de blanchissement antérieurs.

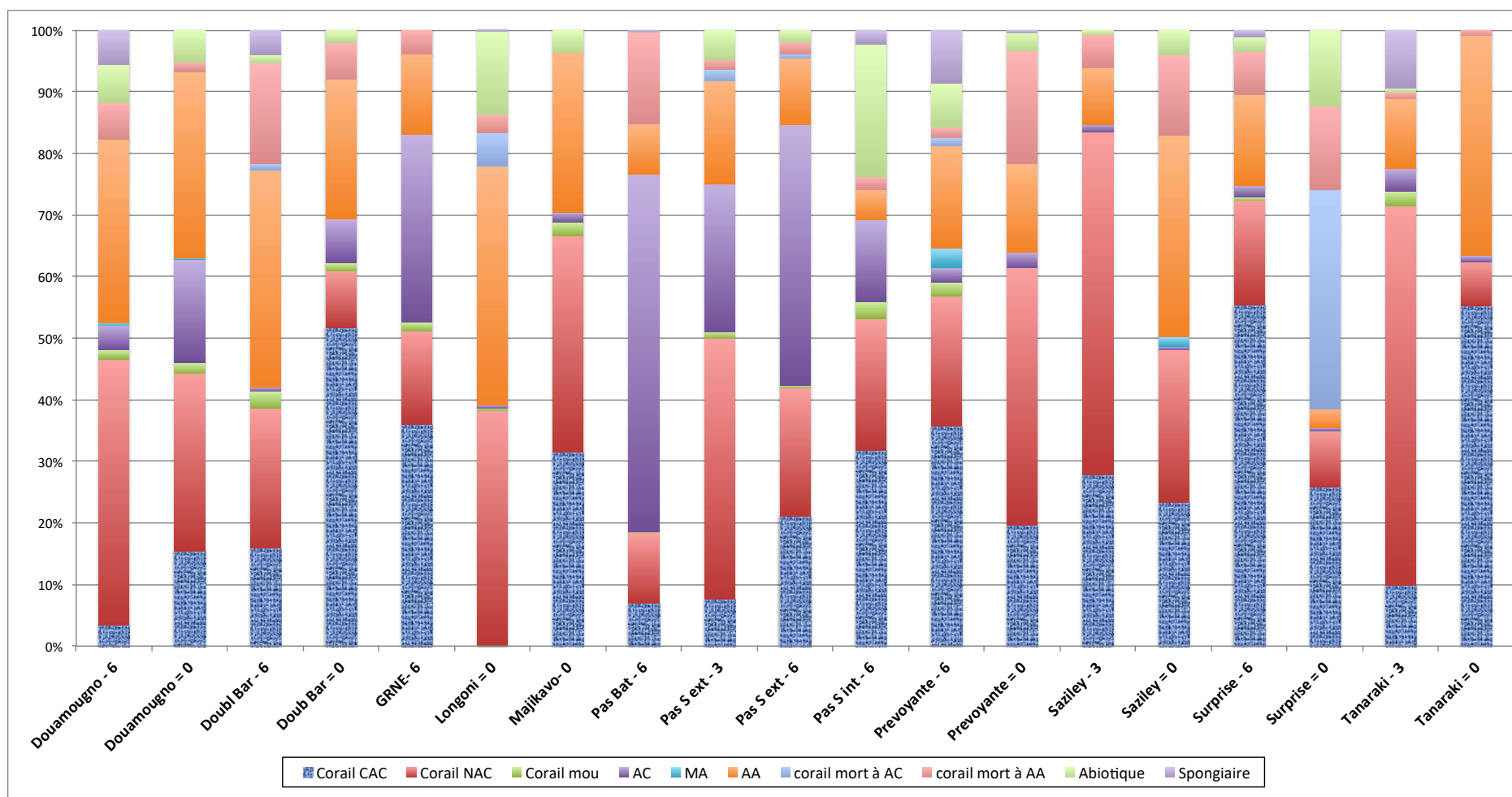


Figure 29: Recouvrements (en %) des principales catégories benthiques par station GCRMN à Mayotte en 2016 (Corail CAC = Acropores ; Corail NAC = Autres Coraux Non Acropores, AC= Algues Calcaires, MA= Macroalgues, AA= Assemblages Algaux, Abiotique = substrat abiotique).

Pour les peuplements coralliens, 137 espèces ont été inventoriées à Mayotte en 2016 (Annexe 15). Une analyse de la diversité corallienne par station (Tableau 12) confirme les analyses précédentes sur le recouvrement corallien et montre que certaines stations avec des recouvrements élevés sont aussi dominées par des peuplements diversifiés. Ceci est le cas pour des stations comme « Prévoyante platier » ($H' = 1,83$) fortement dominée par des faciès à *Galaxea astreata*, ou comme « Tanaraki platier » dominée par des Acropores digités (*Acropora digitifera*), ou encore « Surprise platier » dominée par des Acropores tabulaires (*Acropora hyacinthus*).

Tableau 12: Typologie des stations GCRMN de Mayotte et diversité des communautés coralliennes en 2016.

Stations	Type récifal	richesse spécifique du LIT (S)	J'	H'(log2)	N2
Doumongno pente	Frangéant	41	0,85	4,56	14,23
Douamougno platier	Frangéant	46	0,88	4,86	21,60
Double Bar pente	Interne	29	0,73	3,54	7,51
Double Bar platier	Interne	26	0,60	2,83	3,42
GRNE pente	Barrière	31	0,78	3,86	9,02
Longoni platier	Frangéant	17	0,68	2,78	4,83
Majikavo platier	Frangéant	18	0,79	3,30	7,11
Passe Bateau pente	Barrière	30	0,84	4,10	11,43
Passe S pente 3	Barrière	32	0,76	3,81	8,31
Passe S pente 6	Barrière	26	0,78	3,67	7,81
Passe S Int pente	Barrière	35	0,82	4,21	10,50
Prevoyante pente	Interne	36	0,73	3,78	7,54
Prevoyante platier	Interne	13	0,49	1,83	2,34
Saziley pente	Frangéant	29	0,83	4,05	12,09
Saziley platier	Frangéant	23	0,69	3,12	5,77
Surprise pente	Interne	30	0,61	2,98	3,77
Surprise platier	Interne	15	0,70	2,74	4,82
Tanaraki pente	Frangéant	58	0,86	5,05	21,87
Tanaraki platier	Frangéant	21	0,43	1,88	1,88

Une analyse multidimensionnelle de la structure des communautés benthiques (coraux, algues, substrat abiotique) sur les données d'abondance (LIT) a été réalisée sur les données acquises durant la mission (Figure 30).

La première approche station/station (Figure 30a) ne montre pas de structuration particulière des communautés benthiques. En revanche, l'approche basée sur la typologie récifale (récifs internes, frangeants, barrières) ainsi que sur la structure géomorphologique des zones récifales (platier, pente externe ; Figure 30a et b) montre très clairement que les communautés benthiques se structurent significativement en fonction de ces deux variables (ANOSIM 2, $R = 0,59$, $p < 0,1\%$ typologie ; $R = 0,282$, $p < 0,1\%$ géomorphologie). Les stations des récifs internes sont structurellement très différentes de celles des récifs frangeants (*pairwise test* $R = 0,456$) et de celles des pentes externes des récifs barrières (*pairwise test* $R = 0,745$).

Cette analyse confirme les tendances observées globalement sur les valeurs de recouvrements (Figure 29). Elle montre la forte homogénéité et la bonne représentativité des stations GCRMN au sein de chacun des types récifaux considérés (internes, frangeants, barrières).

Les récifs frangeants sont dominés par des formations algales (AA) ainsi que par des coraux tels que les *Porites* (*Porites lutea*, *P. rus*) et les Acropores (*Acropora digitifera*, *A. gemmifera*, *A. muricata*).

Les récifs internes sont dominés par des formations algales (AA) associées à des coraux morts enalgués, des Acropores (*Acropora muricata*, *A. hyacinthus*), des *Galaxea astreata* et *Echinopora lamellosa*.

Les pentes des récifs barrières sont dominées par des formations algales mixtes composées d'algues calcaires (CA) et des assemblages algaux (AA) associés à des *Porites*, des Acropores (*Acropora digitifera*, *A. hyacinthus*) et des Pocillopores (*Pocillopora verrucosa*).

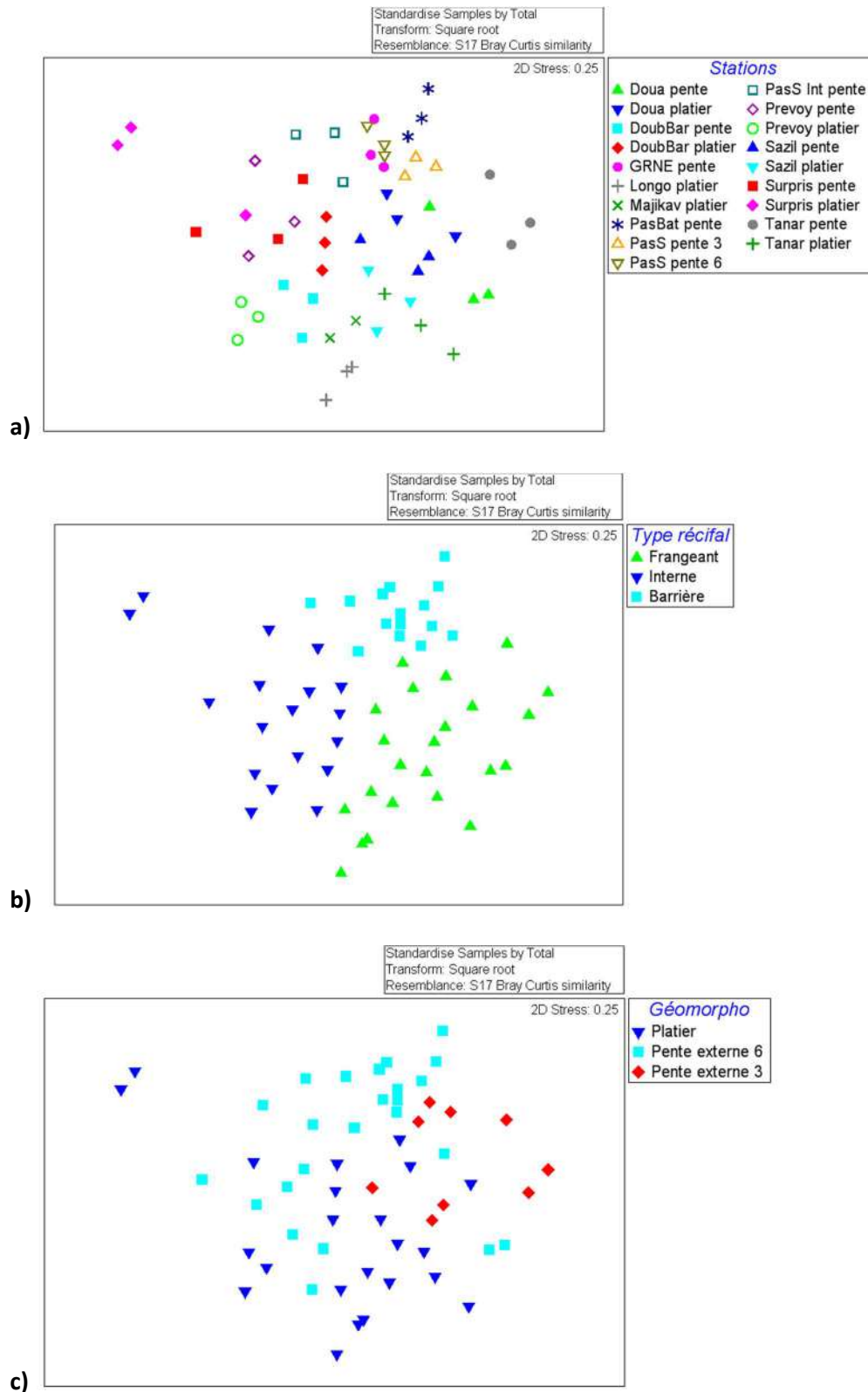


Figure 30: Analyse multidimensionnelle (nMDS) sur les données d'abondance « LIT Benthos » des stations GCRMN de Mayotte en 2016 en fonction des stations (a), du type récifal (b) et de la géomorphologie (c).

Les différences de communautés sont aussi importantes si l'on considère la géomorphologie (pentes et platiers, Figure 30c). A ce titre, l'analyse montre peu de différences entre les communautés

de pentes externes à -6 m de celles à -3 m (*Pairwise test* $R = 0,143$, $p < 20,9\%$ non significatif). Ceci tend à montrer qu'à plus long terme, un choix de stations entre celles des pentes externes à -6 m ou à -3 m pourrait être fait, afin d'alléger les échantillonnages sur le terrain.

3.1.1.2.2 Impact du blanchissement de 2016

De manière complémentaire aux suivis GCRMN, un suivi plus spécifique du blanchissement corallien de 2016 a été effectué à un haut niveau d'expertise (générique) sur l'ensemble des 11 sites GCRMN (1 seule profondeur prise en compte par site, profondeur max) et sur 4 stations complémentaires (*Annexe 10*), soit sur 15 stations au total.

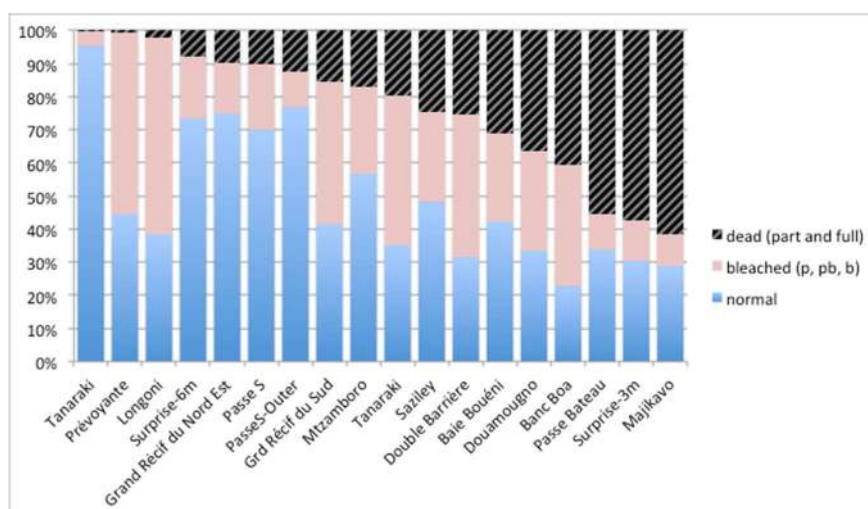
De manière générale, le suivi du blanchissement réalisé en juin 2016 montre qu'à l'échelle de l'ensemble des stations GCRMN, 24% des colonies sont mortes, 27% ont des signes de blanchissement et 49% n'ont pas été touchées par le blanchissement. La mortalité la plus forte a été enregistrée aux pointes de l'île, au Nord-Est et au Sud-Ouest (Figure 31).



Figure 31 : Impact du blanchissement (corail normal, blanchi, mort) sur les récifs coralliens de Mayotte durant l'échantillonnage (23 mai au 2 juin 2016).

De manière plus spécifique, ce sont les stations de la Passe Bateaux (pente externe Sud-Ouest), de Surprise et de Majicavo (récifs intermédiaire et frangeant au Nord-Est, partie interne du lagon) qui ont été les plus impactés ("corail mort"). Le blanchissement le plus fort ("corail blanchi") a été observé à Prévoyante et Longoni, récifs situés également dans la partie Nord-Est du lagon (Figure 31 et Figure 32a).

a



b

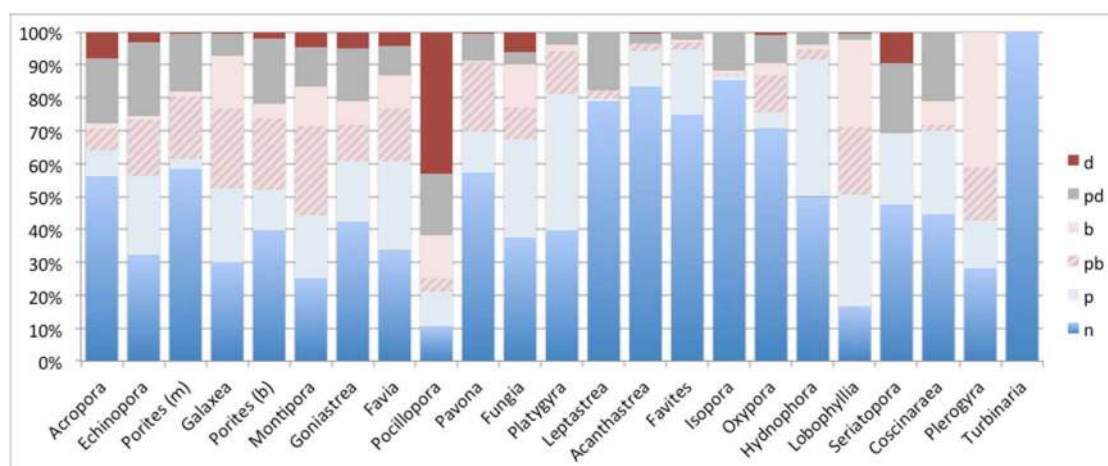


Figure 32 : Impact du blanchissement (% colonies mortes, blanchies, normales) sur les récifs coralliens de Mayotte durant l'échantillonnage (23 mai au 2 juin 2016) (a) en fonction des sites d'étude, (b) en fonction des genres les plus communs.

Le genre *Acropora*, qui domine les récifs coralliens à Mayotte (> 50% de la surface corallienne), a été le plus affecté par le blanchissement. Approximativement 45% des colonies ont été touchées dont 30% avec une mortalité partielle ou totale, 10% partiellement ou totalement blanchies et environ 5% avec une perte de couleurs. Le genre *Pocillopora*, moins présent sur le récif, est celui qui proportionnellement a le plus souffert du blanchissement avec environ 60% des colonies qui ont été touchées par une mortalité partielle ou totale. D'autres genres ont été également fortement touchés par le blanchissement (>50%) incluant *Echinopora*, *Galaxea*, *Porites* branchus, *Montipora*, *Goniastrea*, *Favia*, *Fungia*, *Platygyra*, *Lobophyllia* et *Plerogyra* (Figure 32b).

Néanmoins les mortalités observées peuvent provenir non seulement des températures élevées des eaux de surface, mais également d'autres sources potentielles en particulier de la prédation des coraux constructeurs de récif par les étoiles de mer épineuses (*Acanthaster planci*), ou des effets de l'eutrophisation et de la pollution provenant des bassins versants (eaux usées, érosion des terres).

Globalement l'impact du blanchissement à Mayotte n'a pas été aussi fort qu'attendu notamment sur le genre dominant *Acropora*, qui par le passé s'est toujours montré très vulnérable au blanchissement à Mayotte, mais aussi globalement sur les récifs indopacifiques. Du fait de l'influence

d'autres facteurs sur la mortalité corallienne, il est difficile d'évaluer avec précision l'impact du blanchissement en 2016. Les récifs de Mayotte montrent néanmoins des signes de résilience très importants (cf. récupération d'événements passés) et de résistance à ce dernier événement de blanchissement assez comparables à ceux observés lors de l'épisode de 2010 (Obura *et al.*, 2016).

Cependant, il y a une forte augmentation des facteurs de stress sur les écosystèmes coralliens, et le taux de mortalité corallien de 24% lié au dernier blanchissement de 2016 est un constat préoccupant pour l'avenir des récifs mahorais.

3.1.1.2.3 Analyse des peuplements ichthyologiques (2016)

248 espèces ichthyologiques ont été inventoriées sur l'ensemble des stations GCRMN à Mayotte (Annexe 16).

La diversité est plus élevée sur les récifs barrières aussi bien en termes de richesse spécifique par station (RS absolue) que par transect (81 et 53 sp respectivement), et plus faible sur les récifs frangeants (70 et 44 sp respectivement) (Tableau 13, Figure 33).

Tableau 13: Richesse spécifique (RS), abondance moyenne (250 m²) et biomasse moyenne (g/m²) par station GCRMN, par type de récif (récifs frangeants, récifs internes et récifs barrières) à Mayotte en 2016.

	Station	RS moyenne	RS absolue	Abondance	Biomasse (g/m ²)
Récifs frangeants	Douamouigno 6m	51,7 ± 8,7	82	445,7 ± 202,5	48,6 ± 18,9
	Douamouigno 0m	53,3 ± 12,2	87	475,3 ± 243,8	43,0 ± 19,6
	Longoni 0m	32,7 ± 4,7	56	395,7 ± 87,1	11,3 ± 0,5
	Majikavo 0m	28,5 ± 13,4	40	253,5 ± 180,3	19,6 ± 17,5
	Saziley 3m	57,3 ± 9,1	91	810,7 ± 388,3	24,3 ± 2,7
	Saziley 0m	48,3 ± 10,2	74	374,3 ± 143,3	17,7 ± 2,0
	Tanaraki 3m	50 ± 4	84	725 ± 382,9	40,5 ± 11,1
	Tanaraki 0m	30 ± 9,5	47	274 ± 112,6	12,5 ± 6,4
	MOYENNE RF	44 ± 11,6	70,1	469,3	27,2
Récifs intermédiaires	Double barrière 6m	43,7 ± 3,1	72	578,7 ± 92,2	35,3 ± 11,2
	Double barrière 0m	53,3 ± 7,2	81	926,7 ± 273,4	53,0 ± 29,5
	Prévoyante 6m	40 ± 3	74	713,7 ± 258,4	61,2 ± 15,2
	Prévoyante 0m	42,3 ± 7,4	67	746 ± 96	48,2 ± 29,3
	Surprise 6m	50 ± 6	84	855,3 ± 472,6	43,4 ± 5,6
	Surprise 0m	44 ± 2	80	703,3 ± 86,9	126,1 ± 24,7
	MOYENNE RI	45,6 ± 5	76,3	754,0	61,2
Récifs barrières	Grand Récif NE 6m	46,7 ± 6	70	248 ± 24	71,3 ± 36,5
	Passe Bateaux 6m	51,7 ± 8,7	77	537,3 ± 94,2	89,1 ± 78,4
	Passe en S ext. 3m	53,3 ± 3,1	87	507,7 ± 297,5	47,3 ± 15,9
	Passe en S ext. 6m	50,3 ± 0,6	73	598,3 ± 105,4	95,9 ± 36,0
	Passe en S int. 6m	61,7 ± 6,4	98	669,3 ± 273,3	61,1 ± 4,0
	MOYENNE RB	52,7 ± 5,5	81,0	512,1	72,9
	Toutes stations (moyenne)	46,8 ± 3,4	74,9	570,4	50,0

La RS absolue est variable selon les stations. Les valeurs les plus faibles sont recensées sur les platiers de Majikavo et Tanaraki (40 et 47 sp respectivement) et les plus fortes sur la « Passe en S » (98 sp sur la pente interne et 87 sp sur la pente externe).

Lorsque que la richesse spécifique est analysée au niveau du transect, celle-ci varie entre 28 à 57 espèces sur les récifs frangeants (Majikavo et Saziley respectivement), entre 40 et 53 espèces sur les

récifs intermédiaires (Prévoyante et Double Barrière respectivement) et entre 47 et 62 espèces sur les récifs barrières (Double Barrière et intérieur de la Passe en S) (Tableau 13).

La « Passe en S » se distingue donc des autres stations avec une diversité spécifique globale plus élevée mais aussi de par son nombre d'espèces de mérous (Serranidae). Il est également important de noter que le seul napoléon ou labre géant (*Cheilinus undulatus*) a été recensé sur ce site (taille = 100 cm).

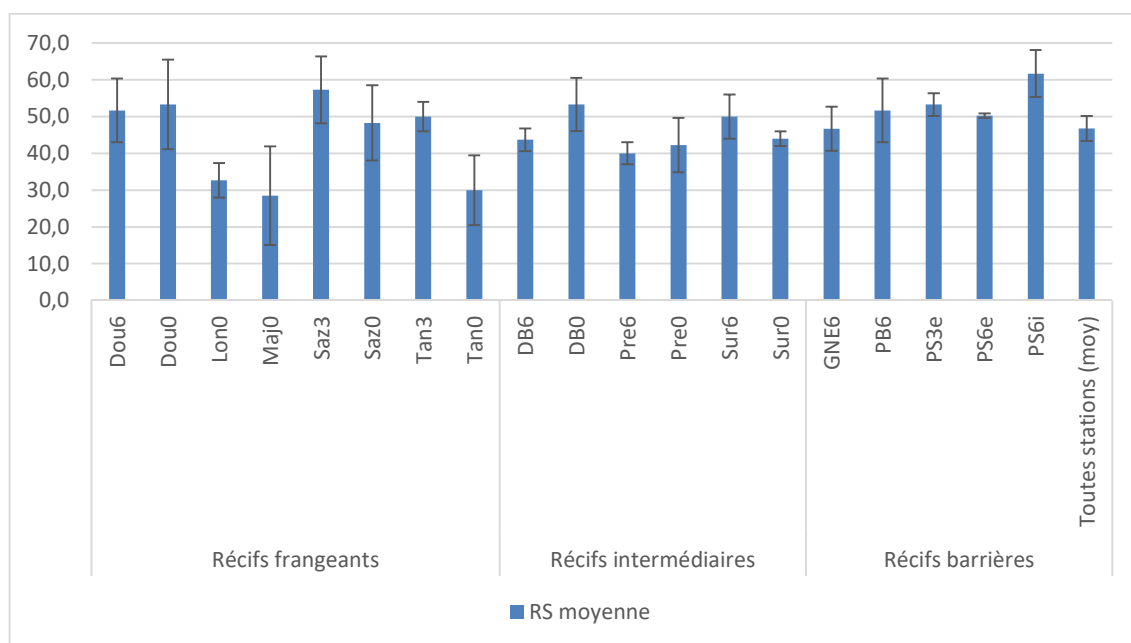


Figure 33: Richesse spécifique moyenne par transect et par type de récif (récifs frangeants, récifs internes et récifs barrières) à Mayotte en 2016.

Les abondances moyennes recensées par transect sont plus élevées sur les récifs intermédiaires avec une valeur maximale sur la Double barrière (927 individus) et Surprise (855 individus) (Tableau 13, Figure 34) ; ces résultats viennent essentiellement de la forte représentativité des planctonophages dans la colonne d'eau sur ces stations. Les abondances les plus faibles se retrouvent sur les platiers des récifs frangeants, sauf à Saziley et Tanaraki (811 et 725 individus/transect respectivement). Quant aux valeurs des pentes externes des récifs barrières, les valeurs sont assez homogènes (entre 508 et 669 individus/transect) avec néanmoins une valeur faible observée au Grand Récif Nord-Est (248 individus/transect).

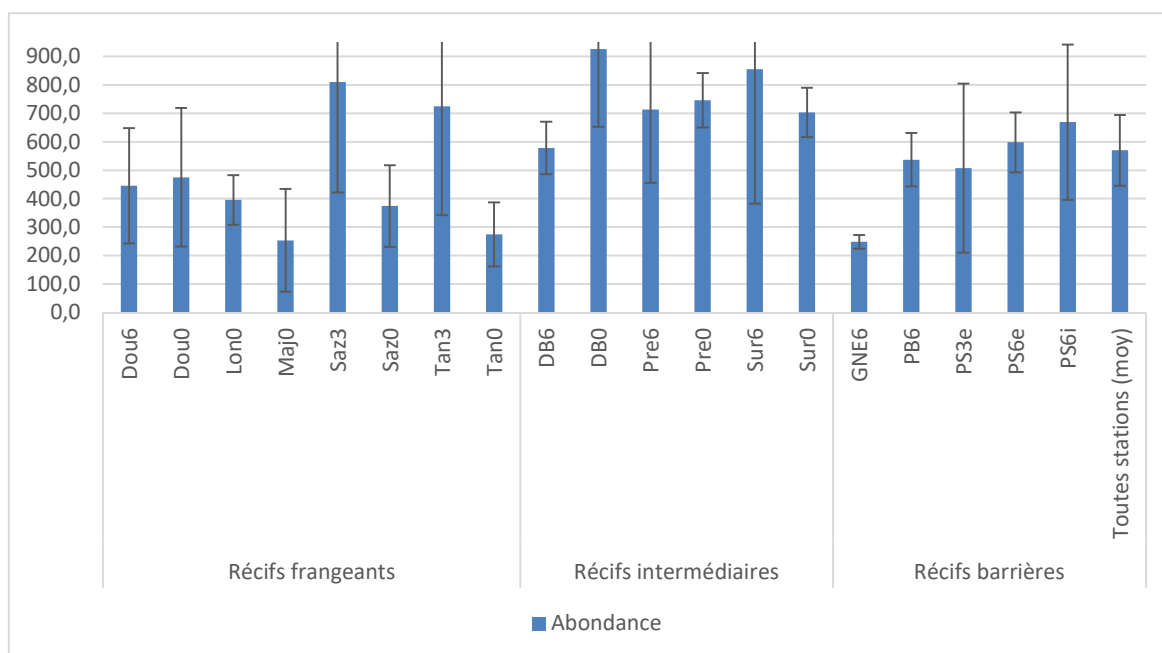


Figure 34: Abondances par station et par type de récif (récifs frangeants, récifs internes et récifs barrières) à Mayotte en 2016.

En ce qui concerne les biomasses, les valeurs les plus faibles sont recensées sur les platiers des récifs frangeants à Longoni et à Tanaraki (11,3 et 12,5 g/m² respectivement). Les valeurs de biomasse les plus élevées sont recensées sur le récif intermédiaire de Surprise (126 g/m²), puis sur les récifs barrières de la pente externe de la Passe en S (96 g/m²) et de la Passe Bateaux (89 g/m²) (Tableau 13, Figure 35).

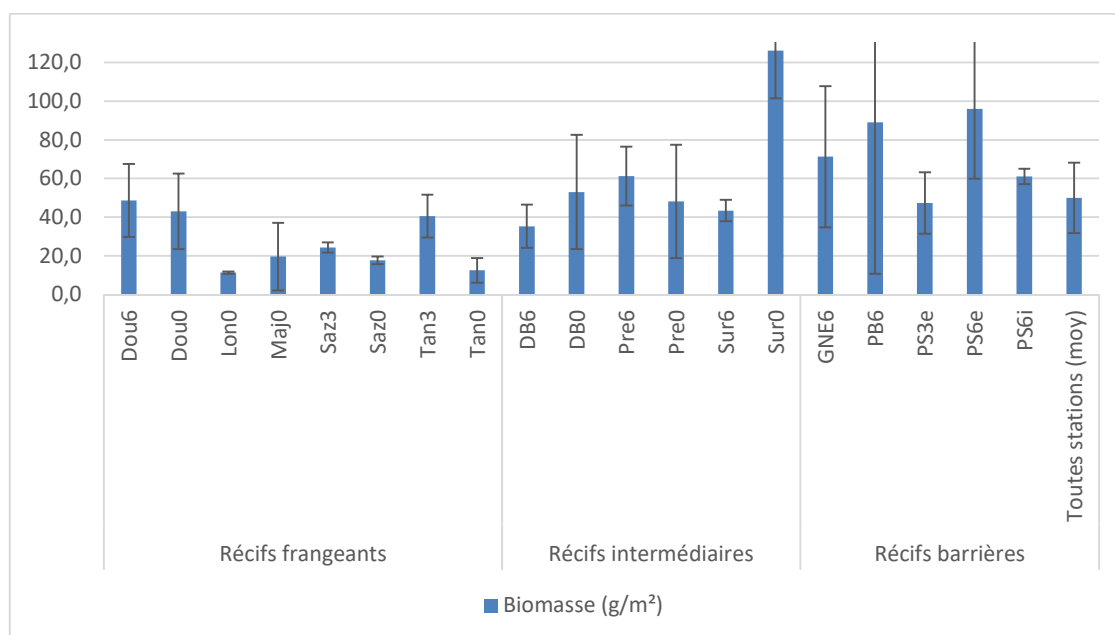


Figure 35: Biomasses (g/m²) par station et par type de récif (récifs frangeants, récifs internes et récifs barrières) à Mayotte en 2016.

C'est sur la Passe en S qu'a été observé le plus de mérous (Serranidae) avec quelques individus de taille adulte (mérou céleste *Cephalopholis argus* de 40 cm). Certains herbivores comme le poisson chirurgien licorne (*Naso unicornis*) ou grand poisson perroquet bleu (*Chlorurus strongylocephalus*) y

ont également été recensés avec des tailles élevées (60 et 50 cm respectivement), ce qui montre que la pression de pêche avec un fusil sous-marin est sans doute moins forte que la pêche ciblant les espèces carnivores à partir d'embarcations.

Une dominance des poissons herbivores a été remarquée sur l'ensemble des stations aussi bien sur les récifs frangeants que sur les pentes externes, signe de la perturbation des récifs de Mayotte avec la dominance de peuplements algaux sur les peuplements coralliens. Parmi ces herbivores, l'espèce dominante est le poisson chirurgien *Ctenochaetus striatus* (Acanthuridae). Une espèce corallivore stricte a également été fréquemment répertoriée sur l'ensemble des stations (*Oxymonacanthus longirostris*, poisson lime à taches oranges), ce qui montre que la couverture en corail vivant sur les récifs n'est pas négligeable et/ou qu'un recrutement fort de cette espèce a eu lieu ces dernières années.

3.1.1.2.4 Relations entre peuplements benthiques et ichtyologiques (2015)

Une analyse conjointe des communautés benthiques et ichtyologiques montre une similarité de leur structure spatiale (Figure 36). Lorsque les stations sont prises en compte dans l'analyse (Figure 36a), il n'y a pas de structuration particulière des peuplements ichtyologiques exprimés en biomasse, juste un regroupement des trois transects par station, sauf pour un des transect de « Tanaraki pente externe » proche de ceux de « Surprise pente externe » et de « Prévoyante ». En revanche, l'approche basée sur la typologie récifale (récifs internes, frangeants, barrières) (Figure 36b) montre comme pour les peuplements coralliens (Figure 30b) que les peuplements ichtyologiques se structurent en fonction du type récifal, avec les peuplements de pente externe très différents de ceux des récifs internes et de platiers. Néanmoins, cette structuration n'est pas aussi nette que celle observée pour les peuplements benthiques pour les stations situées sur des récifs frangeants qui se rapprochent de celles des récifs internes. Ce résultat montre que les peuplements ichtyologiques de ces deux biotopes ont des similitudes lorsque l'analyse prend en compte à la fois les espèces présentes mais aussi leurs poids dans le peuplement.

Ce qu'il faut retenir du suivi GCRMN à Mayotte :

Les stations GCRMN de Mayotte sont caractérisées par des niveaux de recouvrements benthiques et une répartition taxonomique des coraux très variables selon les stations et les types récifaux considérés. Les vitalités coralliennes les plus élevées (60% ou plus) se rencontrent sur les récifs internes et frangeants situés au Sud et à l'Ouest de l'île. Les pentes externes des récifs barrières ont du mal à récupérer des épisodes de blanchissement antérieurs mais présentent des signes encourageants de reprise de croissance corallienne.

Le suivi du blanchissement en 2016 montre qu'à l'échelle des stations GCRMN, 24% des colonies sont mortes alors que près de la moitié des colonies coralliennes n'ont pas été touchées. La mortalité la plus forte a été enregistrée aux pointes de l'île, au Nord-Est et au Sud-Ouest. Même si près d'un quart des colonies coralliennes sont mortes, l'impact du blanchissement à Mayotte n'a pas été aussi fort qu'attendu avec certains genres habituellement très vulnérables au stress thermique (*Acropora* sp) qui ont montré des signes de résistance, voire d'adaptation. Le genre *Pocillopora* est celui qui a été le plus touché par le blanchissement (environ 60% de mortalité). La diversité corallienne et ichtyologique est élevée, tout comme la richesse spécifique totale du fait du contexte géologique et hydrodynamique favorable dans le Nord du Canal du Mozambique.

Néanmoins la richesse spécifique des coraux recensée en 2016 (137 espèces) montre une nette régression par rapport à celle de 2010 (206 espèces ; Obura, comm. pers.), ce qui est un signe inquiétant de l'impact du blanchissement sur les peuplements coralliens de Mayotte. De plus, les biomasses en poissons sont en nette régression sur l'ensemble des stations du fait d'une pression de pêche importante, notamment sur les espèces de haut niveau trophique (mérus, lutjans, vivaneaux,

carangues, etc). Il est à noter cependant que même si le braconnage est visible, la « Passe en S » reste le site le plus remarquable, aussi bien en termes de qualité des paysages et de recouvrement corallien, la présence plus fréquente de mérous, voire d'espèces menacées sur la liste rouge de l'IUCN (ex *Cheilinus undulatus* ou napoléon). Ces résultats soulignent l'importance d'accentuer la surveillance sur ce site exceptionnel qui reste le joyau des récifs coralliens de Mayotte.

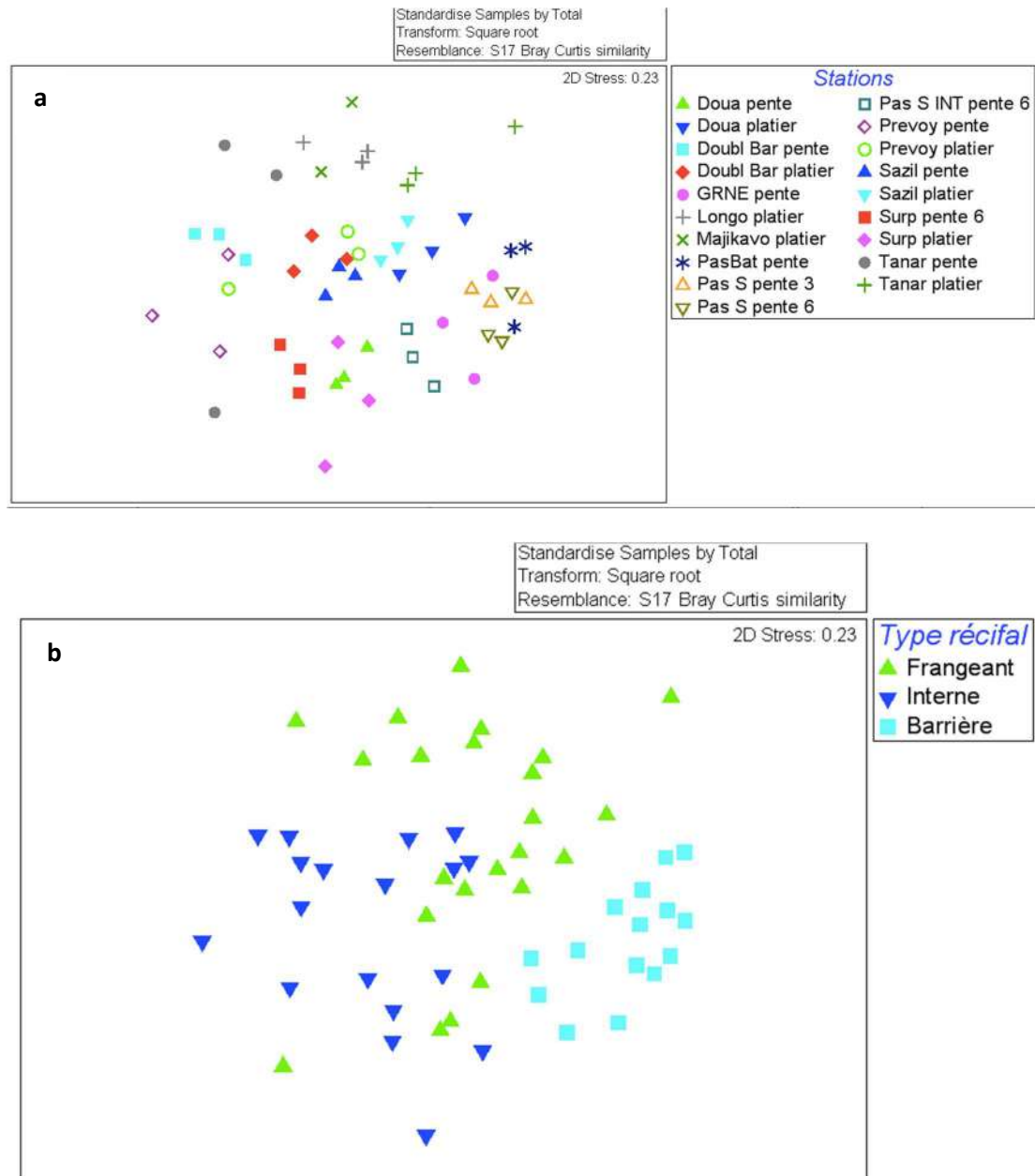


Figure 36 : Analyse multidimensionnelle (nMDS) sur les données de biomasse de poissons sur les stations GCRMN de Mayotte en 2016 en fonction (a) des stations et (b) du type récifal.

3.1.1.3 Europa

Les données benthos et poissons ont été saisies sur la base de données BD Récif Europa (Figure 37). Un BD photos et des schémas de l'agencement des stations *in situ* ont été également réalisés.

Observation: Europa 7 (Platier) - 20/11/2016 - GCRMN_EPARGES_LIT_BENTHOS

1/ Observation - Général 2/ Observation - Mesures 3/ Répétats - Mesures 4/ Photos

Sélection

Répétat: [dropdown]
 Groupe de taxon: [dropdown]
 Taxon: [dropdown]
 Effacer Rechercher

Numéro *	Longueur transect (m)	Longueur transect (m)	Origine du réplicat (cm)	Origine du réplicat (cm)
1	20	20	0	0
2	20	20	0	0
3	20	20	3000	3000

Numéro *	Groupe taxons	Taxon	Transition (cm)	Section (cm)	Transition (cm)	Substrat	Section (cm)	St
1		Porites pro...	1920	10	1920		10	
1		Acropora g...	1940	20	1940		20	
1		Astreopora	1990	50	1990		50	
1		Algues calcair...	2000	10	2000		10	
2		Pocillopor...	50	50	50		50	
2		Rhytisma	70	20	70		20	
2		Algues calcair...	90	20	90		20	
2		Porites lutea	120	30	120		30	
2		Rhytisma	130	10	130		10	
2		Algues calcair	180	50	180		50	

Nouveau Dupliquer Supprimer

Fermer (CTRL W) Sauvegarder (CTRL S) Suivant (CTRL N)

Utilisateur authentifié: Chloé FARI 15:43

Observation: Europa 2 (Platier) - 18/11/2016 - GCRMN_EPARGES_BELT_POISSONS

1/ Observation - Général 2/ Observation - Mesures 3/ Répétats - Mesures 4/ Photos

Sélection

Répétat: [dropdown]
 Groupe de taxon: [dropdown]
 Taxon: [dropdown]
 Effacer Rechercher

Numéro *	Largeur observation (m)	Largeur observation (m)	Longueur transect (m)	Longueur transect (m)
1	5	5	50	50
2	5	5	50	50
3	5	5	50	50

Numéro *	Groupe taxons	Taxon	Abondance (unité)	Classe d'abondance	Abondance (unité)	Classe d'abondance	Taille moy. (cm)
2		Variola louti	2	00002-00004	2	00002-00004	20
2		Variola louti	2	00002-00004	2	00002-00004	50
2		Variola louti	1	00001	1	00001	30
2		Zebriasoma scopas	1	00001	1	00001	14
2		Zanclus cornutus	1	00001	1	00001	14
3		Acanthurus dussumieri	2	00002-00004	2	00002-00004	25
3		Acanthurus nigrofasciatus	7	00005-00016	7	00005-00016	10
3		Aethaloperca rogaa	1	00001	1	00001	14
3		Anampses caeruleopu...	1	00001	1	00001	16

Nouveau Dupliquer Supprimer

Fermer (CTRL W) Sauvegarder (CTRL S) Suivant (CTRL N)

Utilisateur authentifié: Chloé FARI 15:44

Figure 37 : Captures d'écran des données « benthos » et « poissons » saisies dans la base de données BD Récif.

3.1.1.3.1 Analyse des communautés benthiques (2016)

Un total de 169 espèces appartenant à 45 genres et 15 familles a été observé à Europa en 2016 (Annexe 17). Les 45 genres de coraux recensés sur les différents sites sont majoritairement dominés par *Acropora* (24 sp), *Montipora* (12), *Porites* (8), *Fungia*, *Goniastrea* and *Pocillopora* (7), *Favia*, *Platygyra* and *Favites* (6) et *Pavona* (5) (Tableau 14). En complément, on note une faible représentation

de certains genres coralliens très particuliers, de par la position Sud d'Europa dans le Canal du Mozambique, telles que *Plerogyra*, *Physogyra*, *Symphyllia*, ou représentées par très peu d'espèces ou de colonies comme *Lobophyllia*, *Echinophyllia*, *Mycedium*, *Seriatopora*.

Tableau 14: Genres coralliens recensés en abondance relative (RA) à Europa (2016).

Genus	RA	Genus	RA	Genus	RA
<i>Porites</i>	5.0	<i>Cyphastrea</i>	3.2	<i>Pectinia</i>	1.6
<i>Millepora</i>	4.5	<i>Acanthastrea</i>	2.9	<i>Alveopora</i>	1.5
<i>Echinopora</i>	4.4	<i>Coscinaraea</i>	2.8	<i>Pachyseris</i>	1.5
<i>Favia</i>	4.4	<i>Gardineroseris</i>	2.5	<i>Oulophyllia</i>	1.5
<i>Montipora</i>	4.4	<i>Fungia</i>	2.5	<i>Stylocoeniella</i>	1.5
<i>Platygyra</i>	4.4	<i>Leptoseris</i>	2.5	<i>Goniopora</i>	1.3
<i>Pocillopora</i>	4.4	<i>Hydnopohora</i>	2.4	<i>Cycloseris</i>	1.2
<i>Acropora</i>	4.2	<i>Stylophora</i>	2.4	<i>Plesiastrea</i>	1.2
<i>Pavona</i>	4.1	<i>Psammocora</i>	2.0	<i>Herpolitha</i>	1.0
<i>Astreopora</i>	3.9	<i>Mycedium</i>	2.0	<i>Seriatopora</i>	1.0
<i>Favites</i>	3.9	<i>Leptoria</i>	1.8	<i>Lobophyllia</i>	0.4
<i>Goniastrea</i>	3.9	<i>Echinophyllia</i>	1.8	<i>Isopora</i>	0.1
<i>Leptastrea</i>	3.9	<i>Merulina</i>	1.8	<i>Tubastrea</i>	0.1
<i>Montastrea</i>	3.4	<i>Oxypora</i>	1.7	<i>Blastomussa</i>	0.1
<i>Galaxea</i>	3.2	<i>Podabacea</i>	1.7	<i>Lithophyllon</i>	0.1

Une analyse de la distribution de taille des colonies coralliennes (biomasse corallienne et nombre d'adultes >10 cm et juvéniles/recrues <10 cm /100 m²) montre que la station EU 2 située à l'Est d'Europa se différencie des autres stations avec les valeurs les plus élevées en terme de biomasse, nombre de colonies adultes et nombre de juvéniles (Figure 38). Les valeurs les plus faibles sont recensées sur la station EU 5 (platier).

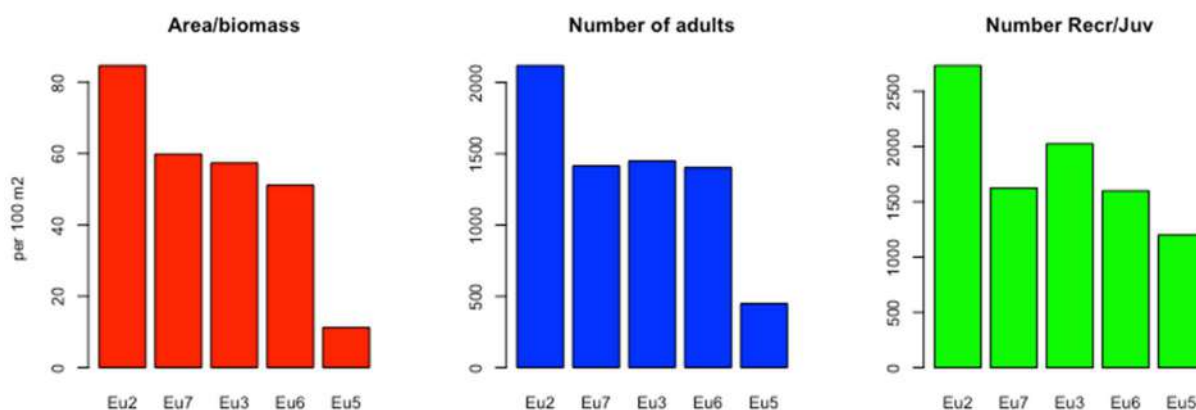


Figure 38 : Synthèse des résultats issus des mesures de taille des colonies (100 m²). A gauche (en rouge) : biomasse des coraux durs. Au milieu (en bleu) : nombre de colonies adultes (diamètre > 10 cm, en bleu). A droite (en vert) : nombre de colonies juvéniles et recrues (diamètre > 10 cm).

Lorsque les tailles des colonies sont précisées, la station EU 2 se distingue à nouveau des autres stations par (1) un recouvrement et une abondance en coraux durs plus élevées et (2) une dominance

de colonies coralliennes de petite taille (3-5, 6-10 et 11-20 cm) et de grande taille (41-80 cm). En revanche, c'est sur la station EU 3 dans la partie Ouest de l'île que les colonies sont les plus grandes (161- > 300 cm). Toutes les stations de pente externe ont une distribution de classe de taille similaire, avec une abondance élevée de colonies entre 21 et 80 cm (Figure 39).

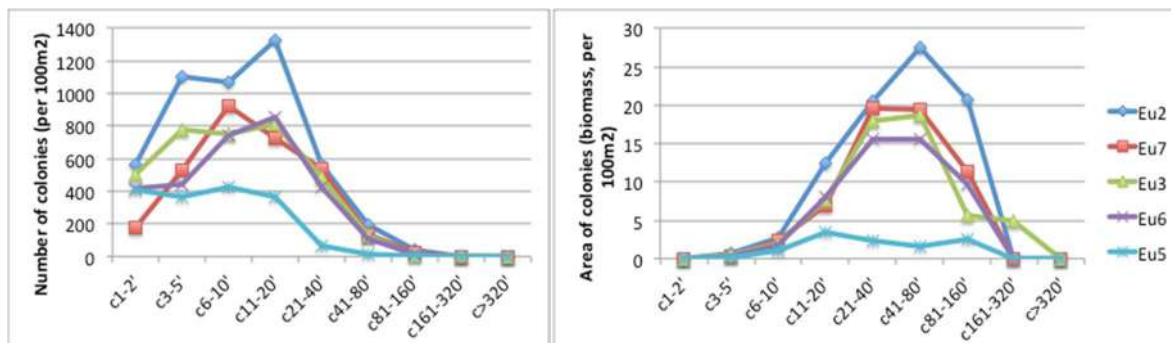


Figure 39 : Distribution de classe sur 23 genres de coraux durs /100 m². A gauche : nombre de colonies par classe de taille. A droite : surface (ou biomasse) des colonies par classe de taille.

Il est intéressant de noter qu'il n'y a pas de station avec une dominance de larges colonies > 1 m en termes de recouvrement ou de biomasse, ce qui indique une influence de perturbations historiques qui incluent (1) une exposition constante aux conditions océaniques (houle, vagues) élevée limitant ainsi la taille maximale des colonies, (2) un impact de mortalité corallienne possible dû au blanchissement corallien. De larges colonies de millépores (non référencées dans le suivi des Scléractiniaires) sont observées sur les stations EU 6, EU 7 et EU 5, espèces reconnues pour être plus robustes et résistantes à des conditions hydrodynamiques fortes.

Lorsque l'analyse est faite sur les 7 genres dominants, il ressort que les *Porites* ont un nombre de colonies plus élevé pour la classe de taille entre 1 et 20 cm (notamment pour les formes branchues) et une biomasse globalement plus forte (Figure 40).

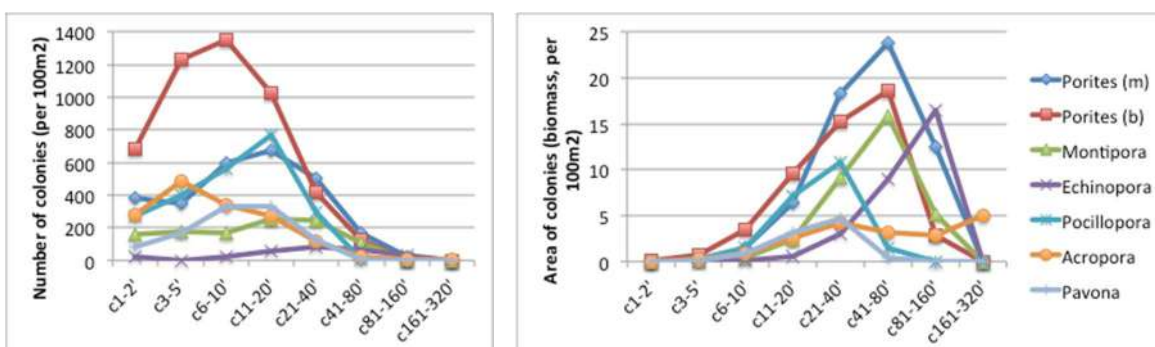


Figure 40 : Distribution de classe pour 7 genres dominants de coraux durs / 100 m². A gauche : nombre de colonies par classe de taille. A droite : surface (ou biomasse) des colonies par classe de taille. Les *Porites* ont été différenciés en forme branchues et massive/encroûtantes.

Les recouvrements coralliens observés sur les stations Est et Ouest d'Europa (EU 2 et EU 3) sont toujours aussi exceptionnels (> 70%) et restent caractérisés par des communautés dominées par *Porites*, *Montipora* et des Millépores. Les stations situées au Nord de l'île (EU 6 et EU 7) sont également caractérisées par des niveaux de recouvrements benthiques élevés et par une richesse spécifique exceptionnelle (> 80 espèces par station). Les stations GCRMN sur les secteurs Est, Ouest et Nord de l'île sont donc caractérisées par de très forts niveaux de recouvrements coralliens.

Ces stations constituent des zones de référence pour toute la zone Sud-Ouest de l'Océan Indien à double titre :

- en termes d'état de santé des communautés coralliennes qui restent très peu touchées par les phénomènes de blanchissement régionaux qui affectent le Canal du Mozambique depuis les 10 dernières années,
- de par la structure des peuplements qui sont proches d'un état climacique, ce qui est extrêmement rare dans la région Océan Indien.

Le recouvrement et la distribution des classes de taille indiquent que les populations des coraux durs sont en pleine croissance et parfaitement adaptées à l'environnement hydrodynamique très important, notamment les grandes houles australes qui est un facteur limitant pour le développement des colonies coralliennes.

Une analyse multidimensionnelle de la structure des communautés benthiques (coraux, algues, substrat abiotique) sur les données d'abondance (LIT) montre très clairement que les communautés benthiques se structurent en fonction de la zone géographique considérée (ANOSIM, $R = 0,692$, $p < 0,1\%$) et en fonction de la géomorphologie récifale (platier et pente externe, Figure 41).

Les stations situées au Nord de l'île (EU 6, EU 7 et EU 5) sont bien distinctes de celles de l'Est (EU 2) et de l'Ouest (EU 3).

Les stations de pente externe du Nord sont, par une diversité importante ($H' > 4$) et par des peuplements coralliens, dominées par des coraux mous (*Rhytisma* sp.) et des algues calcaires. Les espèces de coraux durs les plus abondantes sont des Pocillopores (*Pocillopora verrucosa*), des *Porites* (*Porites rus*, *P. lutea*, *P. profundus*), de nombreux Millépores (*Millepora platyphylla*) ainsi que *Echinopora gemmacea*.

La station de platier EU 5 est nettement moins diversifiée ($H' = 3,69$; $S = 21$), ce qui est normal pour un platier de récif frangeant peu profond exposé à des exondations fréquentes (marnage). Il est dominé par des communautés algales et abiotiques, et par des Pocilloporidae.

La station EU 2 située sur le secteur Est présente une diversité corallienne élevée ($S > 54$) et est caractérisée par une forte représentation des *Porites* (*Porites profundus*, *P. lutea*), de nombreux Montipores et *Echinopora gemmacea*.

La station située à l'Ouest de l'île (EU 3) présente une structure de communautés proche de celle du secteur Est, avec une diversité plus faible. Les peuplements sont dominés par des formations algales (macroalgue *Asparagopsis* sp. et des algues calcaires), associées à des Montipores (*Montipora* spp), des *Porites* (*Porites lutea*), suivi par des *Echinopora gemmacea* et des coraux mous (*Sinularia abrupta*).

La comparaison des communautés benthiques entre 2011 (programme BioReCIE) et 2016 (SIREME) montre la très grande stabilité temporelle des formations benthiques des pentes externes à Europa.

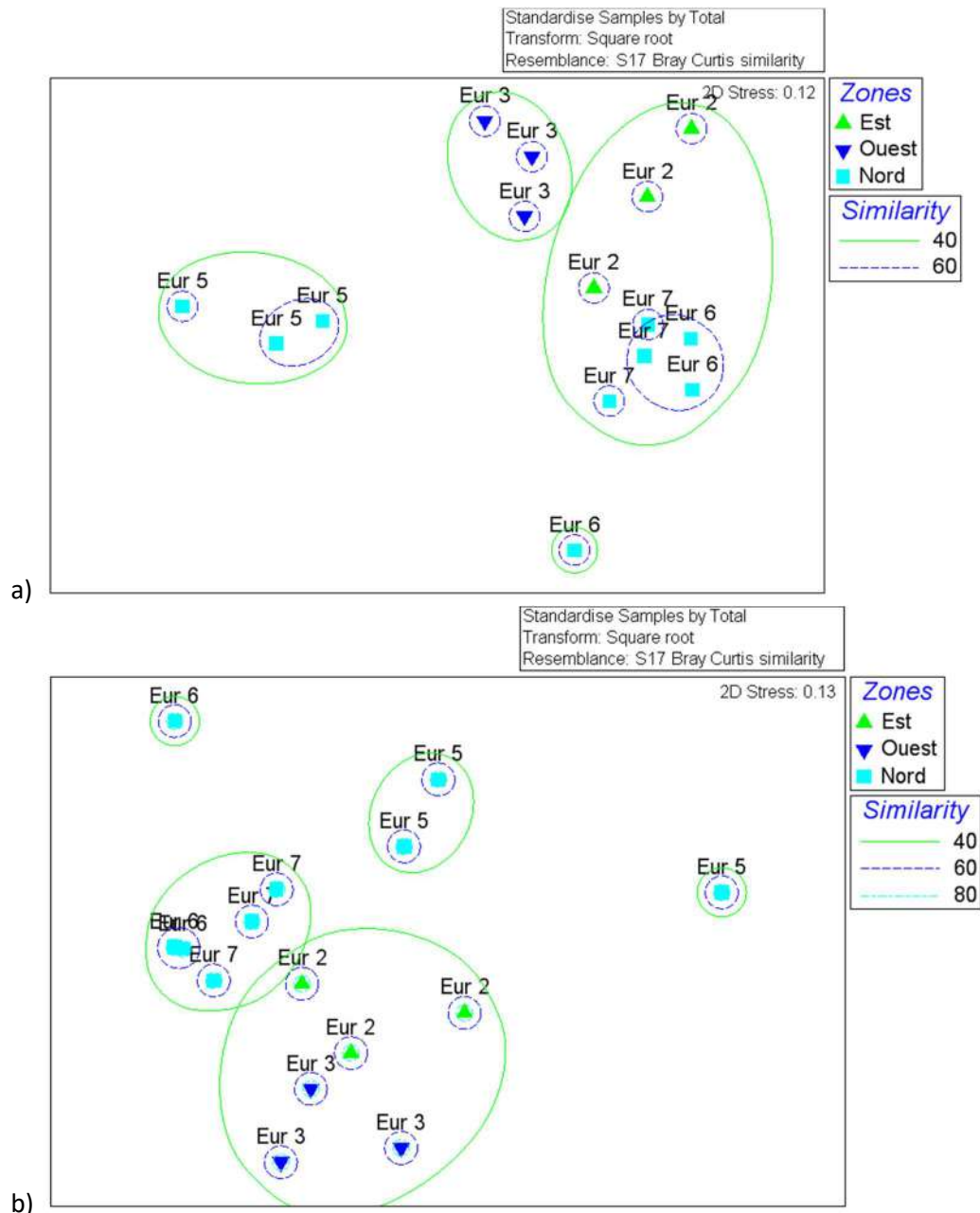


Figure 41: Analyse nMDS sur les données d'abondance des communautés benthiques d'Europa (a) et sur les communautés coralliennes exclusivement (b).

3.1.1.3.2 Analyse des peuplements ichthyologiques (2016)

183 espèces ichthyologiques et 31 familles ont été inventoriées à Europa sur les stations du GCRMN ([Annexe 18](#)). Les familles comprenant le plus d'espèces sont par ordre numérique : Labridae (35 sp), Acanthuridae (17 sp), Pomacentridae (16 sp), Serranidae (14 sp), Chaetodontidae (12 sp), Lutjanidae (9 sp) et Pomacanthidae (8 sp). Les autres familles inventoriées ont un nombre d'espèces inférieur à 8.

Une forte diversité des mérous est observée à Europa (Figure 42) avec 14 espèces différentes dont une espèce rarement observée (*Dermalepis striolata*). De manière générale, une proportion élevée d'espèces piscivores de haut niveau trophique est observée dans les comptages ainsi que des individus adultes de grande taille notamment chez les piscivores. Sur la plupart des comptages, des individus de mérou "patate" (*Epinephelus tukula*) de taille supérieure à 90 cm ont été recensés. Des juvéniles de

cette espèce ont également été observés dans la mangrove, signe probable d'une zone de nurserie pour cette espèce, tout comme pour le requin pointe noire (*Carcharhinus melanopterus*) observé à de nombreuses reprises. Le labre "napoléon" *Cheilinus undulatus*, espèce classée "menacée" à IUCN, a été observé à 3 reprises lors des plongées, ce qui montre le caractère exceptionnel des récifs d'Europa.



Figure 42 (photos) : Diversité des espèces piscivores, notamment des mérous (Serranidae). De gauche à droite : *Cephalopholis miniata*, *Cephalopholis argus*, *Epinephelus tukula*, *Plectropomus laevis*, des carangues (Carangidae, ici *Caranx ignobilis*) et des gaterins (Haemulidae, ici *Plectrorhynchus obscurus*).

Globalement c'est sur EU 6, station au Nord de l'île, que les paramètres ichthyologiques sont les plus forts (richesse spécifique, abondance, biomasse) (Tableau 15).

Tableau 15: Richesse spécifique (RS), abondance moyenne (250 m²) et biomasse moyenne (g/m²) par station GCRMN, par type de récif (récifs frangeants, récifs internes et récifs barrières) à Europa en 2016.

	Station	RS moyenne	RS absolue	Abondance	Biomasse (g/m ²)
Pente Externe	Europa 2	59,7 ± 12,9	92,0	634,7 ± 194,4	210 ± 168,3
	Europa 3	56 ± 2	80,0	672,3 ± 217,6	356,7 ± 391,9
	Europa 6	67,7 ± 9,9	105,0	2752,7 ± 517,1	486,2 ± 143,7
	Europa 7	62,7 ± 2,5	98,0	2004,7 ± 504,2	843,3 ± 139
	Moyenne PE	61,5 ± 4,9	93,8	1516,1	474,1 ± 270,8
Platier	Europa 5	33 ± 2,6	48,0	391 ± 77,1	27 ± 25
	Moyenne totale	55,8 ± 13,4	84,6	1291,1	384,6 ± 308,2

La richesse spécifique absolue est comprise entre 80 et 105 espèces par station sur la pente externe (EU 3 et EU 6 respectivement) et elle est beaucoup moins élevée sur le platier (48 sp à EU 5). La richesse spécifique moyenne par transect suit les mêmes tendances que la richesse absolue, maximale à EU 6 (68 sp) et minimale à EU 5 (33 sp) (Tableau 15, Figure 43).

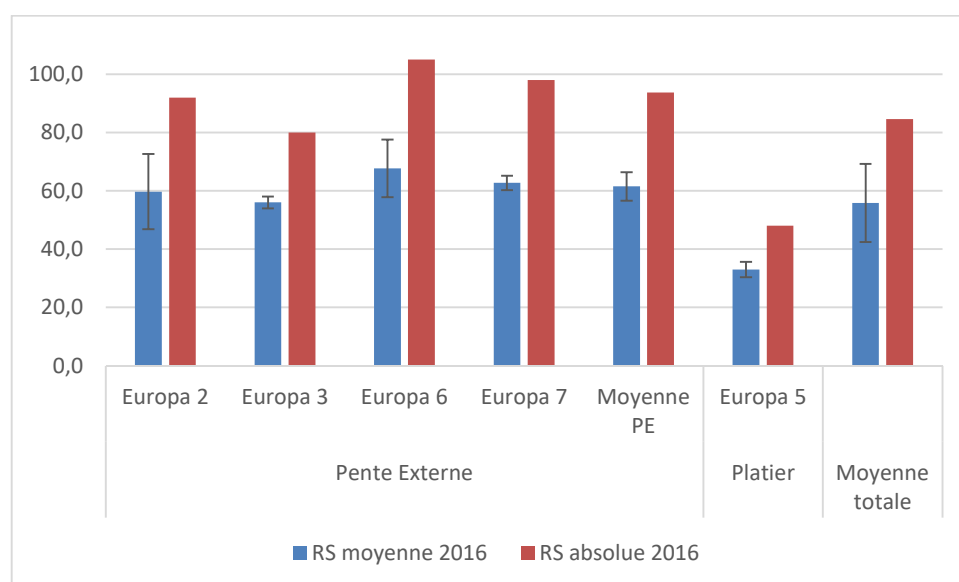


Figure 43: Richesse spécifique recensée sur les stations GCRMN et biotope à Europa (2016). RS moyenne : nombre moyen d'espèces par transect, RS absolue : nombre total d'espèces par station.

L'abondance est plus élevée sur les pentes externes (moyenne 1516 individus/transect), notamment à EU 6 et EU 7 situées au Nord (moy 2757 et 2005 individus/transect respectivement) par rapport à EU 3 à l'Ouest (moy 672 individus/transect) et EU 2 à l'Est (moy 635 individus/transect) (Tableau 15, Figure 44). Cette très forte densité au Nord provient essentiellement de la présence d'espèces planctonophages favorisées dans des milieux riches en plancton à la sortie de la mangrove.

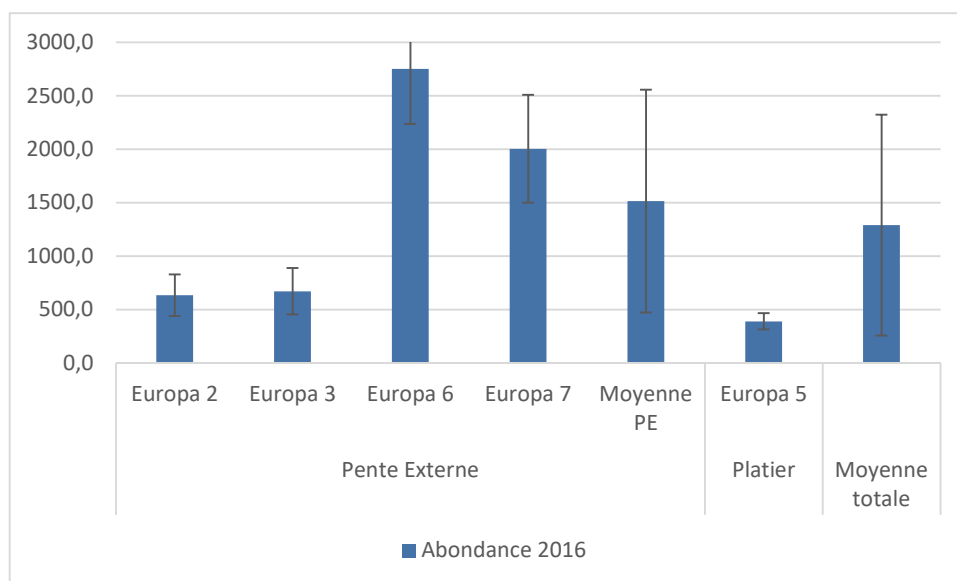


Figure 44 : Abondance moyenne recensée sur les stations GCRMN et par biotope à Europa (2016).

Quant aux biomasses (Tableau 15, Figure 45), elles sont nettement plus élevées sur les pentes externes (474 g/m² en moyenne) par rapport au platier (27 g/m²), avec une biomasse maximale recensée dans la station EU 7 (843 g/m²) localisée en face de la mangrove.

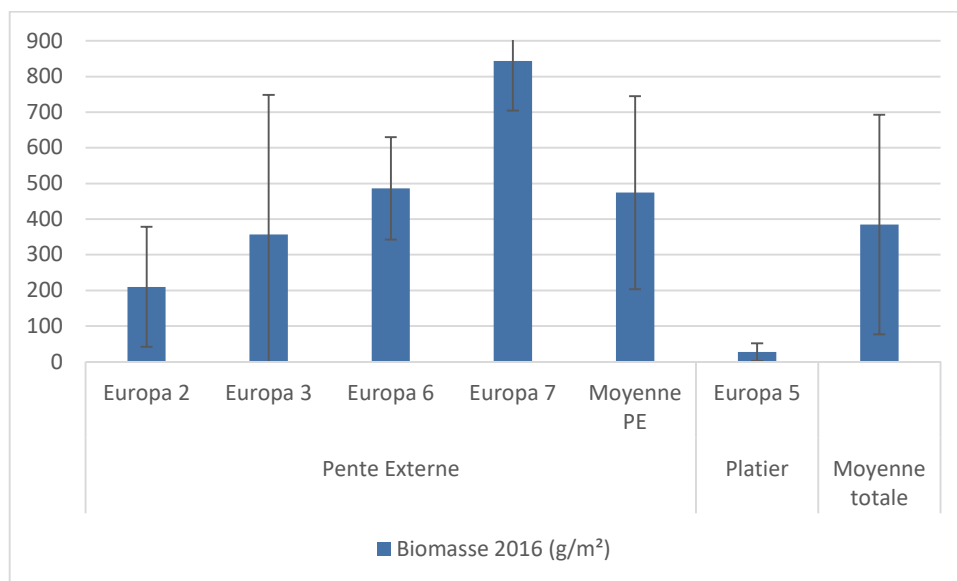


Figure 45 : Biomasse moyenne recensée sur les stations GCRMN et par biotope à Europa (2016).

3.1.1.3.3 Relations entre peuplements benthiques et ichtyologiques (2016)

Une analyse conjointe des peuplements benthiques (Figure 41) et ichtyologiques (Figure 46) montre comme pour les Glorieuses, les relations étroites entre ces deux compartiments. Une représentation sous forme de dendrogramme (Figure 46a) montre une opposition nette entre la station de platier EU 5 et celles de pente externe. Au niveau de la pente externe, les stations EU 6 et EU 7 au Nord se différencient des stations EU 2 à l'Est et EU 3 à l'Ouest. Une représentation graphique de cette structuration spatiale par similarité (Figure 46b) donne les mêmes résultats. A noter qu'un des transects de EU 6 est en position intermédiaire entre le groupe de stations "EU 5-EU 6" et "EU 2-EU 3",

ce qui montre que la différenciation entre stations de pente externe est moins nette que celle entre pente externe et platier.

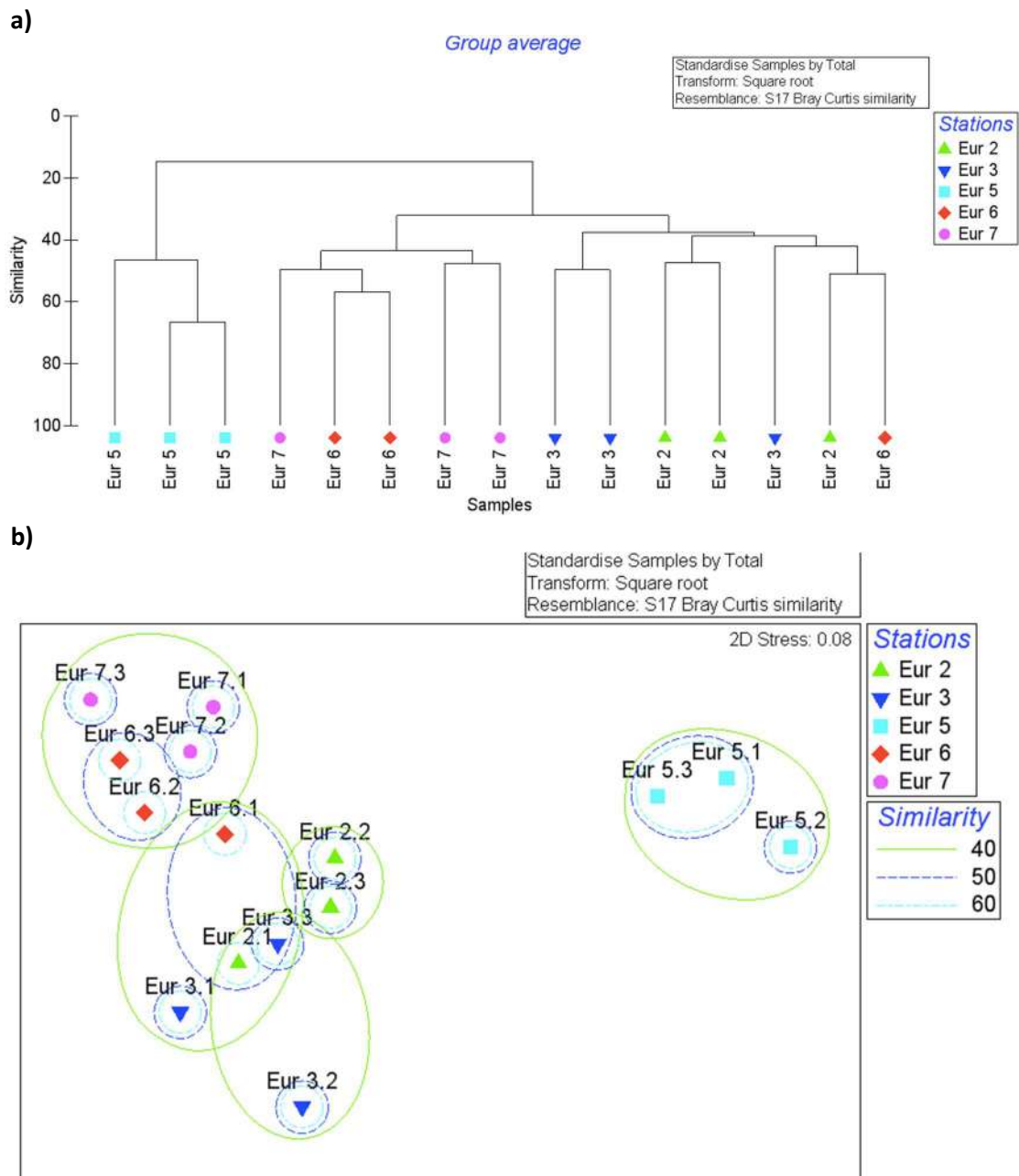


Figure 46 : Analyse nMDS sur les peuplements ichthyologiques d'Europa (données exprimées en biomasse).

Les degrés de similarité déterminés séparément à partir des données "poissons" et "coraux" induisent donc une même distribution des stations, c'est-à-dire qu'à chaque regroupement de coraux correspond un groupement de stations et ce, d'une station à une autre. Les différents taxons coraux et poissons sont reliés entre eux et forment des peuplements qui se distribuent de la même manière dans l'espace au niveau des stations, en fonction de la géomorphologie, de leur position géographique et du degré d'exposition. Ces résultats soulignent une fois de plus les relations étroites entre peuplements coralliens et ichthyologiques et l'importance d'avoir une structure corallienne en bon état pour accueillir des peuplements de poissons diversifiés (Chabanet *et al.*, 1997).

3.1.1.3.4 Evolution des communautés récifales (2011-2016)

Une comparaison des résultats peut se faire entre 2011 (programme BioReCIE) et 2016 (programme SIREME) où les mêmes stations ont été échantillonnées (sauf EU 4 au Sud non échantillonnée en 2016).

Pour les coraux, un total de 169 espèces appartenant à 45 genres et 15 familles a été observé à Europa en 2016 (Annexe 17). Ce nombre est plus élevé par rapport à la campagne de 2011 durant laquelle 135 espèces avaient été répertoriées. Cette différence s'explique essentiellement par un échantillonnage plus ciblé autour des transects et la présence d'un seul observateur (LB) en 2011 alors qu'en 2016, deux observateurs étaient présents (LB, DO) et des observations hors transect GCRMN ont été faites lors de plongées dérivantes.

Globalement les communautés benthiques échantillonnées à Europa semblent stables au cours du temps. Les peuplements coralliens montrent des caractéristiques de climax (diversité élevée, colonies de grandes tailles, fort recouvrement corallien, etc) qui représentent un état final stable de successions écologiques dans les conditions environnementales existantes.

Pour les peuplements de poissons, une comparaison entre 2011 et 2016 montre une certaine stabilité de la richesse spécifique aussi bien sur la pente externe (55 et 61 espèces respectivement) que sur le platier (24 à 33 espèces respectivement) (Figure 47).

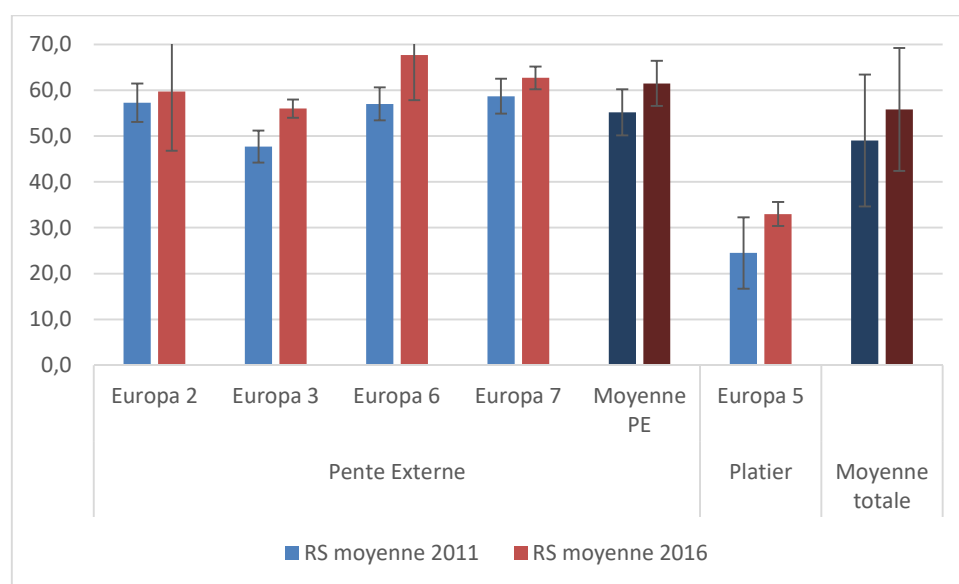


Figure 47 : Evolution de la richesse spécifique par station et par biotope entre 2011 et 2016.

Pour les abondances, les valeurs sont plus variables notamment sur les stations où de très fortes densités ont été enregistrées en 2016 (> 2000 individus/transect pour EU 6 et EU 7) (Figure 48). Ces résultats reflètent davantage la variabilité de ce paramètre reliée à celle du recrutement des planctonophages dans la colonne d'eau alors que les espèces démersales en moins grande quantité (notamment piscivores) sont stables à l'intérieur des peuplements ichtyologiques à Europa.

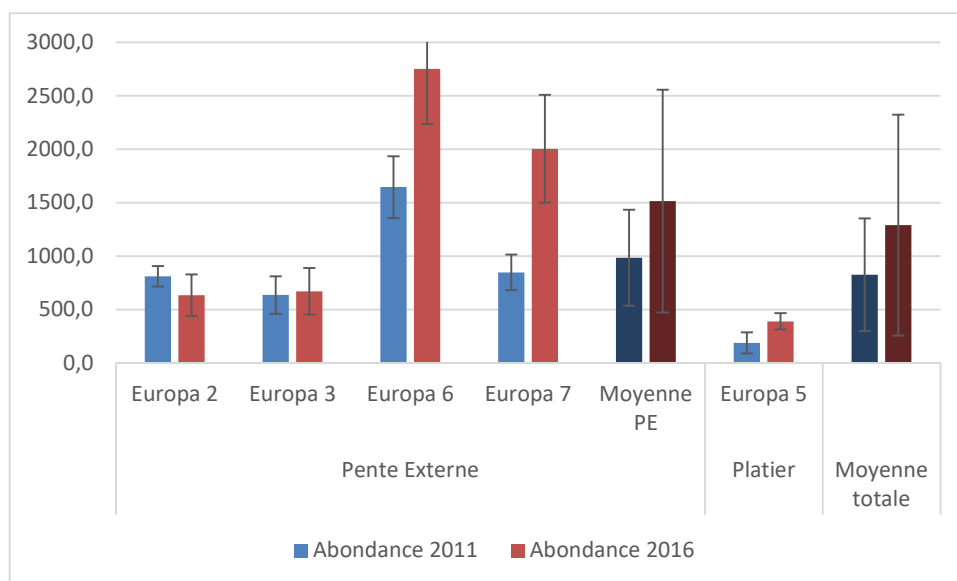


Figure 48 : Evolution de l'abondance par station et par biotope entre 2011 et 2016.

Concernant la biomasse, elle augmente entre 2011 et 2015 sur les stations de pente externe situées au Nord de l'île (EU 6 et EU 7) (Figure 49). En revanche elle chute sur les stations de pente externe à l'Est (EU 2 : 738 à 210 g/m²) et à l'Ouest (EU 3 : 1854 à 357 g/m²) ainsi que sur le platier (EU 5 : 145 à 27 g/m²). Sur la pente externe, la biomasse était fortement accentuée par la présence de requins marteaux à EU 3 (530 g/m²) et de requins de récif à EU 2 (100 g/m²). Lorsque le poids de ces requins est retiré du calcul de la biomasse, il n'en reste pas moins qu'elle a fortement diminué dans ces deux stations, et particulièrement sur EU 3 (3 fois moins). Ces résultats sont à prendre avec précaution mais ils pourraient montrer qu'une pratique de pêche illégale existe sur les côtes Est et Ouest de l'île. Il est à noter également que très peu de requins ont été observés durant les plongées alors qu'ils étaient plus fréquents en 2011. Ce résultat peut être le signe d'une pression de pêche ciblée sur ces espèces, d'un échantillonnage de plus courte durée limitant les observations sous-marines ou relié à des fluctuations temporelles naturelles et/ou migrations, notamment pour les requins marteaux pour lesquels des bancs avaient été observés en 2011 (début novembre) alors qu'aucun requin marteau n'a été observé en 2016 (fin novembre).

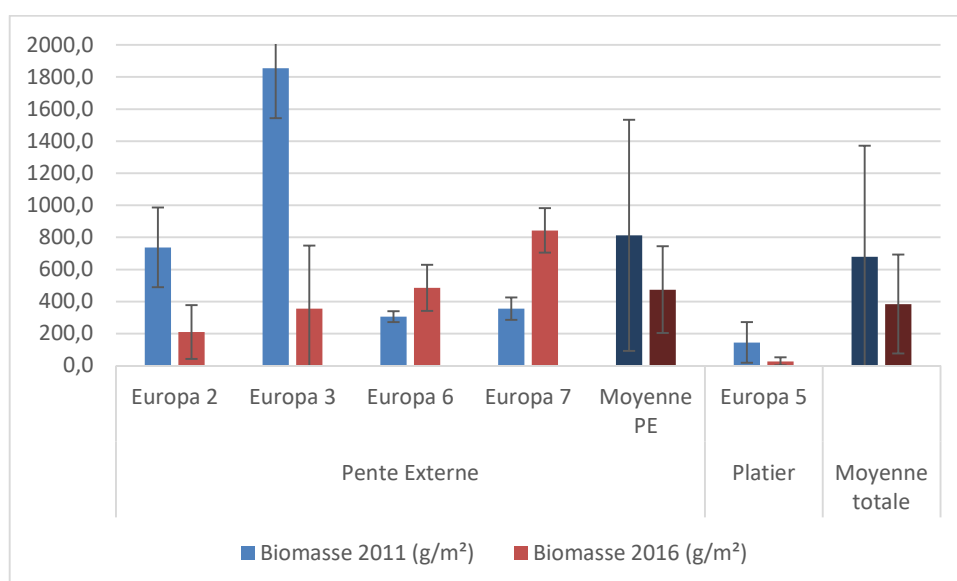


Figure 49 : Evolution de la biomasse (g/m²) par station et par biotope entre 2011 et 2016.

Ce qu'il faut retenir du suivi GCRMN à Europa :

Les récifs coralliens d'Europa sont en très bon état de santé, ce qui se reflète par une couverture corallienne élevée (près de 80% en moyenne), des colonies coralliennes de grande taille, une stabilité temporelle des communautés coralliennes qui restent très peu touchées par les phénomènes de blanchissement régionaux qui affectent le Canal du Mozambique depuis ces 10 dernières années. La structure des communautés est proche du climax, ce qui en fait des zones de référence pour toute la zone Sud-Ouest de l'Océan Indien.

En ce qui concerne les peuplements ichthyologiques, les points les plus remarquables sont une forte diversité globale pour une île isolée dans le Sud du Canal du Mozambique, une forte diversité de Serranidae (mérus), une forte proportion de prédateurs (mérus, lutjans, vivaneaux, carangues, requins, etc) dans les comptages et d'individus adultes de grande taille. Le dernier point remarquable est la curiosité des poissons de haut niveau trophique, premières cibles de la pêche, qui n'hésitent pas à se rapprocher des plongeurs, notamment *Epinephelus tukula* (mérrou patate) et *Lutjanus bohar* (casse marmite) (Figure 50). C'est une des caractéristiques des zones marines où la pêche sous-marine est absente.

La forte présence des prédateurs, leur taille élevée et la curiosité des poissons de haut niveau trophique reflètent la quasi absence de pression de pêche sur Europa. Néanmoins une diminution de biomasse a été observée en 5 ans sur les stations les plus exposées à l'Est et à l'Ouest de l'île, ce qui montre que malgré son isolement, Europa reste vulnérable à des pêches illicites.

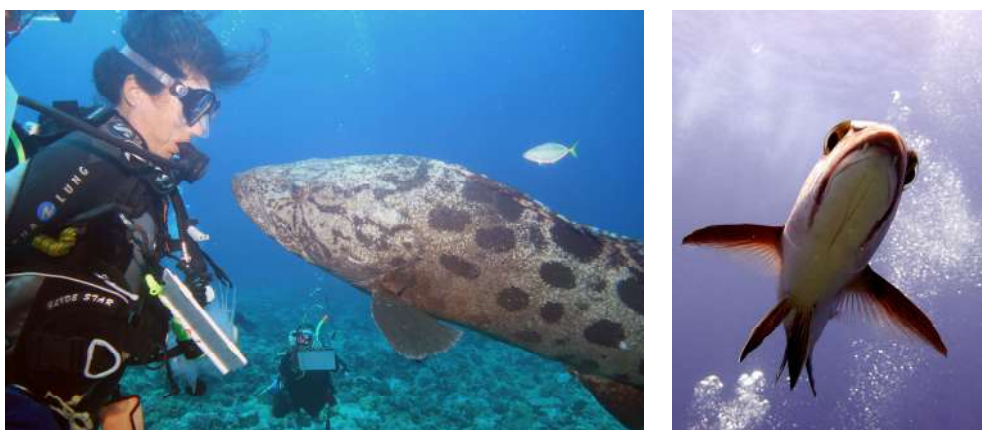


Figure 50 (photos) : Comportement curieux des poissons face aux plongeurs (ici *Epinephelus tukula* et *Lutjanus bohar*).

