

---

**PRISTINE MER DE CORAIL**

**LES RECIFS ELOIGNES DE NOUVELLE-CALEDONIE**

---

RAPPORT D'EXPEDITION  
Septembre 2014

Laurent Vigliola, Laurent Wantiez, Michel Kulbicki, Enric Ballesteros, Eric Brown, Stéphanie D'Agatha, Alan Friedlander, Hugues Gossuin, Jean-Baptiste Juhel, David Mouillot, Enric Sala

Ce rapport doit être cité de la façon suivante :

Vigliola L., Wantiez L., Kulbicki M., Ballesteros E., Brown E., D'Agatha S., Friedlander A., Gossuin H., Juhel J.B., Mouillot D., Sala E. 2014. Pristine Mer de Corail: Les récifs éloignés de Nouvelle-Calédonie. Rapport au Gouvernement et aux trois Provinces de la Nouvelle-Calédonie, IRD-UNC-UM2-NGS, 60 pages.

Auteurs et adresses :

Laurent Vigliola<sup>1</sup>, Laurent Wantiez<sup>2</sup>, Michel Kulbicki<sup>3</sup>, Enric Ballesteros<sup>4</sup>, Eric Brown<sup>5</sup>, Stéphanie D'Agatha<sup>1,6</sup>, Alan Friedlander<sup>7,8</sup>, Hugues Gossuin<sup>9</sup>, Jean-Baptiste Juhel<sup>1,2,6</sup>, David Mouillot<sup>6</sup>, Enric Sala<sup>8</sup>

<sup>1</sup>Institut de Recherche pour le développement (IRD) UR 227 "CoReUs" - Labex CORAIL, Nouméa, Nouvelle-Calédonie

<sup>2</sup>EA 4243 LIVE, Université de la Nouvelle-Calédonie, Nouméa, Nouvelle-Calédonie

<sup>3</sup>Institut de Recherche pour le développement (IRD) UR 227 "CoReUs" - Labex CORAIL, Banyuls, France

<sup>4</sup>Centre d'Estudis Avançats (CEAB-CSIC), Accés a la Cala Sant Francesc 14, E-17300 Blanes, Spain

<sup>5</sup>US National Park Service, Kalaupapa National Historical Park, Kalaupapa, Hawaii 96742

<sup>6</sup>Université de Montpellier 2, UMR CNRS-UM2-IRD-IFREMER ECOSYM, cc 093, Université Montpellier 2, 34 095 Montpellier, France

<sup>7</sup>Fisheries Ecology Research Laboratory, Department of Biology, University of Hawaii, Honolulu, Hawaii 96822, USA

<sup>8</sup>National Geographic Society, 1145 17th St NW, Washington, DC 20036, USA

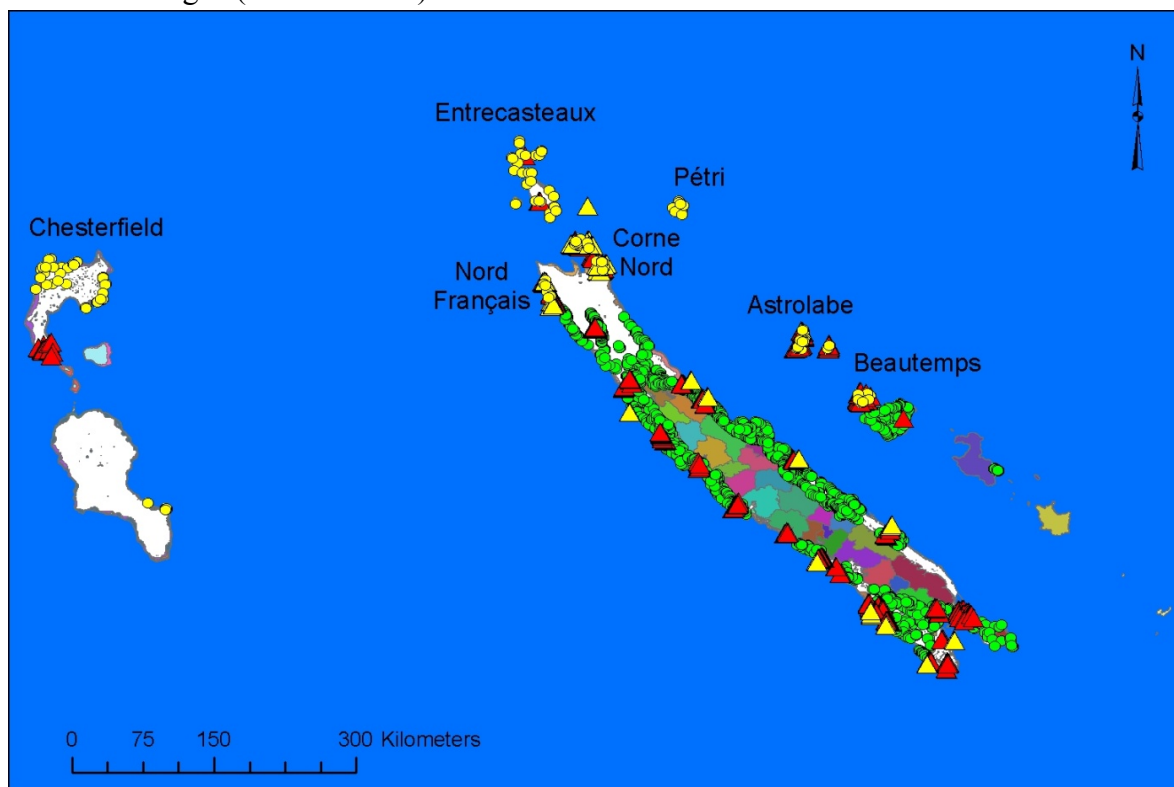
<sup>9</sup>Gouvernement de la Nouvelle-Calédonie, Service des Affaires Maritimes

## RESUME

Ce rapport scientifique présente un état des lieux des récifs éloignés de la Nouvelle-Calédonie mais aussi des récifs de l'ensemble des communes du pays, y compris en zones protégées. Une comparaison avec les récifs de 17 pays et territoires du Pacifique Insulaire, et avec les récifs parmi les plus riches de la planète, est également fournie. Cette étude a été réalisée par l'IRD, le National Geographic Society, et les Universités de Nouvelle-Calédonie et de Montpellier 2 dans le cadre des projets « Récifs Pristines » et « Mers Pristines » avec le soutien de la Fondation Total, de la Fondation Waitt, de Blancpain et de Davidoff Cool Water. Un documentaire télévisuel de National Geographic à destination du grand public suit ce rapport.

### Dans ce travail, nous avons :

- Collecté de l'information nouvelle sur la biodiversité des poissons, des coraux, des algues et de l'habitat dans les zones isolées et peu étudiées du Parc Naturel de la Mer de Corail et des lagons de la Nouvelle-Calédonie avec 148 recensements en plongée réalisés à Chesterfield, dans la partie Nord du récif des Français, la Corne Nord, Entrecasteaux, Pétri, Astrolabe et Beautemps-Beaupré, et 417 stations stéréo-caméra appâtées déployées tout autour du territoire.
- Compilé les données sur l'abondance et la diversité des poissons de récif corallien dans l'ensemble des communes de Nouvelle-Calédonie (2738 plongées), dans 17 pays du Pacifique tropical insulaire (1621 plongées) et dans les trois récifs les plus riches du monde, le récif de Kingman (îles de la ligne, Pacifique Ouest, US), le Parc National de l'île Cocos (Pacifique Est, Costa Rica), et la plus grande réserve marine du monde aux Chagos (Océan Indien).



Sites échantillonnés en plongée (ronds jaunes), par stéréo-caméra récifales (triangles rouges) et pélagiques (triangles jaunes) et base historique compilée (ronds verts) en Nouvelle-Calédonie

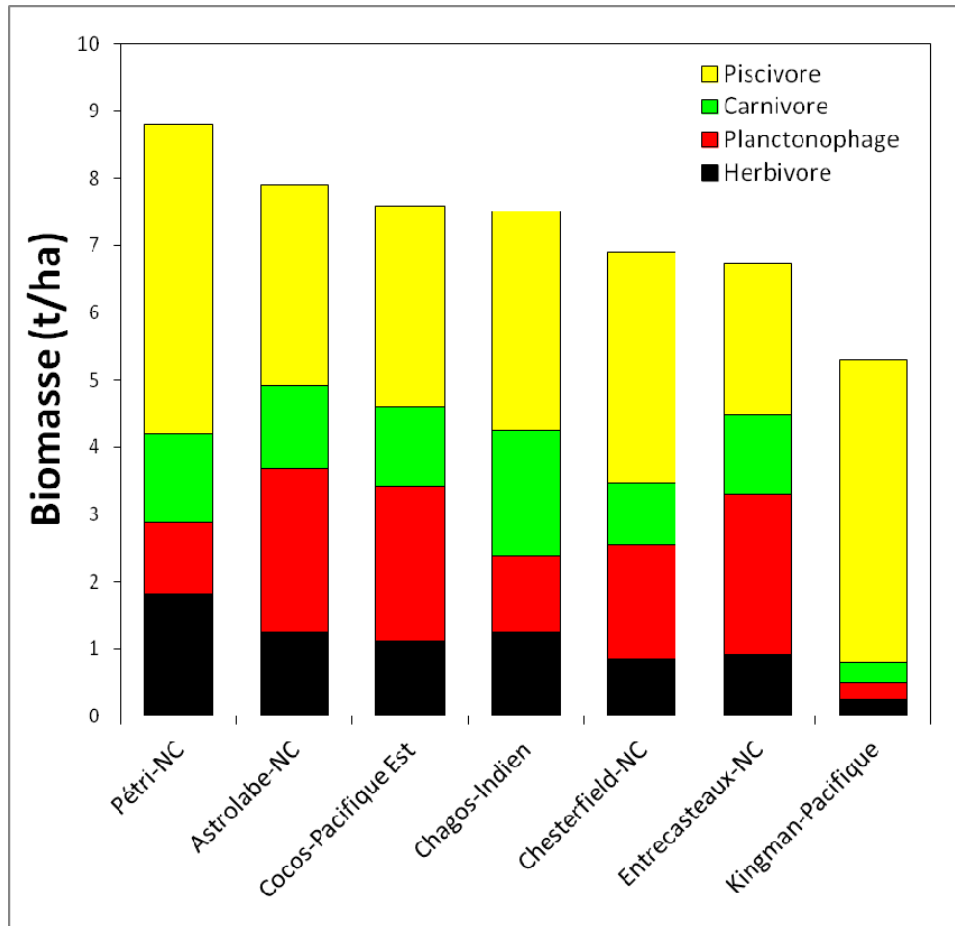
Nos résultats indiquent que :

- Toutes les Aires Marines Protégées du pays sont efficaces et montrent des récifs plus riches que dans les aires non protégées de la même commune.
- Néanmoins, certaines espèces emblématiques, notamment les grands prédateurs mobiles tels que les requins, mais aussi les perroquets à bosse et les Napoléons restent insuffisamment protégés par les AMP actuelles.

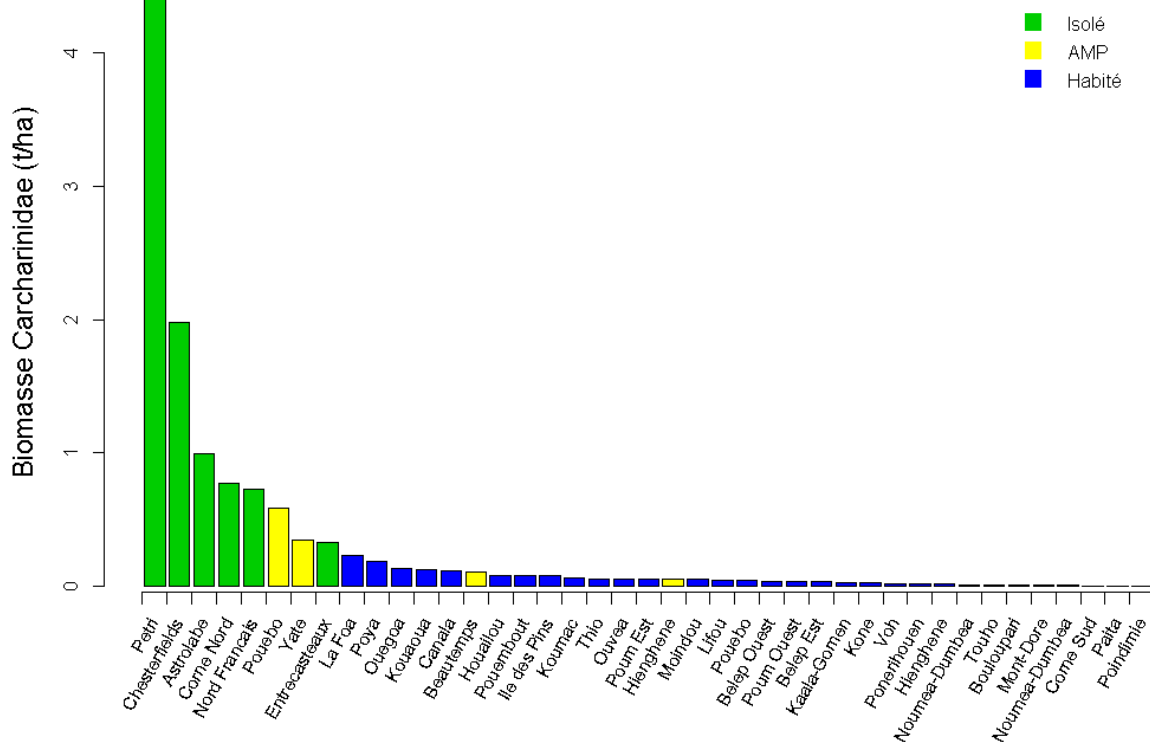


*Banc de perroquets à bosse, Récif de l'Astrolabe*

- Les récifs isolés de la Nouvelle-Calédonie sont plus riches, et très largement, que tous les autres récifs du pays, ceux de l'ensemble du pacifique insulaire, et même ceux protégés par une AMP.
- Les récifs isolés de la Nouvelle-Calédonie sont parmi les plus riches du monde qui ont été étudiés. Ils détiennent le nouveau record mondial de biomasse en poisson de récif avec 8,8 et 7,9 tonnes par hectare à Pétri et Astrolabe contre 7,6 et 7,5 t/ha dans le Parc National de l'île Cocos (Costa Rica) et dans la plus grande réserve marine du monde aux Chagos (Océan Indien), et 6,9 et 6,7 t/ha à Chesterfield et Entrecasteaux contre 5,3 t/ha dans le récif de Kingman (Pacifique), la référence mondiale des sites « vierges ».



Record mondial de biomasse en poisson dans les récifs isolés de la Nouvelle-Calédonie



Les récifs isolés sont les derniers refuges des requins en Nouvelle-Calédonie

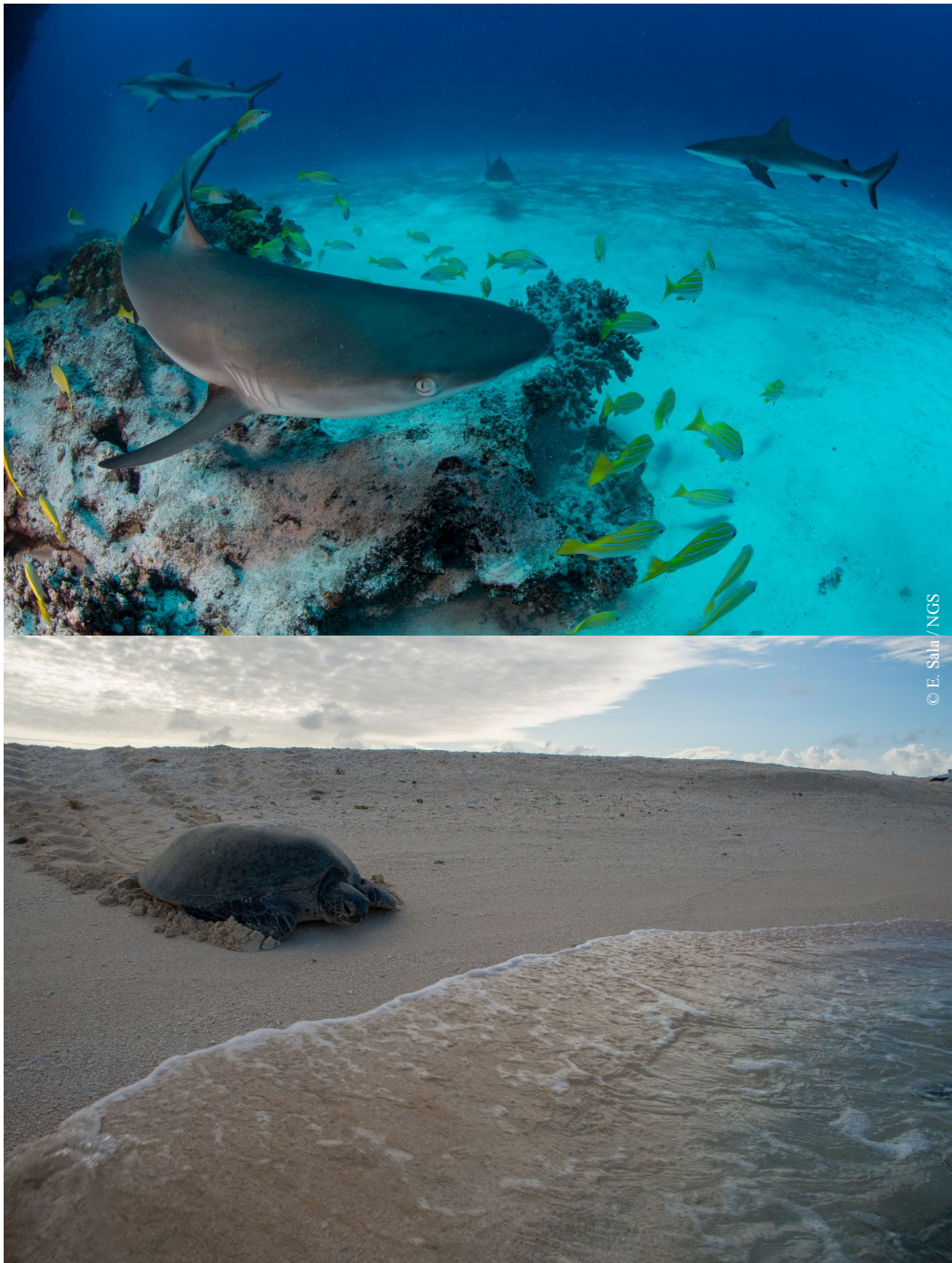
Compte tenu de ces résultats, nous concluons que :

- Les récifs isolés de la Nouvelle-Calédonie constituent un patrimoine unique au monde, parmi les derniers exemples les plus proches de ce à quoi un récif corallien « vierge » de tout impact humain devrait ressembler. Il apparaît urgent de les protéger officiellement au-delà de leur protection « naturelle » issue de leur isolement.
- Les récifs de Chesterfield, notamment l'atoll de Bampton au nord, de Pétri, et de l'Astrolabe sont au moins aussi riches que les récifs d'Entrecasteaux, et le Gouvernement de la Nouvelle-Calédonie pourrait considérer leur protection dans le cadre du Parc Naturel Mer de Corail.
- L'extraordinaire richesse des récifs isolés du Grand Lagon Nord mériterait certainement une protection officielle. La Province Nord et la population de Belep pourraient considérer le Récif Nord Français et les récifs de la Corne Nord comme de bons candidats pour une grande AMP dans le Nord.
- L'atoll de Beautemps Beaupré a un statut intermédiaire avec une richesse inférieure à celle des récifs isolés mais équivalente voire supérieure à celle dans les AMP les plus riches du pays. Les populations d'Ouvéa et la Province des îles pourraient considérer un statut officiel de protection à cet atoll actuellement protégé par les coutumiers.
- Certaines espèces emblématiques, notamment les requins et les perroquets à bosse, et probablement d'autres grandes espèces telles que les Napoléons et les grosses loches sont à des niveaux de rareté très inquiétants. Certaines de ces espèces sont déjà protégées, par exemple les requins dans la ZEE (mais pas dans les eaux provinciales), d'autres non, par exemple les perroquets à bosse. Les mesures de gestion devraient être renforcées pour ces espèces très vulnérables.