3.1.1.4 Comparaison régionale

Une analyse régionale de l'état de santé des communautés récifales peut se faire en comparant des biotopes identiques. La pente externe est ici ciblée d'une part, parce qu'elle a été échantillonnée majoritairement sur tous les sites de SIREME et d'autre part, parce que la profondeur des stations (>10 m) évite une variabilité temporelle trop importante du fait d'une stabilité plus forte des paramètres environnementaux (température, impact de la houle, etc), l'objectif étant ici de faire une comparaison spatiale entre les îles en limitant cette variabilité temporelle.

3.1.1.4.1 Peuplements coralliens

Les résultats relatifs à l'analyse de la diversité des coraux confirment la théorie du gradient latitudinal observé le long du Canal du Mozambique avec une région à forte diversité au Nord du Canal du Mozambique (Obura, 2012). En effet le nombre d'espèces coralliennes diminue du Nord au Sud du Canal du Mozambique, avec des diversités plus élevées à Mayotte (206 en 2010, 137 en 2016) et aux Glorieuses (162 en 2011), et moins fortes à Europa (143 en 2016). Cette tendance est observée sur presque toutes les familles de coraux durs et les principaux genres comme *Acropora*, *Favia*, *Platygyra* et autres. Néanmoins elle ne se retrouve pas sur des genres comme *Siderastreidae*, *Montipora* et *Pocillopora* (Figure 51).

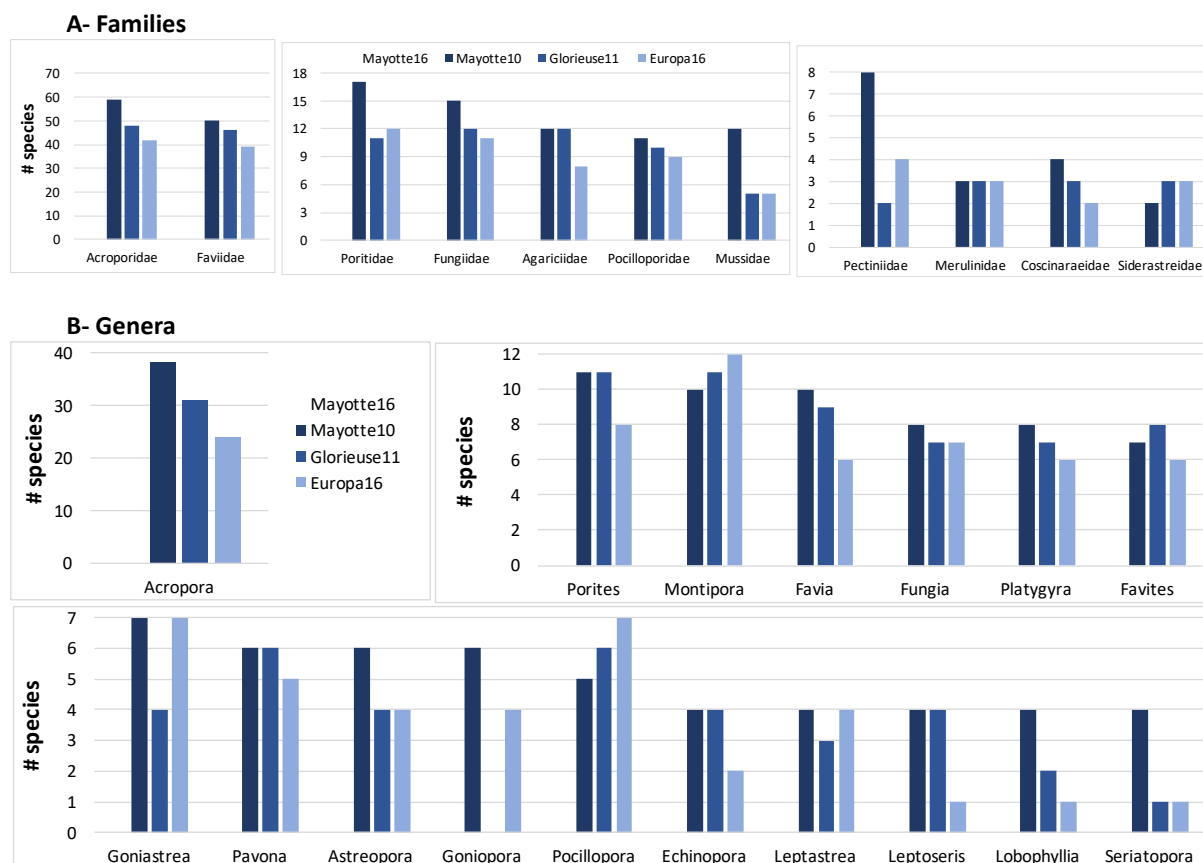


Figure 51 : Nombre d'espèces de coraux durs recensées par famille (A) et par genre (B) sur différents récifs de l'océan Indien (Mayotte en 2010 et 2016, Glorieuses en 2011 et Europa en 2016). A. les données 2016 à Mayotte ont été prises durant l'épisode de blanchissement corallien.

Les résultats relatifs à l'analyse de la diversité corallienne (espèces et genres) reflètent l'isolement et la répartition méridionale d'Europa, notamment vis-à-vis du gradient latitudinal du Canal du Mozambique marqué par de forts niveaux de biodiversité au Nord du Canal (Obura, 2012). Leurs peuplements de coraux durs ont des caractéristiques de récifs de haute latitude avec des diversités élevées pour les genres *Montipora* et *Pocillopora*, et faibles pour *Acropora* et *Favia*. De plus, quelques genres communs des récifs du Sud-Ouest de l'Océan Indien sont absents (*Plerogyra*, *Physogyra*, *Symphyllia*) ou sont représentés avec peu d'espèces et/ou colonies (*Lobophyllia*, *Echinophyllia*, *Mycedium*, *Seriatopora*). Les récifs d'Europa sont des récifs classiques d'îlots et d'atolls comme l'on en rencontre dans le Sud du Mozambique (Bazaruto). Ils sont en même temps très différents de ceux rencontrés en Afrique du Sud à des latitudes comparables. A Sodwana Bay par exemple, les communautés coralliennes qui se développent sur des structures rocheuses ont de faibles recouvrements, alors qu'à Europa, les recouvrements sont très élevés avec une distribution de taille

des colonies qui indiquent leur excellent état de santé. Il est à noter que l'impact du blanchissement corallien de 2016 n'a pas été visible durant la mission. L'absence de très grandes colonies coralliennes reflète sans doute les conditions hydrodynamiques fortes qui règnent à Europa, île exposée de plein fouet aux fortes houles australes.

3.1.1.4.2 Peuplements ichtyologiques

Pour les peuplements ichtyologiques, la comparaison peut se faire sur la base de l'ensemble des paramètres étudiés dans la cadre du programme : richesse spécifique, abondance et biomasse.

La richesse spécifique est conditionnée par plusieurs facteurs dont l'histoire évolutive des espèces, le contexte océanographique qui influence les connectivités entre populations et la qualité de l'habitat. Plus un récif corallien aura un habitat diversifié et des coraux en bonne santé, plus il aura la capacité d'accueillir une forte biodiversité.

Il ressort de notre étude que la richesse spécifique absolue par station est la plus élevée aux Glorieuses (107 espèces) et la plus faible à Mayotte (80 espèces) avec une valeur intermédiaire recensée à Europa (94 espèces) (Figure 52).

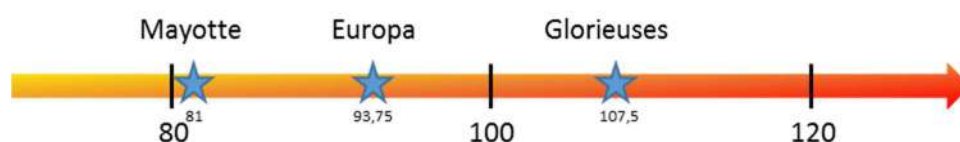


Figure 52 : Comparaison des richesses absolues recensées à Mayotte, Europa et Glorieuses (SIREME).

Cette tendance se retrouve également sur la richesse moyenne par transect mais de manière moins contrastée (67, 62 et 53 espèces/250 m² pour les Glorieuses, Europa et Mayotte respectivement).

Les valeurs de diversité trouvées aux Glorieuses sont parmi les plus fortes recensées dans la région de l'Océan Indien occidental avec celles recensées sur les bancs de Geyser (Chabanet *et al.*, 2002). Cette richesse pourrait s'expliquer par un contexte hydrodynamique favorisant la connectivité entre les populations, notamment dans le Nord du Canal du Mozambique et la faible pression anthropique autour de ces îles (Chabanet *et al.*, 2014). Mayotte qui bénéficie également d'un contexte hydrodynamique favorable de par sa position géographique est en revanche fortement impactée par la pression anthropique, ce qui pourrait expliquer une plus faible diversité en espèces ichtyologiques recensée sur les stations GCRMN.

L'abondance est principalement conditionnée par le contexte hydrodynamique favorable au recrutement des espèces, la qualité de l'habitat et la pression de pêche.

Les abondances relevées par transect sont beaucoup plus fortes à Europa (1516 individus/transect) et équivalentes aux Glorieuses et à Mayotte (584 et 512 individus/transect respectivement) (Figure 53). Compte tenu de l'isolement d'Europa dans le Sud du Canal et de sa taille, le nombre d'individus recensé y est tout à fait remarquable. Cette valeur est comparable à celles relevées sur le banc de Geyser (Chabanet *et al.*, 2002) située dans le Nord du Canal du Mozambique dans une zone reconnue pour la richesse des eaux en éléments nutritifs (upwelling) et la dynamique océanique favorable au recrutement larvaire. La forte densité de poissons observée est due en grande partie à l'abondance des espèces planctonophages vivant en banc dans la colonne d'eau. Néanmoins,

des effectifs importants d'autres groupes trophiques comme les carnivores et les piscivores accentuent les différences observées entre Europa et les autres sites d'étude. Cette différence peut s'expliquer en partie par certains facteurs spécifiques à Europa comme la forte couverture corallienne et la quasi absence de pression anthropique et halieutique.

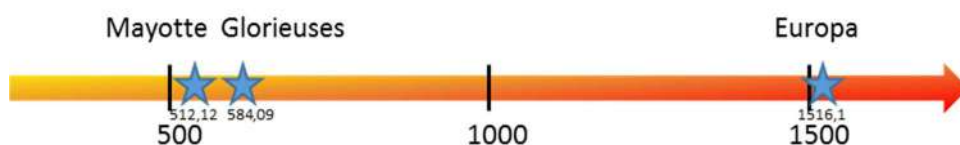


Figure 53 : Comparaison des abondances recensées à Mayotte, Europa et Glorieuses (SIREME).

Concernant la biomasse, ce paramètre intègre à la fois l'abondance et la taille des individus, ce qui en fait un excellent indicateur de la pression de pêche. Europa se distingue également nettement des autres sites avec des valeurs relevées plus de 6 fois supérieures à celles de Mayotte et de La Réunion (474, 73 et 66 g/m² respectivement), et près de 3 fois plus fortes à celles des Glorieuses (180 g/m²) (Figure 54). Cette grande différence s'explique principalement par la présence plus fréquentes d'espèces de haut niveau trophique comme les mérours ou les lutjans avec des individus de grandes tailles comptabilisés presque systématiquement dans les comptages à Europa, alors qu'ils sont moins observés aux Glorieuses et quasi absents à Mayotte. Ce résultat est en relation directe avec la pression de pêche exercée sur ces îles qui vise en priorité les prédateurs du récif (lutjans, mérours, carangues, capitaines, etc).

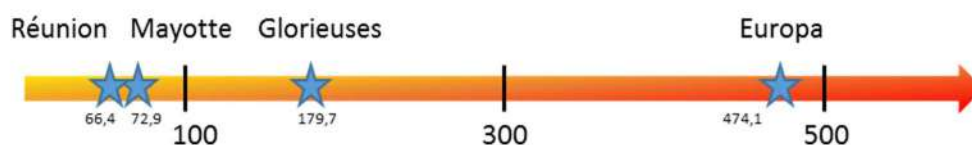


Figure 54 : Comparaison des abondances recensées à Mayotte, Europa et Glorieuses (SIREME) et La Réunion (Bigot *et al.*, 2014).

Une comparaison entre les récifs de La Réunion montre que les valeurs recensées sur les pentes externes sont légèrement plus fortes à Mayotte (73 vs 60 g/m²). Dans les milieux coralliens de référence comme les îles Eparses où il y a très peu de pression de pêche (braconnage), la biomasse en poissons est 6 fois supérieure à Europa par rapport à celle de La Réunion et Mayotte, les valeurs de biomasse pouvant même être 10 fois supérieures à Europa par rapport à La Réunion (Chabanet *et al.*, 2016). Une autre étude englobant plusieurs récifs coralliens de la zone Océan Indien (McClanahan *et al.*, 2011 ; Bigot *et al.*, 2016) montre que les biomasses recensées dans la plupart des récifs de la région sont < 100 g/m² (Tableau 16) alors qu'elles dépassent toujours ce seuil aux îles Eparses. Cette comparaison met une fois de plus en avant les valeurs de biomasse exceptionnelles recensées aux îles Eparses et témoigne directement de l'impact de la pêche sur les espèces halieutiques de haut niveau trophique comme les piscivores composés en majorité de grands individus à l'âge adulte.

Tableau 16 : Biomasse de poissons (kg/ha) recensée dans les zones de réserves des récifs de l'océan Indien (d'après McClanahan *et al.*, 2011). KNY : Kenya, TANZ : Tanzanie, SEY : Seychelles, MAY : Mayotte, MOZ : Mozambique, MADA : Madagascar, RUN : Réunion, MAU : Maurice.

	KNY	TANZ	SEY	MAY	MOZ	MADA	RUN	MAU
Biomasse (kg/ha)	92	82	45	82	85	58	40	28

3.1.2 Analyse des maladies coralliennes

3.1.2.1 Identification des signes et syndromes des maladies sur les Glorieuses et Europa

L'examen des photographies ainsi que des échantillons prélevés a révélé la présence de quatre états pathologiques se manifestant par des pertes tissulaires, des anomalies de croissance ou des changements de couleurs (Figure 55) :

1) La maladie de la bande noire (BBD) caractérisée par la présence d'une bande noire de quelques millimètres à quelques centimètres de largeur se propage le long de la colonie en laissant derrière elle le squelette blanc du corail (Figure 55D). Elle a été observée chez *Acropora* spp uniquement sur les récifs des Glorieuses.

2) Le syndrome des taches blanches chez *Porites* (PWPS) caractérisé par une zone de tissus mort de deux à 30 cm de diamètre, entourée d'une bande de tissu décoloré généralement blanche de deux à 20 cm de largeur. Il a été observé chez *P. lutea* et *P. lobata* (Figure 55F) ;

3) Le syndrome blanc (WS), caractérisé par une perte rapide des tissus laissant apparaître le squelette du corail ou un blanchissement localisé des tissus (Figure 55A-C). Il a été observé chez les genres *Acropora*, *Seriatopora*, et *Pocillopora*.

4) Les nécroses (Nec), caractérisées par une bande ou des plaques roses à violettes de quelques millimètres à quelques centimètres d'épaisseur séparant la partie vivante de la partie morte du corail (Figure 55E).

Ces maladies semblent être similaires à celles déjà décrites dans d'autres régions de l'Océan Indien, incluant La Réunion, Mayotte et l'Afrique du Sud (Séré *et al.*, 2015), les Chagos (Sheppard *et al.*, 2012), la République des Maldives (Onton *et al.*, 2011), et le Sud de l'Inde (Thinesh *et al.*, 2011).

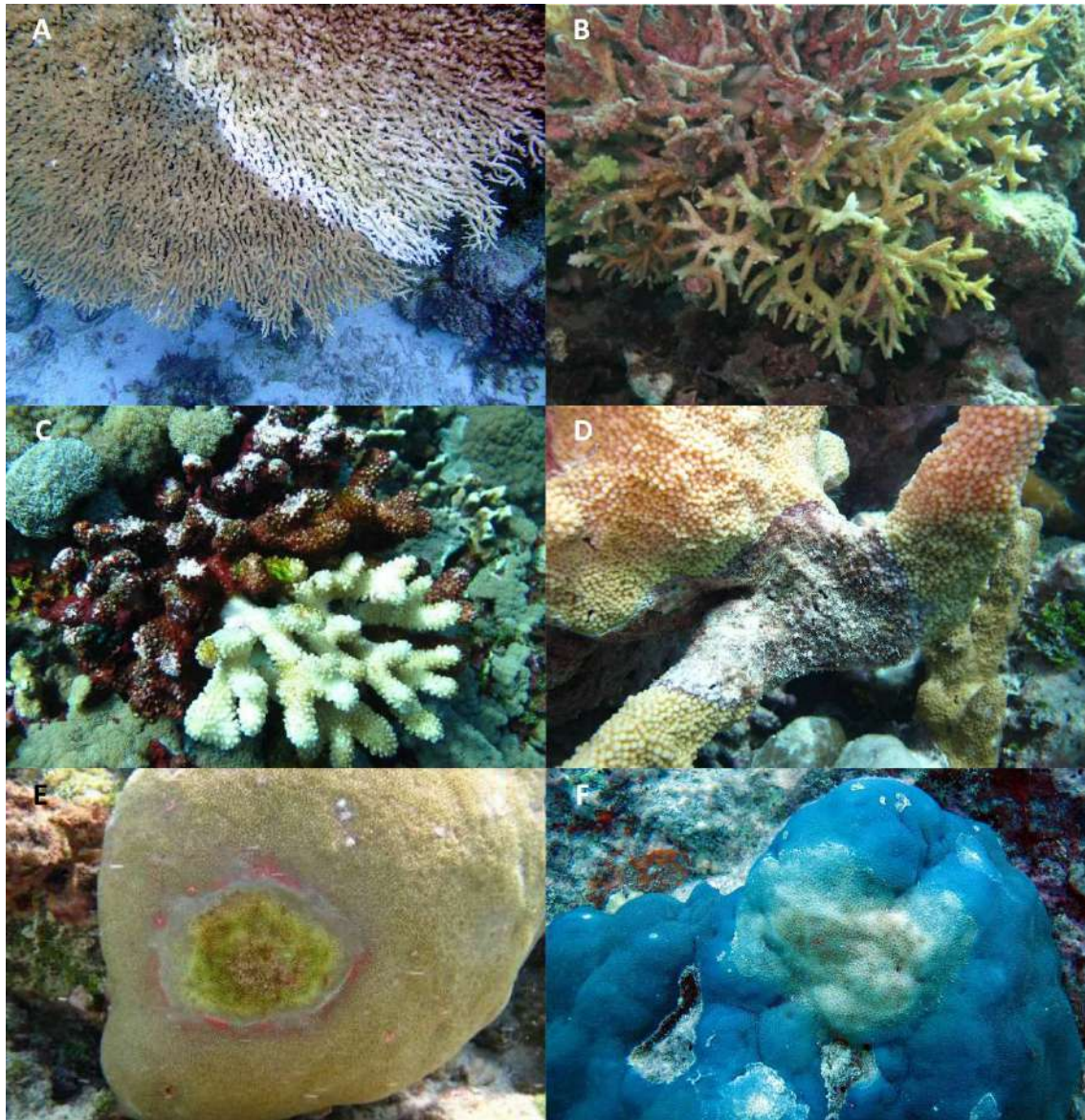


Figure 55 (photos) : Principales maladies coralliennes observées sur les récifs des Glorieuses et d'Europa. Syndrome blanc (WS) sur (A) *Acropora* sp., (B) *Seriatopora* sp., et (C) *Pocillopora* spp. (D). Maladie de la bande noire (BBD) sur *Acropora* spp. (E) Nécrose (Nec) chez *Porites* spp. (F) Syndrome des taches blanches (PWPS) chez *Porites lutea*.

3.1.2.2 Prévalence des maladies

Au total, 13 stations (dont 7 aux Glorieuses et 6 à Europa), représentant une surface échantillonnée de 1560 m² ont été suivies durant le projet SIREME. Aux Glorieuses, la prévalence moyenne pour tous les signes/syndromes de maladies confondus était de $5,4 \pm 4,0\%$ (\pm ET) ; Figure 56). Ces niveaux de maladies reportés ont été plus élevés que pour d'autres récifs de l'Océan Indien comme les récifs de Sodwana-Bay en Afrique du Sud, de Mayotte (Séré *et al.*, 2015), de Ningaloo en Australie (Onton *et al.*, 2011), des Chagos (Sheppard *et al.*, 2012) ou des Maldives (Montano *et al.*, 2012). Toutefois, les valeurs obtenues ont été inférieures à celles calculées pour les récifs de La Réunion, de Rodrigues et de Mandapam dans le Sud de l'Inde (Thinesh *et al.*, 2011).

De fortes prévalences ont été relevées sur certaines stations notamment à GLO 5 ($37,1 \pm 6,7\%$), GLO 3 ($31,1 \pm 6,1\%$) et GLO 7 ($32,8 \pm 10,8\%$). De plus, des épidémies inquiétantes de BBD ont été

relevées principalement sur les colonies d'*Acropora* spp. Par exemple, les suivis réalisés à proximité de l'île du Lys sur les stations GLO 3, GLO 5 et GLO 7, ont mis en évidence des prévalences d'AcrBBD pouvant atteindre les 27,4%. Cet impact anormalement élevé peut s'expliquer par le fait que ces stations sont situées à proximité de colonies de milliers d'oiseaux marins (270 000 couples de sternes fuligineuses et 300 couples de Noddi bruns) pouvant être « vecteurs et/ou réservoirs » de maladies rejetant des contaminants organiques (N, P, K) dans le milieu.

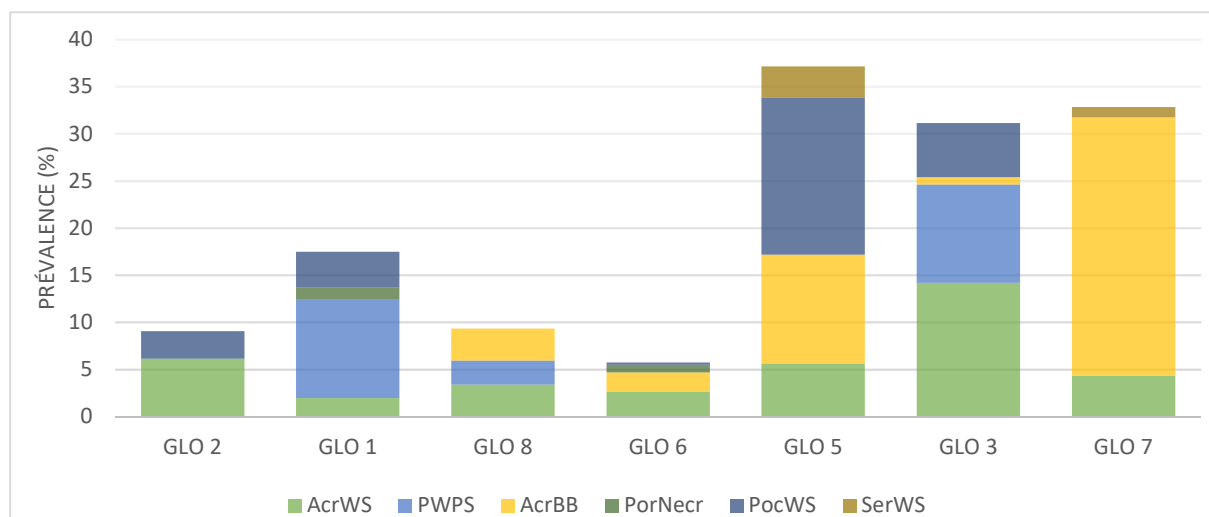


Figure 56 : Prévalence (%) des principales maladies observées sur les 7 stations sélectionnées aux Glorieuses. AcrWS : syndrome blanc chez *Acropora* spp ; PWPS : maladie des taches blanches chez *Porites* sp ; AcrBBD : maladie de la bande noire chez *Acropora* sp. ; PLS : syndrome de la ligne rose ; SerWS : syndrome blanc chez *Seriatopora* sp. ; PocWS : syndrome blanc chez *Pocillopora* spp. ; MonWS : syndrome blanc chez *Montipora* spp.

A l'inverse, l'analyse des données récoltées sur les récifs d'Europa (Figure 57) a montré un impact faible des maladies coralliennes avec une prévalence moyenne pour tous les signes/syndromes de maladies confondus de $2.3 \pm 3,1\%$ (\pm ET). Ce résultat est similaire à ceux reportés sur les récifs « sains » des Maldives (Montano *et al.*, 2012) et de Ningaloo en Australie (Onton *et al.*, 2011) et semblent indiquer un bon état de santé des récifs d'Europa malgré les événements importants de blanchissement régionaux.

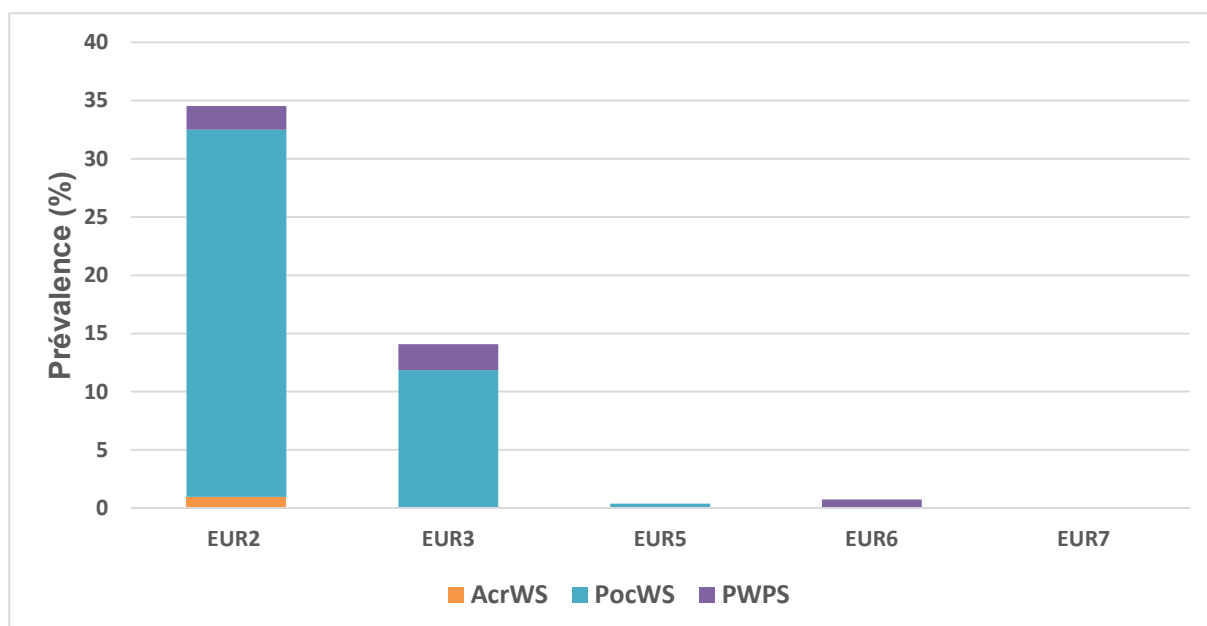


Figure 57 : Prévalence (%) des principales maladies observées sur les cinq stations sélectionnées à Europa. AcrWS : syndrome blanc chez *Acropora* spp ; PWPS : maladie des taches blanches chez *Porites* sp ; PocWS : syndrome blanc chez *Pocillopora* spp.

3.1.2.3 Susceptibilité des coraux aux maladies

Aux Glorieuses, sur les cinq genres coralliens présentant des signes de maladie, *Acropora*, *Porites*, *Pocillopora*, *Seriatopora* et *Styllophora* ont été les plus sensibles aux infections (Figure 58). *Acropora* s'est révélé être le genre le plus vulnérable ($11,9 \pm 8,4\%$) en présentant des infections provoquées principalement par la BBD (Figure 56). Les colonies de *Pocillopora* spp. ont présenté une forte sensibilité aux WS alors que celles de *Porites lutea* et *P. lobata* ont été plus vulnérables aux PWPS et Nec (Figure 58).

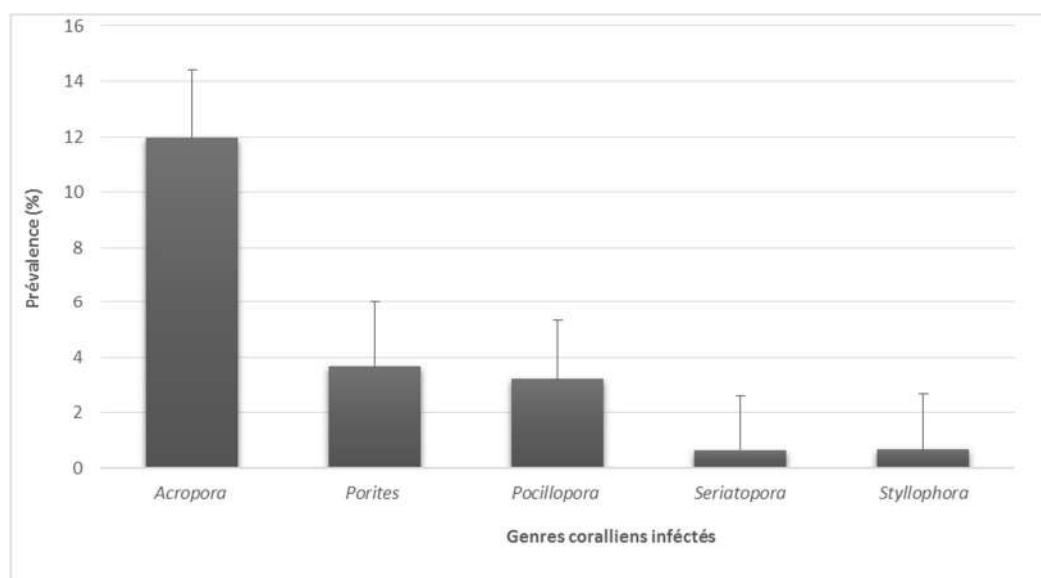


Figure 58 : Prévalence moyenne (%) des maladies parmi les genres coralliens les plus susceptibles rencontrés sur les récifs des Glorieuses.

A Europa, parmi les nombreux genres coralliens observés, seules quelques colonies de *Porites*, d'*Acropora* et de *Pocillopora* ont présentées des signes de maladie. Le genre *Pocillopora* semble être le plus vulnérable avec $10,9 \pm 14,8\%$ des colonies présentant des infections provoquées principalement par les WS. Enfin, seuls $1,3 \pm 1,1\%$ des *Porites* spp et $0,3 \pm 0,5\%$ des *Acropora* spp ont présentés des signes de maladie (Figure 57).

3.1.3 Analyses hydrologiques et des communautés planctoniques

3.1.3.1 Glorieuses

3.1.3.1.1 Analyses hydrologiques

Une première évaluation de la qualité des eaux a été faite dans le cadre de SIREME pour déterminer des premiers indices de l'état de santé des îles Glorieuses en se basant sur les caractéristiques chimiques et celle des communautés planctoniques (stage M2 A. Belières, 2016). Il s'agissait d'identifier les indicateurs de santé de l'écosystème lagunaire des Glorieuses à partir d'échantillons récoltés lors de la mission de novembre 2015 du projet SIREME ainsi que de comparer ces résultats avec la mission de mai 2016 du projet PANAMAG#2 afin d'en tirer les premières tendances saisonnières.

Ainsi les 6 stations du GCRMN (GLO 1, GLO 2, GLO 3, GLO 5, GLO 6 et GLO 7) plus une station océanique (GLO O : mouillage Antsiva) ont été échantillonnées en novembre 2015 (projet SIREME). Lors du projet PANAMAG#2 en mai 2016, un échantillonnage a été réalisé sur plusieurs stations dont 5 des stations échantillonnées en novembre (GLO 1, GLO 2, GLO 5, GLO 6 et GLO 7). Il nous a paru judicieux d'interpréter les résultats issus du projet SIREME avec ceux obtenus en mai 2016 sous le regard de la variabilité saisonnière.

Les échantillons ont été traités via trois approches techniques : (1) la cytométrie en flux pour caractériser les populations bactériennes et picophytoplanctoniques (de taille inférieure à $2 \mu\text{m}$) et leurs abondances, (2) la microscopie inversée pour identifier et quantifier taxonomiquement les organismes phytoplanctoniques de taille supérieure à $2 \mu\text{m}$, et (3) la méthode par HPLC pour établir la diversité et la quantification pigmentaire et leur association aux groupes algaux. Les données acquises ont ensuite été analysées par des méthodes statistiques (T-test, Spearman, etc), des analyses en composantes principales (ACP) et à travers des index de diversité (Shannon et Simpson).

Concernant les indicateurs chimiques retenus, les quantités de chlorophylle-a (CHL-A) avec des valeurs inférieures à $1 \mu\text{g/L}$ ont révélé une classification des eaux d'un statut ultra-oligotrophique (source : *English Channel coastal waters Assessment levels Water Framework Directive* (WFD 2000/60/EC). Cette hypothèse a été confirmée par des très faibles concentrations en nutriments azotés et carbonés (notamment en orthophosphates, nitrate et carbone organique dissous), similaires avec les données obtenues en 2011 (Bouvy *et al.*, 2016 ; Quétel *et al.*, 2016), qualifiant ces îles d'environnement relativement stable. Ces indicateurs chimiques permettent ainsi d'établir une surveillance des apports externes (par la pollution humaine) et interne (par le guano des oiseaux présents à certaines stations, station GLO 7) de nutriments pour de futures études.

Concernant les indicateurs biologiques, les bactéries hétérotrophes constituent le compartiment majeur des communautés planctoniques en novembre 2015 et en mai 2016 avec des abondances comparables à celles de milieux plus anthropisés comme le lagon de Zanzibar et plus étonnamment comme celui de Mayotte. Les picocyanobactéries (notamment *Prochlorococcus* et *Synechococcus*) ont confirmé le statut ultraoligotrophique des Glorieuses avec majoritairement une caractérisation des eaux côtières par la prédominance de *Synechococcus*. De plus, de meilleures conditions de développement algal ont été détectées en 2016 via l'analyse des abondances phytoplanctoniques. Cette hypothèse a été confirmée par la diversité pigmentaire plus élevée en 2016 qu'en 2015. Par ailleurs, la zéaxanthine représente le pigment majoritaire pour les deux périodes, assimilé aux cyanobactéries (*Prochlorococcus* et *Synechococcus*) et aux algues vertes ; la présence de ces dernières

est confirmée par la détection d'autres pigments spécifiques des algues vertes (CHL-B, Violaxanthine, Neoxanthine). La présence d'haptophytes a été révélée par la 19'hexfucoxanthine et confirmée par microscopie via l'identification d'*Emiliania huxleyi*, coccolithophore connu comme indicateur paléoclimatique. Néanmoins cette confirmation d'identification peut être remise en cause par la très faible abondance de l'espèce détectée. Globalement une grande diversité de taxons a pu être observée en microscopie (confirmée par l'index de Shannon) avec plus de 150 taxons identifiés sur les 7 stations échantillonnées lors des deux campagnes, avec une caractérisation (majoritairement) par les taxa Bacillariophyceae (diatomées) en mai 2016 et par les taxa Dinophyceae (dinoflagellés) en novembre 2015. Parmi les espèces dominantes, il faut noter l'occurrence à toutes les stations et aux deux saisons de la diatomée *Ceratoneis closterium*, de la *Navicula* spp (2-5 x 8-15 µm) et de *Pseudonitzschia* spp. Le dinoflagellé, non identifié actuellement, nommé « Dinoflagellé 39 » est également présent de manière constante avec des pourcentages de présence toujours inférieure à 7%. L'occurrence d'autres espèces de dinoflagellés caractérise certaines stations dont les dinoflagellés hétérotrophes comme *Protoperidinium bipes* et *Protoperidinium quiquecorne*, et le dinoflagellé mixotrophe *Gymnodinium* spp. Ces trois espèces peuvent être considérées également comme indicateurs trophiques de certaines stations.

Les analyses en composantes principales (ACP) ont révélé une forte variabilité saisonnière, avec (1) de fortes abondances algales et picoeucaryotes en mai 2016 et (2) de fortes concentrations en nutriments et flagellés hétérotrophes (de taille comprise entre 2 et 20 µm) en novembre 2015. Ces résultats ont été confirmés statistiquement (t-test) avec des communautés phytoplanctoniques différentes pour les deux missions. Il est intéressant de noter que les deux stations GLO 5 et GLO 7, au Nord de Grande Glorieuse, se caractérisent par les mêmes variables et s'opposent aux autres stations échantillonnées. Ces deux stations se distinguent en 2015 par les plus fortes valeurs en nutriments (orthophosphate, ammonium, nitrate, carbone organique dissous) alors qu'en 2016 ces stations se caractérisent par les plus fortes concentrations en phytoplancton et en picoeucaryotes (organisme autotrophe de taille inférieure à 2 µm). Les picoeucaryotes peuvent être considérées comme des indicateurs clés de l'écosystème Glorieuses.

Notre étude a montré que les valeurs observées étaient globalement similaires avec celles obtenues dans les précédentes missions mais également avec une étude des récifs coralliens menée à Zanzibar (Lugomela *et al.*, 2001). Néanmoins, des études futures sont nécessaires pour confirmer ces résultats obtenus en deux campagnes, et particulièrement sur la circulation des masses d'eaux autour des Glorieuses qui pourraient impacter la distribution des communautés planctoniques. La mise en place de surveillance à long terme des paramètres biologiques et chimiques est nécessaire pour suivre l'évolution des indicateurs, ainsi que la mise en relation de notre sélection d'indicateurs avec des indicateurs de diversité fonctionnelle. L'extraction et l'interprétation des données obtenues par les sondes immergeables (oxygène dissous, température, irradiance lumineuse) sont en cours d'exploitation en lien avec la somme de données recueillies (acquisition toutes les 15 minutes pendant 7 mois).

L'ensemble des résultats, discussion et conclusion est disponible dans le rapport de stage d'Alice Bélières (cf liste des livrables).

3.1.3.1.2 Analyse des communautés zooplanctoniques

Une nette différence d'abondance totale du zooplancton est observée entre les stations dites « lagonaire » aux Glorieuses, et les stations dites « océaniques » qui incluent la station Océan (mouillage du bateau) et Geyser au large entre Mayotte et les Glorieuses (Figure 59). Les valeurs de biomasse (en poids sec) suivent le même *pattern* que celui des abondances, à l'exception de la station Geyser révélant une biomasse faible. L'ensemble des résultats est reporté dans le Tableau 17.

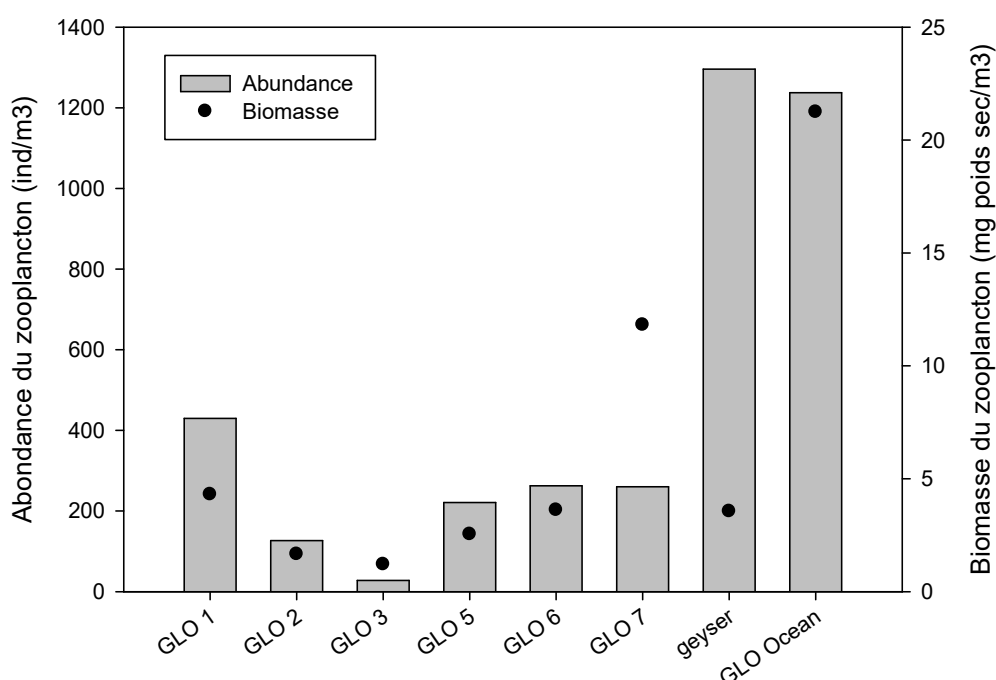


Figure 59 : Abondance du zooplancton et de la biomasse exprimée en poids sec du zooplancton total aux 8 stations échantillonnées lors de la campagne de novembre 2015.

La répartition de l'abondance totale en grands groupes zooplanctoniques montre l'importance des grands groupes zooplanctoniques avec d'une part, les nauplii et les copépodites qui représentent les stades non adultes, et d'autre part, les copépodes adultes (calanoides, cyclopides, harpacticoides), les gélatineux (méduses, appendiculaires), les autres organismes holoplanctoniques (ostracodes, amphipodes et mollusques) et le méroplancton (larves et œufs d'organismes divers) (Figure 60). Les stations GLO 3 et GLO 5 montrent un pourcentage élevé de méroplancton, avec une faible contribution de copépodes, certainement en lien avec des erreurs d'échantillonnage (à confirmer). La station GLO 6 se caractérise par une forte valeur en nauplii suggérant un recrutement important de copépodes lors de notre échantillonnage. Les stations GLO 1, GLO 2 et GLO O, situées au Sud des Glorieuses en zone ouverte se caractérisent par un pourcentage important de calanoides. Les espèces principales identifiées appartiennent essentiellement aux genres *Acartia*, *Calanus* et *Unidula*. Les copépodes cyclopides sont bien représentés à la station GLO 7 avec le genre *Oncaea* (*O. venusta*, *O. mediterranea*), *Farranula* sp. L'espèce *Oithona fallax* a été identifiée uniquement à la station GLO 7, et pourrait ainsi être un indicateur potentiel planctonique de la zone. Les copépodes harpacticoides pélagiques sont absents aux stations GLO 2 et GLO 3, alors que les autres stations présentent des pourcentages d'occurrence entre 4 et 18%, avec la prédominance des *Microsetella* dont *M. rosea*. Les gélatineux sont présents particulièrement aux stations GLO 1 et GLO O avec des genres comme *Serratosagitta* (13% à la station GLO 1), *Oikopleura*, et des Chaetognathes.

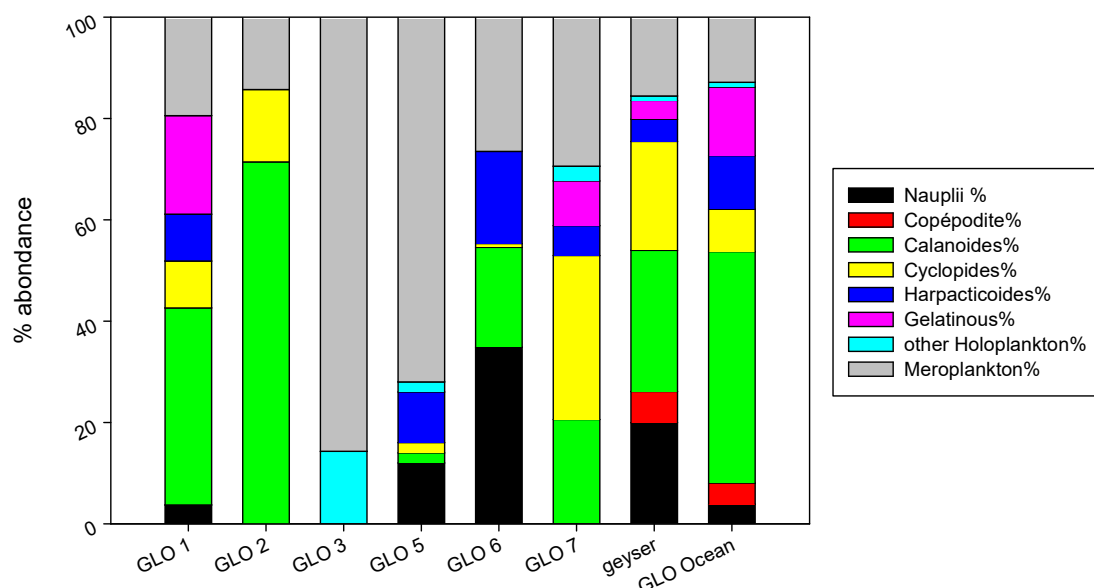


Figure 60 : Répartition de l'abondance totale en grands groupes zooplanctoniques (exprimée en pourcentage du total) pour les stations de la campagne Glorieuses 2015.

La Figure 61 reporte les indices de diversité de Shannon ainsi que le nombre de taxons (diversité alpha) aux 7 stations échantillonnées, avec les plus faibles valeurs relevées aux stations GLO 2, GLO 3 et GLO 6. Les plus fortes valeurs sont relevées aux stations océaniques avec plus de 50 taxa identifiés aux deux stations avec des indices de Shannon proche de 4bit/ind. Il faut rappeler que ces stations présentent également les plus fortes abondances (Figure 59).

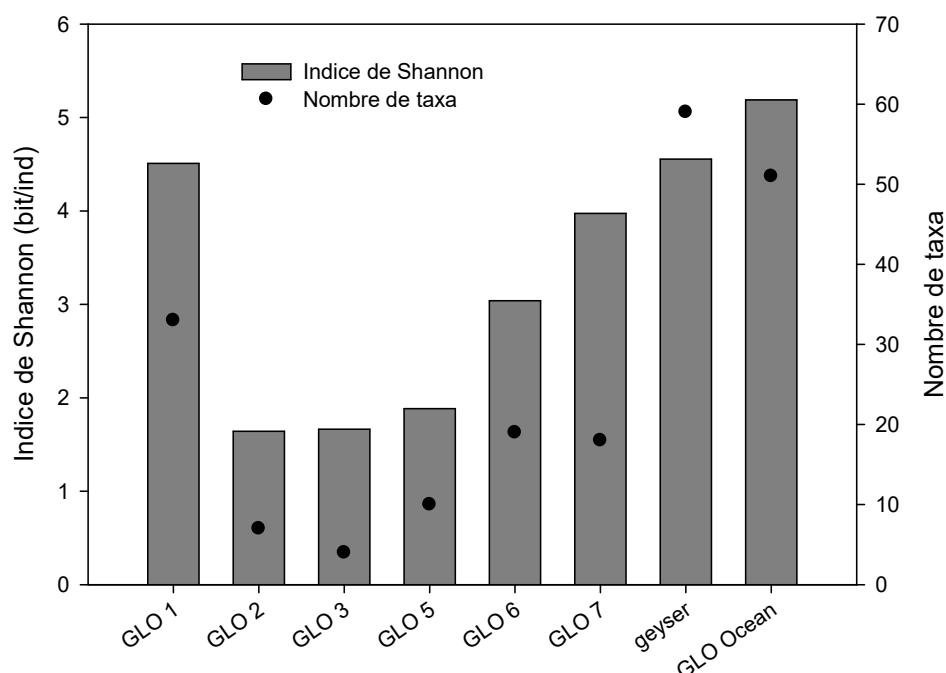


Figure 61 : Indice de diversité de Shannon et le nombre de taxa identifié dans les 8 stations échantillonnées lors de la campagne Glorieuses en novembre 2015.

En conclusion, les premiers résultats obtenus aux Glorieuses montrent une différence spatiale nette entre les stations lagunaires et les stations océaniques (GLO Océan et Geyser) avec une plus forte diversité et une abondance supérieure aux autres stations. Cependant, les valeurs d'abondance moyennes (lagunaire et océaniques) sont bien inférieures à celles obtenues lors de la campagne COMMA en 2011 (Bouvy *et al.*, 2016). De plus, les valeurs de 2015 sont également bien inférieures à celles relevées en mai 2016 lors de la campagne PANAMAG#2 où les abondances dans les stations lagunaires atteignent plus de 5000 ind/m³ (données non exploitées). Ainsi il semble que la période de novembre soit très contrastée par rapport à celle d'avril-mai, et il faudra confirmer cette observation. Plus de 70 taxa ont été identifiés lors de la campagne 2015, nombre supérieur à celui déterminé lors de la campagne COMMA (Dupuy *et al.*, 2016) avec 60 espèces. Les espèces dominantes sont présentes comme lors de la campagne COMMA, avec la prédominance des copépodes calanoides exceptée à la station GLO 3 (souci d'échantillonnage).

Tableau 17 : Abondances, biomasses et pourcentages d'abondance des principaux groupes zooplanctoniques identifiés aux 7 stations de la campagne de novembre 2015.

Station	GLO 1	GLO 2	GLO 3	GLO 5	GLO 6	GLO 7	geyser	GLO Oc
Date	24/11	20/11	24/11	23/11	22/11	25/11	19/11	21/11
Espèce/Groupe								
<i>Abondance (ind m⁻³)</i>								
Nauplii de copépode	15,92	0,00	0,00	26,53	91,51	0,00	258,63	47,75
Copépodite	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	79,58	51,73
Calanoides	167,11	90,43	0,00	4,42	51,73	53,56	360,94	565,00
Cyclopides	39,79	18,09	0,00	4,42	1,99	84,17	278,52	103,45
Harpacticoides	39,79	0,00	0,00	22,10	47,75	15,30	56,84	131,30
Gelatineux	83,56	0,00	0,00	0,00	0,00	22,96	48,31	167,11
autre Holoplancton	0,00	0,00	3,98	4,42	0,00	7,65	11,37	11,94
Meroplancton	83,56	18,09	23,87	159,15	69,63	76,52	201,79	159,15
TOTAL ind m³	429	126	27	221	262	260	1295	1237
Shannon (bit ind⁻¹)	4,51	1,64	1,66	1,88	3,04	3,97	4,55	5,19
NB taxa	33	7	4	10	19	18	59	51
Biomasse mg WW m ⁻³	43,05	16,64	12,10	25,46	36,13	118,14	35,58	212,39
Biomasse mg DW m ⁻³	4,31	1,66	1,21	2,55	3,61	11,81	3,56	21,24
WI (µg/ind)	10,02	13,14	43,43	11,52	13,76	45,41	2,75	17,16
% abondance								
Nauplii de copépode	3,70	0,00	0,00	12,00	34,85	0,00	19,96	3,86
Copépodite	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	6,14	4,18
Calanoides	38,89	71,43	0,00	2,00	19,70	20,59	27,85	45,66
Cyclopides	9,26	14,29	0,00	2,00	0,76	32,35	21,49	8,36
Harpacticoides	9,26	0,00	0,00	10,00	18,18	5,88	4,39	10,61
Gelatineux	19,44	0,00	0,00	0,00	0,00	8,82	3,73	13,50
autre Holoplancton	0,00	0,00	14,29	2,00	0,00	2,94	0,88	0,96
Meroplancton	19,44	14,29	85,71	72,00	26,52	29,41	15,57	12,86

3.1.3.1.3 Taux de croissance bactérienne et taux de broutage par les flagellés hétérotrophes

Les expériences en bioessais de 24 h ont été réalisées à deux stations en 2015, avec le comptage des bactéries pour chaque traitement (début et fin d'expérience) consistant à incuber avec et sans prédateurs, et avec et sans enrichissement. La station GLO 2 correspond à la station lagunaire type alors que la station GLO O (Océan) correspond à une station dite océanique, au large des Glorieuses.

Les résultats montrent que les abondances des nanoflagellés n'ont pas augmenté au cours de l'incubation dans les différents traitements. Les taux de croissance bactérienne en absence des prédateurs (μ) et les taux de broutage des bactéries par les prédateurs (g) dans les différentes conditions (avec et sans nutriments) sont reportés au Tableau 18. Sans ajout de nutriment, les taux de croissance bactérienne étaient bien supérieurs pour GLO 2 (1.86 j^{-1}) que ceux reportés à GLO O (0.67 j^{-1}). Les taux de broutage par les prédateurs (g) suivent la même tendance avec des valeurs plus élevées en station lagonaire (1.14 j^{-1}) et donc similaires aux valeurs de taux de croissance. Avec enrichissement, les taux de croissance nets (μ) sont plus élevés aux deux stations que sans enrichissement (facteur de 3-4), tandis qu'aucune augmentation nette des taux de broutage n'est observée, en particulier à la station lagonaire. Le taux de prédation (essentiellement exercé par les nanoflagellés hétérotrophes) était ainsi très faible dans les deux stations. Pour comparaison, les valeurs obtenues par Bouvy *et al.* (2011) en avril 2011 aux mêmes stations ont été reportées dans le Tableau 18.

Tableau 18 : Taux de croissance bactérienne (μ) et taux de prédation des nanoflagellés hétérotrophes (g) (exprimés par jour) au cours des expériences d'incubation de 24 heures, avec et sans ajout de nutriment, à la station océanique (GLO O) et lagonaire (GLO 2).

	Traitement	Station	Taux de croissance bactérienne	Taux de broutage
			$\mu \text{ (j}^{-1}\text{)}$	$g \text{ (j}^{-1}\text{)}$
Avril 2011	Sans ajout	GLO O	0.48	0.55
	Avec ajout	GLO O	2.43	0.16
	Sans ajout	GLO 2	1.15	0.34
	Avec ajout	GLO 2	2.30	1.21
Nov 2015	Sans ajout	GLO O	0.67	0.77
	Avec ajout	GLO O	3.31	1.83
	Sans ajout	GLO 2	1.86	1.14
	Avec ajout	GLO 2	4.29	1.17

Le broutage des nanoflagellés hétérotrophes (FLAG) dépend essentiellement de la température et du statut trophique de l'écosystème. Comme la dynamique des microorganismes localisés en zone tropicale est généralement déjà dépendante des températures élevées, le broutage des flagellés hétérotrophes pourrait être plus élevé dans les sites très productifs comme les estuaires que ceux des zones moins productives comme les milieux côtiers (Bong & Lee, 2012). Le réseau microbien peut être caractérisé par les relations trophiques entre bactéries et leurs prédateurs, sachant que les flagellés hétérotrophes sont généralement considérés comme les consommateurs majeurs des bactéries dans la plupart des environnements (Tsai *et al.*, 2011). Cependant, de faibles concentrations relatives de flagellés hétérotrophes ont été reportées dans les îles Eparses, avec aucune différence significative de leurs abondances notées entre les zones lagonaires et océaniques des différentes îles (Bouvy *et al.*, 2016). Les résultats de cette étude confirment cette conclusion. Les taux de croissance bactérienne sont plus élevés quand les concentrations des prédateurs sont réduites de 99%, confirmant que les nanoflagellés hétérotrophes et aussi certains dinoflagellés (e.g. *Protoprerdinium*, *Prorocentrum*) sont les principaux prédateurs bactériens. Les taux de croissance bactérienne sont plus élevés en présence d'un enrichissement nutritif suggérant qu'une limitation nutritive peut être un facteur majeur de régulation des communautés bactériennes, spécialement dans la station lagonaire. Comparée aux résultats obtenus en 2011 (Bouvy *et al.*, 2016), les taux de croissance bactérienne sont plus élevés en 2015 aux deux stations étudiées aux Iles Glorieuses.

3.1.3.1.4 Diversité des communautés bactériennes

La répartition des principaux phyla bactériens de la campagne Glorieuses de novembre 2015 obtenus lors du séquençage sont illustrés sur la Figure 62. Les phylum les plus abondants sont les Cyanobactéries (26%), les alpha (25%) puis les gamma (22%) protéobactéries, puis des Chloroplastes (9.52%) et des Bacteroidetes (9.13%). Le Clade 406 « Marinomicobia » est très typique des environnements océaniques « vierges » et méritera une attention particulière.

En 2016, la campagne PANAMAG#2 nous a permis d'échantillonner des stations similaires à celles de 2015. Les résultats sont bien différents avec une prédominance des alpha-protéobactéries (27%) puis des cyanobactéries (26%). Les gamma-protéobactéries sont en nette baisse avec seulement 16% de présence. Le clade 406 Marinomicobia représente 1,6% de l'abondance des *phylums*.

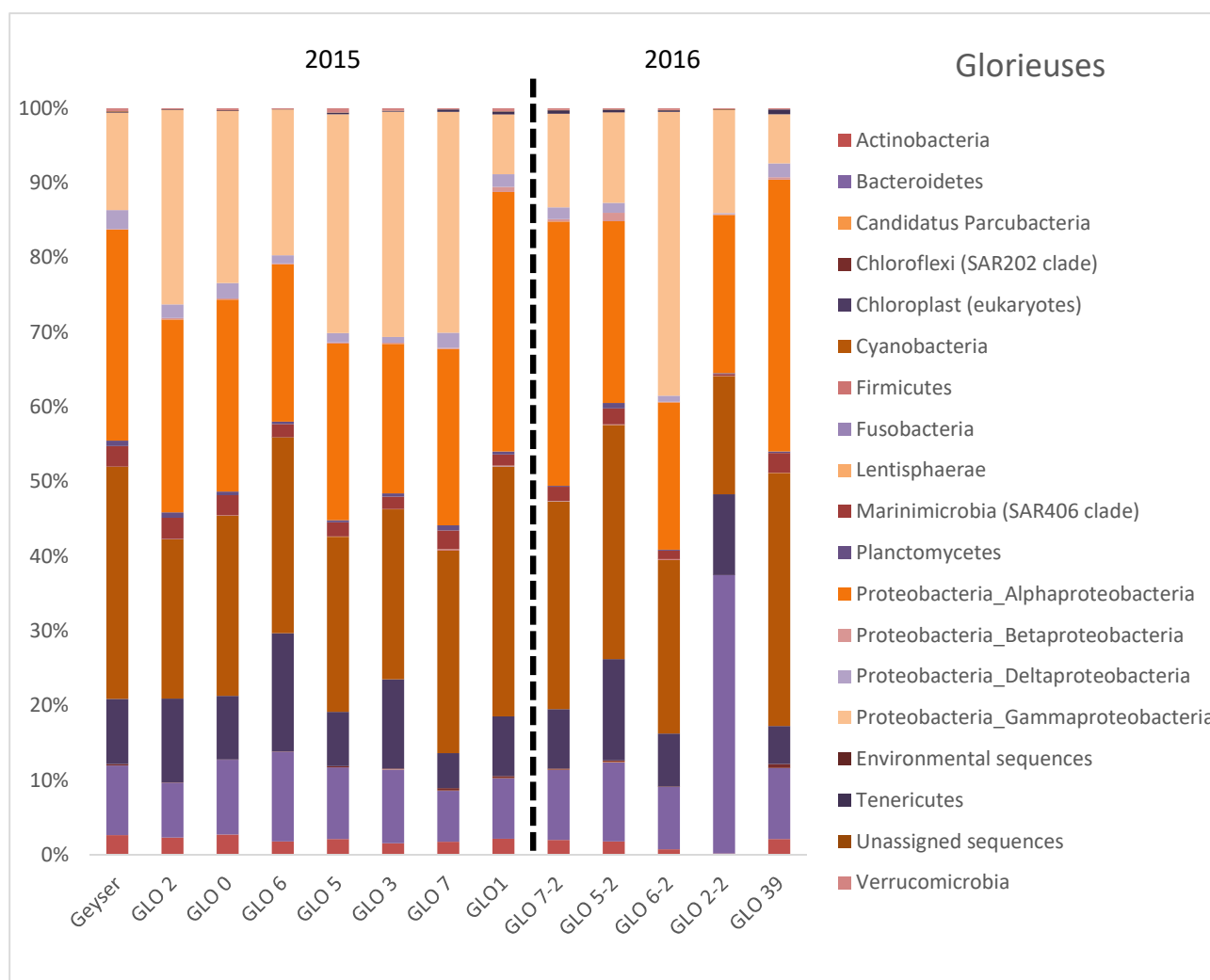


Figure 62 : Diversité bactérienne à l'échelle des phylums après traitement des échantillons par clonage séquençage des communautés isolées aux stations échantillonnées en novembre 2015 et mai 2016 aux Glorieuses.

Les indices de Shannon et de Chao nous renseignent sur la diversité « alpha » des communautés bactériennes en termes de richesse spécifique au sein d'un échantillon. Les indices sont plus élevés lors de la campagne PANAMAG#2 en mai 2016 en comparaison avec les valeurs détectées lors de la campagne SIREME en novembre 2015 (Tableau 19), avec seulement 5 stations échantillonnées. Ce paramètre corrobore l'une des conclusions du rapport sur le fait qu'il existe une variation saisonnière

marquée des composantes biologiques et donc du fonctionnement général planctonique des Glorieuses.

Tableau 19 : Indices de diversité de Shannon et de Chao pour les échantillons de novembre 2015 (SIREME - 8 stations) et de mai 2016 (PANAMAG#2 - 5 stations) aux Glorieuses.

	SIREME (novembre 2015)			PANAMAG#2 (mai 2016)		
	Moyenne	Ecart type	Range	Moyenne	Ecart type	Range
Nombre d'OTUs	310	± 39	247-351	368	± 13	348-375
Indice Shannon	3.43	± 0.28	2.83-3.65	3.88	± 0.12	3.73-4.02
Indice de Chao	389	± 49	311-451	418	± 20	392-445

3.1.3.2 Mayotte

3.1.3.2.1 Conditions physico-chimiques de l'environnement lagunaire

Les valeurs reportées au Tableau 20 représentent les moyennes des valeurs obtenues avec la sonde multi-paramètres le long d'un profil vertical, en lien avec la profondeur de la station. Les températures de la colonne d'eau varient peu d'une station à l'autre, entre 26,56°C (MAY 10, Passe bateau, située sur la pente externe du lagon Ouest) et 27,66°C (MAY 2, Prévoyante, située à l'intérieur du lagon Est). Les valeurs de salinité sont très similaires quelque-soit la position de la station, oscillant entre 34,91 et 35,07 ppt, et ceci quelque-soit également l'heure de la marée. Les valeurs de pH varient peu, proche de 8, et les quelques valeurs en oxygène dissous (souci de calibration de la sonde à oxygène) indiquent des concentrations entre 6,53 et 7,89. Tous les paramètres ne montrent aucune différence significative entre les stations (Tableau 20).

Les caractéristiques chimiques de chaque station sont reportées dans le Tableau 21, avec les valeurs maximales indiquées en rouge. La station MAY 1 (Majikavo koropa) située dans le lagon interne de la zone Nord-Est (Figure 11) se caractérise par des valeurs extrêmes pour certaines variables dont le nitrate (0,40 µM), le nitrite (0,10 µM), l'ammonium (0,52 µM), le carbone et l'azote organique (respectivement 35,6 et 6,6 µM) et la teneur en carbone organique dissous (129 µM). Les autres stations proches de MAY 1 situées plus au Nord dans le lagon (MAY 2, 3 et 4) présentent également des valeurs fortes, indiquant clairement l'aspect eutrophisé de cette zone Nord-Est du lagon. Les stations situées à l'extérieur du lagon Nord-Est présentent toutes des valeurs plus faibles pour les variables décrites ci-dessus. Pour les valeurs d'orthophosphates, la valeur la plus élevée est notée à la station MAY 5 (Tanaraki), alors que la valeur maximale en chlorophylle-a a été relevée à la station MAY 8 (Double Barrière). La valeur minimale de chlorophylle est notée à la station MAY 10 (Passe bateau), sur la pente externe du récif Est.

Tableau 20 : Localisation des différentes stations échantillonnées en mai-juin 2016, et les moyennes des valeurs de la colonne d'eau pour la température, la salinité, l'oxygène, le pH. La profondeur renseigne la hauteur du profil vertical de la sonde multi-paramètres.

STATION	CODE	Latitude Sud	Longitude Est	Date	Temp °C	Salinité ppt	Oxygène mg/l	pH	prof m
Majikavo koropa	MAY 1	45°13,492'	12°44,256'	23/05	26,95	35,07	6,82	7,40	7,2
Prévoyante	MAY 2	45°10,114'	12°41,513'	23/05	27,66	35	7,89	7,97	12,6
Longoni	MAY 3	45°08,914'	12°43,414'	24/05	27,54	34,95	nd	8,20	4,6
Surprise	MAY 4	45°07,995'	12°38,762'	25/05	27,1	34,96	nd	8,16	6,7
Tanaraki	MAY 5	45°04,015'	12°45,692'	25/05	27,02	34,91	nd	8,18	8,9
Grand Récif du NE	MAY 6	45°10,560'	12°37,716'	26/05	26,91	34,93	nd	8,21	9
Douamougno	MAY 7	45°06,239'	12°39,024'	27/05	27,27	35,03	7,69	8,25	8,4
Double Barrière	MAY 8	45°06,629'	13°00,109'	29/05	26,91	35,04	nd	8,20	5,2
Saziley	MAY 9	45°10,947'	12°59,138'	30/05	26,87	35,07	nd	8,10	8,9
Passe Bateau	MAY 10	44°58,692'	12°58,225'	31/05	26,56	34,98	6,43	8,10	4,1
Passe en S ext	MAY 11	45°16,612'	12°52,777'	01/06	27,2	35,04	nd	7,90	5,6
Passe en S intérieur	MAY 12	45°16,265'	12°51,852'	02/06	27,15	34,99	nd	8,11	6,2

Tableau 21 : Concentrations des orthophosphates, nitrates, nitrites, ammonium, azote et carbone organique, rapport C/N, chlorophylle –a et carbone organique dissous aux différents stations de la campagne SIREME. Moyenne et écartypes sont reportés pour chaque variable. nd : non déterminé.

STATION	CODE	PO4 μM	NO3 μM	NO2 μM	NH4 μM	N org μM	C org μM	C/N at/at	Chla μg/l	COD μM
Majikavo koropa	MAY 1	0,21	0,40	0,10	0,52	5,43	35,66	6,57	0,101	128,95
Prévoyante	MAY 2	0,06	0,05	0,03	0,19	4,14	22,57	5,46	0,172	102,06
Longoni	MAY 3	0,26	0,05	0,03	0,14	4,33	21,60	4,99	nd	115,05
Surprise	MAY 4	0,10	0,04	0,04	0,10	3,67	21,29	5,79	0,226	102,22
Tanaraki	MAY 5	0,41	0,07	0,06	0,29	2,62	12,17	4,64	0,145	102,43
Grand Récif du NE	MAY 6	0,17	0,40	0,07	0,07	2,56	15,81	6,17	0,204	103,39
Douamougno	MAY 7	0,14	0,08	0,05	0,24	3,40	18,87	5,55	0,268	101,04
Double Barrière	MAY 8	0,14	0,16	0,06	0,12	2,37	13,31	5,62	0,320	102,92
Saziley	MAY 9	0,20	0,18	0,06	0,30	3,38	19,08	5,65	0,227	105,32
Passe Bateau	MAY 10	0,17	0,18	0,04	0,17	3,32	19,36	5,83	0,073	121,83
Passe en S ext	MAY 11	0,09	0,35	0,06	0,14	2,81	15,17	5,40	0,192	nd
Passe en S int	MAY 12	0,12	0,32	0,06	0,14	1,46	10,05	6,86	0,164	nd
Moyenne		0,17	0,19	0,06	0,20	3,29	18,75	5,71	0,191	108,52
écart type		0,09	0,14	0,02	0,12	1,04	6,64	0,61	0,071	9,89

3.1.3.2.2 Conditions biologiques de l'environnement lagunaire

Les communautés bactériennes représentent le compartiment biologique le plus abondant (hormis les virus) avec une moyenne de $0,99 \times 10^9$ cellules/l, avec les concentrations les plus faibles relevées aux stations MAY 6 (Grand récif du NE) et MAY 11 (Passe en S, pente extérieure), localisées sur les pentes externes du lagon (partie plus océanique). Les rapports HNA/LNA renseignent sur les activités cellulaires bactériennes, les plus actives présentant des rapports élevés avec une plus grande

teneur en acides nucléiques. Les rapports les plus élevés sont notés aux stations MAY 10, MAY 11 et MAY 12, localisées paradoxalement dans des zones lagunaires les moins eutrophisées, caractérisées par de faibles teneurs en azote et carbone organique (Tableau 22). La valeur de COD relevée à la station MAY 10 est forte. Les concentrations en flagellés hétérotrophes avoisinent les 10^5 cellules/l, avec la plus forte valeur relevée à la station MAY 3 (Longoni). Les rapports BACT/FLAG reflètent la pression de prédation possible par les flagellés hétérotrophes sur les bactéries, les plus fortes valeurs étant notées aux stations lagunaires eutrophisées (MAY 1 à MAY 5) ; ces rapports élevés reflètent donc une faible pression de prédation, un réseau trophique microbien moins efficace et donc un réseau tourné vers les détritivores et la minéralisation de la matière organique. Les zones plus océaniques révèlent des rapports plus faibles (MAY 11). Les abondances des ciliés sont très hétérogènes selon les stations, avec de fortes valeurs à MAY 7 (Douamougno), alors que les ciliés peuvent être absents comme à la station MAY 2 (Prévoyante). Avec une moyenne de 33,6 ciliée/l, ils sont majoritairement représentés par des ciliés aloricates (sans lorica : thèque de protection), principalement par des *Lohmaniella*, *Strombidium*, *Halteria* et *Strombidinopsis*. Les ciliés loricates sont présents essentiellement aux stations MAY 6 et MAY 8 avec les genres *Dadayiella*, *Metacylis*, *Codonelysis* et *Tintinopsis*. Cependant les concentrations sont relativement faibles, ne permettant pas de calculer des indices de diversité statistiquement discutables. Les concentrations en nanophytoplancton sont relativement homogènes avec une moyenne de $1,36 \times 10^4$ cells/l, tandis que les valeurs de picoeucaryotes sont plus hétérogènes avec des *maxima* relevées à MAY 2 (Prévoyante) et des *minima* à MAY 4 (Surprise) et MAY 10 (Passe Bateau). Les abondances des picocyanobactéries du genre *Synechococcus* sont bien supérieures en moyenne ($4,22 \times 10^7$ cells/l) à celles des picocyanobactéries du genre *Prochlorococcus* ($3,80 \times 10^6$ cells/l), avec des rapports SYN/PROC les plus élevés dans les zones plus eutrophisées (MAY 1, MAY 2, MAY 3, MAY 4 et MAY 7). Ces rapports élevés entre *Synechococcus* et *Prochlorococcus* témoignent d'un état trophique du système lié aux arrivées continentales alors que des rapports plus faibles révèlent une origine plus marine des picocyanobactéries. Ces rapports d'abondance entre picocyanobactéries sont en accord avec les valeurs reportées par Flombaum *et al.* (2013) dans l'océan Indien, bien que ces derniers relèvent des abondances plus élevées dans les deux groupes (une puissance de 10).

Tableau 22 : Abondances des différentes composantes microbiennes aux stations échantillonnées lors de la campagne MAY OTTE de 2016.

Abbreviations: FLAG : flagellés hétérotrophes ; CILI : ciliées ; Alori : aloricates ; PICOE : picoeucaryotes ; SYNE : Synechococcus sp ; PROC : Prochlorococcus sp ; rapport SYN/PROC ; BACT : bactéries hétérotrophes et archaebactéries, rapport HNA/LNA (High vs low nucleic acid content) ; rapport BACT/FLAG (abondance des bactéries totales vs abondance des flagellés hétérotrophes). Moyenne et écartypes sont reportés pour chaque variable. En rouge, les valeurs remarquables discutées dans le rapport.

STATION	CODE	FLAG	CILI	CILI	NANO	PICOE	SYNE	PROC	SYN/PROC	BACT	HNA/LNA	BACT/FLAG
				Aloricate								
		x10 ⁵ cells/l	Total ind/l	ind/l	X10 ⁴ cells/l	x10 ⁵ cells/l	x10 ⁷ cells/l	x10 ⁶ cells/l		x10 ⁹ cells/l		
Majikavo koropa	MAY 1	1,26	58	54	0,56	3,27	6,99	6,54	10,7	1,25	0,6	9870
Prévoyante	MAY 2	0,85	0	0	1,45	8,57	4,23	4,23	10,0	0,99	176,1	11691
Longoni	MAY 3	9,02	46	36	2,03	1,01	5,77	6,04	9,6	1,12	391,7	12373
Surprise	MAY 4	0,63	6	6	1,44	0,71	4,55	6,07	7,5	1,09	578,7	17155
Tanaraki	MAY 5	0,13	14	14	0,67	2,11	5,62	2,79	20,2	0,82	513,9	62355
Grand Récif du NE	MAY 6	0,84	26	0	1,98	0,78	3,53	2,44	14,5	0,61	585,9	7281
Douamougno	MAY 7	4,10	100	30	1,71	0,95	6,08	7,27	8,4	1,05	595,6	2552
Double Barrière	MAY 8	3,06	76	16	0,81	0,81	4,39	2,98	14,8	1,08	501,7	3539
Saziley	MAY 9	3,93	16	0	1,20	3,67	6,19	3,69	16,8	1,40	963,1	3551
Passe Bateau	MAY 10	3,10	22	16	1,30	0,72	0,35	0,78	4,6	0,93	1045,9	3009
Passe en S extérieur	MAY 11	3,42	10	8	1,81	1,05	1,22	0,77	15,8	0,58	1019,6	1686
Passe en S intérieur	MAY 12	2,64	30	7	1,32	0,94	1,76	1,99	8,8	1,07	1029,3	4050
Moyenne		1,99	33,6	15,6	1,36	2,05	4,22	3,80	11,8	0,99	616,8	11514
Ecartype		1,43	30,6	16,7	0,48	2,29	2,13	2,24	4,5	0,24	342,6	16707

3.1.3.2.3 Diversité pigmentaire des communautés algales

Les analyses d'identification et de comptage du phytoplancton de la campagne sont toujours en cours d'exploitation. Les taxonomistes du phytoplancton se faisant rares aujourd'hui, la technicienne, Claire Carré, membre de l'équipe plancton SIREME, est totalement débordée par les demandes.

Les analyses de diversité pigmentaire du phytoplancton (Figure 63) réalisées en spectrofluorométrie ont permis de mettre en évidence 11 pigments majoritaires dont la chlorophylle-a peut représenter une part majeure des pigments, près de 50% dans certaines stations sur la pente externe du lagon (Double barrière, Passe S extérieure). Cette présence forte de chlorophylle-a révèle une signature de forte activité photosynthétique comparée à d'autres types de pigments leur permettant d'exploiter d'autres types de radiations lumineuses, comme dans les stations perturbées. Ainsi à la station MAY 3 (Longoni), le pourcentage en chlorophylle-a n'est que de 2%, et entre 26 et 30% à MAY 1 et MAY 2. Le deuxième pigment présent à toutes les stations est la zéaxanthine (XEA), indicateur de présence des chlorophytes (algues vertes), principalement des prasinophytes, également décelé dans quelques cyanobactéries. Les valeurs les plus élevées sont observées aux stations MAY 1 et MAY 3 avec près de 0,130 µg/l. Un autre pigment est présent également à toutes les stations, le 19'HEX-fucoxanthin (HEXF), souvent associé au 19' But-fucoxanthin (BUTF), identifiant essentiellement la présence des haptophytes, flagellés unicellulaires comme *Emiliania* sp. Les concentrations les plus élevées sont relevées aux stations Douamougno et Tanaraki dans le lagon Ouest de Mayotte.

Si on analyse le pourcentage des pigments en excluant le pigment majoritaire la chlorophylle-a, (Figure 64), le pigment zéaxanthine caractérise les stations MAY 1 et MAY 3, mais aussi les stations MAY 10 et MAY 11 dans des zones peu anthropisées. Le pigment fucoxanthine (FUCO) met en exergue la présence de diatomées, avec de fortes proportions à Douamougno et Tanaraki. Enfin le pigment péridine (PERI) caractérise la présence des péridiniens, représenté essentiellement aux stations Tanaraki et les deux stations à la Passe S (MAY 11 et MAY 12).

Comme pour les communautés phytoplanctoniques, celles du zooplancton sont en cours de comptage par un étudiant M2 sous la direction de Marc Pagano et Neijib Dalia à la faculté de Bizerte en Tunisie.

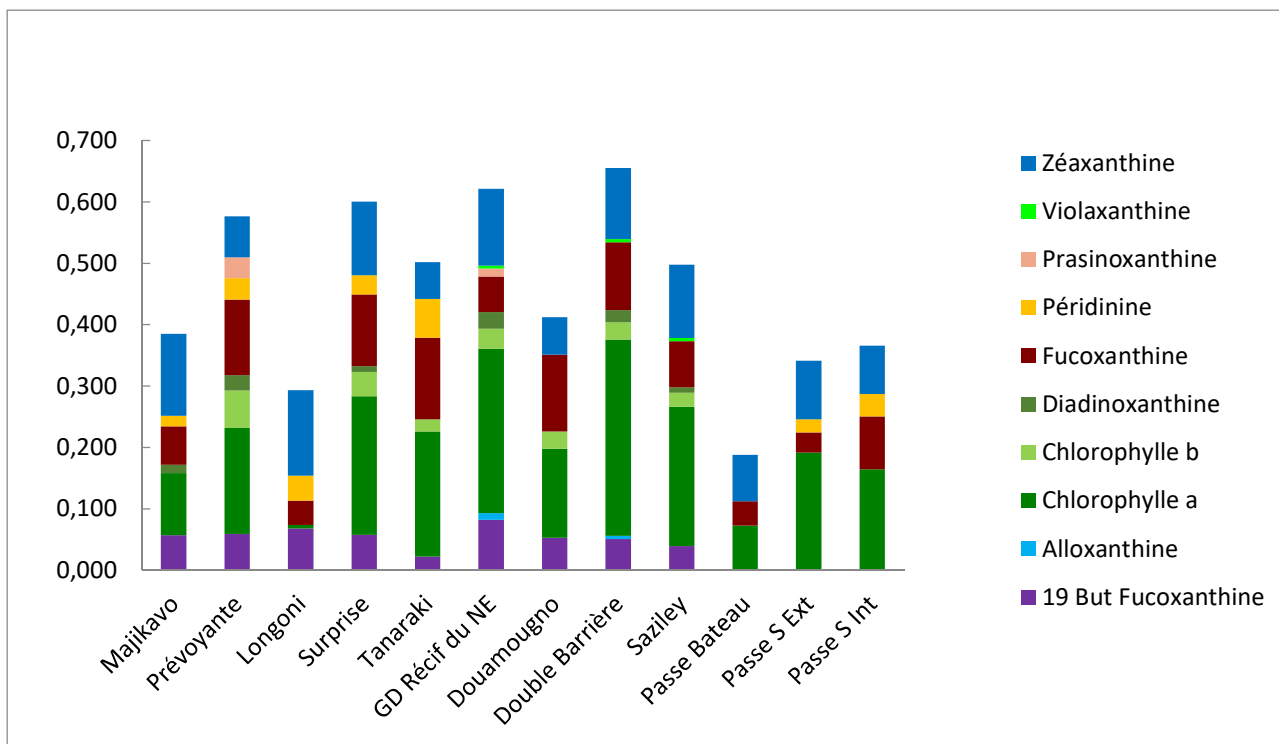


Figure 63 : Répartition de la diversité des pigments en concentrations ($\mu\text{g/l}$) pour les stations de la campagne Mayotte 2016.

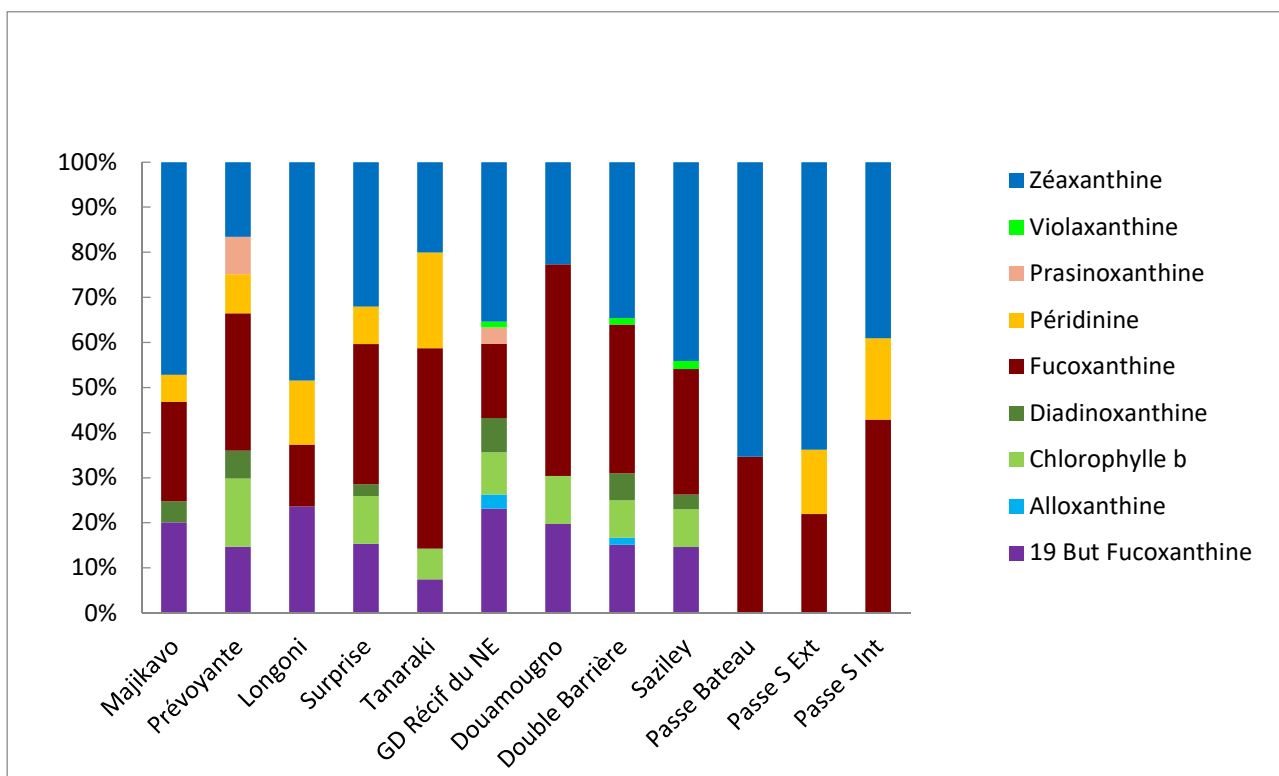


Figure 64 : Répartition de la diversité des pigments en concentrations (exprimée en pourcentage), en l'absence du pigment majoritaire (chlorophylle-a) pour les stations de la campagne Mayotte 2016.

3.1.3.2.4 Témoins bactérien de contamination fécale

Dans notre étude, nous avons recherché les coliformes thermotolérants (44°C) et les streptocoques fécaux (37°C). Les résultats sont exprimés en nombre de colonies par 100 mL d'eau filtrée, sachant que nous avons filtré parfois 10 mL et 1 mL car certains échantillons (Koungou, Longoni, Cascade Soulou, Tanaraki) présentaient des charges bactériennes trop élevées.

En terme de gestion de la qualité des eaux de baignade, la directive européenne 2006/7/CE considère que les eaux sont de qualité médiocre pour des seuils atteints supérieurs à 500 UFC/100ml pour les coliformes thermotolérants et à 185 UFC/100 mL pour les streptocoques fécaux.

Le Tableau 23 montre que si le seuil de médiocrité n'est jamais atteint pour les streptocoques fécaux, il est atteint au moins pour 3 stations (Koungou, Tanaraki, et dans la baie de Soulou). Certains résultats peuvent surprendre (Surprise, Double Barrière, Grand Récif du Nord-Est) avec des valeurs non nulles en concentrations de témoins de contamination fécale. Aucune conclusion ne peut se dégager à partir d'un seul prélèvement mais il est certain qu'une empreinte de pollution fécale (origine humaine ou animale) est bien visible dans certaines zones du lagon de Mayotte (malgré la salinité et le rayonnement ultraviolet, deux facteurs négatifs pour la survie de ce type de microorganismes). Il n'est pas surprenant de ne rien relever aux stations Saziley, Passe Bateau et Passe en S, situées sur la pente externe du lagon.

Tableau 23 : Concentrations des coliformes thermotolérants et des streptocoques fécaux des différentes stations échantillonnées (résultat exprimé en UFC/100 mL). UFC : Unité formant une colonie.

STATIONS GCRMN	Coliformes	Streptocoques
Koungou	1400	80
Prévoyance	197	7,5
Longoni	222,5	0
Surprise	160	13
Douamounyio	75	2
Tanaraki	780	5,5
<i>Cascade Soulou*</i>	<i>1580</i>	<i>42,5</i>
GD Récif NE	240	1
Surprise 2	70	2
Double Barrière	240	4
Saziley	0	0
Passe Bateau	0	0
Passe en S externe	0	0

3.1.3.2.5 Taux de croissance bactérienne et taux de broutage par les flagellés hétérotrophes

Les expériences de bio-essais de 24 heures d'incubation ont été réalisées à deux stations en 2016, avec le comptage des bactéries en cytométrie en flux (en présence et absence de prédateurs, avec et sans enrichissement ; Tableau 24). La station MAY 4 (Surprise) peut s'identifier à une station lagonaire représentative du lagon Nord Est de Mayotte, alors que la station MAY 3 (Longoni) peut s'identifier à une station lagonaire plus eutrophisée sous influence continentale. A la station MAY 4 (Surprise), les taux de croissance bactérienne en absence des prédateurs (μ) sont bien supérieurs aux taux de broutage des bactéries par les prédateurs (g), particulièrement en présence de nutriments, ce qui démontre une limitation de la croissance des bactéries à cette station. A la station MAY 3 (Longoni), cette limitation nutritive est aussi observée avec des taux de croissance nuls, avec des taux de broutage

par flagellés très faibles, en lien avec les fortes concentrations des flagellés à cette station. L'efficacité de broutage est donc réduite à cette station, ce qui laisse présager à un réseau détritivore et non microbien. Les résultats obtenus à Surprise sont similaires à ceux observés en avril 2011 à Mayotte à la station du mouillage du Marion Dufresne (Bouvy *et al.*, 2016), avec de taux de croissance de 2,18 j⁻¹ et 3,95 j⁻¹ respectivement sans et avec enrichissement. Le taux de prédation avec enrichissement s'élevait à 1,88 j⁻¹.

Tableau 24 : Taux de croissance bactérienne (μ) et taux de broutage des bactéries par les flagellés hétérotrophes, avec et sans enrichissement, aux deux stations lagonaires (MAY 4 : Surprise et MAY 3 : Longoni) après 24 heures d'incubation.

	Traitement	Site	Taux de croissance bactérienne μ (j ⁻¹)	Taux de prédation g (j ⁻¹)
mai-16	sans nutriment	MAY 4	2,90	1,77
	avec nutriment	MAY 4	4,53	1,28
	sans nutriment	MAY 3	0,16	0,18
	avec nutriment	MAY 3	2,83	0,05

3.1.3.2.1 Diversité des communautés bactériennes

La répartition des principaux phyla bactériens sur les 12 stations échantillonnées à Mayotte en mai 2016 est présentée sur la Figure 65. Trois phylums dominent la communauté bactérienne, à plus de 23% chacune : les alpha-proteobactéries, les gamma protéobactéries et les cyanobactéries (essentiellement les clades de *Prochlorococcus* et *Synechococcus*). Les bactérioidetes (16%) sont fortement présents à la station MAY 4. Les chloroplastes désignés comme des eucaryotes photosynthétiques représentent 8% au maximum. Les stations MAY 8 et MAY 9 (Double Barrière et Saziley) situées au Sud de Mayotte se caractérisent par une répartition remarquable des phylums par rapport aux autres stations ouvertes vers l'Océan Indien.

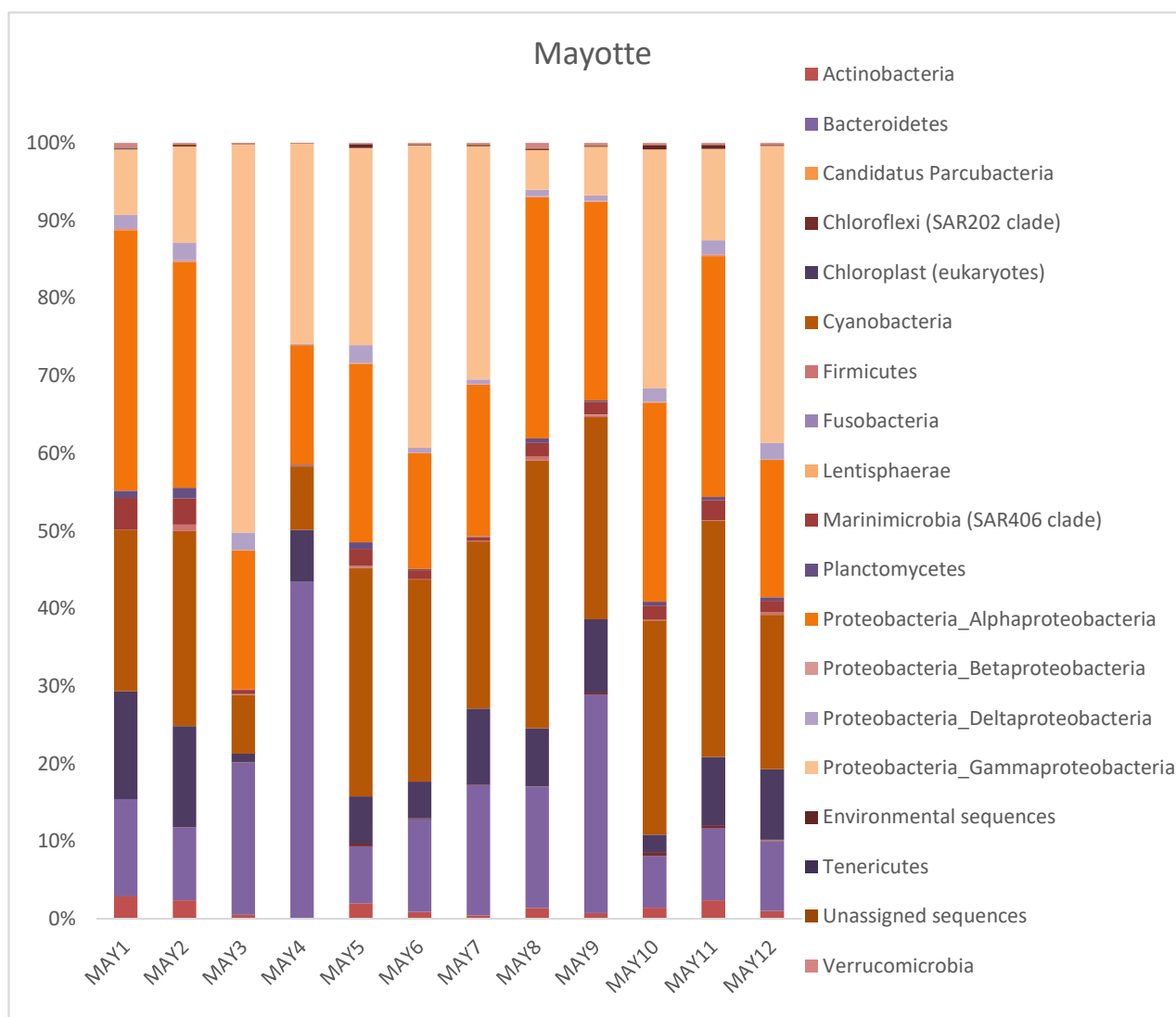


Figure 65 : Diversité bactérienne à l'échelle des phylums après traitement des échantillons par clonage séquençage des communautés isolées aux 12 stations échantillonnées en mai 2016 à Mayotte.

En termes de diversité taxonomique, les indices sont statistiquement plus élevés pour les communautés bactériennes isolées de Mayotte avec un indice de Shannon de 4,10 (Tableau 25) en comparaison avec les valeurs relevées aux Glorieuses qui sont plus faibles (3,43 et 3,88). La diversité bactérienne à l'échelle des phylums est bien supérieure à Mayotte en lien avec la diversité des habitats et du degré d'eutrophisation plus élevé qu'aux Glorieuses. Dans un contexte d'assurance écologique, une plus grande diversité d'espèces microbiennes comme à Mayotte conduit à une meilleure stabilité du fonctionnement biologique à l'échelle du lagon.

Tableau 25 : Indices de diversité (Shannon et Chao) pour échantillons de Mayotte (mai 2016).

	SIREME (mai 2016)		
	Moyenne	Ecart type	Range
Nombre d'OTUs	399	± 24	364-430
Indice de Shannon	4.10	± 0.14	3.81-4.28
Indice de Chao	474	± 29	432-523

3.1.3.2.2 Synthèse des analyses à partir des résultats actuels

Deux analyses en composantes principales ont été réalisées à partir de matrices de données indépendantes avec les 12 stations échantillonnées en mai 2016, en croisant d'un côté les stations avec des données environnementales (12 variables), et de l'autre les stations avec les données biologiques (10 variables). Les deux premiers axes ont fourni respectivement 64,2% (Figure 66, Environnement) et 51,3% (Figure 67, Biologie) de la variabilité totale de l'analyse.

L'analyse sur les données environnementales (Figure 66) révèle que l'axe 1 met en exergue les stations fortement eutrophisées (MAY 1 : Majikavo et MAY 3 : Longoni) caractérisées par des fortes valeurs en NH_4 , COD, N et C organique particulaire, avec cependant les plus faibles concentrations en chlorophylle a et b. L'axe 2 révèle la position des stations dites océaniques (MAY 6, MAY 10, MAY 11, MAY 12) en lien avec les fortes concentrations en nitrate (NO_3) et orthophosphates (PO_4). Les pigments chlorophylle-a et fucoxanthine (FUCO) sont fortement corrélés et caractérisent la station MAY 8 (Double Barrière) par de fortes concentrations en diatomées.

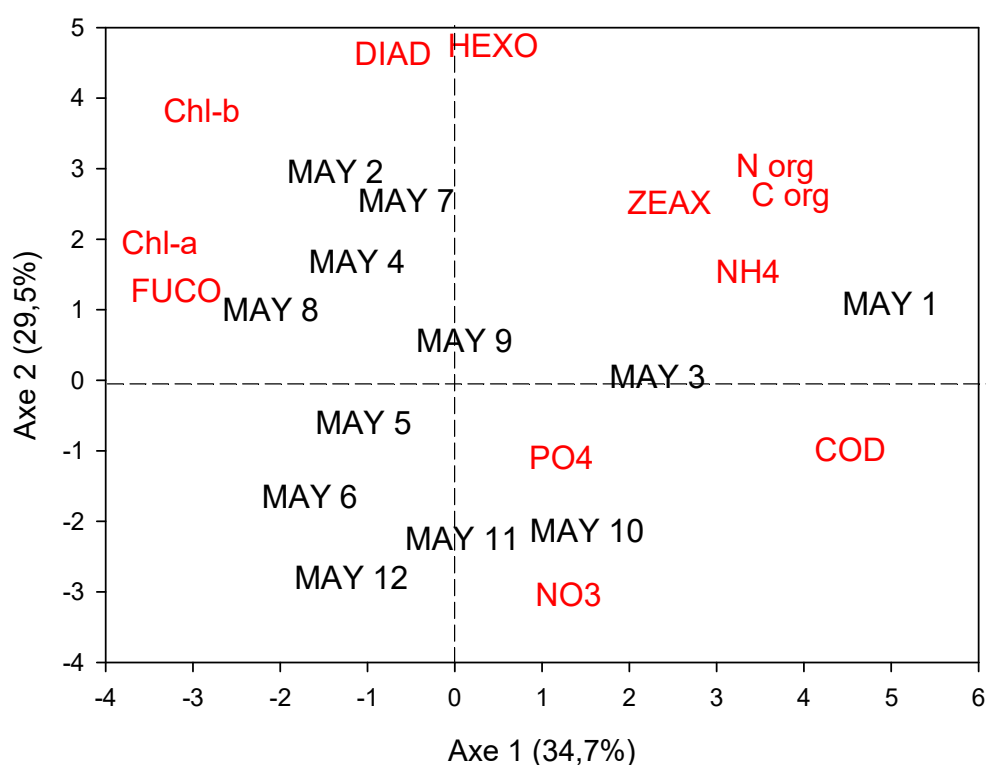


Figure 66 : Analyse en composantes principales à partir des deux premiers axes de la variabilité totale (64,2%) avec les variables environnementales ; Abréviations : NO_3 : nitrate ; PO_4 : orthophosphate ; NH_4 ammonium ; COD : carbone organique dissous ; N et C org : azote et carbone organique particulaire ; Chl-a : chlorophylle-a ; chl-b : chlorophylle-b ; FUCO : Fucoxanthine ; DIAD : Diadinoxanthine ; HEXO : 19 HeX Fucoxanthine ; ZEAX : Zéaxanthine.

L'analyse sur les données biologiques (Figure 67) met également en lumière sur l'axe 1, les 4 stations océaniques (MAY 6, MAY 10, MAY 11 et MAY 12), corrélées au rapport élevé HNA/LNA, suggérant que les cellules bactériennes ont de fortes teneurs en acides nucléiques, et donc présentant une plus forte activité métabolique que dans les autres stations. Ces stations se caractérisent par de fortes concentrations en nanophytoplancton (NANO) et par de faibles concentrations en picocyanobactéries (CYAN), suggérant un réseau trophique herbivore, avec les espèces phytoplanctoniques de taille comprise entre 2 et 20 μm dominantes au sein du phytoplancton. Les plus

fortes abondances bactériennes (BACT), des flagellés hétérotrophes (FLAG) et des ciliés (CILI) sont notées aux stations MAY 7, MAY 8 et MAY 9, situées sur la côte Ouest de Mayotte. Ces fortes abondances, en opposition avec les rapports élevés de BACT/FLAG, démontrent un lien important entre ces compartiments, suggérant un réseau trophique microbien efficace.

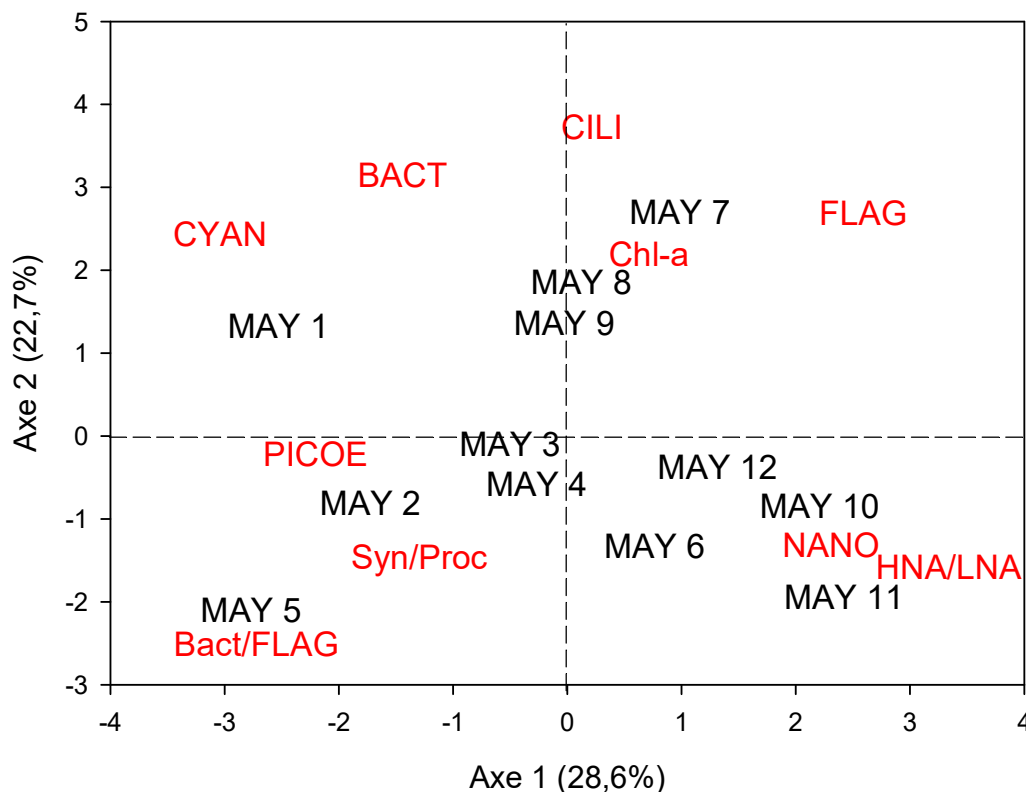


Figure 67 : Analyse en composantes principales à partir des deux premiers axes de la variabilité totale (51,3%) avec les variables biologiques ; Abréviations : BACT : bactéries totales ; CILI : ciliés ; FLAG : flagellés hétérotrophes ; rapport d'abondances BACT/FLAG ; CYAN : picocyanobactéries ; rapport Syn/Proc :: rapport d'abondance entre les Synechococcus et les Prochlorococcus) ; Chlo-a : concentration en chlorophylle-a ; NANO : nanophytoplancton ; PICOE : picoeucaryotes ; rapport HNA/LNA : rapport d'abondances entre les cellules à forte teneur en acides nucléiques (HNA) et celles à faibles teneur en acides nucléiques (LNA).

En conclusion, sur la base des données acquises actuellement (sachant que les diversités phytoplanctonique et zooplanctonique sont manquantes), le lagon de Mayotte apparaît très hétérogène en termes de réseau trophique, avec des zones dites océaniques peu perturbées par l'anthropisation (Grand récif du Nord Est, Passe bateau, Passe en S), des zones lagunaires productives basées sur un réseau microbien efficace (Saziley, Douamougno, Double barrière), et des zones lagunaires moins productives soumises à l'anthropisation directe ou indirecte, avec les témoins de contamination fécale, les charges organiques particulières et dissoutes.

3.1.4 Inventaires des alcyonaires

3.1.4.1 Glorieuses

Les alcyonaires ont été photographiés et collectés en plongée sous-marine autour des stations GCRMN entre le 20 et le 29 novembre 2015. Au total 42 espèces et 19 genres ont été recensés durant la mission. Le détail de la distribution des espèces est présenté dans le Tableau 26. Une publication est en cours de rédaction sur cet inventaire (Schleyer *et al.*, soumis).

Deux caractéristiques principales ont été observées lors de l'inventaire des alcyonaires aux Glorieuses. Premièrement, cinq espèces sont remarquablement abondantes, survenant souvent dans les peuplements monospécifiques (*Cespitularia coerulea*, *Cespitularia simplex*, *Coelogorgia palmosa*, *Lemnalia flava*, *Rhytisma fulvum fulvum*). Certaines espèces sont communes et abondantes sur les stations (*Coelogorgia palmosa*, *Lemnalia* sp., *Rhytisma fulvum fulvum*, *Cespitularia* sp.1) comme sur la station GLO 2, mais la plupart du temps, elles sont rencontrées à de rares occasions ou absentes.

Leur présence est essentiellement régulée par la sédimentation en éléments fins d'origine corallienne dont la remise en suspension dans les masses d'eaux est liée aux mouvements de marées et de courants littoraux. Cette sédimentation d'origine naturelle est plus importante sur les stations de l'Ouest, particulièrement GLO 1 et GLO 2 où une densité élevée de *Cespitularia* sp and *Rhytisma* sp a été observée.

La station GLO 3 située à l'Est de l'île en pente externe à mi-parcours entre Grande Glorieuse et l'île du Lys se caractérise par un peuplement particulier de coraux mous avec une forte abondance de *Xenidae* et de *Sarcophyton* sp. qui reflète des conditions environnementales caractérisées par une sédimentation moins élevée (cf. position intermédiaire entre les deux îles où la sédimentation d'origine insulaire est moins importante).

Les communautés de coraux mous sont en général assez équilibrées et caractérisées par les espèces précédentes qui forment des cortèges au sein des différentes stations. Dans certains cas on trouve des colonies plus spécifiques et plus rares (telles que *Cladiella* sp. et *Klyxum* sp.) qui forment des ensembles isolés et localisés.

De manière générale, les peuplements d'alcyonaires sont assez atypiques aux Glorieuses en comparaison avec d'autres sites de l'Océan Indien, tant dans leur diversité que dans leur abondance et leur distribution (Figure 68). En effet, de nombreux genres et espèces communs dans la région sont absents aux Glorieuses. On recense 62 espèces à l'archipel des Chagos situé en amont des Glorieuses dans le courant Sud Equatorial et 72 espèces à Mayotte reconnue comme un *hotspot* de biodiversité dans la région.

Tableau 26 : Alcyonaires recensés aux Glorieuses. Espèces en gras étaient particulièrement abondantes sur les stations GLO 1, 2 et 6.

Station	GLO 1	GLO 2	GLO 3	GLO 5	GLO 6	GLO 7	Explo 3
Localisation autour des Glorieuses	SSW	S	E	Centre S	SW	Centre N	
<i>Cespitularia coerulea</i> (May, 1887)	+	+	+	+	+		+
<i>Cespitularia simplex</i> Thomson & Dean, 1931					+		+
<i>Cladiella australis</i> (Macfadyen, 1936)		+					
<i>Cladiella laciniosa</i> (Tixier-Durivault, 1944)	+						
<i>Coelogorgia palmosa</i> Milne Edwards & Haime, 1857	+	+	+		+		
<i>Dendronephthya</i> sp.							+
<i>Fasciclia</i> sp.					+		
<i>Heteroxenia elizabethae</i> Kölliker, 1874	+		+				+
<i>Lemnalia flava</i> (May, 1898)	+	+			+	+	
<i>Litophyton</i> sp.	+	+					+
<i>Lobophytum crassum</i> von Marenzeller, 1886		+	+				+
<i>Lobophytum pauciflorum</i> (Ehrenberg, 1834)	+	+	+	+	+		+
<i>Lobophytum</i> sp.	+	+					
<i>Ovabunda macrospiculata</i> (Gohar, 1948)		+	+			+	
<i>Paralemnalia thyrsoites</i> (Ehrenberg, 1834)	+	+	+	+	+		
<i>Rumphella</i> sp.							+
<i>Rhytisma fulvum fulvum</i> (Forskål, 1775)	+	+		+	+		
<i>Sarcophyton cherbonnieri</i> Tixier-Durivault, 1958		+	+				
<i>Sarcophyton cinereum</i> Tixier-Durivault, 1946			+				
<i>Sarcophyton flexuosum</i> Tixier-Durivault 1966	+						
<i>Sarcophyton glaucum</i> (Quoy & Gaimard, 1833)			+				
<i>Sarcophyton trocheliophorum</i> vonMarenzeller, 1886			+				
<i>Sarcophyton</i> sp.	+	+	+	+		+	+
<i>Sinularia abrupta</i> Tixier-Durivault, 1970				+			
<i>Sinularia brassica</i> May, 1898	+	+					
<i>Sinularia cruciata</i> Tixier-Durivault, 1970	+						
<i>Sinularia densa</i> (Whitelegge, 1897)	+						+
<i>Sinularia erecta</i> Tixier-Durivault 1970	+	+					
<i>Sinularia gravis</i> Tixier-Durivault, 1970		+			+		
<i>Sinularia hirta</i> (Pratt, 1903)		+					
<i>Sinularia humesi</i> Verseveldt, 1971	+				+		+
<i>Sinularia leptoclados</i> (Ehrenberg, 1834)		+					+
<i>Sinularia molesta</i> Tixier-Durivault, 1970	+	+			+		+
<i>Sinularia muralis</i> May, 1899	+	+					
<i>Sinularia nanolobata</i> Verseveldt, 1977		+	+		+		+
<i>Sinularia polydactyla</i> (?) Ehrenberg, 1834	+						
<i>Sinularia vrijmoethi</i> Verseveldt, 1971	+						
<i>Sinularia</i> sp.				+	+		
<i>Stereonephthya</i> sp.		+					+
<i>Tubipora musica</i> Linnaeus, 1758	+				+	+	+
<i>Xenia hicksoni</i> Ashworth, 1899		+					
<i>Xenia</i> sp.	+	+	+				



Figure 68 (photo) : Illustration de la quantité atypique de coraux mous sur les récifs des Glorieuses (station GLO 2).

L'archipel des Glorieuses, avec 42 espèces recensées, s'avère donc plus pauvre en termes de biodiversité d'alcyonaires.

- Les stations GLO 1 et 2 présentent des densités élevées de *Cespitularia* et *Rhytisma* et des spécimens abondants de *Coelogorgia*. Les xénidés «classiques» sont notablement absents, de même que les alcyonaires «mous» telles que *Cladiella* et *Klyxum*, à l'exception de quelques colonies isolées présentes dans une fissure profonde et abritée (station GLO 1).
- Les stations GLO 1 et GLO 2 semblent être des sites plus perturbés d'un point de vue de la sédimentation corallienne (influence sédimentaire de la Grande Glorieuse).
- La station GLO 6 présente des peuplements identiques caractérisés par des conditions hydrodynamiques et sédimentaires équivalents (forte incidence de la sédimentation en pente interne).
- Les stations occidentales montrent toutes une présence élevée d'algues du genre *Halimeda*, dont la présence est typique des communautés benthiques rencontrées aux Glorieuses. Ces algues coralliennes sont à l'origine d'une partie importante des sédiments coralliens les plus fins rencontrés tout autour des Glorieuses. Les particules les plus fines issues de ces algues calcaires sont remises en suspension lors des renverses de marées par les courants marins littoraux.
- La station GLO 3 abrite plutôt des xénidés (*Ovabunda* / *Xenia* et *Heteroxenia* sp.), et des colonies de *Sarcophyton* spp., plutôt que des *Cespitularia* / *Rhytisma* comme cela est décrit sur les stations précédentes. Ceci est probablement lié à un niveau de sédimentation corallienne moins important et à une présence moindre des algues *Halimeda* (cf. enrichissement moins fort du milieu). La station GLO 3 abrite probablement une communauté d'alcyonaires plus "originelle" rencontrée sur ce récif corallien des Glorieuses.

3.1.4.2 Europa

30 espèces et 13 genres d'alcyonaires ont été recensés à Europa (Tableau 27). Dans les mangroves, aucune espèce de coraux mous n'a été observée. La distribution des espèces sur le terrain et leur indice d'abondance (prolifique, commune, occasionnelle, rare, très rare) sont notés dans le Tableau 28.

Tableau 27 : Alcyonaires recensés à Europa.

ID	Authority	Station
<i>Cladiella kashmani</i>	Benayahu & Schleyer, 1996	EU 6
<i>Cladiella krempfi</i>	(Hickson, 1919)	EU 7
<i>Cladiella laciniosa</i>	(Tixier-Durivault, 1944)	EU 6
<i>Cladiella latissima</i>	(Tixier-Durivault, 1944)	EU 2
<i>Cladiella madagascariensis</i>	(Tixier-Durivault, 1944)	EU 2
<i>Cladiella pachyclados</i>	(Klunzinger, 1877)	EU 6
<i>Klyxum flaccidum</i>	Tixier-Durivault, 1966	Drift dive near BIO 12
<i>Klyxum utinomi</i>	(Verseveldt, 1981)	EU 6
<i>Lobophytum crassum</i>	Von Marenzeller, 1884	EU 5
<i>Lobophytum pauciflorum</i>	(Ehrenberg, 1834)	EU 6
<i>Rhytisma fulvum fulvum</i>	(Forskål, 1775)	EU 2
<i>Rhytisma fulvum fulvum</i>	(Forskål, 1775)	EU 6
<i>Sarcophyton ehrenbergi</i>	Von Marenzeller, 1886	EU 7
<i>Sarcophyton ehrenbergi</i>	Von Marenzeller, 1886	Wall between E3 & E6
<i>Sarcophyton glaucum</i>	(Quoy & Gaymard, 1883)	EU 6
<i>Sarcophyton trocheliophorum</i>	Von Marenzeller, 1886	EU 7
<i>Sinularia abrupta</i>	Tixier-Durivault, 1970	EU 5
<i>Sinularia abrupta</i>	Tixier-Durivault, 1970	Wall between E3 & E6
<i>Sinularia heterospiculata</i>	Verseveldt, 1940	EU 3
<i>Sinularia hirta</i>	(Pratt, 1903)	EU 6
<i>Sinularia hirta</i>	(Pratt, 1903)	EU 6
<i>Sinularia hirta</i>	(Pratt, 1903)	EU 7
<i>Sinularia hirta</i>	(Pratt, 1903)	Wall between E3 & E6
<i>Sinularia humesi</i>	Verseveldt, 1970	EU 7
<i>Sinularia gravis</i>	Tixier-Durivault, 1970	Drift dive near BIO 12
<i>Sinularia loyai</i>	Verseveldt & Benayahu, 1983	Wall between E3 & E6
<i>Sinularia molesta</i>	Tixier-Durivault, 1970	EU 2
<i>Sinularia molesta</i>	Tixier-Durivault, 1970	EU 3
<i>Sinularia molesta</i>	Tixier-Durivault, 1970	EU 6
<i>Sinularia molesta</i>	Tixier-Durivault, 1970	EU 7
<i>Sinularia numerosa</i>	Tixier-Durivault, 1970	EU 2
<i>Sinularia numerosa</i>	Tixier-Durivault, 1970	EU 3
<i>Sinularia numerosa</i>	Tixier-Durivault, 1970	EU 6
<i>Sinularia numerosa</i>	Tixier-Durivault, 1970	EU 7
<i>Sinularia numerosa</i>	Tixier-Durivault, 1970	Wall between E3 & E6
<i>Sinularia polydactyla</i>	Tixier-Durivault, 19745	EU 5
<i>Sinularia polydactyla</i>	(Ehrenberg, 1834)	Wall between E3 & E6
<i>Sinularia terspilli</i>	Verseveldt, 1971	EU 3
<i>Sinularia variabilis</i>	Tixier-Durivault, 1945	EU 7
<i>Sinularia vrijmoethi</i>	Verseveldt, 1971	EU 6
<i>Sinularia whiteleggei</i>	Lüttschwager, 1914	EU 5

<i>Sinularia whiteleggei</i>	Lüttschwager, 1914	EU 6
Famille Nephtheidae		
<i>Dendronephthya</i> sp.		
<i>Lemnalia africana</i>	(May, 1898)	EU 2
<i>Lemnalia africana</i>	(May, 1898)	EU 2
<i>Lemnalia africana</i>	(May, 1898)	EU 3
<i>Lemnalia africana</i>	(May, 1898)	EU 6
<i>Lemnalia africana</i>	(May, 1898)	EU 6
<i>Lemnalia flava</i>	(May, 1898)	EU 5
<i>Lemnalia flava</i>	(May, 1898)	Mur entre E3 & E6
<i>Stereonephthya</i> sp.		
Famille Tubiporidae		
<i>Tubipora musica</i>	Linnaeus, 1758	

Les 3 caractéristiques principales des coraux mous d'Europa sont les suivantes :

- 1) peuplements peu diversifiés,
- 2) aucune espèce de la famille des xénidés rencontrée,
- 3) seules deux espèces prolifiques (*Rhytisma fulvum fulvum* et *Cladiella laciniosa*)

Tableau 28 : Distribution et abondance relative des alcyonaires observés à Europa. Seuls deux espèces (en gras) sont prolifiques (dans le cas de *Cladiella laciniosa*, sur un site seulement).

	Stations							
Provisional identification	EU 2	EU 3	EU 5	EU 6	EU 7	Wall: Eu 2 - Eu 6	Deriv BIO 12	Abondance
Famille Alcyoniidae								
<i>Cladiella australis</i>				●				Rare
<i>Cladiella kashmani</i>				●				Rare
<i>Cladiella krempfi</i>					●			Rare
<i>Cladiella laciniosa</i>				●				Prolific*
<i>Cladiella latissima</i>	●							Occasional
<i>Cladiella madagascariensis</i>	●							Rare
<i>Cladiella pachyclados</i>				●				Rare
<i>Klyxum flaccidum</i>							●	Rare
<i>Klyxum utinomi</i>	●			●	●	●		Common
<i>Lobophytum crassum</i>			●					Rare
<i>Lobophytum pauciflorum</i>		●		●		●		Occasional
<i>Rhytisma fulvum fulvum</i>	●	●		●	●	●		Prolific
<i>Sarcophyton ehrenbergi</i>					●	●		Rare
<i>Sarcophyton glaucum</i>				●				Rare
<i>Sarcophyton trocheliophorum</i>					●			Rare
<i>Sinularia abrupta</i>			●			●		Occasional
<i>Sinularia heterospiculata</i>	●	●		●	●	●		Common
<i>Sinularia gravis</i>							●	Rare
<i>Sinularia hirta</i>	●			●	●	●		Common

<i>Sinularia humesi</i>	•			•	•			Occasional
<i>Sinularia loyai</i>						•		Rare
<i>Sinularia molesta</i>	•	•		•	•	•		Common
<i>Sinularia numerosa</i>	•	•		•	•	•		Common
<i>Sinularia polydactyla</i>	•		•			•		Occasional
<i>Sinularia terspilli</i>		•						Rare
<i>Sinularia variabilis</i>					•			Very rare
<i>Sinularia vrijmoethi</i>		•		•	•			Occasional
<i>Sinularia whiteleggei</i>			•	•				Rare
Famille Nephtheidae								
<i>Dendronephthya</i> sp.		•		•		•		Occasional
<i>Lemnalia africana</i>	•	•		•	•	•		Common
<i>Lemnalia flava</i>			•			•		Common
<i>Stereonephthya</i> sp.	•	•		•		•		Common
Famille Tubiporidae								
<i>Tubipora musica</i> Linnaeus				•				Rare

Comme dit précédemment, aucune espèce de la famille des xénidés n'a été rencontrée. Ceci est remarquable car la famille est visible sur les récifs de toutes les autres îles du Canal du Mozambique et sur les côtes de l'Afrique de l'Est et du Nord-Ouest de Madagascar. Les espèces de cette famille sont souvent décrites comme des espèces "fugitives" car, contrairement aux coraux mous plus persistants et à croissance lente, les xénidés sont des opportunistes à croissance rapide. Ils peuvent aller et venir dans certaines zones, mais sont très souvent présents sur les récifs coralliens. L'absence de xénidés est donc surprenante car leur habitat est certainement présent à Europa.

Parmi les deux espèces prolifiques d'Europa, *Rhytisma fulvum fulvum* est la plus abondante. C'est un corail mou à croissance rapide qui forme un tapis mince qui se répand sur les surfaces récifales exposées (Figure 69 a et b). L'autre corail mou abondant, *Cladiella laciniosa*, était notablement abondant sur un site en particulier et formait de larges patches (Figure 69 c). Quelques grandes colonies de *Sinularia* formaient des tapis plus typiques étendus sur les récifs sur certaines stations (Figure 69 d), mais ils étaient néanmoins rares.

Les peuplements de coraux mous trouvés à Europa sont assez fréquents dans des régions isolées, ou rares avec quelques spécimens uniques rencontrés pendant les plongées. Tous ces facteurs suggèrent que les récifs d'Europa sont uniques (Schleyer *et al.*, *soumis*).

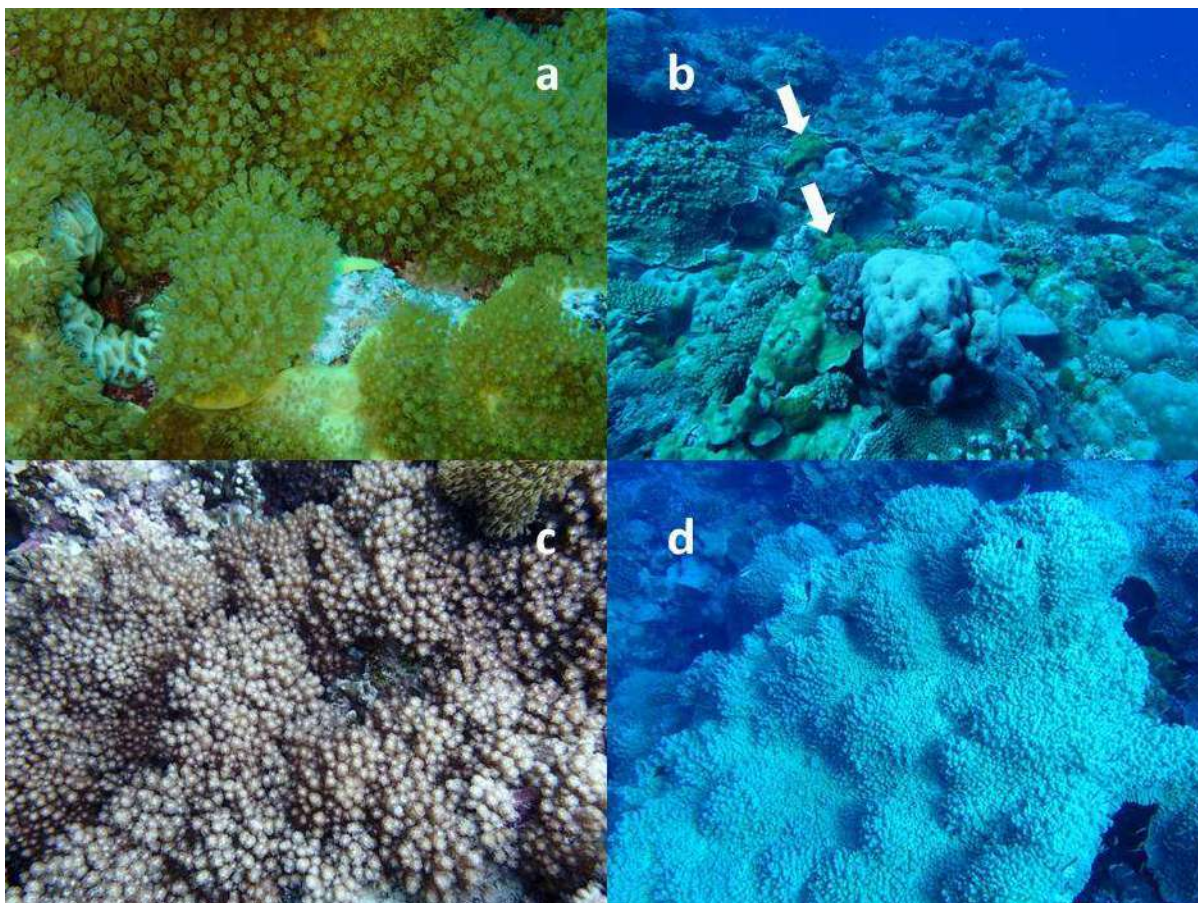


Figure 69 (photos) : a) Colonie de *Rhytisma fulvum fulvum* avec b) une vue de cette espèce formant des "patch" sur le récif (voir flèches avec 2 exemples); Colonies prolifiques de c) *Cladiella lacioniosa* et d) *Sinularia* sp, probablement *S. gravis*.

3.1.4.3 Comparaison régionale entre les alcyonaires de Mayotte, Glorieuses et Europa

Une comparaison régionale entre les alcyonaires de la région de l'Océan Indien occidental, notamment entre Mayotte, l'archipel des Glorieuses et Europa, est fournie dans le Tableau 29. L'archipel des Chagos a également été inclus dans cette comparaison puisqu'il est situé en amont de l'archipel des Glorieuses et de Mayotte dans le Courant Sud-Equatorial (SEC), ainsi que la Tanzanie et le Nord du Mozambique, puisqu'ils sont situés dans le Canal du Mozambique comme l'île d'Europa, et influencés par le Courant du Mozambique, caractérisé par des tourbillons générés par le Courant Sud Equatorial.

Tableau 29: Biodiversité en alcyonaires entre Mayotte (2016), l'archipel des Glorieuses (Schleyer et al., soumis), Europa (en préparation) et l'archipel des Chagos (Reinicke & van Ofwegen, 1999; Schleyer & Benayahu, 2010), la Tanzanie (van Ofwegen & Benayahu, 1992) et le Nord du Mozambique (Benayahu et al., 2003).

	Mayotte	Glorieuses	Europa	Chagos	Tanzanie	Nord Mozambique
Famille Alcyoniidae						
<i>Cladiella australis</i> (Macfadyen, 1936)	+	+			+	+
<i>Cladiella brachyclados</i> Ehrenberg, 1834						+
<i>Cladiella daphnae</i> van Ofwegen & Benayahu, 1992					+	
<i>Cladiella kashmani</i> Benayahu & Schleyer, 1996	+		+			+
<i>Cladiella digitulata</i> (Klunzinger, 1877)					+	
<i>Cladiella krempfi</i> (Hickson, 1919)			+	+	+	+
<i>Cladiella laciniosa</i> (Tixier-Durivault, 1944)		+	+		+	+
<i>Cladiella latissima</i> (Tixier-Durivault, 1944)	+		+			+
<i>Cladiella madagascariensis</i> (Tixier-Durivault, 1944)			+			
<i>Cladiella pachyclados</i> (Klunzinger, 1877)	+		+	+		+
<i>Cladiella tulearensis</i> (Tixier-Durivault, 1944)						+
<i>Cladiella</i> sp.	+					
<i>Klyxum flaccidum</i> (Tixier-Durivault, 1966)	+		+	+	+	
<i>Klyxum simplex</i> (Thomson & Dean, 1931)				+		
<i>Klyxum utinomii</i> (Verseveldt, 1971)	+		+	+		
<i>Lobophytum crassum</i> Von Marenzeller, 1886	+	+	+	+	+	+
<i>Lobophytum denticulatum</i> Tixier-Durivault 1956	+					
<i>Lobophytum depressum</i> Tixier-Durivault, 1966	+			+		+
<i>Lobophytum latilobatum</i> Verseveldt, 1971	+					
<i>Lobophytum patulum</i> Tixier-Durivault, 1956	+					+
<i>Lobophytum pauciflorum</i> (Ehrenberg, 1834)	+	+	+		+	
<i>Lobophytum rotundum</i> Tixier-Durivault, 1957)					+	
<i>Lobophytum sarcophytoides</i> Moser, 1919*	+					
<i>Lobophytum variatum</i> Tixier-Durivault, 1957				+		
<i>Lobophytum venustum</i> Tixier-Durivault, 1957	+			+	+	+
<i>Lobophytum</i> sp.	+	+				
<i>Protodendron repens</i> (Thomson & Henderson, 1906)	+					
<i>Rhytisma fulvum fulvum</i> (Forskål, 1775)	+	+	+			+
<i>Sarcophyton cherbonnnieri</i> Tixier-Durivault, 1958	+	+			+	
<i>Sarcophyton cinereum</i> Tixier-Durivault, 1946	+	+				
<i>Sarcophyton cornispiculatum</i> Verseveldt, 1971					+	
<i>Sarcophyton crassocaule</i> Moser, 1919				+	+	
<i>Sarcophyton crassum</i> Tixier-Durivault, 1946				+	+	

<i>Sarcophyton ehrenbergi</i> von Marenzeller, 1886*	+		+			+
<i>Sarcophyton elegans</i> Moser, 1919					+	
<i>Sarcophyton flexuosum</i> Tixier-Durivault, 1966	+	+		+		
<i>Sarcophyton glaucum</i> (Quoy & Gaimard, 1833)	+	+	+	+	+	+
<i>Sarcophyton infundibuliforme</i> Tixier-Durivault, 1958	+				+	
<i>Sarcophyton roseum</i> Pratt, 1903	+					
<i>Sarcophyton subviride</i> (Tixier-Durivault, 1958)	+				+	
<i>Sarcophyton trocheliophorum</i> von Marenzeller, 1886*	+	+	+	+	+	+
<i>Sarcophyton</i> sp.	+	+				
<i>Sinularia abhishiktae</i> Ofwegen & Vennam, 1991	+				+	
<i>Sinularia abrupta</i> Tixier-Durivault, 1970		+	+	+		+
<i>Sinularia brassica</i> May, 1898	+	+		+		+
<i>Sinularia compacta</i> Tixier-Durivault, 1970					+	
<i>Sinularia 'conferta'</i> (Dana, 1846)				+	+	
<i>Sinularia cruciata</i> Tixier-Durivault, 1970		+				
<i>Sinularia densa</i> (Whitelegge, 1897)		+		+		
<i>Sinularia depressa</i> Tixier-Durivault, 1970				+		
<i>Sinularia erecta</i> Tixier-Durivault, 1945	+	+		+		+
<i>Sinularia firma</i> Tixier-Durivault, 1970				+		+
<i>Sinularia fishelsoni</i> Verseveldt, 1970					+	
<i>Sinularia fungoides</i> Thomson & Henderson, 1906	+					+
<i>Sinularia gardineri</i> (Pratt, 1903)					+	
<i>Sinularia gibberosa</i> Tixier-Durivault, 1970	+			+	+	
<i>Sinularia grandilobata</i> Verseveldt, 1980	+					+
<i>Sinularia gravis</i> Tixier-Durivault, 1970		+	+	+		+
<i>Sinularia heterospiculata</i> Verseveldt, 1970			+	+		+
<i>Sinularia hirta</i> (Pratt, 1903)	+	+	+	+		
<i>Sinularia humesi</i> Verseveldt, 1968	+	+	+	+		
<i>Sinularia inelegans</i> Tixier-Durivault, 1970						+
<i>Sinularia leptoclados</i> (Ehrenberg, 1834)	+	+		+	+	+
<i>Sinularia lochmodes</i> Kolonko, 1926	+					+
<i>Sinularia loyai</i> Verseveldt & Benayahu, 1983			+			
<i>Sinularia macrodactyla</i> Kolonko, 1926	+				+	+
<i>Sinularia macropodia</i> (Hickson & Hiles, 1900)						+
<i>Sinularia marenzelleri</i> (Wright & Studer, 1889)					+	
<i>Sinularia maxima</i> Verseveldt, 1971	+					
<i>Sinularia minima</i> Verseveldt, 1971	+					
<i>Sinularia molesta</i> Tixier-Durivault, 1970	+	+	+	+		+
<i>Sinularia muralis</i> (May, 1899)		+		+		
<i>Sinularia nanolobata</i> Verseveldt, 1977	+	+		+		
<i>Sinularia notanda</i> Tixier-Durivault, 1966	+			+		
<i>Sinularia numerosa</i> Tixier-Durivault, 1970	+		+	+		+
<i>Sinularia parva</i> Tixier-Durivault, 1970				+		
<i>Sinularia peculiaris</i> Tixier-Durivault, 1970	+			+	+	

<i>Sinularia pedunculata</i> Tixier-Durivault, 1945						
<i>Sinularia platylobata</i> van Ofwegen & Benayahu, 1992					+	
<i>Sinularia polydactyla</i> (Ehrenberg, 1834)	+	+	+	+	+	+
<i>Sinularia portiere</i> Verseveldt, 1980					+	
<i>Sinularia querciformis</i> (Pratt, 1903)	+			+	+	
<i>Sinularia ramosa</i> Tixier-Durivault, 1945	+					
<i>Sinularia rigida</i> Dana, 1846				+	+	
<i>Sinularia robusta</i> Macfadyen, 1936						
<i>Sinularia rotundata</i> Tixier-Durivault, 1970					+	
<i>Sinularia terspili</i> Verseveldt, 1971	+		+		+	+
<i>Sinularia triangula</i> Tixier-Durivault, 1970						+
<i>Sinularia variabilis</i> Tixier-Durivault, 1945			+	+		
<i>Sinularia venusta</i> Tixier-Durivault, 1970						
<i>Sinularia vrijmoethi</i> Verseveldt, 1971	+	+	+			+
<i>Sinularia whiteleggei</i> Lüttschwager, 1914			+	+		
<i>Sinularia</i> sp.		+				
Famille Sous-total	51	27	27	39	36	34
Famille Briareidae						
<i>Briareum hamrum</i> (Gohar, 1948)						+
Famille Clavulariidae						
<i>Carijoa riisei</i> (Duchassaing & Michelotti, 1860)	+			+		
<i>Clavularia</i> sp.	+			+		
Famille Coelogorgiidae						
<i>Coelogorgia palmosa</i> Milne Edwards & Haime, 1857	+	+				
Famille Gorgoniidae						
<i>Rumphella</i> sp.	+	+				
Famille Ifalukellidae*						
<i>Plumigorgia</i> sp.*	+					
Famille Nephtheidae						
<i>Capnella parva</i> Light, 1913	+					
<i>Capnella boullioni</i> Verseveldt, 1976				+		
<i>Capnella</i> sp.				+		
<i>Dendronephthya gracillima</i> Kükenthal, 1905				+		
<i>Dendronephthya</i> sp.	+	+	+			
<i>Lemnalia africana</i> (May, 1898)			+	+	+	+
<i>Lemnalia bantayensis</i> Roxas, 1933				+		
<i>Lemnalia cervicornis</i> (May, 1898)					+	
<i>Lemnalia flava</i> (May, 1898)		+	+	+	+	+
<i>Lemnalia humesi</i> Verseveldt, 1969				+		+
<i>Lemnalia tenuis</i> Verseveldt, 1969					+	
<i>Lemnalia</i> sp.	+					
<i>Litophyton viridis</i> (May, 1898)					+	
<i>Litophyton</i> sp.	+	+		+		
<i>Paralemnalia thyrsoides</i> (Ehrenberg, 1834)	+	+				
<i>Scleronephthya</i> sp.				+		
<i>Stereonephthya cordylophora</i> Verseveldt, 1973				+		

<i>Stereonephthya unicolor</i> (Gray, 1862)				+		
<i>Stereonephthya</i> sp.	+	+	+			
Famille Nidaliidae						
<i>Chironephthya</i> sp.	+			+		
Famille Subergorgiidae						
<i>Annella</i> sp.	+					
Famille Tubiporidae						
<i>Tubipora musica</i> Linnaeus, 1758	+	+	+	+		+
Famille Xenidae						
<i>Anthelia glauca</i> (Lamarck, 1816)	+			+		+
<i>Cespitularia coerulea</i> May, 1898		+				+
<i>Cespitularia densa</i> Tixier-Durivault, 1966						+
<i>Cespitularia erecta</i> Macfadyen, 1936					+	+
<i>Cespitularia robusta</i> Tixier-Durivault, 1966						
<i>Cespitularia schlichteri</i> Janes, 2008						
<i>Cespitularia simplex</i> Thomson & Dean, 1931		+				
<i>Cespitularia</i> sp.	+			+		
<i>Fasciclia</i> sp.		+				
<i>Heteroxenia fuscescens</i> (Ehrenberg, 1834)					+	+
<i>Heteroxenia pinnata</i> Roxas, 1933				+		
<i>Heteroxenia elizabethae</i> Kölliker, 1874	+	+				
<i>Heteroxenia ghordaquensis</i> Gohar, 1940					+	
<i>Ovabunda faraunensis</i> (Verseveldt & Cohen, 1971)	+					
<i>Ovabunda hamsina</i> (Reinicke, 1997)						
<i>Ovabunda impulsatilla</i> (Verseveldt & Cohen, 1971)	+					
<i>Ovabunda macrospiculata</i> (Gohar, 1948)		+				
<i>Ovabunda verseveldti</i> (Benayahu, 1990)	+					
<i>Ovabunda</i> sp.				+		
<i>Sansibia flava</i> (May, 1899)				+		
<i>Xenia crassa</i> Schenk, 1896				+		+
<i>Xenia garciae</i> Bourne, 1894				+		
<i>Xenia hicksoni</i> Ashworth, 1899	+	+				
<i>Xenia lepida</i> Verseveldt, 1971	+					
<i>Xenia lillieae</i> Roxas, 1933				+		
<i>Xenia novaebritanniae</i> Ashworth, 1900				+		
<i>Xenia</i> sp.		+				
Total	72	42	32	62	44	45

Bien que la diversité des alcyonaires soit élevée aux Chagos (62 espèces), celle de Mayotte est encore plus forte (72 espèces) parmi les localités situées dans le Courant Sud Equatorial-Courant du Mozambique incluant les Glorieuses (42 espèces), la Tanzanie (44 espèces) et Europa (32 espèces). Mayotte semble avoir une couverture en coraux durs inférieure à celle des Chagos, fournissant ainsi plus d'habitats pour les coraux mous. Les données disponibles sur les alcyonaires du Nord de Madagascar se sont révélées inadéquates pour les inclure dans cette comparaison, mais la diversité peut être aussi élevée qu'à Mayotte. De manière surprenante, la biodiversité en alcyonaires dans l'archipel de Glorieuses est faible (42 espèces), et beaucoup plus faible que prévu malgré sa proximité

avec Mayotte et le Nord de Madagascar. Cependant, les conditions environnementales favorisent la croissance des algues corallines dont Halimeda (particulièrement cette dernière). Il en résulte la génération de sédiments blancs fins considérables, qui semblent influencer l'environnement du récif. En conséquence, les alcyonaires souples et charnus étaient rares aux Glorieuses, à l'exception de deux espèces pionnières, *Rhytisma fulvum fulvum* et *Cespitularia caerulea*.

La biodiversité en alcyonaires d'Europa (32 espèces) est la plus faible des localités considérées, plus faible même qu'en Tanzanie (44 espèces) ou au Nord du Mozambique (45 espèces). L'île de Bazaruto, située à la même latitude au large de la côte du Mozambique, compte 29 espèces (Schleyer & Celliers, 2005), mais aucune comparaison directe ne peut être faite entre ces deux communautés d'alcyonaires puisque l'île de Bazaruto se trouve à l'extrémité Sud du banc de Sofala, formé par la rivière du Zambèze, et où les eaux sont turbides. Ainsi, ses récifs ne sont pas comparables à ceux de l'île d'Europa. Les peuplements d'alcyonaires d'Europa ne possédaient aucun Xénidae; en revanche *Rhytisma fulvum fulvum*, espèce pionnière, était notablement abondante. Quelques grandes colonies de *Sinularia*, néanmoins rares, formaient des tapis qui peuvent être beaucoup plus vastes dans certaines régions. Les peuplements de coraux mous trouvés à Europa sont assez fréquents dans des régions isolées, où quelques spécimens rares ou uniques sont rencontrés pendant les plongées. Tous ces facteurs suggèrent que les récifs Europa sont uniques (Schleyer *et al.*, en cours).

3.2 Cartographie, typologie des habitats et plans de conservation (WP2)

3.2.1 Cartographie et typologie des habitats

3.2.1.1 Glorieuses

3.2.1.1.1 Images et données utilisées, échelle de travail et projection

Quatre jeux d'images et de données ont été utilisés pour réaliser le travail de cartographie (Tableau 30) :

- Le plan d'échantillonnage a été réalisé à partir d'une image, SPOT 5, acquise en décembre 2014.
- Une image Pléiades fournie par l'IRD, acquises le 25 novembre 2015 soit pendant la phase d'apprentissage, est utilisée pour la cartographie. Cette image présentait des zones de réflexion à la surface de l'eau (*sun glint*) qui nuisait à l'interprétation.
- les images hyperspectrales traitées par ACTIMAR/AAMP (acquisition 2009) notamment pour les habitats au-delà de la bathymétrie -15 m,
- les données de bathymétrie issues de la campagne Litto3D (acquisition 2009). Elles sont utilisées sous forme d'isobathes allant de -5m à -35m avec un pas de 5m.

Le détourage des objets a été effectué du 1/500^{ème} au 1/2 000^{ème}.

Selon les cartes, l'échelle de rendu présentée dans ce document est comprise entre 1/70 000^{ème} et 1/95 000^{ème}. Il est conseillé de ne pas descendre à une échelle plus fine que 1/5 000^{ème} lors de l'utilisation de la carte.

Tableau 30 : Caractéristiques des images utilisées.

Images/données	Date acquisition	Résolution spatiale	Résolution spectrale
Pléiades	Novembre 2015	Panchromatique : 0,5m Multispectrales : 2m	Bleu, vert, rouge, proche infrarouge
Hyperspectral	2009	0,4m	160 bandes spectrales
Litto3D	2009	1m (planimétrie) et précision de 0,5m en vertical	Sans objet

Le système géodésique utilisé est WGS84, avec une projection UTM 38S.

3.2.1.1.2 Limites de la cartographie obtenue

Une carte des habitats en milieu récifal obtenue par télédétection contient forcément quelques limites rappelées ci-dessous.

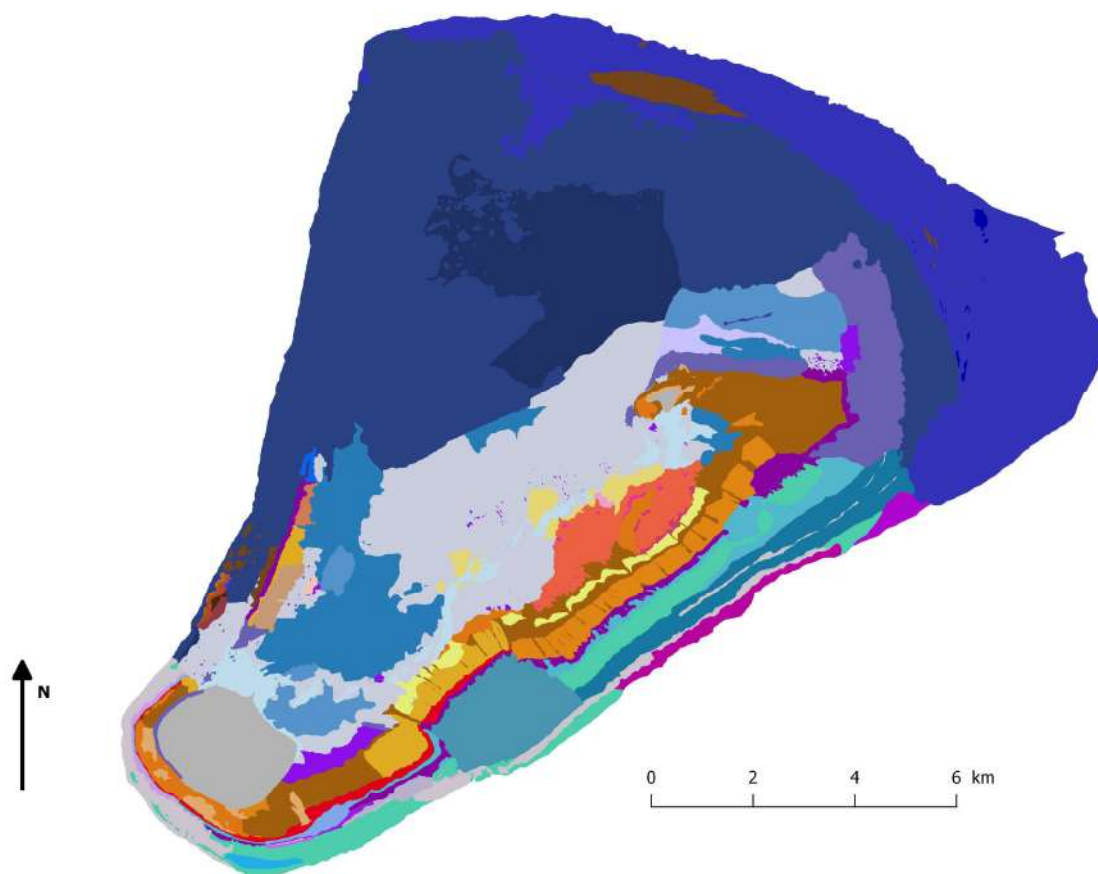
- La principale limite est la profondeur des habitats que l'on peut cartographier. Ainsi, pour des eaux claires, comme c'est le cas aux Glorieuses et notamment lors de l'acquisition des images, il est possible de distinguer le substrat jusqu'à une profondeur de -25 à -30 m. A cette profondeur il est toutefois difficile de discriminer les différentes classes d'habitats et ce, même à un niveau moyen. Ainsi, pour une cartographie à un niveau typologique moyen à élevé, la profondeur limite se situe plutôt vers -10 m (toujours pour des eaux claires) ; au-delà, la précision de la carte sera fortement diminuée. Toutefois, dans le cadre de cette cartographie, pour les profondeurs au delà de -10 m, soit l'horizon intermédiaire et inférieur de la pente externe et la terrasse profonde, les images hyperspectrales avec correction de la colonne d'eau ont été utilisées. Cela a ainsi permis d'augmenter sensiblement la précision de la carte et la richesse thématique. En outre, des données bathymétriques ont également été utilisées en complément.
- Par nature, certaines classes d'habitats benthiques ont des frontières bien marquées (tâches d'herbiers denses, massifs coralliens, etc), alors que d'autres montrent des transitions progressives d'un habitat à l'autre (Andréfouët & Dirberg, 2006). Ces transitions progressives ont soit été déclinées en plusieurs classes d'habitats, soit été forcées par des limites nettes lors du détourage des polygones.

De manière générale, un habitat ne peut être cartographié par télédétection que si :

- il est détectable (taille de l'habitat, profondeur, turbidité de l'eau, etc),
- il est interprétable, c'est-à-dire si, sur les images, il se distingue des autres classes d'habitats et qu'un label peut lui être assigné,
- il est représentable sur une carte, c'est-à-dire si sa taille est suffisamment importante au vu de l'échelle de la carte.

3.2.1.1.3 Résultats principaux

Le récif des Glorieuses est un banc récifal avec une terrasse lagunaire bien développée dans la partie Nord-Ouest. La superficie totale cartographiée est de 188,18 km² et les structures géomorphologiques sont au nombre de 49 (Figure 70).



Légende

Classes des habitats niveau faible (géomorphologie détaillée)

Dalle de pente externe de banc récifal	Dalle et épandage détritique de platier de banc récifal
Pente externe à épandage détritique et dalle et massifs coralliens	Dalle et débris agglomérés de terrasse lagonaire peu profonde
Pente externe de banc récifal	Dune hydraulique de terrasse lagonaire peu profonde
Pente externe de banc récifal à contreforts et vallons	Terrasse lagonaire peu profonde à épandage détritique
Pente externe de banc récifal à contreforts et vallons et éperons et sillons	Terrasse lagonaire peu profonde à épandage détritique et massifs coralliens
Pente externe de banc récifal à épandage détritique	Dalle et épandage détritique de terrasse lagonaire peu profonde
Pente externe de banc récifal à éperons et sillons	Massif corallien de terrasse lagonaire peu profonde
Pente externe de banc récifal à large travées coralliennes	Dalle, épandage détritique et débris agglomérés de terrasse lagonaire peu profonde
Horizon supérieur de la pente externe à dalle, sillons et cuvettes	Éperons désordonnés et sillons de terrasse lagonaire peu profonde
Plateforme de pente externe de banc récifal	Dalle de terrasse lagonaire peu profonde
Pente externe à épandage détritique et dalle à colonies coralliennes et massifs	Terrasse lagonaire profonde
Echine de pente externe de banc récifal	Terrasse lagonaire profonde à épandage détritique
Massif corallien de pente externe de banc récifal	Terrasse lagonaire profonde à épandage détritique et massifs coralliens
Crique externe de banc récifal	Terrasse lagonaire profonde à épandage détritique et/ou substrat dur
Dalle de platier externe de banc récifal	Terrasse lagonaire profonde sableuse et à dalle
Platier à épandage détritique de banc récifal	Massif corallien de terrasse lagonaire profonde
Platier à épandage détritique et dalle de massif corallien de terrasse lagonaire peu profonde	Pente externe à éperons et sillons de massif corallien de terrasse lagonaire profonde
Platier de banc récifal à petits alignements et épandage détritique	Pente externe à contrefort et vallons de massif corallien de terrasse lagonaire profonde
Platier discontinu de banc récifal à épandage détritique	Pente interne de massif corallien de terrasse lagonaire profonde sableuse et à dalle
Platier subtidal à dalle et cuvette	Dalle et cuvettes de platier de massif corallien de terrasse lagonaire profonde
Débris agglomérés et épandage détritique de platier de banc récifal	Dune hydraulique de lagon enclavé
Cuvette de platier de banc récifal	Bordure de lagon enclavé
Dalle de platier de banc récifal	Lagon enclavé à épandage détritique
Dalle et cuvette de platier de banc récifal	Lagon enclavé à épandage détritique et massifs coralliens
	Massif corallien de lagon enclavé
	Terre émergée

Figure 70 : Cartographie des habitats marins des Glorieuses (définition géomorphologique) en 49 classes.

Les constructions récifales au sens strict représentent environ 60% du complexe et les zones d'épandages détritiques non bio-construites environ 40% (Tableau 31). Les entités géomorphologiques les plus abondantes (Tableau 32) sont les terrasses lagunaires profondes et peu profondes, puis les structures du banc récifal (platier et pente externe).

Tableau 31 : Surface des constructions récifales et détritiques des Glorieuses.

Constructions récifales	Superficie (km ²)	Pourcentage
Zone d'épandage détritique	71.54	39
Constructions récifales	111.89	61
TOTAL	183.43	100

Tableau 32 : Surface des classes d'habitats géomorphologiques de haut niveau des Glorieuses.

Classe d'habitat	Superficie (km ²)	Pourcentage
Pente externe de banc récifal	23,73	13
Platier externe de banc récifal	1,10	1
Platier de banc récifal	18,23	10
Platier subtidal de banc récifal	0,19	0
Lagon enclave	3,18	2
Massif corallien de terrasse lagunaire peu profonde/ terrasse lagunaire peu profonde a massifs coralliens et constructions organogènes	10,96	6
Terrasse lagunaire peu profonde	33,59	18
Massif corallien de terrasse lagunaire profonde/ terrasse lagunaire profonde a massifs coralliens	13,94	7
Terrasse lagunaire profonde	78,51	42
Terre émergée	4,75	3
TOTAL	188,18	100

La majorité des Glorieuses est donc composée de substrats meubles (sable et débris) puisque outre l'essentiel de la terrasse lagunaire, le platier du banc est souvent recouvert de sable/débris et la pente externe se trouve également composée majoritairement de sable au-delà de -10 m, notamment dans la partie Sud du complexe.

Pour le niveau de détail de description des habitats le plus élevé (Annexe 18), un total de 156 habitats marins ont été cartographiés. Sur ces 156 habitats, 6 peuvent possiblement être redondants avec d'autres puisqu'ils ne sont pas décrits à un niveau de détail suffisant (par manque de points de vérité terrain et/ou une profondeur importante rendant la signature spectrale de l'image trop peu marquée). Ainsi, 150 habitats marins sont identifiés au niveau de détail le plus élevé aux Glorieuses. Ce nombre élevé d'habitats s'explique par la richesse du site, par l'utilisation d'images hyperspectrales et de la bathymétrie Lidar pour l'interprétation des habitats profonds (entre -15 et -30 m), par le grand nombre de points de vérité terrain acquis lors de la mission de 2015, et enfin par la disponibilité de points de vérité terrain d'une mission précédente, longue d'un mois, avec un focus sur les herbiers notamment.

A titre d'habitats remarquables, un herbier à *Thalassodendron ciliatum* se développe essentiellement sur la terrasse lagunaire profonde au Nord de l'archipel (Figure 71).

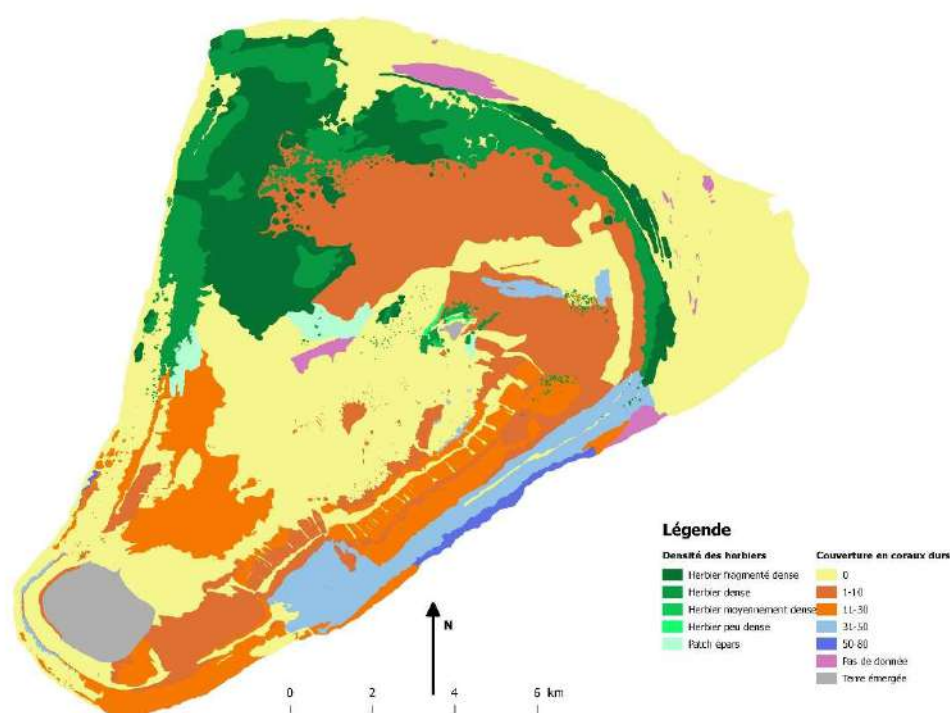


Figure 71 : Cartographie des peuplements coralliens et des herbiers des Glorieuses.

Au total, l'enveloppe de l'herbier, très majoritairement dense, présente une superficie de 36,5 km² (Tableau 33). La cartographie des couvertures coralliennes s'effectue en généralisant pour chaque polygone d'habitat les attributs de couverture observés *in situ*. Ainsi, si une station dans un polygone indique une couverture semi-quantitative de 11-30%, cette valeur est généralisée à l'ensemble du polygone. Ceci permet un estimatif de la couverture corallienne le long du récif (Figure 70) qui reste toutefois à prendre avec précautions au vu de la précision.

Tableau 33 : Superficie de l'enveloppe des herbiers en fonction de la densité des Glorieuses.

Densité des herbiers	Superficie (km ²)	Pourcentage
Herbier dense	16,27	45
Herbier fragmenté dense	18,40	50
Herbier moyennement dense	0,03	0
Herbier peu dense	0,08	0
Patch épars	1,71	5
TOTAL	36,49	100

La couverture corallienne générale est plutôt faible, ne dépassant que rarement 30% sur la pente externe du banc récifal (Tableau 34).

Tableau 34 : Superficie des différentes classes de la couverture corallienne (coraux durs).

Couverture corallienne (coraux durs)	Superficie (km ²)	Pourcentage
Inconnue	2,5	2
0 (non compris les herbiers et les zones non bioconstruites)	41	36
1-10	37,3	33
11-30	20,8	19
31-50	9,2	8
50-80	1,0	1
TOTAL	111,5	100

En outre, les classes d'habitats à coraux mous sont bien représentées aux Glorieuses (Figure 72, Tableau 35), que ce soit sur la partie Sud de la pente externe ou sur les massifs coralliens de la terrasse lagonaire peu profonde.

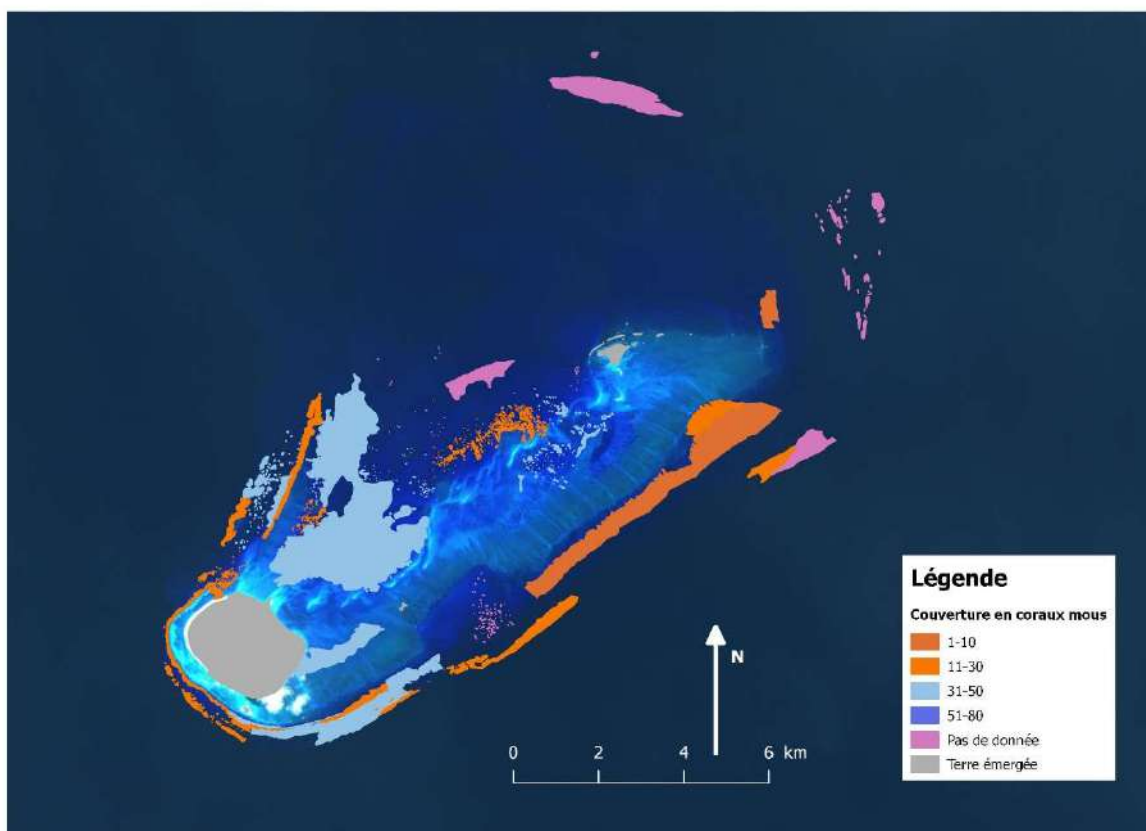


Figure 72 : Couverture en coraux mous sur l'archipel des Glorieuses.

Tableau 35: Superficie des différentes classes de la couverture en coraux mous des Glorieuses.

Couverture en coraux mous	Superficie (km ²)	Pourcentage
Inconnue	2,5	2
0 (non compris les herbiers et les zones non bioconstruites)	91	82
1-10	3,7	3
11-30	3,3	3
30-50	10,6	9
50-80	0,03	0
TOTAL	111,5	100


3.2.1.2 Mayotte

3.2.1.2.1 Typologie des habitats à partir d'observations *in situ*

A partir des stations d'habitats SIREME (Annexe 12, Figure 74 a), 219 habitats ont été décrits en combinant la géomorphologie et les variables de communautés benthiques. La description des habitats est synthétisée sous forme de « fiches habitats » (Figure 73), initialement conçues par l'IRD pour l'IFRECOR-Nouvelle Calédonie (Andréfouët, 2014), et depuis systématiquement compilées après les vérités terrain en différents endroits de la planète (sites de Nouvelle Calédonie, Papouasie Nouvelle Guinée, Indonésie, et Juan de Nova). Ceci permet de faire des comparaisons intéressantes entre sites. Juan de Nova avait aussi été traitée de la même manière et en partie Europa. L'intégralité des fiches de Mayotte est disponible et constitue donc le catalogue des habitats de Mayotte en prenant en compte les stations effectuées.

	Corail	Corail mort	Algue	Herbier	Sédiment	Dalle	Substrat carbonaté	Substrat rocheux	Autre	
Front externe	Front interne	Platier intertidal	Platier subtidal	Terrasse à constructions		Terrasse	Massif	Passe	Chenal	
Récif barrière	Massif lagonaire	Massif de baie	Frangeant lagonaire	Frangeant mer intérieure	Frangeant de baie	Lagon	Ilot	Ile		

St. 22



- Contreforts
- 5-12 m
- Substrat dur > 50%
- Corail > 15%, < 30%
- Rugosité: 3
- *Acropora* dominant

Figure 73 : Exemple de fiche de description d'habitats. Les textes orangés correspondent à l'habitat illustré par une photo type. Les textes en gris correspondent à l'ensemble des classes inventoriées sur Mayotte.

La typologie des habitats de Mayotte s'appuie, classiquement, sur plusieurs niveaux hiérarchiques de description. Ici, 3 niveaux sont utilisés et rendus dans les fiches.

N1 : Premier Niveau hiérarchique (Géomorphologie, typologie Millenium N2 et N3)

Récif barrière
Massif d'exposition lagonaire
Massif d'exposition de baie
Frangeant d'ilot d'exposition lagonaire
Frangeant d'ilot d'exposition de mer intérieure
Frangeant d'ile d'exposition lagonaire
Frangeant d'ile d'exposition de mer intérieure
Frangeant d'ile d'exposition de baie
Lagon

L'exposition de « mer intérieure » correspond à la partie Nord-Est du lagon de Mayotte, autour de M'tzamboro, dont les récifs ne sont protégés que partiellement par une barrière ennoyée. Plusieurs habitats n'ont été observés que dans cette zone.

N2 : Deuxième Niveau hiérarchique (Géomorphologie, typologie Millenium N4)

Front externe
Front interne
Platier intertidal
Platier subtidal
Terrasse
Terrasse à constructions
Massif
Passe
Chenal

N3 : Troisième Niveau (Composante benthique dominante, substrat et communautés vivantes)

Corail
Corail mort
Algueraie
Herbier
Sédiment
Dalle
Substrat carbonaté
Substrat rocheux
Autre

Chaque habitat est donc défini par une combinaison unique de classes N1+N2+N3. Les 219 fiches de description des habitats disponibles dans les livrables rendent compte de ces combinaisons.

Quelques précisions sont nécessaires :

- Une classe N3 peut se retrouver dans plusieurs configurations géomorphologiques (N1, N2, et N1+N2) différentes. C'est pour cela qu'on retrouve des fiches illustrées par des photos assez similaires, mais qui indiquent des communautés benthiques ou substrats situés dans un contexte géomorphologique N1 ou N2 différent (exemple type : les blocs volcaniques, que l'on trouve dans 3 configurations géomorphologiques différentes de frangeant, cf. Habitats 123, 150 et 203).
- Une classe N2 peut se retrouver dans plusieurs configurations géomorphologiques N1.
- Toutes les classes N3 ou N2 ne se retrouvent pas forcément dans chacun des niveaux supérieurs (respectivement N2 et N1).

Ci-dessous figurent les classes N1 et N2 rencontrées à Mayotte avec, en fin de ligne, le nombre de classes d'habitats rencontrés, respectivement pour les N2 et N3 associés. Ainsi, on trouve 67 habitats de Niveau 3 en *Récif-barrière*, y compris, par exemple 17 qui sont présents sur les *Fronts externes* du *Récif-barrière*.

1 Barrière	(67)
Front externe	(17)
Front interne	(8)
Platier intertidal	(14)
Terrasse à constructions	(7)
Terrasse	(5)
Massif	(7)
Passe	(9)
2 Massifs coralliens lagunaires	(42)
Front externe	(9)
Front interne	(2)
Platier intertidal	(19)
Platier subtidal	(3)
Terrasse à constructions	(2)
Chenal	(7)
3 Massifs coralliens Baie	(4)
Front externe	(2)
Platier intertidal	(2)
4 Frangeant Ilot	(37)
4.1 Frangeant d'exposition lagunaire	(10)
Front externe	(3)
Platier intertidal	(4)
Terrasse à constructions	(2)
Terrasse	(1)
4.2 Frangeant d'exposition mer-intérieure	(27)
Front externe	(8)
Front interne	(3)
Platier intertidal	(12)
Terrasse à constructions	(1)
Terrasse	(3)
5 Frangeant Ile	(69)
5.1 Frangeant d'exposition lagunaire	(39)
Front externe	(15)
Platier intertidal	(12)
Terrasse	(6)
Massif	(1)
Chenal	(5)
5.2 Frangeant d'exposition mer-intérieure	(14)
Front externe	(4)
Platier intertidal	(7)

Terrasse	(3)
----------	-----

5.3 Frangeant de baie (16)

Front externe	(8)
Platier intertidal	(1)
Terrasse à constructions	(2)
Terrasse	(3)
Massif	(2)

Informations complémentaires importantes sur les fiches

Chaque fiche d'habitat est décrite par une unique photographie, mais le texte descriptif prend en compte l'ensemble des photos de l'habitat. Il peut donc y avoir des différences certaines, notamment dans les couvertures benthiques, entre l'exemple illustratif choisi, parfois arbitraire et unique, et l'ensemble de l'habitat. La photo n'est là qu'à titre illustratif et ne représente pas forcément toute la diversité de l'habitat décrit.

Compte-tenu de l'épisode de blanchissement en cours pendant la mission, de nombreuses photographies montrent des coraux blanchis. Ceux-ci ont toutefois été considérés en « corail vivant » pour les descriptions.

Pour le N3 :

- « Corail » est décrit, s'il y a dominance, par les formes de croissance et le genre dominant. S'il n'y a pas de dominance, aucune précision n'est apportée dans le texte, ce qui suggère un mélange de genres et de formes.
- « Substrat carbonaté » se réfère à des substrats érodés coralliens, où les formes des colonies ne sont plus visibles, et très peu colonisés, si ce n'est par des algues corallines encroûtantes, du turf algal, ou des cyanobactéries. Souvent appelé « Roche » dans la littérature ou les guides méthodologiques, mais ce terme n'a pas été utilisé ici en raison de certains habitats présentant des roches volcaniques.
- Les descriptions de Niveau 3 utilisent le mot « substrat dur », pour se référer à des substrats érodés coralliens, où les formes des colonies ne sont plus visibles, et très peu colonisés, si ce n'est par des algues corallines encroûtantes, du turf algal, ou des cyanobactéries. Souvent aussi appelé « Roche » dans la littérature.
- La « Dalle » est un substrat carbonaté relativement plat et lisse, parfois couvert d'une fine couche de sable. Peu abondant à Mayotte toutefois, mais nous l'avons conservé pour comparaison avec d'autres sites.
- « Autre » est défini par la présence ou la dominance claire d'organismes qui ne sont ni du corail dur (vivant ou mort), ni des algues, ni des phanérogames. « Autre » peut donc faire référence à des communautés soit très mixtes de ces organismes, soit à des dominances de coraux mous, éponges, gorgones, etc avec peu de corail dur, algues ou phanérogames.
- Sur certaines fiches, figure dans la description de Niveau 3, un attribut géomorphologique complémentaire en tête de description (éperons-sillons, escarpement, pente, terrasse, terrasse à concentrations, massifs, etc). Il convient de ne pas confondre ce terme avec la description de N2. Il s'agit d'une indication pour des unités N2 qui peuvent être elles-mêmes faites de sous-unités claires. Par exemple une indication N3 de « Terrasses » indique qu'il s'agit de terrasse sédimentaire associée par exemple à un récif barrière ou frangeant, en bas de la pente. Il ne s'agit pas d'une Terrasse N2.

Pour le N1 :

- La Classe Lagon, pour le lagon profond notamment, n'a pu être échantillonnée pendant la mission, mais elle figure toutefois dans les fiches.

3.2.1.2.2 Images et données utilisées et projection

La cartographie de Mayotte s'appuie sur 3 images SPOT 6 et 7 acquises en 2015 et disponibles gratuitement sur le site de l'Equipex Geosud (<http://ids.equipex-geosud.fr/web/guest/catalog1>) en coordonnées géographiques WGS84. Ce sont les images utilisées en appui de la mission de 2016 et proches de la période la mission. Les images sont à 6 mètres de résolution spatiale, de qualité environnementale variable (aucune n'est optimale, mais chacune est utile), et aucune ne couvre entièrement l'ensemble du système récifal.

Le problème majeur rencontré est le géo-référencement, les images fournies étant décalées de plus de 100 mètres par rapport aux points de vérité terrain. Chaque image était affligée d'une erreur propre. Les points des stations *in situ* étant bien calés sur le référencement d'images à très haute résolution sur Google Earth, nous avons utilisé cette source pour recaler les images sur la base d'une vingtaine de points pour chaque image. En comparaison avec les cartes réalisées pour Juan de Nova et Europa, l'imagerie utilisée était de moins bonne qualité. La cohérence spatiale entre les 3 images est supérieure à 20 m (~3 pixels), ce qui est satisfaisant pour le niveau thématique cartographié. La cartographie finale est une mosaïque issue de parties de chacune des 3 images, suivant le niveau de couverture nuageuse et la qualité des images.

3.2.1.2.3 Résultats principaux

Le cahier des charges initial de SIREME ne demandait pas la fourniture d'une carte d'habitats pour Mayotte. Par ailleurs, nous savions dès le départ que la durée de la mission ne permettrait pas de couvrir en détail l'ensemble du système récifal de Mayotte. Outre la typologie d'habitats prévue par le cahier des charges correspondant aux stations visitées, nous avons quand même réalisé une carte mais qui ne peut pas prétendre à être aussi renseignée que celles des îles Eparses où la couverture en données d'habitats est bien plus dense. En d'autres termes, la carte de Mayotte est uniquement géomorphologique, sans renseignement par classe sur le type de couverture benthique. Toutefois, l'utilisateur dispose, avec la typologie, d'un inventaire des configurations benthiques possibles pour la plupart des zones géomorphologiques.

La carte réalisée (57 classes, dont 4 terrestres, mais sans lagon profond et passe inclus) est une amélioration de la cartographie géomorphologique Millennium précédente, réalisée à partir d'images Landsat 7 (de résolution 30 m ; 32 classes, 2 terrestres, y compris lagon profond et passe). Elle suit le même principe de labellisation, avec une description hiérarchique des classes géomorphologiques. La terminologie des classes est proche de celle de Millennium, mais plus détaillée par endroits. Elle est toutefois moins détaillée, à un niveau typologique supérieur, de celle réalisée pour les Glorieuses (Figure 70). Les attributs par classe sont fournis dans les livrables (Typo_Mayotte.xls), incluant les attributs correspondants à ceux de la cartographie Millennium pour pouvoir faire le lien.

Les figures ci-après illustrent la localisation des stations habitats (avec une plus forte proportion dans la partie Nord-Est de l'île, et pour les récifs frangeants et de lagon ; Figure 74 a), et des vues de la carte d'habitats géomorphologiques pour Mayotte (Figure 74 b, c, d, Figure 75). Ici, la légende n'est pas fournie pour ne pas charger le document, et compte tenu qu'aucune échelle de couleur ne peut être totalement satisfaisante pour un tel nombre de classes (cf. par ex. la carte des Glorieuses, avec

légende, Figure 70). La visualisation, et l'utilisation, de ces produits ne peuvent être optimales qu'avec un logiciel de type de SIG et les exemples ci-dessous ont pour but d'illustrer avant tout la complexité du produit.

Les produits sont disponibles en format shapefile dans les livrables. L'attribut principal de plus haut niveau est l'attribut M_Code, qui donne ensuite accès à l'ensemble des autres attributs de la table attributaire.

Le complexe récifal de Mayotte est riche en configuration de récif-barrière : récif-barrière intertidal, récif-barrière subtidal, récif-barrière avec îles hautes et frangeants, récif-barrière double, et récif-barrière côtier. Le type « double-barrière » a été utilisé compte-tenu que les massifs lagonaire concernés ont été décrits historiquement comme tels et sont présentés comme un caractère unique de Mayotte bien qu'il ne s'agit pas spécialement d'un système de double-barrière, et ce type de configuration est en fait assez fréquent dans l'Indo-Pacifique. Toutefois les assemblages et habitats rencontrés y étaient particuliers, ce qui justifie de faire apparaître ces récifs comme différents dans un contexte d'identification d'aires prioritaires sur critère cartographique. De même, un récif-barrière côtier a été décrit dans le Nord de l'île, ce qui permet de le mettre en exergue. Enfin, la passe en S fait aussi l'objet de 2 classes particulières (« tombant de passe ») pour les mêmes raisons et le nombre d'habitats rencontrés sur cette zone.

Pour les frangeants, le nombre de classes géomorphologiques présentées dans les fiches habitats est plus détaillé que celle de la carte, mais la typologie de la carte est inclusive. Par exemple, les habitats de « Frangeant de baie » (Habitats 204 à 219) sont rencontrés dans les habitats de « Frangeants d'exposition lagonaire » de la carte. Cette simplification a dû être faite car nous ne sommes pas sûrs de là où, spatialement, se trouvent toutes les zones ayant des habitats similaires à ceux des « Frangeants de baie » observés *in situ*.