*Poisson Napoléon à Astrolabe*

- Avec le Parc Naturel de la Mer de Corail, l'inscription de ses lagons au Patrimoine Mondial de l'Humanité, et l'existence d'Aires Marines Protégées dans plusieurs communes du pays, la Nouvelle-Calédonie est un exemple mondial reconnu par le GCRMN en matière de gestion de son environnement marin côtier. Néanmoins, de nombreuses communes ne possèdent pas d'AMP, et les AMP existantes sont parfois de trop petite taille. Un objectif des Provinces et des populations pourrait être d'optimiser le réseau d'AMP à l'échelle du territoire, et d'augmenter leur taille lorsque cela est possible. Un réseau optimisé d'AMP interconnectées et de grande taille permettrait à la Nouvelle-Calédonie d'être dans une situation favorable pour une gestion durable de ses ressources récifo-lagonaires.



*Requins et tortues à Chesterfield*

## TABLE DES MATIERES

RESUME.....	2
INTRODUCTION.....	8
METHODES .....	9
1. Les expéditions et les équipes :.....	9
2. Techniques d'échantillonnage.....	10
3. Stations échantillonnées et bases disponibles .....	10
4. Traitement des données.....	12
RESULTATS .....	13
1. Les récifs éloignés de la Nouvelle-Calédonie .....	13
1.1. Le benthos .....	13
Couverture benthique .....	13
Les coraux .....	14
Les algues.....	15
Les oursins.....	16
Les bénitiers .....	17
Les trocas.....	18
Les holothuries .....	18
Autres invertébrés .....	19
1.2. Les poissons .....	20
Poissons par transect de largeur fixe .....	20
Poissons par transect de largeur variable .....	23
2. Analyse comparative .....	27
2.1. Comparaison avec les autres récifs de Nouvelle-Calédonie .....	27
2.2. Comparaison avec les autres récifs du Pacifique .....	31
2.3. Comparaison avec les récifs les plus riches du monde .....	32
3. Modélisation des données poisson de Nouvelle-Calédonie .....	33
CONCLUSION .....	37
REMERCIEMENTS .....	38
REFERENCES.....	39
ANNEXES .....	39



## INTRODUCTION

La science en général et l'écologie en particulier ont besoin de référentiels afin d'évaluer les effets des variables environnementales, notamment celles induites par les perturbations naturelles ou d'origine anthropique (Lotze & Worm, 2009), et des politiques de gestion. Les rapports naturalistes établis avant le XX<sup>ème</sup> siècle sont malheureusement peu nombreux et peu détaillés et ne permettent pas d'établir de référentiel ("baseline") pour évaluer la dégradation de nos écosystèmes actuels (Sandin *et al.*, 2008, Roberts, 2009, Friedlander *et al.* 2010). Pour la plupart des écosystèmes, ces états de référence n'existent certainement plus à l'heure actuelle et cette "baseline" est souvent inférée à partir des données fossiles (D'Hondt, 2005).

C'est dans ce contexte que s'inscrivent les projets « Pristine Reefs » de l'IRD/UM2 et « Pristine Seas » du National Geographic. L'objectif de « Pristine Reefs » est d'échantillonner les récifs coralliens les plus proches possible de l'état « pristine » (vierge en anglais) dans le Pacifique Sud afin d'obtenir un référentiel et ainsi pouvoir évaluer les impacts anthropiques mais aussi les mesures de protection telles que la mise en place de réserves marines (Figure 1). Dans ce projet, nous faisons l'hypothèse que les récifs coralliens très éloignés de toute zone habitée ont subi un impact humain parmi les plus faibles au monde et que par conséquent ces récifs sont naturellement protégés par leur isolement et sont dans un état parmi les plus intacts au monde. En plus d'un objectif d'exploration scientifique des derniers endroits pristines de la planète, le projet « Pristine Seas » a un objectif médiatique afin de montrer au grand public que ces endroits quasi-intacts existent encore, qu'ils sont en danger et qu'ils mériteraient d'être protégés.

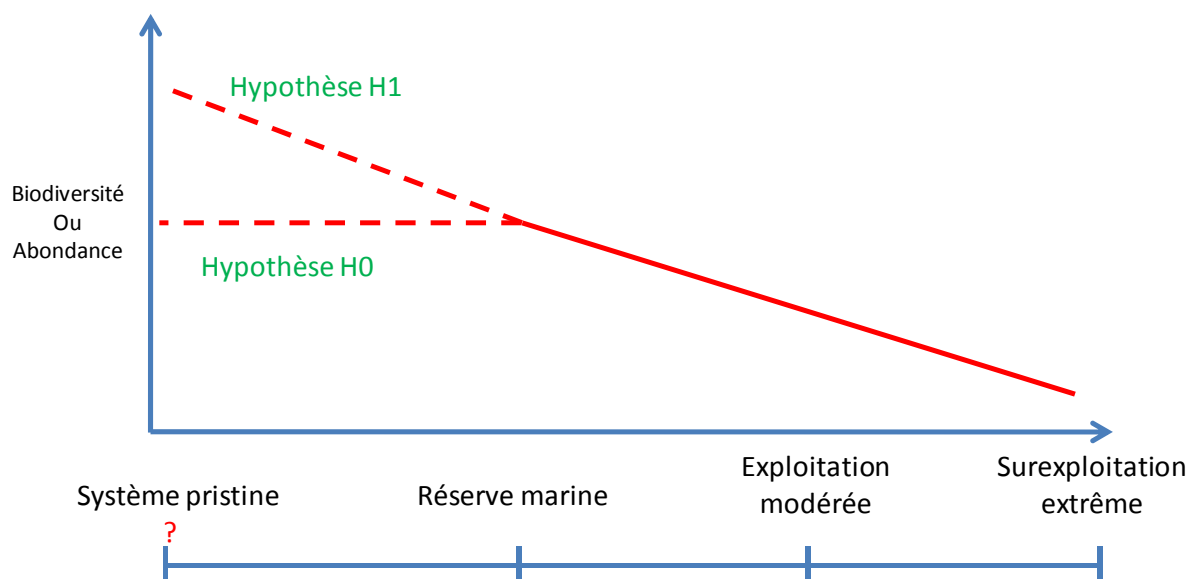


FIGURE 1. Tendence théorique de la biodiversité et de l'abondance d'un assemblage d'espèces le long d'un gradient d'anthropisation dans une même zone biogéographique et dans des caractéristiques hydrologiques et géomorphologiques similaires. Sous l'hypothèse H0 les réserves marines ne présentent pas de différence avec les sites pristines et peuvent être considérées comme état de référence. Sous l'hypothèse H1 les états de références ne doivent pas être issus des réserves mais des sites pristines

La Nouvelle-Calédonie a acté la création du Parc naturel de la mer de Corail le 23 avril 2014. Ce parc inclut l'ensemble de l'Espace maritime de la Nouvelle-Calédonie (hors eaux provinciales), soit 1,3 million de km<sup>2</sup>. Cet espace représente 12,7 % de l'espace maritime français et inclut 55% des récifs coralliens de la Nouvelle-Calédonie. Ces récifs éloignés, de part leur isolement, pourraient être parmi les derniers récifs au monde à être dans un état quasi-intact d'impact humain. Si tel était le cas, ils constitueraient l'un des derniers exemples

nous indiquant à quoi les récifs coralliens pourraient ressembler et comment ils pourraient fonctionner. Ce patrimoine mondial unique constituerait également un référentiel nous permettant d'évaluer les impacts anthropiques sur les récifs de Nouvelle-Calédonie et d'ailleurs, mais aussi les mesures de protection telles que la mise en place de réserves marines. L'objectif des expéditions « pristine » est triple :

- Collecter de l'information scientifique sur la biodiversité marine dans les récifs isolés et peu connus de Nouvelle-Calédonie afin d'en améliorer la connaissance et la gestion.
- Comparer avec les données déjà collectées ailleurs en Nouvelle-Calédonie, dans le Pacifique Sud et dans le monde, afin de déterminer si ces récifs sont effectivement à des niveaux d'impact humain extrêmement faible.
- Collecter de l'information télévisuelle afin de mieux faire connaître au grand public ces récifs éloignés au cœur du Parc naturel de la mer de Corail.

## METHODES

### **1. Les expéditions et les équipes :**

Plusieurs expéditions contribuant au projet "pristine" ont eu lieu en 2012 et 2013 afin d'explorer les récifs éloignés de Nouvelle-Calédonie. La première a eu lieu à Entrecasteaux en juin 2012 dans le cadre d'un suivi patrimoine mondial (chef de projet : Laurent Wantiez, UNC). Les deux suivantes ont eu lieu en septembre et octobre 2012 à Beautemps-Beaupré, à Astrolabe, et dans le Grand Lagon Nord (chefs de projet « Récifs Pristines » : Laurent Vigliola, IRD, et David Mouillot, UM2). La dernière expédition a permis d'explorer Chesterfield et Pétri, et de revisiter Astrolabe et Entrecasteaux en novembre 2013 (chef de projet « Mers Pristines », Enric Sala, NGS). Deux autres campagnes dédiées à l'étude des grands prédateurs ont également été réalisées autour de la Grande Terre en novembre 2013 et janvier 2014 (projet « Récifs pristines »).

Les scientifiques et cinéastes ayant participé à ces expéditions sont :

José Arribas – NGS – Assistant caméraman sous-marin  
Enric Ballesteros - CEAB – scientifique expert en algues  
Eric Brown – NPS – scientifique expert en coraux  
Stéphanie D'Agatha – IRD/UM2 – scientifique experte en poissons et habitat  
Alan Friedlander – NGS and U. Hawaii – scientifique expert en poissons  
Philippe Frolla – EGLE – scientifique expert en poissons  
Hugues Gossuin – Gouvernement NC – Observateur, expert scientifique en macroinvertébrés  
Jean-Baptiste Juhel – UNC/IRD/UM2 – scientifique expert en requins  
Tom Bech Letessier – UWA – scientifique expert prédateurs pélagiques  
Scott Ressler – NGS – Caméraman et producteur  
Enric Sala – NGS – Chef de mission et Directeur Exécutif  
Manu San-Félix – NGS – Caméraman sous-marin et producteur  
Laurent Vigliola – IRD – Chef de mission et scientifique expert en poissons et habitat  
Laurent Wantiez – UNC – Chef de mission et scientifique expert en poissons et invertébrés

## **2. Techniques d'échantillonnage**

Les équipes du National Geographic Society et de Nouvelle-Calédonie (IRD, UNC, CPS) utilisent des méthodes différentes. Ces méthodes donnent des estimations différentes et ne peuvent pas, ou très difficilement être mélangées. Les résultats seront donc présentés par méthode. Ces méthodes donnent généralement les mêmes tendances même si les valeurs absolues sont différentes. L'utilisation de plusieurs méthodes a l'avantage de permettre des comparaisons avec divers jeux historiques de données.

### Benthos (méthode NGS) :

Estimation en plongée par la méthode du « line-point intercept » (LIP, intervalle de 20 cm) de la diversité et de la couverture des principaux groupes fonctionnels du benthos à 10 m et 20 mètres de profondeur à chaque station. Pour les groupes fonctionnels benthiques et les algues, 5 transects de 10 m de long ont été suivis par station à chaque profondeur. Pour les coraux, l'abondance des espèces a été quantifiée dans 3 des 5 transects « benthos » de 10 m de long. Les oursins ont été comptés sur 3 quadrats de 50 cm de côté choisis aléatoirement dans chacun des 5 transects de 10 m (15 quadrats en tout).

### Poissons (méthode NGS) :

Les poissons ont été comptés à l'intérieur de transects de largeur fixe. Pour les poissons < 20 cm, les transects faisaient 25 m de long par 2 m de large. Pour les poissons  $\geq 20$  cm, les transects faisaient 25 m de long par 4 m de large. Deux transects ont été suivis à chaque station, l'un à 10 m de profondeur et l'autre à 20 m.

### Poissons (méthode NC) :

Les poissons ont été comptés le long de transects de 50 m par la méthode des distances variables (Kulbicki & Sarraména, 1999). L'habitat associé aux poissons a été évalué par la méthode du « Medium Scale Approach – MSA » (Clua et al., 2006). Les transects ont été déployés dans la zone des 10 m de profondeur.

### Macro-invertébrés (méthode NC) :

Dans la mesure du temps disponible, les bénitiers, trocas et bèches de mer ont été comptés le long des transects « poissons » de 50 m, sur une largeur de 5 m (2,5 m de chaque côté).

### Requins

En plus des comptages en plongée, les requins ont été comptés sur les récifs par stéréo-caméra appâtée en utilisant 1 kg de sardine comme appât et en filmant pendant 1h. La profondeur de déploiement a varié en fonction des habitats mais était en général de l'ordre de 20 m. Des stéréo-caméras pélagiques ont également été déployées mais les vidéos n'ont pas encore été traitées.

## **3. Stations échantillonnées et bases disponibles**

Au total, 42 stations ont été échantillonnées avec les méthodes du National Geographic (transects de largeur fixe et LIP), 106 avec les méthodes utilisées en Nouvelle-Calédonie (transects de largeur variable et MSA), et 105 stéréo-caméras appâtées ont été déployées dans les récifs éloignés de la Nouvelle-Calédonie. Dans la mesure du possible, ces stations ont été réparties dans les différents habitats récifaux présents (Tableau 1).

Les données collectées par distance variable dans les récifs éloignés de Nouvelle-Calédonie (106 stations) ont pu être comparées avec les données que nous avons collectées dans le cadre d'autres programmes en Nouvelle-Calédonie (2738 stations, Figure 2) et dans 17 pays du

Pacifique (1621 stations dont 91 dans le cadre du projet Pristine à Tonga et en Polynésie, Figure 3). Les données collectées par transect de largeur fixe ont pu être comparées avec celles collectées avec la même méthode ailleurs dans le monde, et participeront à terme à l'analyse mondiale menée par l'équipe du National Geographic (Figure 4). Les données collectées par stéréo-caméras appâtées dans les récifs éloignés de Calédonie (105 stations) ont pu être comparées avec celles collectées ailleurs autour de la Grande Terre (212 stations) dans le cadre du projet « Récifs Pristines » (Figure 2).

TABLEAU 1 : Nombre de stations échantillonnées dans les récifs éloignés de Calédonie (Pétrie, Chesterfield, Entrecasteaux, Astrolabe, Nord Français, Corne Nord, Beautemps-Beauprés) par méthode et par habitat (PL : pâtre lagonaire ; BI : barrière interne ; BE : barrière externe).