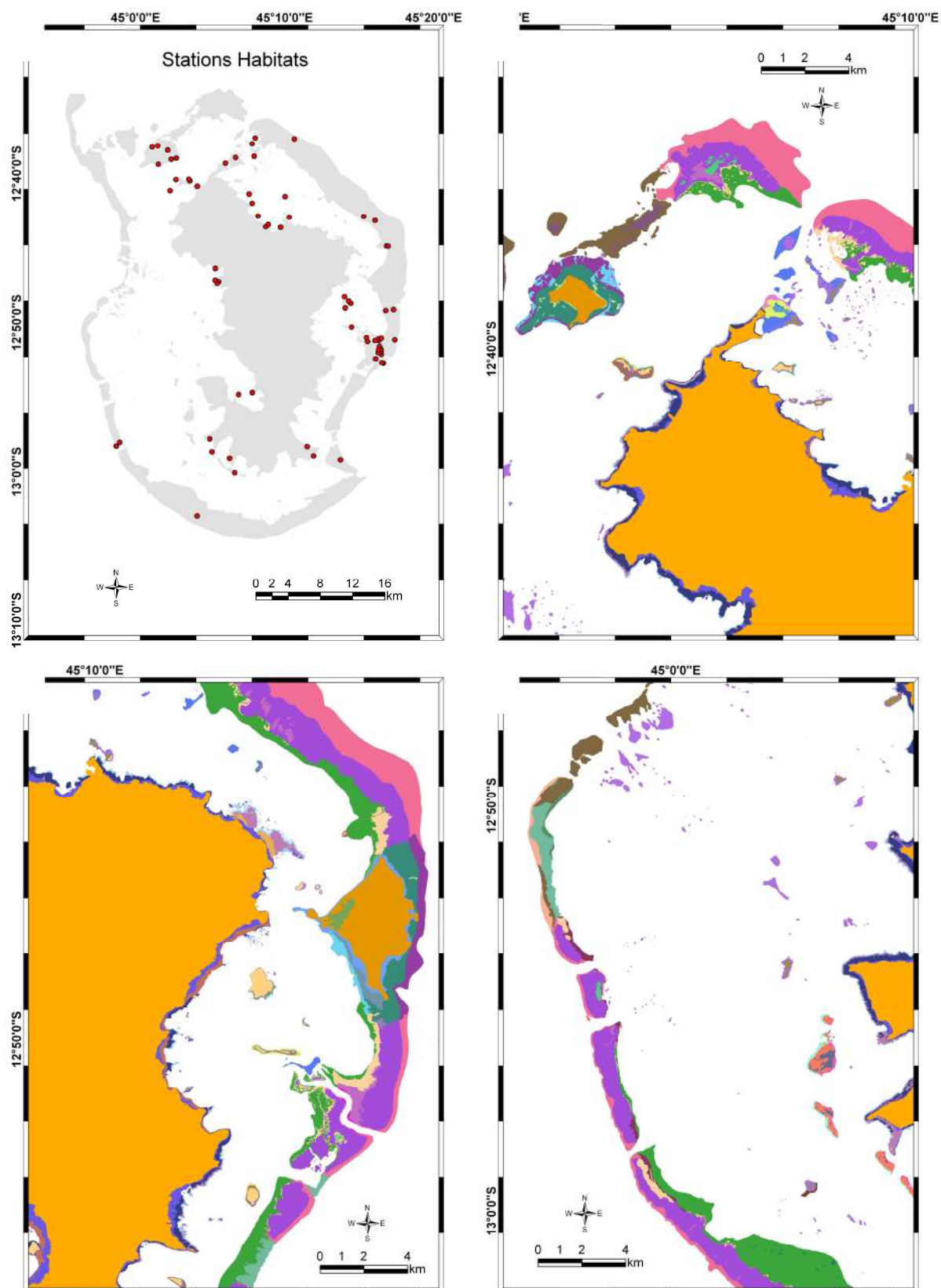


Figure 74 : Localisation des stations d'habitats (a) et vues de la carte d'habitats géomorphologiques (b, c d) pour Mayotte.

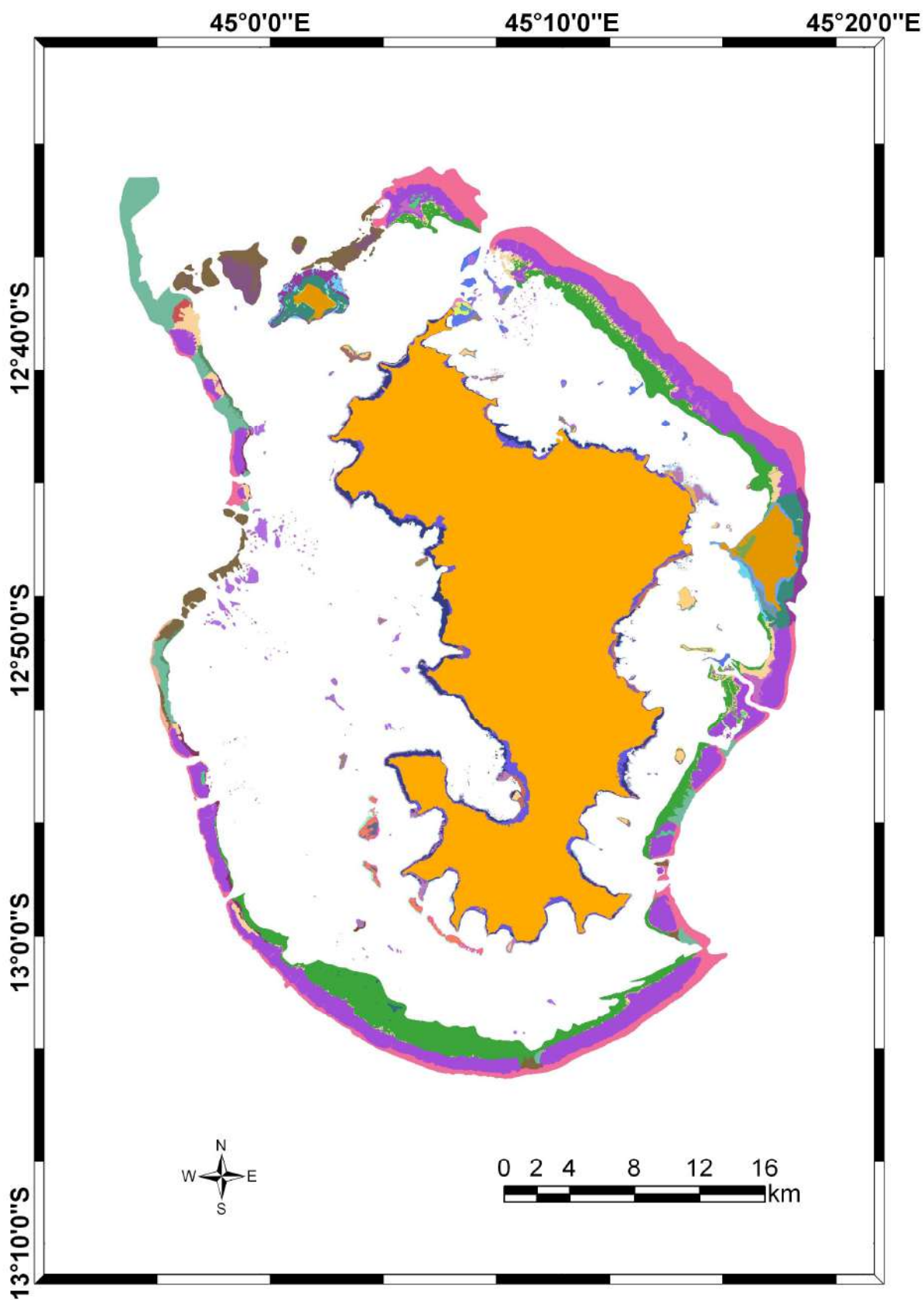


Figure 75 : Vue globale de la carte d'habitats géomorphologiques de Mayotte.

3.2.2 Suivi spatial des dynamiques environnementales

Le suivi spatial des dynamiques environnementales du blanchissement corallien massif de 2016 n'était pas prévu lors de la rédaction du programme SIREME. Toutefois nous avons voulu prendre en compte ce phénomène exceptionnel en associant SIREME au programme BECOMING, et en profitant de la mission du Marion Dufresne (mai 2017) pour avoir une vision *in situ* de quelques stations GCRMN aux îles Éparses.

Un jeu d'archives d'images a été constitué dans le cadre du projet BECOMING (Tableau 36), permettant d'initier un suivi spatial des dynamiques environnementales en cours (blanchissement, impact d'un cyclone) ou passées (développement algal, déplacements sédimentaires). Durant le programme, les événements cycloniques ou de blanchissement corallien ont fait l'objet d'acquisitions d'images spécifiques.

Au total, 64 images ont été commandées pour cette étude, réparties sur un intervalle de temps allant du 21 février 2016 jusqu'au 24 juin 2016. Les 32 images dont le statut est « acquise » entrent dans le lot des images créditées au projet. Les images « refusée » sont généralement trop nuageuses et les images « disponible » peuvent être utilisées pour des études complémentaires sur des portions réduites.

Un jeu de données d'images satellites a ainsi été mis à disposition, mais malgré son importance et l'effort de programmation, il ne couvre pas l'intégralité de l'épisode de blanchissement corallien. En effet, la mise en route relativement tardive du programme pose le problème de l'acquisition d'une image de référence.

Le jeu de données conséquent de la vérité terrain permet de donner de la robustesse aux résultats. Toutefois, du fait de la rapidité du processus de blanchissement (passage d'une colonie saine à une colonie blanchie et d'une colonie blanchie à une colonie saine ou morte), on constate souvent un décalage entre les dates d'acquisition des images et celles de la vérité-terrain, et l'occurrence du blanchissement.

Europa faiblement blanchie, Juan de Nova dont les couvertures coralliennes n'excèdent pas 15%, les autres îles Éparses sans vérité-terrain (Tromelin et Bassas da India) ont été écartées de l'analyse. Au contraire, les îles Glorieuses possèdent des coraux à assez faible profondeur (3 m à 12 m) et des taux de blanchissement observables mais sans aucune image de référence, les trois acquisitions disponibles affectées par le blanchissement ne permettent pas d'obtenir de résultat pertinent.

Les résultats obtenus dans le cadre du programme BECOMING sont présentés ci-dessous.

Tableau 36 : Images acquises par les différents satellites. Les images acquises sont celles achetées pour l'étude, refusées celles qui ne regroupent pas des conditions optimales pour un bon usage et les images disponibles sont celles qui sont partiellement utilisables mais non retenues.

Zone géographique	Date d'acquisition et satellite	Statut vis-à-vis de l'étude	Zone géographique	Date d'acquisition et satellite	Statut vis-à-vis de l'étude
PLEIADES			SPOT6/7		
Ermitage – St Leu	2016/02/22_PHR1A	Disponible	Mayotte	2016/03/01_S7	Acquise
	2016/02/29_PHR1A	Disponible		2016/03/20_S7	Refusée
	2016/03/01_PHR1B	Acquise		2016/04/02_S6	Refusée
	2016/03/06_PHR1B	Disponible		2016/04/09_S6	Refusée
	2016/03/07_PHR1A	Disponible		2016/04/15_S7	Refusée
	2016/03/20_PHR1B	Acquise		2016/04/22_S7	Acquise
	2016/04/07_PHR1A	Acquise		Arrêt programme	
	2016/04/09_PHR1A	Refusée	Europa	2016/02/22_S6	Refusée
	2016/04/26_PHR1A	Disponible		2016/02/28_S7	Refusée
	2016/04/28_PHR1A	Disponible		2016/02/29_S6	Acquise
	2016/05/04_PHR1B	Acquise		2016/04/14_S6	Refusée
	2016/06/12_PHR1A	Acquise		2016/04/20_S7	Acquise
	2016/06/24_PHR1A	Acquise		2016/04/21_S6	Acquise
	Arrêt programme			Arrêt programme	
Etang-Salé - St Pierre	2016/02/22_PHR1A	Disponible	Bassas da India	2016/02/21_S7	Refusée
	2016/02/29_PHR1A	Acquise		2016/02/22_S6	Acquise
	2016/03/01_PHR1B	Disponible		2016/02/28_S7	Refusée
	2016/03/06_PHR1B	Disponible		2016/03/25_S7	Refusée
	2016/03/07_PHR1A_EtgSalé	Disponible		2016/04/20_S7	Acquise
	2016/03/07_PHR1A_St-Pierre	Disponible	Arrêt programme		
	2016/03/20_PHR1B	Disponible	Juan de Nova	2016/02/22_S6	Acquise
	2016/03/26_PHR1A	Acquise		2016/02/23_S7	Refusée
	2016/04/09_PHR1A	Refusée		2016/03/20_S7	Acquise
	2016/04/14_PHR1A	Acquise		2016/04/21_S6	Acquise
	2016/05/04_PHR1B	Acquise	Arrêt programme		
	2016/06/12_PHR1A	Acquise	Glorieuses	2016/02/24_S6	Refusée
	2016/06/24_PHR1A	Acquise		2016/03/08_S7	Refusée
	Arrêt programme			2016/03/15_S7	Acquise
		2016/04/10_S6		Acquise	
		2016/04/16_S6		Acquise	
Grande Anse	2016/02/22_PHR1A	Disponible	Tromelin	2016/02/22_S7	Acquise
	2016/02/29_PHR1A	Acquise		2016/04/07_S7	Acquise
	2016/03/01_PHR1B	Disponible		2016/04/08_S6	Disponible
	2016/03/06_PHR1B	Disponible	Arrêt programme		
	2016/03/26_PHR1A	Acquise			
	2016/04/09_PHR1A	Refusée			
	2016/04/14_PHR1A	Acquise			
	2016/05/04_PHR1B	Acquise			
	2016/06/26_PHR1A	Acquise			
	Arrêt programme				

3.2.2.1 Etendue et intensité du phénomène de blanchissement massif de 2016 sur les récifs coralliens (programme BECOMING)

3.2.2.1.1 Dans les îles Eparses

Les suivis réalisés en mai 2016 ont permis de caractériser finement l'étendue et l'intensité du phénomène à Europa, Juan de Nova et aux îles Glorieuses. Les points qui ressortent de l'étude sont les suivants (Figure 76):

- L'impact du blanchissement de 2016 en termes de prévalence est très variable selon les îles : s'il est très faible à Europa (1-10% des colonies touchées), il est élevé à Juan de Nova et aux îles Glorieuses.
- Concernant Europa, le blanchissement a surtout sévi sur le platier sur des zones où la couverture corallienne est faible même s'il reste très modéré (10-29%) et essentiellement lié à des colonies partiellement blanchies. On observe également des zones où la mortalité atteint 100% sur la terrasse lagunaire, mais cette mortalité ne peut être attribuée au phénomène de blanchissement de 2016.
- A Juan de Nova, la prévalence est forte puisqu'elle concerne la moitié des colonies. En revanche, la couverture corallienne avant le phénomène était très faible, si bien que la diminution *in fine* de la couverture corallienne en absolu restera modérée (car déjà impactée auparavant). Il apparaît en effet qu'une forte mortalité corallienne soit survenue dans les années précédentes à Juan de Nova mais ne peut être imputée au présent phénomène.
- Enfin, aux îles Glorieuses, la prévalence de blanchissement / mortalité est forte (excepté sur les platiers) et en outre la couverture corallienne était moyenne. Ainsi, l'impact du blanchissement est fort avec une perte potentielle de la couverture corallienne comprise la plupart du temps entre 10 et 50% sur la pente externe.

3.2.2.1.2 A Mayotte

Les suivis réalisés en avril et juin/juillet ont permis de caractériser finement l'étendue et l'intensité du phénomène à Mayotte. Les points suivants ressortent de l'analyse (Figure 77) :

- Au total entre 10 et 29% des colonies sont mortes suite au blanchissement corallien.
- Le blanchissement est globalement plus élevé sur la pente externe du récif barrière que sur le récif frangeant. Sur les récifs internes, comme souvent, la situation est plus contrastée et varie en fonction des récifs, probablement du fait (1) des peuplements présents et (2) de l'hydrodynamisme de la zone entourant les récifs internes.
- Sur les récifs frangeants, le blanchissement est élevé au Nord (zone de Mtsamboro) dans la partie Nord de la baie de Bouéni, à Majicavo et Longoni. En juin, la mortalité associée était élevée. Les autres zones du récif frangeant ont été faiblement touchées.
- Sur les récifs internes, les récifs de La Surprise, de La Prévoyante et de Pietro ont fortement blanchi, mais si la mortalité est élevée sur La Surprise, la mortalité est plus faible sur les récifs de Prévoyante et Pietro. A noter que sur le double récif barrière le blanchissement a été globalement faible.
- Enfin, sur le récif barrière, si les zones Nord-Est (GRNE) et Sud-Est ont été assez peu touchées, le récif barrière Sud et Nord-Ouest ont été fortement touchés avec un blanchissement et une mortalité associée élevée.

Blanchissement plus mortalité par île en mai 2016

Iles	Pente externe	Platier	Massifs corallien de terrasse lagonnaire
Europa	1-9%	10-29%	Sans objet
Glorieuses	50-89%	1-9%	30-49%
Juan De Nova	50-89%	50-89%	30-49%

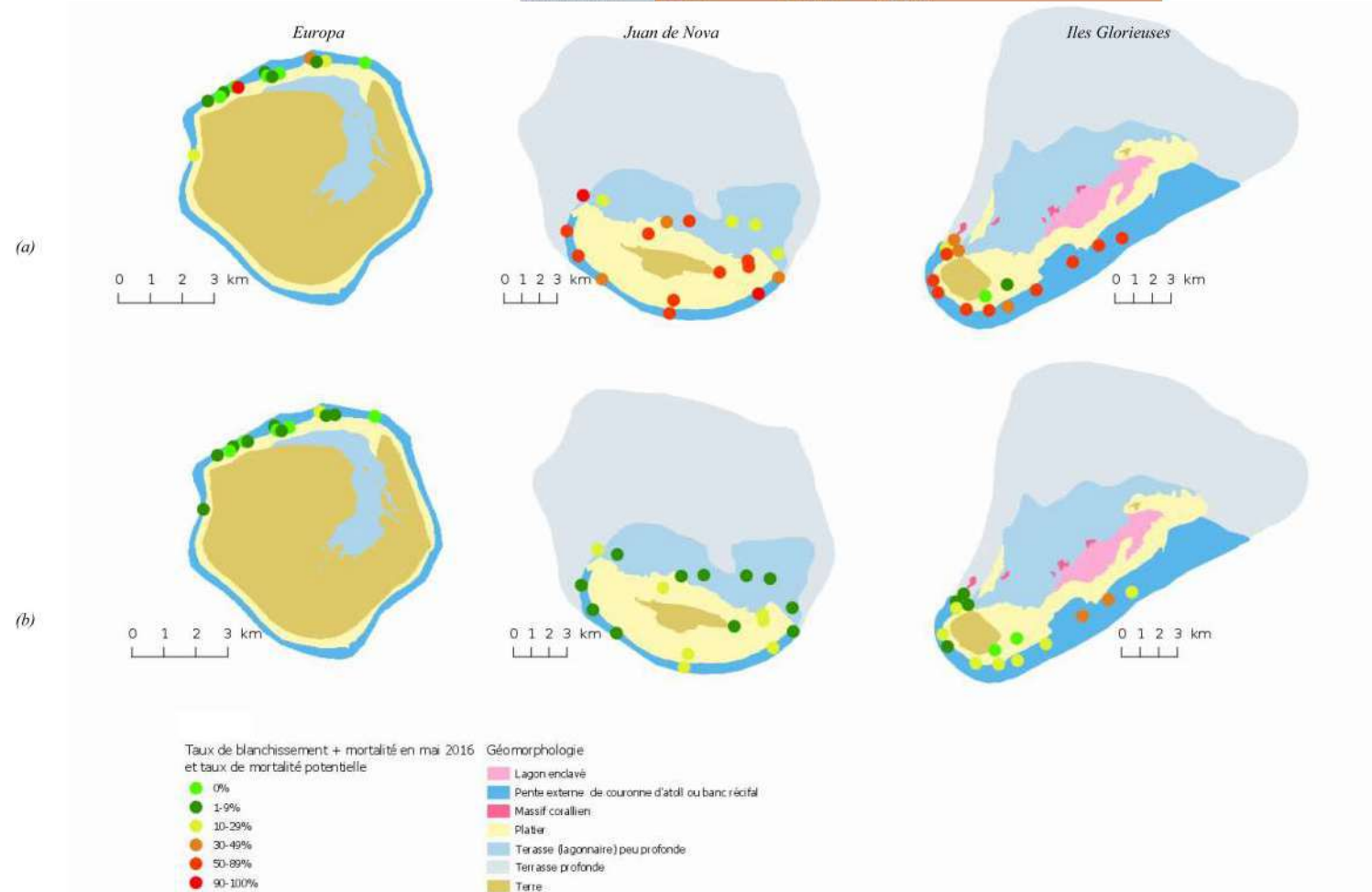


Figure 76 : Prévalence du blanchiment (et mortalité) en mai 2016 (a) et extrapolation de perte potentielle maximale de couverture corallienne en valeur absolue du recouvrement du substrat (ie : la totalité des colonies blanchies sont mortes).

Mortalité par type géomorphologique et secteur

Géomorphologie	Nord-Est	Pamandzi-Ajangoua	Choa Petite Terre	Mtsamboro-Choizil	Récif Sud	Bambo Est	Barrière immergée Ouest	Baie de Boueni	Total géomorphologie
Pente externe Récif barrière	10-29	10-29	1-09	30-49	50-89	10-29	Sans objet	Sans objet	30-49
Pente interne Récif barrière	1-09	1-09	1-09	1-09	30-49	10-29	Sans objet	Sans objet	30-49
Platier récif frangeant îlot	1-09	1-09	Sans objet	30-49	Sans objet	10-29	Sans objet	Sans objet	10-29
Platier Récif interne	30-49	Sans objet	Sans objet	Sans objet	1-09	50	Sans objet	Sans objet	10-29
Platier récif frangeant	1-09	1-09	Sans objet	50-89	1-09	1-09	1-09	50-89	10-29
TOTAL par secteur	10-29	1-09	1-09	30-49	30-49	1-09	1-09	50-89	

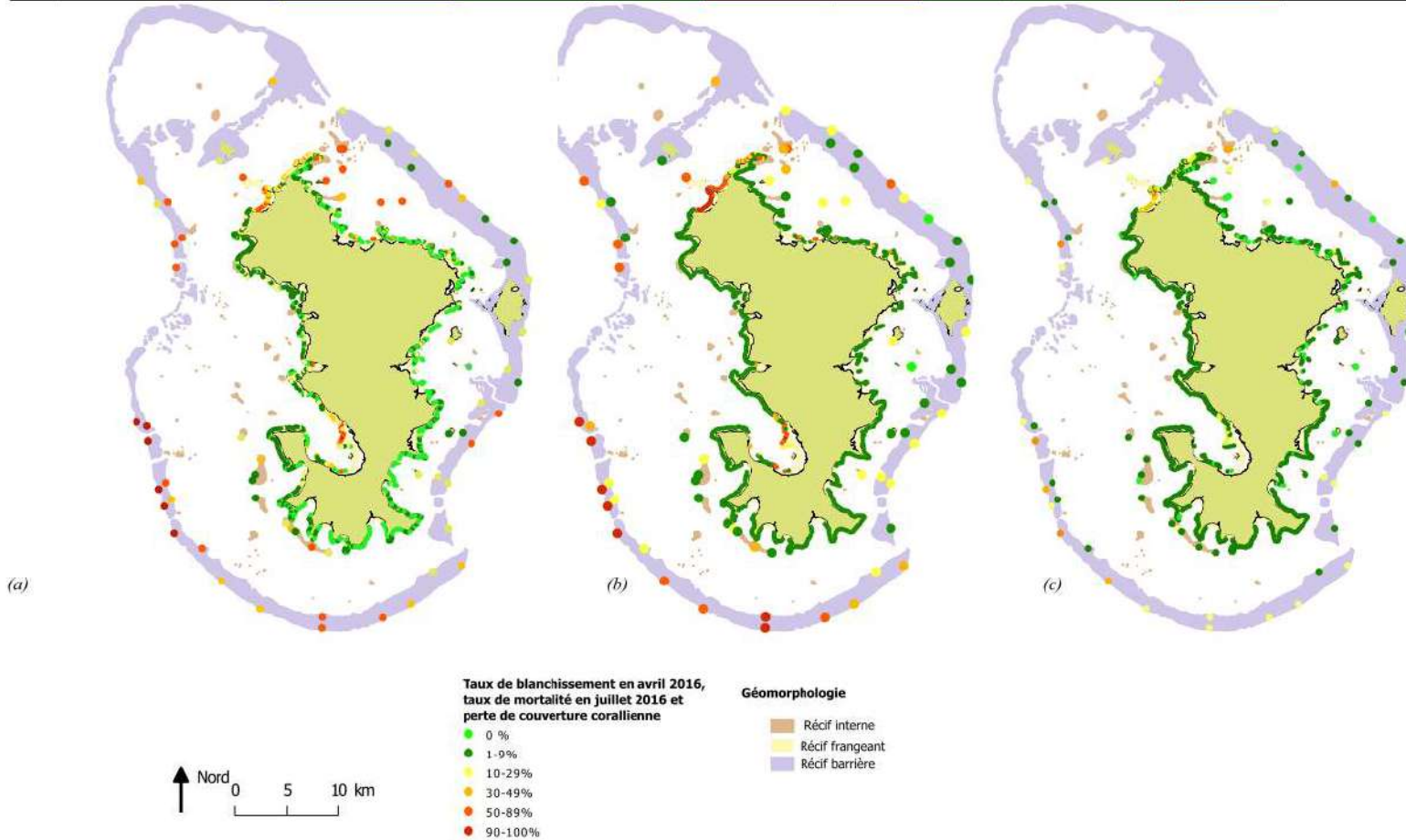


Figure 77 : Prévalence du blanchissement (et mortalité) en avril 2016 (a), prévalence de la mortalité (et blanchissement résiduel) en juin 2016 et perte de couverture corallienne en valeur absolue du recouvrement du substrat.

3.2.3 Identification d'aires prioritaires de conservation

Cette section permet, au vu des données disponibles, l'identification de sites prioritaires de conservation pour les zones récifales des îles Glorieuses et de Mayotte.

L'identification d'aires prioritaires de conservation peut se faire selon deux stratégies : l'une basée sur la base d'inventaires biologiques, l'autre sur une cartographie des habitats. A Mayotte, la cartographie effectuée dans le cadre de SIREME est peu discriminante spatialement pour un complexe récifal donné (complexe du récif barrière Sud par exemple), celle-ci étant géomorphologique et d'un niveau haut dans une hiérarchie typologique. Toutefois, des éléments directeurs qualitatifs peuvent être tirés de cette cartographie. Aux Glorieuses où une cartographie des habitats détaillée est disponible, l'identification de zones prioritaires s'est effectuée à partir de celle-ci.

Pour les analyses à partir des données d'inventaires, deux groupes biologiques principaux ont été utilisés, à savoir l'ichtyofaune et les scléractiniaires. Cinq autres groupes ont également été identifiés : les non-scléractiniaires, les macroalgues, les échinodermes, les mollusques, et les éponges. La liste des espèces identifiées dans chacun des groupes est fourni dans le rapport de M. Dalleau (cf liste des livrables). On rappelle aussi que les indices calculés sont, à part la richesse, différents de ceux utilisés dans les chapitres précédents présentant les résultats de SIREME sur le benthos.

La pertinence des jeux de données a été évaluée par des courbes d'accumulation (Figure 78) qui représentent le nombre d'espèces en fonction du nombre de stations inventoriées et qui permettent d'évaluer la représentativité et l'exhaustivité de l'échantillonnage. Certains jeux de données sont clairement insuffisants (en nombre de stations) et loin de l'asymptote. Il s'agit alors d'une limitation forte quant aux recommandations qui peuvent être déduites de ces données pour une interprétation de l'ensemble de l'île étudiée. Ces résultats confirment les différentes stratégies adoptées dans le cadre de SIREME : à partir d'inventaires pour Mayotte et à partir de la cartographie des habitats pour les Glorieuses. On aboutit donc à 2 stratégies différentes d'identification de sites prioritaires pour chacun des sites.

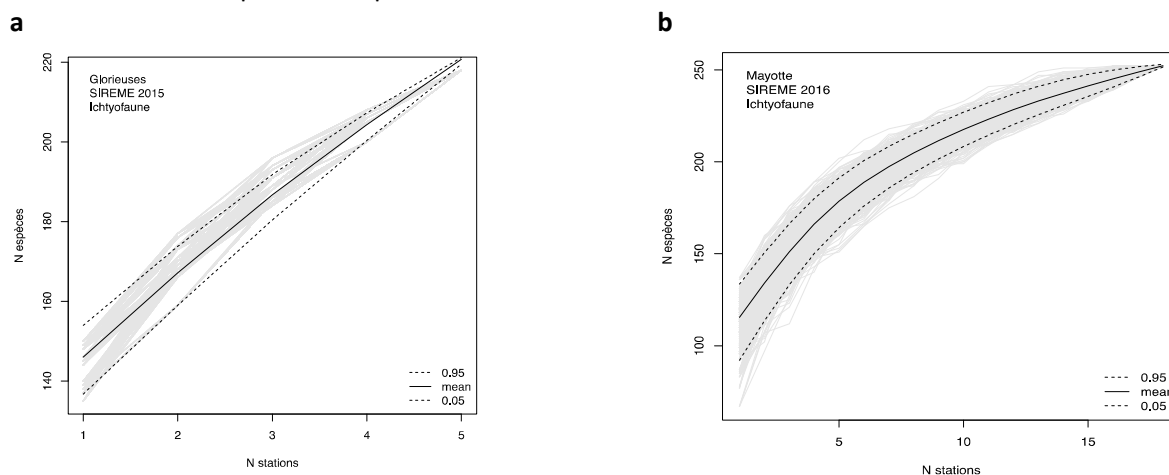


Figure 78 : Exemple de courbe d'accumulation des espèces pour les jeux de données « Ichtyofaune » du projet SIREME. (a) Pour les Glorieuses, la courbe croît linéairement, ce qui sous-entend que la diversité décrite par l'échantillonnage n'est pas représentative et exhaustive. (b) Au contraire, pour Mayotte, la courbe tend vers un plateau ce qui sous-entend que la diversité décrite par l'échantillonnage tend vers l'exhaustivité.

3.2.3.1 Identification d'aires prioritaires à partir d'inventaires biologiques (Mayotte)

Les sites potentiellement prioritaires, au vu des données disponibles, sont définis pour chaque taxon, et si les stations sont similaires, pour tous taxons confondus par la somme des indicateurs de richesse, rareté et complémentarité. Toutefois, les sources de données (campagnes et années) sont conservées distinctes.

Pour les besoins de l'analyse, les stations des différentes missions ont été renommées séquentiellement. La table de correspondance est fournie en Annexe 20.

Les résultats sous forme cartographique pour l'ensemble des jeux de données et groupes biologiques sont fournis dans le rapport de M. Dalleau (cf liste des livrables) et un exemple est visible sur la Figure 79.

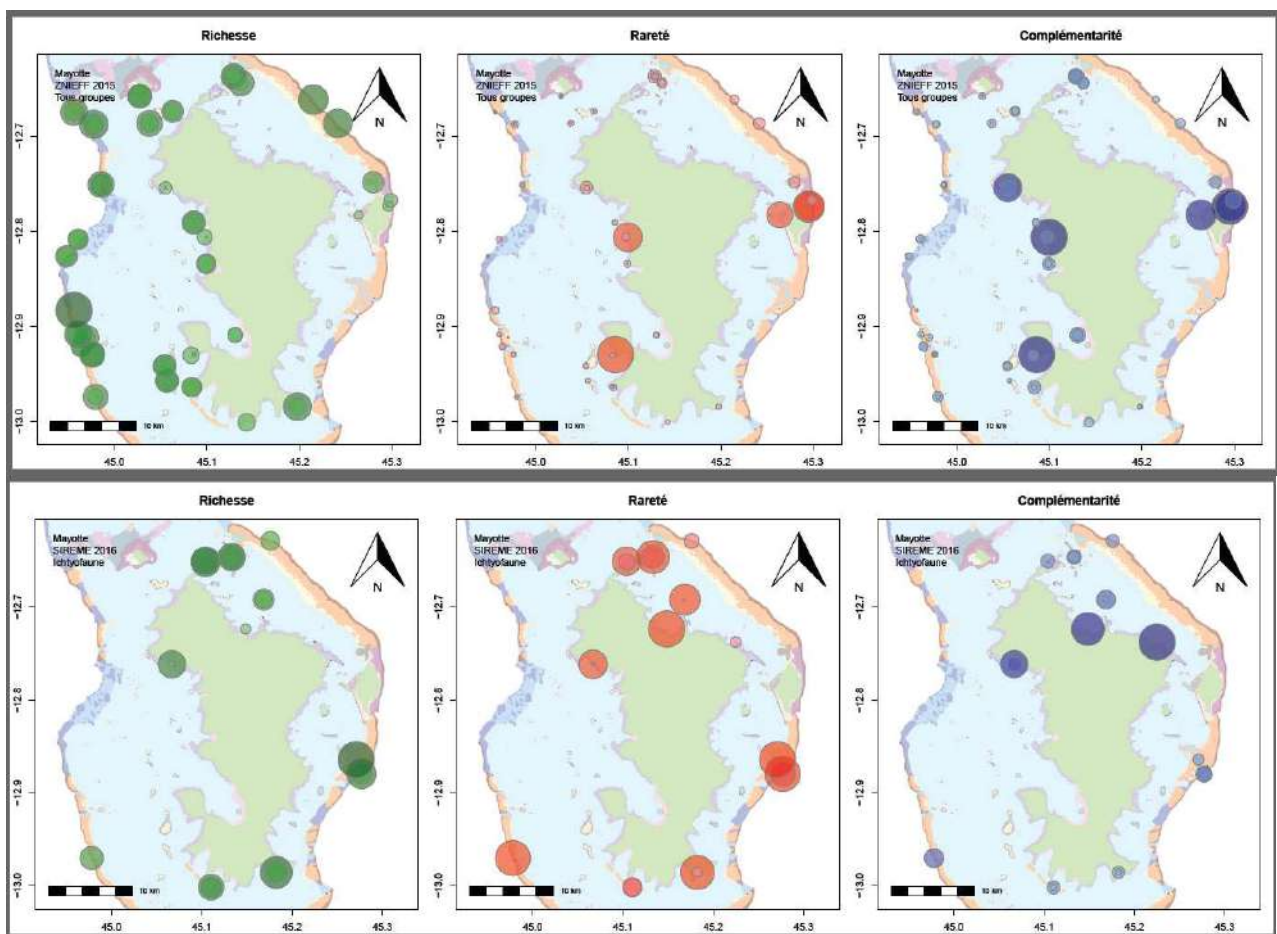


Figure 79 : En haut, score de richesse, rareté et complémentarité concernant l'ensemble des taxons inventoriés par le programme ZNIEFF à Mayotte. En bas, scores pour l'ichtyofaune mesurée en 2016 par SIREME. L'échelle relative (0-1) est similaire pour toutes les cartes.

Sur la Figure 79, on voit immédiatement que la distribution des jeux de données, et les informations fournies sont complémentaires, à partir du moment où les indices sont normalisés.

A partir des indices calculés, un classement exhaustif des sites prioritaires de conservation a été effectué (Figure 80) d'après la somme des trois indices calculés, en fonction des campagnes et des taxons.

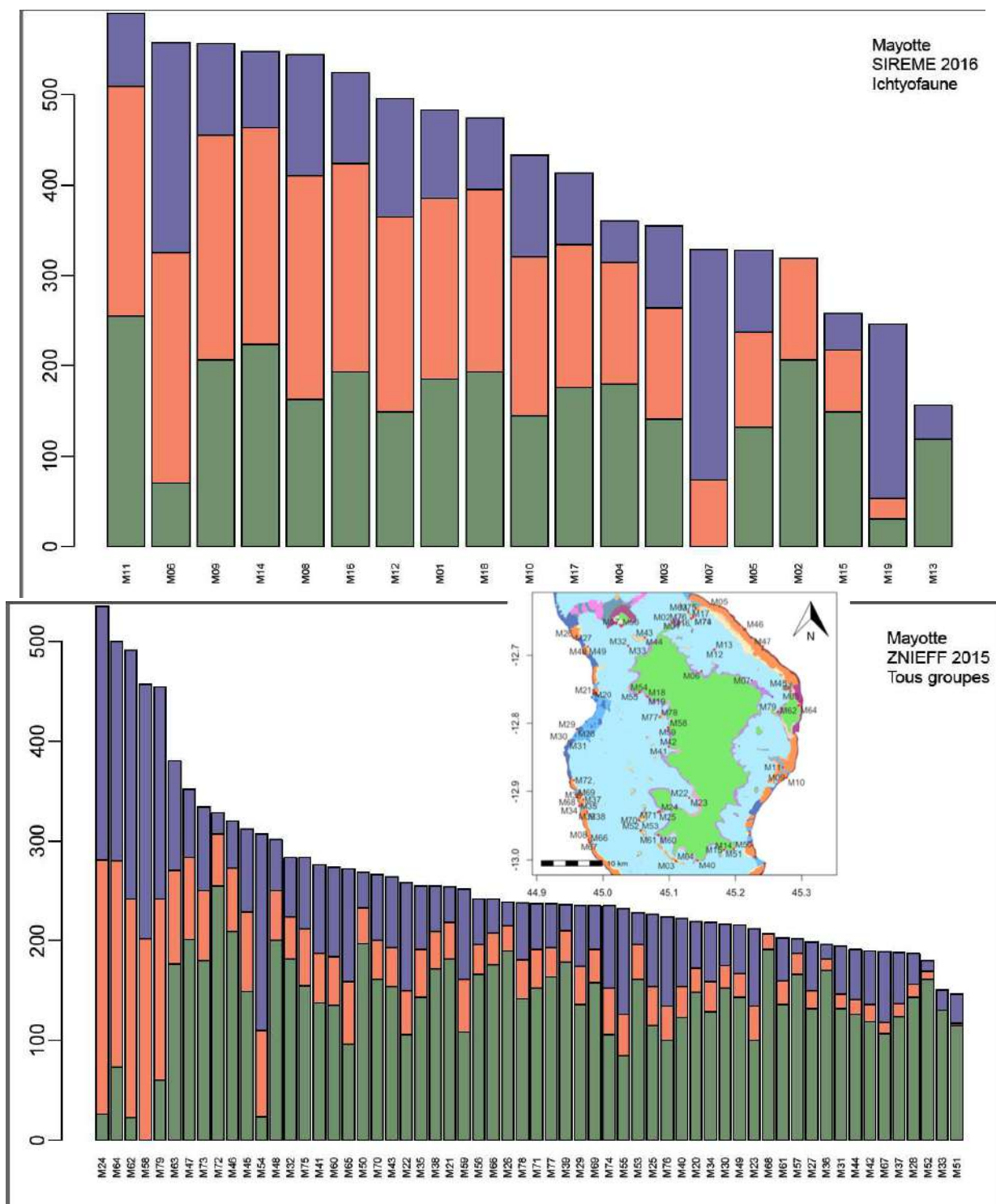


Figure 80 : Classement des sites prioritaires sur la base de la somme des critères de richesse (vert), rareté (rouge) et complémentarité (bleu) appliquées (a) aux groupes biologiques (en haut) 'Ichtyofaune' de Mayotte lors de SIREME 2016 et (en bas) l'ensemble des taxons à Mayotte dans le cadre du projet ZNIEFF. Les indices sont donnés ici en valeur absolue. L'encart rappelle la position des stations.

Sur la Figure 80, on constate qu'avec l'utilisation des données ZNIEFF quelques stations se démarquent avec des valeurs fortes (M24 à M63).

Pour la protection de la biodiversité, une priorisation basée sur un ensemble de taxons est favorisée plutôt qu'un taxon en particulier. Les données ZNIEFF sont donc les plus intéressantes. L'utilisation des données ZNIEFF offre aussi la possibilité d'utiliser un nombre plus important de stations (Figure 79, Figure 80).

L'utilisation de la somme des indices favorise les stations à forte complémentarité et rareté, mais pas les stations les plus riches. En effet, les stations M24, 64, 62, 58 et 79 qui sont les premières au classement (Figure 80) correspondent aux plus fortes raretés et complémentarités visibles sur la Figure 79. On note alors l'importance des flancs océaniques et lagunaires de Petite-Terre, ainsi que 2 sites des zones frangeantes de la côte Ouest.

Ces résultats sont quasi diamétralement opposés à une priorisation qui serait basée sur la richesse uniquement, qui tend à identifier des sites du récif barrière Nord-Est (passe et côté Océan), du récif barrière de l'Ouest et, pour les zones lagunaires, les récifs de double-barrière et les récifs frangeants du Sud-Ouest (Saziley).

De manière plus claire, le premier choix revient à protéger des sites à espèces remarquables qui complètent les inventaires, sans pour autant que la station soit riche. Le deuxième choix revient à protéger un *pool* d'espèces plus important, mais néglige les espèces peu rencontrées. A ce stade de la discussion, il conviendrait d'examiner quels taxons et espèces expliquent exactement les valeurs observées afin de vérifier d'autres critères (classement IUCN, etc) et s'il est possible que ces espèces rares ou complémentaires le soient du fait de leur disparition, ou au contraire de leur importation, ou naturellement. En effet, les sites à forte rareté ou complémentarité sont aussi des zones perturbées et impactées, proches de zones urbaines, notamment à Petite Terre. Leur mise en protection poserait sans doute plus de problèmes d'ordre socio-économiques que des sites moins utilisés.

Le choix d'un critère de richesse reste un choix logique. Il offre aussi plus d'alternatives au vu des cartes de la Figure 79, et ce dans des zones moins urbaines. Si on se restreint aux poissons uniquement, on remarque aussi qu'il n'y a pas opposition, spatialement parlant, entre la richesse et les autres critères, et 2 des 3 premières stations au classement multi-indices (M09 et M11, Figure 80) sont dans le site de la Passe en S, qui est aussi le site de la plus grande richesse ou presque.

Si on tient compte de la cartographie, et qu'on se restreint au critère de richesse spécifique tous taxons confondus, le choix de zones protégées sur chacun des types de récif-barrière (subtidal, intertidal, double, côtier et avec îles) permet d'inclure à la fois chacun des grands types de barrières et de couvrir les classements spécifiques. Pour cela, outre la Passe en S déjà classée et qui représente les barrières intertidales, des zones autour des stations M71 ou M03 (double-barrière), M76 (barrière côtier), M72 ou M27 (barrière intertidal), et M56-57 (île de récif-barrière, ici Mtsamboro) représenteraient les bases d'un portfolio à affiner. Enfin, l'inclusion d'une zone frangeante à forte rareté-complémentarité spécifique, mais aussi présentant des habitats benthiques uniques à ces zones comme les herbiers, ou des massifs coralliens de baie (cf fiches habitats : 204 à 219) compléterait le réseau.

Il s'agit là bien évidemment de pistes qui demanderont sans doute des analyses, ou des visites de terrain complémentaires, si ces options sont explorées.

3.2.3.2 Identification d'aires prioritaires à partir de la cartographie des habitats (Glorieuses)

Les sites prioritaires de conservation sont définis d'une part, à partir de la cartographie détaillée des habitats (richesse, rareté et complémentarité d'habitats) et d'autre part, à partir de la cartographie de densité et diversité d'habitats.

- Richesse, rareté, complémentarité d'habitat

Pour les Glorieuses, la cartographie des habitats détaillée étant disponible, il a été possible d'identifier des sites prioritaires de conservation basés sur les critères de richesse, rareté et complémentarité appliqués aux habitats. Les sites utilisés pour cette analyse sont l'ensemble des sites d'échantillonnage d'inventaires biologiques des Glorieuses. Les indices de chaque site sont visibles sur la Figure 81. Comme pour les inventaires biologiques, un classement par ordre de priorité a été effectué sur la base de la somme des trois indices (Figure 82).

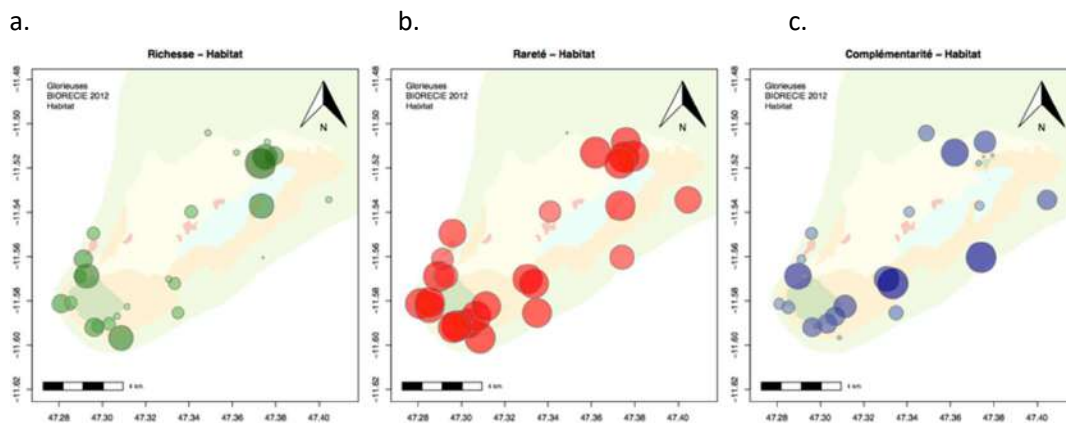


Figure 81 : Score de (a) Richesse, (b) Rareté et (c) Complémentarité basés sur les habitats dans un voisinage de 100 m autour des stations visitées aux Glorieuses dans le cadre des projets SIREME et BioReCIE.

Cette approche permet de comparer les classements issus de critères habitats et ceux issus de critères biodiversité, même si le nombre de stations est restreint et que l'on sait que les inventaires ne convergent pas vers un plateau. On constate ici que les classements sont en effet différents (Figure 82). Ces différences posent donc des problèmes de choix stratégiques pour la conservation, ce qui en pratique devra résulter par des compromis (classement multi-critères habitat-biodiversité), ou par l'abandon d'un des critères.

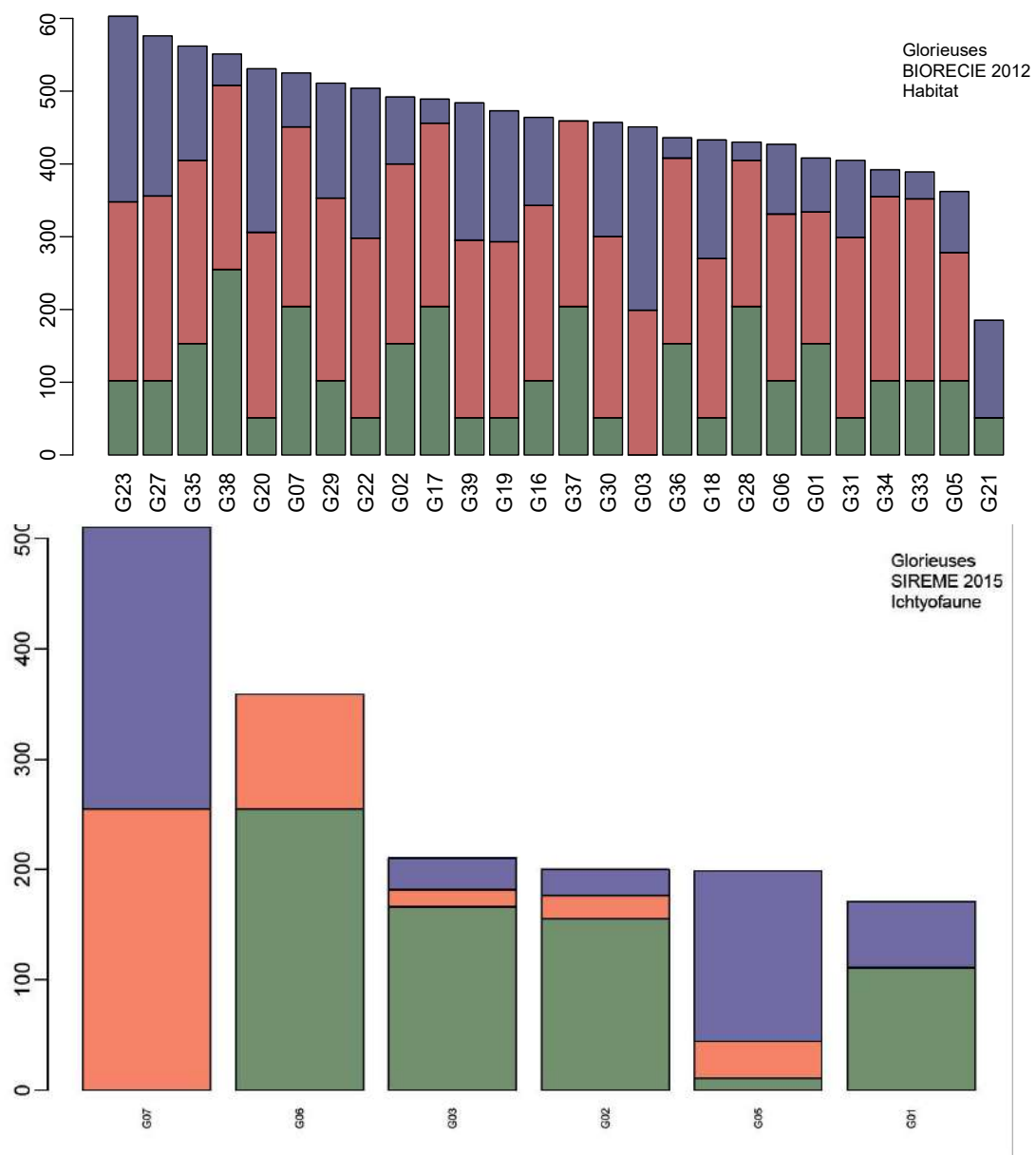


Figure 82 : Classement des sites prioritaires aux Glorieuses sur la base des critères de richesse, rareté et complémentarité appliquées aux habitats récifo-lagonaires (en haut) et sur la base des données poissons sur les stations GCRMN 2016 (en bas).

On constate que les classements des stations sont différents quand ils sont classés en fonction de l'habitat ou de l'ichtyofaune.

- Cartographie de densité et diversité d'habitats

Pour les Glorieuses, une cartographie de densité et diversité d'habitats a également été effectuée à partir de la carte d'habitat la plus détaillée. Les cartographies de la densité et diversité d'habitats aux Glorieuses sont visibles sur la Figure 83.

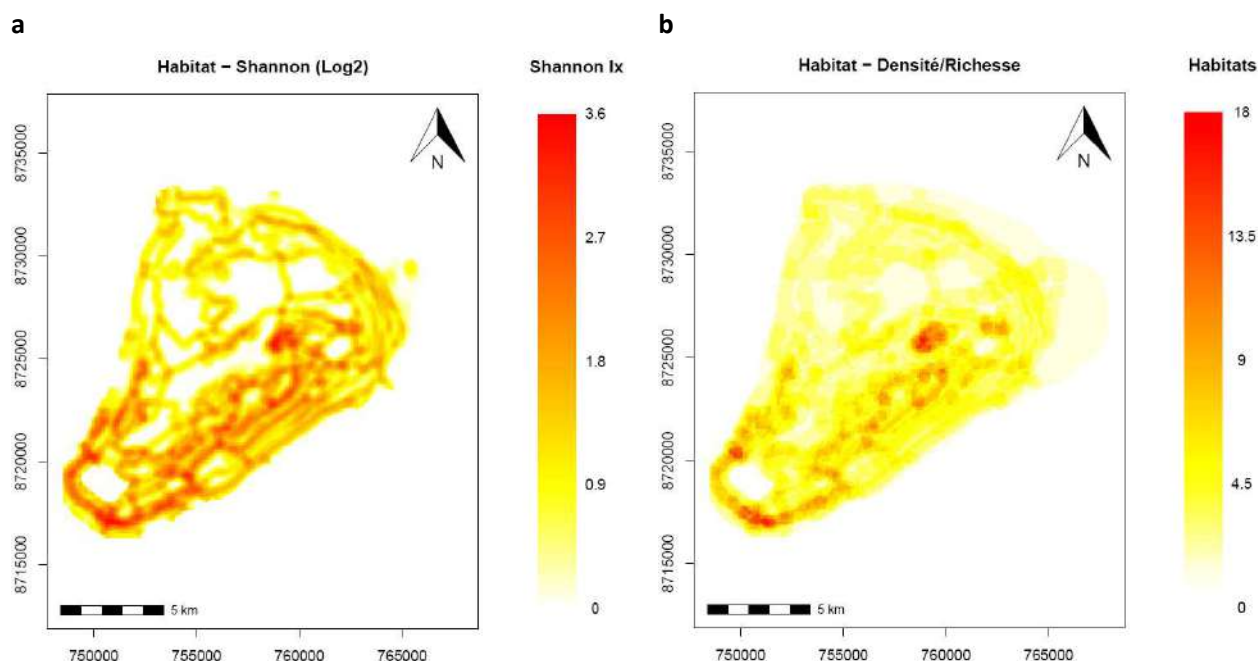


Figure 83 : Cartographie de la Densité (a) et Diversité (Shannon) d'habitats (b) dans un voisinage de 250 mètres aux Glorieuses.

Ici, l'information est spatiale et continue, et permet de compléter la vue par station offerte par les analyses précédentes, mais aussi de visualiser les lacunes de l'échantillonnage si des zones remarquables ne sont pas renseignées par les échantillonnages de biodiversité, notamment au niveau des platiers et zones peu profondes.

Les cartes ci-dessus offrent directement la position des zones les plus complexes d'un point de vue habitat, et potentiellement, les plus intéressantes pour la protection de la biodiversité si on fait l'hypothèse que les zones les plus riches en habitats sont aussi les plus riches en biodiversité. Cette hypothèse n'est pas démontrée par l'exercice précédent avec un classement de stations différent en fonction de l'habitat ou de l'ichtyofaune (Figure 82), mais on sait que l'échantillonnage spécifique ne capture pas la richesse totale, le débat reste ouvert. On remarquera qu'il s'agit d'une lacune générale. Il reste très difficile de valider cette hypothèse compte-tenu d'échantillonnages qui sont typiquement incomplets ou biaisés (Van Wynsberge *et al.*, 2012). Enfin, un deuxième facteur de biais est que nous supposons ici tous les habitats égaux du point de vue de leur richesse potentielle en espèces mais il s'agit clairement d'une approximation. Une approche mixte consisterait à donner un poids à certains habitats pour lesquels des inventaires sont disponibles, mais la plupart des habitats ne sont pas couverts par ces échantillonnages. Cela biaiserait aussi l'importance des habitats de richesse spécifique moyenne typiquement peu échantillonnés (comme les platiers).

En conclusion, l'objectif de la présente analyse était de fournir des éléments permettant de guider le choix de sites d'une importance particulière en termes de conservation, de par les espèces et les habitats qui s'y trouvent, pour les Glorieuses et Mayotte. Le choix de ces zones d'importance est intrinsèquement lié aux objectifs de conservation souhaités et les résultats obtenus pourront servir de support appliqué à la mise en place de mesures de conservation effective. Ils doivent toutefois être mis en regard d'autres considérations, fonctionnelles ou relatives à la biologie particulière de certaines espèces d'intérêt, mais aussi socio-économiques.

3.3 Connectivité entre les récifs de Mayotte et des îles Eparses (WP3)

3.3.1 Analyses génétiques

L'échantillonnage obtenu pour les analyses génétiques sur les îles Eparses lors des campagnes BioreCIE et qui ciblait les hydraires (*Macrorhynchia* sp.), les pocillopores (*Pocillopora* sp.), les bënëtiers (*Tridacna* sp.) et les holothuries (*Stichopus chloronotus*), a été complété sur ces mêmes espèces à Mayotte (Tableau 37).

Tableau 37 : Echantillons collectés dans le cadre de l'analyse génétique à Mayotte.

Taxon	Espèce	Nombre d'échantillons collectés
Algues	rouges	53
Hydraires	<i>Macrorhynchia</i> sp	257
Scléractiniaires	<i>Pocillopora damicornis</i>	245
	<i>Pocillopora</i> sp.	393
Bënëtier	<i>Tridacna</i> sp.	72
Holothurie	<i>Stichopus chloronotus</i>	56
Total		1076

A Europa, l'échantillonnage a ciblé les Millépores ou coraux de feu (*Millepora* sp.), espèce d'hydraire à squelette calcaire. Neuf populations ont été échantillonnées dans 4 stations, dont trois situées en pente externe (EU 2, EU 3 et EU 7) et une sur le platier au Nord de l'île (EU 5) (Tableau 38). Ainsi les trois points cardinaux, Nord, Est et Ouest ont été couverts pour deux espèces : *M. exaesa* et *M. platyphylla*. Une seule population de *M. dichotoma* (souvent plus profonde) a été collectée. La station du Sud n'a pu être explorée faute de conditions météorologiques favorables.

Tableau 38 : Nombre d'échantillons et de populations de Millépores collectés à l'Est (EU 2), à l'Ouest (EU 3), et au Nord (EU 5 et EU 7) d'Europa.

Espèces échantillonnées (nombre d'échantillons)	EU 2 (PE)	EU 3 (PE)	EU 5 (platier)	EU 7 (PE)	Nb de populations
<i>Millepora exaesa</i>	15	30	30	20	4
<i>Millepora dichotoma</i>				30	1
<i>Millepora platyphylla</i>	15	30	30	25	4
Total	30	60	60	75	9

3.3.1.1.1 Connectivité de l'hydraire *Macrorhynchia phoenicea*

En ce qui concerne les hydraires (*Macrorhynchia* sp.), faisant suite à une reconstruction phylogénétique révélant de la diversité cryptique chez certaines espèces d'hydraires (Postaire *et al.*, 2016a), une analyse préliminaire de délimitation d'espèces a dû être menée afin d'identifier les individus échantillonnés (Postaire *et al.*, 2016b). Puis, les analyses de connectivité ont été menées sur *Macrorhynchia phoenicea* morpho-type A (*sensu* Postaire *et al.*, 2016b), la délimitation de cette espèce a utilisé des échantillons de Juan de Nova.

Cette espèce a été échantillonnée sur quatre sites autour de Mayotte (Figure 84 a). Les analyses montrent qu'il existe trois groupes génétiques autour de Mayotte (rouge, rouge clair et rose ; Figure 84), chacun étant composé d'individus génétiquement plus proches entre eux que des individus assignés dans les autres groupes.

Cependant, ces groupes ne semblent pas liés à la géographie. En effet, un groupe génétique (rouge clair) est retrouvé à MAY 01, MAY 02 et MAY 04 alors qu'un autre groupe génétique est trouvé à MAY 03 (Figure 84 b) qui est très proche de MAY 04 (Figure 84 a). Considérant le Canal du Mozambique (Juan de Nova et Mayotte), les deux îles présentent une forte différenciation génétique pour ce taxon (Figure 84 c, Postaire *et al.*, 2017).

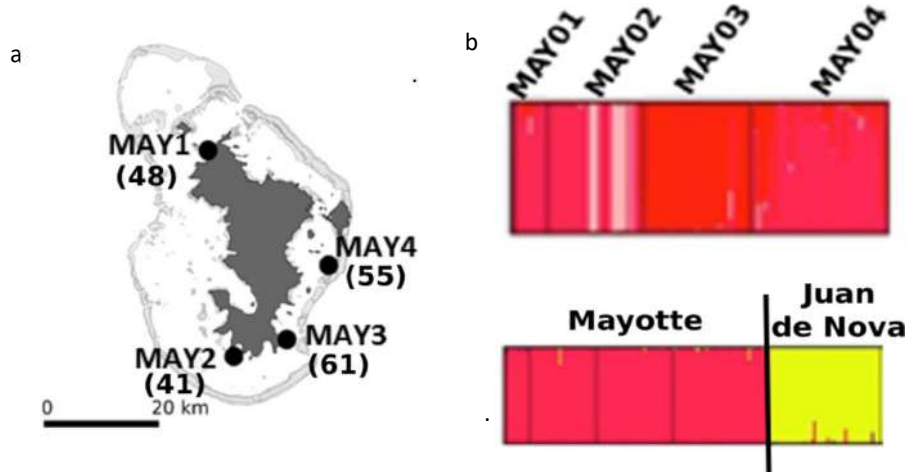


Figure 84 : Analyse de connectivité pour les échantillons de *Macrorhynchia phoenicea* morpho-type A. a : carte des sites échantillonnés à Mayotte (le nombre de colonies prélevées est indiqué entre parenthèses) ; **b :** résultat des tests d'assignement pour les individus de Mayotte (Structure ; Pritchard *et al.*, 2000) ; **c :** résultat des tests d'assignement pour les individus de Mayotte et de Juan de Nova (Structure ; Pritchard *et al.*, 2000).

3.3.1.1.2 Connectivité des coraux du genre *Pocillopora*

En ce qui concerne les coraux du genre *Pocillopora*, de la même façon que pour les hydraires, une analyse de délimitation d'espèces a été menée afin d'identifier les échantillons (Gélin *et al.*, 2017), incluant entre autres, des colonies récoltées à Juan de Nova, Europa et Glorieuses. Ensuite, les analyses de connectivité ont été menées sur deux hypothèses d'espèces secondaires différentes et bien délimitées : *Pocillopora damicornis* type β et *Pocillopora eydouxi* (Gélin, 2016 ; Gélin *et al.*, 2017).

- *Pocillopora damicornis*

Pocillopora damicornis type β a été échantillonné dans quatre sites autour de Mayotte (Figure 85 a), ainsi qu'à Juan de Nova. A Mayotte, les résultats concernant cette espèce révèlent trois groupes génétiques (bleu, violet et rose ; Figure 85 b) sans lien avec la géographie. En effet, MAY 1 et MAY 3 sont composés des mêmes groupes génétiques (bleu et violet) alors que les sites sont situés à l'opposé autour de la Grande Terre (MAY 1 dans le Nord-Ouest et MAY 3 dans le Sud-Est). En revanche, MAY 2 qui est plus proche de MAY 3 que de MAY 1 est composé d'un autre groupe génétique (rose) qui est également retrouvé à MAY 4 (Gélin, 2016).

Considérant le Canal du Mozambique (Mayotte et Juan de Nova), les individus de Juan de Nova sont assignés dans un groupe différent (vert). En effet, il existe une différenciation génétique forte entre les deux îles étudiées pour ce taxon (Figure 85 c ; Gélin *et al.*, en préparation-a).

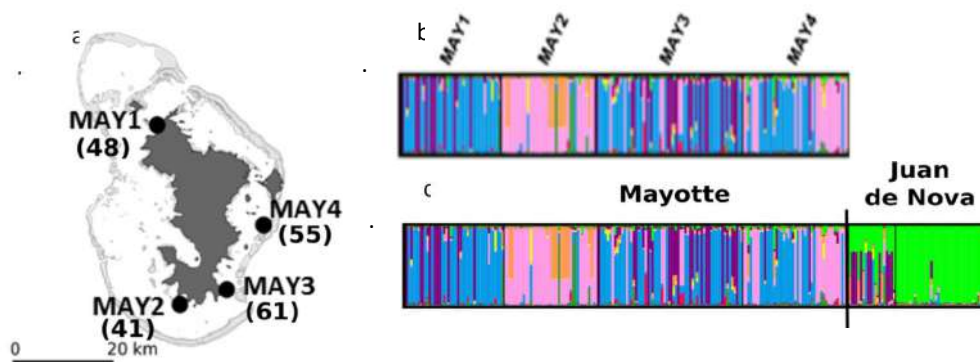


Figure 85 : Analyse de connectivité pour les échantillons de *Pocillopora damicornis* type β . a : carte des sites échantillonnés (le nombre de colonies prélevées est indiqué entre parenthèses) ; b : résultat des tests d'assignement pour les individus de Mayotte (Structure ; Pritchard *et al.*, 2000) ; c : résultat des tests d'assignement pour les individus de Mayotte, Glorieuses, Juan de Nova et Europa (Structure ; Pritchard *et al.*, 2000).

- *Pocillopora eydouxi*

Pocillopora eydouxi a été échantillonné dans trois sites autour de Mayotte (Figure 86a) ainsi qu'à Juan de Nova, Glorieuses et Europa. A Mayotte, on observe trois groupes génétiques (jaune, rouge et violet) (Figure 86b). On pourrait s'attendre à ce qu'un groupe génétique corresponde à un site d'échantillonnage. Cependant, les trois groupes génétiques identifiés ne sont pas liés à la géographie. En effet, pour cette espèce (contrairement à *P. damicornis* type β), les groupes génétiques sont répartis de façon homogène au sein des différents sites, indiquant un patron de structuration génétique complexe. (Gélin, 2016 ; Gélin *et al.*, en préparation-b). Considérant le Canal du Mozambique (Mayotte, Glorieuses, Juan de Nova et Europa), les trois mêmes groupes génétiques sont retrouvés sur toutes les îles étudiées (Figure 86c). Cependant, au sein de chaque groupe génétique, il existe une différenciation génétique faible pour *P. eydouxi* (Gélin, 2016 ; Gélin *et al.*, en préparation-b).

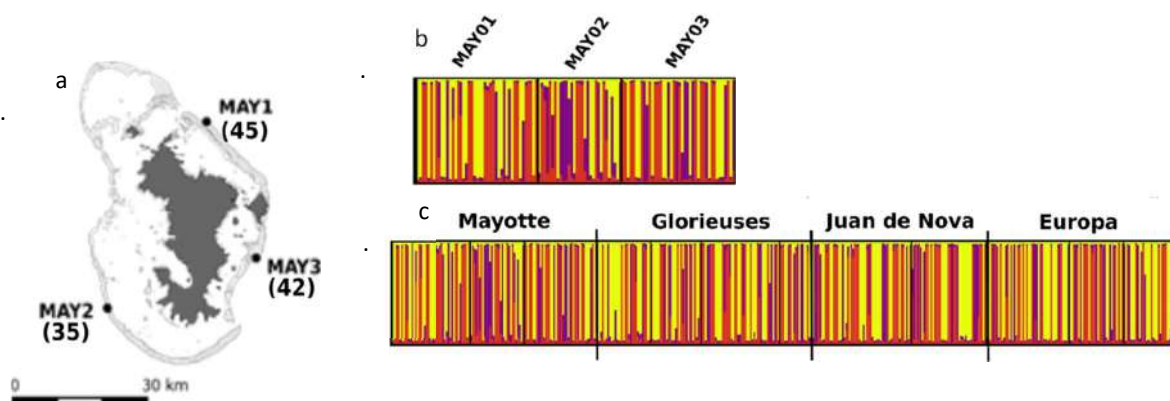


Figure 86 : Analyse de connectivité pour les échantillons de *Pocillopora eydouxi*. a : carte des sites échantillonnés (le nombre de colonies prélevées est indiqué entre parenthèses) ; b : résultat des tests d'assignement pour les individus de Mayotte (Structure ; Pritchard *et al.*, 2000) ; c : résultat des tests d'assignement pour les individus de Mayotte, Glorieuses, Juan de Nova et Europa (Structure ; Pritchard *et al.*, 2000).

3.3.1.1.3 Connectivité de l'holothurie verte *Stichopus chloronotus*

En ce qui concerne *Stichopus chloronotus* dont l'analyse est ciblée sur Mayotte, les individus ont été trouvés dans cinq sites du Nord-Ouest de l'île (Figure 87a).

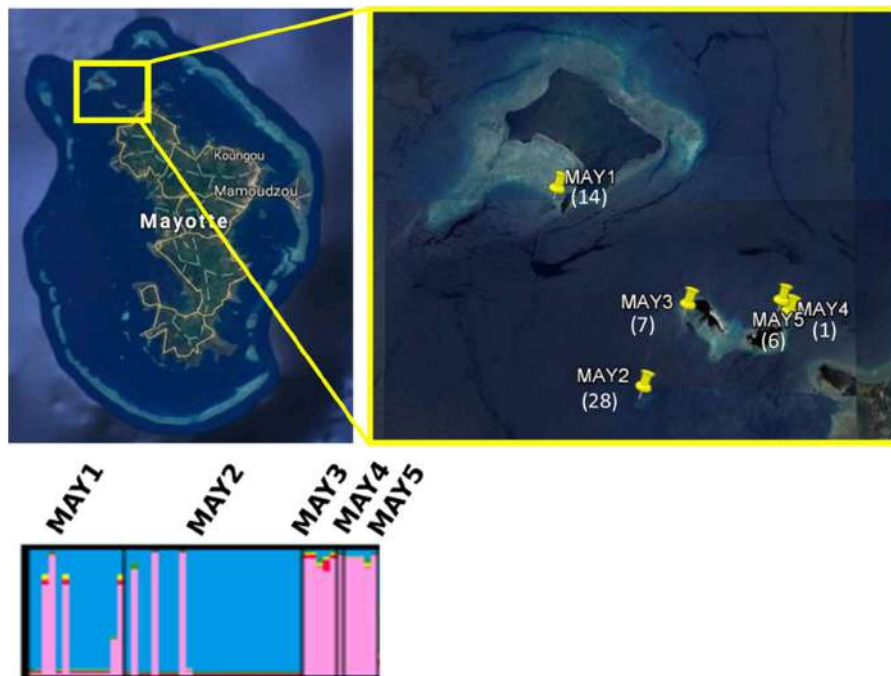


Figure 87 : Résultats de l'analyse de connectivité pour les échantillons de *Stichopus chloronotus*. a : carte des sites échantillonnés (le nombre de colonies prélevées est indiqué entre parenthèses) ; b : résultat des tests d'assignement (Structure ; Pritchard et al., 2000).

Les analyses révèlent deux groupes génétiques qui ne semblent pas être liés à la géographie. En effet, les résultats de l'analyse de connectivité montrent que les individus de MAY 1 et MAY 2 sont plus proches entre eux que des autres populations car les individus de MAY 1 et MAY 2 sont assignés dans un groupe génétique (bleu) alors que les individus de MAY 3, MAY 4 et MAY 5 sont assignés dans un autre groupe génétique (rose) (Pirog et al., en préparation).

3.3.1.1.4 Connectivité des béditières du genre *Tridacna*

Les biopsies des béditières récoltés lors des missions effectuées à Mayotte (programme SIREME), Glorieuses et Juan de Nova (programme BioReCIE) ont révélé la présence de trois espèces de béditières, alors que seules deux étaient jusqu'alors décrites.

Tridacna maxima est l'espèce la plus abondante et a été retrouvée dans tous les sites prospectés. *Tridacna squamosa* est beaucoup plus rare et seul un individu a été rencontré à Mayotte (non biopsé).

Une troisième espèce a été découverte à la suite des analyses génétique. Elle a été trouvée uniquement à Juan de Nova et n'a pas été trouvée à Mayotte, ni Glorieuses. Cependant, nous savons qu'elle est présente dans le Sud-Ouest (Tuléar) et sur la côte Nord-Est de Madagascar (de l'île de Sainte-Marie jusqu'à Diego-Suarez), et à La Réunion. Cette espèce est en cours de description, en collaboration avec Philippe Bouchet du Museum National d'Histoire Naturelle de Paris.

En termes d'analyses de connectivité des populations de bécotiers, nous avons pu travailler à partir de biopsies réalisées à Glorieuses et Juan de Nova, et comparer ces échantillons à d'autres collectés à Tuléar, La Réunion, Rodrigues, au Kenya (via la base de données GenBank) et en Mer Rouge. Les analyses des bécotiers collectés à Mayotte sont en cours.

Les analyses de données préliminaires ont révélé des résultats contrastés pour les deux espèces *T. maxima* et *T. squamosa*. En effet, il n'a pas été observé de structuration génétique significative pour l'espèce *T. squamosa* entre les îles Glorieuses, Juan de Nova, Rodrigues et le Sud de Madagascar, révélant une connectivité qui semble importante entre ces populations. Cependant, il faut noter que ces résultats sont issus de l'analyse d'un très faible nombre d'individus en raison de la rareté de cette espèce. Cependant, malgré ces faibles effectifs, toutes ces populations échantillonnées dans le Sud-Ouest de l'Océan Indien se sont avérées génétiquement différenciées de celle du Kenya, et dans une plus grande mesure, de celle de la Mer Rouge (Figure 88). D'autres analyses sont en cours qui incluent des populations échantillonnées au Nord-Est de Madagascar.

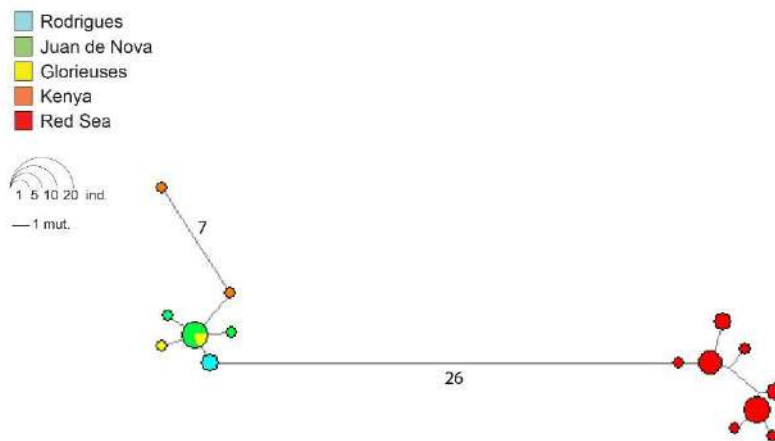


Figure 88 : Réseau d'haplotypes obtenus pour l'espèce *Tridacna squamosa* à partir de 29 séquences du gène COI de l'ADN mitochondrial. Chaque cercle représente un haplotype et le rayon du cercle est proportionnel au nombre d'individus portant cet haplotype. Les cercles sont reliés par des traits de longueur proportionnelle au nombre de substitutions nucléotidiques les différenciant.

En revanche, pour l'espèce *Tridacna maxima*, une nette structuration génétique significative a été observée dans la région, avec l'existence de deux lignées génétiquement différenciées qui se rencontrent dans le Canal du Mozambique (Figure 89). En effet, une première lignée a été observée strictement au Kenya, aux Glorieuses, à Juan de Nova et à Tuléar, alors qu'elle était absente à La Réunion et Rodrigues. La seconde lignée a, quant à elle, été observée dans tous les sites, avec cependant une prédominance à La Réunion et Rodrigues (Figure 89). Enfin, une troisième lignée correspond aux *T. maxima* de la Mer Rouge exclusivement (Figure 89).

Ces résultats préliminaires laissent entendre une connectivité certaine entre les populations de bécotiers des espèces *T. maxima* et *T. squamosa* échantillonnées dans le Canal du Mozambique (Glorieuses, Juan de Nova et certainement Mayotte d'après les premiers résultats), alors que les populations situées plus à l'Est (La Réunion et Rodrigues) semblent moins connectées.

D'autres analyses sont en cours, incluant Mayotte, la troisième espèce découverte à Juan de Nova, et avec d'autres types de marqueurs génétiques.

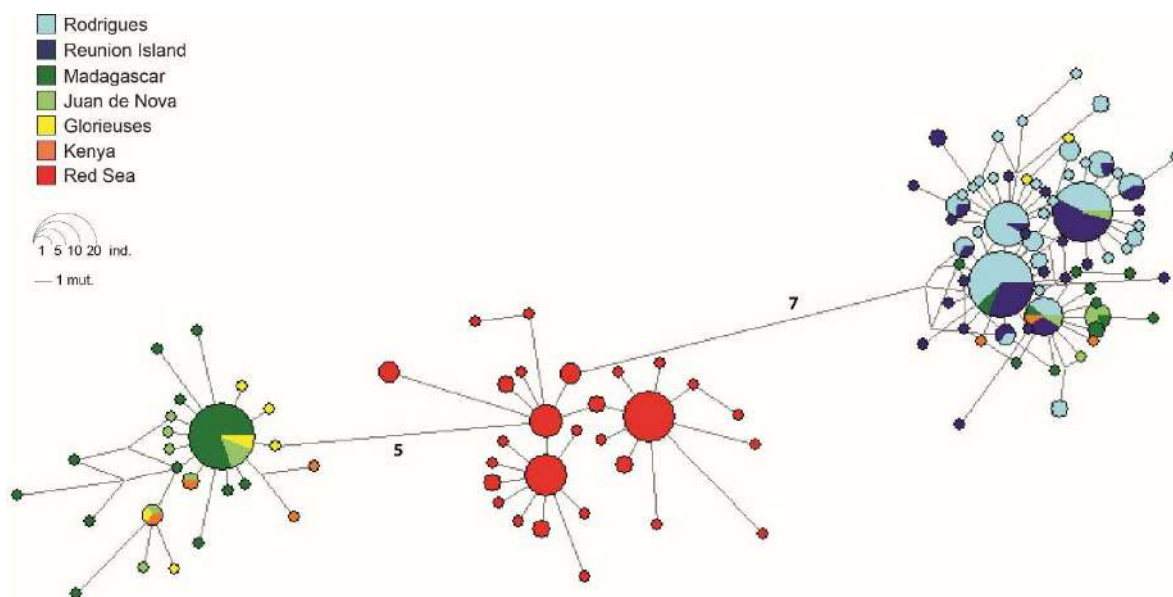


Figure 89 : Réseau d'haplotypes obtenus pour l'espèce *Tridacna maxima* à partir de 300 séquences du gène COI de l'ADN mitochondrial. Chaque cercle représente un haplotype et le rayon du cercle est proportionnel au nombre d'individus portant cet haplotype. Les cercles sont reliés par des traits de longueur proportionnelle au nombre de substitutions nucléotidiques les différenciant.

3.3.1.1.5 Connectivité des algues rouges

Les analyses de connectivité pour les algues rouges (thèse de Laura Lagourgue, IRD Nouméa) sont encore en cours, incluant les échantillons de Mayotte (SIREME) ainsi que d'autres sites indopacifiques.

3.3.1.1.6 Connectivité des Millépores

Lors d'une précédente mission (mission BioReCIE, 2011), l'inventaire de la biodiversité des hydraires avait permis de dénombrer 3 espèces de Millépores : *Millepora exaesa*, *M. dichotoma* et *M. platyphylla*. Les colonies de *M. exaesa* et *M. platyphylla* sont présentes à la fois sur les platiers et les pentes externes des récifs coralliens, alors que celles de *M. dichotoma* n'affectionnent que les pentes externes (> 15 m).

Les Milleporidae (famille qui ne rassemble qu'un seul genre, *Millepora*) sont très abondants sur l'ensemble des stations visitées et viennent en seconde position en termes de genres de coraux durs les plus abondants, toute station confondue (cf. 3.1.1 Suivi de l'état de santé des récifs coralliens dans le réseau GCRMN). Au sein des Milleporidae, les colonies de *M. platyphylla*, espèce circumtropicale, dominent dans les stations investiguées (dans la limite des 20 m de profondeur) et semblent être des compétiteurs importants pour l'espace vis à vis des scléractiniaires (Figure 90). De nombreuses colonies de *M. platyphylla* (dans leur phase encroûtante) recouvrent notamment partiellement des colonies de *Porites*, *Platygyra*, *Pocillopora*. Ce comportement a déjà été décrit pour des colonies de *M. platyphylla* à Moorea, dans l'Océan Pacifique (Dubé *et al.*, 2016).

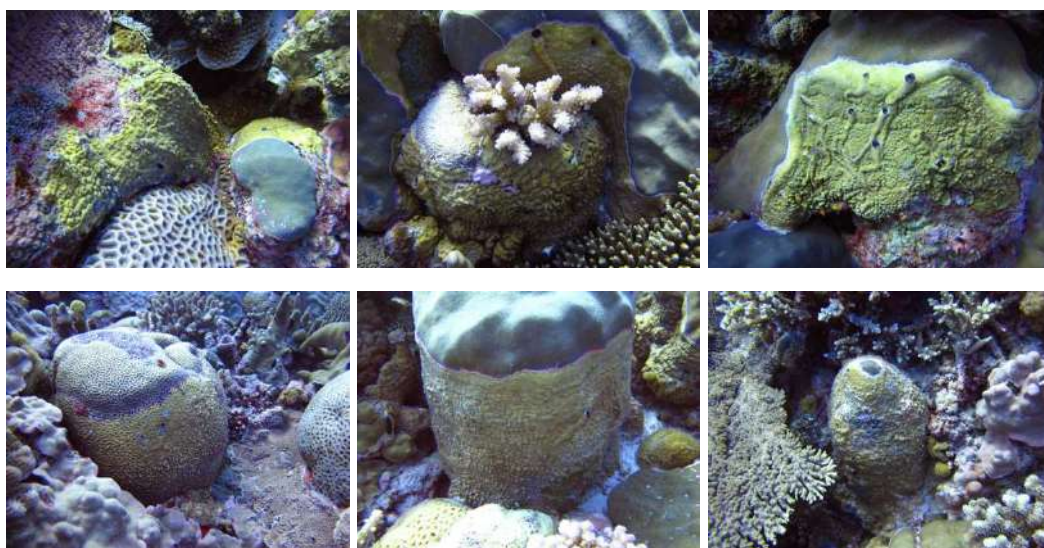


Figure 90 (photos) : Compétition pour l'espace entre *Millepora platyphylla* (de couleur verte) et divers genres de scléactiniaires : *Porites*, *Favia*, *Platygyra*, *Pocillopora* et *Montipora*. Notez la colonie du genre *Porites* de la dernière photo en bas à droite complètement envahie (il ne reste qu'un petit cercle gris de la colonie support).

Le platier de la station EU 5 présente un zonage très marqué entre *M. exaesa* et *M. platyphylla* : *M. exaesa* recouvre les pentes verticales de sillons peu profonds en formant des colonies très encroûtantes et souvent de surfaces restreintes, tandis que *M. platyphylla* s'étend en surface du platier formant de belles colonies en murailles (Figure 91).



Figure 91 (photos) : Platier de la station EU 5. Vue d'ensemble (à gauche), colonie en muraille typique de *M. platyphylla*, abondante sur tout le platier (au centre), colonie encroûtante de *M. exaesa*, présente dans les sillons du platier (à droite).

Deux stations explorées en plongée n'ont pas fait l'objet d'échantillonnages des Millépores. La station Bio 12 présente une dominance de *M. dichotoma* (Figure 92), tandis que le tombant de la Baie des Congres regorge de colonies de *M. platyphylla*. Ces 2 stations comportent les 3 espèces de Millépores. A l'opposé, aucune colonie n'a été observée dans la mangrove.



Figure 92 (photos) : Diverses colonies de *Millepora dichotoma*.

Une quatrième espèce de Millépores semble avoir été trouvée à la station EU 6 (19/11/2016) : *M. tenera*, collectée par Mickael Schleyer à 20 m (Figure 93). La plasticité phénotypique étant très importante chez les Millépores, cette identification sera confirmée ultérieurement à la suite d'analyses génétiques. De premier abord, il pourrait s'agir de *M. dichotoma*.



Figure 93 (photos) : Colonies de *Millepora tenera*. Leur identification sera confirmée ultérieurement par analyse génétique (station EU 6, 20 m).

Notons également que les 2 espèces, *M. exaesa* et *M. platyphylla*, ont été observées en reproduction à la station EU 6 (12 m). Ces espèces sont également en reproduction pendant l'été austral dans l'Ouest de La Réunion (Bourmaud *et al.*, 2013).

L'île d'Europa présente de larges populations de 3 espèces de Millépores, *Millepora exaesa*, *M. dichotoma* et *M. platyphylla*. Ces espèces forment de véritables faciès qui facilitent l'étude de la connectivité génétique des récifs de la zone.

- *Millepora platyphylla*

Le nombre de groupes génétiques autour d'Europa le plus probable est K=2. Lorsqu'aucune information *a priori* n'est considérée, les résultats montrent la présence des 2 groupes dans les 3 localités échantillonnées. Lorsque l'information de la localité d'origine est prise en compte *a priori* (avec l'option LOCPRIOR qui révèle des structures génétiques subtiles, si elles existent), les populations de l'Ouest et du Nord semblent constituer principalement deux groupes génétiques différents (groupe rouge et vert, respectivement) tandis que la population de l'Est est un mélange (Figure 94).

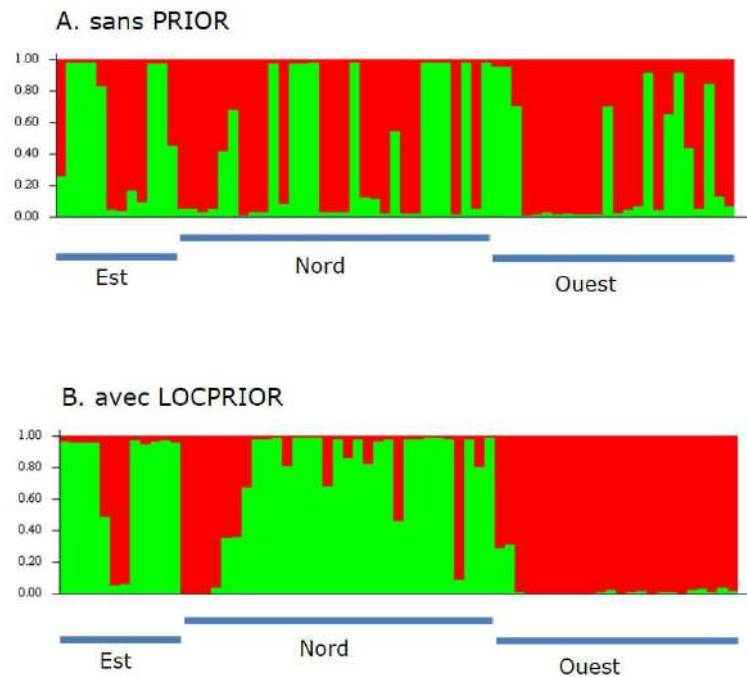


Figure 94 : Résultats de l'analyse Structure sans prior (A) et avec prior (B) sur les 67 colonies de *Millepora platyphylla* récoltées autour d'Europa et analysées avec 11 marqueurs microsatellites.

A Mayotte, les 2 groupes génétiques (vert et rouge) s'y retrouvent également. Les 2 îles, Mayotte et Europa, ne présentent pas de différenciation génétique prononcée, attestant d'une connectivité à l'échelle du Canal du Mozambique (Figure 95). Ce résultat est également confirmé par l'analyse factorielle des correspondances qui montre un nuage de points homogène (Figure 96).

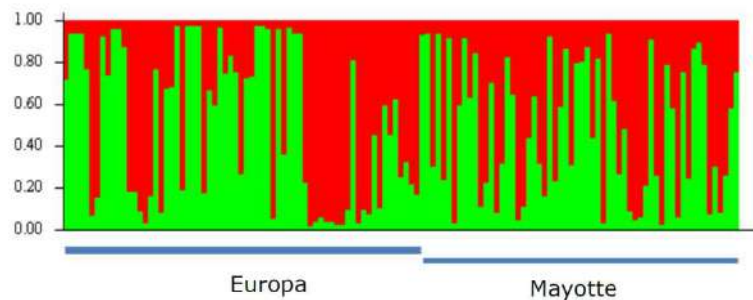


Figure 95 : Résultats de l'analyse de structure sur les 127 colonies de *Millepora platyphylla* récoltées à Europa (2016) et à Mayotte (2015) et analysées avec 11 marqueurs microsatellites.

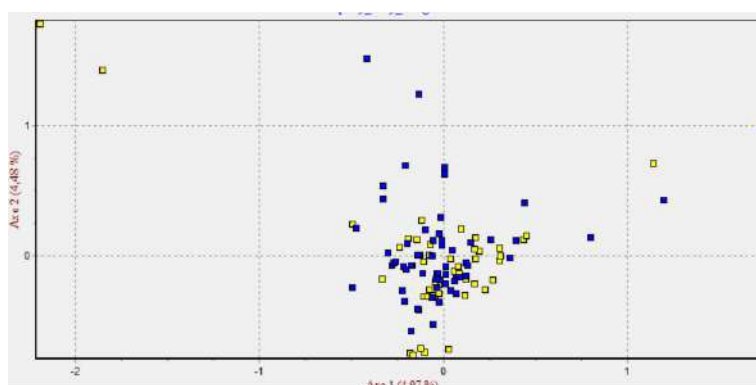


Figure 96 : Analyse Factorielle des Correspondances sur les génotypes des colonies de *M. platyphylla* récoltées à Europa (jaune) et Mayotte (bleu).

- *Millepora dichotoma*

Seule une population de *M. dichotoma* a été récoltée à Europa et une analyse de connectivité autour d'Europa n'est donc pas possible pour cette espèce.

Le nombre de groupes génétiques autour d'Europa le plus probable de *M. dichotoma* est également K=2. Les 2 groupes sont présents à Europa tandis que sur le faible échantillon de Mayotte, seulement 1 groupe semble être présent (Figure 97).

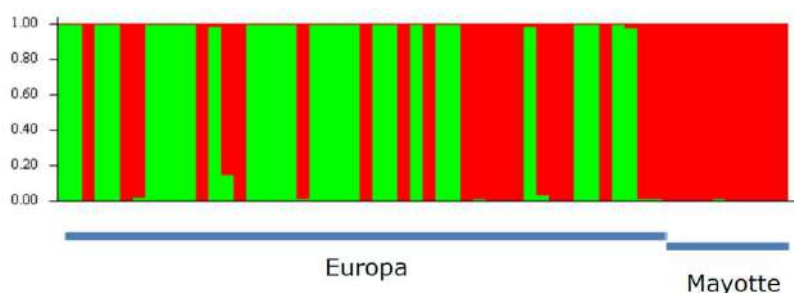


Figure 97 : Résultats de l'analyse de structure sur les 58 colonies de *Millepora dichotoma* récoltées à Europa et Mayotte et analysées avec 11 marqueurs microsatellites.

Des flux génétiques entre les coraux de feu du Canal du Mozambique sont présents pour les espèces *Millepora platyphylla* de Mayotte et d'Europa, les 2 groupes génétiques ayant été identifiés sur les 2 îles. Cette connectivité peut résulter d'un transfert de propagules asexuées ou de larves. Les millépores, organismes gonochoriques dont la reproduction sexuée s'effectue pendant l'été austral, émettent des médusoïdes, dont les gamètes mûrs sont libérés dans les minutes qui suivent leur émission (Lewis, 2006 ; Bourmaud *et al.*, 2013). Les larves porteuses de zooxanthelles (présentes dans les ovocytes) assurent une survie de plusieurs semaines, durée de vie larvaire mesurée à plus d'un mois avant fixation en conditions contrôlées dans le cas de *Millepora exaesa* à La Réunion (Bourmaud *et al.*, 2013). Ce temps de vie larvaire relativement long est probablement à mettre en relation avec des flux génétiques entre les 2 îles. En revanche, la structuration génétique forte de *Macrohrynhia phoenicea* morpho-type A, autre espèce d'hydraire, semble s'opposer à la présence de flux de gènes entre Mayotte et Juan de Nova (Figure 84). Cette espèce incubatrice émet des larves azooxanthellées, qui vivent seulement quelques jours avant fixation. En conditions contrôlées, leur durée de vie larvaire a été mesurée à

moins de 3 jours (Bourmaud *et al.*, 2007). Les traits d'histoire de vie expliquent en partie la connectivité rencontrée pour les hydraires du Canal du Mozambique.

En conclusion, les analyses menées sur les différents modèles révèlent des résultats différents et l'extrapolation des résultats d'un modèle vers un autre semble hasardeuse, soulignant l'importance d'étudier chacun d'entre eux séparément. La valorisation des échantillons récoltés lors de la mission SIREME est bien avancée. Ces échantillons viennent enrichir l'échantillonnage important des différents taxons qui avait déjà été réalisé dans le cadre du programme BioReCie. L'ensemble des travaux de délimitation d'espèces et de connectivité génétique fait déjà l'objet de plusieurs articles scientifiques (voir la liste des publications SIREME).

3.3.2 Modèles de connectivité hydrodynamique

Dans le cadre de cette étude, nous avons cherché à caractériser la connectivité entre les récifs coralliens de la région de l'Océan Indien occidental, à l'aide d'un modèle de dispersion larvaire.

Les matrices de connectivité mensuelles obtenues en sortie de modèle ont été moyennées afin d'obtenir une matrice de connectivité moyenne globale sur 5 ans. Ces dernières ont permis de produire, à l'aide du logiciel R (R Development Core Team, 2012) une matrice de migration représentant, soit la proportion de larves venant de chaque récif (matrice d'import de larves, Figure 98a), soit la proportion de larves exportées vers chaque récif (matrice d'export de larves, Figure 98b).

Pour une DVL de 30 jours, les résultats mettent en évidence une forte inter-connectivité au sein de la zone d'étude (région H), mais également entre les îles Nord des Seychelles (B), les îles Sud des Seychelles (C), et entre Tromelin et les récifs Est malgache (E).

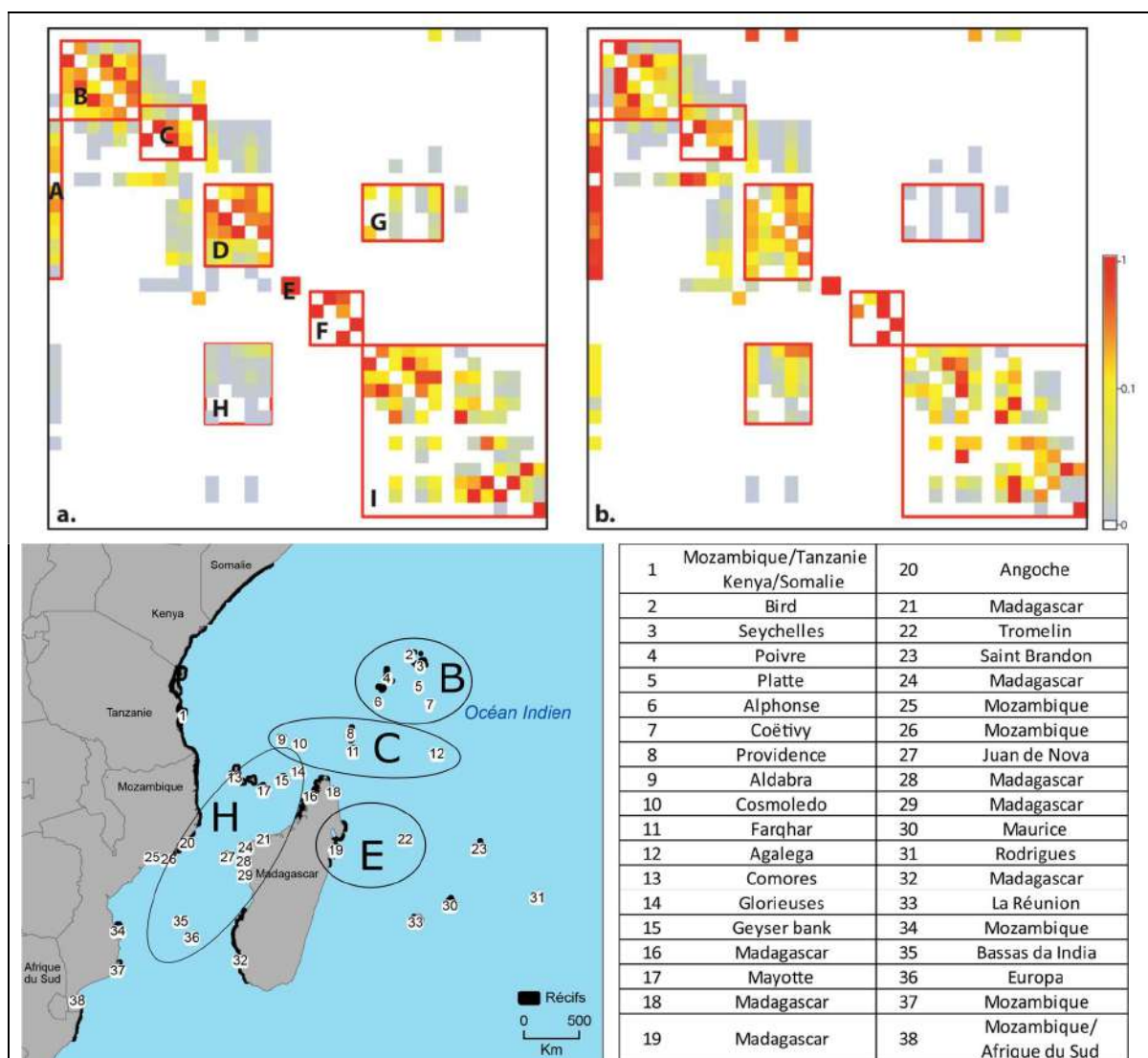


Figure 98 : Matrices de migration entre les récifs représentant les imports de larves (a) et les exports de larves (b) pour une DVL de 30 jours. La carte (en bas) permet de localiser la position géographique des récifs et régions délimitées (B, C, E, H) à l'intérieur de la zone d'étude.

Les matrices de connectivité obtenues en sortie de modèle ont également servi à calculer un indice de centralité écologique (Figure 99), afin de mettre en évidence les récifs centraux, qui agissent comme des passerelles au sein du réseau. Les sites ayant un indice de centralité fort sont essentiels pour permettre le passage d'individus et donc de gènes à travers le réseau sur plusieurs générations. Ils sont ainsi identifiés comme sites prioritaires de conservation. Il apparaît que les récifs de Cosmoledo, Mayotte, Angoche, Moma, Pebane, Majunga, Masoarivo et Europa sont les plus importants pour la connectivité multigénérationnelle au sein du réseau de l'Océan Indien occidental.

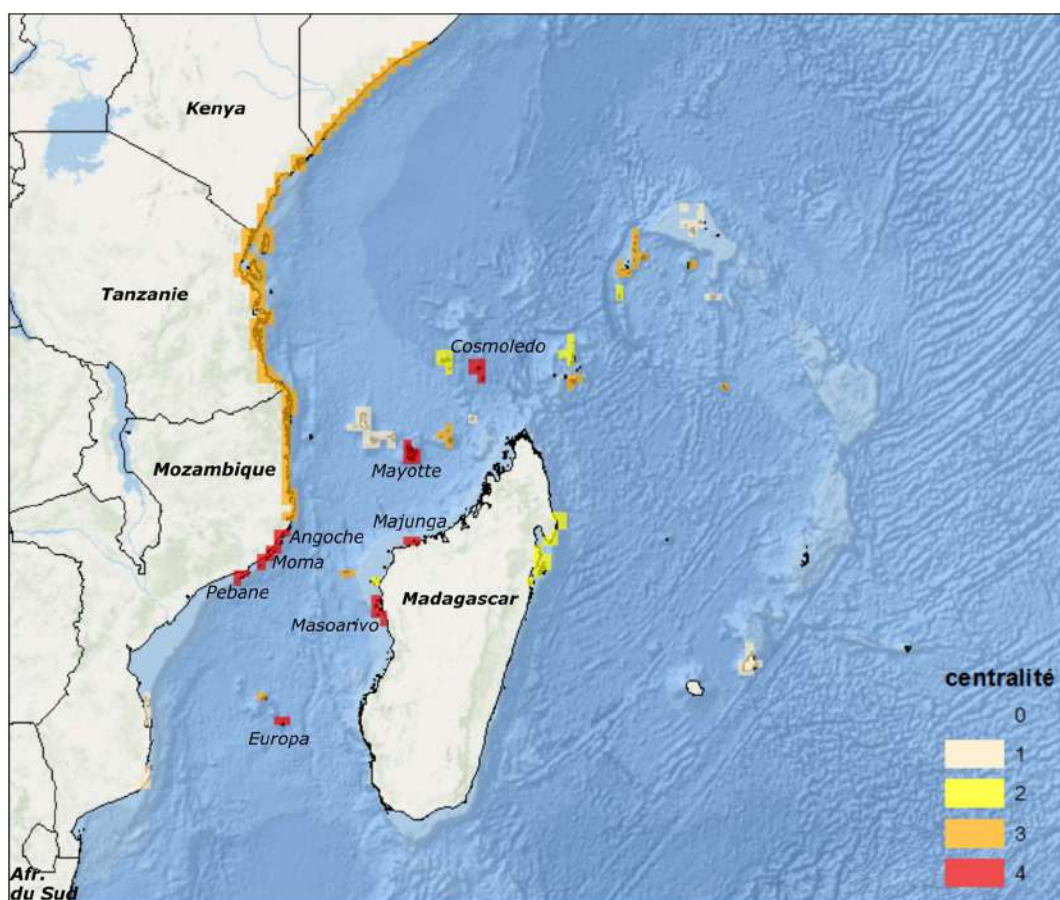


Figure 99 : Importance des récifs en termes de centralité.

Si l'on s'intéresse plus particulièrement aux récifs étudiés dans le cadre du programme SIREME, les échanges depuis et vers ces îles sont illustrés sur la Figure 100.

- **Glorieuses** : Les larves de Glorieuses se dispersent vers les récifs Est Africain, les Comores, Geyser, Mayotte, Seychelles (Aldabra et Cosmoledo), et le complexe récifal Nord-Ouest de Madagascar. En ce qui concerne les arrivées de larves sur Glorieuses, elles proviennent des Seychelles (Providence, Cosmoledo, Farqhar), Comores, Geyser, Mayotte, Juan de Nova et Madagascar (pointe Nord-Est et Ouest, et côte Ouest).
- **Mayotte** : Les larves de Mayotte se dispersent vers les récifs Est Africain, les Seychelles (Aldabra, Cosmoledo), Comores, Glorieuses, Geyser, Madagascar (récifs Nord-Ouest et Ouest) et Juan de Nova. En ce qui concerne les arrivées de larves sur Mayotte, elles proviennent des récifs Est Africain, Seychelles (Providence, Aldabra, Cosmoledo, Farqhar), Comores, Glorieuses, Geyser, Madagascar (pointe Nord-Est et Ouest, et côte Ouest), Angoche (Mozambique), Juan de Nova, Bassas da India et Europa.
- **Europa** : Les larves d'Europa se dispersent vers les Comores, Mayotte, Mozambique (Angoche, autres complexes récifaux), Afrique du Sud (complexe récifal de Santa Lucia/Maputo), Juan de Nova, Madagascar (récifs Ouest et Sud-Ouest) et Bassas da India. En ce qui concerne les arrivées de larves sur Europa, elles proviennent des récifs de Madagascar (récifs Ouest et Sud-Ouest), Mozambique, Bassas da India et Juan de Nova.

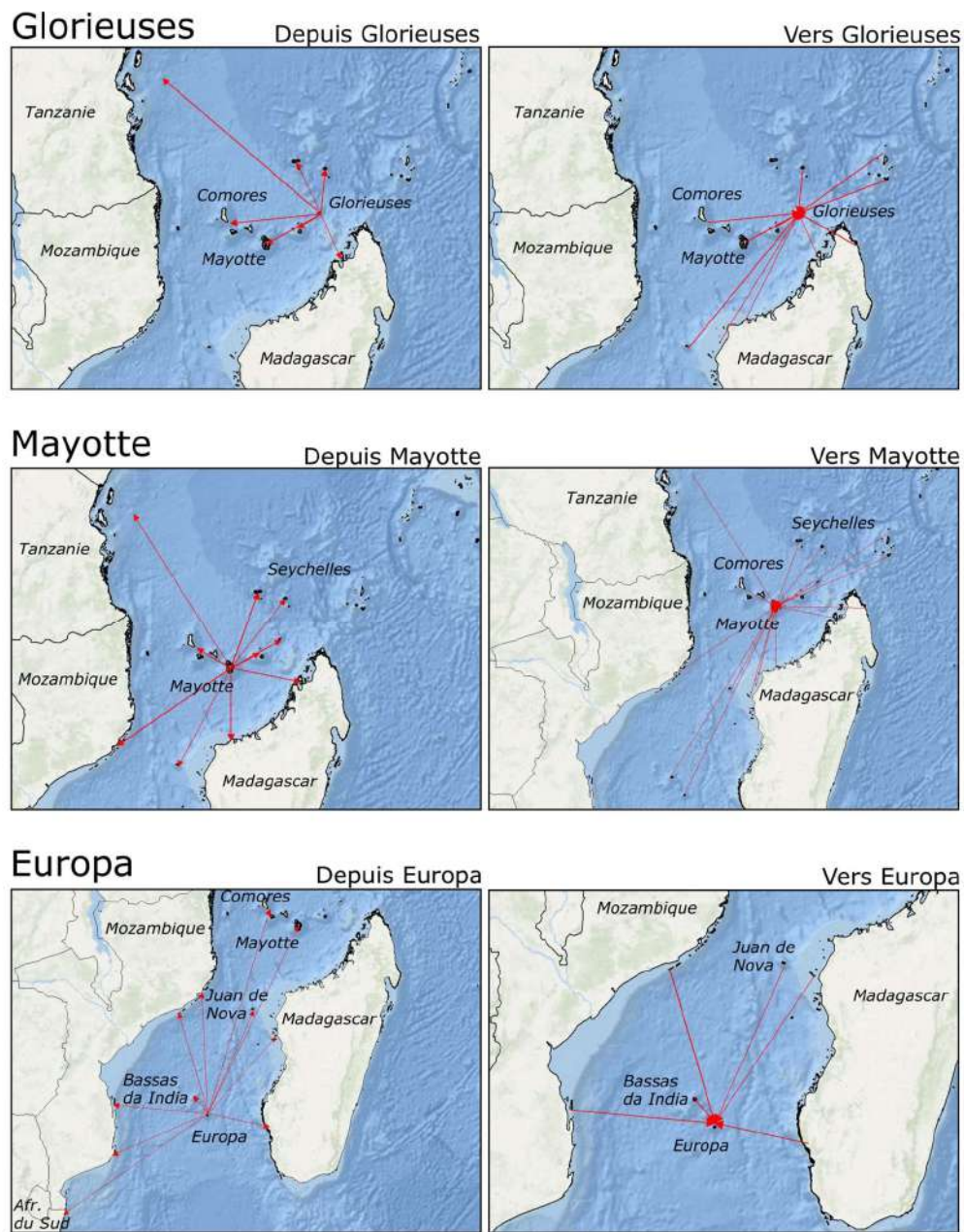


Figure 100 : Connectivité depuis et vers les récifs des Glorieuses, Mayotte et Europa.

Les récifs de Glorieuses, Mayotte et Europa sont à la fois producteurs et récepteurs de larves (Figure 100). Les récifs de Glorieuses et Mayotte ont néanmoins un rôle plus important en termes de réception de larves, et les récifs d'Europa ont un rôle plus important en termes de production de larves.

Les résultats de cette étude sont en accord avec les études génétiques réalisées dans le cadre du programme SIREME, où l'on observe une faible différenciation pour *Millepora platyphylla* et *Tridacna* sp. à l'échelle du Canal du Mozambique.

On retrouve également des similitudes avec d'autres études génétiques réalisées dans la région. Muths *et al.* (2011, 2014, Figure 101) se sont intéressés aux niveaux de diversité et de différenciation génétiques des poissons récifaux pour estimer la connectivité des poissons coralliens dans le Sud-Ouest de l'Océan Indien. L'étude du poisson cardinal *M. berndti* et du mérou gîteau de cire *E. merra* met en évidence des barrières de connectivité marquées dans la région. Il existe un groupe central au niveau du bassin des Comores d'une part, formant un réseau dense de populations fortement connectées. D'autre part, on distingue des populations périphériques au Nord du Canal du Mozambique (Tanzanie, Kenya, Seychelles) et au niveau du Sud du Canal du Mozambique (Europa et Juan de Nova). Il existe par ailleurs une forte différence entre Europa et les sites au Nord du Canal du Mozambique, avec Juan de Nova, au centre du Canal, présentant des signatures génétiques intermédiaires. Il y aurait donc un « gradient » génétique pour cette espèce le long du Canal. Cette structure génétique le long du Canal du Mozambique a également été établie pour la tortue verte *Chelonia mydas* (Bourjea *et al.*, 2007) et les ophiures (Hoareau *et al.*, 2013).

Les barrières de connectivité issues de ces études génétiques sont par ailleurs en conformité avec certaines limites biogéographiques mises en évidence par d'autres études menées dans la région, notamment le « triangle de corail » de l'Océan Indien (Obura, 2012) au Nord du Canal du Mozambique qui abriterait l'une des plus grandes diversités d'espèces de coraux constructeurs de récifs au monde. Cela pourrait s'expliquer par l'histoire géologique et les conditions hydrodynamiques autour de l'archipel des Comores qui est une zone de mélange alimentée par des courants tourbillonnants (Piton, 1989). De même, la pointe Nord de Madagascar (Cap d'Ambre) est une zone de convergence et d'upwelling qui conduit à un enrichissement significatif (plancton, nutriments) des eaux de surface (Piton, 1989). Ces conditions océaniques favorisent ainsi les échanges entre les récifs coralliens au Nord du Canal du Mozambique. Il existe également des similitudes avec les zones prioritaires pour la conservation des tortues vertes du Sud-Ouest de l'Océan Indien occidental proposées par Bourjea (2014, Figure 101). Il est important de croiser les résultats issus de différents types d'études pour améliorer les connaissances sur les patrons de connectivité au niveau régional et ainsi définir des plans de gestion adaptés.

En conclusion, les modèles hydrodynamiques de dispersion larvaire actuels sont des outils relativement simples et rapides à mettre en œuvre. S'ils ne sont pas encore adaptés pour une application directe à la biologie des organismes marins compte tenu des lacunes concernant les données biophysiques, ils semblent cependant appropriés pour l'élaboration de plans de gestion des écosystèmes à grande échelle. Ainsi, les modèles hydrodynamiques de dispersion larvaire permettent de voir les grandes tendances de connectivité, et ainsi de mettre en évidence les sites émetteurs et récepteurs de larves pour comprendre les échanges potentiels entre les récifs.

Cette analyse a mis en évidence des échanges entre les récifs du Canal du Mozambique, et notamment à Glorieuses, Mayotte et Europa qui ne sont pas des sites isolés. Ces échanges, et donc cette connectivité entre les récifs, est importante puisqu'elle favorise leur résilience. L'île d'Europa, située au Sud du Canal du Mozambique semble cependant un peu plus isolée. En situation normale, nous pouvons considérer que c'est un récif qui est quasiment au climax. Cependant, en cas de dégradation majeure (blanchissement massif, prolifération d'acanthasters, etc), les impacts peuvent être plus importants dans un système isolé, puisque moins résilient.

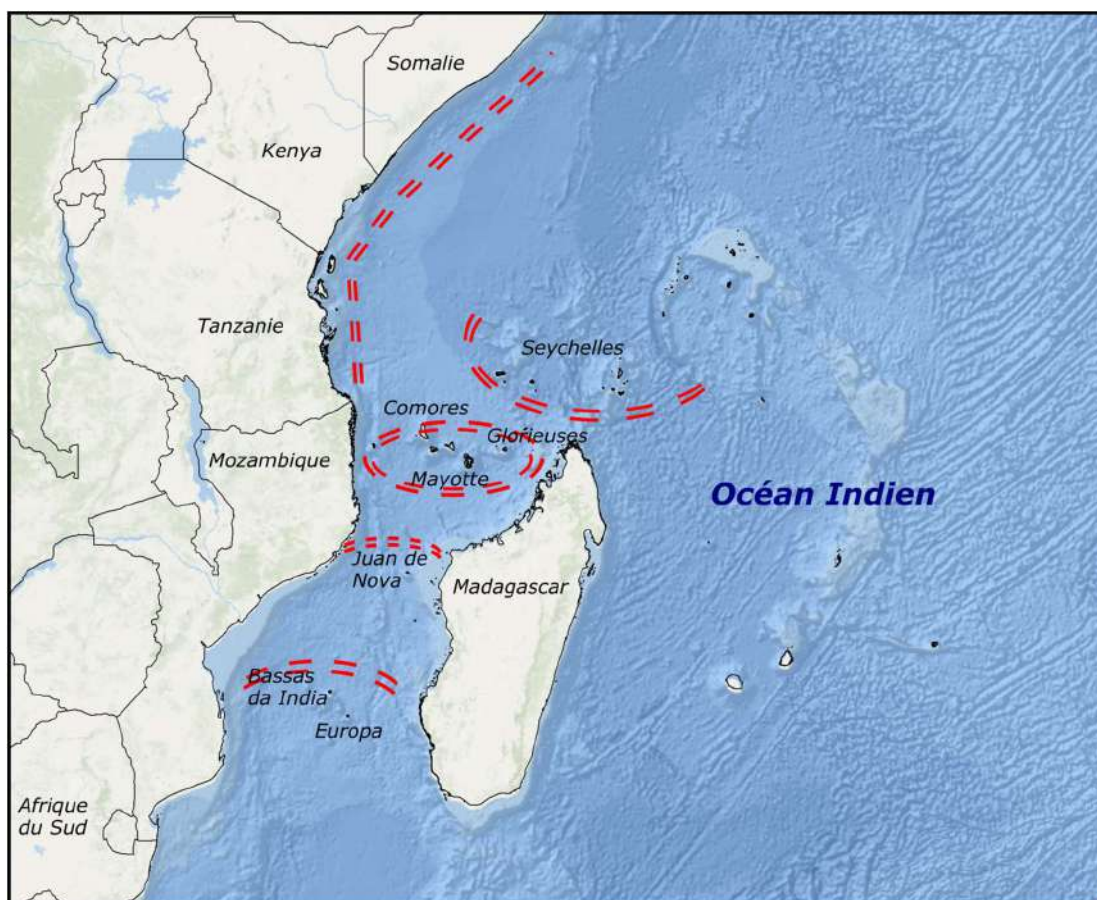


Figure 101 : Barrières de connectivité mises en évidence par les travaux de Muths *et al.*, 2012 (a) et Bourjea, 2014 (b).

3.4 Indicateurs de suivi de l'état de santé des écosystèmes coralliens (WP4)

La recherche d'indicateurs de suivi de l'état de santé des récifs coralliens est abordée à travers trois approches :

- 1) Une analyse de la diversité fonctionnelle des peuplements ichtyologiques et coralliens,
- 2) Une analyse prenant en compte les habitats sensibles ciblés sur Europa,
- 3) Une analyse prenant en compte les structures de taille et d'abondance des peuplements ichtyologiques.

3.4.1 Approche basée sur la diversité fonctionnelle des peuplements

La diversité fonctionnelle des assemblages de poissons et de coraux de Mayotte et des îles Eparses est caractérisée afin d'identifier des patrons de vulnérabilité et de cibler les fonctions, et donc les espèces prioritaires pour les futures mesures de gestions.

Les analyses ont été faites à partir d'inventaires biologiques issus de différents programmes utilisant une même approche méthodologique (GCRMN) ayant ciblés les îles Eparses (notamment BioReCIE et SIREME) et Mayotte (ORC8). Les données ont été récupérées sur la BD Récif.

3.4.1.1 Espèces ichtyologiques

- Diversité spécifique et fonctionnelle des assemblages de poissons

Au total, 422 espèces appartenant à 42 familles ont été répertoriées à travers les 6 peuplements de poissons étudiés (Annexe 21), soit 6,7% du *pool* mondial d'espèces de poissons récifaux et 18,8% du *pool* régional de l'Ouest de l'Océan Indien (Mouillot *et al.*, 2014). La richesse spécifique diminue de 301 espèces à Mayotte à 92 espèces à Tromelin. La richesse fonctionnelle (FRic) observée varie de 37% du volume total à Tromelin à 83% aux Glorieuses et à Juan de Nova (Figure 102).

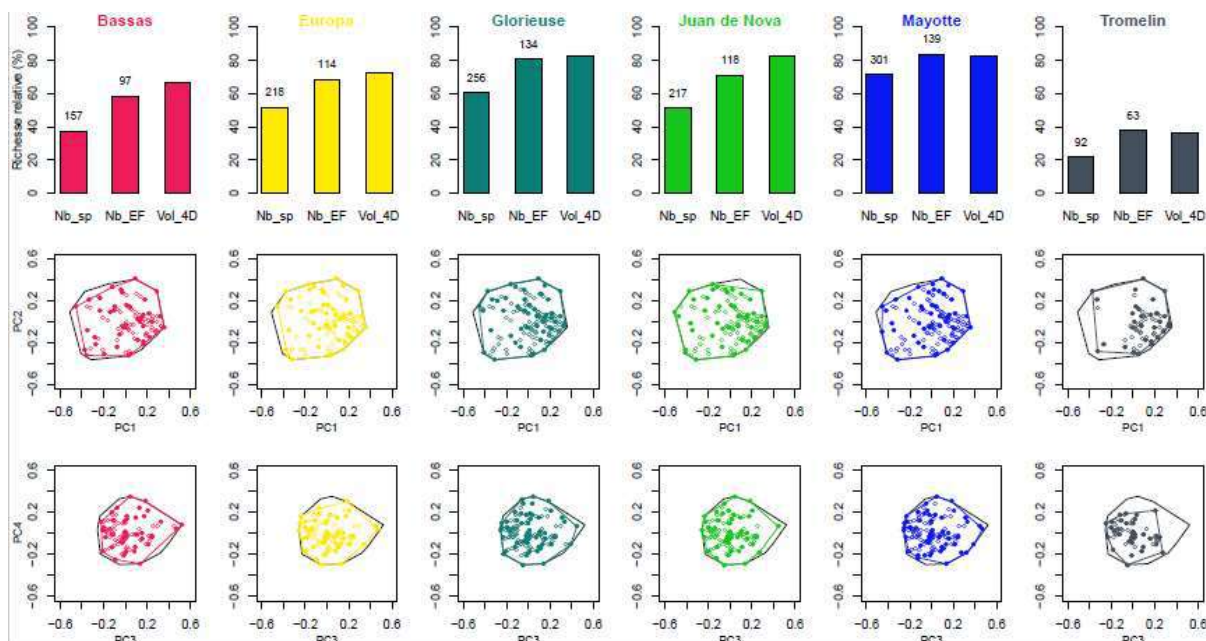


Figure 102 : Diversité spécifique et fonctionnelle dans les 6 îles étudiées. Les histogrammes montrent la richesse spécifique (i.e. nombre d'espèces, « Nb. Sp. »), la richesse en entités fonctionnelles (i.e. nombre de combinaisons uniques de traits, « Nb. EF. »), et la richesse fonctionnelle (i.e. le volume occupé, « Vol. 4D ») observée de chaque communauté de poisson. Elles sont exprimées en pourcentage relatif du *pool* local total (i.e. les 6 îles).

Sur la Figure 102, les entités fonctionnelles (EFs) sont représentées dans des espaces fonctionnels où les axes représentent d'abord les coordonnées principales 1 et 2 (PC1 - PC2), puis les coordonnées principales 3 et 4 (PC3 - PC4) de l'Analyse en Composantes Principales (PCoA). L'enveloppe convexe globale, qui inclue les 422 espèces réparties en 166 entités fonctionnelles est en noir. L'aire délimitée par les enveloppes convexes en couleurs représente le volume fonctionnel de chaque communauté (île). Chaque point sur le graphique représente une entité fonctionnelle. Les cercles colorés « vides » représentent toutes les entités fonctionnelles présentes dans la communauté, et les points colorés « pleins » correspondent aux entités fonctionnelles présentes dans la communauté et vertices (sommets) de l'enveloppe convexe i.e., celles qui délimitent le volume fonctionnel en 4D.

- Prise en compte de l'effort d'échantillonnage

Au niveau de la richesse spécifique, l'île de Bassas da India apparaît comme étant la plus riche (résidu positif, Figure 103) et le classement théorique des îles en fonction de leur richesse spécifique prédite serait le suivant : Bassas da India > Glorieuses > Mayotte > Europa > Juan de Nova > Tromelin.

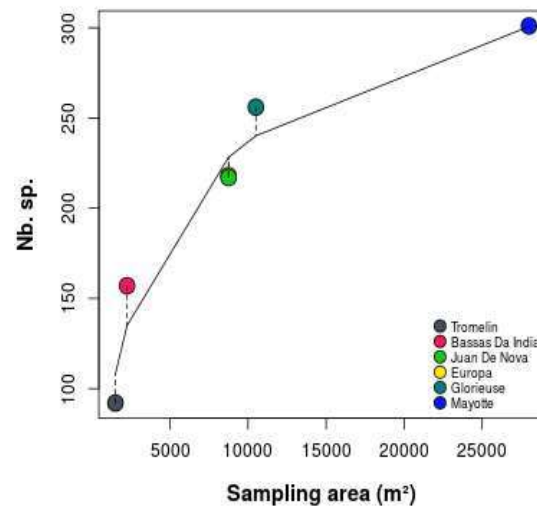


Figure 103 : Représentation graphique de la courbe Aire-Richesse Spécifique (ARS) à travers les 6 assemblages de poissons de Mayotte et des îles Éparses. Les résidus ont été tracés en pointillés.

Au niveau de la richesse fonctionnelle, c'est aussi l'île de Bassas da India qui semble la plus riche (résidu positif, Figure 104), et le classement théorique serait le suivant : Bassas da India > Juan de Nova > Glorieuses > Mayotte > Europa > Tromelin.

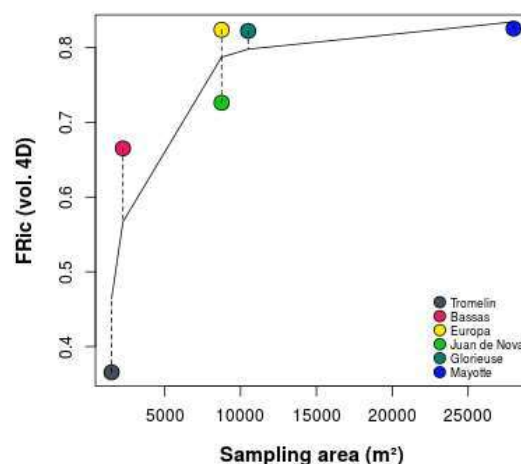


Figure 104 : Représentation graphique de la courbe Aire-Richesse Fonctionnelle (ARF) à travers les 6 assemblages de poissons de Mayotte et des îles Éparses. La richesse fonctionnelle est représentée le volume fonctionnel en 4 dimensions (%) remplis par les communautés. Les résidus ont été tracés en pointillés.

Les îles de Bassas da India et des Glorieuses ont plus de richesses spécifique et fonctionnelle qu'attendues par rapport à leur surface échantillonnée, alors que les îles d'Europa, et Tromelin ont moins d'espèces et de diversité fonctionnelle qu'attendue (Figure 103, Figure 104). A Juan de Nova, il y a moins d'espèces qu'attendues par rapport à la surface échantillonnée mais plus de richesse fonctionnelle. C'est l'inverse pour Mayotte, où il y a plus de richesse spécifique mais moins de richesse fonctionnelle par rapport à la surface échantillonnée.

La prise en compte de la superficie totale de récif échantillonnée grâce aux courbes ARS et ARF au sein de ce système d'îles a permis d'identifier l'île de Bassas da India comme étant la plus riche en espèces et en diversité fonctionnelle (FRic). On observe les mêmes tendances dans l'archipel des Glorieuses. Les îles d'Europa et Tromelin ont quant à elles moins d'espèces et de diversité fonctionnelle qu'attendu. Le cas de Juan de Nova est particulier car il y a moins d'espèces qu'attendues mais plus de richesse fonctionnelle. Ces résultats semblent indiquer que les espèces présentes dans l'île de Juan de Nova, bien que moins nombreuses que dans les autres îles, ont pour la plupart des valeurs de traits extrêmes, ce qui contribue à faire augmenter le volume fonctionnel. Celui de Mayotte est également particulier, car il y a plus d'espèces qu'attendues mais moins de richesse fonctionnelle. Ces résultats semblent indiquer que les espèces présentes à Mayotte, bien que plus nombreuses que dans les autres îles, ont pour la plupart des valeurs de traits non extrêmes, ce qui contribue à faire diminuer le volume fonctionnel.

- Relation entre la richesse spécifique et fonctionnelle des assemblages de poissons

Dans ces récifs, le nombre d'espèce et la diversité fonctionnelle sont reliés positivement ($R^2 = 0.77$, p . value = $0.01 < 0.05$, Figure 105).

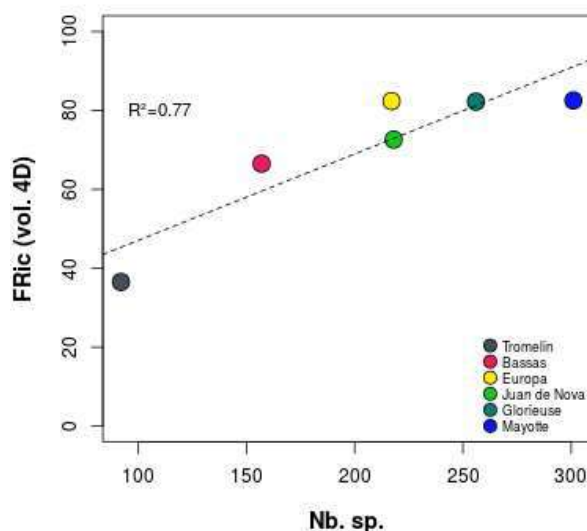


Figure 105 : Représentation graphique de relation entre la richesse spécifique (nombre d'espèces) et la richesse fonctionnelle (FRic). $FRic (\%) = 25.2 + 0.22 \times Nb. sp.$

- Création d'un indice de vulnérabilité fonctionnelle et établissement des priorités de gestion

Afin de mesurer la vulnérabilité des EFs, un indice de vulnérabilité a été créé en utilisant une méthode d'analyse multicritère pour l'aide à la prise de décision : la méthode TOPSIS (*Technique for Order Preference by Similarity to Ideal Solution*). Dans cette étude, la vulnérabilité d'une EF a été considérée comme fonction de 3

variables (nb d'individus, nb d'espèces, sensibilité à la pêche). Plus particulièrement, la vulnérabilité sera élevée quand il y a une forte sensibilité à la pêche, un faible nombre d'espèce et un faible nombre d'individus qui réalisent l'EF. La biomasse des EFs a été utilisée comme indicateur/proxy de l'importance d'une EF. Ainsi, en représentant sur un graphique la relation entre la biomasse et l'indice de vulnérabilité des EFs, il a été possible d'identifier des EFs (et donc espèces) qui sont prioritaires à la conservation (car *a priori* importantes pour l'écosystème avec de fortes biomasses) mais vulnérables (forte valeur de l'indice de vulnérabilité). Les distributions de richesse spécifique (Nb. sp./EF) et d'abondance (Nb. ind./EF) sont présentées pour les six îles sous forme de diagrammes rang-fréquence en Figure 106 A et B respectivement.

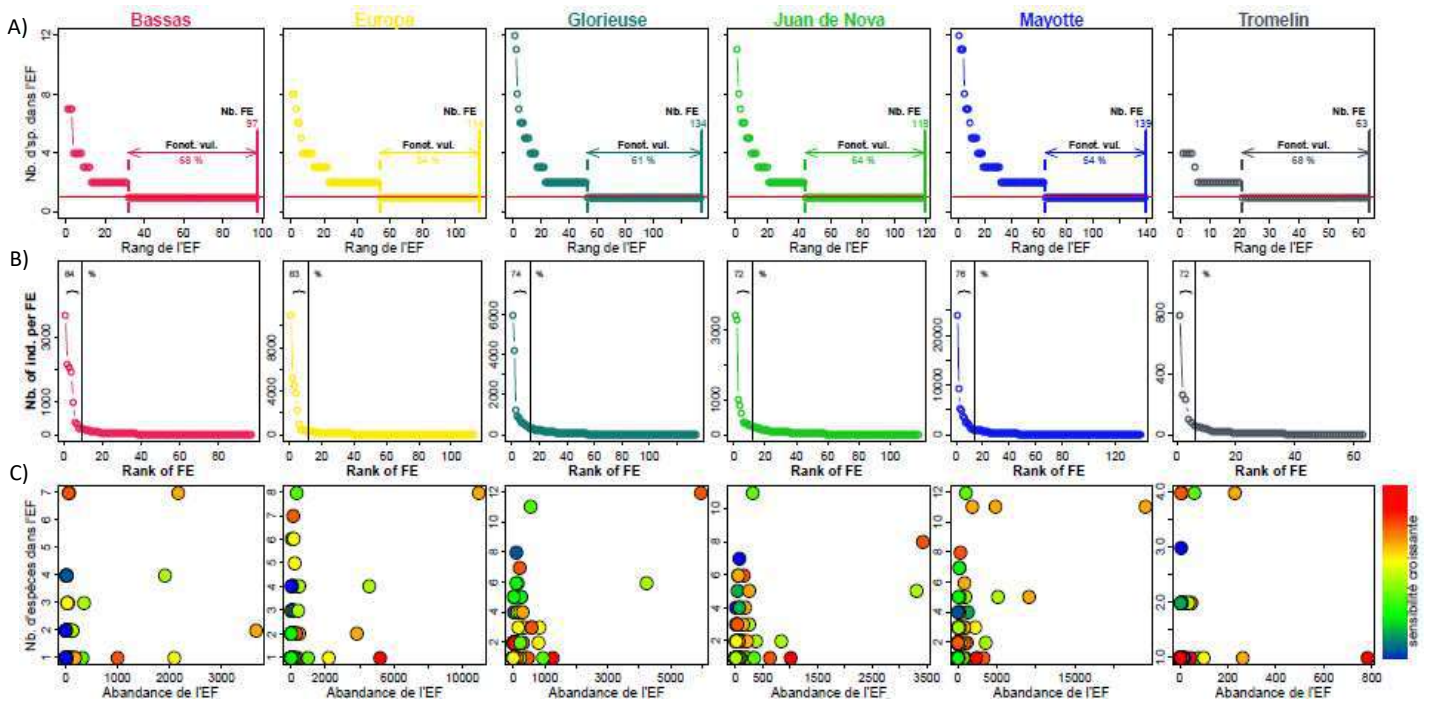


Figure 106 : Représentation graphique de la vulnérabilité fonctionnelle des peuplements de poissons de Mayotte et des îles Éparses (Bassas, Europa, Glorieuse, Juan de Nova et Tromelin). A) Diagramme rang-fréquence (nombre d'espèces) appliqué aux entités fonctionnelles (EFs), B) diagramme rang-fréquence (abondance = nombre d'individus) appliqué aux EFs, et C) relation entre l'abondance et le nombre d'espèces des EFs.

Sur la Figure 106 A, la distribution des espèces dans les entités fonctionnelles est représentée pour chaque communauté. Chaque EF a été rangée par ordre de richesse spécifique décroissante. L'axe y représente le nombre d'espèces total qui réalisent l'EF. Le nombre d'entités fonctionnelles (Nb. EF.) présentes dans chaque île est inscrit en couleur à la fin de chaque distribution. La vulnérabilité fonctionnelle (% d'EFs qui ne sont supportées que par 1 espèce) est illustrée par les flèches colorées. Une ligne horizontale rouge a été tracée pour $y = 1$ (i.e. un nombre d'espèce = 1) et représente un seuil de vulnérabilité.

Sur la Figure 106 B, chaque EF a été rangée par ordre d'abondance décroissante. L'abondance représente le nombre total d'individus qui réalisent l'EF (somme du nombre d'individus de toutes les espèces qui réalisent cette EF). La valeur inscrite sur l'accolade correspond au % d'individus présents dans les 10 premiers % des EFs (à gauche de la ligne verticale).

Sur la Figure 106 C, chaque point représente une EF qui a été placée en fonction du nombre d'espèces (axe y) et du nombre d'individus (axe x) qui la supportent. La couleur des points détermine le degré de sensibilité à la pêche moyenne de chaque EF, gradient de couleur allant du bleu (peu sensible) au rouge (très sensible).

Au niveau régional, bien que la richesse fonctionnelle soit relativement élevée à travers les 6 assemblages de poissons, exception faite de Tromelin, on retrouve, à l'échelle des îles Éparses et de Mayotte, une grande proportion de fonctions laissées sans assurance et représentées par une seule espèce. Sur les 166 entités fonctionnelles présentes dans la zone d'étude, 80 (soit 48.2% du *pool* d'EFs des 6 communautés) sont représentées par une seule espèce et semblent donc vulnérables à la perte d'espèce.

Les distributions de richesse spécifique (Nb. sp./EF) et d'abondance (Nb. ind./EF) et leurs relations présentées sous forme de diagrammes rang-fréquence (Figure 106) montrent que :

(1) À l'échelle globale des îles, peu importe l'île considérée, plus de la moitié des EFs sont vulnérables car représentées par une seule espèce (vulnérabilité fonctionnelle qui varie de 54% à Mayotte et Europa jusqu'à 68% à Bassas da India et Tromelin, Figure 106 A). Malgré le manque d'existence dans la littérature d'un seuil de vulnérabilité pour le nombre d'individus, il apparaît qu'une grande partie des EFs soient vulnérables car représentées par peu d'individus (Figure 106 B). Notamment, selon les îles, plus de 70 à 80% des individus sont concentrés dans les 10% d'EFs les plus abondantes (Figure 106 B). Il existe une relation positive et significative entre le nombre d'individus et le nombre d'espèces par EF, quelle que soit l'île considérée (Figure 106 C). Cependant les valeurs de corrélations sont intermédiaires et l'analyse de la Figure 106 C indique que de nombreux écarts à la tendance générale existent. En effet certaines EFs mono-spécifiques concentrent un grand nombre d'individus (e.g. Bassas da India, Europa et Tromelin) alors que certaines EFs représentées par de nombreuses espèces présentent des niveaux d'abondance faible dans la majorité des îles. Il n'y a pas de corrélation entre la sensibilité moyenne à la pêche et le nombre d'espèces des EFs, peu importe l'île testée (valeurs de corrélation comprises entre -0.01 et -0.10 et *p. values* > 0.05). Il existe une corrélation faible à modérée entre la sensibilité moyenne à la pêche et le nombre d'individus, selon l'île considérée.

(2) À l'échelle locale (île), une espèce peut être seule pour remplir une fonction mais être très abondante localement (assurance numérique). Elle pourra alors continuer à réaliser la fonction alors que ce ne sera pas le cas si l'espèce est peu abondante (Hoey & Bellwood, 2009). Dans cette étude et malgré la densité exceptionnelle d'individus rencontrés dans les îles Éparses (Chabanet *et al.*, 2016), nous observons qu'il existe également une vulnérabilité des systèmes due à la distribution des individus qui réalisent chaque entité fonctionnelle. En effet, plus de 70% de l'abondance totale est concentrée dans les 10% d'entités fonctionnelles les plus abondantes. Ainsi, l'abondance est distribuée disproportionnellement dans quelques EFs, laissant les autres vulnérables à la perte d'individus. Dans une étude récente, Stuart-Smith *et al.*, (2013) ont montré des résultats similaires : dans les récifs coralliens tropicaux, les espèces fonctionnellement uniques tendent à être plus rares que celles des assemblages tempérés. Dans les six assemblages étudiés ici, les EFs qui sont représentées par peu d'espèces ne sont pas forcément les moins abondantes, et inversement. Une fonction peut donc être vulnérable si elle est réalisée par un faible nombre d'espèces, un faible nombre d'individus et si elle a en plus une forte sensibilité à la pêche. La dé-corrélation relative de ces trois composantes de la vulnérabilité soumet donc les récifs coralliens à un triple péril, les fonctions peu affectées par un type de vulnérabilité ne sont pas assurées contre les effets des deux autres types.

Idéalement, toutes les EFs et fonctions d'un écosystème devraient être préservées et bénéficier d'un suivi récurrent, mais le manque de moyens combiné à la très forte richesse spécifique observée dans les récifs coralliens oblige parfois à établir des priorités de gestions et de suivi. Ici, nous proposons d'établir des priorités dans le suivi des populations de certaines espèces en étudiant la relation qui existe entre l'importance (biomasse) et la vulnérabilité des EFs. Une représentation graphique permettant de visualiser les priorités (Figure 106). Le plan généré par les rangs de la biomasse et de la vulnérabilité est divisé en 4 quadrants, basés sur les médianes des rangs de chaque variable.

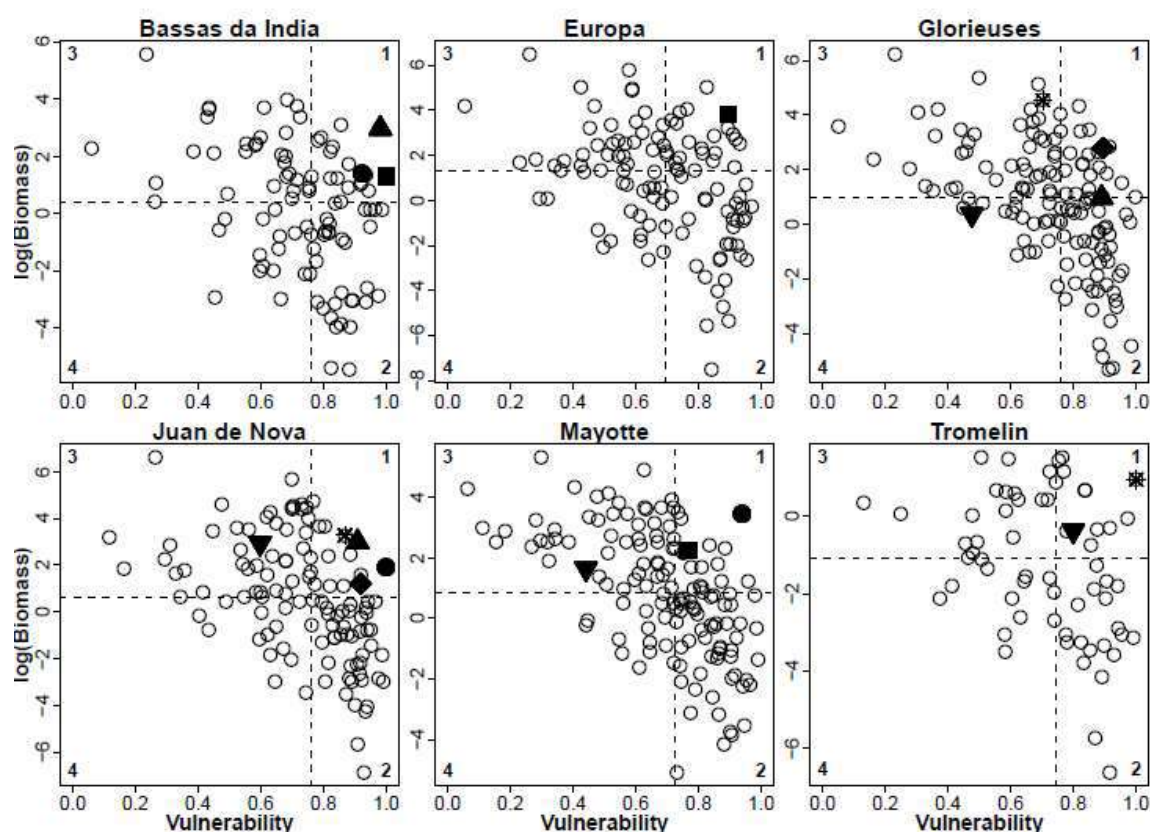


Figure 107 : Représentation graphique des priorités de gestions : le plan généré par les valeurs de la biomasse et de la vulnérabilité est divisé en 4 quadrants, basés sur les médianes de chaque variable.

Les espèces prises en exemple dans les quadrants 1 (en haut à droite) prioritaires pour la conservation sont :

"*Cetoscarus bicolor*" à Bassas da India (triangle noir), "*Gymnothorax javanicus*" à Europa (carré noir), "*Lutjanus rivulatus*" aux Glorieuses (Losange noir), "*Caranx ignobilis*" à Juan de Nova (astérisque noir), "*Cheilinus undulatus*" à Mayotte (rond noir), et "*Epinephelus fasciatus*" à Tromelin (triangle noir à l'envers).

Sur la Figure 107, les 4 quadrants, basés sur les médianes des rangs de chaque variable, sont générés par les rangs de la biomasse et de la vulnérabilité des espèces.

- Le quadrant n°1, en haut à droite de la Figure 107, représente les EFs ayant une forte valeur de l'indice de vulnérabilité fonctionnelle et ayant une forte importance. Ces dernières semblent ainsi prioritaires à la conservation.
- Le quadrant n°2, en bas à droite, représente les EFs ayant une forte vulnérabilité fonctionnelle mais une faible biomasse.
- Le quadrant n°3, en haut à gauche, représente les EFs ayant une moindre vulnérabilité fonctionnelle mais une forte biomasse.
- Le quadrant n°4, en bas à gauche, représente les EFs ayant une faible vulnérabilité fonctionnelle et une faible biomasse.

Au sein de chaque île, les espèces et les EFs qui se retrouvent dans le quadrant 1, et semblent donc être à la fois importantes pour le fonctionnement de l'écosystème (forte biomasse) et vulnérables (forte valeur de l'indice) sont données en Annexe 22. Parmi elles, certaines ont été choisies pour donner une idée du type d'espèces que

l'on peut retrouver dans ce quadrant, i.e. qui sont à la fois vulnérables et *a priori* importantes pour l'écosystème. Nous avons ainsi identifié les espèces suivantes :

- le Poisson-perroquet bicolore (*Cetoscarus bicolor*, famille des Scaridae) à Bassas da India ;
- le Vivaneau maori (*Lutjanus rivulatus*, famille des Lutjanidae) dans l'archipel des Glorieuses ;
- la Carangue à grosse tête (*Caranx ignobilis*, famille Carangidae) à Juan de Nova ;
- le Mérou oriflamme (*Epinephelus fasciatus*, famille Serranidae) à Tromelin ;
- la Murène géante (*Gymnothorax javanicus*, famille Muraenidae) à Europa ;
- le Napoléon (*Cheilinus undulatus*, famille Labridae) à Mayotte.

Ces espèces ont toute la particularité d'avoir des individus de grandes tailles. Elles sont toutes considérées comme de grands prédateurs, piscivores (FC) à l'exception du poisson-perroquet qui est herbivore (HD). De plus, elles sont toutes connues pour être d'une grande importance pour les écosystèmes coralliens (Bellwood *et al.*, 2011; Mouillot *et al.*, 2014). A titre d'exemple, le mérou est un grand prédateur démersal et de par sa grande taille, il joue un rôle régulateur sur de nombreuses populations animales. C'est également le cas des deux autres familles de grands prédateurs identifiés, les Lutjanidae et les Carangidae. Considérées comme des « *top-prédateurs* », la présence de ces familles dans les récifs influencent fortement la dynamique trophique des assemblages de poissons (Honebrink, 2000 ; Meyer *et al.*, 2007). De la même manière, les murènes sont souvent caractérisées comme étant des prédateurs nocturnes qui se nourrissent de petits poissons et d'invertébrés. Elles permettent ainsi l'élimination de proies souvent fragilisées et inaccessibles aux autres prédateurs et peu d'espèces sont capables d'effectuer le même rôle écologique dans l'écosystème (Mouillot *et al.*, 2013c). Les interactions trophiques des prédateurs peuvent avoir des effets importants sur les processus écosystémiques, soit en agissant directement sur les flux d'énergies et de matières, soit en modifiant la présence et l'abondance des espèces qui contrôlent ces flux. Lorsque les grands prédateurs sont enlevés, les populations de proies peuvent exploser et épuiser leurs ressources alimentaires, conduisant à une cascade d'effets écologiques (Chaplin, 2000 ; Dulvy *et al.*, 2004). Ils nécessitent donc un réel suivi. Un autre exemple intéressant de l'étude est celui du poisson-perroquet *C. ocellatus* (Scaridae). Cette espèce d'herbivore, joue un rôle indispensable dans le fonctionnement et la résilience des écosystèmes coralliens, notamment en assurant la régulation des algues, le recyclage des nutriments ou encore des coraux morts par la bioérosion (Bellwood *et al.*, 2003). Il est important de noter que les fonctions et espèces présentant une forte importance et une forte vulnérabilité ne sont pas les mêmes selon les îles. Les mesures de gestion devront alors prendre en compte ces différences et être adaptées à chaque île. Le suivi à long terme et la caractérisation fonctionnelle précise de ces fonctions vulnérables et importantes, ainsi que des espèces qui les représentent, sont essentiels pour décrire les tendances et l'évolution des communautés des récifs coralliens dans un contexte de plus en plus marqué par l'impact anthropique et le changement climatique. Malgré une interdiction de tout type de pêche dans l'ensemble des îles Éparses, des activités de pêche illégales ont tout de même été recensées et estimées dans ces récifs (Le Manach & Pauly, 2015). La majorité des prises concerne celles de grands prédateurs pélagiques et démersaux, tels que les Carangidae, Lutjanidae et Serranidae. A Mayotte, plusieurs études révèlent que les ressources récifales subissent une pression de pêche importante, notamment avec une diminution des espèces carnivores (Facon *et al.*, 2015).

3.4.1.2 Espèces coralliennes

- Richesse spécifique globale

Au total 239 espèces ont été identifiées à travers les 6 assemblages de coraux étudiés : 174 jusqu'au niveau de l'espèce et 65 au niveau du genre seulement. Sur les 174 coraux identifiés au niveau de l'espèce, les valeurs de traits ont été récupérées sur la base de données CTDB pour 163 d'entre eux. Les 11 coraux restants ne figurent pas dans la base de données CTDB : certaines espèces n'ont pas encore été décrites dans la base de données "Coral Trait Database" (CTDB, Madin *et al.* 2016a, b), d'autres ne correspondent pas à l'ordre des scléractiniaires

mais sont des algues, éponges ou coraux mous (Lionel Bigot, comm. pers.). Ainsi, seules les 163 espèces identifiées au niveau de l'espèce (Annexe 23) et pour lesquelles les valeurs de traits sont disponibles (c.a.d. espèces qui sont présentes dans la CTDB) seront analysées. Les 65 genres et les 11 espèces qui ne figurent pas sur la CTDB ne seront pas traités, faute de temps et de données disponibles.

- Richesse spécifique et fonctionnelle par île avec prise en compte de l'effort d'échantillonnage

La richesse spécifique diminue de 135 espèces à Mayotte à 16 espèces à Tromelin. La richesse fonctionnelle (FRic) observée varie de 14% du volume total à Tromelin à 95% à Mayotte (Figure 108).



Figure 108 : Diversité spécifique et fonctionnelle dans les 6 îles étudiées. Les histogrammes montrent la richesse spécifique (i.e. nombre d'espèces, « Nb_Sp ») et la richesse fonctionnelle (i.e. le volume occupé, « Vol_4D ») observée de chaque assemblage de coraux. Elles sont représentées en pourcentage relatif du *pool* local total (i.e. les 6 îles).

Au niveau de la richesse spécifique, les courbes ARS (Aire-richesse spécifique) mettent en avant l'île d'Europa comme étant la plus riche (résidu positif, Figure 109) et le classement des îles en fonction de leur richesse spécifique prédite serait le suivant : Europa > Mayotte > Tromelin > Bassas da India > Juan de Nova > Glorieuses.

Au niveau de la richesse fonctionnelle, c'est l'île de Juan de Nova qui semble la plus riche (résidu positif, Figure 110), et le classement théorique serait le suivant : Juan de Nova > Europa > Tromelin > Mayotte > Bassas da India > Glorieuses.

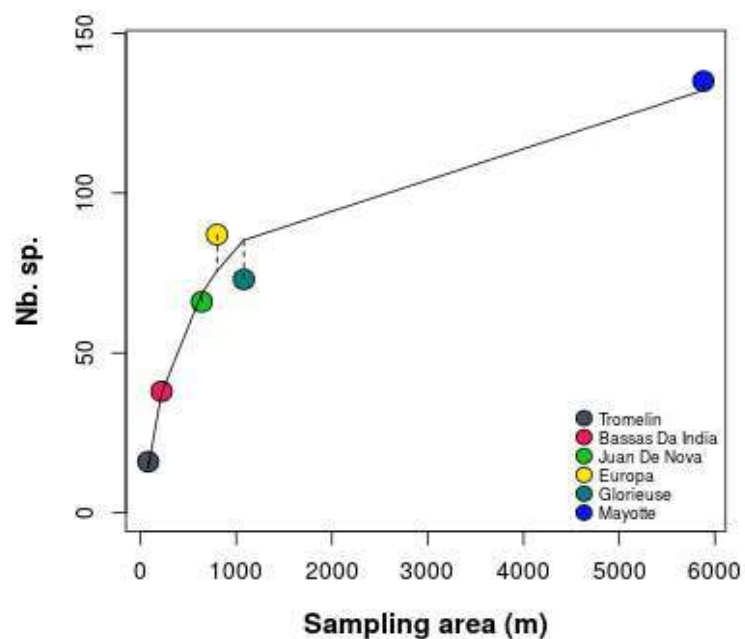


Figure 109 : Représentation graphique de la courbe Aire-Richesse Spécifique à travers les 6 assemblages de coraux de Mayotte et des îles Eparses.

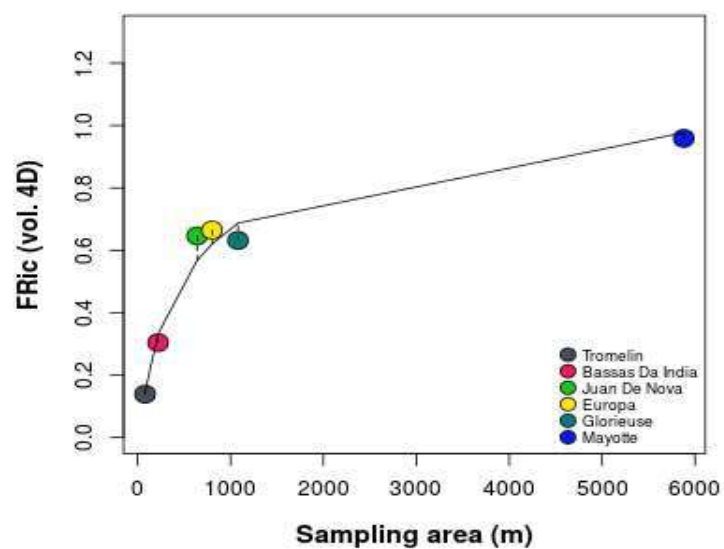


Figure 110 : Représentation graphique de la courbe Aire-Richesse Fonctionnelle à travers les 6 assemblages de coraux de Mayotte et des îles Eparses.

L'île d'Europa a plus de richesses spécifique et fonctionnelle qu'attendu par rapport à sa surface échantillonnée, alors que l'archipel des Glorieuses a moins d'espèces et de diversité fonctionnelle qu'attendues (Figure 109, Figure 110). Les îles de Bassas Da India, Mayotte et Tromelin ont quant à elles moins de diversité fonctionnelle mais plus de diversité spécifique qu'attendue. C'est l'inverse pour l'île de Juan de Nova.

La prise en compte de la superficie totale de récif échantillonnée grâce aux courbes ARS et ARF au sein de ce système d'îles a permis d'identifier l'île d'Europa (résidus positifs) comme étant la plus riche en espèces et en diversité fonctionnelle (FRic). L'île des Glorieuses apparaît comme moins riche (résidus négatifs) que les autres.

En ce qui concerne l'île de Juan de Nova, les résultats semblent indiquer que les espèces présentes dans cette île, bien que moins nombreuses que dans les autres îles, ont pour la plupart des valeurs de traits plus extrêmes, ce qui contribue à faire augmenter le volume fonctionnel.

En revanche pour les îles de Bassas da India, Mayotte et Tromelin, les résultats semblent indiquer que les espèces présentes dans ces îles, bien que plus nombreuses que dans les autres îles, ont pour la plupart des valeurs de traits non extrêmes (plus communes), ce qui fait que le volume fonctionnel est moins développé.

- Relation Richesse fonctionnelle /nombre d'espèces

Dans ces récifs, le nombre d'espèces et la richesse fonctionnelle (FRic) sont reliés positivement ($R^2 = 0.94$, $p. value = 0.0009 < 0.001$, Figure 111).

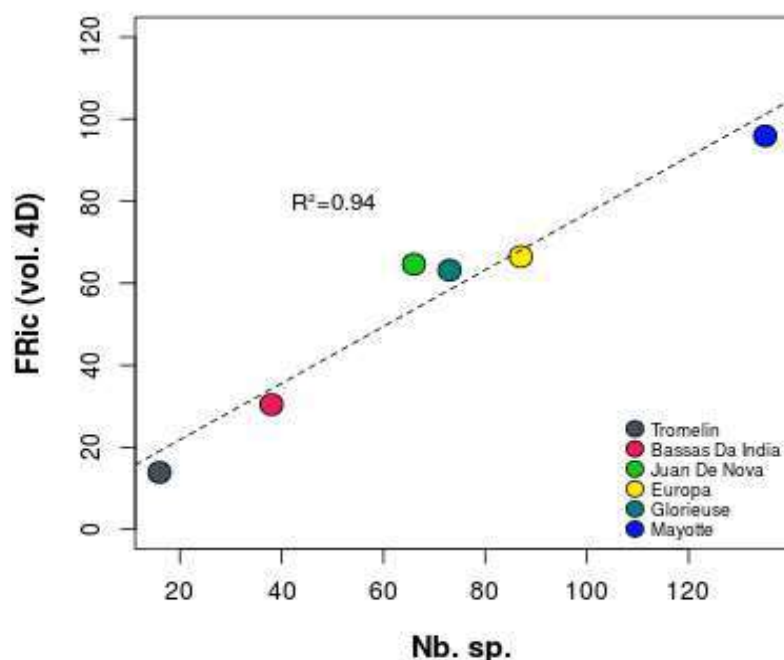


Figure 111 : Représentation graphique de relation entre la richesse spécifique (nombre d'espèces) et la richesse fonctionnelle (FRic). $FRic (\%) = 7.98 + 0.69 \times Nb. sp.$

3.4.1.3 Comparaison coraux-poissons

Le coefficient de corrélation de Pearson entre les résidus ARF (Aires Richesse Fonctionnelle) des coraux et les résidus ARF des poissons est de -0.1776235 (Figure 112). La *p.value* est de 0.7364. Il y a donc indépendance entre les 2 variables.

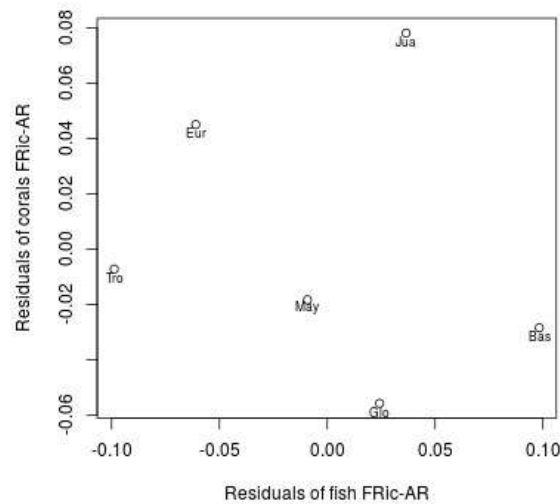


Figure 112 : Représentation graphique de relation entre les résidus de la courbe ARF (Aire Richesse Fonctionnelle) des coraux et les résidus de la courbe ARF des poissons.

Le coefficient de corrélation de Pearson entre les résidus ARS (Aire Richesse Spécifique) des coraux et les résidus ARS des poissons est de -0.4980289 (Figure 113). La *p.value* est de 0.3147. Il y a donc indépendance entre les 2 variables.

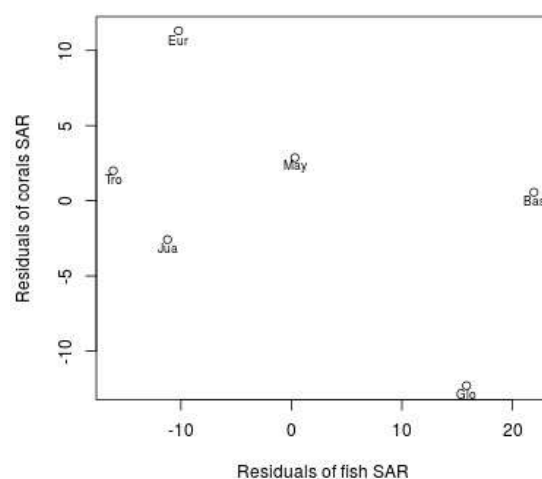


Figure 113 : Représentation graphique de relation entre les résidus de la courbe ARS (Aire Richesse Spécifique) des coraux et les résidus de la courbe ARS des poissons.

Ces résultats préliminaires ont permis d'établir une description fonctionnelle des assemblages de coraux de Mayotte et des îles Eparses, une comparaison entre les îles et une mise en parallèle avec l'analyse déjà effectuée sur les données poissons de ces mêmes îles. Ils doivent être pris avec précaution car la richesse spécifique des coraux utilisée ici n'est pas représentative de la richesse spécifique des coraux des récifs coralliens de Mayotte et des îles Eparses (méthode LIT non adaptée car trop partielle).

Pour les coraux et les poissons, au-delà de la relation monotonique croissante attendue entre la diversité fonctionnelle et spécifique, les îles se classent différemment selon le type de diversité étudié (Figure 103 et Figure 104 pour les poissons, et Figure 109 et Figure 110 pour les coraux). Ces résultats appuient l'intérêt de l'approche fonctionnelle en écologie corallienne. Les résultats obtenus ici confortent les résultats récents de Richardson *et al.* (2017) comme quoi d'autres éléments des peuplements benthiques que leur composition spécifique influent sur la diversité fonctionnelle des poissons, notamment la complexité structurale. Cette dernière serait donc intéressante à prendre en compte lors d'analyses plus poussées sur les relations entre assemblages de coraux et de poissons de Mayotte et des îles Eparses.

3.4.2 Approche basée sur la cartographie des habitats pour le calcul d'un indice "substrat dur"

Cette approche déjà utilisée sur Mayotte et aux Glorieuses (demande du Parc Naturel Marin de Mayotte) pour le calcul de l'indice "benthos de substrat dur" est ciblée dans le cadre de SIREME sur Europa.

3.4.2.1 Habitats retenus

L'ensemble des structures géomorphologiques à dominance corallienne, leurs points forts et leurs points faibles pour la mise en place d'un indicateur "benthos de substrat dur" est listé dans le Tableau 39.

Tableau 39 : Sélection des habitats pour la mise en œuvre de l'indicateur "benthos de substrat dur".

Géomorphologie récifale niveau 4	Géomorphologie récifale niveau 5	Qualité (qualitatif/quantitatif) des données, série temporelle, nombre de stations	Représentativité surfacique de l'unité géomorphologique aux îles Glorieuses	Homogénéité spatiale de l'état de référence	Homogénéité (présumée) de la réponse aux pressions	Conclusion
Pente externe de banc récifal	Pente externe à éperons et sillons	- qualitatif (VT carte habitat) + quantitatif (GCRMN + Becoming) - nombre de station : 0 GCRMN, 2 Becoming, 10 VT carte habitat	Bonne	Moyenne	Inconnue	Pas de possibilité de construire un indicateur en l'état actuel des connaissances
Pente externe de banc récifal	Plateforme de pente externe	- qualitatif (VT carte habitat) + quantitatif (GCRMN + Becoming) - nombre de station : 4 GCRMN, 3 Becoming, 13 VT carte habitat, +D29	Bonne	Moyenne	Moyenne	Construction d'un indicateur pertinente en se limitant à la plateforme de la côte Ouest
Platier de banc récifal + terrasse lagonaire		- qualitatif (VT carte habitat) + quantitatif (Becoming+GCRMN) - nombre de station : 1 GCRMN, 7 Becoming, 9 VT carte habitat,	Bonne	Faible	Faible	Trop hétérogène pour construire un indicateur fiable en l'état actuel des connaissances et couverture corallienne trop faible

Les habitats retenus croiseront 3 paramètres : une bonne représentativité surface de l'unité géomorphologique, la meilleure homogénéité spatiale de l'état de référence et une homogénéité de la réponse aux pressions.

Ainsi, l'habitat retenu *in fine* pour la définition d'un indicateur est la plateforme de pente externe de la côte Ouest (Figure 114, Figure 115). Pour cette plateforme il s'avérera nécessaire de définir plus précisément ses limites Nord et Sud. De plus, bien que non cartographiée, la pente externe accore de la station EU 7 est également retenue au vu de la couverture corallienne et de la diversité élevées qui caractérisent cet habitat (Figure 114, Figure 116 ; Chabanet *et al.*, 2016).



Figure 114 : Habitats sélectionnés pour la mise en œuvre de l'indicateur "benthos de substrat dur" : la plateforme de pente externe (côte Ouest) est illustrée en vert, et la station EU 7 (pente externe accore) est représentée par le point rose (au Nord).



Figure 115 (photos) : Illustration de la plateforme de pente externe de la côte Ouest.



Figure 116 (photos) : Illustration de la pente externe accore de la station EU 7.

3.4.2.2 Métriques, valeurs seuils et construction de l'indicateur

La construction des indicateurs a été réalisée en 3 étapes :

- Identification des paramètres et des métriques associées qui permettent de définir les indices ;
- Définition des limites inférieures et supérieures des 5 classes caractérisant l'état de santé pour chacune des métriques et normalisation de l'indice ;
- Croisement de l'ensemble des indices pour réaliser l'indicateur.

3.4.2.2.1 Calculs des métriques

- Indice de vitalité corallienne

L'indice (VTC) correspond au recouvrement du substrat dur (en %) par les coraux « durs » (scléractiniaires, *Heliopora*, *Tubipora*, *Millepora*) vivants.

Paramètre : Couverture coraux durs ; substrat dur

Métrique : $\% VTC = \frac{\text{Couverture coraux durs} \times 100}{\text{Couverture substrat dur}}$

Condition de représentativité : l'indice ne sera calculé et incorporé à l'indicateur que si le substrat dur représente au minimum 20% de la superficie ou du linéaire échantillonné (quadrat, transect) sur la station.

Si la condition de représentativité n'est pas remplie et que l'indice de vitalité corallienne ne peut être calculé, au vu du poids prépondérant de cet indice, l'indicateur ne pourra être appliqué.

- Indice Acropores

L'indice (ACR) correspond à la proportion (en %) d'Acropores dans le peuplement de coraux durs vivants.

Paramètre : Couverture coraux durs ; couverture en Acropores

Métrique : $\% ACR = \frac{\text{Couverture Acropores absolue} \times 10}{\text{Couverture coraux durs}}$

Condition de représentativité : l'indice ne sera calculé et incorporé à l'indicateur que si le peuplement de coraux durs représente au minimum 10 % de la superficie ou du linéaire échantillonné (quadrat, transect) sur la station.

- Indice Acropores branchus

L'indice (ACB) correspond à la proportion (en %) d'Acropores branchus dans le peuplement d'Acropores vivants.

Paramètre : Couverture ACB ; couverture ACS, couverture en Acropores

Métrique : $\% ACB = \frac{(\text{Couverture ACB absolue}) \times 100}{\text{Couverture Acropores absolue}}$

Condition de représentativité : l'indice ne sera calculé et incorporé à l'indicateur que si le peuplement de coraux Acropores représente au minimum 5 % de la superficie ou du linéaire échantillonné (quadrat, transect) sur la station.

- Indice Acropores tabulaires

L'indice (ACT) correspond à la proportion (en %) d'Acropores tabulaires dans le peuplement d'Acropores vivants.

Paramètre : Couverture ACT ; couverture en Acropores

Métrique : $\% ACD = \frac{\text{Couverture ACT absolue} \times 10}{\text{Couverture Acropores absolue}}$

Condition de représentativité : l'indice ne sera calculé et incorporé à l'indicateur que si le peuplement de coraux Acropores représente au minimum 5% de la superficie ou du linéaire échantillonné (quadrat, transect) sur la station.

- Indice Pocillopores

L'indice (POC) correspond à la proportion de *Pocillopora* spp. dans le peuplement de coraux durs vivants non Acropores.

Paramètre : Couverture Pocillopora ; couverture en coraux durs non Acropores ;

Métrique : % POC =
$$\frac{\text{Couverture absolue Pocillopora} \times 100}{\text{Couverture coraux durs non Acropores}}$$

Condition de représentativité : l'indice ne sera calculé et incorporé à l'indicateur que si le peuplement de coraux durs non Acropores représente au minimum 5% de la superficie ou du linéaire échantillonné (quadrat, transect) sur la station.

- Indice coraux Non Acropores Branchus (*Porites* profonds)

L'indice (NABP) correspond à la proportion de coraux non Acropores branchus (*P. profundus*) dans le peuplement de coraux durs vivants non Acropores.

Paramètre : Couverture *Porites profundus* ; couverture en coraux durs non Acropores ;

Métrique : % PSM =
$$\frac{\text{Couverture absolue Porites submassif} \times 100}{\text{Couverture coraux durs non Acropores}}$$

Condition de représentativité : l'indice ne sera calculé et incorporé à l'indicateur que si le peuplement de coraux durs non Acropores représente au minimum 5% de la superficie ou du linéaire échantillonné (quadrat, transect) sur la station.

- Indice Millépores

L'indice (CME) correspond à la proportion de *Millepora* spp. dans le peuplement de coraux durs vivants non Acropores.

Paramètre : Couverture Millépores ; couverture en coraux durs non Acropores

Métrique : % CME =
$$\frac{\text{Couverture absolue Millépores} \times 100}{\text{Couverture coraux durs non Acropores}}$$

Condition de représentativité : l'indice ne sera calculé et incorporé à l'indicateur que si le peuplement de coraux durs non Acropores représente au minimum 5% de la superficie ou du linéaire échantillonné (quadrat, transect) sur la station.

- Indice Algues calcaires

L'indice (AC) correspond à la couverture absolue d'algues calcaires encroûtantes (type mélobiésées) ramenée au substrat dur disponible (substrat dur sans la couverture corallienne) et au débris.

Paramètre : Couverture algues calcaires encroûtantes ; couverture en coraux durs ; couverture substrat dur, couverture en débris

Métrique : % AC =
$$\frac{\text{Couverture absolue algues calcaires} \times 100}{\text{Couverture substrat dur+débris}-\text{couverture coraux durs}}$$

Condition de représentativité : l'indice ne sera calculé et incorporé à l'indicateur que si le substrat dur non colonisé par les coraux et les débris représente au minimum 10% de la superficie ou du linéaire échantillonné (quadrat, transect) sur la station.

- Indice Algues dressées

L'indice (AD) correspond à la couverture absolue d'algues dressées (FMA+HMA), ramenée au substrat dur disponible (substrat dur sans la couverture corallienne) et au débris et sable.

Paramètre : Couverture algues dressées; couverture en coraux durs ; couverture substrat dur, couverture en débris ; couverture en sable.

Métrique : % AD =
$$\frac{\text{Couverture algues dressées} \times 100}{\text{Couverture substrat dur+débris+sabl} - \text{couverture coraux durs}}$$

Condition de représentativité : l'indice ne sera calculé et incorporé à l'indicateur que si le substrat dur non colonisé par les coraux et les débris et sable représente au minimum 10% de la superficie ou du linéaire échantillonné (quadrat, transect) sur la station.

- Indice Coraux mous

L'indice (SC) correspond à la couverture absolue de coraux mous ramenée au substrat dur disponible (substrat dur sans la couverture corallienne).

Paramètre : Couverture coraux mous; couverture en coraux durs ; couverture substrat dur

Métrique : $\% SC = \frac{\text{Couverture coraux mous} \times 100}{\text{Couverture substrat dur} - \text{couverture coraux durs}}$

Condition de représentativité : l'indice ne sera calculé et incorporé à l'indicateur que si le substrat dur non colonisé par les coraux représente au minimum 10% de la superficie ou du linéaire échantillonné (quadrat, transect) sur la station.

3.4.2.2.2 Choix des métriques de l'indicateur et valeurs seuils

Les métriques et valeurs seuils sont indiquées dans le Tableau 40 et le Tableau 41. Elles ont été définies en fonction des peuplements benthiques sessiles de chacun des habitats dont la caractérisation est basée sur les données des stations d'échantillonnage et le dire d'experts.

Ces valeurs seuils devront être affinées en fonction des résultats des premières campagnes, les données disponibles à l'heure actuelle étant trop restreintes pour obtenir un indicateur stabilisé.

Enfin, il est à noter que le passage de la classe d'état médiocre à mauvais ne résulte pas tant d'une dégradation des peuplements coralliens que de conditions peu propices à une résilience rapide d'un état dégradé.

Tableau 40 : Métriques et valeurs seuils pour l'habitat : plateforme de pente externe de la côte Ouest (profondeur 5-10 m).

Indice	Classe 1 : Très bon état [0,1]	Classe 2 : Bon état [1,2]	Classe 3 : Etat moyen [2,3]	Classe 4 : Etat médiocre [3,4]	Classe 5 : Mauvais état [4,5]
Vitalité (VTC)	[95,75]	[75,60] ou [95,100]	[60,40]	[40,15]	[15,0]
Acropore (ACR)	[35,25]	[25,15] ou [35,40]	[15,5] ou [40,60]	[5,2] ou [60,100]	[2,0]
Acropore branchu (ACB)	[60,40]	[40,30] ou [60,80]	[80,100] ou [30,20]	[20,10]	[10,0]
Acropores tabulaire (ACT)	[60,40]	[40,30] ou [60,80]	[80,100] ou [30,20]	[20,10]	[10,0]
Pocillopora	[5,10]	[10,20] ou [5,3]	[20,30] ou [3,0]	[30,50]	[50,100]
Millepore (CME)	[5,10]	[10,15] ou [5,3]	[15,25] ou [3,0]	[25,50]	[50,100]
Algue calcaire encroûtante (AC)	[70,50]	[50,40] ou [70,85]	[40,20] ou [85,100]	[20,10]	[10,0]
Algue dressée (AD)	[5,10]	[5,0] ou [10,20]	[20,30]	[30,50]	[50,100]
C Mou (SC)	[5,10]	[5,0] ou [10,20]	[20,30]	[30,50]	[50,100]

Tableau 41 : Métriques et valeurs seuils pour l'habitat pente externe accore de la station EU 7 (profondeur 5-10 m).

Métrique	Classe 1 : Très bon état [0,1]	Classe 2 : Bon état [1,2]	Classe 3 : Etat moyen [2,3]	Classe 4 : Etat médiocre [3,4]	Classe 5 : Mauvais état [4,5]
Vitalité (VTC)	[90,70]	[70,50] ou [90,100]	[50,30]	[30,15]	[15,0]
Acropore (ACR)	[15,5]	[40,15] ou [5,3]	[40,60] ou [3,0]	[60,80]	[80,100]
Non Acropore branchu (P. profundus) (NABP)	[25,15]	[25,40] ou [15,10]	[40,70] ou [10,5]	[70,90] ou [5,3]	[90,100] ou [3,0]
Pocillopora (POC)	[20,10]	[20,40] ou [10,5]	[40,70] ou [5,0]	[70,90] ou [5,0]	[90,100]
Millepore (CME)	[5,15]	[15,20] ou [5,0]	[20,30]	[30,50]	[50,100]
Algue dressée (AD)	[0,5]	[5,10]	[10,20]	[20,40]	[40,100]
Algue calcaire (AC)	[60,40]	[60,85] ou [40,30]	[85,100] ou [30,20]	[20,10]	[10,0]
C Mou (SC)	[10,20]	[20,40] ou [10,5]	[40,60] ou [5,0]	[60,80]	[80,100]
C Mou (Lemnalia, Coelogorgia, Cespitulania, Paralemnalia) (CCLP)	[10,20]	[20,40] ou [10,5]	[40,60] ou [5,0]	[60,80]	[80,100]
C Mou (SC)	[0,5]	[5,10]	[10,20]	[20,25]	[25,100]
Acropore digité (ACD)	[40,60]	[40,30] ou [60,80]	[30,20] ou [80,100]	[20,10]	[10,0]

3.4.2.2.3 Limites des classes d'état pour chacun des indices et leur normalisation

La normalisation des indices se fait de deux manières inverses selon que la métrique est améliorante (c'est-à-dire que lorsque son pourcentage augmente, l'état de santé s'améliore) ou déclassante (lorsque son pourcentage augmente, l'état de santé se dégrade, Figure 117). En outre, certaines métriques peuvent être améliorantes jusqu'à un certain seuil, puis déclassantes au-delà.

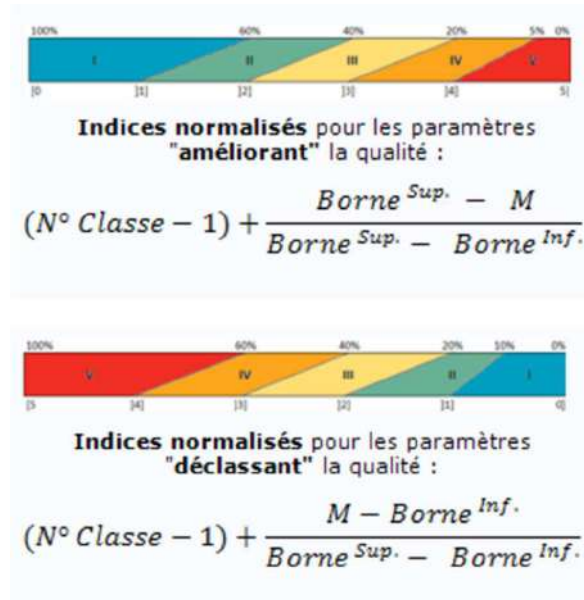


Figure 117: Normalisation de l'indice par classe à partir de la métrique (M). En haut, normalisation pour une métrique « améliorante », et en bas pour une métrique « déclassante » (extrait GT DCE Réunion).

Remarque : Pour les classes I (très bon état) de paramètres "déclassant" qui ont une borne inférieure supérieure à 0 et les classes I de paramètres "améliorant" qui ont une borne supérieure inférieure à 100 le calcul est:

$$(N^{\circ} \text{ classe} - 1) + \frac{2 \times \text{valeur absolue}\left(\frac{\text{Borne sup} + \text{Borne inf}}{2}\right) - M}{\text{Borne sup} - \text{borne inf}}$$

3.4.2.2.4 Indicateurs pour les deux habitats retenus

Les deux habitats retenus concernent la plateforme de pente externe Ouest (5-10 m) et la station EU 7 (pente accore de pente externe).

Le traitement des données et les résultats des indicateurs ont servi pour la définition des métriques et des valeurs seuils. Ils sont présentés ici comme données illustratives, et ne peuvent avoir, avant consolidation de l'indicateur, de vocation d'aide à la décision ou être utilisés dans le cadre de l'évaluation d'un état de santé formel.

La signification écologique des différents indices n'est pas homogène : certains indices retranscrivent mieux que d'autres la qualité du peuplement benthique corallien et représentent de meilleures sentinelles pour déceler des évolutions, positives ou négatives, de cet état de santé. C'est en particulier le cas de la vitalité corallienne, de la proportion d'Acropores au sein du peuplement corallien qui représentent les paramètres caractéristiques de

l'état de référence (i.e. très bon état "pristine"). Il est donc nécessaire de donner plus de "poids" à ces indices. Des coefficients de pondération ont donc été appliqués aux différents indices en fonction de leur contribution au "bon" ou au "mauvais" état.

- Indicateur de l'habitat « plateforme de pente externe (profondeur 5-10 m) »

L'indicateur est construit comme la somme des différents indices pondérés par un poids attribué à chacun (Tableau 42).

Tableau 42 : Poids attribué à chaque indice de l'habitat.

Indice	Poids
Vitalité (VTC)	14
Acropore (ACR)	7
Acropore branchu (ACB)	3
Acropores tabulaire (ACT)	3
Pocillopora	2
Millepore (CME)	2
Algue calcaire encroûtante (AC)	1
Algue dressée (AD)	1
C Mou (SC)	1

Cet indicateur a été testé sur les stations GCRMN EU 3 et EU 4 pour les années 2011 et 2016 (Figure 43, Tableau 43). Toutefois, vu le faible nombre de données et le caractère évolutif de l'indicateur, toute interprétation se révélerait hasardeuse.

Tableau 43 : Métriques, indices et indicateur calculés sur les stations EU 3 en 2011 et 2016 et EU 4 en 2011 (plateforme de pente externe, profondeur 5-10 m). En italique les métriques non converties en indice car ne satisfaisant pas aux conditions de représentativité.