	Transect fixe / LIP				Distance variable / MSA				Stéréos-caméras			
	PL	BI	BE	TOT	PL	BI	BE	TOT	PL	BI	BE	TOT
Pétri		3	6	9		3	6	9				
Chesterfield	5	1	15	21	7	7	9	23	10	9	1	20
Entrecasteaux	2		6	8		13	8	21		9	3	12
Astrolabe	1		3	4	6	6	6	18		9	15	24
Nord Français					3	3	1	7		12		12
Corne Nord					6	6	6	18	4	12	6	22
Beautemps					2	4	4	10		4	11	15
<b>TOTAL</b>	<b>8</b>	<b>4</b>	<b>30</b>	<b>42</b>	<b>24</b>	<b>42</b>	<b>40</b>	<b>106</b>	<b>14</b>	<b>55</b>	<b>36</b>	<b>105</b>

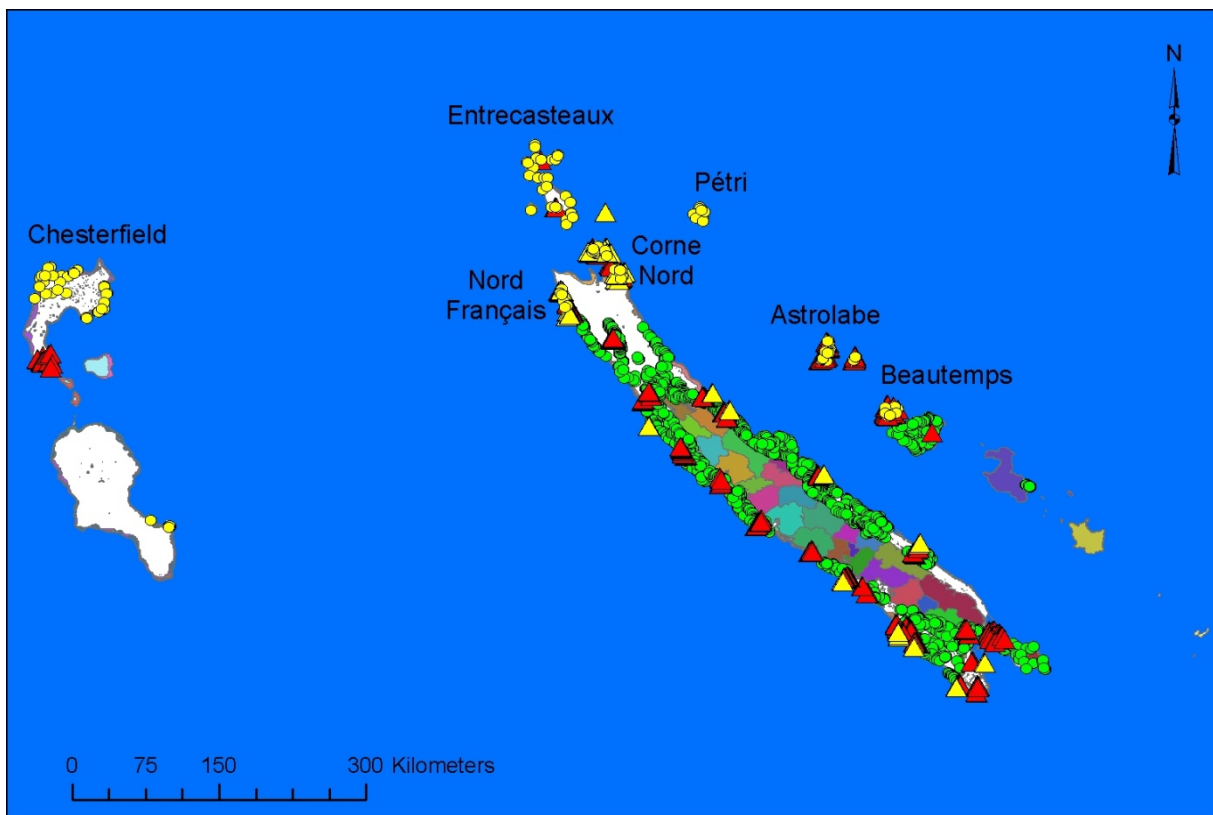


FIGURE 2 : Base de données disponible en Nouvelle-Calédonie avec 2738 comptages UVC historiques en distance variable (ronds verts), 42 transects de largeur fixe et 106 à distance variable dans les récifs éloignés (ronds jaunes), ainsi que la position des 317 stéréo caméras appâtées récifales (triangles rouges) et 100 pélagiques (triangles jaunes) déployées au cours du projet. Les 33 communes du territoire sont représentées avec différentes couleurs.



FIGURE 3 : Position des 1650 stations en distance variable disponibles pour 17 pays du Pacifique Sud dont la Nouvelle-Calédonie (base Procfish, CPS) et pays explorés par le projet Pristine Reefs (cercles).

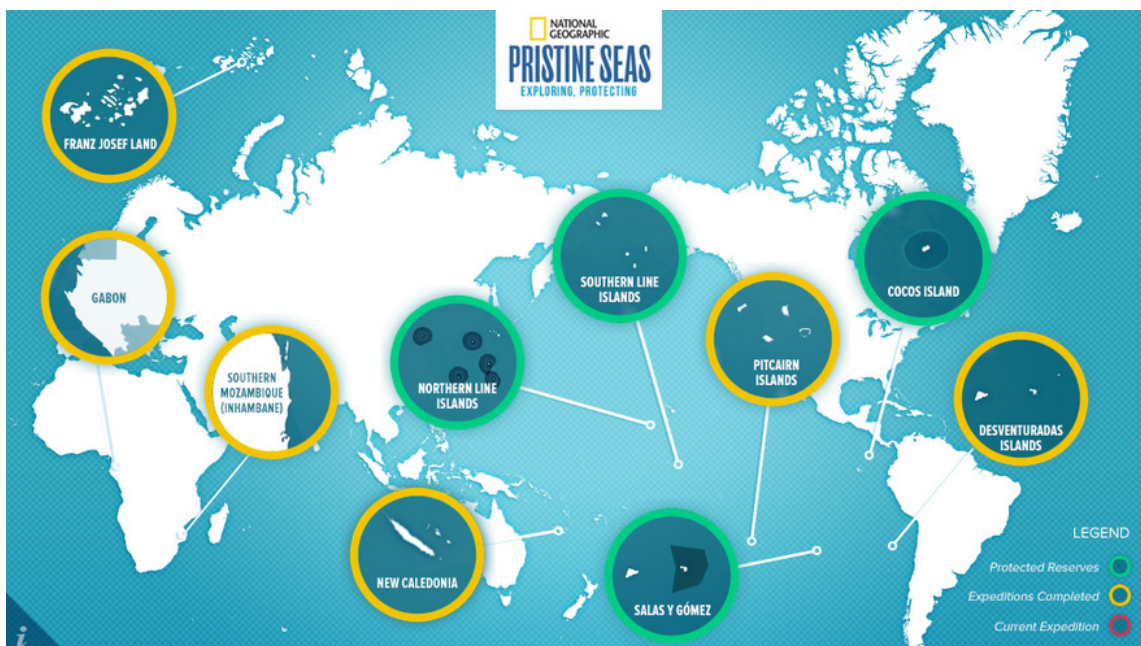


FIGURE 4 : Sites explorés par le projet Pristine Seas du National Geographic. <http://ocean.nationalgeographic.com/ocean/explore/pristine-seas/>

#### 4. Traitement des données

Le pourcentage de couverture des groupes fonctionnels du benthos a été calculé à partir du nombre de point de contact par la méthode du « line-point intercept ». La méthode MSA estime directement le % de couverture de l'habitat des poissons. Les densités en transect de largeur fixe ont été calculées en divisant le nombre d'individus recensés par la surface échantillonnée, soit 50 m<sup>2</sup> pour les poissons <20 cm, 100 m<sup>2</sup> pour les poissons ≥ 20 cm, et

250 m<sup>2</sup> pour les macro-invertébrés. Contrairement aux transects de largeur fixe où la surface échantillonnée en fonction de la taille des individus est décidée avant le comptage, les transects à distance variable permettent de décider à posteriori des surfaces effectivement échantillonnées en fonction de la taille des individus. Lorsque l'ensemble des comptages disponibles dans nos bases de données sont mis bout à bout (4465 plongées et 532932 enregistrements), 80% des poissons < 20 cm sont comptés sur 5 m de large, 80% des poissons [20 cm, 40 cm[ sont comptés sur 7 m de large, 80% des poissons [40 cm, 80 cm[ ou ≥ 80 cm sont comptés sur 11 m de large. Les abondances en distance variable ont donc été tronquées à 5, 7, ou 11 m en fonction de la taille des individus et les densités calculées en divisant par les surfaces effectivement échantillonnées, soit 500 m<sup>2</sup> (< 20 cm), 700 m<sup>2</sup> ([20 cm, 40 cm[), et 1100 m<sup>2</sup> (≥ 40 cm). L'abondance des requins par stéréo-caméras appâtée a été estimée par la méthode des MaxN (Harvey et al., 2007). Cette méthode consiste à compter le nombre maximum de poissons de la même espèce présents sur une image afin d'éviter les doubles comptages. Leur taille a été mesurée en utilisant les formules trigonométriques implémentées dans le logiciel EventMeasure. Les biomasses ont été calculées à partir des relations taille-poids disponibles dans nos bases.

Le traitement statistique des données pour ce rapport est essentiellement descriptif avec des analyses classiques du type ANOVA. Néanmoins, les résultats préliminaires d'une modélisation plus complexe utilisant les arbres de régression boostés (BRT Boosted Regression Trees, Elith et al., 2008) sont présentés. Cette analyse permet de s'affranchir au maximum des effets non-linéaires et interactifs des variables environnementales (type de récif, couverture corallienne, connectivité, température ...) afin d'étudier spécifiquement l'effet pur de la pression anthropique estimée par un proxy simple, le temps de transport à la capitale Nouméa.

## RESULTATS

### 1. Les récifs éloignés de la Nouvelle-Calédonie

#### 1.1. Le benthos

84 relevés à 10 ou 20 m de fond ont été réalisés dans 42 stations. La couverture en corail sur les pentes externes ne variait pas significativement en fonction de la profondeur ( $F_{1,59} = 0.5$ ,  $p = 0.46$ ), et l'interaction « ile x profondeur » n'était pas significative ( $F_{3,59} = 0.8$ ,  $p = 0.52$ ). En conséquence, les relevés effectués aux différentes profondeurs ont été combinés dans les analyses du benthos.

#### *Couverture benthique*

Un total de 115 taxa et groupes fonctionnels benthiques, corail dur exclus, ont été enregistrés lors des 84 relevés quantitatifs (Annexe 1). Les coraux durs et les algues encrustées représentaient la majorité de la couverture pour l'ensemble des récifs étudiés (Figure 5). Sur les barrières externes, les coraux durs représentaient 42,0% de la couverture totale avec le taux de recouvrement le plus élevé observé à Astrolabe (56,9%) et le plus faible à Chesterfield (31,7%). La couverture corallienne était significativement plus élevée à Astrolabe et Entrecasteaux qu'à Chesterfield et Pétri ( $F_{3,59} = 8.0$ ,  $p < 0.001$ , AS=DE>CH=PE). Les algues encrustées représentaient une couverture supplémentaire de

21%, avec une moyenne haute à Pétri (24,7%) significativement différente ( $F_{3,59} = 2.9$ ,  $p = 0.04$ ) d'une moyenne basse à Chesterfield (18,3%). La couverture en macroalgues érigées était en moyenne bien plus forte à Chesterfield (22,3%) que dans les autres sites (<5%), notamment à Pétri où les algues érigées ne représentaient que 0,5% de la couverture.

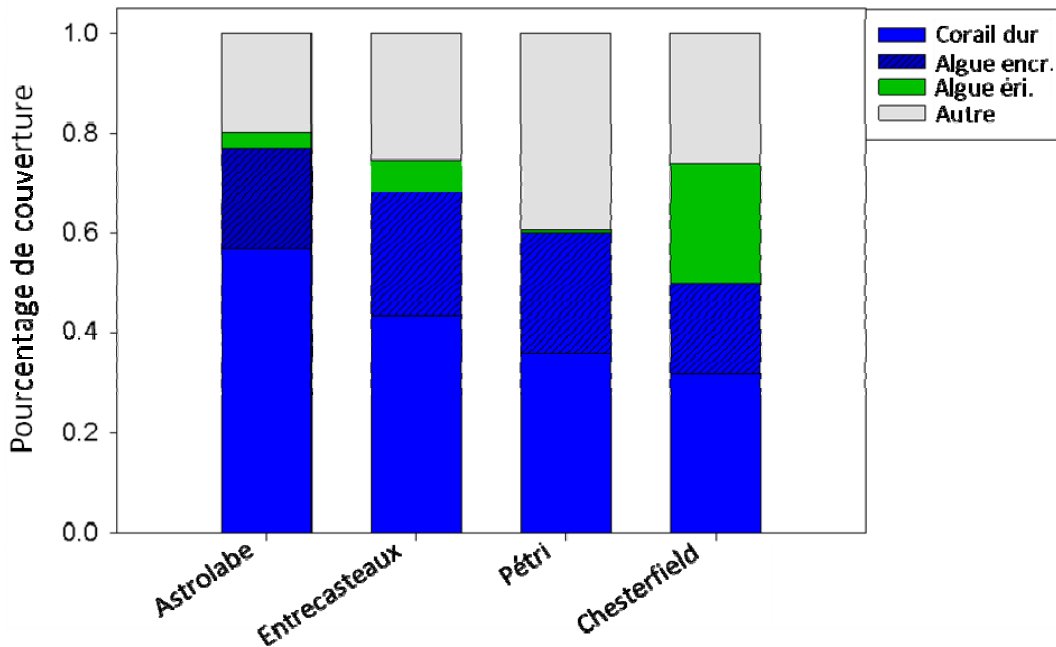


FIGURE 5 : Comparaison de la couverture benthique entre 4 sites isolés de Nouvelle-Calédonie.

### Les coraux

Nous avons enregistré 261 espèces de coraux durs appartenant à 15 familles dans les 4 récifs éloignés étudiés (Annexe 2). La famille des Acroporidae était la plus diversifiée avec 98 espèces, suivie par les Faviidae (53), les Fungiidae (18), les Agariciidae (17), et les Poritidae (16) (Tableau 2). Globalement, la couverture en corail dur était constituée par les Acroporidae (16,5%), les Faviidae (7,9%), les Poritidae (7,4%), et les Pocilloporidae (3,6%) (Figure 6).

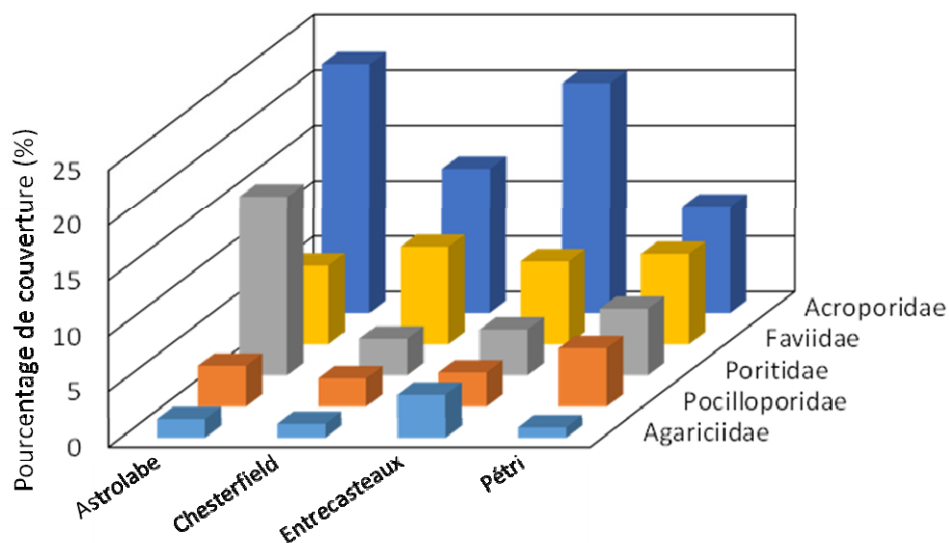


FIGURE 6 : Pourcentage de couverture des familles principales de corail dans les 4 sites étudiés.

TABLEAU 2 : Pourcentage de couverture des familles de coraux pour les 4 récifs éloignés.

Famille	Astrolabe	Chesterfields	D'Entrecasteaux	Pétri	Total	N espèces
Acroporidae	22,5	13,1	20,8	9,7	16,5	98
Faviidae	7,1	8,8	7,5	8,1	7,9	53
Poritidae	16,2	3,3	4,1	6,0	7,4	16
Pocilloporidae	3,7	2,5	3,1	5,3	3,6	8
Agariciidae	1,7	1,2	3,9	0,9	1,9	17
Mussidae	0,7	0,8	1,6	1,1	1,0	12
Siderastreidae	1,4	0,3	1,3	1,0	1,0	8
Merulinidae	1,3	0,4	0,6	0,4	0,7	6
Fungiidae	0,4	0,5	0,8	0,4	0,5	18
Pectiniidae	0,3	0,4	0,5	0,6	0,5	8
Oculinidae	0,4	0,7	0,5	0,1	0,4	3
Astrocoeniidae	0,0	0,0	0,7	0,0	0,2	2
Dendrophylliidae	0,0	0,1	0,4	0,1	0,1	6
Euphyllidae	0,0	0,2	0,1	0,0	0,1	5
Trachyphylliidae	0,0	0,0	0,0	0,0	<0,1	1
<b>Total</b>	<b>55,7</b>	<b>32,3</b>	<b>45,9</b>	<b>33,7</b>	<b>41,9</b>	<b>261</b>

### Les algues

La couverture algale était globalement faible, de l'ordre de 20% à Chesterfield quelque soit l'habitat et inférieure à 5% ailleurs (Figure 7). Néanmoins, les assemblages de macroalgues sur les récifs éloignés étaient diversifiés, en particulier à Chesterfield. Nous avons observé 62 taxa de macroalgues érigées avec le plus grand nombre de taxa par station à Chesterfield ( $\bar{X} = 8.1 \pm 3.2$ ) et le plus faible nombre à Pétri ( $\bar{X} = 1.2 \pm 1.0$ ) (Annexe 2). La couverture des taxa dominants est donnée dans le Tableau 3.