Métrique	Europa 3 2011	Europa 3 2016	Europa 4 2011	Indice	Europa 3 2011	Europa 3 2016	Europa 4 2011
Vitalité (VTC)	78.0	73.4	82.3	Indice VTC normalisé	0.7	1.1	0.3
Acropore (ACR)	4.7	15.7	30.2	Indice ACR normalisé	3.1	1.9	0.0
Acropore branchu (ACB)	70.9	33.8	56.4	Indice ACB normalisé		1.6	0.6
Acropore tabulaire (ACT)	3.5	39.7	1.1	Indice ACT normalisé		1.0	4.9
Pocillopore POC	12.0	6.4	3.8	Indice POC normalisé	1.2	0.4	1.6
Millépores (CME)	4.8	16.6	2.2	Indice CME normalisé	1.0	1.3	1.6
Algue calcaires (AC)	40.0	34.2	83.5	Indice AC normalisé	1.998	2.3	1.9
Algues dressées (AD)	24.7	37.1	14.2	Indice AD normalisé	2.5	3.4	1.4
Corail Mou (SC)	26.6	28.6	5.7	Indice SC normalisé	4.0	4.0	2.1
INDICATEUR SUBSTRAT DUR HABITAT PLATEFORME DE PENTE EXTERNE					1.70	1.4	0.8

- Indicateur de l'habitat de la station EU 7 (pente accore de pente externe)

L'indicateur est construit comme la somme des différents indices pondérés par un poids attribué à chacun (Tableau 44).

Tableau 44 : Poids attribué à chaque indice de l'habitat pente accore de pente externe de la station EU 7.

Métrique	Poids
Vitalité (VTC)	15
Acropore (ACR)	4
Non Acropore branchu (P. profundus)	4
Pocillopora (POC)	4
Millepore (CME)	2
Algue dressée (AD)	1
Algue calcaire (AC)	1
C Mou (SC)	2

Cet indicateur a été testé sur la station GCRMN EU 7 pour les années 2011 et 2016 (Tableau 45). Toutefois, vu le faible nombre de données et le caractère évolutif de l'indicateur, toute interprétation se révélerait hasardeuse.

Tableau 45 : Métriques, indices et indicateur calculés sur la station GCRMN EU 7 (pente externe accore, prof. 5-1 0m) pour les années 2011 et 2016.

Métrique	Europa 7 2011	Europa 7 2016	Indice	Europa 7 2011	Europa 7 2016
Vitalité (VTC)	60.0	64.3	Indice VTC normalisé	1.5	1.3
Acropore (ACR)	6.4	3.6	Indice ACR normalisé	0.7	1.7
Non Acropore branchu (P. profundus) (NABP)	26.7	18.5	Indice NAPB normalisé	1.1	0.3
Pocillopora (POC)	23.1	13.5	Indice POC normalisé	1.2	0.3
Millepore (CME)	10.7	15.5	Indice CME normalisé	0.1	1.1
Algue dressée (AD)	0.0	0.0	Indice AC normalisé	0.0	0.0
Algue calcaire (AC)	27.7	46.5	Indice AD normalisé	2.2	0.4
C Mou (SC)	22.2	54.6	Indice SC normalisé	1.1	2.7
INDICATEUR SUBSTRAT DUR HABITAT PENTE EXTERNE ACCORE				1.2	1.1

3.4.2.3 Proposition de méthode d'échantillonnage

3.4.2.3.1 Plan d'échantillonnage

Au vu de la superficie et de l'homogénéité des communautés de chacun des habitats, il est préconisé de réaliser *a priori* le nombre de stations suivant :

- Habitat "plateforme de pente externe " : 10 -15 stations
- Habitat "pente externe accore, station EU 7" : il conviendrait de préciser cet habitat et sa superficie en faisant une vérité terrain rapide lors de la première campagne.

Un suivi annuel est bien sûr optimal. Cependant, si cela s'avère trop contraignant, un suivi en routine tous les 2 ou 3 ans peut être envisagé à condition d'assurer en complément un suivi des phénomènes exceptionnels (cyclone, blanchissement massif, pullulation d'*Acanthaster planci*, etc) afin de caractériser précisément les impacts de ces phénomènes.

3.4.2.3.2 Méthode d'échantillonnage proposée

Afin de limiter les contraintes logistiques, il est proposé de réaliser le suivi sans obligation d'avoir recours à la plongée sous-marine, les profondeurs des stations le permettant (entre 5 et 13 m). Ainsi, les stations pourront être échantillonnées à l'aide de photo-quadrats d'1 m² en apnée (Figure 118), ou pour les stations les plus profondes, directement depuis la surface avec une prise de vue commandée depuis le navire, cette dernière méthode appelant néanmoins quelques remarques. En effet, un échantillonnage en apnée ou tout du moins un positionnement des photo-quadrats par un apnéiste est largement préférable afin (1) d'avoir une meilleur représentativité de l'habitat et d'éviter au maximum les zones trop importantes de débris ou de sable par exemple et (2) de limiter la casse ou la perte du matériel. En outre, des photo-quadrats prises depuis la surface privent les échantillonneurs de la vision globale de l'habitat et des éventuelles observations se révélant par la suite pertinentes pour expliquer une évolution de l'indicateur. Il conviendra ainsi de noter *in situ* les caractéristiques générales de l'habitat.

Pour les premières campagnes, il est recommandé de réaliser 20 quadrats par station.

Le temps d'échantillonnage est compris entre 30 et 60 minutes par station, en fonction de l'expérience des échantillonneurs, des conditions météorologiques et de la profondeur.

Pour des questions de sécurité, cette méthode nécessite 2 personnes dans l'eau.

Bien que cette technique permette de s'affranchir de l'obligation de plongée sous-marine en scaphandre autonome, ce qui représente un réel avantage en terme de nombre de stations réalisables par journée de terrain, le traitement des données a posteriori via un logiciel de type "CPCe" (Figure 118) est en revanche chronophage.

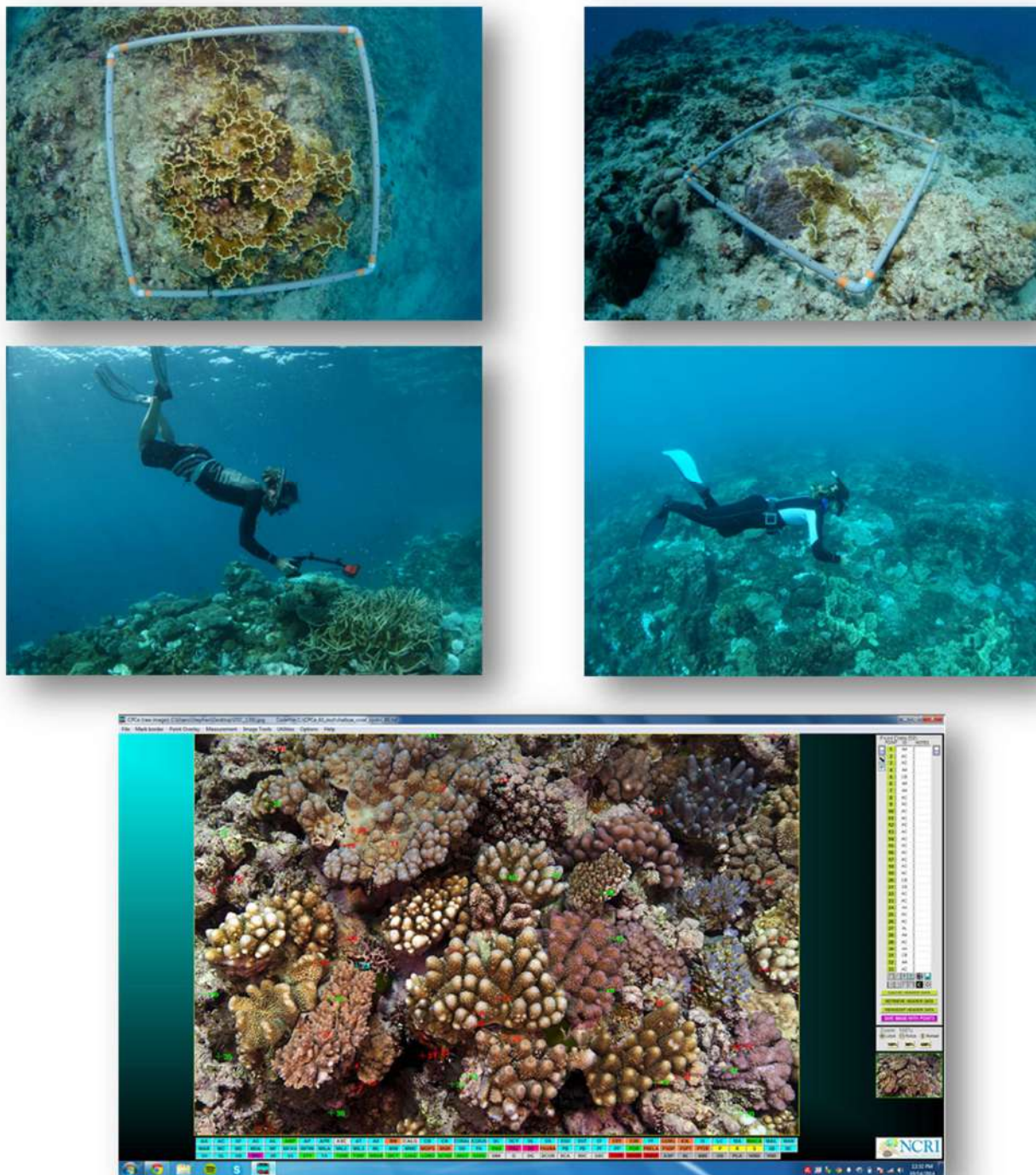


Figure 118 (photos) : Illustration de méthode de suivi en apnée à l'aide de photo quadrats et illustration du logiciel CPCe (en bas, © *living ocean foundation*).

3.4.2.4 Conclusion

➤ Optimisation des indicateurs

Au vu des données disponibles, somme toute assez restreintes, pour construire les indicateurs, il est clair que l'exploitation des données des prochaines campagnes d'échantillonnage permettra d'affiner sensiblement les indicateurs par l'ajustement des valeurs seuils et des poids de chaque indice.

Ainsi, il est important de garder à l'esprit que même si la méthode de construction et de calcul de l'indicateur est stabilisée, l'indicateur devra nécessairement être affiné dans le temps, au moins au terme des premiers suivis. Il ne peut donc pas être utilisé en l'état.

➤ Optimisation du plan d'échantillonnage

Les premières campagnes devront permettre d'optimiser le plan d'échantillonnage notamment sur les points suivants :

- Nombre de stations à échantillonner par habitat (en fonction de la moyenne et écart type de l'indicateur mais également en fonction de la précision des différences que l'on souhaite pouvoir déceler) ;
- Positionnement sur les différents faciès de l'habitat ;
- Meilleure délimitation spatiale des habitats (pour l'habitat pente accore de pente externe) avec la possibilité de regrouper plusieurs habitats (pour la plateforme de pente externe partie Ouest 5 -10 m).

Ainsi, pour les premières campagnes, il est primordial d'avoir sur le terrain une personne expérimentée pour spatialiser plus précisément les habitats et en regrouper certains le cas échéant. Il sera également nécessaire de définir précisément les faciès à suivre dans les habitats et acquérir des données spécifiques pour affiner les indicateurs.

3.4.3 Approche basée sur les structures de taille et d'abondance des peuplements ichthyologiques

3.4.3.1 Cas de Mayotte

3.4.3.1.1 Distribution des tendances

La série de données temporelles pour deux espèces est incomplète (*Aulostomus chinensis* et *Sufflamen chrysopteron*) pour être analysée. Deux espèces sur les trois restantes ont une série temporelle homogène entre site. L'espèce *Cephalopholis argus* a été échantillonnée sur toutes les années. L'espèce *Naso elegans* a été échantillonnée sur 4 années (2008, 2011, 2013 et 2016). Concernant l'espèce *Epibulus insidiator*, certaines années n'ont pas été échantillonnées, principalement à Saziley. La structure de taille a ainsi été étudiée sur seulement 3 espèces classées comme prioritaires (*Cephalopholis argus*, *Naso elegans* et *Epibulus insidiator*).

Les résultats des distributions des densités de classes de taille en regroupant toutes les familles montrent une distribution normale dominée par les tailles moyennes. Néanmoins, il semblerait que l'année 2005 fut une année particulière puisqu'une augmentation des petites classes de taille est observée. L'année 2008 montre une tendance inverse avec des grandes classes de taille plus importantes. Concernant les différences entre structures géomorphologiques, les récifs intermédiaires semblent avoir autant de classes de taille moyenne que de petite.

Les résultats sur les 5 familles sélectionnées (Figure 119) révèlent des densités plus importantes sur un site (Passe en S extérieur = récif barrière). Les densités moins élevées en 2005, 2008 et 2013 proviennent d'un effort d'échantillonnage moins important. Ces résultats ne sont pas étonnants puisque la « Passe en S » est le site le

plus remarquable des récifs de Mayotte, aussi bien en terme de qualité des paysages, recouvrement corallien et présence d'espèces de haut niveau trophique (voir les résultats de la page 63, rapport de prestation ARBRE). La différence entre les années est difficile à interpréter à cause des larges intervalles de confiance et d'un effort d'échantillonnage inégal, mais cela pourrait provenir des fluctuations naturelles du recrutement larvaire et du succès d'intallation des jeunes recrues sur le récif.

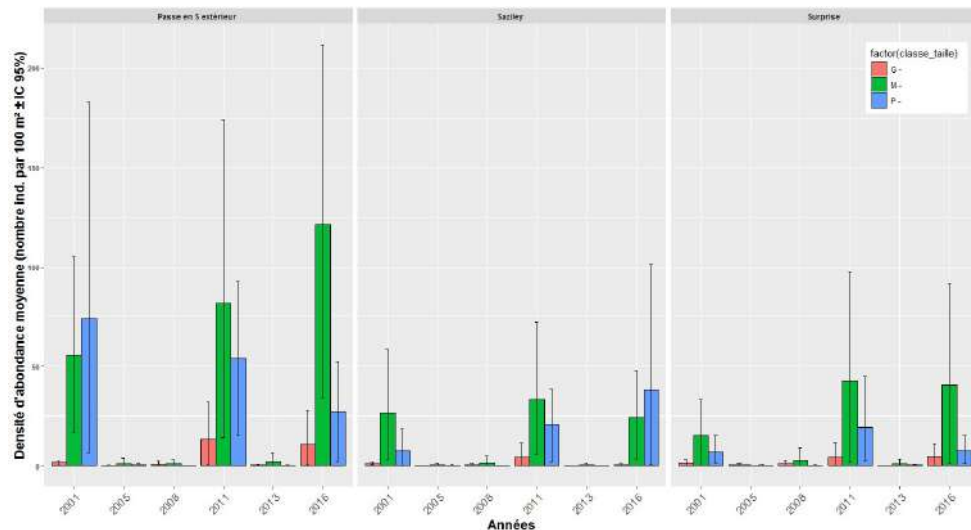


Figure 119 : Densité d'abondance moyenne (nombre d'individu par 100 m² ± IC 95%) pour chaque classe de taille (grande (G), moyenne (M) et petite (P)) par an et site géographique sur les 5 familles de poissons sélectionnées et regroupées à Mayotte (A1). IC 95% avec 1000 *bootstrap*.

Pour finir, les différences entre espèces et sites géographiques (Figure 120) montrent une bonne répartition des 3 classes de taille sur une espèce, *Cephalopholis argus* (mérrou céleste). Cette espèce est un prédateur piscivore de haut niveau trophique connue pour son rôle régulateur dans les écosystèmes coralliens (Bellwood *et al.*, 2011; Mouillot *et al.*, 2014). Elle est également un indicateur de la pression de pêche puisque les mérours sont des espèces ciblées par les pêcheurs à Mayotte. Concernant l'espèce *Aulostomus chinensis* (poisson-trompette) et *Epibulus insidiator* (labre à long museau), les grandes classes de taille ont disparu sur les 3 types de récifs. Selon l'UICN, *Aulostomus chinensis* décline dans de nombreuses zones océaniques mais pour *Epibulus insidiator* la tendance n'est pas connue. *Epibulus insidiator* est une espèce dont la famille fait partie de l'une représentative des 3 structures géomorphologiques des récifs. La présence des nombreuses petites classes de taille pourrait être un indicateur de la dégradation de l'ensemble des milieux récifaux à Mayotte et/ou de la pression de pêche sur les plus grandes tailles. Concernant le chirurgien *Naso elegans* (licorne à épine orange), les individus de grandes et moyennes tailles se trouvent sur le récif barrière et les petits individus sur les récifs intermédiaires et frangeants. Cette tendance est observée sur de nombreuses familles dont les Acanthuridae, les récifs frangeants étant des zones de nurseries et de protection contre les prédateurs pour les petits poissons.

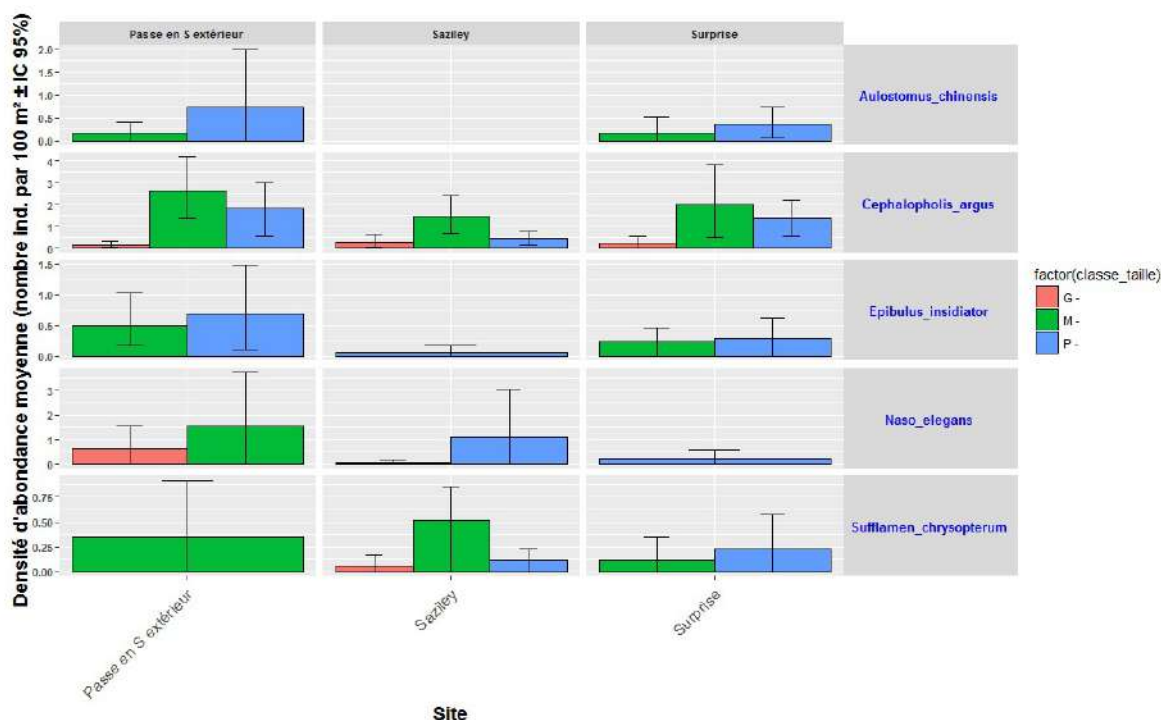


Figure 120 : Densité d'abondance moyenne (nombre d'individu par 100 m² ± IC 95%) pour chaque classe de taille (grande (G), moyenne (M) et petite (P)) par an, site géographique et les 5 espèces de poissons sélectionnées à Mayotte (A1). IC 95% avec 1000 *bootstrap*.

3.4.3.1.2 Analyses factorielles

Nous avons utilisé les données dont la répartition était homogène et la quantité la plus importante, soit 3 espèces (*Cephalopholis argus*, *Naso elegans* et *Epibulus insidiator*) et 3 familles (Acanthuridae, Labridae, et Serranidae). Pour rappel, les Labridae (*Epibulus insidiator*) sont représentatifs des 3 structures géomorphologiques alors que les 2 autres familles et espèces sont plus représentatives des récifs barrières.

Une Analyse Factorielle Multiple (AFM) a été utilisée pour mieux cibler les variables explicatives puisqu'elle est une synthèse de l'ACP (Analyse en Composantes Principales) et l'ACM (Analyse des Correspondances Multiples) en généralisant sur des variables hétérogènes.

Quelle que soit la famille et l'espèce, la variable biotope est proche de la variable site. Néanmoins les deux premiers axes sont les plus informatifs en prenant les structures géomorphologiques, plutôt que les sites ou les deux (exemple des pourcentages de deux axes avec la famille Acanthuridae : 18.9% avec les sites contre 54.8% avec les structures géomorphologiques et 26.9% avec les deux). Sur l'ensemble des analyses, la variable densité est fortement influencée par la variable temporelle (année) particulièrement pour les Labridae, excepté pour les Serranidae avec l'espèce *Cephalopholis argus*. L'espèce *Naso elegans* a la variable année plus proche de celle du biotope que celle de la densité. La profondeur semble jouer un rôle important dans la distribution des classes de taille.

Concernant les résultats sur les familles sélectionnées, les Acanthuridae ont les grands et moyens individus principalement au niveau des récifs barrières alors que les petits individus se retrouvent au niveau des récifs frangeants. De même les Labridae ont les grands individus au niveau des récifs barrières, ce qui met en avant le rôle de nurserie joué par les récifs frangeants. Pour les Serranidae, les classes de taille semblent plus liées à la variable profondeur que biotope. Ce résultat est peut être lié au fait que l'effort de pêche est plus fort sur cette famille ; de ce fait les mérous de plus grande taille se retrouvent davantage à des profondeurs plus fortes car moins accessibles à la pêche.

Pour finir, les résultats sur les espèces sélectionnées montrent que les grands individus de *Cephalopholis argus* et les moyens d'*Epibulus insidiator* (pas de grande classe de taille pour cette espèce) ainsi que *Naso elegans* se retrouvent plus dans les récifs barrières, mettant en avant une fois de plus le rôle de nurserie joué par les récifs frangeants.

3.4.3.1.3 Modélisation

Les modèles (lm, glm et gam) ont été construits pour expliquer la densité par classes de taille. Les variables explicatives testées sont les classes de taille, années, structures géomorphologiques et profondeurs (densité ~ an * biotope * prof_max * classe_taille, ou densité ~ an + biotope + prof_max + classe_taille). Pour l'ensemble des 3 familles et 3 espèces sélectionnées, la distribution la plus appropriée suit une loi Gamma logarithmique (AIC le plus faible). Une loi normale logarithmique aurait aussi pu être appliquée.

Le manque de données nous a obligés à garder l'ensemble des sites (pas de sélection sur les 3 sites dont la distribution des données temporelles était homogène). Seules les densités supérieures à zéro ont été analysées car les valeurs manquantes et nulles ne sont pas distinguées dans les bases de données.

Nous avons comparé les modèles linéaires (lm et glm) et additifs généralisés (gam) pour chaque famille et espèce. Les résultats présentés sont fonction du modèle dont l'AIC était le plus faible et les résidus les plus normalement distribués. Les résultats synthétisés dans le Tableau 46 montrent que les variables accessibles expliquent faiblement les variations de densité de classes de taille. D'autres facteurs qui n'ont pas été révélés semblent jouer fortement sur les densités.

Concernant la fluctuation temporelle de la densité, l'espèce *Cephalopholis argus* semblent diminuer sur toutes les classes de taille au cours des années, et *Naso elegans* semblent avoir une augmentation des petites classes de taille. Ce dernier résultat est cohérent avec les résultats sur sa famille taxonomique (Acanthuridae) puisqu'on peut observer l'augmentation des petites et moyennes tailles contre une diminution des grandes tailles au cours des années. Il met probablement en avant un effort de pêche constant ciblant en priorité les grands individus et déséquilibrant la structure de certaines populations ciblées.

Tableau 46 : Synthèse des résultats des modèles sur les 3 familles et espèces étudiées à Mayotte. La déviance explicative (D.E) est exprimée en pourcentage (%).

	Sélection	Variables significatives	Meilleur modèle	Distribution des résidus	DE (%)	Effets significatifs	Nombre de données
Famille	Acanthuridae	an classes de taille	lm(log(densite) ~ an + biotope + prof_max + classe_taille, data = Data)	Moyenne	NA	Augmentation de petites et moyennes tailles avec les années.	1104
	Labridae	Aucun	gam(densite~an*biotope*prof_max*classe_taille,data=Data, family=Gamma(link = "log"))	Moyenne	28.6	Aucun	1794
	Serranidae	Aucun	gam(densite~an*biotope*prof_max*classe_taille,data=Data, family=Gamma(link = "log"))	Mauvaise	38.8	Aucun	519
Espèce	Cephalopholis argus	Années	gam(densite~an+biotope+prof_max+classe_taille,data=Data, family=Gamma(link = "log"))	Moyenne	10.2	Diminution de la densité avec les années	180
	Epibulus insidiator	Aucun	gam(densite~an+biotope+prof_max+classe_taille,data=Data, family=Gamma)	Mauvaise	11.5	Aucun	60
	Naso elegans	classes de taille Profondeur	gam(densite~an+biotope+prof_max+classe_taille,data=Data, family=Gamma(link = "log"))	Moyenne+	16.2	Les petites classes de taille augmentent. Les densités augmentent avec la profondeur.	66

3.4.3.2 Cas des îles Eparses

3.4.3.2.1 Distribution des tendances

Les Acanthuridae et Serranidae sont répartis sur l'ensemble des structures géomorphologiques, alors que les Carangidae ne se retrouvent jamais sur les platiers. Acanthuridae est la seule famille retrouvée sur l'ensemble des profondeurs maximales échantillonnées. Elle a donc une large répartition spatiale. Sur les deux espèces d'Acanthuridae sélectionnées aux îles Eparses, *Naso elegans* est celle dont la répartition spatiale est la plus large. Au regard de la variabilité temporelle des données, seuls les sites Glorieuses et Juan de Nova contiennent plusieurs années. Les autres sites ont une année (Bassas da India et Tromelin), voire deux années (Europa) seulement.

Les densités d'abondance par classes de taille sur la totalité des familles ichthyologiques révèlent des distributions normales pour toutes les îles (avec les classes moyennes plus abondantes) sauf pour Tromelin pour laquelle les grandes tailles sont plus nombreuses. Elles montrent également une distribution normale avec des

classes de taille moyenne les plus abondantes. Les densités augmentent avec les années sans que ça soit un effet du nombre d'observations.

Les densités d'abondance par classes de taille sur les 4 familles sélectionnées révèlent également des distributions normales pour toutes les îles ; à l'exception des Carangidae et Ludjanidae sur le platier des Glorieuses et les Serranidae sur la pente externe des Glorieuses où les petites tailles sont plus abondantes (Figure 121). Tromelin et le platier de Bassas da India sont les sites contenant le moins de données et les distributions ne peuvent pas être interprétées. Les Serranidae et Acanthuridae sont les deux familles ayant les densités les plus élevées. Malgré un regroupement des sites pour améliorer la quantité des données, seule l'année 2011 contient suffisamment de données pour estimer les variances autour des estimateurs.

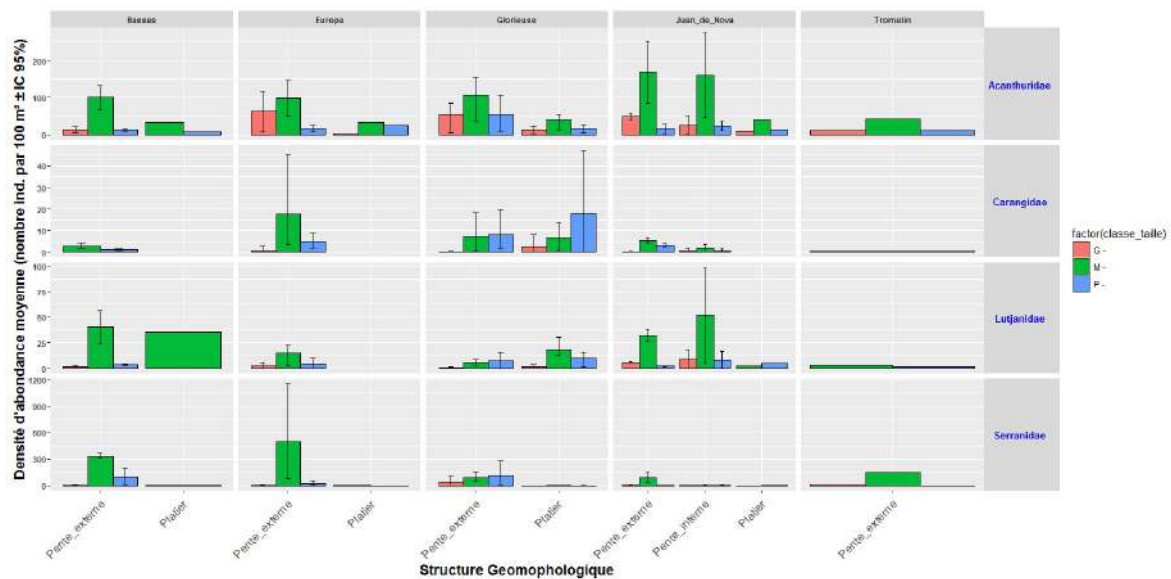


Figure 121 : Densité d'abondance moyenne (nombre d'individu par 100 m² ± IC 95%) pour chaque classe de taille (grande (G, rose), moyenne (M, vert) et petite (P, bleu)) par site, structure géomorphologique et famille sélectionnée aux îles Eparses (A2). IC 95% avec 1000 *bootstrap*.

Les densités d'abondance moyennes par classes de taille sur les 5 espèces sélectionnées (Figure 122) révèlent de nombreux petits individus pour l'espèce *Acanthurus leucosternon* sur toutes les îles des Eparses. L'espèce *Naso elegans* (espèce avec la répartition spatiale la plus large selon les données) a plus d'individus de grandes tailles à Bassas de Indian et Europa. C'est également la seule espèce ayant une distribution normale aux Glorieuses. *Cephalopholis urodeta* est principalement représenté par des classes de taille moyenne. Pour finir, *Lutjanus bohar* a ses densités les plus fortes sur la classe moyenne à Europa et Juan de Nova. Malgré un regroupement des sites pour augmenter la quantité de données, elles restent insuffisantes pour effectuer des statistiques de distributions robustes.

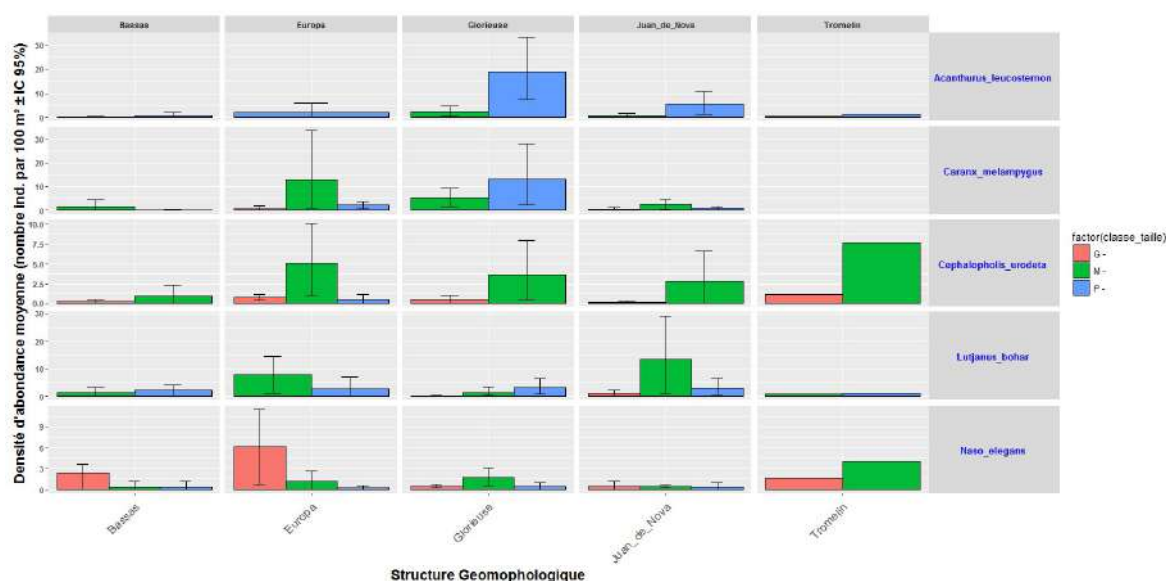


Figure 122 : Densité d'abondance moyenne (nombre d'individu par 100 m² ± IC 95%) pour chaque classe de taille (grande (G, rose), moyenne (M, vert) et petite (P, bleu)) par site, structure géomorphologique et espèce sélectionnée aux Eparses (A2). IC 95% avec 1000 *bootstrap*.

3.4.3.2.2 Analyses factorielles

Les AFM ont été effectuées sur les 5 espèces (*Acanthurus leucosternon*, *Caranx melampygus*, *Cephalopholis urodeta*, *Lutjanus bohar*, et *Naso elegans*) et 4 familles (Acanthuridae, Carangidae, Lutjanidae, et Serranidae) sélectionnées. Nous pensions au départ travailler sur les sites qui comprenaient une série temporelle de plus de deux années (Glorieuses et Juan de Nova). Néanmoins, l'analyse multifactorielle a révélé que les structures géomorphologiques et les sites étaient très proches quelque soit la famille et les espèces étudiées. Les deux premiers axes sont les plus informatifs en prenant la structure géomorphologique, plutôt que la variable site ou les deux variables. Par exemple les pourcentages des deux axes avec la famille Acanthuridae font un total de 56.3% avec les structures géomorphologiques contre 41.1% avec les sites et 37.9% avec les deux variables. Regrouper les sites des îles Eparses et travailler sur les structures géomorphologiques est ainsi plus informatif.

Concernant les résultats sur les familles sélectionnées, les Acanthuridae ont les grands individus principalement sur la pente externe, les petits sur le platier et les moyens sur la pente interne. Pour les Carangidae, les classes de taille semblent plus influencées par la variable temporelle (années) que la structure géomorphologique. Les Lutjanidae auraient leurs grandes classes de taille influencée par les années sur la pente et ceci aurait une répercussion sur leurs densités globales en pente externe.

Pour finir, les résultats sur les espèces sélectionnées montrent qu'il n'y a plus de grandes classes de taille chez *Acanthurus leucosternon* et la variable année influence toute les espèces avec des densités qui varient en fonction des profondeurs. Les structures géomorphologiques peuvent jouer sur les densités de certaines espèces. C'est le cas des grandes classes de taille de *Caranx melampygus* et *Lutjanus bohar*, ainsi que des grandes et petites classes de taille de *Cephalopholis urodeta*. Pour *Naso elegans* les grands individus sont principalement sur la pente externe et les petits sur le platier. Le platier semble jouer un rôle important pour les petits individus de cette espèce avec une variabilité annuelle.

3.4.3.2.3 Modélisation

Pour mieux comprendre les différences observées entre variables explicatives potentielles (sites, structures géomorphologiques, profondeurs et années) et la densité par classes de taille, nous avons appliqué des modèles linéaires (lm), des modèles globaux (glm) et des modèles additifs (gam) sur l'ensemble des sites des îles Eparses. Les résultats ont été analysés suivant le meilleur modèle (AIC le plus faible et résidus les plus normalement distribués) et ont été synthétisés dans le Tableau 47. Les résultats montrent que les variables explicatives sont faiblement informatives des variations de densités de classes de taille. D'autres facteurs, non présents dans les données, pourraient jouer un rôle important. Il serait donc très intéressant d'essayer de compléter la base par des données de pêche et d'environnement comme la température de surface (SST).

Nous avons vu qu'à Mayotte la famille (Acanthuridae) avait une augmentation des petites classes de taille au cours des années. Nous pouvons observer un résultat similaire aux îles Eparses sur la même famille avec l'espèce *Acanthurus leucosternon*. Des fluctuations naturelles qui engendrent un recrutement larvaire plus important pourraient également expliquer ce résultat aux îles Eparses. Si l'on regarde les résultats du modèle sur cette famille (Tableau 47), ce résultat semble d'autant plus vrai en pente interne.

3.4.3.3 Conclusion

Malgré une longue série de données temporelles pour les deux bases (Mayotte et îles Eparses), des indicateurs de gestion n'ont pu être révélés. En effet, les analyses de prédiction sur les modèles n'ont pas pu être faites car les données à expliquer (densités par classes de taille) et explicatives (structures géomorphologiques, profondeurs, et années) n'étaient pas suffisamment nombreuses, continues et/ou homogènes. Il serait donc très intéressant d'augmenter l'effort d'échantillonnage sur certains sites représentatifs des structures géomorphologiques à Mayotte (ex. Passe en S extérieure, Saziley, Surprise, et Tanakari) et certains sites ayant une longue série temporelle aux îles Eparses (ex. Glorieuses et Juan de Nova).

Néanmoins, cette étude n'a pas pu tester toutes les espèces ayant une quantité importante des données. Un travail ultérieur serait d'améliorer les bases de données en y renseignant d'autres variables explicatives (pêche, température, etc) et tester les modèles de cette étude sur d'autres espèces. Ce travail permettrait d'entrevoir les possibilités de détecter un modèle suffisamment robuste pour établir des prédictions.

A Mayotte, parmi les résultats, une tendance s'est dégagée significativement chez une famille (Acanthuridae) ainsi que son espèce étudiée (*Naso elegans*). Pour cette famille et espèce, on observe une augmentation des petites classes de taille au cours des années. L'une des explications pourrait être une augmentation d'arrivées de larves plusieurs années de suite. Mayotte semble être une île dont la dynamique de résilience est importante de par ses eaux riches et la forte connectivité entre ses récifs. Pour d'autres espèces comme *Cephalopholis argus*, une diminution de sa densité est constatée au cours des années malgré que ses 3 classes de taille (petites, moyennes et grandes) se retrouvent sur l'ensemble des structures géomorphologiques de Mayotte, signe d'une augmentation de la pression de pêche sur les mérours en général.

Aux îles Eparses, malgré leurs faibles pourcentages explicatifs, certains modèles ont dégagé des informations très intéressantes. Acanthuridae semble être une famille renseignant sur l'hétérogénéité spatiale aux îles Eparses. Son suivi semble donc indispensable pour mieux appréhender la gestion durable de ces zones géographiques. Parmi les familles étudiées et sélectionnées, elle est celle ayant la plus large répartition spatiale que ce soit au niveau des structures géomorphologiques que des profondeurs. Les résultats des modèles montrent qu'une de ces espèces (*Acanthurus leucosternon*) présentent une augmentation des petits individus, probablement due à des succès du recrutement. Ce résultat avait aussi été retrouvé à Mayotte et des comparaisons entre les deux sites, notamment à partir des données fonctionnelles, seraient très informatives.

Tableau 47 : Synthèse des résultats des modèles sur les familles et espèces étudiées aux Eparses. La déviance explicative (D.E) est exprimée en pourcentage (%).

	Sélection	Variables significatives	Meilleur modèle	Distribution des résidus	DE (%)	Effets significatifs	Nombre de données
Famille	Acanthuridae	biotope Classes de taille	lm(log(densite) ~ an + biotope + prof_max + classe_taille, data = Data)	Moyenne	NA	Augmentation de la densité en pente interne et diminution sur le platier. Augmentation des tailles moyennes.	1085
	Carangidae	Aucun	lm(log(densite) ~ an * biotope * prof_max, data = Data)	Moyenne	NA	Aucun	124
	Lutjanidae	biotope Profondeur	lm(log(densite) ~ an + biotope + prof_max + classe_taille, data = Data)	Moyenne	NA	Augmentation de la densité sur la pente interne et le platier. Augmentation de la densité avec la profondeur.	327
		Biotope Classes de taille	lm(log(densite) ~ an + biotope + prof_max + classe_taille, data = Data)	Mauvaise	NA	Diminution de la densité sur la pente interne et le platier. Augmentation de la classe moyenne.	612
Espèce	Acanthurus leucosternon	Biotope Profondeur Classes de taille	lm(log(densite) ~ an + biotope + prof_max + classe_taille, data = Data)	Moyenne	NA	Augmentation avec les années des petites classes de taille. Diminution générale de la densité avec l'augmentation de la profondeur.	81
	Caranx melampygus	Biotope Profondeur Années Classes de taille	lm(log(densite) ~ an * biotope * prof_max * classe_taille, data = Data)	Moyenne	NA	Les classes moyennes augmentent avec les années sauf sur le platier.	60
	Cephalopholis urodeta	Aucun	gam(densite~an*biotope*prof_max*classe_taille,data=Data2,family=Gamma(link="log"))	Moyenne+	14.8	Aucun	69
	Lutjanus bohar	Biotope	lm(log(densite) ~ an + biotope + prof_max + classe_taille, data = Data2)	Moyenne	NA	Augmentation de la densité en pente interne.	130
	Naso elegans	Aucun	gam(densite~an*biotope*prof_max*classe_taille,data=Data2,family=Gamma)	Moyenne	42.5	Aucun	85

Tableau 48 : Synthèse des résultats des modèles sur les 3 familles et espèces étudiées à Mayotte. La déviance explicative (D.E) est exprimée en pourcentage (%).

	Sélection	Variables significatives	Meilleur modèle	Distribution des résidus	DE (%)	Effets significatifs	Nombre de données
Famille	Acanthuridae	an classes de taille	lm(log(densite) ~ an +biotope +prof_max +classe_taille, data = Data)	Moyenne	NA	Augmentation de petites et moyennes tailles avec les années.	1104
	Labridae	Aucun	gam(densite~an*biotope*prof_max*classe_taille,data=Data, family=Gamma(link = "log"))	Moyenne	28.6	Aucun	1794
	Serranidae	Aucun	gam(densite~an*biotope*prof_max*classe_taille,data=Data, family=Gamma(link = "log"))	Mauvaise	38.8	Aucun	519
Espèce	Cephalopholis argus	Années	gam(densite~an+biotope+prof_max+classe_taille,data=Data, family=Gamma(link = "log"))	Moyenne	10.2	Diminution de la densité avec les années	180
	Epibulus insidiator	Aucun	gam(densite~an+biotope+prof_max+classe_taille,data=Data, family=Gamma)	Mauvaise	11.5	Aucun	60
	Naso elegans	classes de taille Profondeur	gam(densite~an+biotope+prof_max+classe_taille,data=Data, family=Gamma(link = "log"))	Moyenne+	16.2	Les petites classes de taille augmentent. Les densités augmentent avec la profondeur.	66

4 SYNTHÈSE DES RESULTATS ET PERSPECTIVES

Pour rappel le programme SIREME (2015-2017) avait pour objectifs de :

- 1) poursuivre les inventaires d'espèces sous-marines et faire un point d'étape sur l'état de santé des récifs coralliens à travers le suivi des stations GCRMN existantes, et en rajoutant certaines composantes non prises en compte jusqu'à présent, à savoir l'étude du compartiment micro-planctonique et les maladies coralliennes (WP1) ;
- 2) continuer la cartographie des habitats des îles Eparses (Glorieuses) et initier celle de Mayotte avec une typologie exhaustive des habitats (WP2) ;
- 3) évaluer le degré de connectivité entre les différents sites d'étude (WP3) ;
- 4) définir des indicateurs de suivi permettant d'évaluer l'efficacité des mesures de gestion mises en place par les gestionnaires (WP4).

4.1 Synthèse des résultats

Les principaux résultats obtenus dans le programme sont rappelés en fonction des *Work Package (WP)*.

4.1.1 Suivi de l'état de santé et inventaires des récifs coralliens (WP1)

➤ Analyse des communautés benthiques et ichtyologiques

Les données acquises ont permis de faire un point à un "niveau expert" depuis celles obtenues dans les programmes précédents (BioReCIE pour les îles Eparses et ORC8 pour Mayotte) : + 3 ans aux Glorieuses (2012-2015) et + 5 ans à Europa et Mayotte (2011-2016).

Les suivis GCRMN ont également permis de consolider les stations aux îles Eparses, à Mayotte l'entretien des stations étant assuré par le PNMM.

Aux Glorieuses, les récifs coralliens montrent globalement un bon état de santé, ce qui se reflète par la dominance des "coraux vivants-algues calcaires" par rapport aux algues molles, sur toutes les stations. Ce bon état de santé se confirme par la stabilité temporelle d'indices tels que la richesse spécifique corallienne et ichtyologique. Pour les poissons, même si les biomasses restent plus fortes par rapport à des sites anthropisés, elles ont diminué ces dernières années, notamment depuis 2012 sur les stations proches de l'île du Lys, signe de pêches illégales. De manière plus spécifique, les espèces pélagiques sont les plus ciblées (très rares observations) par rapport aux poissons démersaux vivant près du fond. Néanmoins, la faible densité de mérous, de lutjans et de capitaines reste un indicateur de cette pression de pêche.

A Europa, les récifs coralliens sont en très bon état de santé, ce qui se reflète par une couverture corallienne élevée (près 80% en moyenne) et une stabilité temporelle des communautés coralliennes qui restent très peu touchées par les phénomènes de blanchissement régionaux qui affectent régulièrement le Canal du Mozambique. Les peuplements ichtyologiques sont caractérisés par une forte proportion de prédateurs (mérous, lutjans, vivaneaux, carangues, requins, etc) et d'individus adultes de grande taille ainsi que par des poissons peu farouches à l'égard des plongeurs. Tous ces points soulignent le caractère exceptionnel des récifs d'Europa dont les communautés récifales sont proches du climax, ce qui en fait l'une des zones de référence pour toute la zone Sud-Ouest de l'Océan Indien. Néanmoins une diminution de biomasse a été observée en 5 ans sur les stations

les plus exposées à l'Est et à l'Ouest de l'île. Ces résultats sont à confirmer mais ils montrent néanmoins que malgré son isolement, Europa reste vulnérable à des pêches illicites.

A Mayotte, les niveaux de recouvrements benthiques et la répartition taxonomique des coraux sont très variables selon les stations et les types récifaux considérés. Les vitalités coralliennes les plus élevées se rencontrent sur les récifs internes et frangeants situés au Sud et à l'Ouest de l'île. Les pentes externes des récifs barrières ont du mal à récupérer des épisodes de blanchissement antérieurs mais présentent des signes encourageants de reprise de croissance corallienne. Les diversités corallienne et ichtyologique sont élevées, tout comme la richesse spécifique totale, du fait du contexte géologique et hydrodynamique favorable dans le Nord du Canal du Mozambique (confirmé par les analyses de connectivité, cf WP3). Néanmoins, nos résultats montrent que près d'un tiers des espèces coralliennes ont disparu entre 2010 et 2016, ce qui est un signe très inquiétant. Cette diminution pourrait provenir des impacts de blanchissements antérieurs, mais aussi de pollutions récurrentes, voir de pullulations d'acanthasters. De plus, les biomasses en poissons sont en nette régression sur l'ensemble des stations GCRMN, ce qui est sans doute la conséquence d'une forte pression de pêche notamment sur les espèces de haut niveau trophique. Il est à noter cependant que même si le braconnage est visible, la « Passe en S » reste le site le plus remarquable à Mayotte, aussi bien en termes de qualité des paysages et de recouvrement corallien, qu'en termes de présence de mérous, voir d'espèces menacées comme le napoléon.

Un suivi du blanchissement corallien en 2016 à Mayotte a permis de montrer qu'à l'échelle des stations GCRMN, 24% des colonies sont mortes alors que près de la moitié des colonies coralliennes n'ont pas été touchées. Globalement, la mortalité la plus forte a été enregistrée aux pointes de l'île, au Nord-Est et au Sud-Ouest. Même si près d'un quart des colonies coralliennes sont mortes, l'impact du blanchissement à Mayotte n'a pas été aussi fort qu'attendu sur certains genres habituellement très vulnérables au stress thermique (*Acropora* sp.) qui ont montré des signes de résistance, voir d'adaptation. Le genre *Pocillopora* est celui qui a été le plus touché par le blanchissement. L'analyse du blanchissement a été complétée par une approche cartographique sur l'ensemble des îles Eparses et Mayotte (cf WP2).

➤ Analyse des maladies coralliennes

Aux Glorieuses, de fortes prévalences de maladies coralliennes (> 31%) ont été relevées sur certaines stations proches de l'île du Lys. Ce taux anormalement élevé pour des îles océaniques non impactées par une pression humaine directe, peut s'expliquer par la proximité de colonies de milliers d'oiseaux marins qui peuvent être vecteurs et/ou réservoirs de maladies rejetant des contaminants organiques dans le milieu (N, P, K).

A l'inverse, des prévalences très faibles ont été observées à Europa (2%), ce qui confirme l'état de santé exceptionnel de ses récifs coralliens.

➤ Analyse hydrologiques et des communautés planctoniques

Aux Glorieuses, les analyses hydrologiques via les indicateurs chimiques et biologiques retenus ont confirmé le statut ultra-oligotrophique de l'archipel, avec des eaux caractérisées par de très faibles concentrations en picocyanobactéries et nutriments azotés et carbonés. Les bactéries hétérotrophes constituent le compartiment majeur de leurs communautés planctoniques avec des abondances comparables à celles de milieux plus anthropisés comme le lagon de Zanzibar, et plus étonnamment comme celui de Mayotte. Des comparaisons avec des campagnes précédentes effectuées en hiver austral (avril-mai) ont révélé une forte variabilité saisonnière des communautés zooplanctoniques, notamment chez les picoeucaryotes (indicateur clé aux Glorieuses) et les flagellés hétérotrophes, résultat qui reste à confirmer.

A Mayotte, la diversité bactérienne est bien supérieure à celle des Glorieuses, résultat à mettre en relation avec une diversité d'habitats et un degré d'eutrophisation plus élevés. Le lagon apparaît très hétérogène en

termes de réseau trophique, avec des zones dites océaniques peu perturbées par l'anthropisation (Grand récif du Nord Est, Passe bateau, Passe en S), des zones lagonaires productives basées sur un réseau microbien efficace (Saziley, Douamougno, Double barrière), et des zones lagunaires moins productives soumises à l'anthropisation directe ou indirecte, avec des témoins de contamination fécale et de charges organiques particulières et dissoutes.

➤ Inventaires biologiques des alcyonaires

Un premier inventaire a été fait sur les coraux mous aux Glorieuses (42 espèces) et à Europa (32 espèces). Les peuplements d'alcyonaires y sont assez atypiques en comparaison avec d'autres sites de l'Océan Indien, tant dans leur diversité que dans leur abondance et leur distribution.

Aux Glorieuses, leur diversité est relativement faible au regard de sa position géographique au Nord du Canal du Mozambique reconnu comme "hot spot" de la biodiversité (ex. 72 espèces inventoriées à Mayotte). Cependant, les conditions environnementales, favorisant la croissance des algues corallines et de sédiments fins associés, peut limiter le développement d'alcyonaires souples et charnus très rares, à l'exception de deux espèces pionnières, *Rhytisma fulvum fulvum* et *Cespitularia caerulea*.

A Europa, la faible diversité d'alcyonaires recensée vient en partie de sa position méridionale dans le Canal du Mozambique et de son isolement. Certains points reflètent ces caractéristiques comme l'absence d'espèces représentatives de la famille des Xénidés visible sur tous les récifs des autres îles du Canal du Mozambique et sur les côtes de l'Afrique de l'Est, et la forte dominance de deux espèces : *Rhytisma fulvum fulvum* et *Cladiella laciniosa*.

4.1.2 Cartographie, typologie des habitats et plans de conservation (WP2)

➤ Cartographie et typologie des habitats

Aux Glorieuses, une cartographie des habitats marins a permis d'identifier 49 structures géomorphologiques pour une superficie totale cartographiée de 188,18 km². Les constructions récifales représentent environ 60% du banc récifal, le reste de la superficie étant constitué par les zones d'épandages détritiques non bio-construites. Les entités géomorphologiques les plus abondantes sont les terrasses lagonaires profondes (42%) et peu profondes (18%), puis les structures du banc récifal (pente externe 13% et platier 11%).

Pour le niveau de description des habitats, 156 habitats marins ont été cartographiés au total. Ce chiffre élevé peut s'expliquer par (1) la richesse du site, (2) l'utilisation d'images hyperspectrales et de la bathymétrie Lidar pour l'interprétation des habitats profonds (entre -15 et -30 m), et (3) le grand nombre de points de vérité terrain. A titre d'habitat remarquable, un herbier dense à *Thalassodendron ciliatum* se développe essentiellement sur la terrasse lagonaire profonde au Nord de l'archipel.

A Mayotte, une cartographie des habitats a été réalisée. Elle est synthétisée sous forme de "fiches habitat" rassemblées dans un catalogue dans lequel la typologie des habitats s'appuie sur trois niveaux hiérarchiques : N1 (géomorphologie selon typologie Millenium N2 et N3), N2 (géomorphologie selon typologie Millenium N4) et N3 (composante benthique dominante, substrat et biocénose), chaque habitat étant défini par une combinaison unique de classes N1+N2+N3. Ainsi 219 habitats ont été décrits en combinant géomorphologie et variables de communautés benthiques. Ils incluent, en Niveau 3 : 69 habitats en frangeant île, 67 en récif-barrière, 42 en massifs coralliens lagonaires et 37 en frangeant ilot.

De plus, une carte non prévue dans le cahier des charges a été réalisée, en prenant en compte uniquement la géomorphologie et sans renseignement par classe sur le type de couverture benthique. Elle a permis de décrire

57 classes et montre que le complexe récifal de Mayotte est riche en configuration de récif-barrière : récif-barrière intertidal, récif-barrière subtidal, récif-barrière avec îles hautes et frangeants, récif-barrière double, et récif-barrière côtier. Cette carte ne peut pas prétendre à être aussi renseignée que celles des îles Eparses où la couverture en données d'habitats est bien plus dense. Toutefois, l'utilisateur dispose, avec la typologie, d'un inventaire des configurations benthiques possibles pour la plupart des zones géomorphologiques.

➤ **Suivi spatial des dynamiques environnementales**

L'épisode de blanchissement corallien massif de 2016 n'était pas prévu lors de la rédaction du programme SIREME. Toutefois nous avons voulu prendre en compte ce phénomène exceptionnel en associant le programme SIREME au programme BECOMING à Mayotte, mais aussi aux îles Eparses en profitant de la mission du Marion Dufresne, pour avoir une vérité terrain sur quelques stations GCRMN.

Aux îles Eparses, l'étude du blanchissement effectuée par cartographie, en croisant des images satellites à des données terrain, a permis de caractériser finement l'étendue et l'intensité du phénomène à Europa, Juan de Nova et aux îles Glorieuses. L'impact du blanchissement 2016 en termes de prévalence est très variable selon les îles : très faible à Europa (1-10% des colonies touchées) et élevé à Juan de Nova et aux îles Glorieuses. A Europa, le blanchissement a surtout sévi sur le platier sur des zones où la couverture corallienne est faible. A Juan de Nova, la prévalence est forte puisqu'elle concerne la moitié des colonies. En revanche, la couverture corallienne avant le phénomène était très faible, si bien que la diminution *in fine* de la couverture corallienne en absolu restera modérée car déjà impactée auparavant. Il apparaît en effet qu'une forte mortalité corallienne soit survenue dans les années précédentes, donc non liée au présent phénomène. Enfin, aux Glorieuses, la prévalence de blanchissement/mortalité est forte (sauf sur les platiers) avec une perte potentielle de la couverture corallienne comprise entre 10 et 50% sur la pente externe.

A Mayotte, les suivis réalisés en avril et juin/juillet ont permis de caractériser finement l'étendue et l'intensité du phénomène. Au total entre 10 et 29% des colonies sont mortes suite au blanchissement corallien (24% estimées sur le suivi *in situ*, cf WP1). Le blanchissement est globalement plus élevé sur la pente externe du récif barrière que sur le récif frangeant. Sur les récifs internes, la situation est plus contrastée et varie en fonction des récifs, du fait des peuplements présents et de l'hydrodynamisme de la zone entourant les récifs internes. Sur les récifs frangeants, le blanchissement est élevé au Nord (zone de Mtsamboro) dans la baie de Bouéni, à Majicavo et Longoni, les autres zones du récif frangeant ont été faiblement touchées. Sur les récifs internes, les récifs de La Surprise, de La Prévoyante et de Pietro ont fortement blanchi, blanchissement qui a été suivi d'une forte mortalité sur La Surprise. Enfin, sur le récif barrière, le blanchissement et la mortalité associée ont eu lieu sur les zones Nord-Est et Sud-Est, les zones Sud et Nord-Ouest ayant été moins touchées.

➤ **Identification d'aires prioritaires de conservation**

Une analyse des sites prioritaires en termes de conservation (espèces et/ou habitats) a été effectuée à travers deux approches en prenant en compte les données disponibles ; ainsi les inventaires de biodiversité (ZNIEFF, BioReCIE) ont été privilégiés pour Mayotte et la cartographie des habitats (SIREME) pour les Glorieuses. Les résultats obtenus servent de support à la mise en place de mesures de conservation ; ils doivent être discutés avec les gestionnaires et être mis en regard d'autres considérations, fonctionnelles ou relatives à la biologie particulière de certaines espèces d'intérêt, mais aussi des intérêts socio-économiques.

4.1.3 Connectivité entre les récifs de Mayotte et des îles Eparses (WP3)

La connectivité représente les liens existant entre différentes localités, maintenus chez les espèces marines grâce à une dispersion larvaire efficace. En génétique, ces liens peuvent être estimés en étudiant leur structure génétique et leur degré de différenciation. Le trajet des larves, considérées comme des particules passives, peut également être étudié *via* la modélisation en utilisant les données de courantologie pour la zone d'étude couplées aux données biologiques connues des espèces étudiées.

➤ Analyses génétiques

Les analyses ont été menées sur les différents modèles : hydraires (*Macrorhynchia* sp., *Millepora* sp.), pocillopores (*Pocillopora* sp.), bënëtier (*Tridacna* sp.) et holothurie (*Stichopus chloronotus*). Elles révèlent des résultats différents d'une espèce à l'autre.

Les analyses effectuées sur *Macrorhynchia phoenicea* et *Pocillopora damicornis* montrent une différenciation génétique intra-île entre les populations échantillonnées à Mayotte, ainsi qu'une différenciation inter-île (Mayotte, îles Eparses) plus ou moins forte en fonction des espèces. Pour *Stichopus chloronotus*, l'analyse des échantillons collectés à Mayotte révèle deux groupes génétiques distincts à l'échelle de l'île.

Pour les deux espèces *T. squamosa* et *T. maxima*, les analyses ont révélé des résultats contrastés. En effet, pour la première, il n'a pas été observé de structuration génétique significative entre les îles Glorieuses, Juan de Nova, le Sud de Madagascar et Rodrigues, révélant une connectivité qui semble importante entre ces populations. En revanche pour *T. maxima*, une nette différenciation génétique a été observée dans la région Sud-Ouest de l'Océan Indien : une lignée strictement observée aux Glorieuses, Juan de Nova et au Sud de Madagascar, une autre lignée en Mer Rouge et enfin une troisième lignée à La Réunion et à Rodrigues. Néanmoins ces résultats préliminaires laissent entendre également une connectivité certaine entre les populations *T. maxima* à l'échelle du Canal du Mozambique.

Pour les millépores (coraux de feu), des flux génétiques existent pour *Millepora platyphylla* à l'échelle du Canal du Mozambique (entre Mayotte et Europa) alors qu'une forte structuration génétique est observée pour *Macrorhynchia phoenicea*. Ces résultats sont en partie expliqués par les traits d'histoire de vie des espèces, la première ayant une vie larvaire de plus d'un mois, alors que la seconde de quelques jours seulement limitant la dispersion efficace de cette espèce.

Les analyses menées sur les différents modèles populationnels révèlent des résultats contrastés montrant que l'extrapolation des résultats d'un modèle vers un autre semble hasardeuse et soulignent l'importance d'étudier chaque modèle séparément afin de gérer au mieux une population donnée.

➤ Modélisation hydrodynamique

La modélisation hydrodynamique obtenue sur une échelle de 5 ans met en avant une forte inter-connectivité au sein de la zone du Canal du Mozambique, mais également entre les îles Nord des Seychelles, les îles Sud des Seychelles, et entre Tromelin et les récifs Est malgache. En revanche, des barrières hydrodynamiques limitent la connectivité entre ces quatre zones.

Les matrices de connectivité obtenues en sortie de modèle ont servi à calculer un indice de centralité écologique afin de mettre en évidence les récifs centraux qui agissent comme des passerelles au sein d'un réseau ; ces récifs sont donc considérés comme prioritaires en terme de conservation. Ainsi, au sein du réseau de l'Océan Indien occidental, il apparaît que les récifs de Mayotte, Cosmoledo, Angoche, Moma, Pebane, Majunga, Masoarivo et Europa sont les plus importants pour la connectivité multi-générationnelle. Plus spécifiquement, les modèles montrent que les récifs des Glorieuses, Mayotte et Europa sont à la fois producteurs et récepteurs de larves, avec un rôle néanmoins plus important en terme de réception de larves pour Glorieuses et Mayotte, et en terme de production de larves pour Europa.

Cette analyse met en évidence des échanges entre les récifs du Canal du Mozambique, et notamment à Glorieuses, Mayotte et Europa qui ne sont pas des sites isolés, cette connectivité favorisant leur résilience. Cependant l'île d'Europa, située au Sud du Canal du Mozambique semble un peu plus isolée, donc plus vulnérable en cas de dégradation majeure (ex. blanchissement massif, prolifération d'acanthasters).

Les modèles hydrodynamiques de dispersion larvaire actuels sont des outils relativement simples et rapides à mettre en œuvre. Si ces outils ne sont pas encore adaptés pour une application directe à la biologie des organismes marins compte tenu des lacunes concernant les données biophysiques, ils semblent cependant appropriés pour l'élaboration de plans de gestion des écosystèmes à grande échelle (ex. réseau d'AMP à l'échelle du Canal du Mozambique).

4.1.4 Indicateurs de suivi de l'état de santé des écosystèmes coralliens (WP4)

➤ Approche basée sur la diversité fonctionnelle des peuplements

De nouvelles approches mettent en avant les traits fonctionnels des espèces. Elles permettent d'avoir des informations sur leurs rôles et fonctions au sein des assemblages et ainsi de mieux appréhender les liens entre les espèces et leur vulnérabilité face aux changements du milieu. Les méthodes utilisées reposent sur la caractérisation des traits fonctionnels des espèces (ex. régime alimentaire, taille de l'espèce, mobilité, etc chez les poissons) pour *in fine* évaluer la diversité fonctionnelle des assemblages et leur vulnérabilité. La diversité fonctionnelle est mesurée en comptabilisant le nombre de fonctions dans un assemblage donné, chaque fonction ou entité fonctionnelle (EF) regroupant les espèces ayant exactement les mêmes valeurs de traits.

L'étude est focalisée dans un premier temps sur les assemblages de poissons récifaux de Mayotte et des îles Eparses. L'importance des EFs a été calculée en utilisant la biomasse comme *proxy* alors que la vulnérabilité fonctionnelle a été mesurée en utilisant la distribution des espèces et des individus au sein des EFs, ainsi que leur sensibilité à la pêche. Un total de 398 espèces réparties entre 162 EFs a ainsi été défini. Au sein de chaque île, certaines espèces ont été identifiées comme prioritaires dans la mise en place de plans de conservation, en raison de leur importance dans le fonctionnement de l'écosystème (forte biomasse) et également de leur vulnérabilité (forte valeur de l'indice). A titre d'exemples, *Lutjanus rivulatus* (vivaneau maori) a été identifié aux Glorieuses, *Caranx ignobilis* (carangue à grosse tête) à Juan de Nova, *Cetoscarus bicolor* (poisson-perroquet bicolore) à Bassas da India, *Epinephelus fasciatus* (mérrou oriflamme) à Tromelin, *Gymnothorax javanicus*, (murène géante) à Europa et *Cheilinus undulatus* (napoléon) à Mayotte. Ces espèces ont des caractéristiques communes, à savoir des individus de grandes tailles, piscivores pour la plupart (sauf le perroquet qui est herbivore) et un rôle clé dans le fonctionnement et la résilience des écosystèmes coralliens (régulation des populations pour les prédateurs et régulation des algues pour le perroquet).

Pour les coraux, un travail exploratoire a permis d'établir une description fonctionnelle des assemblages de coraux dans les différentes îles, une comparaison entre les îles et une mise en parallèle avec l'analyse déjà effectuée sur les données poissons. Les résultats doivent être pris avec précaution car la richesse spécifique des coraux calculée à partir des transects linéaires (méthode GCRMN) n'est que partielle et non représentative de la richesse spécifique totale des coraux sur une station donnée.

Pour les coraux et les poissons, au-delà de la relation monotonique croissante attendue entre la diversité fonctionnelle et spécifique, les îles se classent différemment selon le type de diversité étudiée. De plus, les fonctions et les espèces identifiées comme prioritaires ne sont pas les mêmes selon les îles. Ainsi les mesures de gestion doivent être adaptées à chaque écosystème étudié.

➤ Approche basée sur la cartographie des habitats pour le calcul d'un indice « substrat dur »

Pour le calcul de l'indice "substrat dur" réalisé à Europa, la première approche a consisté à retenir des habitats coralliens qui intègrent à la fois une bonne représentativité de l'unité géomorphologique, la meilleure

homogénéité spatiale de l'état de référence et une homogénéité de la réponse aux pressions. Ainsi les habitats retenus *in fine* concernent la plateforme de pente externe Ouest (5-10 m) et la station EU 7 (pente accore de pente externe).

La construction des indicateurs a été ensuite réalisée en 3 étapes : (1) identification des paramètres et des métriques associées qui permettent de définir les indices ; (2) définition des limites inférieures et supérieures des 5 classes caractérisant l'état de santé pour chacune des métriques et normalisation de l'indice, et enfin (3) croisement de l'ensemble des indices pour réaliser l'indicateur. Les métriques qui ont été retenues sont : l'indice de vitalité corallienne (VTC), l'indice Acropores (ACR), indice Acropores branchus (ACB), indice Acropores tabulaires (ACT), indice Pocillopores (POC), l'indice Millépores (CME), l'indice Algues calcaires (AC), l'indice Algues Dressées (AD) et l'indice Coraux mous (SC). Pour chaque indice, des valeurs seuils ont été calculées à partir des données récoltées *in situ* et selon les dires d'experts. Des coefficients de pondération ont ensuite été appliqués aux différents indices en fonction de leur contribution au "bon" ou au "mauvais" état de santé. A partir de ces indices, un plan d'échantillonnage est proposé. Un suivi en routine tous les ans est idéal, il peut être réalisé en apnée par photo-quadrats pour les faibles profondeurs (5-13 m). Si le pas de temps est augmenté (2-3 ans), un suivi complémentaire est nécessaire en cas de phénomènes exceptionnels (cyclone, blanchissement massif, pullulation d'*Acanthaster planci*, etc) afin de caractériser précisément leurs impacts.

Les indicateurs proposés ne sont pas consolidés et ne peuvent pas encore être utilisés dans le cadre de l'évaluation d'un état de santé formel. Ils devront être affinés au cours du temps en enrichissant les bases de données au cours des campagnes à venir.

➤ Approche basée sur les structures de taille et d'abondance des peuplements ichthyologiques

Les structures de taille des données ichthyologiques collectées à Mayotte et aux îles Eparses ont été analysées afin d'identifier des indicateurs potentiels de gestion d'espèces considérées comme prioritaires. Ces structures ont été étudiées selon deux plans taxonomiques : la famille et l'espèce. Au regard du nombre considérable de familles et d'espèces dans les bases de données, une sélection a été effectuée selon les données disponibles en prenant en compte le nombre d'observations par classe de taille. Ainsi, 5 espèces par zone géographique majeure ont été retenues et chacune de leurs familles étudiées. A Mayotte, les analyses ont ciblé cinq espèces et cinq familles : *Aulostomus chinensis* (Aulostomidae), *Cephalopholis argus* (Serranidae), *Epibulus insidiator* (Labridae), *Naso elegans* (Acanthuridae) et *Sufflamen chrysopteron* (Balistidae). Aux îles Eparses, les analyses ont porté sur cinq espèces et quatre familles : *Acanthurus leucosternon* (Acanthuridae), *Caranx melampygus* (Carangidae), *Cephalopholis urodeta* (Serranidae), *Lutjanus bohar* (Lutjanidae) et *Naso elegans* (Acanthuridae). Pour mieux comprendre l'évolution de la structure de taille des populations, la densité d'abondance moyenne agrégée par classes de taille (P, M, G) a été estimée sur les familles et espèces prioritaires. Une méthode de *bootstrap* (1000) a été appliquée afin d'évaluer l'incertitude autour des estimations (IC 95%). Enfin la compréhension et la significativité des différences observées entre variables potentielles explicatives des structures de tailles (sites, structures géomorphologiques, profondeurs et années), ont été étudiées aux travers des analyses factorielles et de modélisation.

À Mayotte, parmi les résultats obtenus, une tendance s'est dégagée significativement chez une famille (Acanthuridae) ainsi que son espèce étudiée, la licorne à épine orange (*Naso elegans*), avec une augmentation des petites classes de taille au cours des années. Ce résultat pourrait être relié à un succès du recrutement plusieurs années de suite. Pour d'autres espèces comme le mérou céleste (*Cephalopholis argus*), une diminution de sa densité est constatée au cours des années sur l'ensemble des structures géomorphologiques et pour toutes les classes de taille, signe d'une augmentation de la pression de pêche quelque soit la taille des individus et leur localisation.

Aux îles Eparses, certains modèles ont dégagé des informations intéressantes notamment pour les Acanthuridae, famille qui présente la plus large répartition spatiale que ce soit au niveau des structures géomorphologiques que de la profondeur. Une de ces espèces (*Acanthurus leucosternon*) présente une augmentation des petits individus, résultat observé aussi à Mayotte mais sur une espèce différente.

Malgré une longue série de données temporelle pour les deux bases de données (Mayotte et îles Eparses), les analyses de prédiction sur les modèles n'ont pas pu être faites car les données à expliquer (densités par classes de taille) et explicatives (structures géomorphologiques, profondeurs, années) n'étaient pas suffisamment nombreuses, continues et/ou homogènes. Un effort d'échantillonnage devrait être porté sur certains sites représentatifs des structures géomorphologiques à Mayotte (ex. Passe en S ext, Saziley, Surprise et Tanakari) et certains sites ayant une longue série temporelle aux îles Eparses (ex. Glorieuses et Juan de Nova).

4.2 Perspectives

Les résultats obtenus dans les différents *Work Package* mettent en perspectives certaines actions :

- **Confirmer les hypothèses** (oiseaux marins vecteurs de pathogènes provoquant des maladies coralliennes) **et tendances temporelles** observées (variabilité saisonnière des communautés zooplanctoniques aux Glorieuses, diminution de la diversité corallienne à Mayotte, diminution de la biomasse à Europa, etc). Plus spécifiquement, concernant le volet connectivité, il conviendrait d'approfondir le travail de modélisation avec des produits à plus haute résolution spatiale, et de commencer à réfléchir aux conséquences du changement climatique sur les patrons de connectivité, à l'aide de différents scénarios. Pour le volet cartographie, les perspectives dépendent des besoins ciblés par le gestionnaire en sachant qu'une carte détaillée comme celle des Glorieuses ou d'Europa demanderait un gros investissement sur le terrain (près de 2 mois) vu la taille et la complexité des récifs coralliens de Mayotte.

- **Poursuivre les suivis sur les écosystèmes coralliens** : cela intègre les suivis des communautés récifales (benthos, poissons, plancton), de la colonne d'eau (température, oxygène dissous, irradiance lumineuse) et des pressions sur le milieu (cyclones, blanchissement corallien, pêche, etc). Les programmes de surveillance doivent être établis sur le long terme à des pas de temps suffisants pour analyser l'évolution des communautés et consolider les indicateurs pour le suivi de l'état de santé des récifs coralliens.

Dans ces suivis, l'entretien des stations GCRMN est essentiel, aussi bien dans les îles Eparses qu'à Mayotte. Un travail de balisage des stations devrait être impérativement effectué lors de chaque campagne aux îles Eparses et en routine par les agents du Parc Naturel Marin de Mayotte pour garder les acquis du monitoring GCRMN au cours du temps.

- **Continuer les recherches sur les indicateurs** de suivi de l'état de santé des récifs en approfondissant les différentes approches entreprises dans le programme, tout en continuant d'acquérir des données pour consolider la représentativité de ces indicateurs. Des similitudes entre les différentes approches "indicateurs" sont aussi à rechercher.

De manière plus spécifique, les indicateurs "benthos de substrat dur" doivent être croisés avec les suivis (1) des communautés coralliennes et ichtyologiques qui fournissent des informations complémentaires (maladies coralliennes, recrutement corallien, succession des espèces, etc), (2) d'autres communautés notamment les oursins dont le rôle est essentiel dans la résilience des récifs et (3) des paramètres hydrologiques.

Pour les indicateurs fonctionnels, l'approche initiée dans le programme doit être poursuivie en croisant la diversité fonctionnelle des coraux, la diversité fonctionnelle des poissons et la complexité architecturale du substrat. Etant étroitement liées, l'évolution de ces trois composantes sous contraintes environnementales doit être étudiée en s'appuyant sur leur synergie d'évolution. Une réflexion sur l'intégration des données d'abondance pour le calcul des indices fonctionnels reste à mener.

Pour les indicateurs calculés à partir de la structure des peuplements ichtyologiques, d'autres variables explicatives (pêche, température, etc) peuvent être renseignées et les modèles testés sur d'autres espèces. La consolidation des bases de données permettrait de rendre les modèles plus robustes pour établir des prédictions.

- **Former les agents** affectés à la surveillance des récifs aux méthodes d'échantillonnage (Figure 123). Les indicateurs une fois consolidés facilitent les suivis en routine, notamment en ciblant sur des paramètres biotiques et/ou abiotiques à suivre en priorité pour un diagnostic de l'état écologique des communautés récifales. Ils permettent un suivi du milieu plus fréquent et une implication plus importante du gestionnaire et des agents en charge de la surveillance des récifs (PNMM, PNMG, TAAF).



Figure 123 (photos) : Illustration d'une formation terrain réalisée par les agents des TAAF et PNMM aux îles Eparses durant la campagne du Marion Dufresne (avril 2016).

- **Renforcer la surveillance** pour limiter les pratiques de pêches illégales, que cela soit à Mayotte (en particulier sur la Passe en S) ou dans les îles Eparses. Des drones pourraient faciliter l'observation de ces pratiques dans les îles Eparses à condition d'avoir des moyens nautiques associés pour les agents impliqués dans la surveillance.

5 VALORISATION

- **Publiées, sous presse et soumises**

- *Revue internationale*

Gélin P., 2016. Délimitation d'espèces et connectivité chez les coraux du genre *Pocillopora* dans l'Indo-Pacifique. Thèse Université de La Réunion, 314 p.

Gélin P, Postaire B, Fauvelot C, Magalon H. 2017. Reevaluating species number, distribution and endemism of the coral genus *Pocillopora* Lamarck, 1816 using species delimitation methods and microsatellites. *Mol Phylogen Evol*, 109 : 430-446.

Postaire B, Magalon H, Bourmaud CAF, Gravier-Bonnet N, Bruggemann JH, 2016. Phylogenetic relationships within Aglaopheniidae (Cnidaria, Hydrozoa) reveal unexpected generic diversity. *Zool Scr*, 45 : 103-114.

Postaire B, Gélin P, Bruggemann JH, Magalon H, 2017. One species for one island? Unexpected diversity and weak connectivity in a widely distributed tropical hydrozoan. *Heredity*, 118(4) : 385-394.

Postaire B, Magalon H, Bourmaud CAF, Bruggemann JH, 2016. Molecular species delimitation methods and population genetics data reveal extensive lineage diversity and cryptic species in Aglaopheniidae (Hydrozoa). *Mol Phylogen Evol*, 105 : 36-49.

Postaire B, Gélin P, Bruggemann JH, Pratlong M, Magalon H. 2017. Population differentiation or species formation across the Indian and the Pacific Oceans? An example from the brooding marine hydrozoan *Macrorhynchia phoenicea*. *Ecology and Evolution* (sous presse).

Savelli M. P., Chabanet P., Bigot L., Durville P. & Guilhaumon F. Local scale functional vulnerabilities and conservation priorities for Western Indian coral reef fishes coral reefs. *Diversity and Distributions* (soumis).

Schleyer M.H, Bigot L., Benayahu Y., 2017. The Coral and Coral Reefs around the Glorieuses Islands. *Marine Biodiversity* (soumis).

- *Conférences internationales*

Séré M., Tortosa P., Tribolet A. & Chabanet P. First coral disease assessment in the remote islands îles Eparses (SW Indian Ocean). 13th International Coral Reef Symposium, Hawaii (communication).

Gélin P, Fauvelot C, Postaire B, Magalon H. Species delimitation and clustering methods help in revealing cryptic diversity in the *Pocillopora* coral genus. 13th International Coral Reef Symposium, Hawaii (communication)

Postaire B, Magalon H, Bourmaud CAF, Bruggemann H. Extensive lineage diversity and cryptic species in Aglaopheniidae (Hydrozoa) species revealed by molecular species delimitation methods and populations genetics. 13th International Coral Reef Symposium, Hawaii (communication)

- **En préparation**

- *Revue internationale*

Andrefoët S., Dalleau M. et al. A comparaison of the habitats of three contrasted Mozambique Channel coral reefs: Europa, Juan de Nova and Glorieuses (îles Eparses).

Bigot L., Obura D., Nicet J-B, Benzoni F. & Chabanet P. Are we approaching a limit of resilience to repeat bleaching of coral communities in Mayotte, SW Indian Ocean. *PloS ONE*.

Boissin E, Zhou Y, Gravier-Bonnet N & Bourmaud A-F. Comparative phylogeography and population genetics of reef-building hydrocorals (*Millepora* spp) of the south western Indian Ocean. *Molecular Ecology*.

Bouvy M. et al. Trophic status and bioindicators of water quality in Glorieuses islands (West Indian Ocean).

Gélin P, Pirog A, Fauvelot C & Magalon H. Population structure and connectivity at different spatial scales for the coral *Pocillopora damicornis* type β in the Southwestern Indian Ocean and the Tropical Southwestern Pacific.

Gélin P, Fauvelot C, Bigot L, Baly J & Magalon H. Examining *Pocillopora eydouxi* population structure: a new beautiful puzzle to solve.

Obura D. & Bigot L. Coral species diversity of Europa - Online publication

Pirog A, Gélin P, Frouin P & Magalon H. Population structure and connectivity at different spatial scales for the sea cucumber *Stichopus chloronotus* in the Southwestern Indian Ocean and the Tropical Southwestern Pacific.

Séré M., Chabanet P., Sweet M. & Tortosa P. Coral reef health and first records of coral diseases across the îles Eparses (SW Indian Ocean). Coral Reefs.

Séré M., Bigot L., Andrefoüet S., Bourmaud A-F., Bouvy M., Crochelet E., Durville P., Magalon H., Nicet J-B, Obura D., Schleyer M., Tribollet A., Wickel J. & Chabanet P. Coral reef health assessment with an emphasis on coral bleaching and disease at Glorieuses and Europa islands (îles Eparses, Western Indian Ocean). Diversity and Distribution.

Schleyer M.H, Bigot L. & Benayahu, Y. The Coral and Coral Reefs around Europa Island in the South West Indian Ocean.

○ *Conférences internationales*

Chabanet P., Savelli M-P., Bigot L., Crochelet E., Durville P. & Guilhaumon F., 2017. Fish functional vulnerabilities applied to MPA management in the West Indian coral reefs. WIOMSA symposium, Tanzania (Novembre 2017).

Nicet J-B., Pennober G., Bucklee M., Wickel J., Bigot L., Chabanet P., Obura D., 2017. Intensity and coral mortality of the 2016 bleaching event in SW Indian Ocean (îles Eparses, Mayotte and La Reunion Islands). WIOMSA symposium, Tanzania (Novembre 2017).

6 REMERCIEMENTS

Le programme SIREME a été financé par les fonds européens de développement (FED), coordonnés par le Conseil Départemental de Mayotte et les Terres Australes & Antarctiques Françaises. Nos remerciements s'adressent en premier lieu aux bailleurs du programme : l'Union Européenne (UE), l'Agence Française pour le développement (AFD), le Conseil Départemental de Mayotte (CDM) et les Terres Australes & Antarctiques Françaises (TAAF).

Un grand merci également à l'équipe TAAF Réunion, en particulier à Sophie Marinesque, Laura Fillinger et Joanna Kolasinski pour leur appui tout au long du programme, sans oublier Florent Bignon qui a facilité notre mission à Europa.

Nous tenions aussi à remercier le remarquable appui logistique des militaires et gendarmes présents durant les missions aux Glorieuses et à Europa.

Nous remercions l'équipage de l'Antsiva pour leur professionnalisme, leur adaptabilité et leur volonté de nous appuyer dans l'échantillonnage sur le terrain, éléments qui ont été essentiels pour le bon déroulement des opérations en mer. Merci au capitaine Nicolas Tisné et à ses matelots, Yann Cailleteau et Said Miradji, avec une attention particulière à Anne Tisné.

Nous remercions aussi le Parc Naturel Marin de Mayotte, Cécile Perron, Julie Molinier, Eric Brenner et Clément Lelabousse qui ont permis de créer une belle dynamique entre les programmes PANAMAG2 et SIREME, notamment pour les analyses hydrologiques.

Merci également à Magali Duval et Laurence Maurel de l'IFREMER qui ont facilité l'intégration des données SIREME dans la BD récifs et la récupération de données historiques pour l'analyse sur les indicateurs.

7 BIBLIOGRAPHIE

- Andréfouët S., 2008. Coral reef habitat mapping using remote sensing: a user vs producer perspective. Implications for research, management and capacity building. *Journal of Spatial Science*, 53, 113-129.
- Andréfouët S., 2014. Fiches d'identification des habitats récifo-lagonaires de Nouvelle-Calédonie. Nouméa : IRD, (6), 12 p. multigr. (Sciences de la Mer.Biologie Marine.Notes Techniques ; 6).
- Andréfouët S., Dirberg G., 2005. Cartographie et inventaire du système récifal de Wallis, Futuna et Alofi par imagerie satellitaire Landsat 7 ETM+ et orthophotographies aériennes à haute résolution spatiale, IRD, Centre de Nouméa et Service de L'Environnement de Wallis et Futuna, 53 pages.
- Barton A. D., Pershing A. J., Litchman E., Record N.R., Edwards K.F., Finkel Z.V. & Ward B.A., 2013. The biogeography of marine plankton traits. *Ecology letters*, 16(4), 522-534.
- Baumann K.H., Andrleit H., Geisen M. & Kinkel A., 2005. The significance of extant coccolithophores as indicators of ocean water masses, surface water temperature, and paleoproductivity: a review.- *Paläontologische Zeitschrift*, 79, 93-112.
- Beaugrand G., 2005. Monitoring pelagic ecosystems using plankton indicators. *ICES Journal of Marine Science: Journal du Conseil*, 62(3): 333-338.
- Bec B., Hussein-Ratrema J., Collos Y., Souchu P., & Vaquer A. 2005. Phytoplankton seasonal dynamics in a Mediterranean coastal lagoon: emphasis on the picoeukaryote community. *Journal of Plankton Research*, 27(9), 881-8
- Beeden R, Willis B, Raymundo L, Page C, Weil E. 2008. Underwater cards for assessing coral health on Indo-Pacific Reefs.Coral Reef Targeted Research and Capacity Building for Management Program. Currie Communications, Melbourne. p22.
- Bell J. D. & Galzin R., 1984. Influence of live coral cover on coral-reef fish communities - *Bioscience Journal*. 15, 265–274.
- Bellwood D.R., Hoey A.S., & Choat J.H., 2003. Limited functional redundancy in high diversity systems: resilience and ecosystem function on coral reefs. *Ecol. Lett.* 6, 281–285.
- Bellwood D.R., Hoey A.S., & Hughes T.P., 2011. Human activity selectively impacts the ecosystem roles of parrotfishes on coral reefs. *Proc. R. Soc. Lond. B Biol. Sci.*
- Benayahu Y., Shlagman A., Schleyer M.H., 2003. Corals of the South-west Indian Ocean: VI. The Alcyonacea (Octocorallia) of Mozambique, with a discussion on soft coral distribution on south equatorial East African reefs. *Zoologische Verhandelingen*. 345:49-57.
- Bigot L., Cauvin B., Chabanet P., Cadet C., Cuet P. & Pothin K., 2013. Evolution of coral reef community structure since the 15 last years: An example of long term monitoring conducted at Reunion Island, Southwest Indian Ocean. 8th Western Indian Ocean Marine Science Association Conference, Mozambique (communication).
- Bigot L., Bruggemann H., Cadet C., Cauvin B., Chabanet P., Durville P., Guillaume M., Mulochau T., Penin L., Tessier E., Urbina I., 2016. Point 1 du suivi de « l'effet réserve » sur les communautés ichthyologiques et benthiques récifales : Secteur de St Gilles/La Saline et de St Leu. Etat des lieux à 7 ans après la création de la Réserve Naturelle Nationale Marine de la Réunion. Rapport final. 59 pages + annexes.
- Bong C.W. & Lee C.W., 2012. Relative contribution of viral lysis and grazing to bacterial mortality in tropical coastal waters of Peninsular Malaysia. DOI: 10.5343/bms.2010.1075
- Bouchon C. & Blanc F., 1996. Recherches Sur Des Peuplements de Scléactiniaires Indo-Pacifiques (mer Rouge, Océan Indien et Océan Pacifique) = Research on Scleractinian Coral Communities in the Indo-Pacific Area (Red Sea, Indian Ocean, Pacific Ocean). These.
- Bouchon C., Faure G., 1979. Aperçu sur les peuplements à base de Scléactiniaires du récif de l'île de Tromelin (Océan Indien), *Cah. Indo-Pac.*, 1, 25-37.

- Bourjea J., 2014. Structure et connectivité de la mégafaune marine à l'échelle d'une région océanique : enjeux pour la gestion durable des tortues marines dans l'océan Indien occidental. Thèse de doctorat. Université de La Réunion. 169 pp.
- Bourjea J., Lapègue S., Gagnevin L., Broderick D., Mortimer J.A., Ciccione S., Roos D., Taquet C., Grizel H., 2007. Phylogeography of the green turtle, *Chelonia mydas*, in the Southwest Indian Ocean: Phylogeography of the green turtle. *Molecular Ecology* 16, 175–186. doi:10.1111/j.1365-294X.2006.03122.x
- Bourmaud C.A-F., Collin A., Gravier-Bonnet N., 2007. Experimental comparative study of the larval behaviour between brooders and medusoid producing species, 6th Hydrozoan Society Workshop, Plymouth, UK, 18-30/06/07 (résumé de communication orale).
- Bourmaud C.A-F., Leung J.L.K., Bollard S., Gravier-Bonnet N., 2013. Mass spawning events, seasonality and reproductive features in Milleporids (Cnidaria, Hydrozoa) from Reunion Island. *Marine Ecology* 34 (suppl. 1) 14-24.
- Bouvy M., Bettarel Y., Bouvier C., Domaizon I., Jacquet S., Le Floc'h E., Montanié H., Mostajir B., Sime-Ngando T., Torrétion J-P., Vidussi F., Bouvier T., 2011. Trophic interactions between viruses, bacteria and nanoflagellates under various nutrient conditions and simulated climate change. *Environmental Microbiology*, 13: 1842-1857
- Bouvy M., Got P., Domaizon I., Pagano M., Leboulanger C., Bouvier C., Carré C., Roques C., Dupuy C., 2016. Plankton communities of the five îles Eparses (Western Indian Ocean) considered to be pristine ecosystems. *Acta Oecologica* 72 : 9-20
- Chabanet P. & Faure G., 1994. Interrelations entre peuplements benthiques et ichtyologiques en milieu corallien. *Comptes Rendus de l'Académie des Sciences, Paris, III*, 317: 1151-1157.
- Chabanet P., Ralambondrainy H., Amanieu M., Faure G. & Galzin R., 1997. Relationships between coral reef substrata and fish. *Coral Reefs*, 16, 93–102.
- Chabanet P., 2002. Coral reef fish communities of Mayotte (western Indian Ocean) two years after the impact of the 1998-bleaching event. *Marine and Freshwater Research*, 53, 107–113.
- Chabanet P., Tessier E., Durville P., Mulochau T. & René F., 2002a. Peuplement ichtyologique des bancs de Geyser et Zélée (océan Indien occidental). *Cybium*, 26, 11–26.
- Chabanet P., Bigot L., Naim O., Garnier R. & Moyne-Picard M., 2002b. Coral reef monitoring at Reunion Island (Western Indian Ocean). *Coral Reef*, 2, 873–878.
- Chabanet P. & Durville P., 2005. Reef fish inventory of Juan de Nova's Natural Park (Western Indian Ocean). *Western Indian Ocean Journal of Marine Science* 4: 145 -162.
- Chabanet P., Andrefouët S., Bigot L., Bourmaud C., Cavailles G., Conand C., Durville P., Fricke R., Gravier-Bonnet N., Le Pape H.O., Magalon H., Massé L., Mulochau T., Mattio L., Nicet J.B., Obura D., Poupin J., Russo C., Tessier E. & Zubia M., 2014. Rapport de Synthèse BioReCIE.
- Chabanet P., Bigot L., Nicet J-B., Durville P., Massé L., Mulochau T., Russo C., Tessier E. & Obura D., 2016. Coral reef monitoring in the îles Eparses, Mozambique Channel (2011-2013). *Acta Oecologica* 72: 62-71.
- Chapin III F.S., Zavaleta E.S., Eviner V.T., Naylor R.L., Vitousek P.M., Reynolds H.L., et al., 2000. Consequences of changing biodiversity. *Nature*. 405, 234–242.
- Charpy L., Arfi R., Rougier G., Chevalier C., Devenon J.L., Cecci P., Leboulanger C., Bouvy M., Bettarel Y., Champalbert G., Pagano M., Sarazin G., Jezequel D., Langlade M.J. and Golubic S., 2007. Rapport scientifique de la mission Mayotte Novembre 2006. Institut de recherche pour le développement, UR CYROCO. 72 p.
- Conand C., Chabanet P., Bigot L & Quod J.P., 1998. Suivi de l'état de santé des récifs coralliens du sud-ouest de l'Océan Indien. Manuel méthodologique. Programme Régional Environnement PRE/COI, 27 p. (version française).
- Conand C., Stöhr S., Eleaume M., Magalon H. & Chabanet P., 2013. The Echinoderm fauna of Europa, Eparses Island, (Scattered Islands) in the Mozambique channel (South Western Indian Ocean). *Cah Biol Mar.* 54, 499-504.

- Conand C., Mulochau T. & Chabanet P., 2014. The holothurian (Echinoderma) diversity of the Glorieuses Islands (Eparses Islands, France, Mozambique Channel). *Western Indian Ocean Journal of Marine Science* 12 (1): 71-78.
- Csardi, G., Nepusz, T., 2006. The igraph software package for complex network research. *InterJournal, Complex Systems* 1695.
- Dalleau M, Andrefouet S, Wabnitz C. et al. 2010. Use of habitats as surrogates of biodiversity for efficient coral reef conservation planning in the Pacific Ocean Islands. *Conservation Biology*, 24: 541-552.
- Darling E.S., Alvarez-Filip L., Oliver T. a, McClanahan T.R., Côté I.M., & Bellwood D., 2012. Evaluating life-history strategies of reef corals from species traits. *Ecology letters* 15: 1378–86.
- Dautzenberg P., 1895. Liste des mollusques marins provenant des Iles Glorieuses. *Bull. Soc. Sci. Nat. Ouest France*: 99-121.
- Dérjard R., 1966. Note préliminaire sur les crustacés Stomatopodes et Décapodes récoltés à l'île Europa du 6 au 24 avril 1964. *Mémoire du Muséum national d'Histoire naturelle* 41: 159-180
- Descamps P., Fray D., Thomassin B. A., Castellani S. et Layssac J., 1998. Massive mortality following a huge bleaching of reef corals at Mayotte I. (SW Indian Ocean) at the end of the 1998 austral summer. *Meeting Int. Soc. Reef Studies*, Sept 1998.
- Dubé C.E., Boissin E., Planes S., 2016. Overgrowth of living scleractinian corals by the hydrocoral *Millepora platyphylla* in Moorea, French Polynesia. *Marine Biodiversity*, 46: 329–330.
- Dulvy N.K., Freckleton R.P., & Polunin N.V., 2004. Coral reef cascades and the indirect effects of predator removal by exploitation. *Ecology letters*, 7(5), 410–416.
- Dupuy C., Pagano M., Got P., Domaizon I., Chappuis A., Marchesseaux G., Bouvy M., 2016. Trophic relationships between metazooplankton communities and their planktonic food sources in the îles Eparses (Western Indian Ocean). *Marine Environmental Research* 118: 18-31.
- Durville, P., Chabanet, P. & Quod, J.P., 2003. Visual census of the reef fishes in the natural reserve of the Glorieuses Islands (Western Indian Ocean). *Western Indian Ocean J. Mar. Sci.* 2: 95-104.
- Durville P. & Chabanet P., 2009. Intertidal rockpool fish in the Glorieuses Islands (West Indian Ocean). *Western Indian Ocean Journal of Marine Sciences* 8(2): 231-237.
- Escudie F., Auer L., Bernard M., Cauquill, Vidal K., Maman S., Mariadassou M., Combes S., Hernadez- Raquet G., Pascal G., 2016. FROGS: Find Rapidly OTU with Galaxy Solution. In: ISME-2016 Montreal, CANADA.
- Facon M., Jamon A., Quod J.P., 2015. Bilan d'activités Reef Check Mayotte 2014-2015. 14 pp. + annexes.
- Flombaum, P., Gallegos, J.L., Gordillo, R.A., Rincon, J., Zabala, L.L., et al., 2013. Present and future global distributions of the marine Cyanobacteria *Prochlorococcus* and *Synechococcus*. *PNAS* 110, 9824e9829.
- Fourmanoir P., 1952. Observations sur la faune marine et la pêche à l'île Europa. *Mémoires de l'Institut Scientifique de Madagascar* 7: 167-188.
- Fricke R., Durville P., Bernardi G., Borsa P., Mou-Tham G. & Chabanet P., 2013. Checklist of the shore fishes of Europa Island, Mozambique Channel, southwestern Indian Ocean, including 297 new records. *Stuttgarter Beiträge zur Naturkunde A, Neue Serie* 6: 247-276.
- Gabriel, C., 1982. Sédimentologie de quelques récifs coralliens frangeants de la mer Rouge et de l'océan Indien occidental. Traitement mathématique des données. Thèse de Doctorat, Université d'Aix Marseille II.
- Gélin P., Pirog A., Fauvelot C., Magalon H. (en préparation-a) Population structure and connectivity at different spatial scales for the coral *Pocillopora damicornis* type β in the Southwestern Indian Ocean and the Tropical Southwestern Pacific.
- Gélin P., Fauvelot C., Bigot L., Baly J., Magalon H. (en préparation-b) Examining *Pocillopora eydouxi* population structure: a new beautiful puzzle to solve.
- Gélin P., Postaire B., Fauvelot C., Hélène M., 2017. Reevaluating species number, distribution and endemism of the coral genus *Pocillopora* Lamarck, 1816 using species delimitation methods and microsatellites. *Mol Phylogen Evol*.
- Gélin P., 2016. Délimitation d'espèces et connectivité chez les coraux du genre *Pocillopora* dans l'Indo-Pacifique. Université de La Réunion, p314.

- Goreau, T.F., 1963. Calcium Carbonate Deposition by Coralline Algae and Corals in Relation to Their Roles as Reef-Builders. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 109, 127–167.
- Gravier-Bonnet N. & Bourmaud C., 2006a. Hydroids (Cnidaria, Hydrozoa) of coral reefs: preliminary results on community structure, species distribution and reproductive biology in the îles Glorieuses (southwest Indian Ocean). In: *Proceeding of the 10th International Coral Reef Symposium*, Okinawa, Japon, 188-196
- Gravier-Bonnet N. & Bourmaud C., 2006b. Hydroids (Cnidaria, Hydrozoa) of coral reefs: preliminary results on community structure, species distribution and reproductive biology in Juan de Nova (southwest Indian Ocean). *West Indian Ocean Marine Science Association Journal* 5(2): 123-132
- Grellier M., Nicet J. B., & Ringelstein J., 2012. Étude d'identification des zones de conservation prioritaires dans le cadre de la mise en place d'une Réserve Naturelle Nationale dans les îles Éparses: cas de l'île Europa. Mémoire de fin d'étude. Ecole Nationale du Génie de l'Eau et de l'Environnement de Strasbourg, Université de Montpellier 2. Muséum National d'Histoire Naturelle, Pareto écoconsult, Terres Australes et Antarctiques Françaises (90p.).
- GT DCE Réunion "Benthos Substrats Durs" (2012). Fascicule technique pour la mise en œuvre du réseau de contrôle de surveillance DCE "Benthos de Substrats Durs " à La Réunion. Projet Bon Etat II, réactualisation de l'état des lieux du SDAGE Réunion. RST-DOI/2012-07, 49p.
- Guillaume M., 2005. Rapport de la mission Auracea 2003 aux îles Glorieuses.
- Hoareau T.B., Boissin E., Paulay G., Bruggemann J.H., 2013. The Southwestern Indian Ocean as a potential marine evolutionary hotspot: perspectives from comparative phylogeography of reef brittle-stars. *Journal of Biogeography* 40, 2167–2179. doi:10.1111/jbi.12155.
- Hoey A.S., and Bellwood D.R., 2009. Limited Functional Redundancy in a High Diversity System: Single Species Dominates Key Ecological Process on Coral Reefs. *Ecosystems*, 12, 1316–1328.
- Hohenlohe P., 2004. Limits to gene flow in marine animals with planktonic larvae: models of *Littorina* species around Point Conception, California. *Biological Journal of the Linnean Society*, 82(2): 169-187.
- Honebrink R.R., 2000. A review of the biology of the family Carangidae, with emphasis on species found in Hawaiian waters. Technical Report 20-01. Division of Aquatic Resources, Philippines, Manila.
- Houlbreque F., Delesalle B., Blanchot J., Montel Y., Ferrier-Pages C., 2006. Picoplankton removal by the coral reef community of La Prevoynante, Mayotte Island. *Aquat. Microb. Ecol.* 44, 59-70
- Hughes T.P., Baird A.H., Belwood D.R., Card M., Connolly S.R., Folke C. et al., 2003. Climate change, human impacts, and the resilience of coral reefs. *Science* 301, 929-933.
- Irwin A. J., & Oliver M. J., 2009. Are ocean deserts getting larger? *Geophysical Research Letters*, 36(18).
- Jamon A., Nicet J.B., Pinault M., Tollis S., Gigou A. & Wickel J., 2013. Suivi 2013 de l'état de santé du récif barrière et des récifs internes de Mayotte. Evolution des peuplements benthiques 8 ans après l'état initial des stations "MSA" de l'ORC Mayotte.
- Lasne G., Deas M., Andréfouët S., 2013. Etude cartographique des fonds marins et leur sensibilité au mouillage et au piétinement dans les zones d'usages de l'île aux canards, des îlots Casy, Maître, Amédée, Signal, Larégnère et de l'embouchure de la baie du Carénage. Biocénose marine SARL, Centre IRD de Nouméa. Rap. n°133_2013 23 p. ; Atlas cartographique n°133_2013, 34p.
- Le Manach F., & Pauly D., 2015. First estimate of unreported catch in the French îles Éparses, 1950–2010. Pp. 27–35 In Le Manach F and Pauly D (eds.) *Fisheries catch reconstructions in the Western Indian Ocean, 1950–2010*. Fisheries Centre Research Reports 23(2). Fisheries Centre, University of British Columbia [ISSN 1198–6727].
- Lewis J.B., 2006. Biology and ecology of the hydrocoral *Millepora* on coral reefs. *Marine Biology*, 50, 1–53.
- Lugomela C., Wallberg P., & Nielsen T. G., 2001. Plankton composition and cycling of carbon during the rainy season in a tropical coastal ecosystem, Zanzibar, Tanzania. *Journal of Plankton Research*, 23(10), 1121-1136.
- Lundholm N. & O. Moestrup, 2002. The marine diatom *Pseudo-nitzschia galaxiae* sp. nov. (Bacillariophyceae): morphology and phylogenetic relationships. *Phycologia*: November 2002, Vol. 41, No. 6, pp. 594-605

- Madin J.S., Anderson K.D., Andreasen M.H., et al., 2016a. The Coral Trait Database, a curated database of trait information for coral species from the global oceans. *Sci. Data*, 3:160017.
- Madin J.S., Hoogenboom M.O., Connolly S.R., et al., 2016b. A Trait-Based Approach to Advance Coral Reef Science. *Trends in Ecology & Evolution*, 31:419-428.
- Mattio L., Zubia M., Manevelt G.W., De Clerck O., Bolton J.J., Anderson R.J., Chabanet P., Payri C., 2012. Seaweed diversity in the Mozambique Channel: an expedition to Europa Island. *Newsletter of the Phycological Society of Southern Africa*, vol. 78: 6-8.
- McClanahan T. R., Ateweberhan M., Graham N.A.J., Wilson S.K., Sebastián C.R., Guillaume M., & Bruggemann J.H., 2007. Western Indian Ocean coral communities: bleaching responses and susceptibility to extinction. *MEPS* 337: 1-13.
- McClanahan T.R., Graham N.A.J., MacNeil M.A., Muthiga N.A., Cinner J.E., Bruggemann J.H. & Wilson S.K., 2011. Critical thresholds and tangible targets for ecosystem-based management of coral reef fisheries. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 108, 17230–17233.
- McClanahan T.R., Graham N.A., & Darling E.S. 2014. Coral reefs in a crystal ball: predicting the future from the vulnerability of corals and reef fishes to multiple stressors. *Current Opinion in Environmental Sustainability* 7: 59–64.
- Meyer C.G., Holland K.N., Papastamatiou Y.P., 2007. Seasonal and diel movements of giant trevally (*Caranx ignobilis*) at remote Hawaiian atolls: implications for the design of Marine Protected Areas. *Mar Ecol Prog Ser.* 333:13–25.
- Montano S., Strona G., Seveso D., Galli P., 2012. First report of coral diseases in the Republic of Maldives. *Dis Aqua Org* 101:159-165
- Moore H.B., 1972. Aspects of stress in the tropical marine environment. *Advances in marine Biology*, 10, 217-269.
- Mora C., Aburto-Oropeza O., et 52 auteurs., 2011. Global human footprint on the linkage between biodiversity and ecosystem functioning in reef fishes. *PLoS Biology* 9(4), e1000606: 1-9.
- Mouillot D. et al., 2013a. A functional approach reveals community responses to disturbances. *Trends in Ecology & Evolution* 28: 167-177.
- Mouillot D., Graham N.A.J., Villéger S., Mason N.W.H. & Bellwood D.R. , 2013b. A functional approach reveals community responses to disturbances. *Trends Ecol. Evol.* 28, 167–177.
- Mouillot D., Bellwood D.R., Baraloto C., Chave J., Galzin R., Harmelin-Vivien M., Kulbicki M., Lavergne S., Lavorel S., Mouquet N., et al., 2013c. Rare species support vulnerable functions in High-Diversity ecosystems. *PLoS Biol* 11, e1001569.
- Mouillot D., Villéger S., Parravicini V., Kulbicki M., Arias-González J.E., Bender M., Chabanet P., Floeter S.R., Friedlander A., Vigliola L., et al., 2014. Functional over-redundancy and high functional vulnerability in global fish faunas on tropical reefs. *Proc. Natl. Acad. Sci.* 111, 13757–13762.
- Mulochau T, Conand C., 2008. Holothurians and other echinoderms of the Glorieuses Islands (Scattered Islands of the Indian Ocean). *SPC Bêche-de-mer Information Bulletin* 28: 34-39.
- Muths D., Tessier E., Gouws G., Craig M., Mwale M., Mwaluma J., Mwandya A., Bourjea J., 2011. Restricted dispersal of the reef fish *Myripristis berndti* at the scale of the SW Indian Ocean. *Marine Ecology Progress Series* 443, 167–180. doi:10.3354/meps09394
- Muths D., Gouws G., Mwale M., Tessier E., Bourjea J., Moran P., 2012. Genetic connectivity of the reef fish *Lutjanus kasmira* at the scale of the western Indian Ocean. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 69, 842–853. doi:10.1139/f2012-012
- Muths D., Tessier E., Bourjea J., 2014. Genetic structure of the reef grouper *Epinephelus merra* in the West Indian Ocean appears congruent with biogeographic and oceanographic boundaries. *Marine Ecology n/a–n/a*. doi:10.1111/maec.12153
- Nicet J.B., Jamon A., Simian G., Chabanet P., Bissery C., Guigou A., Aboutoïhi L., Bigot L., Quod J.P., 2012. ORC8 – Suivi 2011 de l'état de santé des récifs coralliens de Mayotte (PARETO/IRD/APNEE/PARC NATUREL MARIN/ECOMAR). Rapport pour le compte de la DEAL Mayotte, 72 pages + annexes.

- Nicet J.B., Porcher M., Pennober G., Mouquet P., Alloncle N., Denis Y., Dirberg G., Gabrie C., Malfait G., Nicolas A., Pribat B., Ringelstein J., Quod J.P., Andrefouet S., 2015. Aide pour la commande et la réalisation de cartes d'habitats normalisées en milieu récifal sur les territoires français. Guide de mise en œuvre à l'attention des gestionnaires. Pour le compte de l'IFRECOR.
- Nicet J.B., Pennober G., Burcklen M., Wickel J., Bigot L., Chabanet P., Obura D., 2016. Intensité et impact du blanchissement corallien massif de 2016 sur les récifs coralliens français de l'océan Indien. Projet BECOMING 2016. Rapport MAREX, ESPACEDEV, ENTROPIE, UR, IRD, SEAS-OI, CORDIO, AAMP, PNMM, PNMG, TAAF, RNMR, DEAL Réunion, RNB, IFRECOR, UE, 89 pages.
- Nicet J.B., Wickel J., Bigot L., Chabanet P., 2017. Elaboration de l'indicateur "Benthos de substrat dur" permettant le suivi de l'état de santé des récifs coralliens dans le parc naturel marin des Glorieuses. Rapport MAREX/Université de La Réunion/IRD pour le compte du Parc Naturel Marin des Glorieuses, 37 pages + annexes.
- Nogales B., Lanfranconi M.P., Piña-Villalonga J.M., & Bosch R., 2011. Anthropogenic perturbations in marine microbial communities. *FEMS microbiology reviews*, 35(2), 275-298.
- Obura D., 2016. An Indian Ocean centre of origin revisited: Palaeogene and Neogene influences defining a biogeographic realm. *Journal of biogeography*, 43(2), 229-242.
- Obura D. & Grimsditch G., 2009. Resilience assessment of coral reefs – Assessment protocol for coral reefs, focusing on coral bleaching and thermal stress (IUCN Resilience Science Group Working Paper Series – No 5). Gland, Switzerland: IUCN.
- Obura D., 2012. The Diversity and Biogeography of Western Indian Ocean reef-building Corals. *PLoS ONE* 7, e45013. doi:10.1371/journal.pone.0045013
- Ofwegen L.P. van & Y Benayahu, 1992. Notes on Alcyonacea (Octocorallia) from Tanzania.— *Zool. Med. Leiden* 66 (6): 139-154, figs 1-15.
- Onton K., Page C.A., Wilson S.K., Neale S., Armstrong S., 2011. Distribution and drivers of coral disease at Ningaloo reef, Indian Ocean. *Mar Ecol Prog Ser* 433:75-84.
- O'Loughlin P. & MacKenzie M., 2012. Asterinid seastars from the Mozambique Channel (Echinodermata: Asteroidea: Asterinidae). *Zootaxa* 3613(2): 176-180.
- PARETO, 2014. Mise au point d'un indicateur « Benthos de substrat dur » pour la caractérisation de l'état des masses d'eau dans le cadre de la DCE Mayotte. Indicateur « faune et flore benthiques sessiles » pour la pente externe du récif-barrière et le front récifal du récif frangeant. Juin 2014, 41 pages + annexes.
- Pennober G. & Borius A., 2010. Coral bleaching alert and mapping in Reunion Island (SWIO): a remote sensing contribution. In: M. Robin and M. Maanan (Eds), *Geomatic solutions for coastal environment*, Nova Publishers.
- Petchey O.L., 2003. Integrating methods that investigate how complementarity influences ecosystem functioning. *Oikos* 101, 323–330.
- Pirog A., Gélén P., Frouin P., Magalon H., en préparation. Population structure and connectivity at different spatial scales for the sea cucumber *Stichopus chloronotus* in the Southwestern Indian Ocean and the Tropical Southwestern Pacific.
- Piton B., 1989. Quelques aspects nouveaux sur la circulation superficielle dans le Canal de Mozambique (Océan Indien). ORSTOM, Plouzané.
- Postaire B., Magalon H., Bourmaud C.A.F., Gravier-Bonnet N., Bruggemann J.H., 2016a. Phylogenetic relationships within Aglaopheniidae (Cnidaria, Hydrozoa) reveal unexpected generic diversity. *Zool Scr* 45:103-114.
- Postaire B., Magalon H., Bourmaud C.A.F., Bruggemann J.H., 2016b. Molecular species delimitation methods and population genetics data reveal extensive lineage diversity and cryptic species in Aglaopheniidae (Hydrozoa). *Mol Phylogen Evol* 105:36-49.
- Postaire B., Gélén P., Bruggemann JH., Pratlong M., Magalon H. 2017. Population differentiation or species formation across the Indian and the Pacific Oceans? An example from the brooding marine hydrozoan *Macrorhynchia phoenicea*. *Ecology and Evolution*, accepté.

- Poupin J. & Komai T., 2012. Records of the hermit crab genus *Pagurixus* Melin, 1939 (Crustacea: Decapoda: Anomura: Paguridae) from Europa Island, western Indian Ocean, with descriptions of two new species. *Zootaxa* 3608(3): 191-203.
- Poupin J., Zubia M., Gravier-Bonnet N. & Chabanet P., 2012. Illustrated Checklist of the Decapoda at Europa Island. Western Indian Ocean Journal of Marine Science, vol 11 (1): 1-25.
- Poupin J., Zubia M., Gravier-Bonnet N., Chabanet P. & Duhec A., 2013. Crustacea Decapoda of Glorieuses Islands, with notes on the distribution of the coconut crab (*Birgus latro*) in the western Indian Ocean. Marine Biodiversity Record 6 : 1-12.
- Pritchard J. K., Stephens M., & Donnelly P., 2000. Inference of population structure using multilocus genotype data. *Genetics*, 155(2), 945–959.
- Quétel C., Marinesque S., Ringler D., Fillinger L., Changeux T., Marteau C., Troussellier M., 2016. îles Eparses (SW Indian Ocean) as reference ecosystems for environmental research. *Acta Oecologica*, 72 (no spécial), 1-8. ISSN 1146-609X.
- R Core Team (2016). R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria.
- Reinicke G.B., van Ofwegen L.P., 1999. Soft corals (Alcyonacea: Octocorallia) from shallow water in the Chagos Archipelago: species assemblages and their distribution. In: Sheppard CRC, Seaward MRD, editors. Ecology of the Chagos Archipelago. Linnean Society/Westbury Publishing; London. pp. 67–90.
- Riaux-Gobin C., Witkowski A., Saenz-Agudedo P., Neveux J., Oriol L., Vétion G., (2011). Nutrient status in coral reefs of the îles Eparses (Scattered Islands): comparison to nearby reefs subject to higher anthropogenic influences (Mozambique Channel and Mascarenes, Indian Ocean). *Oceanological and hydrological studies* 40 : 84-90.
- Richardson L.E., Graham N.A., Pratchett M.S., & Hoey A.S., 2017. Structural complexity mediates functional structure of reef fish assemblages among coral habitats. *Environmental Biology of Fishes*, 100:193-207.
- Roberts J.J., Best B.D., Dunn D.C., Trembl E.A., Halpin P.N., 2010. Marine Geospatial Ecology Tools: An integrated framework for ecological geoprocessing with ArcGIS, Python, R, MATLAB, and C++. *Environmental Modelling & Software* 25, 1197–1207.
- Sarmiento H., Descy J.-P., (2008). Use of marker pigments and functional groups for assessing the status of phytoplankton assemblages in lakes. *J. Appl. Phycol.* 20, 1001–1011.
- Schleyer M.H., Celliers L., 2005. The coral reefs of Bazaruto Island, Mozambique, with recommendations for their management. *Western Indian Ocean Journal of Marine Science*. Vol. 4, No. 2, pp. 227–236.
- Schleyer M.H., Benayahu Y., 2010. Pre- and post-1998 ENSO records of shallow-water octocorals (Alcyonacea) in the Chagos Archipelago. *Marine Pollution Bulletin*. 60:2197–2200.
- Schleyer M.H., Bigot L., Benayahu, Y., soumis. The Coral and Coral Reefs around the Glorieuses Islands. *Marine Biodiversity*.
- Schleyer M.H., Bigot L., Benayahu, Y., in preparation. The Coral and Coral Reefs around Europa Island in the South West Indian Ocean
- Séré M., 2014. Identification et étiologie des maladies associées aux coraux scléractiniaires dans le SO de l'océan Indien. Thèse de doctorat Université de La Réunion, 160 p.
- Séré M.G., Chabanet P., Turquet J., Quod J.-P., Schleyer M.H., 2015. Identification and prevalence of coral diseases on three Western Indian Ocean coral reefs. *Diseases of aquatic organisms* 114:249-261
- Sheppard C., Ateweberhan M., Bowen B., Carr P., Chen C., Clubbe C., Craig M., Ebinghaus R., Eble J., Fitzsimmons N., 2012. Reefs and islands of the Chagos Archipelago, Indian Ocean: why it is the world's largest no-take marine protected area. *Aquat Conserv Mar Freshw Ecosyst* 22:232-261.
- Stoddart D.R., 1978. Descriptive reef terminology. In: Johannes RE, Stoddart DR (eds) *Coral reefs: research and methods*. UNESCO, Paris, p 5-15.
- Stuart-Smith R.D., Bates A.E., Lefcheck J.S., Duffy J.E., Baker S.C., Thomson R.J., Stuart-Smith J.F., Hill N.A., Kininmonth S.J., Airoidi L., et al., 2013. Integrating abundance and functional traits reveals new global hotspots of fish diversity. *Nature* 501, 539–542.

- Thinesh T., Mathews G., Patterson Edward J., 2011. Coral disease prevalence in the Palk Bay, Southeastern India—With special emphasis to black band. *Indian J Mar Sci* 40:813.
- Treml E.A., Halpin, P.N., Urban, D.L., Pratson, L.F., 2008. Modeling population connectivity by ocean currents, a graph-theoretic approach for marine conservation. *Landscape Ecology* 23, 19–36.
- Tsai A.-Y., Gong, G.-C., Sanders, R.W., Chen, W.-H., Chao, C.-F., Chiang, K.-P., 2011. Importance of bacterivory by pigmented and heterotrophic nanoflagellates during the warm season in a subtropical western Pacific coastal ecosystem. *Aquat. Microb. Ecol.* 63, 9-18.
- Van Wynsberge S., Andrefouet S., Hamel M.A., Kulbicki M., 2012. Habitats as surrogates of taxonomic and functional fish assemblages in coral reef ecosystems: A critical analysis of factors driving Effectiveness. *Plos One* 7 : e40997
- Vergonzanne G., 1977. Etude sur les mollusques et les echinodermes récifaux des Iles Glorieuses (nord-ouest de Madagascar). Bionomie et évaluations quantitatives. Thèse de 3ème cycle d'Océanographie, Université de Bretagne occidentale, Brest, 159 pp.
- Villéger S., Mason N. & Mouillot D., 2008. New multidimensional functional diversity indices for a multifaceted framework in functional ecology. *Ecology* 89:2290-2301.
- Walther, G. R., Post, E., Convey, P., Menzel, A., Parmesan, C., Beebee, T. J., & Bairlein, F., 2002. Ecological responses to recent climate change. *Nature* 416, 389-395.
- Wickel J., Nicet J-B., Bigot L., Chabanet P., Cauvin B., Pothin K., Quod J-P., Séré M. & Malfait G., 2016. La Réunion. In: Etat des récifs coralliens et des écosystèmes associés des Outre-mer français en 2015. Coordination J-P. Quod & G. Malfait, IFRECOR, pp. 120-127.
- Wilkinson C., 1998. Status of coral reefs of the world : 1998. Global Coral Reef Monitoring Network. Australian Institute of Marine Science AIMS, 184 p.
- Wilkinson C., 2008. Status of coral reefs of the world: 2008. Global Coral Reef Monitoring Network. AIMS, 296p.
- Work TM, Rameyer RA., 2005. Characterizing lesions in corals from American Samoa. *Coral Reefs* 24:384-390
- Work TM, Aeby GS., 2006. Systematically describing gross lesions in corals. *Dis Aqua Org* 70:155-160
- Winder, M., 2009. Photosynthetic picoplankton dynamics in Lake Tahoe: temporal and spatial niche partitioning among prokaryotic and eukaryotic cells. *Journal of Plankton Research*,
- Zhu G.H., Jin M., Feng W.H., Liu Z.L., Han Z.B., & Hu C.Y., 2016. Study On The Relationship Between Phytoplankton Indicator Species With Nutrient Contents In The Southern Ocean. *International Journal of Simulation--Systems, Science & Technology*, 17(20).

Programme SIREME

Suivi et inventaire des récifs coralliens de Mayotte et des îles Eparses

ANNEXES



Coordination : Pascale CHABANET (IRD)

Participants (par ordre alphabétique) :

Andréfouët Serge, Barroil Pierre, Bec Béatrice, Bélières Alice, Bigot Lionel, Boissin Emilie, Bourmaud Chloé, Bouvy Marc, Chabanet Pascale, Carré Claire, Crochelet Estelle, Dalleau Mayeul, Dupuy Christine, Durville Patrick, Fari Chloé, Fauvelot Cécile, Gelin Pauline, Got Patrice, Guilhaumon François, Hatey Elise, Magalon Hélène, Nicet J-Benoit, Nikolic Natacha, Obura David, Pennober Gwenaëlle, Roques Cécile, Samoilys Melita, Sand Aurélie, Savelli Marie-Paule, Schleyer Michael, Sere Mathieu, Tortosa Pablo, Tribollet Aline & Wickel Julien.

Juin 2017



Table des Annexes

Annexe 1 : Points GPS des sondes installées à Glorieuses et à Mayotte.	1
Annexe 2 : Informations sur les 8 traits des coraux sélectionnés dans cette étude.	2
Annexe 3 : Analyse bibliographique et tableau des paramètres de suivi potentiels, issue de l'atelier national - groupe de travail DCE « Corail ».	5
Annexe 4 : Classement par nombre de données (Nb) disponibles dans la base A1 (sans les données manquantes dans les classes de taille) selon les espèces prioritaires (« Identifiant ») à Mayotte.	7
Annexe 5 : Classement par nombre de données (Nb) disponibles dans la base A2 (sans les données manquantes dans les classes de taille) selon les espèces prioritaires (« Identifiant ») aux Eparses.	8
Annexe 6 : Nombre d'observations (Nb), de sites géographiques, d'années, et de structures géomorphologiques par espèces et familles sélectionnées sur les bases de données A1 et A2.	10
Annexe 7 : Caractéristiques des stations aux Glorieuses et à Geyser.	11
Annexe 8 : Plongées scaphandre autonome durant la campagne aux Glorieuses.	12
Annexe 9 : Analyse des communautés planctoniques - calendrier des sorties.	13
Annexe 10 : Calendrier d'échantillonnage à Mayotte et actions réalisées (2016).	13
Annexe 11 : Calendrier des sorties des analyses hydrologiques et des communautés planctoniques à Mayotte (stations GCRMN) et expériences à bord (EXP).	14
Annexe 12 : Calendrier d'échantillonnage de vérité terrain pour la cartographie des habitats de Mayotte.	15
Annexe 13 : Calendrier d'échantillonnage à Europa.	16
Annexe 14 : Espèces ichtyologiques observées aux Glorieuses sur les stations GCRMN (SIREME 2015).	17
Annexe 15 : Liste des coraux durs inventoriés à Mayotte (SIREME 2016).	20
Annexe 16 : Espèces ichtyologiques observées à Mayotte sur les stations GCRMN (SIREME 2016). ..	22
Annexe 17 : Liste des coraux durs inventoriés à Europa (Novembre 2016).	25
Annexe 18 : Espèces ichtyologiques observées à Europa sur les stations GCRMN (SIREME 2016).	27
Annexe 19 : Cartographie des habitats des Glorieuses, niveaux de détail très faible et très élevé.	29
Annexe 20 : Table des correspondances des noms des stations pour l'analyse des sites de conservation prioritaires.	31
Annexe 21 : Liste des 422 espèces de poissons récifaux présents à Mayotte et dans les îles Éparses.	34
Annexe 22 : Liste des espèces vulnérables et importantes (forte biomasse) (quadrant 1) pour chaque île.	39
Annexe 23 : Liste des 163 espèces de coraux présentes à Mayotte et dans les îles Éparses.	42

Annexe 1 : Points GPS des sondes installées à Glorieuses et à Mayotte.

Glorieuses

GLO2 : 11°34,880 S / 47°16.862' E
GLO 5 : 11°32,387 S / 47°20.457' E
Ile du Lys : 11°52953 S / 47°38049' E

La sonde GLO 5 n'a pas pu être récupérée, elle a été perdue suite au passage du cyclone.

Mayotte

SURPRISE : sonde Oxygène dissous + sonde Température / Lumière GPS: 12° 38,762' S / 45° 07,995 'E
PREVOYANTE : sonde Température / Lumière GPS: 12° 41,513' / 45° 10,114 '
SAZILEY : sonde Température / Lumière GPS: 12° 59,138' / 45° 10,947 '

Annexe 2 : Informations sur les 8 traits des coraux sélectionnés dans cette étude.

Depth lower et Depth upper :

-- Mesures de tolérance à des conditions environnementales potentiellement stressantes (faible lumière, température). Les espèces de coraux pouvant vivre à des profondeurs plus élevées (c.a.d plus profond) seraient plus adaptées à des conditions stressantes (exemple : faible lumière) que celles qui ne vivent qu'à une faible profondeur (Darling et al. 2012; Keith et al. 2015; Mizerek et al. 2016).

-- Plusieurs études ont montré que de hautes températures augmentent la fréquence de maladie. Ainsi, les espèces vivant à de faibles profondeurs (forte température) auraient un potentiel plus élevé d'attraper des maladies que les espèces vivant plus en profondeur (Diaz and Madin, 2011).

Wave exposure preference :

-- Mesures de tolérance à des conditions environnementales potentiellement stressantes (habitat qui sont fortement exposés aux vagues)(Keith et al. 2015; Mizerek et al. 2016).

-- La fréquence de maladie se révèle être plus grande dans les zones du récif qui sont abritées des vagues et moindre dans des habitats exposés (Diaz and Madin, 2011).

Water clarity preference :

-- Mesures de tolérance à des conditions environnementales potentiellement stressantes (eau turbide)(Keith et al. 2015; Mizerek et al. 2016). (Keith et al. 2015)

-- La prévalence des maladies des coraux augmente avec les niveaux de nutriments et de sédimentation générés par le ruissellement terrestre et les activités humaines telles que le développement côtier, la déforestation et l'agriculture. Certaines espèces de coraux ont des adaptations pour faire face à ces conditions, y compris la rétraction du polype, l'abaissement du taux de photosynthèse (et donc métabolique) et une augmentation de la production de mucus : tout cela pourrait diminuer les taux d'infection dans l'eau trouble. On s'attend à ce que les coraux sans de telles adaptations (par exemple, sur les pentes externes en eau plus claire) attrapent plus de maladies (Diaz and Madin, 2011)

Growth form (Veron) :

-- Ce trait peut influencer la taille et la forme des habitats qui sont des refuges pour les poissons. Par exemple, les coraux branchus ("branching") fournissent une grande complexité structurelle pour les petits poissons et pour les poissons spécialisés sur le corail vivant (pour l'habitat ou l'alimentation ; ex. corallivores))(Darling et al. 2017).

-- Hypothèse : les coraux ramifiés ("branching") sont de bons compétiteurs pour l'espace et la lumière dans les récifs coralliens, alors que les coraux tabulaires ("plating") et en dôme ("domed") sont eux plus adaptés à des environnements sujets à des stress et/ou perturbations (Darling et al. 2012).

-- Des formes particulières sont mieux à même de résister à des environnements soumis à une forte énergie des vagues. La forme de la colonie peut influencer l'acquisition d'énergie (capture du rayonnement photosynthétiquement disponible) (Keith et al. 2015).

-- La forme de croissance des colonies est une autre caractéristique importante qui est liée à l'allocation d'énergie parmi les processus physiologiques tels que la croissance et la défense des colonies. Par exemple, les coraux ramifiés ("branching") investissent plus d'énergie dans la croissance et allouent donc moins d'énergie à la maintenance et à la résistance aux maladies. Le transfert de masse a également tendance à être réduit chez les coraux qui ont des morphologies ramifiées/plus complexes, où les vitesses d'eau internes ralentissent ou arrêtent l'excrétion de mucus et de sédiments et augmentent les risques d'infection par les agents pathogènes. La morphologie des colonies complexes est également liée à un degré plus élevé d'intégration physiologique entre les polypes qui risque d'augmenter la probabilité de propagation de la maladie dans les colonies (Diaz and Madin, 2011).

Sexual system :

-- On s'attend à ce que les espèces hermaphrodites aient une capacité accrue d'établissement par rapport aux gonochores, car un individu peut produire des gamètes masculins et féminins, ce qui signifie qu'il existe un potentiel de reproduction avec l'arrivée d'un seul individu (Keith et al 2015).

-- Hypothèse : contribue à la dispersion et à l'établissement réussis à des latitudes plus élevées (Mizerek et al. 2016).

Mode of larval development :

-- Les "broadcast spawners" (fécondation externe : émission de gamètes dans le milieu) pourraient être limités par des populations peu nombreuses (ex effet Allee) suite à la mortalité et à une perturbation; alors que les "brooders" (fécondation interne : à l'intérieur du polype puis larves émises dans le milieu) ont un potentiel de fertilisation qui peut favoriser un meilleur rétablissement dans un récif perturbé (Darling et al., 2012).

-- "Trait Considéré comme un proxy de la capacité de dispersion: les "spawners" (Keith et al.2015).

-- Trait qui influence la dispersion des populations et la proximité aux maladies. En outre, des études ont montré que les "spawners" sont plus résistants à certains facteurs stressants car capables de coloniser différents habitats et que les adultes produisent un plus grand nombre de propagules avec une plus grande capacité de dispersion (Diaz and Madin, 2011).

-- "Les assemblages de coraux avec des "brooders" suggèrent une communauté plus perturbée ou opportuniste qui fournit un habitat moins adapté aux poissons de récif. Ce trait peut également influencer la disponibilité de nourriture à partir de propagules ou de polypes" (Darling et al., 2017).

-- Hypothèse : contribue à la dispersion et à l'établissement réussis à des latitudes plus élevées (Mizerek et al. 2016).

Coloniality

Bibliographie :

Darling, E.S., Alvarez-Filip, L., Oliver, T.A., et al. (2012). Evaluating life history strategies of reef corals from species traits. *Ecology Letters*, 15:1378-1386

Darling, E.S., Graham, N.A., Januchowski-Hartley, F.A., et al. (2017). Relationships between structural complexity, coral traits, and reef fish assemblages. *Coral Reefs*, 36:561-575

Díaz, M., and Madin, J. (2011). Macroecological relationships between coral species' traits and disease potential. *Coral Reefs*, 30:73-84

Keith, S.A., Woolsey, E.S., Madin, J.S., et al. (2015). Differential establishment potential of species predicts a shift in coral assemblage structure across a biogeographic barrier. *Ecography*, 38:1225-1234

Mizerek, T.L., Baird, A.H., Beaumont, L.J., et al. (2016). Environmental tolerance governs the presence of reef corals at latitudes beyond reef growth. *Global Ecology and Biogeography*, 25:979-987

Annexe 3 : Analyse bibliographique et tableau des paramètres de suivi potentiels, issue de l'atelier national - groupe de travail DCE « Corail ».

Tableau issu de Le Moal, 2012 construit à partir de 3 publications (Fisher et al., 2008 ;Cooper et al., 2009 et Fabricius et al., 2011) sur l'utilisation d'indicateurs multiples pour l'évaluation de l'état écologique des masses d'eau. Le tableau synthétise les indicateurs utilisés et les avantages de ces indicateurs. Les indicateurs utilisés sont des mix de parties de l'indicateur de Fisher, 2008 et de l'indicateur de Fabricius, 2011.

Nb of tested metric	Final metric nb	Metrics	Sampling effort	Laboratory work	Need specific skills	Laboratory material	Destructive method	Major advantages	Ref.
25	8	Colony (average colony surface area, colony size coefficient of variation, average percent live tissue, % live surface area) Community of stony corals (species richness, colony density, total coral cover, live coral cover)	*** radial belt, direct obs (taxo, surface area, estimation of live tissue %)	*	-	-	No	Multi-characterisation of structural species Repeatable, independant of survey team Statistical power sufficient to keep sample nb reasonably low for a monitoring program	Fisher et al. 2008, Mar poll Bull
21	11	Physiology (skeletal d15N) Colony (coral brightness, tissue thickness and surface rugosity of massive <i>Porites</i>) Population (macro-bioeroders) Several Communities (FORAM index, coral recruitment, benthic cover and taxonomic richness (hard coral, octocorals, macroalgae, sediment), max depth of coral-reef development)	****	**** Skeletal d15N, symbiont photophysiology, FORAM index	Taxo expertise for FORAM index can be easily acquired	Mass spectro meter, chl-a fluorometer	Yes		Cooper et al. 2009, Coral Reefs
38	12	Colony (coral brightness of massive <i>Porites</i>) Population (macro-bioeroders of massive <i>Porites</i>) Several Communities (FORAM index, coral and octocoral juvenile densities and richness, macroalgal cover, crustose coralline algal cover, Turbinaria cover, Acropora cover, Acropora/total hard coral cover)	***** 1 day/3 persons/site belt transect, direct obs (brightness, bioeroders, juvenile), sediment collection, video	*** FORAM index: time consuming, video/photo graph analyses	juvenile require taxo expertise and observer comparison	video or photograph	Yes	Quantification of the dual shifts (corals to macroalgae, photo/mixotrophy to heterotrophy) Broadly applicable at least within the GBR Different scales of response Not compromise if some of the indicator groups were to be omitted/replace	Fabricius et al. 2011, Mar Poll Bull

Liste des paramètres proposés dans le cadre de l'atelier du groupe de travail national sur indicateur substrat corallien (tableau en cours de consolidation)

Groupes	Paramètres	Atelier 2012	Niveaux réajustés Antilles	Niveaux réajustés O. Indien	Commentaires
Algues	Recouvrement macroalgues (MA)	N1	N1/N2	N1/N2	N1 quand identification par grandes catégories de MA (dressées, calcaires, etc.). N2 quand identification au genre. Besoin réaffirmé d'établir des listes de MA (nitrophiles, phosphorophiles, etc.). Convention MNHN-IRD doit être mise en place en 2014 à ce sujet. Etude en cours (OMMM) sur isotopes: lien plus fin avec les pressions?
	Taxons macroalgues	N1	N2	N2	N2 car pas encore possible de l'intégrer dans indice. A confirmer avec C. Payri (IRD) Besoin de définir des listes de MA (nitrophiles, phosphorophiles, etc.) réaffirmé. Une convention MNHN-IRD doit être mise en place courant 2014 à ce sujet.
Récifs coralliens	Recouvrement corail vivant	N1	N1	N1	Paramètre le plus robuste pour permettre une comparaison inter site (cf. discussions sur les densités de colonies adultes + densités de juvéniles)
	Taxons coraux OU catégories coralliennes	N2	N1/N2	N1/N2	N1 quand identification par grandes catégories coralliennes. N2 quand identification des taxons au genre. Le suivi des formes de croissance ne permet pas forcément de caractériser des changements d'état, et le terme a été remplacé par « catégories coralliennes » (ex acropores/non acropores (uniquement pour l'Océan Indien, etc.)
	Densité colonies adultes	N1	C1	C1	Paramètre pertinent pour la DCE mais forte variabilité spatiale (inter site) et temporelle (inter annuelle). Combinaison avec un autre paramètre dans l'indice (ex: densité et recouvrement)? Difficultés terrain (retour d'expérience Martinique): chronophage (testé en belt 1x20m, difficile d'envisager triplicat), problèmes pour définir une colonie, pour différencier une colonie nécrosée de nouvelles recrues, pour compter les colonies très abondantes en cas de houle. Conclusion: selon moyens disponibles, ordre de priorité basé sur robustesse pour comparaison inter site: recouvrement corail vivant (N1) > densité adultes (C1) > densité juvéniles (C2)
	Densité juvéniles	N2	C2	C2	Paramètre pertinent pour la DCE, sensible aux pressions (ce qui est important = présence de juvéniles, peu importe leur « vie antérieure »), mais forte variabilité spatiale (inter-site) et temporelle (inter annuelle). Pourrait pondérer l'indice. Selon moyens disponibles, ordre de priorité basé sur robustesse pour comparaison inter site: recouvrement corail vivant (N1) > densité adultes (C1) > densité juvéniles (C2)
	Blanchissement lié à un stress local/ nécroses /maladies	C	C obligatoire	C obligatoire	Regroupement des paramètres blanchissement, nécroses et maladies car relevés ensemble sur le terrain, et parfois difficile de faire la distinction (ex: blanchissement / maladie) Pour le moment: noter quand une partie ou la totalité d'une colonie est blanchie ou nécrosée. Nécrose/maladie = irréversible alors que blanchissement possibilité de rétablissement. Nécessité de séparer les origines locales versus régionales du blanchissement.
	Blanchissement lié à un stress régional		C obligatoire	C obligatoire	Important à mesurer pour remettre dans contexte global (Température, UV, cyclones) Serait intéressant de coupler avec bases de données (type NOAA ou autres)
Autres invertébrés	Pression d'herbivorie: Echinides	N2	N2	N2	Paramètre explicatif pour comprendre évolution des grands compartiments de l'écosystème et essayer de dissocier les pressions anthropiques directes, indirectes, et naturelles. Ex: Phase shift macroalgues aux Antilles peut être relié à la disparition des diadèmes (à cause d'un pathogène, dans les années 80) + surpêche (prélèvement de poissons herbivores) La densité d'Echinides en tant que telle ne sert à rien. Nécessité de préciser quel(s) type(s) d'oursins sont suivis car situations contrastées entre caraïbes et O.I., méthodologie différentes d'un endroit à l'autre car pas même espèces Implique du «belt» (= alourdit le protocole)
	Gorgones	C	C	-	Rôle très différent Antilles/OI. Bon indicateur pour suivre dégradation aux Antilles Pas bon indicateur dans OI car variabilité naturelle trop importante: gorgones remplacent coraux quand diminution de l'éclairement, mais phénomène naturel, pas de compétition directe avec les coraux
	Alcyonaires		Sans objet	N1	Indicateur de qualité de l'eau. Indicateur de MES dans Indo-Pac. Peuplement de compétition /coraux)
	Zoanthaires / corallimorphaires		C	N2	Indicateur de qualité de l'eau. Antilles: indicateur de MO, pas forcément dans indo-Pac
	Prédation par <i>Acanthaster</i>	C, N2	Sans objet	C obligatoire	Pas d' <i>Acanthaster</i> aux Antilles
	Eponges	C, N2-3	C	C	Pas crucial pour O.I., sauf pour clones? Aux Antilles (350 espèces), semble être corrélé aux pressions (MO) : Clones prolifèrent sur les récifs quand pressions augmentent (> MO), forte interaction avec coraux
Poissons	Pression d'herbivorie: poissons		C	C	Paramètre indirect, explicatif pour comprendre évolution des grands compartiments de l'écosystème. Faisable sur le plan technique mais prise en compte dans l'optique DCE à discuter car nécessite plus de moyen humain, mise en place d'un protocole supplémentaire, "alourdit" les mesures à mettre en œuvre
	Poissons Corallivores		Sans objet	C	Paramètres indirect, explicatif pour comprendre évolution des grands compartiments de l'écosystème Poissons corallivores bioindicateurs ≠ prédation sur les coraux Antilles: peu de corallivores : Scaridés ; Réunion: relation chaetodonts/coraux? demander à P. Chabanet (IRD)
Autres	Superficie?				Elément quantitatif de l'état, peut être complémentaire aux autres paramètres de « qualité ». Peut signaler des changements à la grande échelle. Nécessite R&D, discussions en cours pour la mise en œuvre à la Réunion (Spectrhabsent). Antilles: distinction possible corail vivant/ mort sur récifs du platier mais pas sur coraux profond. Utilisation hyperspectral en Martinique pour carto des herbiers, Guadeloupe: satellite, carto en caméra tractée
	Sédimentation?		C		Antilles : actuellement évaluation à dire d'experts, pour déclasser les Baies, qui présentent sinon un bon état écologique basé sur le recouvrement de corail vivant + MA, alors que hypersédimentation liée à l'érosion des terres agricoles. Développer un indice prenant en compte le fait que les colonies sont recouvertes de sédiment? Attendre d'intégrer les nécroses pour voir si reflète mieux l'état dégradé des coraux des Baies. Martinique: Mise en place de test (trappes à sédiment comme proxy simple)? Pas de consensus sur la méthode. Conclusion du groupe : faire appel à un sédimentologue Nvile Cal: baies envasées naturellement sans impact sur certaines espèces de coraux bien adaptées à ces conditions environnementales

Annexe 4 : Classement par nombre de données (Nb) disponibles dans la base A1 (sans les données manquantes dans les classes de taille) selon les espèces prioritaires (« Identifiant ») à Mayotte.

En jaune, les espèces sélectionnées pour Mayotte. La colonne nommée « Commune avec Eparses » correspond aux espèces retrouvées dans la Table 3.

Identifiant	Nb	Famille	Commune avec Eparses
Cephalopholis_argus	248	Serranidae	
Naso_elegans	101	Acanthuridae	Oui
Epibulus_insidiator	71	Labridae	
Sufflamen_chrysopterus	45	Balistidae	
Aulostomus_chinensis	44	Aulostomidae	
Acanthurus_thompsoni	38	Acanthuridae	
Naso_unicornis	22	Acanthuridae	Oui
Siganus_argenteus	17	Siganidae	
Priacanthus_hamrur	17	Priacanthidae	
Naso_hexacanthus	9	Acanthuridae	Oui
Lutjanus_gibbus	8	Lutjanidae	Oui
Plectropomus_punctatus	7	Serranidae	
Acanthurus_xanthopterus	7	Acanthuridae	Oui
Hipposcarus_harid	6	Scaridae	Oui
Gymnothorax_javanicus	5	Muraenidae	Oui
Cheilinus_undulatus	3	Labridae	Oui
Gymnothorax_meleagris	1	Muraenidae	Oui

Annexe 5 : Classement par nombre de données (Nb) disponibles dans la base A2 (sans les données manquantes dans les classes de taille) selon les espèces prioritaires (« Identifiant ») aux Eparses.

En jaune, les espèces sélectionnées. Toutes les espèces sélectionnées ont été échantillonnées sur l'ensemble des sites (Bassas, Europa, Juan de Nova, Glorieuses, Tromelin) à l'exception de *Caranx melampygus* qui n'a pas été échantillonné à Tromelin.

Identifiant	Nb	Famille
Lutjanus_bohar	181	Lutjanidae
Acanthurus_leucosternon	135	Acanthuridae
Caranx_melampygus	124	Carangidae
Naso_elegans	95	Acanthuridae
Zanclus_cornutus	94	Zanclidae
Cephalopholis_urodeta	88	Serranidae
Acanthurus_lineatus	60	Acanthuridae
Lutjanus_gibbus	60	Lutjanidae
Oxycheilinus_digamma	59	Labridae
Naso_brevirostris	57	Acanthuridae
Naso_unicornis	44	Acanthuridae
Aphareus_furca	41	Lutjanidae
Cephalopholis_miniata	36	Serranidae
Epinephelus_spilotoceps	36	Serranidae
Plectropomus_laevis	33	Serranidae
Acanthurus_xanthopterus	32	Acanthuridae
Pomacanthus_imperator	31	Pomacanthidae
Acanthurus_dussumieri	27	Acanthuridae
Lutjanus_monostigma	26	Lutjanidae
Zebrosoma_veliferum	26	Acanthuridae
Macolor_niger	24	Lutjanidae
Acanthurus_mata	21	Acanthuridae
Naso_brachycentron	21	Acanthuridae
Aprion_virescens	18	Lutjanidae
Scarus_scaber	16	Scaridae
Cetoscarus_bicolor	15	Scaridae
Naso_hexacanthus	15	Acanthuridae
Naso_vlamingii	15	Acanthuridae
Mulloidichthys_flavolineatus	13	Mullidae
Plectorhinchus_obscurus	13	Haemulidae
Caranx_ignobilis	11	Carangidae
Lutjanus_fulvus	11	Lutjanidae
Lutjanus_rivulatus	10	Lutjanidae
Scarus_globiceps	9	Scaridae
Cantherhines_dumerilii	7	Monacanthidae
Epinephelus_fasciatus	7	Serranidae
Gymnothorax_javanicus	7	Muraenidae
Acanthurus_auranticavus	4	Acanthuridae
Cheilinus_undulatus	4	Labridae

Pomacanthus_chrysurus	4	Pomacanthidae
Abudefduf_notatus	3	Pomacanthidae
Naso_sp.	3	Acanthuridae
Carangoides_orthogrammus	2	Carangidae
Hipposcarus_harid	2	Scaridae
Lethrinus_nebulosus	2	Lethrinidae
Scarus_russelii	2	Scaridae
Aphareus_rutilans	1	Lutjanidae
Elagatis_bipinnulata	1	Carangidae
Etelis_carbunculus	1	Lutjanidae
Gymnothorax_flavimarginatus	1	Muraenidae
Gymnothorax_meleagris	1	Muraenidae
Plectropomus_pessuliferus	1	Serranidae
Scarus_prasiognathos	1	Scaridae
Trachinotus_blochii	1	Carangidae

Annexe 6 : Nombre d'observations (Nb), de sites géographiques, d'années, et de structures géomorphologiques par espèces et familles sélectionnées sur les bases de données A1 et A2.

Objet	Mayotte (A1)				Eparses (A2)			
	Familles	Nb	Espèces	Nb	Familles		Espèces	Nb
Observations	Aulostomidae	45	<i>Aulostomus chinensis</i>	45	Acanthuridae	78	<i>Acanthurus leucosternon</i>	69
Espèces		1				9		
Sites		8		8		22		16
Années		4		4		7		7
Structures géomorphologiques		3		3		3		3
Observations	Serranidae	207	<i>Cephalopholis argus</i>	167	Idem		<i>Naso elegans</i>	69
Espèces		32						
Sites		11		10				23
Années		7		7				6
Structures géomorphologiques		3		3				3
Observations	Labridae	234	<i>Epibulus insidiator</i>	90	Carangidae	114	<i>Caranx melampygus</i>	72
Espèces		57				11		
Sites		12		10		26		19
Années		7		7		7		3
Structures géomorphologiques		3		3		3		7
Observations	Acanthuridae	234	<i>Naso elegans</i>	77	Serranidae	128	<i>Cephalopholis urodeta</i>	58
Espèces		31				30		
Sites		12		11		27		18
Années		7		4		7		6
Structures géomorphologiques		3		3		3		2
Observations	Balistidae	129	<i>Sufflamen chrysopteron</i>	48	Lutjanidae	129	<i>Lutjanus bohar</i>	96
Espèces		9				32		
Sites		9		8		27		24
Années		4		3		7		7
Structures géomorphologiques		3		4		3		3

Annexe 7 : Caractéristiques des stations aux Glorieuses et à Geyser.

Sites	Stations	Géomorphologie	Latitude	Longitude	Prof. (m)
Geyser	ORC 2	Lagon interne	12°21.084'S	046°26.579'E	9
Geyser	ORC 1	Pente externe	12°20.482' S	046°26.246'E	10
Glorieuses	GLO 2	Pente externe	11°34.880' S	047°16.862' E	10
Glorieuses	GLO 5	Platier	11°32.388' S	047°20.458' E	8
Glorieuses	GLO 6	Pente externe	11°32.973' S	047° 17.755' E	12
Glorieuses	GLO 1	Pente externe	11°33.673' S	047°17.474' E	11
Glorieuses	GLO 3	Pente externe	11°33.625' S	047°22.447' E	13
Glorieuses	GLO 7	Vasque lys	11°32.227' S	047°22.402'E	4
Glorieuses	GLO	Platier Lys	11°31.772' S	047°22.829'E	2
Glorieuses	GLO 8	Pente externe	11°33.217' S	047°17.622' E	11
Glorieuses	Explo 1	Pente externe	11°32.338' S	047°18.141' E	18
Glorieuses	Explo 2	Pente externe	11°31.438' S	047°18.356' E	15
Glorieuses	Explo 3	Pente externe	11°35.243' S	047°16.944' E	18-11
Glorieuses	Explo 4	Pente externe	11°33.923' S	047°17.256' E	18

Les sites “Explo” correspondent à des plongées d’exploration afin de déterminer s’il y a des sites potentiels de regroupement de mérous en période de reproduction.

Annexe 8 : Plongées scaphandre autonome durant la campagne aux Glorieuses.

Dates	Sites	Equipes	Commentaires
18/11 16:00	ORC2	Bigot, Chabanet, Durville, Sere, Schleyer, Nicet, Barroil	GCRMN
18/11 16:00	ORC2	Samoilys, Bouvy	Long swim
19/11 9:00	ORC1	Bigot, Chabanet, Durville, Sere, Schleyer, Nicet, Barroil	GCRMN
19/11 9:00	ORC1	Samoilys, Barroil	Long swim
20/11 14:30	GLO2	Bigot, Chabanet, Durville, Sere, Schleyer, Nicet, Barroil	GCRMN
20/11 14:30	GLO2	Samoilys, Bouvy	Long swim
20/11 16:00	GLO2	Bigot, Barroil, Bouvy	Pose de sonde
21/11 12:00	GLO5	Bigot, Chabanet, Durville, Sere, Schleyer, Nicet, Barroil	GCRMN
21/11 12:00	GLO5	Samoilys, Bouvy	Long swim
22/11 11:00	GLO6	Bigot, Chabanet, Durville, Sere, Schleyer, Nicet, Barroil	GCRMN
22/11 11:00	GLO6	Samoilys, Bouvy	Long swim
23/11 11:00	GLO1	Bigot, Chabanet, Durville, Sere, Schleyer, Nicet, Barroil	GCRMN
23/11 11:00	GLO1	Samoilys, Bouvy	Long swim
23/11 15:00	GLO5	Bigot, Chabanet, Sere, Barroil, Bouvy	Maladies coraux et pose sonde
24/11 11:30	GLO3	Bigot, Chabanet, Durville, Sere, Schleyer, Nicet, Barroil	GCRMN
24/11 11:30	GLO3	Samoilys, Bouvy	Long swim
25/11 14:00	GLO7	Bigot, Chabanet, Durville, Sere, Schleyer, Nicet, Barroil	GCRMN
25/11 14:00	GLO7	Samoilys, Bouvy	Long swim
27/11 10:30	GLO8	Bigot, Chabanet, Durville, Sere, Schleyer, Nicet, Barroil	GCRMN
27/11 10:30	GLO8	Samoilys, Bouvy	Long swim
27/11 13:00	Explo 1	Samoilys, Chabanet, Durville, Sere, Barroil	recherche agrégation mérous
27/11 14:30	Explo 2	Samoilys, Chabanet, Durville, Sere, Barroil	recherche agrégation mérous
28/11 10:00	GLO2	Bigot, Chabanet, Durville, Sere, Schleyer, Nicet, Barroil	GCRMN
28/11 10:00	GLO2	Samoilys, Bouvy	Long swim
29/11 10:30	Explo 3	Bigot, Chabanet, Durville, Sere, Schleyer, Nicet, Barroil, Samoilys, Bouvy	
29/11 12:15	Explo 4	Samoilys, Chabanet, Nicet	Présence <i>E. lanceolatus</i>

Annexe 9 : Analyse des communautés planctoniques - calendrier des sorties.

(*MBO : Station fixe au large, même station qu'en 2011 lors du passage du Marion Dufresne)

Date	19-nov	20-nov	21-nov	22-nov	23-nov	24-nov	25-nov	26-nov
Station	Geyser	GLO 2	MBO*	GLO 6	GLO 5	GLO 3	GLO7	GLO 1
Expériences à bord		a				c		b

Annexe 10 : Calendrier d'échantillonnage à Mayotte et actions réalisées (2016).

Sites	Stations	Dates	Suivis	Latitude (S)	Longitude (E)
M'Bouzi	0	22/05 pm	2	12°48,749'	45°14,486'
Prévoyante	6	23/05 am	1, 2, 3	12°41,513'	45°10,114'
	0	23/05 am			
Longoni	0	24/05 am	1, 2, 3	12°43,414'	45°08,914'
Surprise	6	25/05 am	1, 2, 3	12°38,762'	45°07,995'
	0	25/05 am			
Tanaraki	0	26/05 pm	1, 2, 3	12°45,692'	45°04,015'
	3	26/05 am			
Grand Récif NE	6	27/05 am	1, 2, 3	12°37,716'	45°10,560'
récif du Boa	6	27/05 pm	2	12°41,193'	45°02,299'
Douamougno	6	25/05 pm	1, 2, 3	12°39,024'	45°06,239'
	0	28/05 am		12°39,068'	45°06,248'
M'Zamboro	6	28/05 pm	2	12°38,031'	45°01,140'
Dble Barrière	0	29/05 am	1, 2, 3	13°00,109'	45°06,629'
	6	29/05 pm			
Saziley	0	30/05 am1	1, 2, 3	12°59,138'	45°10,947'
	3	30/05 am2			
Baie Bouéni	6	31/05 am1	2	12°54,698'	45°07,871'
Passe Bateau	6	31/05 am2	1, 2, 3	12°58,225'	44°58,692'
Grd Récif Sud	6	31/05 pm	2	13°03,376'	45°03,632'
Passe S Ext	3	01/06 am	1, 2, 3	12°52,777'	45°16,612'
	6	01/06 pm		12°52,786'	45°16,625'
Passe S Int	6	02/06 am	1, 2, 3	12°51,852'	45°16,265'
Majicavo	0	02/06 pm	1, 2, 3	12°44,256'	45°13,492'

Annexe 11 : Calendrier des sorties des analyses hydrologiques et des communautés planctoniques à Mayotte (stations GCRMN) et expériences à bord (EXP).

EXP1 et EXP2: taux de croissance, EXP3: taux de prédation par le zooplancton

23-mai	23-mai	24-mai	25-mai	25-mai	26-mai	27-mai
MAY 1	MAY 2	MAY 3	MAY 4	MAY 5	MAY 6	MAY 7
M'Bouzi	Prévoyance	Longoni	Surprise	Douamougno	Tanaraki	GD Récif NE
EXP 1						
28-mai	29-mai	30-mai	31-mai	01-juin	02-juin	
	MAY 8	MAY 9	MAY 10	MAY 11	May 12	
Surprise	Double barrière	Saziley	Passe Bateau	Passe externe	S Passe interne	S
EXP 2			EXP 3			

Annexe 12 : Calendrier d'échantillonnage de vérité terrain pour la cartographie des habitats de Mayotte.

Date	wpts	ID	Zone	Lat	Long	Geomorpho1	Geomorpho2
22-May	1	1	Ile M'Bouzi	-12.816999	45.234449	Frangéant d'exposition lagonaire	Platier
22-May	2	2	Ile M'Bouzi	-12.811771	45.240595	Frangéant d'exposition lagonaire	Terrasse
22-May	3	3	Ile M'Bouzi	-12.809332	45.238104	Frangéant d'exposition lagonaire	Terrasse
22-May	4	4	Ile M'Bouzi	-12.804656	45.233608	Frangéant d'exposition lagonaire	Terrasse
23-May	5	5	Prévoyante	-12.692462	45.167260	Massif corallien lagonnaire	Platier, Pente
23-May	6	6	Ile Blanche	-12.715722	45.171697	Massif corallien de frangéant	Platier, Pente
23-May	7	7	Longoni	-12.726386	45.145727	Frangéant d'exposition lagonaire	Terrasse
24-May	8	8	Longoni	-12.726919	45.162239	Frangéant d'exposition lagonaire	Platier
24-May	9	9	Longoni	-12.723943	45.148420	Frangéant d'exposition lagonaire	Platier, Pente
24-May	10	10	Longoni	-12.700147	45.130446	Frangéant d'exposition lagonaire	Platier, Pente
24-May	11	11	Longoni	-12.689433	45.126917	Frangéant d'exposition lagonaire	Platier, Pente
24-May	12	12	Longoni	-12.714454	45.136947	Frangéant d'exposition lagonaire	Platier, Pente
24-May	13	13	Surprise	-12.647245	45.132629	Massif corallien lagonnaire	Platier, Pente
25-May	14	14	Passe Surprise	-12.626626	45.133930	Récif barrière	Platier, Pente interne, Fond lagonaire
25-May	15	15		-12.633071	45.130273	Massif corallien lagonnaire	Platier subtidal
25-May	16	16		-12.648610	45.112048	Frangéant d'exposition lagonaire	Platier, Pente, Lagon
25-May	17	17		-12.655126	45.100586	Frangéant d'exposition mer intérieure	Platier, Pente, Fond lagonaire
26-May	18	18	Tanaraki (Sud)	-12.787246	45.092898	Frangéant d'exposition lagonaire	Platier, Chenal
26-May	19	19	Tanaraki (Sud)	-12.789009	45.091447	Massif corallien de frangéant	Platier
26-May	20	20	Tanaraki (Sud)	-12.785551	45.089097	Frangéant d'exposition lagonaire	Pente
26-May	21	21	Tanaraki (Sud)	-12.772597	45.089438	Frangéant d'exposition lagonaire	Platier, Pente
27-May	22	22	Grand Recif Nord-Est	-12.627550	45.177508	Récif barrière	Pente
27-May	23	23	M'tzamboro	-12.636697	45.018670	Frangéant d'exposition mer intérieure	Platier, Pente
27-May		23a	M'tzamboro	-12.635408	45.024955	Frangéant d'exposition mer intérieure	Platier, terrasse
27-May		23b	M'tzamboro	-12.640222	45.036005	Frangéant d'exposition mer intérieure	Platier, terrasse
27-May		23c	M'tzamboro	-12.649308	45.045883	Frangéant d'exposition mer intérieure	Platier, terrasse
27-May		23d	M'tzamboro	-12.650801	45.040013	Frangéant d'exposition lagonaire	Platier
28-May	24	24	Récif du Boa	-12.685730	45.038706	Frangéant d'exposition lagonaire	Platier subtidal, Pente
28-May	25	25	Ilot Jumelé West	-12.673521	45.045473	Frangéant d'exposition mer intérieure	Platier
28-May	26	26a	Ilot Jumelé Est	-12.674603	45.060876	Frangéant d'exposition mer intérieure	Platier
28-May		26b	Ilot Jumelé Est	-12.672975	45.059702	Frangéant d'exposition mer intérieure	Platier
28-May	27	27	M'tzamboro	-12.656297	45.025578	Frangéant d'exposition mer intérieure	Platier, Pente
28-May	28	28	?	-12.680637	45.069167	Frangéant d'exposition lagonaire	Platier, Pente
29-May	29	29	N'gouja	-12.963651	45.083005	Frangéant d'exposition lagonaire	Platier, terrasse
29-May	30	30	Double-BR	-12.978300	45.085500	Massif corallien lagonnaire	Platier, Pente interne, Fond lagonaire
29-May	31	31	Double-BR	-12.985210	45.105212	Frangéant d'exposition lagonaire	Platier, Pente
29-May	32	32	Double-BR	-13.001213	45.110959	Massif corallien lagonnaire	Platier chenal, pente
30-May	33	33	Banc de Sable	-12.987116	45.229124	Récif barrière	Pente
30-May	34	34	Saziley	-12.982685	45.198968	Frangéant d'exposition lagonaire	Platier, Pente
30-May	35	35	Saziley	-12.972381	45.191926	Frangéant d'exposition lagonaire	Platier, terrasse
31-May	36	36	Baie Boueni	-12.911730	45.130643	Frangéant de baie	Terrasse, Pente
31-May	37	37	Baie Boueni	-12.913907	45.115434	Massif corallien de baie	Platier subtidal, Pente
31-May	38	38	Passe Bateau	-12.971753	44.978575	Récif barrière	Platier, Pente
31-May	39	39	Passe Bateau	-12.967646	44.982646	Récif barrière	Platier
31-May	40	40	Grand Récif Sud	-13.050145	45.068892	Récif barrière	Platier, Pente interne, Massifs
1-Jun	41	41	Passe en S	-12.879100	45.277059	Récif barrière	Pente
1-Jun	42	42	Passe en S	-12.878636	45.276703	Récif barrière	Platier
1-Jun	43	43	Passe en S	-12.878482	45.275202	Récif barrière	Platier
1-Jun	44	44	Passe en S	-12.868755	45.275113	Récif barrière	Terrasse
1-Jun	45	45	Passe en S	-12.865694	45.274596	Récif barrière	Terrasse
1-Jun	46	46	Passe en S	-12.862246	45.273842	Récif barrière	Terrasse
1-Jun	47	47	Passe en S	-12.853450	45.271857	Récif barrière	Terrasse
1-Jun	48	48	Passe en S	-12.851590	45.271776	Récif barrière	Pente interne, Massifs
1-Jun	49	49	Passe en S	-12.850696	45.274816	Récif barrière	Pente interne, Massifs
1-Jun	50	50	Passe en S	-12.863330	45.274593	Récif barrière	Terrasse
1-Jun	51	51	Passe en S	-12.859766	45.272654	Récif barrière	Passe, Pente
1-Jun	52	52	Passe en S	-12.853493	45.267710	Récif barrière	Terrasse
1-Jun	53	53	Pamandzi	-12.819939	45.279835	Récif barrière	Terrasse
1-Jun	54	54	Pamandzi	-12.818844	45.288449	Récif barrière	Terrasse
2-Jun	55	55	2 Ilots jumelés	-12.838424	45.241588	Frangéant d'exposition lagonaire	Platier
2-Jun	56	56	Passe en S	-12.850209	45.258257	Récif barrière	Platier, pente interne
2-Jun	57	57	Passe en S	-12.854638	45.259390	Récif barrière	Platier, pente interne
2-Jun	58	58	Passe en S	-12.866721	45.271338	Récif barrière	Passe, Pente
2-Jun	59	59	Passe en S	-12.873891	45.268304	Récif barrière	Lagon enclavé, Massifs
2-Jun	60	60	Passe en S	-12.863556	45.271611	Récif barrière	Passe, Pente
2-Jun	61	61	Passe en S	-12.852753	45.289732	Récif barrière	Terrasse, Platier
3-Jun	62	62	Grand Récif Nord-Est	-12.747754	45.280561	Récif barrière	Massifs de barrière
3-Jun	63	63	Grand Récif Nord-Est	-12.748046	45.282542	Récif barrière	Massifs de barrière
3-Jun	64	64	Grand Récif Nord-Est	-12.719531	45.267819	Récif barrière	Platier
3-Jun	65	65	Grand Récif Nord-Est	-12.714871	45.255103	Récif barrière	Platier

Annexe 13 : Calendrier d'échantillonnage à Europa.

Position des stations (géomorphologie, profondeur en m) et objectifs. 1: suivi GCRMN, inventaire biodiversité et entretien des stations, 2: exploration biodiversité et génétique des populations de millépores

Dates	Stations	Géomorphologie	Position	Latitude	Longitude	Prof.	N° dive	Objet
18/11	EU2	Pente externe	Pointe E	22,35291	40,39673	13- 14	1	1, 2
19/11	EU3	Pente externe	Pointe O	22,373	40,32483	11-13	2	1, 2
19/11	EU6	Pente externe	Nord	22,34063	40,33716	8-10	3	1
20/11	EU7	Pente externe	Nord	22,32943	40,36508	10-12	4	1, 2
20/11	EU6 Est	Pente externe	Nord	deriv	deriv	18-20	5	2
21/11	EU6	Pente externe	Nord	22,34063	40,33716	10-13	6	2
21/11	EU6 Ouest	Pente externe	Nord	deriv	deriv	18-20	7	2
22/11	EU5	Platier	Nord	22,34121	40,33763	2	8	1, 2
22/11	Bio 12 Sud	Pente externe	NE	22,33531	40,38888	10-18	9	2
23/11	Baie des Congres	Pente externe	NO	deriv	deriv	12-20	10	2
23/11	Mangrove	Platier	NE	deriv	deriv	2	11	2

Annexe 14 : Espèces ichthyologiques observées aux Glorieuses sur les stations GCRMN (SIREME 2015).

Famille	Espèce
Acanthuridae	<i>Acanthurus blochii</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus dussumieri</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus leucosternon</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus lineatus</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus mata</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus nigricauda</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus nigrofuscus</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus tennentii</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus thompsoni</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus xanthopterus</i>
Acanthuridae	<i>Ctenochaetus binotatus</i>
Acanthuridae	<i>Ctenochaetus striatus</i>
Acanthuridae	<i>Ctenochaetus strigosus</i>
Acanthuridae	<i>Naso brachycentron</i>
Acanthuridae	<i>Naso brevirostris</i>
Acanthuridae	<i>Naso elegans</i>
Acanthuridae	<i>Naso hexacanthus</i>
Acanthuridae	<i>Naso unicornis</i>
Acanthuridae	<i>Naso vlamingii</i>
Acanthuridae	<i>Zebrasoma scopas</i>
Acanthuridae	<i>Zebrasoma veliferum</i>
Apogonidae	<i>Apogon kallopterus</i>
Apogonidae	<i>Cheilodipterus artus</i>
Apogonidae	<i>Cheilodipterus sp.</i>
Aulostomidae	<i>Aulostomus chinensis</i>
Balistidae	<i>Balistapus undulatus</i>
Balistidae	<i>Balistoides conspicillum</i>
Balistidae	<i>Melichthys niger</i>
Balistidae	<i>Sufflamen bursa</i>
Balistidae	<i>Sufflamen chrysopteron</i>
Blenniidae	<i>Aspidontus dussumieri</i>
Blenniidae	<i>Ecsenius midas</i>
Blenniidae	<i>Meiacanthus mossambicus</i>
Blenniidae	<i>Plagiotremus rhinorhynchus</i>
Blenniidae	<i>Plagiotremus tapeinosoma</i>
Caesionidae	<i>Caesio caeruleaurea</i>
Caesionidae	<i>Caesio lunaris</i>
Caesionidae	<i>Caesio teres</i>
Caesionidae	<i>Caesio xanthonota</i>
Caesionidae	<i>Pterocaesio marri</i>
Caesionidae	<i>Pterocaesio tile</i>
Caesionidae	<i>Pterocaesio trilineata</i>
Carangidae	<i>Carangoides orthogrammus</i>
Carangidae	<i>Caranx ignobilis</i>
Carangidae	<i>Caranx lugubris</i>
Carangidae	<i>Caranx melampygus</i>
Carangidae	<i>Trachinotus blochii</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon auriga</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon bennetti</i>

Chaetodontidae	<i>Chaetodon falcula</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon guttatissimus</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon kleinii</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon lunula</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon melannotus</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon meyeri</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon trifascialis</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon trifasciatus</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon vagabundus</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon xanthocephalus</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon zanzibarensis</i>
Chaetodontidae	<i>Forcipiger flavissimus</i>
Chaetodontidae	<i>Forcipiger longirostris</i>
Chaetodontidae	<i>Hemitaurichthys zoster</i>
Chaetodontidae	<i>Heniochus monoceros</i>
Cirrhitidae	<i>Cirrhitichthys oxycephalus</i>
Cirrhitidae	<i>Paracirrhites arcatus</i>
Cirrhitidae	<i>Paracirrhites forsteri</i>
Gobiidae	<i>Amblyglyphidodon leucogaster</i>
Gobiidae	<i>Amblygobius sphinx</i>
Haemulidae	<i>Plectorhinchus gaterinus</i>
Haemulidae	<i>Plectorhinchus obscurus</i>
Haemulidae	<i>Plectorhinchus vittatus/orientalis</i>
Holocentridae	<i>Myripristis adusta</i>
Holocentridae	<i>Myripristis berndti</i>
Holocentridae	<i>Myripristis kuntee</i>
Holocentridae	<i>Myripristis murdjan</i>
Holocentridae	<i>Myripristis violacea</i>
Holocentridae	<i>Myripristis vittata</i>
Holocentridae	<i>Neoniphon opercularis</i>
Holocentridae	<i>Neoniphon sammara</i>
Holocentridae	<i>Sargocentron caudimaculatum</i>
Holocentridae	<i>Sargocentron diadema</i>
Holocentridae	<i>Sargocentron spiniferum</i>
Holocentridae	<i>Sargocentron tiere</i>
Kyphosidae	<i>Kyphosus cinerascens</i>
Kyphosidae	<i>Kyphosus vaigiensis</i>
Labridae	<i>Oxycheilinus celebicus</i>
Labridae	<i>Oxycheilinus digramma</i>
Labridae	<i>Pseudocheilinus evanidus</i>
Labridae	<i>Pseudocheilinus hexataenia</i>
Labridae	<i>Pseudodax moluccanus</i>
Labridae	<i>Stethojulis albobittata</i>
Labridae	<i>Stethojulis bandanensis</i>
Labridae	<i>Thalassoma amblycephalum</i>
Labridae	<i>Thalassoma genivittatum</i>
Labridae	<i>Thalassoma hardwicke</i>
Labridae	<i>Thalassoma hebraicum</i>
Labridae	<i>Thalassoma lunare</i>

Labridae	<i>Thalassoma purpureum</i>
Labridae	<i>Thalassoma ballieui</i>
Labridae	<i>Anampses caeruleopunctat</i>
Labridae	<i>Anampses lineatus</i>
Labridae	<i>Anampses meleagrides</i>
Labridae	<i>Anampses twistii</i>
Labridae	<i>Bodianus anthioides</i>
Labridae	<i>Bodianus axillaris</i>
Labridae	<i>Bodianus bilunulatus</i>
Labridae	<i>Bodianus diana</i>
Labridae	<i>Cheilinus chlorourus</i>
Labridae	<i>Cheilinus diagrammus</i>
Labridae	<i>Cheilinus oxycephalus</i>
Labridae	<i>Cheilinus trilobatus</i>
Labridae	<i>Cirrhilabrus exquisitus</i>
Labridae	<i>Coris aygula</i>
Labridae	<i>Coris caudimacula</i>
Labridae	<i>Coris frerei - formosa</i>
Labridae	<i>Epibulus insidiator</i>
Labridae	<i>Gomphosus caeruleus</i>
Labridae	<i>Halichoeres cosmetus</i>
Labridae	<i>Halichoeres hortulanus</i>
Labridae	<i>Halichoeres scapularis</i>
Labridae	<i>Hemigymnus fasciatus</i>
Labridae	<i>Hologymnosus annulatus</i>
Labridae	<i>Labrichthys unilineatus</i>
Labridae	<i>Labroides bicolor</i>
Labridae	<i>Labroides dimidiatus</i>
Labridae	<i>Labropsis xanthonota</i>
Labridae	<i>Macropharyngodon bipartitus</i>
Lethrinidae	<i>Gnathodentex aureolineatus</i>
Lethrinidae	<i>Lethrinus mahsena</i>
Lethrinidae	<i>Lethrinus nebulosus</i>
Lethrinidae	<i>Lethrinus obsoletus</i>
Lethrinidae	<i>Monotaxis grandoculis</i>
Lutjanidae	<i>Aphareus furca</i>
Lutjanidae	<i>Aprion virescens</i>
Lutjanidae	<i>Gymnosarda unicolor</i>
Lutjanidae	<i>Lutjanus bohar</i>
Lutjanidae	<i>Lutjanus fulvus</i>
Lutjanidae	<i>Lutjanus gibbus</i>
Lutjanidae	<i>Lutjanus kasmira</i>
Lutjanidae	<i>Lutjanus monostigma</i>
Lutjanidae	<i>Lutjanus rivulatus</i>
Lutjanidae	<i>Macolor niger</i>
Microdesmidae	<i>Nemateleotris magnifica</i>
Monacanthidae	<i>Cantherhines dumerilii</i>
Monacanthidae	<i>Cantherhines pardalis</i>
Monacanthidae	<i>Pervagor janthinosoma</i>
Mullidae	<i>Mulloidichthys flavolineatus</i>
Mullidae	<i>Mulloidichthys vanicolensis</i>

Mullidae	<i>Parupeneus barberinus</i>
Mullidae	<i>Parupeneus cyclostomus</i>
Mullidae	<i>Parupeneus macronemus</i>
Mullidae	<i>Parupeneus pleurostigma</i>
Mullidae	<i>Parupeneus trifasciatus</i>
Muraenidae	<i>Gymnothorax flavimarginatus</i>
Ostraciidae	<i>Ostracion meleagris</i>
Pempheridae	<i>Pempheris vanicolensis</i>
Pinguipedidae	<i>Parapercis hexophthalma</i>
Pomacanthidae	<i>Apolemichthys trimaculatus</i>
Pomacanthidae	<i>Centropyge bispinosus</i>
Pomacanthidae	<i>Centropyge multispinis</i>
Pomacanthidae	<i>Pomacanthus imperator</i>
Pomacanthidae	<i>Pomacanthus maculosus</i>
Pomacanthidae	<i>Pomacanthus semicirculatus</i>
Pomacanthidae	<i>Pygoplites diacanthus</i>
Pomacentridae	<i>Abudefduf sexfasciatus</i>
Pomacentridae	<i>Abudefduf sparoides</i>
Pomacentridae	<i>Abudefduf vaigiensis</i>
Pomacentridae	<i>Amphiprion akallopisos</i>
Pomacentridae	<i>Chromis agilis</i>
Pomacentridae	<i>Chromis amboinensis</i>
Pomacentridae	<i>Chromis atripectoralis</i>
Pomacentridae	<i>Chromis dimidiata</i>
Pomacentridae	<i>Chromis lepidolepis</i>
Pomacentridae	<i>Chromis nigrura</i>
Pomacentridae	<i>Chromis ternatensis</i>
Pomacentridae	<i>Chromis viridis</i>
Pomacentridae	<i>Chromis weberi</i>
Pomacentridae	<i>Chromis xanthura</i>
Pomacentridae	<i>Chromis opercularis</i>
Pomacentridae	<i>Dascyllus aruanus</i>
Pomacentridae	<i>Dascyllus carneus</i>
Pomacentridae	<i>Dascyllus trimaculatus</i>
Pomacentridae	<i>Lepidozygus tapeinosoma</i>
Pomacentridae	<i>Neoglyphidodon melas</i>
Pomacentridae	<i>Plectroglyphidodon dickii</i>
Pomacentridae	<i>Plectroglyphidodon johnstonianus</i>
Pomacentridae	<i>Plectroglyphidodon lacrymatus</i>
Pomacentridae	<i>Pomacentrus baenschi</i>
Pomacentridae	<i>Pomacentrus caeruleus</i>
Pomacentridae	<i>Pomacentrus cf nigromarginatus</i>
Pomacentridae	<i>Pomacentrus pavo</i>
Pomacentridae	<i>Pomacentrus sulfureus</i>
Pomacentridae	<i>Stegastes luteoRUN</i>
Pomacentridae	<i>Stegastes nigricans</i>
Pomacentridae	<i>Stegastes pelicieri</i>
Priacanthidae	<i>Priacanthus hamrur</i>
Ptereleotridae	<i>Ptereleotris evides</i>
Ptereleotridae	<i>Ptereleotris heteroptera</i>

Scaridae	<i>Calotomus carolinus</i>
Scaridae	<i>Cetoscarus bicolor</i>
Scaridae	<i>Chlorurus japanensis</i>
Scaridae	<i>Chlorurus sordidus</i>
Scaridae	<i>Chlorurus strongylocephalus</i>
Scaridae	<i>Scarus caudofasciatus</i>
Scaridae	<i>Scarus frenatus</i>
Scaridae	<i>Scarus globiceps</i>
Scaridae	<i>Scarus niger</i>
Scaridae	<i>Scarus rubroviolaceus</i>
Scaridae	<i>Scarus russelii</i>
Scaridae	<i>Scarus scaber</i>
Scaridae	<i>Scarus sordidus</i>
Scaridae	<i>Scarus strongylocephal</i>
Scaridae	<i>Scarus tricolor</i>
Scorpaenidae	<i>Pterois antennata</i>
Scorpaenidae	<i>Scorpaenopsis diabolus</i>
Serranidae	<i>Aethaloperca rogaa</i>
Serranidae	<i>Anyperodon leucogramicus</i>
Serranidae	<i>Cephalopholis argus</i>
Serranidae	<i>Cephalopholis leopardus</i>
Serranidae	<i>Cephalopholis miniata</i>
Serranidae	<i>Cephalopholis sexmaculata</i>

Serranidae	<i>Cephalopholis urodeta</i>
Serranidae	<i>Epinephelus fasciatus/oceanicus</i>
Serranidae	<i>Epinephelus merra</i>
Serranidae	<i>Epinephelus polyphkadion</i>
Serranidae	<i>Epinephelus spilotoceps</i>
Serranidae	<i>Epinephelus tauvina</i>
Serranidae	<i>Epinephelus tukula</i>
Serranidae	<i>Nemanthias carberryi</i>
Serranidae	<i>Plectropomus laevis</i>
Serranidae	<i>Plectropomus punctatus</i>
Serranidae	<i>Pseudanthias evansi</i>
Serranidae	<i>Pseudanthias squamipinnis</i>
Serranidae	<i>Variola louti</i>
Siganidae	<i>Siganus argenteus</i>
Siganidae	<i>Siganus stellatus</i>
Synodontidae	<i>Saurida gracilis</i>
Synodontidae	<i>Synodus variegatus</i>
Tetraodontidae	<i>Arothron hispidus</i>
Tetraodontidae	<i>Arothron meleagrides</i>
Tetraodontidae	<i>Arothron nigropunctatus</i>
Tetraodontidae	<i>Canthigaster valentini</i>
Zanclidae	<i>Zanclus canescens</i>

Annexe 15 : Liste des coraux durs inventoriés à Mayotte (SIREME 2016).