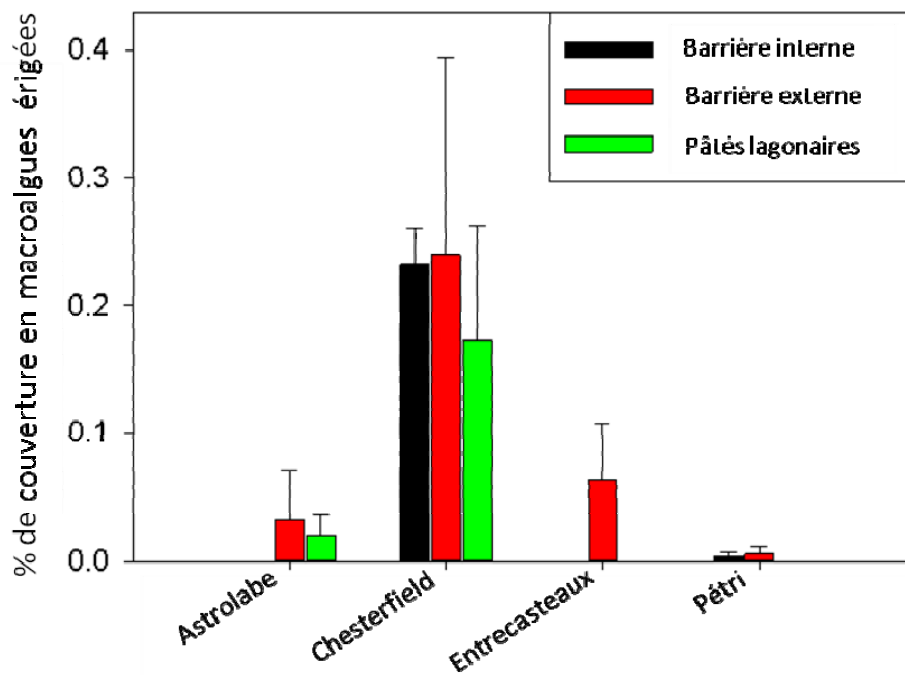


FIGURE 7 : Pourcentage de couverture en macroalgues érigées par habitat.



TABLEAU 3 : Pourcentage de couverture des taxa dominants de macroalgues pour chacun des récifs étudiés. Les % de couverture sont donnés en pourcentage du pourcentage de couverture par espèce dans chaque île (par exemple, *Lobophora variegata* représente 45.1% des algues à Astrolabe). % Couver: moyenne sur les 4 sites du % de couverture.

Taxa	Couver %	Astro %	Chester %	Entrecasteaux %	Pétri %	Moy %
<i>Lobophora variegata</i>	6.1	45.1	26.5	36.6	31.4	34.9
<i>Phormidium sp.</i>	3.1	20.6	3.0	14.6	44.5	20.7
<i>Microdictyon japonicum</i>	2.2	2.1	26.1	0.0	0.0	7.1
<i>Peyssonnelia spp.</i> + <i>Haematocelis</i> encroutée	1.7	13.3	0.8	13.1	19.9	11.8
<i>Halimeda discoidea</i>	1.2	1.4	13.2	3.2	0.3	4.5
<i>Halimeda minima</i>	1.0	10.8	5.6	5.6	0.1	5.6
<i>Halimeda macrophysa</i>	0.7	0.0	2.9	12.0	0.6	3.9
<i>Halimeda lacunalis</i>	0.5	0.0	5.1	1.7	0.0	1.7
<i>Halimeda opuntia</i>	0.4	0.0	5.2	0.2	0.0	1.3
<i>Halimeda cf. distorta</i>	0.2	1.0	2.0	0.2	0.0	0.8

### Les oursins

Deux espèces d'oursins ont été enregistrées lors des recensements quantitatifs dans les 4 récifs étudiés. Néanmoins, aucun n'était abondant. *Echinostrephus aciculatus* était un ordre de grandeur plus abondant qu'*E. matthei*. *E. aciculatus* a été observé dans 10% des transects et *E. matthei* dans 2,5%. La densité d'*E. aciculatus* était 5 fois plus élevée à Chesterfield qu'à D'Entrecasteaux, et 2,5 fois plus élevée qu'à Astrolabe (Figure 8).

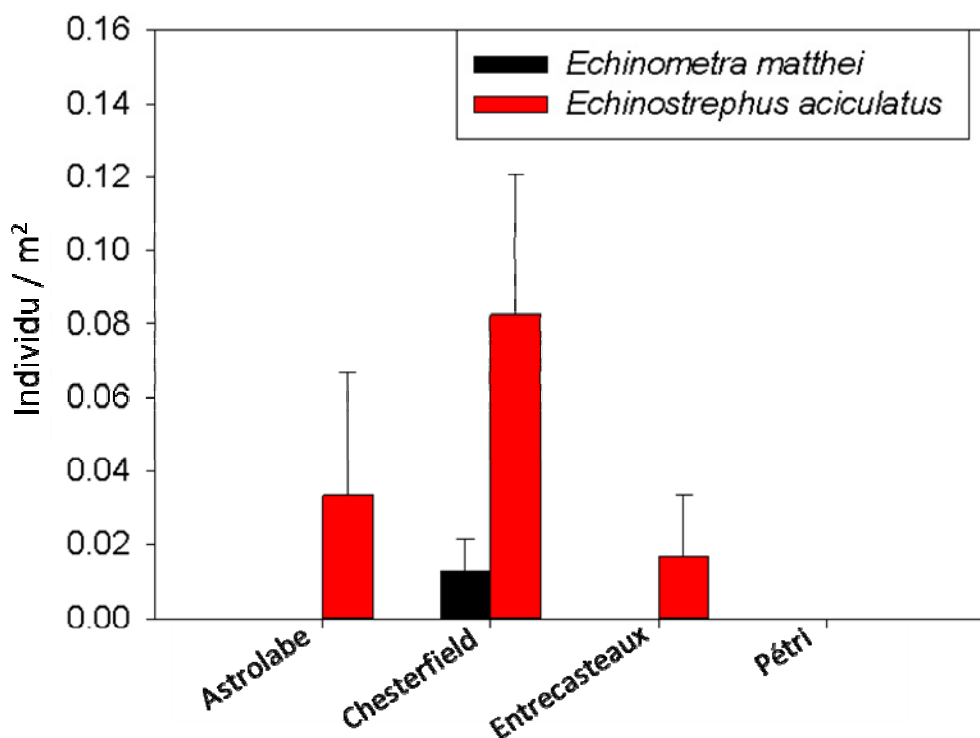


FIGURE 8 : Densité moyenne des oursins (no. m<sup>-2</sup>) pour les 4 récifs étudiés. Les barres d'erreur sont les erreurs standards.

### Les bénitiers

Les bénitiers, trocas et bèches de mer ont été comptés sur 5 m de large le long des transects en distance variable de 50 m de long. Il est important de noter qu'il ne s'agit pas forcément de leurs habitats préférés puisque les transects ont été posés d'abord pour recenser les poissons.

En moyenne, entre 0,71 et 5 bénitiers par transect de 250 m<sup>2</sup> ont été observés dans les récifs échantillonnés (Tableau 4). La densité la plus forte a été relevée à Beautemps et la plus faible à Nord Français (Figure 9). Cinq espèces ont été observées. Dans tous les récifs, l'espèce la plus abondante était *Tridacna maxima* avec 2,35 individus par transect en moyenne et la moins abondante *Hippopus hippopus* observée uniquement à Beautemps et Nord Français. Le nombre d'individus observés et leur taille sont consignés dans le Tableau 5.

TABLEAU 4 : Nombre moyen de bénitier par station de 250 m<sup>2</sup> (transects de 50 x 5 m).

Zone	Astrolabe	Beautemps	Entrecas	Corne N	N Français	Pétri	Tous sites
N transect	17	9	5	18	7	9	65
<i>Hippopus hippopus</i>		0,67			0,14		0,11
<i>Tridacna crocea</i>		0,11	0,40			0,67	0,14
<i>Tridacna derasa</i>		0,11	0,60	0,28	0,14		0,15
<i>Tridacna maxima</i>	3,41	2,89	1,40	1,78	0,29	3,11	2,35
<i>Tridacna squamosa</i>	0,65	1,22	0,60	0,11	0,14	0,00	0,43
Toutes espèces	4,06	5,00	3,00	2,17	0,71	3,78	3,18

TABLEAU 5 : Taille des bénitiers recensés dans les transects de 250 m<sup>2</sup> (transects de 50 x 5 m).

Zone	Espèce	N	Moyenne (cm)	Min (cm)	Max (cm)
Astrolabe	<i>Tridacna maxima</i>	58	16	4	27
	<i>Tridacna squamosa</i>	11	21	7	40
Beautemps Beaupré	<i>Hippopus hippopus</i>	6	40	32	45
	<i>Tridacna crocea</i>	1	15	15	15
	<i>Tridacna derasa</i>	1	40	40	40
	<i>Tridacna maxima</i>	26	19	4	32
	<i>Tridacna squamosa</i>	11	28	15	45
Entrecasteaux	<i>Tridacna crocea</i>	2	7	4	10
	<i>Tridacna derasa</i>	3	47	45	50
	<i>Tridacna maxima</i>	7	22	15	35
	<i>Tridacna squamosa</i>	3	30	28	33
Corne Nord	<i>Tridacna derasa</i>	5	39	36	40
	<i>Tridacna maxima</i>	32	18	6	30
	<i>Tridacna squamosa</i>	2	12	8	15
Nord Français	<i>Hippopus hippopus</i>	1	37	37	37
	<i>Tridacna derasa</i>	1	38	38	38
	<i>Tridacna maxima</i>	2	22	21	22
	<i>Tridacna squamosa</i>	1	33	33	33
Pétri	<i>Tridacna crocea</i>	6	7	2	12
	<i>Tridacna maxima</i>	28	16	8	25

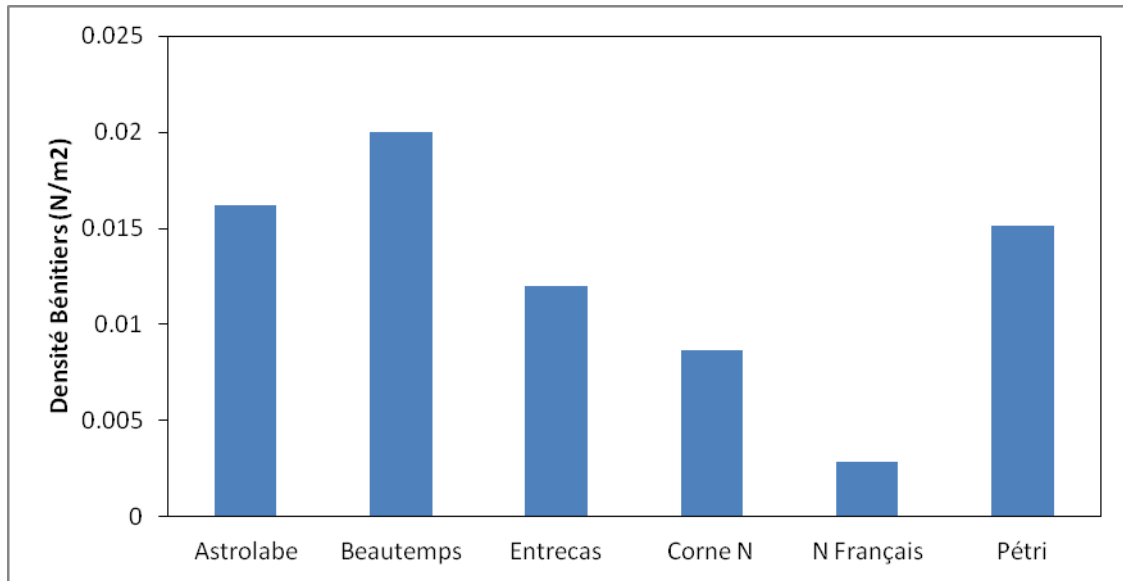


FIGURE 9 : Densité moyenne des bécitiers (N. m<sup>-2</sup>) par récifs.

### ***Les trocas***

Seulement 4 *Tectus niloticus* et 14 *T. pyramis* ont été recensés dans les 65 transects de 250 m<sup>2</sup> réalisés dans les 6 récifs étudiés (Tableau 6).

TABLEAU 6 : Nombre de trocas recensés dans les transects de 250 m<sup>2</sup> (transects de 50 x 5 m).

	<i>Tectus niloticus</i>	<i>Tectus pyramis</i>
Astrolabe	1	0
Beautemps Beaupré	3	0
Entrecasteaux	0	0
Corne Nord	0	1
Nord Français	0	0
Pétri	0	13
Total	4	14

### ***Les holothuries***

Treize espèces appartenant à 5 genres ont été recensées (Tableau 7). L'espèce à la fois la plus fréquente (présente à tous les sites) et la plus abondante était *Bohadschia argus*, la moins fréquente, présente uniquement dans la Corne Nord, et la moins abondante étant *Actinopyga albonigra*. En moyenne, 2,29 holothuries ont été observées par transect de 250 m<sup>2</sup> avec la plus forte densité dans la Corne Nord (3,83 individus par transect) et la plus faible à Astrolabe (0,76 individus par transect).

TABLEAU 7 : Nombre moyen d'holothurie par transects de 250 m<sup>2</sup> (transects de 50 x 5 m).

N transect	Astro 17	Beautemps 9	Entrecas 5	Corne N 18	N Français 7	Pétri 9	Tous sites 65
<i>Actinopyga albonigra</i>				0,06			0,02
<i>Actinopyga crassa</i>			0,20				0,02
<i>Actinopyga mauritiana</i>	0,06	0,11				0,22	0,06
<i>Actinopyga palauensis</i>			0,60				0,05
<i>Bohadschia argus</i>	0,41	1,33	0,20	1,39	1,71	0,56	0,95
<i>Holothuria atra</i>			0,20	0,17			0,06
<i>Holothuria edulis</i>		0,11		0,17			0,06
<i>Holothuria fuscogilva</i>			0,40			0,11	0,05
<i>Holothuria nobilis</i>	0,06	0,56		1,72	1,00		0,68
<i>Holothuria scabra</i>					0,14		0,02
<i>Holothuria whitmaei</i>			0,20			0,22	0,05
<i>Stichopus chloronotus</i>	0,12			0,22			0,09
<i>Thelenota ananas</i>	0,12	0,56	0,80	0,11			0,20
Toutes espèces	0,76	2,67	2,60	3,83	2,86	1,11	2,29

#### **Autres invertébrés**

En plus des bédouilles, trocas et holothuries, d'autres astérides, crustacés, échinides et gastéropodes ont pu être recensés à Astrolabe, Beautemps, la Corne Nord et le récif Nord Français lors des expéditions récif pristine de septembre et octobre 2012. Les nombres moyens d'individus recensés par transect de 250 m<sup>2</sup> sont donnés dans le Tableau 8.

TABLEAU 8 : Nombre moyen d'invertébrés autre par transects de 250 m<sup>2</sup> (transects de 50 x 5 m).

N transect	Astro 17	Beautemps 9	Corne N 18	N Français 7	Total
Astéride					
<i>Acanthaster planci</i>			0,11	0,11	0,06
<i>Culcita novaeguineae</i>				0,06	0,02
<i>Disasterina abnormalis</i>	0,06				0,04
<i>Echinaster luzonicus</i>				0,14	0,02
<i>Echinaster varicolor</i>		0,11			0,02
<i>Fromia indica</i>			0,06		0,02
<i>Nardoa gomophia</i>	0,06				0,02
Crustacé					
<i>Lysiosquillidae indéterminé</i>			0,06		0,02
Echinide					
<i>Diadema setosum</i>		0,11	0,06		0,04
<i>Echinometra mathaei</i>	0,88	0,22	0,61		0,55
<i>Echinostrephus aciculatus</i>	0,71		0,06		0,25
<i>Echinothrix calamaris</i>	0,06				0,02
<i>Heterocentrotus mamillatus</i>		1,00	0,50	0,14	0,37
Gastéropode					
<i>Conomurex luhuanus</i>			0,06		0,02
<i>Lambis lambis</i>			0,33	0,06	0,08
<i>Lambis truncata</i>				0,06	0,02

## 1.2. Les poissons

### *Poissons par transect de largeur fixe*

En utilisant la technique des transects de largeur fixe (25 x 2 m pour les poissons <20 cm et 25 x 4 m pour les poissons ≥20 cm), la biomasse dans les sites étudiés a été estimée entre 8,79 tonnes par hectare à Pétri et 6,72 t/ha à Entrecasteaux (Figure 10). La biomasse estimée était donc très élevée dans tous les sites, en moyenne 7,3 t/ha, et était dominée parfois très largement par les piscivores qui représentaient entre 33 % (Entrecasteaux) et 52% (Pétri) de la biomasse totale. Les assemblages de poisson étaient ensuite dominés par les planctonophages qui représentaient entre 35% (Entrecasteaux) et 12% (Pétri) de la biomasse totale.

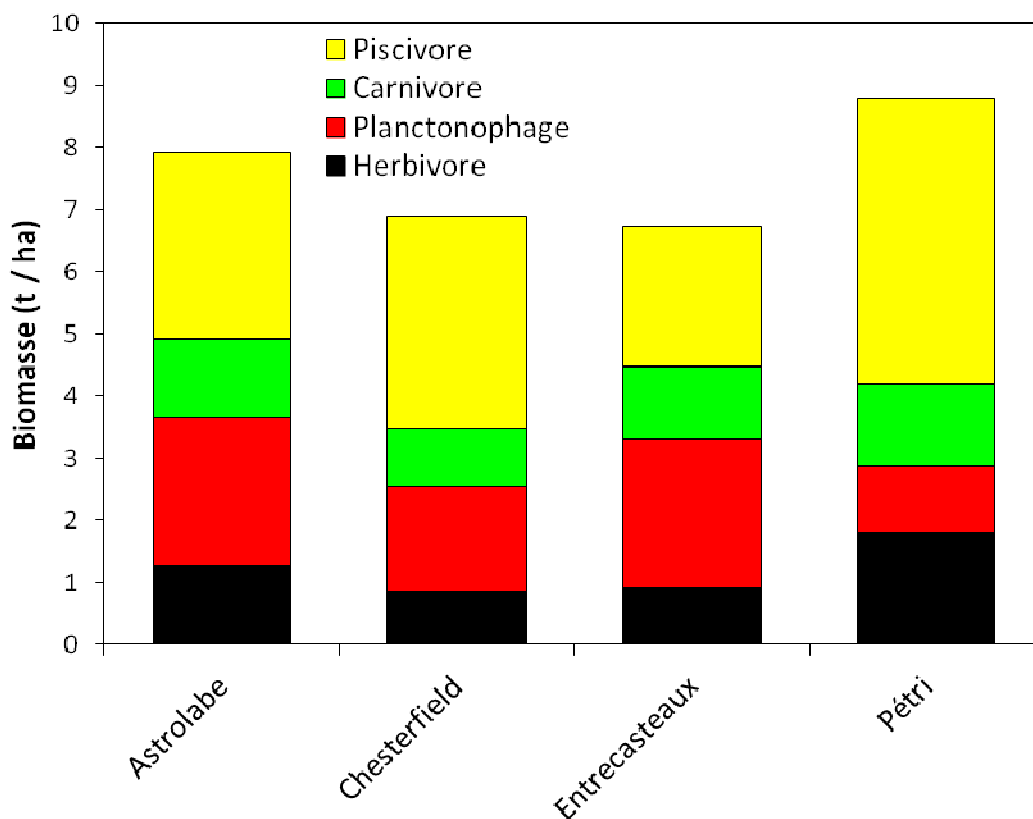


FIGURE 10 : Biomasse moyenne des poissons par transect de largeur fixe.

Dans tous les sites, la biomasse était dominée par les requins (Carcharinidae, piscivores), puis par des planctonophages de la famille des Caesionidae (fusilliers) ou des herbivores de la famille des Acanthuridae (chirurgiens). Les Pomacentridae (demoiselles), les Serranidae (loches), les Scaridae (perroquets), les Carangidae et les Lethrinidae (becs et bossus) représentaient également une part significative de la biomasse (Figure 11). A noter également les Kyphosidae (ui-ua), les Holocentridae (poissons écureuils/soldats), les Scombridae (thons à dents de chien) particulièrement abondants à Astrolabe, Chesterfield, Entrecasteaux, et Pétri respectivement (Tableau 9). Les comptages ont permis de mesurer la densité, la taille et la biomasse de 326 espèces de poisson appartenant à 39 familles (Annexe 3).

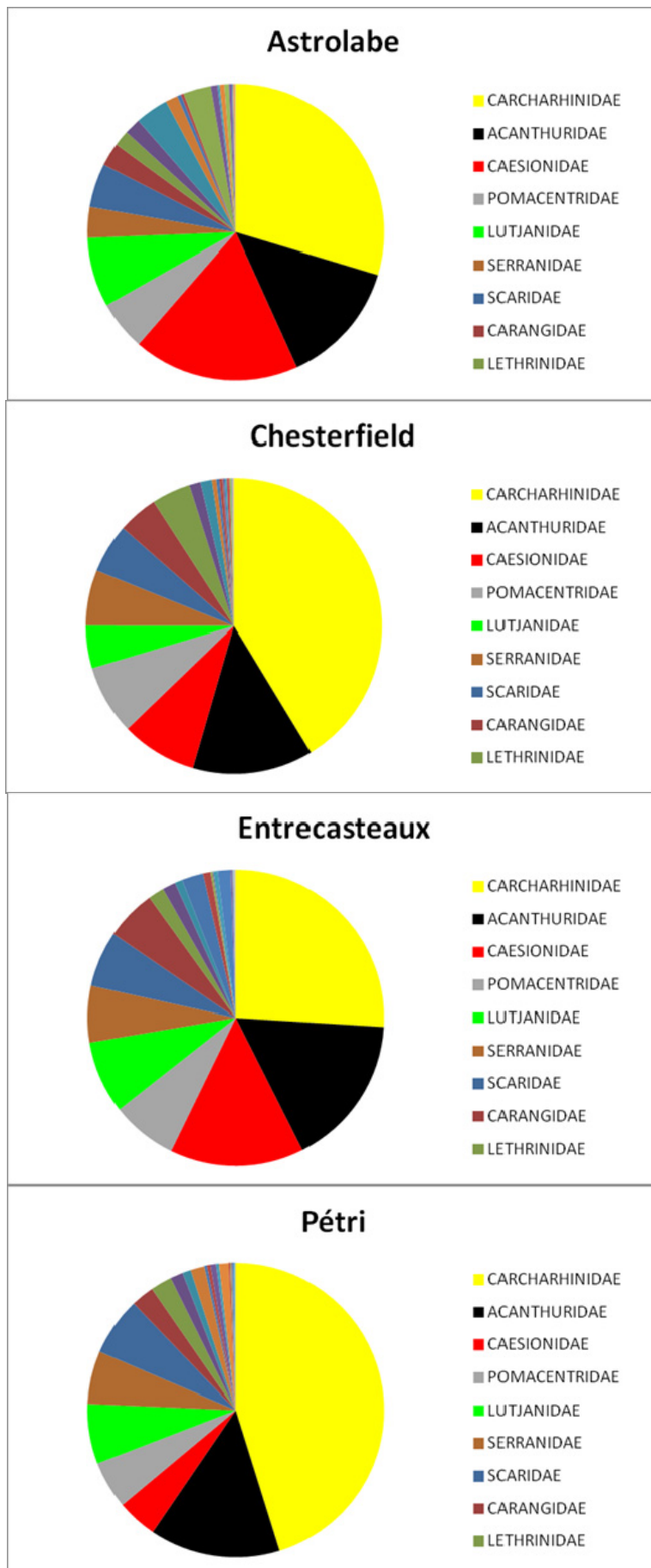


FIGURE 11 : Biomasse par famille (% , méthode des transects de largeur fixe).

TABLEAU 9 : Biomasse moyenne par transect de largeur fixe et par famille (t / ha)

Famille	Astrolabe	Chesterfield	Entrecasteaux	Pétri	Tous sites
ACANTHURIDAE	1,0733	0,9097	1,1157	1,2590	1,0312
APOGONIDAE		0,0001	0,0019		0,0004
AULOSTOMIDAE	0,0003	0,0001			0,0001
BALISTIDAE	0,0591	0,0127	0,0069	0,0548	0,0239
BLENNIIDAE	0,0018	0,0005	0,0018	0,0009	0,0010
CAESIONIDAE	1,4382	0,5726	0,9844	0,3869	0,7050
CARANGIDAE	0,2019	0,3010	0,3700	0,2218	0,2902
CARCHARHINIDAE	2,3459	2,8485	1,7457	3,9752	2,7897
CHAETODONTIDAE	0,1404	0,0861	0,0966	0,1233	0,1004
CIRRHITIDAE	0,0075	0,0032	0,0055	0,0152	0,0063
ECHENEIDAE		0,0001	0,0001		0,0001
GOBIIDAE	0,0003	0,0005	0,0006	0,0014	0,0007
GRAMMISTIDAE		0,0012	0,0022		0,0011
HAEMULIDAE	0,0381	0,0142		0,0107	0,0131
HOLOCENTRIDAE	0,0337	0,0230	0,1577	0,0260	0,0512
KYPHOSIDAE	0,2392	0,0022	0,0152		0,0278
LABRIDAE	0,2860	0,0854	0,0567	0,0824	0,0990
LETHRINIDAE	0,1352	0,2932	0,1166	0,2048	0,2263
LUTJANIDAE	0,5985	0,3186	0,5343	0,5762	0,4365
MONACANTHIDAE	0,0153	0,0021	0,0026	0,0003	0,0032
MUGILOIDIDAE		0,0006	0,0006	0,0031	0,0010
MULLIDAE	0,0248	0,0239	0,0552	0,0326	0,0318
NEMIPTERIDAE		0,0035			0,0018
OSTRACIIDAE	0,0017	0,0005	0,0019		0,0008
PLATACIDAE		0,0007			0,0004
PLESIOPIDAE		0,0000			0,0000
POMACANTHIDAE	0,0184	0,0168	0,0309	0,0281	0,0219
POMACENTRIDAE	0,4281	0,5245	0,4827	0,4601	0,4948
PRIACANTHIDAE			0,0934		0,0185
PSEUDOCHROMIDAE			0,0002	0,0001	0,0000
SCARIDAE	0,3792	0,3715	0,4103	0,5622	0,4152
SCOMBRIDAE	0,1062	0,0339		0,1344	0,0530
SCORPAENIDAE			0,0007		0,0001
SERRANIDAE	0,2640	0,4189	0,4115	0,5081	0,4187
SIGANIDAE		0,0203		0,0171	0,0137
SPHYRAENIDAE	0,0414			0,0912	0,0210
SYNODONTIDAE		0,0002	0,0009		0,0003
TETRAODONTIDAE	0,0032	0,0014	0,0046	0,0050	0,0029
ZANCLIDAE	0,0286	0,0037	0,0144	0,0148	0,0103
<b>TOTAL</b>	<b>7,9102</b>	<b>6,8958</b>	<b>6,7220</b>	<b>8,7954</b>	<b>7,3134</b>

## Poissons par transect de largeur variable

### Habitat

Les poissons ont été comptés le long de transects de largeur variable déployés sur les platiers et pentes récifales dans la zone des 10 m de profondeur. La méthode MSA indique un habitat relativement similaire dans les 7 sites échantillonnés (Figure 12). Celui-ci était dominé par un substrat rocheux en partie recouvert par des algues encrustées (17% en moyenne) parfois très largement comme à Pétri (36%) ou dans la Corne Nord (25%). Le sable et les débris coralliens, substrats particulièrement présents au bas des tombants, représentaient en moyenne 7 à 9% chacun. Le corail vivant recouvrait entre 27% de l'habitat à Pétri et 15% à Beautemps. Les algues érigées présentes sur les substrats durs et meubles représentaient en moyenne 10% de l'habitat. Elles étaient particulièrement présentes à Chesterfield (28%) et Nord Français (17%), et rares dans les autres sites (<6%), notamment à Pétri (1.5%).

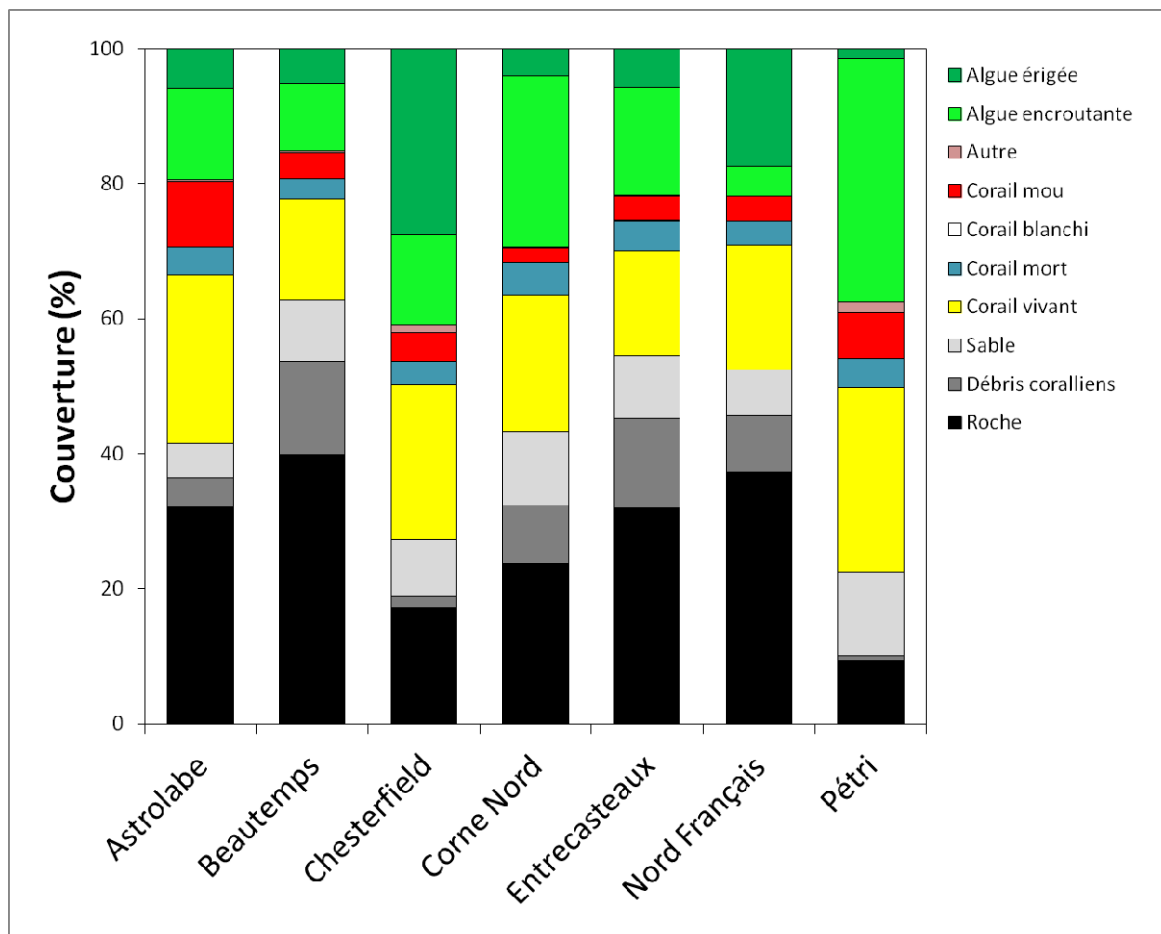


FIGURE 12 : Habitat des poissons recensés par largeur variable (MSA).

### Poissons

La biomasse totale estimée par largeur variable s'échelonnait entre une moyenne haute de 6,9 t/ha à Pétri (et Nord Français – 6,8 t/ha), et une moyenne basse de 1,3 t/ha à Entrecasteaux, avec des valeurs de l'ordre de 4 t/ha à Astrolabe et Chesterfield, 2,6 t/ha à la Corne Nord, et 1,7 t/ha à Beautemps (Figure 13). Les valeurs étaient donc fortes dans tous les sites, mais moins élevées et plus contrastées entre les sites avec cette méthode qu'avec la méthode des transects de largeur fixe.



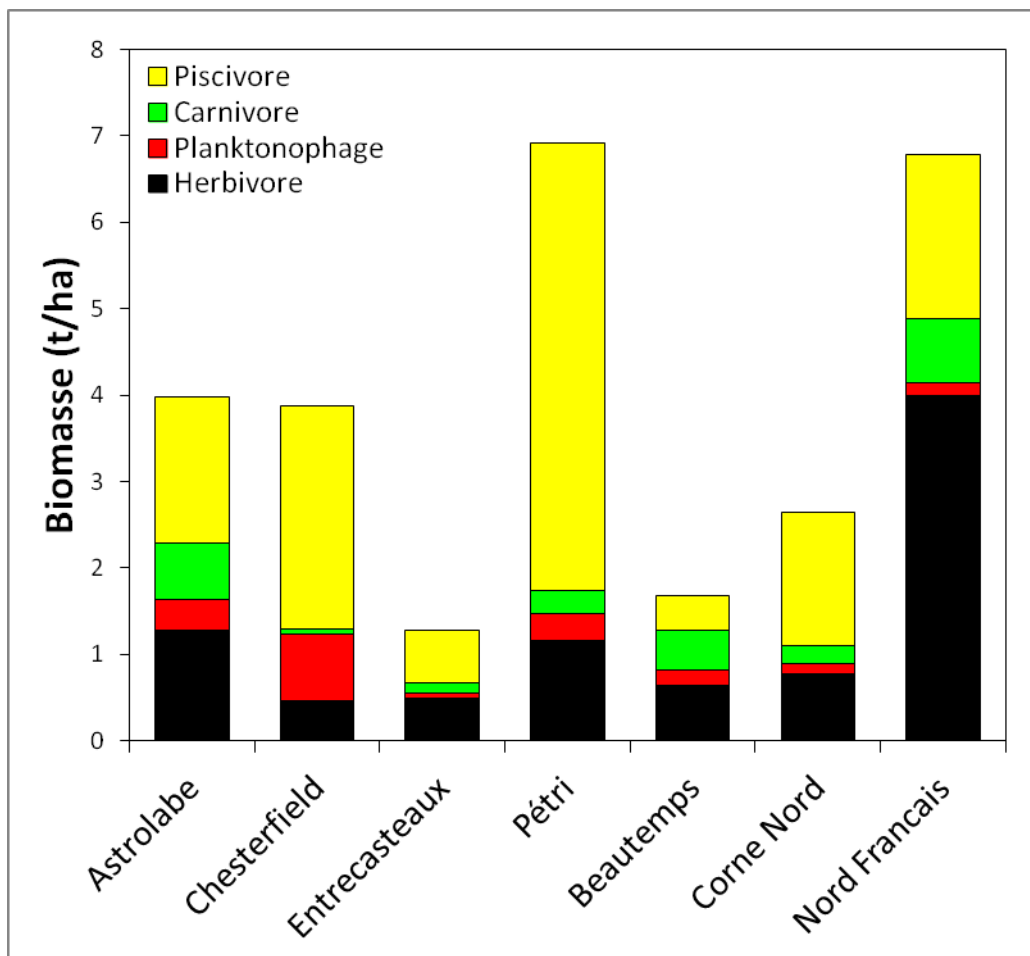


FIGURE 13 : Biomasse par groupe trophique des poissons recensés par largeur variable.

Les piscivores étaient dominants à Astrolabe (43% de la biomasse), Entrecasteaux (48%), Corne Nord (58%), Chesterfield (67%), et particulièrement à Pétri (75%). Nord Français était dominé par une biomasse exceptionnelle d'herbivores (4 t/ha), ce qui faisait que les piscivores n'étaient pas dominant (28% de la biomasse) malgré une biomasse très forte (1,9 t/ha), de l'ordre de celle observée à Astrolabe. Beautemps était dominé par les herbivores (38%), avec une biomasse en piscivore conséquente mais néanmoins la plus faible de tous les sites étudiés (0,4 t/ha). Qualitativement, les deux méthodes s'accordent à mesurer des biomasses très fortes et généralement dominées par les piscivores.