Famille	Genre	Espèce			
Acroporidae	<i>Acropora</i>	<i>abrotanoides</i>			<i>mycetoseroides</i>
		<i>appressa</i>		<i>Pachyseris</i>	<i>speciosa</i>
		<i>austera</i>		<i>Pavona</i>	<i>duerdeni</i>
		<i>cerealis</i>			<i>explanulata</i>
		<i>clathrata</i>			<i>maldivensis</i>
		<i>copiosa</i>			<i>minuta</i>
		<i>cytherea</i>			<i>varians</i>
		<i>digitifera</i>			<i>venosa</i>
		<i>divaricata</i>	Astrocoeniidae	<i>Stylocoeniella</i>	<i>guentheri</i>
		<i>granulosa</i>	Coscinaraeidae	<i>Coscinaraea</i>	<i>crassa</i>
		<i>horrida</i>	Dendrophylliidae	<i>Tubastrea</i>	<i>zpp</i>
		<i>intermedia</i>		<i>Turbinaria</i>	<i>reniformis</i>
		<i>latistella</i>	Euphyllidae	<i>Physogyra</i>	<i>lichtensteini</i>
		<i>listeri</i>		<i>Plerogyra</i>	<i>sinuosa</i>
		<i>lutkeni</i>	Faviidae	<i>Barabattoia</i>	<i>amicorum</i>
		<i>muricata</i>		<i>Caulastrea</i>	<i>connata</i>
		<i>nasuta</i>		<i>Diploastrea</i>	<i>heliopora</i>
		<i>pharaonis</i>		<i>Echinopora</i>	<i>cf-large</i>
		<i>retusa</i>			<i>gemmacea</i>
		<i>secale</i>			<i>hirsutissima</i>
		<i>selago</i>			<i>lamellosa</i>
		<i>subulata</i>			<i>robusta</i>
		<i>valida</i>		<i>Favia</i>	<i>favus</i>
		<i>variolosa</i>			<i>helianthoides</i>
	<i>Alveopora</i>	<i>daedelea</i>			<i>lizardensis</i>
	<i>Astreopora</i>	<i>listeri</i>			<i>maritima</i>
		<i>myriophthalma</i>			<i>pallida</i>
		<i>suggesta</i>			<i>stelligera</i>
	<i>Isopora</i>	<i>palifera</i>			<i>truncatus</i>
	<i>Montipora</i>	<i>aequituberculata</i>		<i>Favites</i>	<i>flexuosa</i>
		<i>efflorescens</i>			<i>halicora</i>
		<i>floweri</i>			<i>russelli</i>
		<i>foveolata</i>			<i>vasta</i>
		<i>monast-large=und</i>		<i>Goniastrea</i>	<i>australensis</i>
		<i>nodosa</i>			<i>edwardsi</i>
		<i>tuberculosa</i>			<i>peresi</i>
		<i>undata</i>			<i>retiformis</i>
Agariciidae	<i>Gardineroseris</i>	<i>planulata</i>		<i>Leptastrea</i>	<i>pruinosa</i>
	<i>Leptoseris</i>	<i>glabra</i>			<i>purpurea</i>
				<i>Leptoria</i>	<i>phrygia</i>

	<i>Montastrea</i>	<i>curta</i>			<i>hemprichii</i>
		<i>magnistellata</i>			<i>ishigakiensis</i>
		<i>serageldini</i>		<i>Blastomussa</i>	<i>wellsi</i>
	<i>Platygyra</i>	<i>acuta</i>		<i>Lobophyllia</i>	<i>corymbosa</i>
		<i>contorta</i>			<i>hemprichii</i>
		<i>crosslandi</i>		<i>Symphyllia</i>	<i>erythraea</i>
		<i>pini</i>	Oculinidae	<i>Galaxea</i>	<i>astrea</i>
		<i>ryukyuensis</i>			<i>fascicularis</i>
		<i>verweyi</i>	Pectiniidae	<i>Echinophyllia</i>	<i>echinata</i>
	<i>Plesiastrea</i>	<i>versipora</i>		<i>Mycedium</i>	<i>elephantotus</i>
Fungiidae	<i>Cycloseris</i>	<i>explanulata</i>		<i>Oxypora</i>	<i>lacera</i>
	<i>Fungia</i>	<i>corona</i>	Pocilloporidae	<i>Pocillopora</i>	<i>damicornis</i>
		<i>danai</i>			<i>indiana</i>
		<i>fungites</i>			<i>verrucosa</i>
		<i>granulosa</i>		<i>Seriatopora</i>	<i>hystrix</i>
		<i>paumotensis</i>	Poritidae	<i>Goniopora</i>	<i>columna</i>
		<i>scruposa</i>			<i>djiboutiensis</i>
		<i>scutaria</i>			<i>somaliensis</i>
	<i>Halomitra</i>	<i>pileus</i>			<i>stokesi</i>
	<i>Herpolitha</i>	<i>limax</i>			<i>zp.</i>
		<i>weberi</i>		<i>Porites</i>	<i>annae</i>
	<i>Lithophyllon</i>	<i>undulatum</i>			<i>cylindrica</i>
Hydrozoa	<i>Millepora</i>	<i>platyphylla</i>			<i>lobata</i>
Merulinidae	<i>Hydnophora</i>	<i>exesa</i>			<i>lutea</i>
		<i>pilosa</i>			<i>monticulosa</i>
		<i>rigida</i>			<i>rus</i>
	<i>Merulina</i>	<i>ampliata</i>			<i>stephensoni</i>
Mussidae	<i>Acanthastrea</i>	<i>brevis</i>	Siderastreidae	<i>Psammocora</i>	<i>niestraazi</i>
		<i>echinata</i>			<i>profundacella</i>

Annexe 16 : Espèces ichthyologiques observées à Mayotte sur les stations GCRMN (SIREME 2016).

Famille	Espèce
Acanthuridae	<i>Acanthurus leucosternon</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus lineatus</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus nigricauda</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus nigrofuscus</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus tennentii</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus thompsoni</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus triostegus</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus xanthopterus</i>
Acanthuridae	<i>Ctenochaetus binotatus</i>
Acanthuridae	<i>Ctenochaetus striatus</i>
Acanthuridae	<i>Ctenochaetus strigosus</i>
Acanthuridae	<i>Ctenochaetus truncatus</i>
Acanthuridae	<i>Naso brachycentron</i>
Acanthuridae	<i>Naso brevirostris</i>
Acanthuridae	<i>Naso elegans</i>
Acanthuridae	<i>Naso hexacanthus</i>
Acanthuridae	<i>Naso thynnoides</i>
Acanthuridae	<i>Naso unicornis</i>
Acanthuridae	<i>Paracanthurus hepatus</i>
Acanthuridae	<i>Zebrasoma scopas</i>
Acanthuridae	<i>Zebrasoma veliferum</i>
Apogonidae	<i>Apogon kallopterus</i>
Apogonidae	<i>Apogon sp.</i>
Apogonidae	<i>Cheilodipterus macrodon</i>
Apogonidae	<i>Cheilodipterus quinquelineatus</i>
Aulostomidae	<i>Aulostomus chinensis</i>
Balistidae	<i>Balistapus undulatus</i>
Balistidae	<i>Balistoides conspicillum</i>
Balistidae	<i>Balistoides viridescens</i>
Balistidae	<i>Melichthys niger</i>
Balistidae	<i>Odonus niger</i>
Balistidae	<i>Sufflamen bursa</i>
Balistidae	<i>Sufflamen chrysopteron</i>
Blenniidae	<i>Petroscirtes mitratus</i>
Blenniidae	<i>Aspidontus taeniatus</i>
Blenniidae	<i>Cirripectes sp.</i>
Blenniidae	<i>Cirripectes stigmaticus</i>
Blenniidae	<i>Ecsenius nalolo</i>
Blenniidae	<i>Exallias brevis</i>
Blenniidae	<i>Meiacanthus mossambicus</i>
Blenniidae	<i>Plagiotremus rhinorhynchus</i>
Blenniidae	<i>Plagiotremus tapeinosoma</i>
Caesionidae	<i>Caesio caerulea</i>
Caesionidae	<i>Caesio lunaris</i>
Caesionidae	<i>Caesio teres</i>
Caesionidae	<i>Pterocaesio marri</i>
Caesionidae	<i>Pterocaesio pisang</i>
Caesionidae	<i>Pterocaesio tile</i>
Caesionidae	<i>Pterocaesio trilineata</i>

Carangidae	<i>Caranx melampygus</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon auriga</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon bennetti</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon falcula</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon guttatissimus</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon kleinii</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon lineolatus</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon lunula</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon madagaskariensis</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon melannotus</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon meyeri</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon trifascialis</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon trifasciatus</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon unimaculatus</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon vagabundus</i>
Chaetodontidae	<i>Forcipiger flavissimus</i>
Chaetodontidae	<i>Hemitaurichthys zoster</i>
Chaetodontidae	<i>Heniochus acuminatus</i>
Chaetodontidae	<i>Heniochus monoceros</i>
Cirrhitidae	<i>Cirrhitichthys oxycephalus</i>
Cirrhitidae	<i>Paracirrhites arcatus</i>
Cirrhitidae	<i>Paracirrhites forsteri</i>
Diodontidae	<i>Chilomycterus reticulatus</i>
Ephippidae	<i>Platax orbicularis</i>
Fistulariidae	<i>Fistularia commersonii</i>
Fistulariidae	<i>Fistularia petimba</i>
Gobiidae	<i>Amblyeleotris sp.</i>
Gobiidae	<i>Cryptocentrus fasciatus</i>
Gobiidae	<i>Fusigobius sp.</i>
Gobiidae	<i>Istigobius sp.</i>
Gobiidae	<i>Koumansetta hectori</i>
Gobiidae	<i>Amblygobius sphynx</i>
Gobiidae	<i>Valenciennesa strigata</i>
Haemulidae	<i>Plectorhinchus vittatus</i>
Holocentridae	<i>Myripristis berndti</i>
Holocentridae	<i>Myripristis violacea</i>
Holocentridae	<i>Neoniphon sammara</i>
Holocentridae	<i>Sargocentron caudimaculatum</i>
Holocentridae	<i>Sargocentron diadema</i>
Holocentridae	<i>Sargocentron violaceum</i>
Kyphosidae	<i>Kyphosus cinerascens</i>
Labridae	<i>Thalassoma hardwicke</i>
Labridae	<i>Thalassoma hebraicum</i>
Labridae	<i>Thalassoma lunare</i>
Labridae	<i>Coris sp.</i>
Labridae	<i>Stethojulis strigiventer</i>
Labridae	<i>Anampses caeruleopunctatus</i>
Labridae	<i>Anampses geographicus</i>
Labridae	<i>Anampses meleagrides</i>
Labridae	<i>Anampses twistii</i>

Labridae	<i>Bodianus anthioides</i>
Labridae	<i>Bodianus axillaris</i>
Labridae	<i>Bodianus diana</i>
Labridae	<i>Cheilinus fasciatus</i>
Labridae	<i>Cheilinus oxycephalus</i>
Labridae	<i>Cheilinus trilobatus</i>
Labridae	<i>Cheilinus undulatus</i>
Labridae	<i>Cirrhilabrus exquiritus</i>
Labridae	<i>Coris aygula</i>
Labridae	<i>Epibulus insidiator</i>
Labridae	<i>Gomphosus caeruleus</i>
Labridae	<i>Halichoeres cosmetus</i>
Labridae	<i>Halichoeres hortulanus</i>
Labridae	<i>Halichoeres marginatus</i>
Labridae	<i>Halichoeres scapularis</i>
Labridae	<i>Hemigymnus fasciatus</i>
Labridae	<i>Hemigymnus melapterus</i>
Labridae	<i>Hologymnosus annulatus</i>
Labridae	<i>Hologymnosus doliatus</i>
Labridae	<i>Labrichthys unilineatus</i>
Labridae	<i>Labroides bicolor</i>
Labridae	<i>Labroides dimidiatus</i>
Labridae	<i>Labropsis xanthonota</i>
Labridae	<i>Macropharyngodon bipartitus b</i>
Labridae	<i>Oxycheilinus digramma</i>
Labridae	<i>Pseudocheilinus evanidus</i>
Labridae	<i>Pseudocheilinus hexataenia</i>
Labridae	<i>Pseudodax moluccanus</i>
Labridae	<i>Pteragogus flagellifer</i>
Labridae	<i>Stethojulis albobittata</i>
Labridae	<i>Thalassoma amblycephalum</i>
Labridae	<i>Thalassoma genivittatum</i>
Lethrinidae	<i>Gnathodentex aureolineatus</i>
Lethrinidae	<i>Monotaxis grandoculis</i>
Lutjanidae	<i>Aphareus furca</i>
Lutjanidae	<i>Aprion virescens</i>
Lutjanidae	<i>Lutjanus bohar</i>
Lutjanidae	<i>Lutjanus fulvus</i>
Lutjanidae	<i>Lutjanus gibbus</i>
Lutjanidae	<i>Lutjanus kasmira</i>
Lutjanidae	<i>Lutjanus fulviflamma</i>
Microdesmidae	<i>Nemateleotris magnifica</i>
Monacanthidae	<i>Amanes scopas</i>
Monacanthidae	<i>Cantherhines pardalis</i>
Monacanthidae	<i>Oxymonacanthus longirostris</i>
Monacanthidae	<i>Pervagor janthinosoma</i>
Monacanthidae	<i>Paraluteres prionurus</i>
Mullidae	<i>Mulloidichthys flavolineatus</i>
Mullidae	<i>Parupeneus barberinus</i>
Mullidae	<i>Parupeneus cyclostomus</i>
Mullidae	<i>Parupeneus indicus</i>

Mullidae	<i>Parupeneus macronemus</i>
Mullidae	<i>Parupeneus pleurostigma</i>
Mullidae	<i>Parupeneus trifasciatus</i>
Mullidae	<i>Mulloidichthys sp.</i>
Mullidae	<i>Parupeneus ciliatus</i>
Mullidae	<i>Parupeneus porphyreus</i>
Muraenidae	<i>Gymnothorax javanicus</i>
Ostraciidae	<i>Ostracion cubicus</i>
Ostraciidae	<i>Ostracion meleagris</i>
Pempheridae	<i>Pempheris oualensis</i>
Pempheridae	<i>Pempheris vanicolensis</i>
Pinguipedidae	<i>Parapercis hexophtalma</i>
Pomacanthidae	<i>Apothemichthys trimaculatus</i>
Pomacanthidae	<i>Centropyge acanthops</i>
Pomacanthidae	<i>Centropyge bispinosa</i>
Pomacanthidae	<i>Centropyge multispinis</i>
Pomacanthidae	<i>Pomacanthus imperator</i>
Pomacanthidae	<i>Pomacanthus semicirculatus</i>
Pomacanthidae	<i>Pygoplites diacanthus</i>
Pomacentridae	<i>Chrysiptera sp.</i>
Pomacentridae	<i>Pomacentrus trichourus</i>
Pomacentridae	<i>Abudefduf sexfasciatus</i>
Pomacentridae	<i>Abudefduf sparoides</i>
Pomacentridae	<i>Abudefduf vaigiensis</i>
Pomacentridae	<i>Amblyglyphidodon leucogaster</i>
Pomacentridae	<i>Amphiprion akallopisos</i>
Pomacentridae	<i>Amphiprion latifasciatus</i>
Pomacentridae	<i>Chromis agilis</i>
Pomacentridae	<i>Chromis atripectoralis</i>
Pomacentridae	<i>Chromis dimidiata</i>
Pomacentridae	<i>Chromis lepidolepis</i>
Pomacentridae	<i>Chromis nigrura</i>
Pomacentridae	<i>Chromis opercularis</i>
Pomacentridae	<i>Chromis ternatensis</i>
Pomacentridae	<i>Chromis viridis</i>
Pomacentridae	<i>Chromis weberi</i>
Pomacentridae	<i>Chrysiptera biocellata</i>
Pomacentridae	<i>Chrysiptera brownriggii</i>
Pomacentridae	<i>Chrysiptera unimaculata</i>
Pomacentridae	<i>Dascyllus aruanus</i>
Pomacentridae	<i>Dascyllus carneus</i>
Pomacentridae	<i>Dascyllus trimaculatus</i>
Pomacentridae	<i>Lepidozygus tapeinosoma</i>
Pomacentridae	<i>Neoglyphidodon melas</i>
Pomacentridae	<i>Neopomacentrus azysron</i>
Pomacentridae	<i>Plectroglyphidodon dickii</i>
Pomacentridae	<i>Plectroglyphidodon johnstonianus</i>
Pomacentridae	<i>Pomacentrus baenschi</i>
Pomacentridae	<i>Pomacentrus caeruleus</i>
Pomacentridae	<i>Pomacentrus pavo</i>

Pomacentridae	<i>Pomacentrus sp.</i>
Pomacentridae	<i>Pomacentrus sulfureus</i>
Pomacentridae	<i>Stegastes fasciolatus</i>
Pomacentridae	<i>Stegastes nigricans</i>
Pomacentridae	<i>Stegastes pelicier</i>
Priacanthidae	<i>Priacanthus hamrur</i>
Ptereleotridae	<i>Ptereleotris evides</i>
Ptereleotridae	<i>Ptereleotris heteroptera</i>
Scaridae	<i>Calotomus carolinus</i>
Scaridae	<i>Cetoscarus bicolor</i>
Scaridae	<i>Chlorurus sordidus</i>
Scaridae	<i>Chlorurus strongylocephalus</i>
Scaridae	<i>Hipposcarus harid</i>
Scaridae	<i>Scarus caudofasciatus</i>
Scaridae	<i>Scarus frenatus</i>
Scaridae	<i>Scarus ghobban</i>
Scaridae	<i>Scarus globiceps</i>
Scaridae	<i>Scarus niger</i>
Scaridae	<i>Scarus psittacus</i>
Scaridae	<i>Scarus rubroviolaceus</i>
Scaridae	<i>Scarus russelii</i>
Scaridae	<i>Scarus scaber</i>
Scaridae	<i>Scarus sp.</i>
Scaridae	<i>Scarus tricolor</i>
Scorpaenidae	<i>Scorpaenopsis diabolus</i>
Serranidae	<i>Epinephelus hexagonatus</i>

Serranidae	<i>Aethaloperca rogaa</i>
Serranidae	<i>Anyperodon leucogrammicus</i>
Serranidae	<i>Belonoperca chabanaudi</i>
Serranidae	<i>Cephalopholis argus</i>
Serranidae	<i>Cephalopholis leopardus</i>
Serranidae	<i>Cephalopholis urodeta</i>
Serranidae	<i>Epinephelus fasciatus</i>
Serranidae	<i>Epinephelus merra</i>
Serranidae	<i>Epinephelus spilotoceps</i>
Serranidae	<i>Epinephelus tauvina</i>
Serranidae	<i>Plectropomus punctatus</i>
Serranidae	<i>Pseudanthias evansi</i>
Serranidae	<i>Pseudanthias squamipinnis</i>
Siganidae	<i>Siganus sutor</i>
Siganidae	<i>Siganus argenteus</i>
Siganidae	<i>Siganus stellatus</i>
Synodontidae	<i>Saurida gracilis</i>
Synodontidae	<i>Synodus sp.</i>
Synodontidae	<i>Synodus variegatus</i>
Tetraodontidae	<i>Canthigaster bennetti</i>
Tetraodontidae	<i>Arothron nigropunctatus</i>
Tetraodontidae	<i>Canthigaster janthinoptera</i>
Tetraodontidae	<i>Canthigaster smithae</i>
Tetraodontidae	<i>Canthigaster solandri</i>
Tetraodontidae	<i>Canthigaster valentini</i>
Zanclidae	<i>Zanclus cornutus</i>

Annexe 17 : Liste des coraux durs inventoriés à Europa (Novembre 2016).

Famille	Genre	Espèce			
Acroporidae	<i>Acropora</i>	<i>abrotanoides</i>			<i>undata</i>
		<i>aculeus</i>			<i>venosa</i>
		<i>appressa</i>			<i>verrucosa</i>
		<i>austera</i>			<i>zp</i>
		<i>branchi</i>	Agariciidae	<i>Gardineroseris</i>	<i>planulata</i>
		<i>cerealis</i>		<i>Leptoseria</i>	<i>foliosa</i>
		<i>clathrata</i>			<i>glabra</i>
		<i>cophodactyla</i>			<i>hawaiiensis</i>
		<i>cytherea</i>			<i>mycetoseroides</i>
		<i>digitifera</i>			<i>solida</i>
		<i>divaricata</i>		<i>Pachyseris</i>	<i>speciosa</i>
		<i>eurystoma</i>		<i>Pavona</i>	<i>duerdeni</i>
		<i>forskali</i>			<i>explanulata</i>
		<i>granulosa</i>			<i>maldivensis</i>
		<i>hemprichi</i>			<i>varians</i>
		<i>hyacinthus</i>			<i>venosa</i>
		<i>latistella</i>	Astrocoeniidae	<i>Stylocoeniella</i>	<i>guentheri</i>
		<i>lutkeni</i>	Coscinaraeidae	<i>Coscinaraea</i>	<i>crassa</i>
		<i>nana</i>			<i>exesa</i>
		<i>nasuta</i>	Dendrophylliidae	<i>Turbinaria</i>	<i>reniformis</i>
		<i>natalensis</i>	Faviidae	<i>Cyphastrea</i>	<i>chalcidicum</i>
		<i>pharaonis</i>			<i>microphthalma</i>
		<i>polystoma</i>			<i>serailia</i>
		<i>retusa</i>		<i>Echinopora</i>	<i>gemmacea</i>
		<i>robusta</i>			<i>hirsutissima</i>
		<i>rosaria</i>		<i>Favia</i>	<i>favus</i>
		<i>samoensis</i>			<i>lizardensis</i>
		<i>secale</i>			<i>matthai</i>
		<i>selago</i>			<i>pallida</i>
		<i>squamosa</i>			<i>speciosa</i>
		<i>squarrosa</i>			<i>stelligera</i>
		<i>valenciennesi</i>		<i>Favites</i>	<i>abditia</i>
		<i>valida</i>			<i>complanata</i>
		<i>variolosa</i>			<i>flexuosa</i>
		<i>verweyi</i>			<i>halicora</i>
	<i>Alveopora</i>	<i>daedelea</i>			<i>paraflexuosa</i>
	<i>Astreopora</i>	<i>expansa</i>			<i>russelli</i>
		<i>listeri</i>			<i>spinosa</i>
		<i>myriophthalma</i>			<i>vasta</i>
		<i>randalli</i>		<i>Goniastrea</i>	<i>australensis</i>
	<i>Isopora</i>	<i>palifera</i>			<i>columella</i>
	<i>Montipora</i>	<i>aequituberculata</i>			<i>edwardsi</i>
		<i>calcareia</i>			<i>minuta</i>
		<i>capitata</i>			<i>pectinata</i>
		<i>cryptus</i>			<i>peresi</i>
		<i>efflorescens</i>		<i>Leptastrea</i>	<i>retiformis</i>
		<i>floweri</i>			<i>aequalis</i>
		<i>grisea</i>			<i>pruinosa</i>
		<i>informis</i>			<i>purpurea</i>
		<i>monasteriata</i>			<i>transversa</i>
		<i>nodosa</i>		<i>Leptoria</i>	<i>phrygia</i>
		<i>stilosa</i>		<i>Montastrea</i>	<i>curta</i>
		<i>tuberculosa</i>			<i>serageldini</i>
				<i>Oulophyllia</i>	<i>crispa</i>

	<i>Platygyra</i>	<i>crosslandi</i>
		<i>daedalea</i>
		<i>lamellina</i>
		<i>pini</i>
		<i>ryukyuensis</i>
		<i>sinensis</i>
	<i>Plesiastrea</i>	<i>devantieri</i>
Fungiidae	<i>Cycloseris</i>	<i>costulata</i>
		<i>explanulata</i>
		<i>wellsi</i>
	<i>Fungia</i>	<i>concina</i>
		<i>corona</i>
		<i>danai</i>
		<i>fungites</i>
		<i>granulosa</i>
		<i>paumotensis</i>
		<i>repanda</i>
		<i>scruposa</i>
		<i>scutaria</i>
	<i>Herpolitha</i>	<i>limax</i>
	<i>Lithophyllon</i>	<i>mokai</i>
	<i>Podabacia</i>	<i>motuporensis</i>
Hydrozoa	<i>Millepora</i>	<i>dichotoma</i>
		<i>platyphylla</i>
Merulinidae	<i>Hydnophora</i>	<i>exesa</i>
		<i>pilosa</i>
	<i>Merulina</i>	<i>ampliata</i>
Mussidae	<i>Acanthastrea</i>	<i>brevis</i>
		<i>echinata</i>
		<i>hemprichii</i>
	<i>Blastomussa</i>	<i>merletti</i>

		<i>omanensis</i>
	<i>Lobophyllia</i>	<i>corymbosa</i>
Oculinidae	<i>Galaxea</i>	<i>fasicularis</i>
Pectiniidae	<i>Echinophyllia</i>	<i>aspera</i>
	<i>Mycedium</i>	<i>elephantotus</i>
	<i>Oxypora</i>	<i>lacera</i>
	<i>Pectinia</i>	<i>africana</i>
Pocilloporidae	<i>Pocillopora</i>	<i>damicornis</i>
		<i>danai</i>
		<i>elegans</i>
		<i>eydouxii</i>
		<i>indiana</i>
		<i>meandrina</i>
		<i>verrucosa</i>
	<i>Seriatopora</i>	<i>hystrix</i>
	<i>Stylophora</i>	<i>pistillata</i>
Poritidae	<i>Goniopora</i>	<i>columna</i>
		<i>lobata</i>
		<i>planulata</i>
		<i>somaliensis</i>
	<i>Porites</i>	<i>annae</i>
		<i>australensis</i>
		<i>lichen</i>
		<i>lobata</i>
		<i>lutea</i>
		<i>monticulosa</i>
		<i>profundus</i>
		<i>rus</i>
Siderastreidae	<i>Psammocora</i>	<i>contigua</i>
		<i>niestraazi</i>
		<i>profundacella</i>

Annexe 18 : Espèces ichthyologiques observées à Europa sur les stations GCRMN (SIREME 2016).

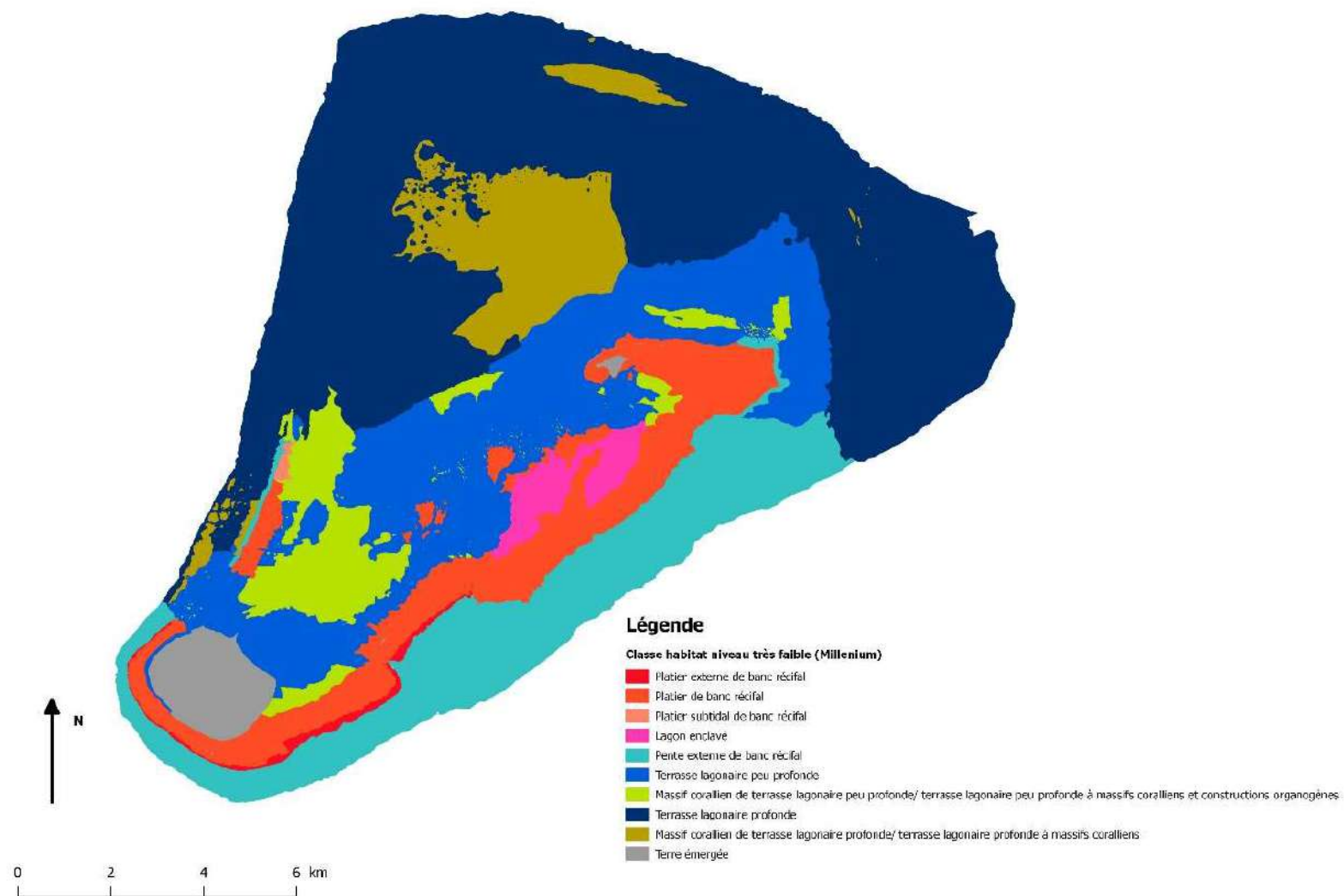
Famille	Espèce
Acanthuridae	<i>Acanthurus dussumieri</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus leucosternon</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus lineatus</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus mata</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus nigricauda</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus nigrofuscus</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus nubilus</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus tennentii</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus thompsoni</i>
Acanthuridae	<i>Acanthurus triostegus</i>
Acanthuridae	<i>Ctenochaetus striatus</i>
Acanthuridae	<i>Ctenochaetus truncatus</i>
Acanthuridae	<i>Naso brachycentron</i>
Acanthuridae	<i>Naso elegans</i>
Acanthuridae	<i>Naso unicornis</i>
Acanthuridae	<i>Zebrasoma scopas</i>
Acanthuridae	<i>Zebrasoma veliferum</i>
Balistidae	<i>Balistapus undulatus</i>
Balistidae	<i>Balistoides conspicillum</i>
Balistidae	<i>Melichthys niger</i>
Balistidae	<i>Rhinecanthus rectangulus</i>
Balistidae	<i>Sufflamen bursa</i>
Balistidae	<i>Sufflamen chrysopterum</i>
Blenniidae	<i>Cirripectes castaneus</i>
Blenniidae	<i>Cirripectes sp.</i>
Blenniidae	<i>Ecsenius midas</i>
Blenniidae	<i>Ecsenius sp.</i>
Blenniidae	<i>Exallias brevis</i>
Blenniidae	<i>Plagiotremus rhinorhynchus</i>
Blenniidae	<i>Plagiotremus tapeinosoma</i>
Caesionidae	<i>Caesio lunaris</i>
Caesionidae	<i>Caesio teres</i>
Caesionidae	<i>Caesio xanthonota</i>
Caesionidae	<i>Pterocaesio chrysozona</i>
Caesionidae	<i>Pterocaesio pisang</i>
Caesionidae	<i>Pterocaesio tile</i>
Caesionidae	<i>Pterocaesio trilineata</i>
Carangidae	<i>Caranx ignobilis</i>
Carangidae	<i>Caranx lugubris</i>
Carangidae	<i>Caranx melampygus</i>
Carcharhinidae	<i>Carcharhinus amblyrhynchus</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon auriga</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon guttatissimus</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon lineolatus</i>

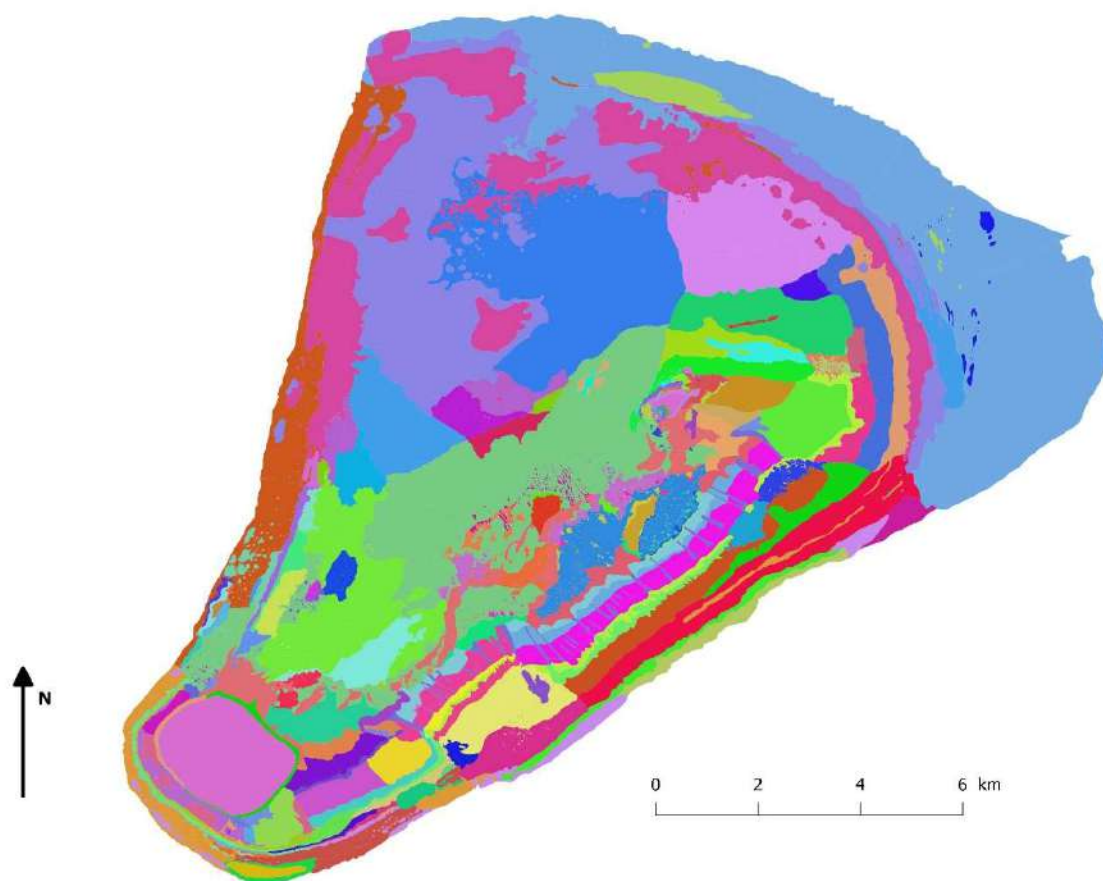
Chaetodontidae	<i>Chaetodon lunula</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon meyeri</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon trifascialis</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon trifasciatus</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon vagabundus</i>
Chaetodontidae	<i>Chaetodon zanzibarensis</i>
Chaetodontidae	<i>Forcipiger flavissimus</i>
Chaetodontidae	<i>Heniochus acuminatus</i>
Chaetodontidae	<i>Heniochus monoceros</i>
Cirrhitidae	<i>Cirrhitichthys oxycephalus</i>
Cirrhitidae	<i>Paracirrhitides arcatus</i>
Cirrhitidae	<i>Paracirrhitides forsteri</i>
Gobiidae	<i>Valenciennea strigata</i>
Haemulidae	<i>Plectorhinchus obscurus</i>
Holocentridae	<i>Myripristis berndti</i>
Holocentridae	<i>Myripristis vittata</i>
Holocentridae	<i>Neoniphon sammara</i>
Holocentridae	<i>Sargocentron caudimaculatum</i>
Holocentridae	<i>Sargocentron diadema</i>
Holocentridae	<i>Sargocentron spiniferum</i>
Kyphosidae	<i>Kyphosus cinerascens</i>
Kyphosidae	<i>Kyphosus vaigiensis</i>
Labridae	<i>Anampses caeruleopunctatus</i>
Labridae	<i>Anampses lineatus</i>
Labridae	<i>Anampses meleagrides</i>
Labridae	<i>Anampses twistii</i>
Labridae	<i>Bodianus axillaris</i>
Labridae	<i>Bodianus bilunulatus</i>
Labridae	<i>Bodianus diana</i>
Labridae	<i>Bodianus mesothorax</i>
Labridae	<i>Cheilinus fasciatus</i>
Labridae	<i>Cheilinus trilobatus</i>
Labridae	<i>Cirrhitilabrus exquisitus</i>
Labridae	<i>Coris aygula</i>
Labridae	<i>Coris cuvieri</i>
Labridae	<i>Gomphosus caeruleus</i>
Labridae	<i>Halichoeres cosmetus</i>
Labridae	<i>Halichoeres hortulanus</i>
Labridae	<i>Halichoeres nebulosus</i>
Labridae	<i>Halichoeres scapularis</i>
Labridae	<i>Hemigymnus fasciatus</i>
Labridae	<i>Hologymnosus annulatus</i>
Labridae	<i>Hologymnosus doliatus</i>
Labridae	<i>Labrichthys unilineatus</i>
Labridae	<i>Labroides bicolor</i>

Labridae	<i>Labroides dimidiatus</i>
Labridae	<i>Macropharyngodon bipartitus b</i>
Labridae	<i>Oxycheilinus digramma</i>
Labridae	<i>Pseudocheilinus dispilus</i>
Labridae	<i>Pseudocheilinus evanidus</i>
Labridae	<i>Pseudodax moluccanus</i>
Labridae	<i>Stethojulis albobittata</i>
Labridae	<i>Thalassoma amblycephalum</i>
Labridae	<i>Thalassoma genivittatum</i>
Labridae	<i>Thalassoma hardwicke</i>
Labridae	<i>Thalassoma hebraicum</i>
Labridae	<i>Thalassoma lunare</i>
Lethrinidae	<i>Lethrinus olivaceus</i>
Lethrinidae	<i>Monotaxis grandoculis</i>
Lutjanidae	<i>Aphareus furca</i>
Lutjanidae	<i>Aprion virescens</i>
Lutjanidae	<i>Lutjanus bohar</i>
Lutjanidae	<i>Lutjanus gibbus</i>
Lutjanidae	<i>Lutjanus kasmira</i>
Lutjanidae	<i>Lutjanus monostigma</i>
Lutjanidae	<i>Lutjanus rivulatus</i>
Lutjanidae	<i>Macolor niger</i>
Microdesmidae	<i>Nemateleotris magnifica</i>
Monacanthidae	<i>Cantherhines pardalis</i>
Monacanthidae	<i>Pervagor janthinosoma</i>
Mullidae	<i>Parupeneus cyclostomus</i>
Mullidae	<i>Parupeneus macronemus</i>
Mullidae	<i>Parupeneus trifasciatus</i>
Muraenidae	<i>Gymnothorax javanicus</i>
Ostraciidae	<i>Ostracion meleagris</i>
Pempheridae	<i>Pempheris schwenkii</i>
Pempheridae	<i>Pempheris vanicolensis</i>
Pomacanthidae	<i>Apolemichthys trimaculatus</i>
Pomacanthidae	<i>Centropyge acanthops</i>
Pomacanthidae	<i>Centropyge bispinosa</i>
Pomacanthidae	<i>Centropyge multispinis</i>
Pomacanthidae	<i>Pomacanthus imperator</i>
Pomacanthidae	<i>Pygoplites diacanthus</i>
Pomacentridae	<i>Abudefduf notatus</i>
Pomacentridae	<i>Chromis agilis</i>
Pomacentridae	<i>Chromis dimidiata</i>
Pomacentridae	<i>Chromis nigrura</i>
Pomacentridae	<i>Chromis opercularis</i>
Pomacentridae	<i>Chromis ternatensis</i>
Pomacentridae	<i>Chromis weberi</i>

Pomacentridae	<i>Chrysiptera brownriggii</i>
Pomacentridae	<i>Chrysiptera unimaculata</i>
Pomacentridae	<i>Dascyllus carneus</i>
Pomacentridae	<i>Dascyllus trimaculatus</i>
Pomacentridae	<i>Lepidozygus tapeinosoma</i>
Pomacentridae	<i>Plectroglyphidodon dickii</i>
Pomacentridae	<i>Plectroglyphidodon imparipennis</i>
Pomacentridae	<i>Plectroglyphidodon johnstonianus</i>
Pomacentridae	<i>Pomacentrus caeruleus</i>
Pomacentridae	<i>Pomacentrus sulfureus</i>
Pomacentridae	<i>Stegastes peliciery</i>
Priacanthidae	<i>Priacanthus hamrur</i>
Ptereleotridae	<i>Ptereleotris evides</i>
Ptereleotridae	<i>Ptereleotris zebra</i>
Scaridae	<i>Cetoscarus bicolor</i>
Scaridae	<i>Chlorurus sordidus</i>
Scaridae	<i>Chlorurus strongylocephalus</i>
Scaridae	<i>Scarus frenatus</i>
Scaridae	<i>Scarus ghobban</i>
Scaridae	<i>Scarus niger</i>
Scaridae	<i>Scarus prasiognathos</i>
Scaridae	<i>Scarus rubroviolaceus</i>
Scaridae	<i>Scarus russellii</i>
Scaridae	<i>Scarus scaber</i>
Scaridae	<i>Scarus sp.</i>
Scaridae	<i>Scarus tricolor</i>
Scorpaenidae	<i>Taenianotus triacanthus</i>
Serranidae	<i>Aethaloperca rogaa</i>
Serranidae	<i>Cephalopholis argus</i>
Serranidae	<i>Cephalopholis miniata</i>
Serranidae	<i>Cephalopholis sexmaculata</i>
Serranidae	<i>Cephalopholis urodeta</i>
Serranidae	<i>Epinephelus spilotoceps</i>
Serranidae	<i>Epinephelus tukula</i>
Serranidae	<i>Nemanthias carberryi</i>
Serranidae	<i>Plectropomus laevis</i>
Serranidae	<i>Pseudanthias evansi</i>
Serranidae	<i>Pseudanthias sp.</i>
Serranidae	<i>Pseudanthias squamipinnis</i>
Serranidae	<i>Variola louti</i>
Tetraodontidae	<i>Arothron meleagris</i>
Tetraodontidae	<i>Canthigaster janthinoptera</i>
Zanclidae	<i>Zanclus cornutus</i>

Annexe 19 : Cartographie des habitats des Glorieuses, niveaux de détail très faible et très élevé.





Classes des habitats des Glorieuses au niveau typologique élevé

1	17	33	49	65	81	97	114	131	148
2	18	34	50	66	82	98	115	132	149
3	19	35	51	67	83	99	116	133	150
4	20	36	52	68	84	100	117	134	151
5	21	37	53	69	85	101	118	135	152
6	22	38	54	70	86	102	119	136	153
7	23	39	55	71	87	103	120	137	154
8	24	40	56	72	88	104	121	138	155
9	25	41	57	73	89	105	122	139	156
10	26	42	58	74	90	106	123	140	157
11	27	43	59	75	91	107	124	141	158
12	28	44	60	76	92	108	125	142	159
13	29	45	61	77	93	109	126	143	160
14	30	46	62	78	94	110	127	144	
15	31	47	63	79	95	111	128	145	
16	32	48	64	80	96	112	129	146	
						113	130	147	

Annexe 20 : Table des correspondances des noms des stations pour l'analyse des sites de conservation prioritaires.

Name2	Name	Longitude	Latitude	Site	Longitude2	Latitude2
G01	GLO001	47,2912333	-11,561217	Glorieuses	47,2912333	-11,561217
G02	GLO002	47,2810333	-11,581333	Glorieuses	47,2810333	-11,581333
G03	GLO003	47,3741167	-11,560417	Glorieuses	47,3741167	-11,560417
G04	GLO004	47,3804833	-11,529533	Glorieuses	47,3804833	-11,529533
G05	GLO005	47,3409667	-11,5398	Glorieuses	47,3409667	-11,5398
G06	GLO006	47,2959167	-11,54955	Glorieuses	47,2959167	-11,54955
G07	GLO007	47,3733667	-11,537117	Glorieuses	47,3733667	-11,537117
G08	GLO008	47,2937	-11,553617	Glorieuses	47,2937	-11,553617
G16	GLO016	47,3349	-11,5854	Glorieuses	47,3349	-11,5854
G17	GLO017	47,3087	-11,5967	Glorieuses	47,3087	-11,5967
G18	GLO018	47,4045	-11,5344	Glorieuses	47,4045	-11,5344
G19	GLO019	47,376	-11,5084	Glorieuses	47,376	-11,5084
G20	GLO020	47,3619	-11,5131	Glorieuses	47,3619	-11,5131
G21	GLO021	47,3488	-11,5043	Glorieuses	47,3488	-11,5043
G22	GLO022	47,3306	-11,5702	Glorieuses	47,3306	-11,5702
G24	GLO024	47,3096	-11,5742	Glorieuses	47,3096	-11,5742
G27	GLO027	47,2897	-11,5689	Glorieuses	47,2897	-11,5689
G28	GLO028	47,2927	-11,5688	Glorieuses	47,2927	-11,5688
G29	GLO029	47,3032	-11,5903	Glorieuses	47,3032	-11,5903
G30	GLO030	47,3068	-11,587	Glorieuses	47,3068	-11,587
G23	GLO023	47,3334	-11,5722	Glorieuses	47,3334	-11,5722
G31	GLO031	47,2852	-11,583	Glorieuses	47,2852	-11,583
G33	GLO033	47,2854	-11,5808	Glorieuses	47,2854	-11,5808
G34	GLO034	47,298	-11,5914	Glorieuses	47,298	-11,5914
G35	GLO035	47,2963	-11,592	Glorieuses	47,2963	-11,592
G36	GLO036	47,3793	-11,5145	Glorieuses	47,3793	-11,5145
G37	GLO037	47,3752	-11,515	Glorieuses	47,3752	-11,515
G38	GLO038	47,373	-11,5179	Glorieuses	47,373	-11,5179
G39	GLO039	47,3114	-11,5826	Glorieuses	47,3114	-11,5826
M01	Douamougno - 6 m	45,1039831	-12,6504	Mayotte	45,1039831	-12,6504
M02	Douamougno = 0 m	45,1041333	-12,651133	Mayotte	45,1041333	-12,651133
M03	Double Barrière - 6 m	45,1104838	-13,001817	Mayotte	45,1104838	-13,001817
M04	Double Barrière = 0 m	45,1104833	-13,001817	Mayotte	45,1102833	-13,001617
M05	Grand Récif du Nord Est - 6 m	45,1759998	-12,6286	Mayotte	45,1759998	-12,6286
M06	Longoni = 0 m	45,1485667	-12,723567	Mayotte	45,1485667	-12,723567
M07	Majikavo koropa - 0 m	45,2248662	-12,7376	Mayotte	45,2248662	-12,7376
M08	Passe Bateaux - 6 m	44,9780557	-12,970278	Mayotte	44,9780557	-12,970278
M09	Passe en S extérieur - 3 m	45,2768668	-12,879617	Mayotte	45,2768668	-12,879617
M10	Passe en S extérieur - 6 m	45,2770801	-12,87977	Mayotte	45,2770801	-12,87977
M11	Passe en S intérieur - 6 m	45,2710833	-12,8642	Mayotte	45,2710833	-12,8642

M12	Prevoyante - 6 m	45,1685667	-12,691883	Mayotte	45,1685667	-12,691883
M13	Prevoyante = 0 m	45,1685667	-12,691883	Mayotte	45,1683667	-12,691683
M14	Saziley - 3 m	45,18245	-12,985633	Mayotte	45,18245	-12,985633
M15	Saziley = 0 m	45,18245	-12,985633	Mayotte	45,18225	-12,985433
M16	Surprise - 6 m	45,13325	-12,646033	Mayotte	45,13325	-12,646033
M17	Surprise = 0 m	45,13325	-12,646033	Mayotte	45,13305	-12,645833
M18	Tanaraki - 3 m	45,0669167	-12,761533	Mayotte	45,0669167	-12,761533
M19	Tanaraki = 0 m	45,0669167	-12,761533	Mayotte	45,0667167	-12,761333
M20	Acoua1	44,9856	-12,75129	Mayotte	44,9856	-12,75129
M21	Acoua2	44,9856	-12,75129	Mayotte	44,9854	-12,75109
M22	Baie_Boueni1	45,13047	-12,90924	Mayotte	45,13047	-12,90924
M23	Baie_Boueni2	45,13047	-12,90924	Mayotte	45,13027	-12,90904
M24	Bambo_Ouest_DAR	45,085971	-12,929699	Mayotte	45,085971	-12,929699
M25	Bambo_Ouest_plext	45,082932	-12,930513	Mayotte	45,082932	-12,930513
M26	Barriere_chozil1	44,95625	-12,67477	Mayotte	44,95625	-12,67477
M27	Barriere_chozil2	44,95625	-12,67477	Mayotte	44,95605	-12,67457
M28	Barriere_immergee_Nord1	44,96071	-12,80854	Mayotte	44,96071	-12,80854
M29	Barriere_immergee_Nord2	44,96071	-12,80854	Mayotte	44,96051	-12,80834
M30	Barriere_immergee1	44,94809	-12,82626	Mayotte	44,94809	-12,82626
M31	Barriere_immergee2	44,94809	-12,82626	Mayotte	44,94789	-12,82606
M32	Boa_Sadia1	45,03775	-12,68661	Mayotte	45,03775	-12,68661
M33	Boa_Sadia2	45,03775	-12,68661	Mayotte	45,03755	-12,68641
M34	Boueni_echine1	44,96406	-12,92145	Mayotte	44,96406	-12,92145
M35	Boueni_echine2	44,96406	-12,92145	Mayotte	44,96386	-12,92125
M36	Boueni_Lagon_enclave1	44,97009	-12,91198	Mayotte	44,97009	-12,91198
M37	Boueni_Lagon_enclave2	44,97009	-12,91198	Mayotte	44,96989	-12,91178
M38	Boueni_pente_interne1	44,97607	-12,92985	Mayotte	44,97607	-12,92985
M39	Boueni_pente_interne2	44,97607	-12,92985	Mayotte	44,97587	-12,92965
M40	Charifou_platext	45,142601	-13,000896	Mayotte	45,142601	-13,000896
M41	Chiconi1	45,09907	-12,83433	Mayotte	45,09907	-12,83433
M42	Chiconi2	45,09907	-12,83433	Mayotte	45,09887	-12,83413
M43	Chozil1	45,06293	-12,67402	Mayotte	45,06293	-12,67402
M44	Chozil2	45,06293	-12,67402	Mayotte	45,06273	-12,67382
M45	GRNE_pteint	45,2796667	-12,748483	Mayotte	45,2796667	-12,748483
M46	GRNE1	45,2149	-12,661667	Mayotte	45,2149	-12,661667
M47	GRNE2	45,2414	-12,686717	Mayotte	45,2414	-12,686717
M48	Ilot_sterne_pente_interne1	44,97749	-12,68769	Mayotte	44,97749	-12,68769
M49	Ilot_sterne_pente_interne2	44,97749	-12,68769	Mayotte	44,97729	-12,68749
M50	Kolo1	45,19781	-12,98449	Mayotte	45,19781	-12,98449
M51	Kolo2	45,19781	-12,98449	Mayotte	45,19761	-12,98429
M52	Lepoe1	45,05675	-12,95736	Mayotte	45,05675	-12,95736
M53	Lepoe2	45,05675	-12,95736	Mayotte	45,05655	-12,95716
M54	Mliha_DAR	45,054897	-12,754224	Mayotte	45,054897	-12,754224

M55	Mliha_platext	45,055227	-12,754493	Mayotte	45,055227	-12,754493
M56	Mtsamboro_pointe_sud1	45,02735	-12,65818	Mayotte	45,02735	-12,65818
M57	Mtsamboro_pointe_sud2	45,02735	-12,65818	Mayotte	45,02715	-12,65798
M58	Mtsanga_Nyamba_DAR	45,099529	-12,806412	Mayotte	45,099529	-12,806412
M59	Mtsanga_Nyamba_platext	45,097592	-12,806264	Mayotte	45,097592	-12,806264
M60	Ngouja1	45,08369	-12,96406	Mayotte	45,08369	-12,96406
M61	Ngouja2	45,08369	-12,96406	Mayotte	45,08349	-12,96386
M62	Papani_DAR	45,295011	-12,774171	Mayotte	45,295011	-12,774171
M63	Papani_pext	45,12865	-12,637117	Mayotte	45,12865	-12,637117
M64	Papani_plat	45,29596	-12,773623	Mayotte	45,29596	-12,773623
M65	Papani_vasque	45,298628	-12,767506	Mayotte	45,298628	-12,767506
M66	Passe_bateau1	44,97954	-12,97435	Mayotte	44,97954	-12,97435
M67	Passe_bateau2	44,97954	-12,97435	Mayotte	44,97934	-12,97415
M68	Passe_Sada1	44,96097	-12,90868	Mayotte	44,96097	-12,90868
M69	Passe_Sada2	44,96097	-12,90868	Mayotte	44,96077	-12,90848
M70	Rani1	45,05436	-12,9418	Mayotte	45,05436	-12,9418
M71	Rani2	45,05436	-12,9418	Mayotte	45,05416	-12,9416
M72	Sada_pente_interne1	44,95623	-12,88337	Mayotte	44,95623	-12,88337
M73	Surprise_ORCpext	45,136605	-12,644199	Mayotte	45,136605	-12,644199
M74	Surprise_ORCplat	45,136605	-12,644199	Mayotte	45,136405	-12,643999
M75	Surprise_ptenordcrete	45,1286833	-12,637067	Mayotte	45,1286833	-12,637067
M76	Surprise_ptenordplat	45,1286833	-12,637067	Mayotte	45,1284833	-12,636867
M77	Tsingoni1	45,08573	-12,79107	Mayotte	45,08573	-12,79107
M78	Tsingoni2	45,08573	-12,79107	Mayotte	45,08553	-12,79087
M79	Vasiere_exutoire	45,26383	-12,782894	Mayotte	45,26383	-12,782894

Annexe 21 : Liste des 422 espèces de poissons récifaux présents à Mayotte et dans les îles Éparses.

	Genre espèce		
1	<i>Abudefduf notatus</i>	48	<i>Aspidontus dussumieri</i>
2	<i>Abudefduf sexfasciatus</i>	49	<i>Aspidontus taeniatus</i>
3	<i>Abudefduf sparoides</i>	50	<i>Aulostomus chinensis</i>
4	<i>Abudefduf vaigiensis</i>	51	<i>Balistapus undulatus</i>
5	<i>Acanthurus auranticavus</i>	52	<i>Balistoides conspicillum</i>
6	<i>Acanthurus blochii</i>	53	<i>Balistoides viridescens</i>
7	<i>Acanthurus dussumieri</i>	54	<i>Belonoperca chabanaudi</i>
8	<i>Acanthurus leucocheilus</i>	55	<i>Bodianus anthioides</i>
9	<i>Acanthurus leucopareius</i>	56	<i>Bodianus axillaris</i>
10	<i>Acanthurus leucosternon</i>	57	<i>Bodianus bilunulatus</i>
11	<i>Acanthurus lineatus</i>	58	<i>Bodianus diana</i>
12	<i>Acanthurus mata</i>	59	<i>Bodianus mesothorax</i>
13	<i>Acanthurus nigricauda</i>	60	<i>Bodianus perditio</i>
14	<i>Acanthurus nigrofuscus</i>	61	<i>Caesio caeruleaurea</i>
15	<i>Acanthurus nubilus</i>	62	<i>Caesio lunaris</i>
16	<i>Acanthurus sp.</i>	63	<i>Caesio teres</i>
17	<i>Acanthurus tennentii</i>	64	<i>Caesio xanthonota</i>
18	<i>Acanthurus thompsoni</i>	65	<i>Calotomus carolinus</i>
19	<i>Acanthurus triostegus</i>	66	<i>Cantherhines dumerilii</i>
20	<i>Acanthurus xanthopterus</i>	67	<i>Cantherhines pardalis</i>
21	<i>Aethaloperca rogaa</i>	68	<i>Canthigaster amboinensis</i>
22	<i>Amanses scopas</i>	69	<i>Canthigaster bennetti</i>
23	<i>Amblycirrhitis bimacula</i>	70	<i>Canthigaster janthinoptera</i>
24	<i>Amblyeleotris sp.</i>	71	<i>Canthigaster smithae</i>
25	<i>Amblyglyphidodon leucogaster</i>	72	<i>Canthigaster solandri</i>
26	<i>Amblygobius hectori</i>	73	<i>Canthigaster sp.</i>
27	<i>Amblygobius sphynx</i>	74	<i>Canthigaster valentini</i>
28	<i>Amphiprion akallopisos</i>	75	<i>Carangoides orthogrammus</i>
29	<i>Amphiprion allardi</i>	76	<i>Caranx heberi</i>
30	<i>Amphiprion clarkii</i>	77	<i>Caranx ignobilis</i>
31	<i>Amphiprion latifasciatus</i>	78	<i>Caranx lugubris</i>
32	<i>Anampses caeruleopunctatus</i>	79	<i>Caranx melampygus</i>
33	<i>Anampses geographicus</i>	80	<i>Caranx sexfasciatus</i>
34	<i>Anampses lineatus</i>	81	<i>Centropyge acanthops</i>
35	<i>Anampses meleagrides</i>	82	<i>Centropyge bispinosa</i>
36	<i>Anampses twistii</i>	83	<i>Centropyge debelius</i>
37	<i>Anyperodon leucogrammicus</i>	84	<i>Centropyge multispinis</i>
38	<i>Aphareus furca</i>	85	<i>Cephalopholis argus</i>
39	<i>Aphareus rutilans</i>	86	<i>Cephalopholis boenak</i>
40	<i>Apogon kallopterus</i>	87	<i>Cephalopholis leopardus</i>
41	<i>Apogon sp.</i>	88	<i>Cephalopholis miniata</i>
42	<i>Apothemichthys trimaculatus</i>	89	<i>Cephalopholis sexmaculata</i>
43	<i>Aprion virescens</i>	90	<i>Cephalopholis spiloparaea</i>
44	<i>Arothron hispidus</i>	91	<i>Cephalopholis urodeta</i>
45	<i>Arothron mappa</i>	92	<i>Cetoscarus bicolor</i>
46	<i>Arothron meleagris</i>	93	<i>Cetoscarus ocellatus</i>
47	<i>Arothron nigropunctatus</i>	94	<i>Chaetodon auriga</i>
		95	<i>Chaetodon auripes</i>

96	<i>Chaetodon bennetti</i>
97	<i>Chaetodon falcula</i>
98	<i>Chaetodon fasciatus</i>
99	<i>Chaetodon guttatissimus</i>
100	<i>Chaetodon interruptus</i>
101	<i>Chaetodon kleinii</i>
102	<i>Chaetodon lineolatus</i>
103	<i>Chaetodon lunula</i>
104	<i>Chaetodon madagaskariensis</i>
105	<i>Chaetodon melannotus</i>
106	<i>Chaetodon meyeri</i>
107	<i>Chaetodon tricinctus</i>
108	<i>Chaetodon trifascialis</i>
109	<i>Chaetodon trifasciatus</i>
110	<i>Chaetodon unimaculatus</i>
111	<i>Chaetodon vagabundus</i>
112	<i>Chaetodon xanthocephalus</i>
113	<i>Chaetodon zanzibarensis</i>
114	<i>Cheilinus chlorourus</i>
115	<i>Cheilinus fasciatus</i>
116	<i>Cheilinus oxycephalus</i>
117	<i>Cheilinus sp.</i>
118	<i>Cheilinus trilobatus</i>
119	<i>Cheilinus undulatus</i>
120	<i>Cheilio inermis</i>
121	<i>Cheilodipterus artus</i>
122	<i>Cheilodipterus macrodon</i>
123	<i>Cheilodipterus quinquelineatus</i>
124	<i>Cheilodipterus sp.</i>
125	<i>Chilomycterus reticulatus</i>
126	<i>Chlidichthys johnvoelckeri</i>
127	<i>Chlorurus japanensis</i>
128	<i>Chlorurus microrhinos</i>
129	<i>Chlorurus sordidus</i>
130	<i>Chlorurus strongylocephalus</i>
131	<i>Chromis agilis</i>
132	<i>Chromis amboinensis</i>
133	<i>Chromis atripectoralis</i>
134	<i>Chromis axillaris</i>
135	<i>Chromis dimidiata</i>
136	<i>Chromis lepidolepis</i>
137	<i>Chromis nigroanalis</i>
138	<i>Chromis nigrura</i>
139	<i>Chromis opercularis</i>
140	<i>Chromis ternatensis</i>
141	<i>Chromis viridis</i>
142	<i>Chromis weberi</i>
143	<i>Chromis xanthura</i>
144	<i>Chrysiptera annulata</i>
145	<i>Chrysiptera biocellata</i>

146	<i>Chrysiptera brownriggii</i>
147	<i>Chrysiptera sp.</i>
148	<i>Chrysiptera unimaculata</i>
149	<i>Cirrhilabrus exquisitus</i>
150	<i>Cirrhitichthys oxycephalus</i>
151	<i>Cirrhitops fasciatus</i>
152	<i>Cirripectes auritus</i>
153	<i>Cirripectes castaneus</i>
154	<i>Cirripectes quagga</i>
155	<i>Cirripectes sp.</i>
156	<i>Cirripectes stigmaticus</i>
157	<i>Coris aygula</i>
158	<i>Coris caudimacula</i>
159	<i>Coris cuvieri</i>
160	<i>Coris formosa</i>
161	<i>Coris gaimard</i>
162	<i>Coris sp.</i>
163	<i>Corythoichthys flavofasciatus</i>
164	<i>Cryptocentrus fasciatus</i>
165	<i>Ctenochaetus binotatus</i>
166	<i>Ctenochaetus striatus</i>
167	<i>Ctenochaetus strigosus</i>
168	<i>Ctenochaetus truncatus</i>
169	<i>Cymolutes praetextatus</i>
170	<i>Dascyllus aruanus</i>
171	<i>Dascyllus carneus</i>
172	<i>Dascyllus trimaculatus</i>
173	<i>Dermatolepis striolata</i>
174	<i>Ecsenius lineatus</i>
175	<i>Ecsenius midas</i>
176	<i>Ecsenius nalolo</i>
177	<i>Ecsenius sp.</i>
178	<i>Elagatis bipinnulata</i>
179	<i>Epibulus insidiator</i>
180	<i>Epinephelus fasciatus</i>
181	<i>Epinephelus flavocaeruleus</i>
182	<i>Epinephelus fuscoguttatus</i>
183	<i>Epinephelus hexagonatus</i>
184	<i>Epinephelus lanceolatus</i>
185	<i>Epinephelus longispinis</i>
186	<i>Epinephelus macrospilos</i>
187	<i>Epinephelus melanostigma</i>
188	<i>Epinephelus merra</i>
189	<i>Epinephelus multinotatus</i>
190	<i>Epinephelus polyphekadion</i>
191	<i>Epinephelus spilotoceps</i>
192	<i>Epinephelus tauvina</i>
193	<i>Epinephelus tukula</i>
194	<i>Etelis carbunculus</i>
195	<i>Euthynnus alletteratus</i>

196	<i>Exallias brevis</i>
197	<i>Fistularia commersonii</i>
198	<i>Fistularia petimba</i>
199	<i>Forcipiger flavissimus</i>
200	<i>Forcipiger longirostris</i>
201	<i>Fusigobius</i> sp.
202	<i>Gnathodentex aureolineatus</i>
203	<i>Gnatholepis</i> sp.
204	<i>Gomphosus caeruleus</i>
205	<i>Gracila albomarginata</i>
206	<i>Gymnocranius grandoculis</i>
207	<i>Gymnosarda unicolor</i>
208	<i>Gymnothorax flavimarginatus</i>
209	<i>Gymnothorax javanicus</i>
210	<i>Gymnothorax meleagris</i>
211	<i>Halichoeres cosmetus</i>
212	<i>Halichoeres hortulanus</i>
213	<i>Halichoeres marginatus</i>
214	<i>Halichoeres nebulosus</i>
215	<i>Halichoeres scapularis</i>
216	<i>Hemigymnus fasciatus</i>
217	<i>Hemigymnus melapterus</i>
218	<i>Hemitaurichthys zoster</i>
219	<i>Heniochus acuminatus</i>
220	<i>Heniochus monoceros</i>
221	<i>Hipposcarus harid</i>
222	<i>Hologymnosus annulatus</i>
223	<i>Hologymnosus doliatus</i>
224	<i>Istigobius</i> sp.
225	<i>Koumansetta hectori</i>
226	<i>Kyphosus cinerascens</i>
227	<i>Kyphosus</i> sp.
228	<i>Kyphosus vaigiensis</i>
229	<i>Labrichthys unilineatus</i>
230	<i>Labroides bicolor</i>
231	<i>Labroides dimidiatus</i>
232	<i>Labropsis xanthonota</i>
233	<i>Lepidozygus tapeinosoma</i>
234	<i>Lethrinus harak</i>
235	<i>Lethrinus mahsena</i>
236	<i>Lethrinus nebulosus</i>
237	<i>Lethrinus obsoletus</i>
238	<i>Lethrinus olivaceus</i>
239	<i>Lethrinus</i> sp.
240	<i>Lutjanus argentimaculatus</i>
241	<i>Lutjanus bohar</i>
242	<i>Lutjanus fulviflamma</i>
243	<i>Lutjanus fulvus</i>
244	<i>Lutjanus gibbus</i>
245	<i>Lutjanus kasmira</i>

246	<i>Lutjanus monostigma</i>
247	<i>Lutjanus rivulatus</i>
248	<i>Macolor niger</i>
249	<i>Macropharyngodon bipartitus bipartitus</i>
250	<i>Malacanthus latovittatus</i>
251	<i>Meiacanthus mossambicus</i>
252	<i>Melichthys niger</i>
253	<i>Melichthys vidua</i>
254	<i>Monotaxis grandoculis</i>
255	<i>Mulloidichthys flavolineatus</i>
256	<i>Mulloidichthys</i> sp.
257	<i>Mulloidichthys vanicolensis</i>
258	<i>Myripristis adusta</i>
259	<i>Myripristis berndti</i>
260	<i>Myripristis kuntee</i>
261	<i>Myripristis murdjan</i>
262	<i>Myripristis</i> sp.
263	<i>Myripristis violacea</i>
264	<i>Myripristis vittata</i>
265	<i>Naso annulatus</i>
266	<i>Naso brachycentron</i>
267	<i>Naso brevirostris</i>
268	<i>Naso elegans</i>
269	<i>Naso fageni</i>
270	<i>Naso hexacanthus</i>
271	<i>Naso lituratus</i>
272	<i>Naso</i> sp.
273	<i>Naso thynnoides</i>
274	<i>Naso unicornis</i>
275	<i>Naso vlamingii</i>
276	<i>Nemanthias carberryi</i>
277	<i>Nemateleotris magnifica</i>
278	<i>Neoglyphidodon melas</i>
279	<i>Neoniphon aurolineatus</i>
280	<i>Neoniphon opercularis</i>
281	<i>Neoniphon sammara</i>
282	<i>Neopomacentrus azysron</i>
283	<i>Neopomacentrus cyanomos</i>
284	<i>Novaculichthys taeniourus</i>
285	<i>Odonus niger</i>
286	<i>Ostracion cubicus</i>
287	<i>Ostracion meleagris</i>
288	<i>Oxycheilinus bimaculatus</i>
289	<i>Oxycheilinus celebicus</i>
290	<i>Oxycheilinus digramma</i>
291	<i>Oxycheilinus</i> sp.
292	<i>Oxymonacanthus longirostris</i>
293	<i>Paracanthurus hepatus</i>
294	<i>Paracirrhites arcatus</i>
295	<i>Paracirrhites forsteri</i>

296	<i>Paraluteres prionurus</i>
297	<i>Parapercis hexophtalma</i>
298	<i>Parapriacanthus ransonneti</i>
299	<i>Parupeneus barberinus</i>
300	<i>Parupeneus ciliatus</i>
301	<i>Parupeneus cyclostomus</i>
302	<i>Parupeneus indicus</i>
303	<i>Parupeneus macronemus</i>
304	<i>Parupeneus pleurostigma</i>
305	<i>Parupeneus porphyreus</i>
306	<i>Parupeneus trifasciatus</i>
307	<i>Pempheris mangula</i>
308	<i>Pempheris oualensis</i>
309	<i>Pempheris schwenkii</i>
310	<i>Pempheris sp.</i>
311	<i>Pempheris vanicolensis</i>
312	<i>Pervagor janthinosoma</i>
313	<i>Petrosirtes mitratus</i>
314	<i>Plagiotremus rhinorhynchus</i>
315	<i>Plagiotremus tapeinosoma</i>
316	<i>Platax orbicularis</i>
317	<i>Plectorhinchus gaterinus</i>
318	<i>Plectorhinchus obscurus</i>
319	<i>Plectorhinchus vittatus</i>
320	<i>Plectroglyphidodon dickii</i>
321	<i>Plectroglyphidodon imparipennis</i>
322	<i>Plectroglyphidodon johnstonianus</i>
323	<i>Plectroglyphidodon lacrymatus</i>
324	<i>Plectropomus laevis</i>
325	<i>Plectropomus pessuliferus</i>
326	<i>Plectropomus punctatus</i>
327	<i>Pleurosicya mossambica</i>
328	<i>Pogonoperca punctata</i>
329	<i>Pomacanthus chrysurus</i>
330	<i>Pomacanthus imperator</i>
331	<i>Pomacanthus maculosus</i>
332	<i>Pomacanthus semicirculatus</i>
333	<i>Pomacentrus baenschii</i>
334	<i>Pomacentrus caeruleus</i>
335	<i>Pomacentrus nigromarginatus</i>
336	<i>Pomacentrus pavo</i>
337	<i>Pomacentrus sp.</i>
338	<i>Pomacentrus sulfureus</i>
339	<i>Pomacentrus trichourus</i>
340	<i>Pomacentrus trilineatus</i>
341	<i>Priacanthus hamrur</i>
342	<i>Pseudanthias cooperi</i>
343	<i>Pseudanthias evansi</i>
344	<i>Pseudanthias sp.</i>
345	<i>Pseudanthias squamipinnis</i>

346	<i>Pseudobalistes flavimarginatus</i>
347	<i>Pseudocheilinus dispilus</i>
348	<i>Pseudocheilinus evanidus</i>
349	<i>Pseudocheilinus hexataenia</i>
350	<i>Pseudocheilinus octotaenia</i>
351	<i>Pseudocheilinus sp.</i>
352	<i>Pseudochromis fridmani</i>
353	<i>Pseudodax moluccanus</i>
354	<i>Pteragogus flagellifer</i>
355	<i>Pteragogus sp.</i>
356	<i>Ptereleotris evides</i>
357	<i>Ptereleotris heteroptera</i>
358	<i>Ptereleotris zebra</i>
359	<i>Pterocaesio chrysozona</i>
360	<i>Pterocaesio marri</i>
361	<i>Pterocaesio pisang</i>
362	<i>Pterocaesio tile</i>
363	<i>Pterocaesio trilineata</i>
364	<i>Pterois antennata</i>
365	<i>Pterois miles</i>
366	<i>Pygoplites diacanthus</i>
367	<i>Rhinecanthus rectangulus</i>
368	<i>Salarias fasciatus</i>
369	<i>Sargocentron caudimaculatum</i>
370	<i>Sargocentron diadema</i>
371	<i>Sargocentron sp.</i>
372	<i>Sargocentron spiniferum</i>
373	<i>Sargocentron tiere</i>
374	<i>Sargocentron violaceum</i>
375	<i>Saurida gracilis</i>
376	<i>Scarus caudofasciatus</i>
377	<i>Scarus frenatus</i>
378	<i>Scarus ghobban</i>
379	<i>Scarus globiceps</i>
380	<i>Scarus niger</i>
381	<i>Scarus prasiognathos</i>
382	<i>Scarus psittacus</i>
383	<i>Scarus rubroviolaceus</i>
384	<i>Scarus russelii</i>
385	<i>Scarus scaber</i>
386	<i>Scarus sp.</i>
387	<i>Scarus tricolor</i>
388	<i>Scomberoides commersonnianus</i>
389	<i>Scomberoides lysan</i>
390	<i>Scorpaenopsis diabolus</i>
391	<i>Siganus argenteus</i>
392	<i>Siganus sp.</i>
393	<i>Siganus stellatus</i>
394	<i>Siganus sutor</i>
395	<i>Stegastes fasciolatus</i>

396	<i>Stegastes nigricans</i>
397	<i>Stegastes pelicier</i>
398	<i>Stegastes sp.</i>
399	<i>Stethojulis albobittata</i>
400	<i>Stethojulis bandanensis</i>
401	<i>Stethojulis strigiventer</i>
402	<i>Sufflamen bursa</i>
403	<i>Sufflamen chrysopterum</i>
404	<i>Synodus sp.</i>
405	<i>Synodus variegatus</i>
406	<i>Taenianotus triacanthus</i>
407	<i>Thalassoma amblycephalum</i>
408	<i>Thalassoma ballieui</i>
409	<i>Thalassoma genivittatum</i>

410	<i>Thalassoma hardwicke</i>
411	<i>Thalassoma hebraicum</i>
412	<i>Thalassoma lunare</i>
413	<i>Thalassoma purpureum</i>
414	<i>Trachinotus blochii</i>
415	<i>Tylosurus acus</i>
416	<i>Valenciennea strigata</i>
417	<i>Variola louti</i>
418	<i>Wetmorella albofasciata</i>
419	<i>Zanclus cornutus</i>
420	<i>Zebrasoma gemmatum</i>
421	<i>Zebrasoma scopas</i>
422	<i>Zebrasoma veliferum</i>

Annexe 22 : Liste des espèces vulnérables et importantes (forte biomasse) (quadrant 1) pour chaque île.

Island	Family	Vulnerable species
Bassas da India	Acanthuridae	Acanthurus mata
		Naso elegans
		Acanthurus lineatus
		Naso vlamingii
		Naso sp.
	Labridae	Cheilinus undulatus
	Lutjanidae	Aprion virescens
		Etelis carbunculus
		Lutjanus bohar
		Aphareus furca
		Lutjanus monostigma
	Muraenidae	Gymnothorax javanicus
	Pomacanthidae	Pomacanthus imperator
	Scaridae	Cetoscarus bicolor
		Hipposcarus harid
Scarus globiceps		
Serranidae	Cephalopholis miniata	
Zanclidae	Zanclus cornutus	
Europa	Acanthuridae	Naso elegans
		Acanthurus mata
		Naso unicornis
		Naso sp.
		Acanthurus lineatus
	Carangidae	Acanthurus dussumieri
		Caranx ignobilis
		Plectorhinchus obscurus
		Aphareus furca
		Aprion virescens
	Haemulidae	Aphareus rutilans
		Lutjanus gibbus
		Lutjanus monostigma
		Macolor niger
		Lutjanus rivulatus
	Muraenidae	Gymnothorax javanicus
	Pomacanthidae	Pomacanthus imperator
		Pomacanthus chrysurus
		Abudefduf notatus
		Scarus russelii
	Scaridae	Cetoscarus bicolor
		Scarus prasiognathos
		Cephalopholis miniata
	Serranidae	Cephalopholis urodeta
		Epinephelus spilotoceps
		Plectropomus pessuliferus
		Plectropomus laevis
Zanclidae		Zanclus cornutus
Glorieuses	Acanthuridae	Acanthurus lineatus
		Naso elegans
		Acanthurus xanthopterus
		Acanthurus dussumieri
		Naso hexacanthus

		<i>Naso brachycentron</i>
		<i>Naso unicornis</i>
	<i>Carangidae</i>	<i>Carangoides orthogrammus</i>
		<i>Trachinotus blochii</i>
	<i>Haemulidae</i>	<i>Plectorhinchus obscurus</i>
	<i>Labridae</i>	<i>Oxycheilinus digramma</i>
	<i>Lethrinidae</i>	<i>Lethrinus nebulosus</i>
	<i>Lutjanidae</i>	<i>Macolor niger</i>
		<i>Lutjanus fulvus</i>
		<i>Aphareus furca</i>
		<i>Aprion virescens</i>
		<i>Lutjanus monostigma</i>
		<i>Lutjanus rivulatus</i>
	<i>Muraenidae</i>	<i>Gymnothorax flavimarginatus</i>
	<i>Scaridae</i>	<i>Scarus scaber</i>
Juan de Nova	<i>Acanthuridae</i>	<i>Acanthurus dussumieri</i>
		<i>Acanthurus mata</i>
		<i>Naso vlamingii</i>
		<i>Naso brachycentron</i>
	<i>Carangidae</i>	<i>Caranx melampygus</i>
		<i>Caranx ignobilis</i>
		<i>Elagatis bipinnulata</i>
	<i>Labridae</i>	<i>Cheilinus undulatus</i>
	<i>Lutjanidae</i>	<i>Lutjanus fulvus</i>
		<i>Aprion virescens</i>
		<i>Lutjanus rivulatus</i>
	<i>Mullidae</i>	<i>Mulloidichthys flavolineatus</i>
	<i>Scaridae</i>	<i>Cetoscarus bicolor</i>
	<i>Zanclidae</i>	<i>Zanclus cornutus</i>
Mayotte	<i>Acanthuridae</i>	<i>Naso elegans</i>
		<i>Naso unicornis</i>
		<i>Acanthurus thompsoni</i>
		<i>Naso hexacanthus</i>
		<i>Acanthurus xanthopterus</i>
	<i>Aulostomidae</i>	<i>Aulostomus chinensis</i>
	<i>Balistidae</i>	<i>Sufflamen chrysopterygum</i>
	<i>Labridae</i>	<i>Epibulus insidiator</i>
		<i>Cheilinus undulatus</i>
	<i>Lutjanidae</i>	<i>Lutjanus gibbus</i>
	<i>Muraenidae</i>	<i>Gymnothorax meleagris</i>
		<i>Gymnothorax javanicus</i>
	<i>Priacanthidae</i>	<i>Priacanthus hamrur</i>
	<i>Scaridae</i>	<i>Hipposcarus harid</i>
	<i>Serranidae</i>	<i>Cephalopholis argus</i>
		<i>Plectropomus punctatus</i>
	<i>Siganidae</i>	<i>Siganus argenteus</i>
Tromelin	<i>Acanthuridae</i>	<i>Acanthurus leucosternon</i>
		<i>Naso brevirostris</i>
		<i>Zebrasoma veliferum</i>
		<i>Acanthurus auranticavus</i>
		<i>Naso elegans</i>
		<i>Naso unicornis</i>
	<i>Carangidae</i>	<i>Caranx ignobilis</i>
	<i>Lutjanidae</i>	<i>Aphareus furca</i>
		<i>Lutjanus bohar</i>

Monacanthidae
Muraenidae
Serranidae
Zanclidae

Cantherhines dumerilii
Gymnothorax meleagris
Epinephelus fasciatus
Zanclus cornutus

Annexe 23 : Liste des 163 espèces de coraux présentes à Mayotte et dans les îles Éparses.

	Genre espèce
1	<i>Favites abdita</i>
2	<i>Porites lutea</i>
3	<i>Goniastrea retiformis</i>
4	<i>Pocillopora verrucosa</i>
5	<i>Porites cylindrica</i>
6	<i>Porites profundus</i>
7	<i>Echinopora gemmacea</i>
8	<i>Leptoseris mycetoseroides</i>
9	<i>Platygyra pini</i>
10	<i>Porites rus</i>
11	<i>Echinopora hirsutissima</i>
12	<i>Gardineroseris planulata</i>
13	<i>Cyphastrea chalcidicum</i>
14	<i>Pocillopora eydouxi</i>
15	<i>Goniastrea pectinata</i>
16	<i>Pavona varians</i>
17	<i>Pavona venosa</i>
18	<i>Cyphastrea serailia</i>
19	<i>Acropora granulosa</i>
20	<i>Leptastrea transversa</i>
21	<i>Astreopora myriophthalma</i>
22	<i>Galaxea fascicularis</i>
23	<i>Merulina ampliata</i>
24	<i>Acropora divaricata</i>
25	<i>Acropora hyacinthus</i>
26	<i>Favites flexuosa</i>
27	<i>Porites lichen</i>
28	<i>Pavona explanulata</i>
29	<i>Goniastrea edwardsi</i>
30	<i>Pocillopora meandrina</i>
31	<i>Leptoria phrygia</i>
32	<i>Acropora digitifera</i>
33	<i>Acropora muricata</i>
34	<i>Pavona maldivensis</i>
35	<i>Porites annae</i>
36	<i>Psammocora profundacella</i>
37	<i>Cyphastrea decadia</i>
38	<i>Leptastrea pruinosa</i>
39	<i>Porites solida</i>
40	<i>Fungia fungites</i>
41	<i>Coelastrea palauensis</i>
42	<i>Favites pentagona</i>
43	<i>Paramonastreaa peresi</i>
44	<i>Platygyra daedalea</i>

45	<i>Acropora valida</i>
46	<i>Acanthastrea echinata</i>
47	<i>Astrea curta</i>
48	<i>Dipsastraea veroni</i>
49	<i>Acropora hemprichii</i>
50	<i>Porites lobata</i>
51	<i>Acropora austera</i>
52	<i>Dipsastraea matthaii</i>
53	<i>Dipsastraea helianthoides</i>
54	<i>Goniastrea stelligera</i>
55	<i>Platygyra sinensis</i>
56	<i>Acanthastrea brevis</i>
57	<i>Favites vasta</i>
58	<i>Turbinaria mesenterina</i>
59	<i>Hydnophora microconos</i>
60	<i>Coscinaraea crassa</i>
61	<i>Acropora tenuis</i>
62	<i>Platygyra crosslandi</i>
63	<i>Acropora florida</i>
64	<i>Dipsastraea favus</i>
65	<i>Pavona duerdeni</i>
66	<i>Pleuractis paumotensis</i>
67	<i>Pavona clavus</i>
68	<i>Astrea annuligera</i>
69	<i>Acropora cytherea</i>
70	<i>Acropora clathrata</i>
71	<i>Astrea devantieri</i>
72	<i>Acropora robusta</i>
73	<i>Stylophora pistillata</i>
74	<i>Acropora nasuta</i>
75	<i>Echinopora horrida</i>
76	<i>Hydnophora rigida</i>
77	<i>Goniopora stokesi</i>
78	<i>Isopora palifera</i>
79	<i>Dipsastraea pallida</i>
80	<i>Galaxea astreata</i>
81	<i>Platygyra lamellina</i>
82	<i>Acropora gemmifera</i>

83	<i>Pocillopora damicornis</i>
84	<i>Pachyseris speciosa</i>
85	<i>Psammocora verrilli</i>
86	<i>Acropora humilis</i>
87	<i>Favites complanata</i>
88	<i>Montipora verrucosa</i>
89	<i>Montipora venosa</i>
90	<i>Hydnophora exesa</i>
91	<i>Acropora loripes</i>
92	<i>Acropora samoensis</i>
93	<i>Paramontastraea serageldini</i>
94	<i>Lobophyllia hemprichii</i>
95	<i>Montipora tuberculosa</i>
96	<i>Porites monticulosa</i>
97	<i>Acropora prolifera</i>
98	<i>Echinopora lamellosa</i>
99	<i>Siderastrea radians</i>
100	<i>Stylophora madagascarensis</i>
101	<i>Acropora abrotanoides</i>
102	<i>Dipsastraea laxa</i>
103	<i>Seriatopora hystrix</i>
104	<i>Orbicella annularis</i>
105	<i>Echinopora robusta</i>
106	<i>Acanthastrea hemprichi</i>
107	<i>Montipora aequituberculata</i>
108	<i>Dipsastraea lizzardensis</i>
109	<i>Pavona decussata</i>
110	<i>Porites australiensis</i>
111	<i>Acropora cerealis</i>
112	<i>Coscinaraea monile</i>
113	<i>Lobophyllia corymbosa</i>
114	<i>Acropora microphthalma</i>
115	<i>Plesiastrea versipora</i>
116	<i>Oulophyllia crispa</i>
117	<i>Seriatopora caliendrum</i>
118	<i>Goniopora pearsoni</i>
119	<i>Dipsastraea maritima</i>

120	<i>Echinophyllia aspera</i>
121	<i>Acropora monticulosa</i>
122	<i>Plerogyra sinuosa</i>
123	<i>Acropora latistella</i>
124	<i>Leptastrea purpurea</i>
125	<i>Favites magnistellata</i>
126	<i>Diploastrea heliopora</i>
127	<i>Siderastrea savignyana</i>
128	<i>Cyphastrea microphthalma</i>
129	<i>Montipora efflorescens</i>
130	<i>Favites spinosa</i>
131	<i>Acropora lutkeni</i>
132	<i>Halomitra pileus</i>
133	<i>Favites halicora</i>
134	<i>Bernardopora stutchburyi</i>
135	<i>Alveopora fenestrata</i>
136	<i>Porites nigrescens</i>
137	<i>Paragoniastrea deformis</i>
138	<i>Acropora tenella</i>
139	<i>Turbinaria stellulata</i>
140	<i>Euphyllia ancora</i>
141	<i>Plerogyra simplex</i>
142	<i>Mycedium elephantotus</i>
143	<i>Acropora grandis</i>
144	<i>Montipora stellata</i>
145	<i>Cynarina lacrymalis</i>
146	<i>Tubastraea coccinea</i>
147	<i>Physogyra lichtensteini</i>
148	<i>Symphyllia erythraea</i>
149	<i>Astreopora listeri</i>
150	<i>Psammocora contigua</i>
151	<i>Sandalolitha robusta</i>
152	<i>Oxypora lacera</i>
153	<i>Herpolitha limax</i>
154	<i>Pectinia africanus</i>
155	<i>Acropora palmata</i>
156	<i>Acropora abrolhosensis</i>

157	<i>Acropora paniculata</i>
158	<i>Stylocoeniella armata</i>
159	<i>Leptoseris explanata</i>
160	<i>Montipora spongiosa</i>

161	<i>Paragoniastrea australensis</i>
162	<i>Podabacia crustacea</i>
163	<i>Coelastrea aspera</i>