L'analyse par famille indique une forte dominance des grands prédateurs piscivores dans ces récifs isolés de la Nouvelle-Calédonie, à Chesterfield et Pétri notamment (Figure 14, Tableau 10). Seul Beautemps semblait avoir moins de requins que les autres sites. Pour Nord Français, la biomasse en requin était très forte, mais surpassée par celle des herbivores, avec des bancs exceptionnels d'Acanthuridae (chirurgiens) et de Scaridae (perroquets) de grande taille, notamment *Acanthurus blochii* (picot Kanak), *Scarus altipinnis*, *Hipposcarus longiceps*, *Chlorurus microrhinos* et *Bolbometopon muricatum* (perroquet à bosse). Ces mêmes familles et espèces étaient fortement représentées dans l'ensemble des sites, avec également une biomasse importante de Lutjanidae (*Lutjanus bohar*, *Macolor niger*), Serranidae (*Plectropomus laevis*), Carangidae (*Caranx ignobilis*), Scombridae (*Gymnosarda unicolor*), Lethrinidae (*Lethrinus olivaceus*) et Labridae (*Cheilinus undulatus*). La forte biomasse n'était pas due qu'aux requins, mais aussi à nombre de saumonées, carangues, becs, bossus, perroquets, napoléons et autres espèces de grande taille présentes en très grande quantité.

Pour ce qui concerne les espèces emblématiques, nous avons aperçu des perroquets à bosse à Astrolabe, Beautemps, Entrecasteaux et Nord Français, et des carangues à grosse tête dans tous les sites sauf à Beautemps. Les Napoléons étaient présents dans tous les sites, particulièrement abondants à Nord Français (86 % des plongées), Pétri (66%), Astrolabe (61%) et Entrecasteaux (38%), et moins abondant à Corne Nord (28%), Beautemps (10%) et Chesterfield (4%). Les saumonées étaient présentes en abondance dans tous les sites, observées dans des proportions s'échelonnant entre 60% des plongées à Beautemps et 100% à Nord Français. Les requins étaient présents dans des proportions très fortes, entre 76% des plongées à Entrecasteaux et 96% à Chesterfield. Seul Beautemps montrait des abondances très inférieures avec des requins présents dans seulement 20% des plongées. Au total, nous avons enregistré la densité, taille et biomasse de 464 espèces appartenant à 47 familles. Combiné avec les comptages de l'équipe NGS, cela fait un total de 520 espèces et 53 familles recensées (Annexe 3).



FIGURE 14 : Biomasse par groupe trophique des poissons recensés par largeur variable.

Tableau 10. Biomasse moyenne par transect de largeur variable et par famille (t / ha)

Famille	Astro	Beautps	Chester	Corn N	Entrec	Pétri	N Fran	Tous
Acanthuridae	0.8220	0.3262	0.2572	0.3388	0.3480	0.8445	2.1328	0.5652
Apogonidae		0.0007			0.0000		0.0004	0.0001
Aulostomidae	0.0002	0.0005	0.0000	0.0003	0.0001		0.0001	0.0002
Balistidae	0.0364	0.0156	0.0038	0.0160	0.0051	0.0144	0.0215	0.0148
Belonidae		0.0000			0.0001		0.0115	0.0008
Blenniidae	0.0002	0.0001	0.0000	0.0004	0.0002	0.0022	0.0003	0.0004
Caesionidae	0.0404	0.0586	0.3038	0.0480	0.0113	0.0849	0.0657	0.1002
Carangidae	0.1151	0.0213	0.1796	0.1576	0.0622	0.1166	0.1810	0.1215
Carcharhinidae	0.9915	0.1085	1.9801	0.7711	0.3325	4.4397	0.7274	1.2301
Chaetodontidae	0.0332	0.0325	0.0065	0.0167	0.0037	0.0104	0.0463	0.0176
Chanidae				0.0350				0.0059
Cirrhitidae	0.0023	0.0013	0.0008	0.0012	0.0004	0.0155	0.0007	0.0023
Dasyatidae		0.0386						0.0036
Diodontidae			0.0009					0.0002
Echeneidae	0.0002			0.0000			0.0000	0.0000
Ephippidae							0.0202	0.0013
Fistulariidae		0.0027				0.0037		0.0006
Ginglymostomatidae			0.0202					0.0044
Gobiidae	0.0001	0.0001	0.0000	0.0003	0.0002		0.0001	0.0001
Haemulidae	0.0354	0.0051	0.0003	0.0168	0.0013	0.0167	0.1254	0.0194
Holocentridae	0.0155	0.0223	0.0040	0.0106	0.0045	0.0087	0.0137	0.0099
Kyphosidae	0.0175		0.0008	0.0093	0.0044	0.0126	0.0036	0.0069
Labridae	0.1328	0.0688	0.0224	0.0742	0.0493	0.1524	0.1619	0.0799
Lethrinidae	0.1054	0.1187	0.0607	0.0667	0.0318	0.0682	0.2171	0.0800
Lutjanidae	0.4023	0.1882	0.5977	0.2278	0.0945	0.3085	0.3081	0.3197
Malacanthidae	0.0006							0.0001
Microdesmidae	0.0002	0.0004	0.0001	0.0006	0.0003	0.0016	0.0001	0.0004
Monacanthidae	0.0051		0.0020	0.0002	0.0001	0.0026		0.0016
Mullidae	0.0173	0.0319	0.0060	0.0265	0.0042	0.0062	0.0259	0.0148
Muraenidae	0.0018	0.0004	0.0030		0.0077	0.0035		0.0028
Nemipteridae			0.0005	0.0030	0.0005		0.0034	0.0009
Ostraciidae	0.0002	0.0002	0.0002	0.0003	0.0003		0.0018	0.0003
Pempheridae	0.0011	0.0004			0.0001		0.0015	0.0003
Pinguipedidae	0.0001	0.0004	0.0001	0.0004	0.0002	0.0011	0.0003	0.0003
Pomacanthidae	0.0029	0.0018	0.0031	0.0019	0.0035	0.0119	0.0026	0.0036
Pomacentridae	0.0110	0.0147	0.0118	0.0180	0.0119	0.0727	0.0218	0.0188
Scaridae	0.8559	0.4364	0.1594	0.3562	0.1433	0.2494	1.8703	0.4546
Scombridae	0.0677	0.0254	0.0007	0.0459	0.0057	0.2349	0.3139	0.0636
Scorpaenidae		0.0000	0.0000					0.0000
Serranidae	0.2440	0.1293	0.1801	0.3604	0.1282	0.1929	0.4661	0.2265
Siganidae	0.0067	0.0113	0.0684	0.0222	0.0191	0.0231	0.0350	0.0289
Sphyraenidae	0.0044	0.0020	0.0057	0.0072		0.0114		0.0043
Synodontidae			0.0000		0.0000			0.0000
Tetraodontidae	0.0032	0.0024	0.0001	0.0049	0.0002	0.0078	0.0009	0.0024
Zanclidae	0.0088	0.0062	0.0015	0.0020	0.0009	0.0037	0.0051	0.0036
<b>TOTAL</b>	<b>3.9815</b>	<b>1.6732</b>	<b>3.8817</b>	<b>2.6403</b>	<b>1.2757</b>	<b>6.9216</b>	<b>6.7867</b>	<b>3.4131</b>

## 2. Analyse comparative

### 2.1. Comparaison avec les autres récifs de Nouvelle-Calédonie

Les 2844 comptages « totaux » (toute espèce vue est enregistrée) et « commerciaux » (exclusions des très petites espèces comme les gobies, blennies ou poissons demoiselles) par distance variable réalisés par nos instituts tout autour de la Nouvelle-Calédonie ont été regroupés par commune. Seules les espèces dites « commerciales » ont été conservées dans les comptages afin de garder l'ensemble des plongées dans les analyses. L'atoll de Beautemps a été considéré comme une aire marine protégée coutumière car d'une part, il n'est pas suffisamment éloigné d'Ouvéa pour être totalement considéré comme isolé, et d'autre part son accès est strictement limité par la tribu de St Joseph, qui de facto le protège, même si la pêche y est réalisée lors d'occasions exceptionnelles.

Les analyses indiquent que la biomasse en poisson dans les récifs éloignés de Nouvelle-Calédonie est généralement très supérieure à celle observée partout ailleurs dans l'archipel, y compris dans les aires marines protégées pour lesquelles nous avons de la donnée, à Beautemps, dans la commune de Yaté (Merlet), Pouébo (Yaabé), Hienghène (Dohimen/Yeega) et Nouméa/Dumbéa (Parc du Lagon Sud) (Figure 15). Les AMP les plus riches (Beautemps, Merlet, Pouébo) se placent immédiatement après les récifs éloignés, à un niveau comparable avec Entrecasteaux ou de la zone Sud du récif des français à l'ouest de Belep. Néanmoins, la biomasse dans les AMP est en moyenne plus de 3 fois moins importante que dans les récifs isolés, les AMP les plus riches (Beautemps, Merlet ou Pouébo) ayant une biomasse 4 fois moins importante que les récifs isolés les plus riches (Pétri et Nord Français). Cependant, il est important de noter que toutes les AMP de Nouvelle-Calédonie sont efficaces. En effet, quelque soit la commune, la biomasse est toujours supérieure en réserve, que hors réserve, le gain de biomasse en AMP étant de 13 % à Hienghène, 26% dans le Parc du Lagon Sud, et de 137% (2,4 fois plus) à Pouébo.

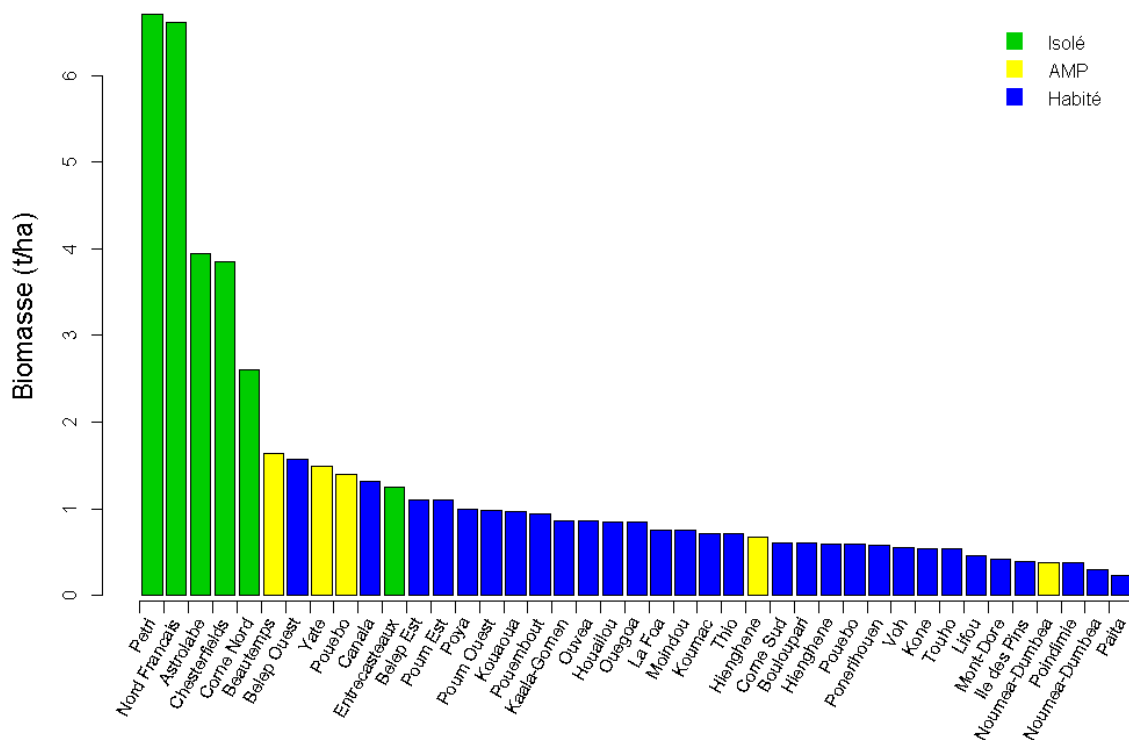


FIGURE 15 : Biomasse par commune des poissons commerciaux recensés par largeur variable.

Les requins représentent trois groupes fonctionnels, celui des piscivores, celui des espèces de grande taille, et celui des espèces mobiles nécessitant de grands espaces pour survivre. Ces trois groupes fonctionnels sont ceux typiquement impactés par les activités humaines, quelles qu'elles soient. Cette triple vulnérabilité se traduit concrètement par la réduction drastique des populations de requins en Nouvelle-Calédonie, avec des biomasses négligeables dans l'ensemble des communes habitées, 0,05 t/ha en moyenne, alors que des biomasses variant entre 0,7 à 4,4 t/ha sont observées dans les récifs isolés de l'archipel, soit entre 12 fois et 79 fois plus qu'en zone habitée (Figure 16). Seules les AMP de Pouebo et Merlet montrent des niveaux importants, de l'ordre de ceux observés à Entrecasteaux, mais néanmoins faibles en comparaison avec les sites isolés les plus riches.

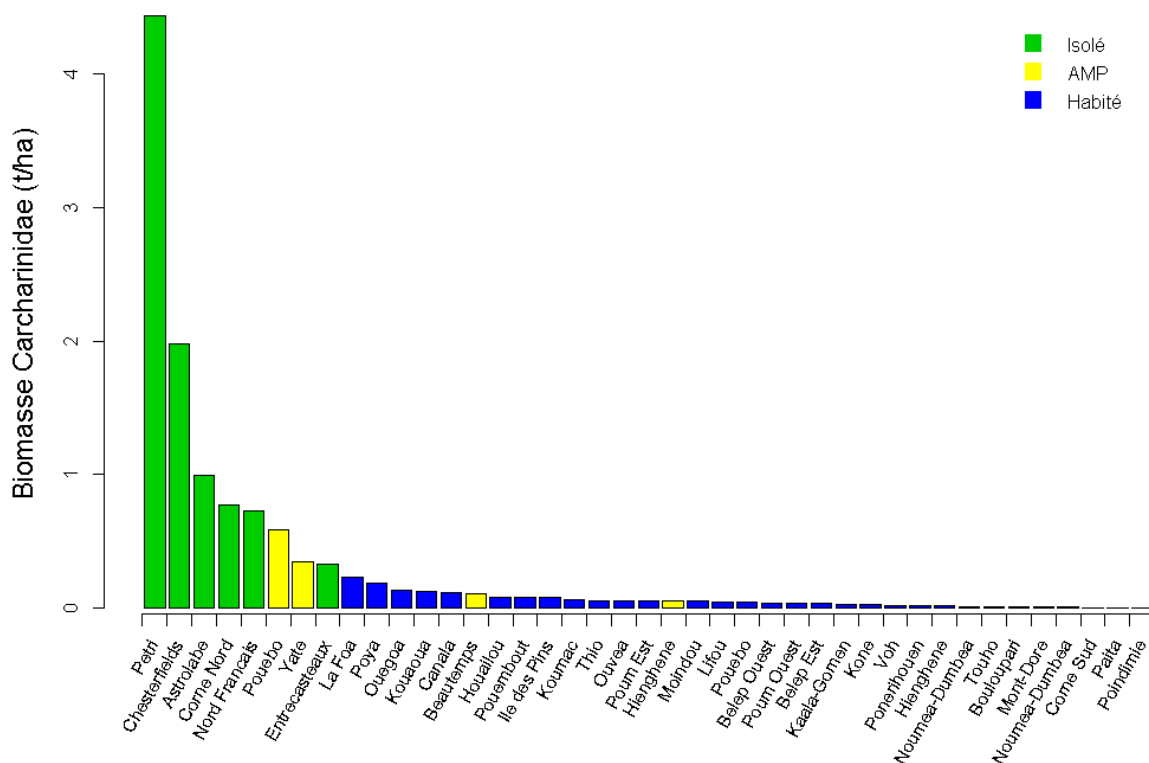


FIGURE 16 : Biomasse par commune des requins recensés par largeur variable.

En termes de fréquence, les requins sont présents en moyenne dans 14% des plongées réalisées dans les zones habitées, 40% dans les AMP, et 86% dans les zones isolées (Figure 17). La chute des fréquences d'observation de 86% (isolé) à 14% (habité) signifie que 72% des populations de requins ont disparu à l'échelle de la Nouvelle-Calédonie. Même lorsqu'ils représentent une faible biomasse comme à Entrecasteaux, ils sont présents dans presque chaque plongée réalisée en zone isolée (de 96% à Chesterfield à 76% à Entrecasteaux). Les AMP de Pouebo, Merlet et Hienghène montrent des fréquences importantes de requin, entre 45 et 70%, (Figure 17) même si les abondances et donc la biomasse restent relativement faibles (Figure 16).

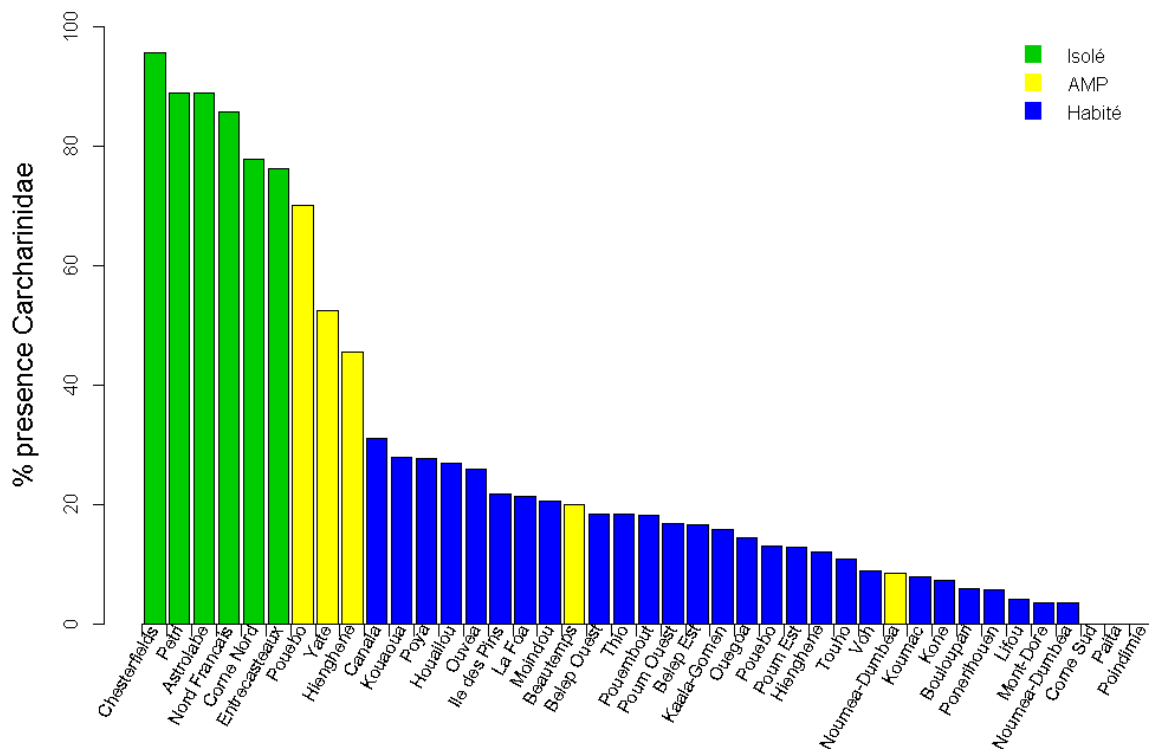


FIGURE 17 : Fréquence par commune des requins recensés par largeur variable.

Les résultats obtenus en comptage en plongée pour les requins sont globalement confirmés par les stéréo-caméras appâtées déployées tout autour de la Nouvelle-Calédonie. En moyenne, 3 requins sont observés sur chaque vidéo en zone isolée, 3 fois moins, soit 1 requin par vidéo en AMP, et 10 fois moins, soit 0,3 requin par vidéo (ou 1 requin toutes les 3 vidéos) en zone habitée (Figure 18).

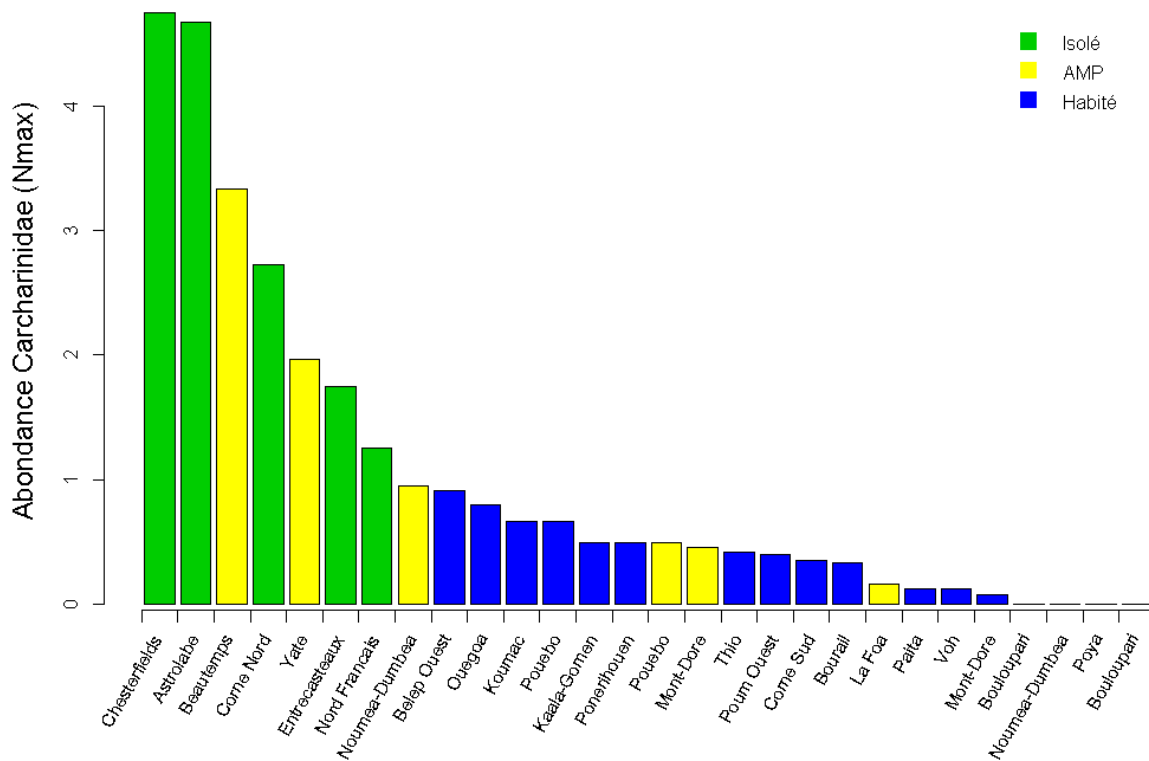


FIGURE 18 : Abondance des requins recensés par stéréo-caméra appâté.

Nos résultats préliminaires indiquent également une modification très nette du comportement des requins en fonction du gradient humain. Les premières estimations indiquent que 82% des requins gris observés sur les vidéos mordent l'appât dans les récifs éloignés de Calédonie, 61% dans les AMP, et ce chiffre chute à 11% hors réserve. Cet outil déployé pour la première fois en Nouvelle-Calédonie de manière conséquente sur les récifs et en milieu pélagique devrait permettre d'obtenir des informations précieuses sur l'écologie et la diversité de ces animaux (Figure 19 et 20).

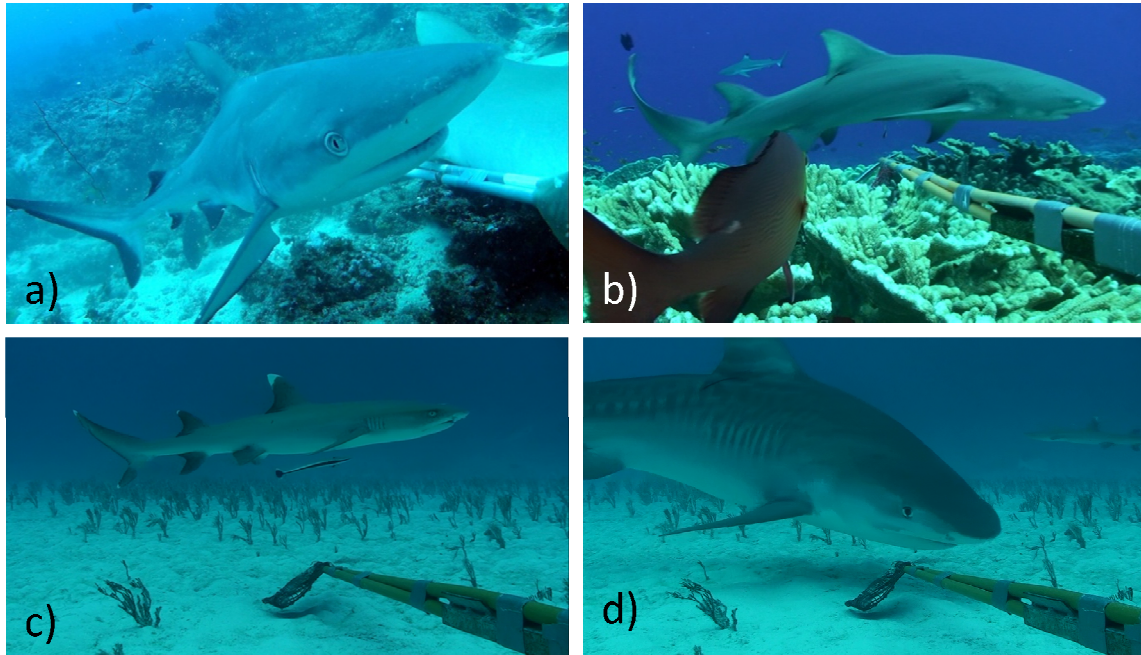


FIGURE 19 : Quelques espèces de requins recensées et étudiées par stéréo caméras appâtées: requin gris de récif *C. amblyrhynchos*, requin citron *N. acutidens*, requin corail *T. obesus* et requin tigre *G. cuvier* (photos JB Juhel)

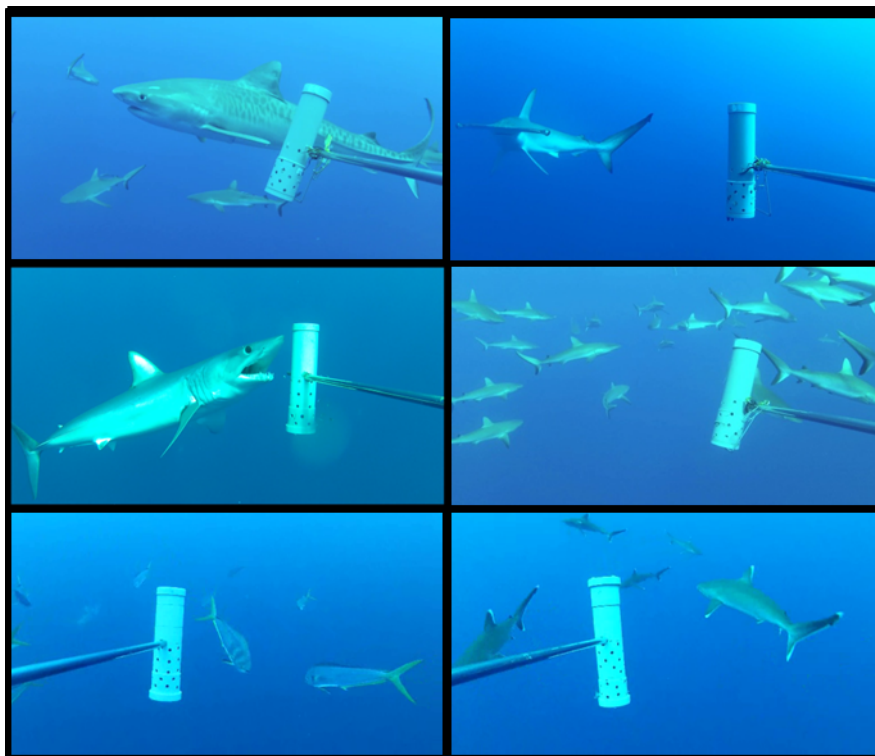


FIGURE 20 : Quelques espèces observées par stéréo-caméras pélagiques : requins tigre, marteau, mako, gris, pointe blanche, et dorades coryphène (photos T. Letessier).

## 2.2. Comparaison avec les autres récifs du Pacifique

Quatre (Pétri, Nord Français, Astrolabe, Chesterfield) des sept<sup>1</sup> récifs isolés étudiés en Nouvelle-Calédonie montrent la plus forte biomasse jamais enregistrée dans 70 communes habitées de 17 pays du Pacifique (Figure 21). Les différences observées sont très fortes avec des biomasses deux fois plus importantes à Pétri et Nord-Français que dans la zone habitée étudiée la plus riche du Pacifique. Les trois récifs isolés moins riches restent dans la moitié supérieure des sites les plus riches alors que leur isolement et petite taille devraient au contraire les classer dans la moitié inférieure. Si l'on rajoute dans la comparaison les autres sites isolés étudiés à Tonga et en Polynésie dans le cadre du projet « récifs pristines », alors les sites isolés de Nouvelle-Calédonie se maintiennent à la première position en termes de biomasse, c'est à dire leur unicité et caractère patrimonial (Figure 22).

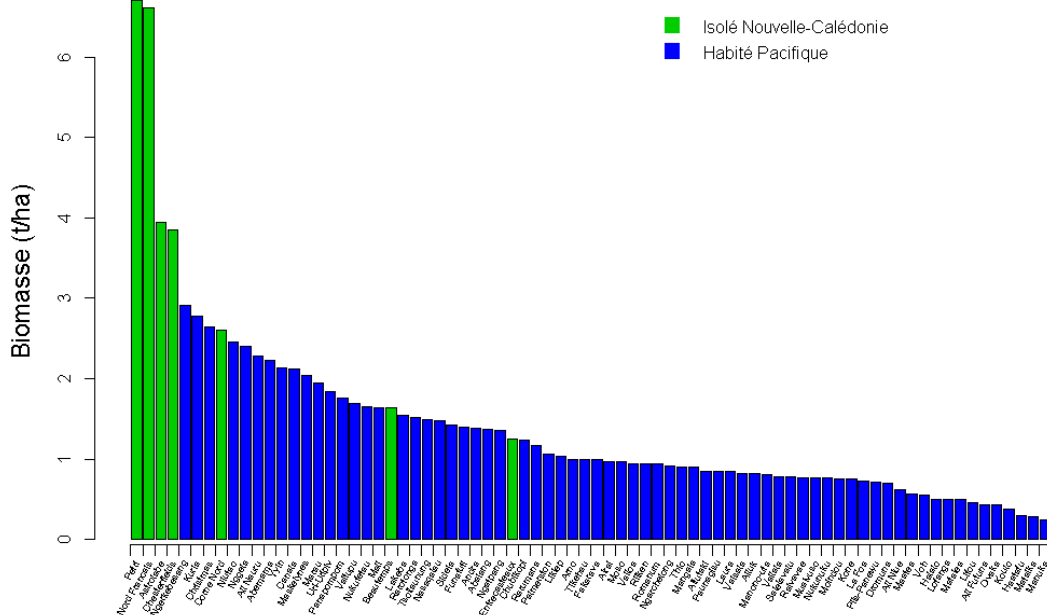


FIGURE 21 : Comparaison de la biomasse dans les sites isolés de Nouvelle-Calédonie et de 70 communes de 17 pays du Pacifique.

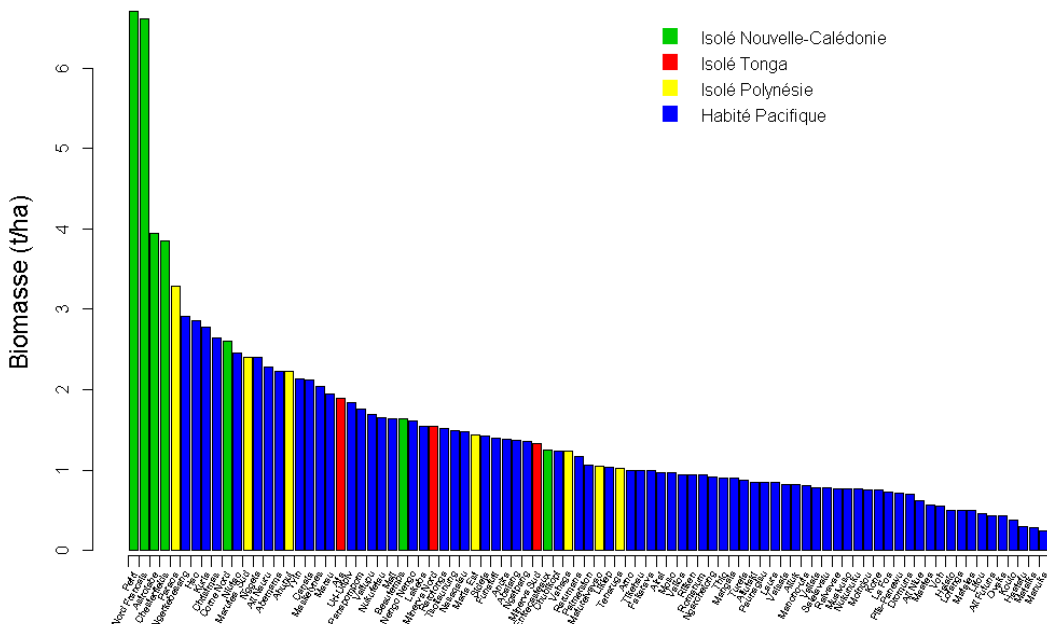


FIGURE 22 : Comparaison de la biomasse dans les sites isolés et habités du Pacifique.

<sup>1</sup> Beautemps est ici considéré comme un site isolé





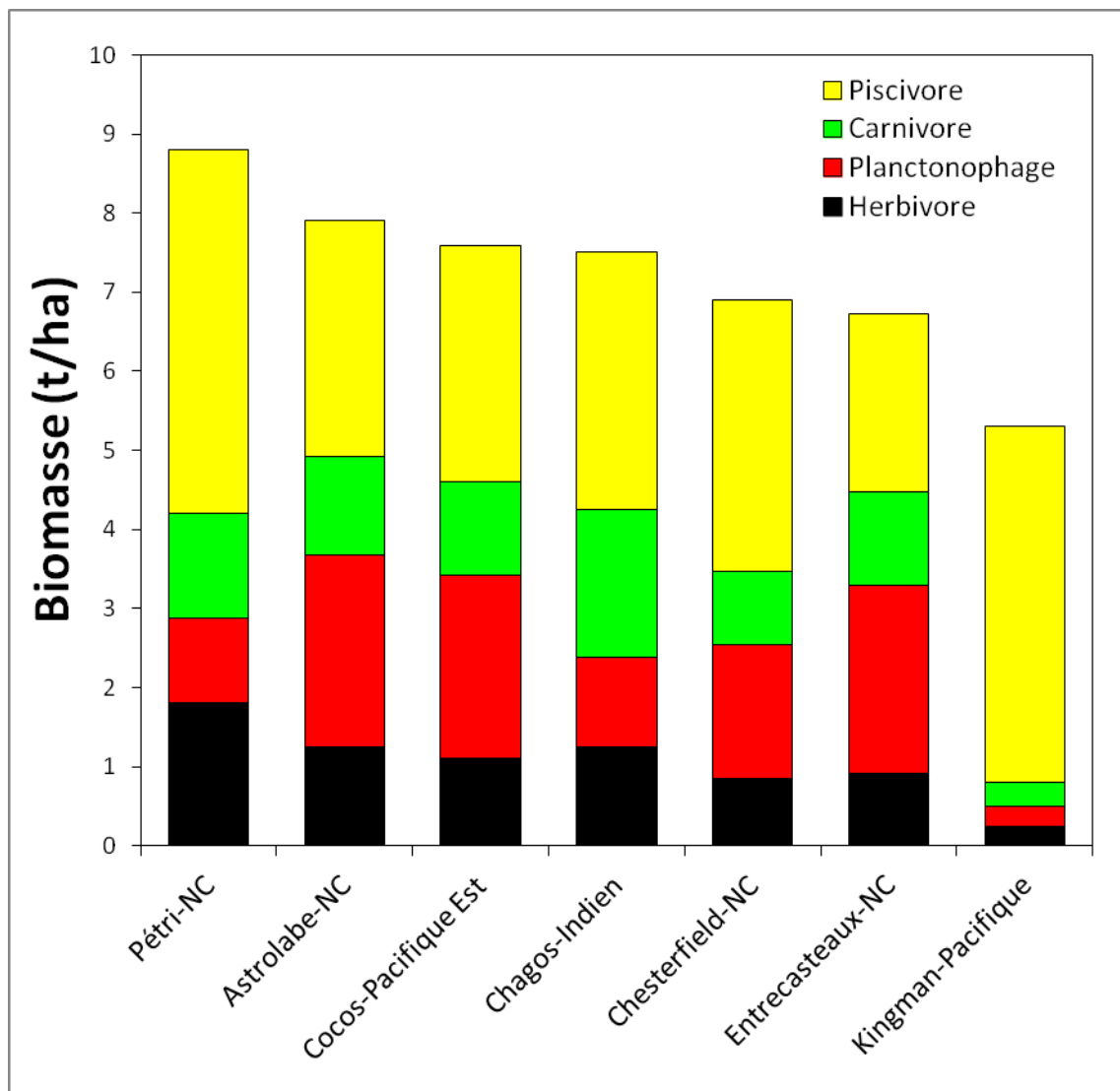


FIGURE 24 : Comparaison de la biomasse dans les sites isolés de Nouvelle-Calédonie avec les trois récifs les plus riches du monde, le récif pristine de Kingman (iles de la Ligne, Océan Pacifique Ouest, US), la plus grande AMP du monde au Chagos (Océan Indien, UK), et le Parc National de l'île Cocos (Pacifique Est, Costa Rica). Les données de Cocos, Chagos, et Kingman proviennent de Friedlander et al. (2012), Graham & McClanahan (2013), et Sandin et al. (2008).

### 3. Modélisation des données poisson de Nouvelle-Calédonie

Comme indiqué précédemment, une comparaison scientifiquement rigoureuse devrait tenir compte des différences environnementales entre les assemblages, que celles-ci soient contemporaines (Température par exemple) ou historiques (histoire évolutive par exemple). Ce travail est en cours dans le cadre du projet « récifs pristines ». Nous présentons ici les résultats préliminaires de la modélisation des données de la Nouvelle-Calédonie afin de montrer que les tendances décrites plus haut dans le rapport sont si marquées qu'elles sont très robustes à des analyses statistiques poussées.

Sans rentrer dans les détails de la modélisation réalisée, nous avons tenu compte de la surface des récifs à différentes échelles spatiales afin d'intégrer des effets liés à la disponibilité de l'habitat à petite échelle mais aussi de la connectivité à moyenne et grande échelle, du type de récif (frangeant, pente externe etc), de la qualité de l'habitat (profondeur, % corail vivant, sable, etc), de la température afin de tenir compte des effets énergétiques majeurs entre le nord et le sud de la Nouvelle-Calédonie, ainsi que de la longitude afin notamment d'intégrer les différences entre les côtes Est et Ouest à l'échelle évolutive. Nous avons analysé différentes facettes des assemblages, les facettes classiques telles que la diversité en espèces, la biomasse des prédateurs ou des herbivores, mais aussi des facettes négligées mais essentielles comme la diversité fonctionnelle. Nous avons employé la méthode des arbres de régression boostés qui est adaptée à ce type d'analyse. Cette méthode permet notamment de tenir compte de l'ensemble des paramètres environnementaux considérés dans le modèle afin d'étudier les effets purs de la pression humaine. La modélisation a été réalisée sur un sous-échantillon des transects afin d'équilibrer l'échantillonnage entre les types de récif. Les biomasses ont été calculées en tronquant les données à une largeur de 7 m afin de mesurer la biomasse et la biodiversité sur la même unité d'échantillonnage. Des analyses sont en cours afin de tester la sensibilité des résultats à la distance de tronquature, mais au regard des patterns observés, cela ne fait aucun doute qu'ils seront conservés quelque soit le détail des méthodologies.

La modélisation des données UVC indique que les récifs éloignés de la Nouvelle-Calédonie ont une biomasse totale, en herbivore et en prédateur, une diversité taxonomique et des diversités fonctionnelles maximales compte tenu de l'habitat, de la situation macro-écologique et du climat dans ces zones isolées. Ces maximas sont expliqués par un impact humain minimal mesuré en temps de transport à la capitale Nouméa (Figure 25). Les différentes variables montrent des seuils modélisables qui pourraient avoir une application intéressante en gestion, certaines variables réagissant plus fortement que d'autres à la présence humaine. Par exemple, la diversité fonctionnelle de Rao est rétablie à 1h20 de Nouméa, la biomasse totale à 6h30 et la biomasse en prédateurs apicaux (hors requins) à 20h15 (Figure 25). Ces seuils sont préliminaires.

Le point le plus important de ces résultats est l'aspect fonctionnel. Dans un écosystème naturel, chaque espèce assure une fonction, certaines fonctions étant assurées par un grand nombre d'espèces, on parle alors de fonctions redondantes, d'autres étant assurées par des espèces uniques, on parle alors d'espèces clef de voute. La disparition écologique ou la raréfaction extrême d'une espèce n'est pas catastrophique tant que la fonction demeure. La bonne santé d'un écosystème nécessite donc de la redondance fonctionnelle et la présence des espèces assurant des fonctions uniques. La mesure de l'espace fonctionnel des communautés de poisson dans chaque plongée indique que l'espace fonctionnel dans son ensemble est observé dans virtuellement chaque plongée dans les récifs éloignés. A l'inverse, l'espace fonctionnel est considérablement réduit sur les sites situés près des populations humaines denses. De manière importante, l'espace fonctionnel est restauré dans les AMP, très partiellement dans les AMP de petite taille, mais de manière importante dans les grandes AMP type Merlet sans néanmoins atteindre la référence fonctionnelle constituée par les récifs éloignés (Figure 26).

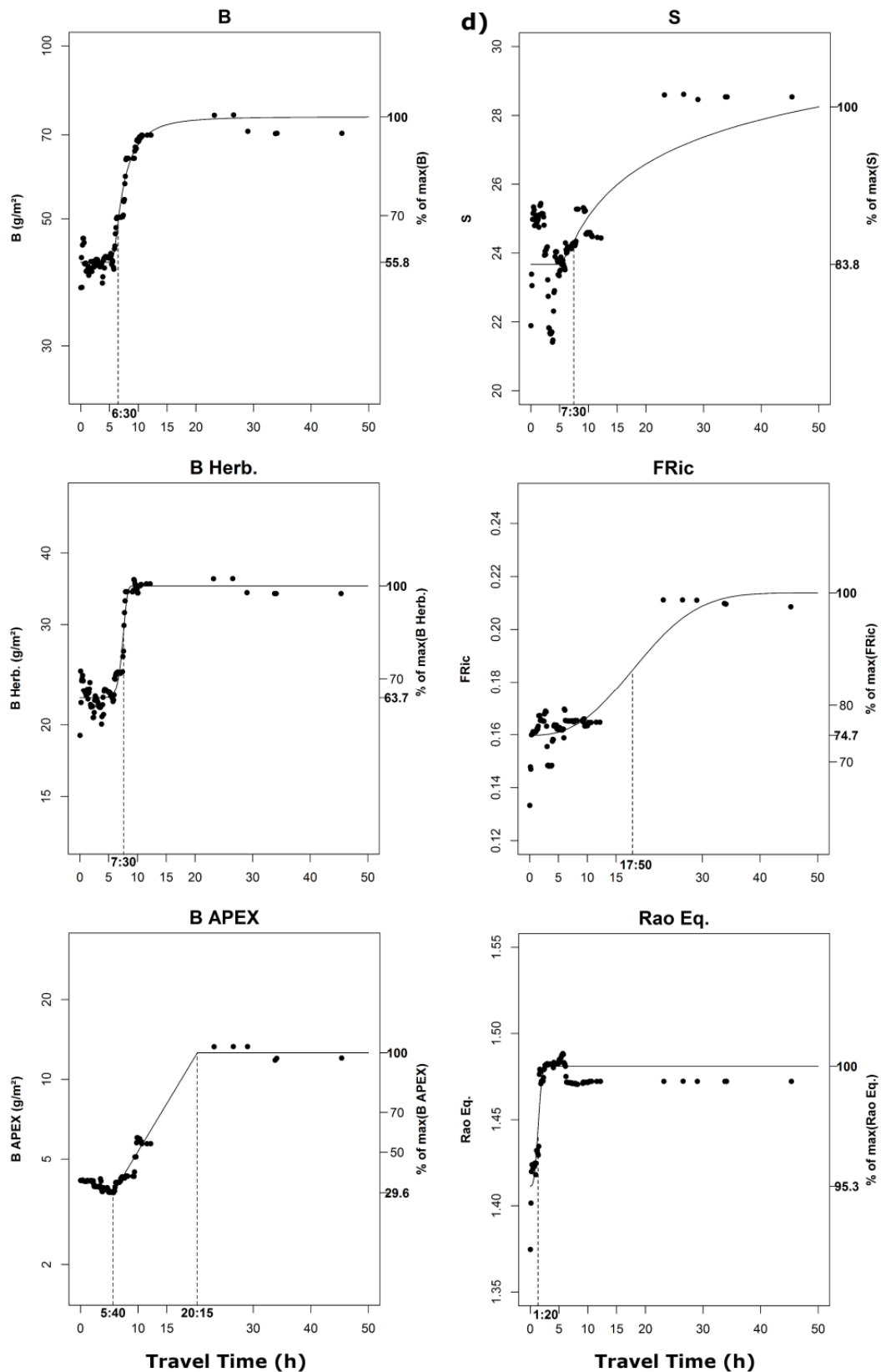


FIGURE 25 : Effet pur de la pression humaine (temps de transport à Nouméa) sur la biomasse totale (B), la biomasse des herbivores (B Herb), la biomasse des prédateurs apicaux hors requins (B APEX), de la diversité taxonomique (S), de la richesse fonctionnelle (FRic) et de la diversité fonctionnelle (Rao Eq) des poissons des récifs coralliens de la Nouvelle-Calédonie. Les zones éloignées (Chesterfield, Entrecasteaux, Corne Nord, Nord Récif des Français, Pétri, Astrolabe) se trouvent à plus de 20h de transport de Nouméa. Les AMP ont été exclues de la modélisation afin de pouvoir étudier leur effet dans un second temps (en cours d'analyse).

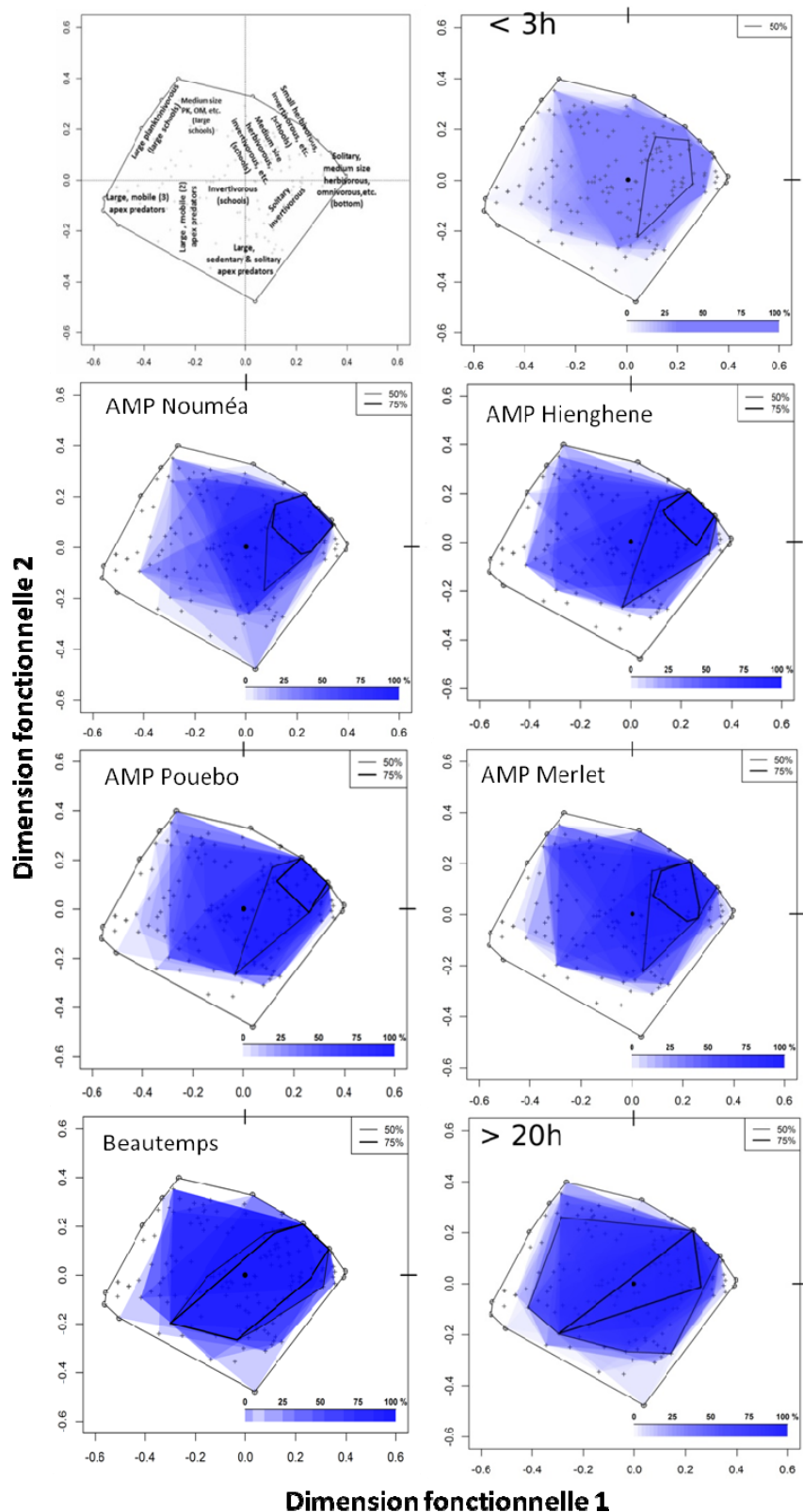


FIGURE 26 : Superposition de l'espace fonctionnel occupé par les communautés de poissons coralliens dans les plongées réalisées à moins de 3 h de Nouméa, dans les différentes AMP ou nous avons de la donnée et dans les récifs éloignés de Nouvelle Calédonie (plus de 20h de Nouméa). Un bleu clair indique que seulement quelques fonctions sont présentes à chaque plongée. Un bleu foncé indique la présence de presque toutes les fonctions à chaque plongée. L'espace fonctionnel complet des communautés de poissons de Nouvelle Calédonie est également représenté (polygone externe), ainsi que les traits de vie délimitant cet espace. Analyses réalisées sans les requins.

Au final, trois conclusions majeures peuvent être tirées de cette première modélisation :

- La diversité et la biomasse dans les récifs éloignés de la Nouvelle-Calédonie atteignent un seuil maximal. C'est la première fois qu'il est démontré que les ressources dans un écosystème hyperdiversifié comme les récifs coralliens pouvaient saturer. La capacité maximale des récifs coralliens est donc bien atteinte dans les récifs de Nouvelle-Calédonie. Ceci est un résultat majeur et démontre qu'ils sont « quasi-pristine » et peuvent servir de référence pour évaluer les sites impactés ou situés en AMP.
- Même si toutes les AMP améliorent la situation, aucune n'atteint le niveau des récifs éloignés. Les récifs isolés pristines de Nouvelle-Calédonie sont donc irremplaçables, les AMP actuelles ne pouvant soutenir de manière durable que certaines fonctions, pas toutes.
- La suite de la modélisation consistera à analyser les performances des AMP en fonction de leurs attributs. A première vue, il semblerait que les AMP les plus performantes soient celles ayant été mises en place précocément, avant que les dégradations ne soient trop importantes (il est plus facile de conserver que de restaurer), et soient les plus grandes.

## CONCLUSION

Les expéditions « Récifs Pristines » et « Mers Pristines » réalisées en collaboration entre l'IRD, le National Geographic Society, et les Universités de Nouvelle-Calédonie et de Montpellier 2 ont permis de collecter de l'information nouvelle sur la biodiversité des poissons, des coraux, des algues et de l'habitat dans les zones isolées et peu étudiées du Parc Naturel de la Mer de Corail. Cette information contribue à une meilleure connaissance de ces zones, à une sensibilisation autour de l'urgence de leur protection et à la mise en place d'un état de référence pour évaluer les sites alentours.

La comparaison des assemblages de poisson des récifs isolés de la Nouvelle-Calédonie avec les assemblages observés depuis plusieurs décennies dans toutes les communes de la Nouvelle-Calédonie, dans 17 pays du Pacifique insulaire, et avec les récifs coralliens les plus riches du monde montre que :

- Les récifs isolés de la Nouvelle-Calédonie sont plus riches, et très largement, que tous les autres récifs du pays, ceux de l'ensemble du Pacifique insulaire, même ceux protégés par une AMP.
- Les récifs isolés de la Nouvelle-Calédonie sont parmi les plus riches du monde. Ils détiendraient le nouveau record mondial de biomasse en poisson de récif avec 8,8 et 7,9 tonnes par hectare à Pétri et Astrolabe contre 7,6 et 7,5 t/ha dans le Parc National de l'île Cocos (Costa Rica) et dans la plus grande réserve marine du monde aux Chagos (Océan Indien), et 6,9 et 6,7 t/ha à Chesterfield et Entrecasteaux contre 5,3 t/ha dans le récif de Kingman (Pacifique), la référence mondiale des sites « vierges ».

Les récifs isolés de la Nouvelle-Calédonie constituent donc un patrimoine unique au monde, parmi les derniers exemples se rapprochant de ce à quoi un récif corallien « vierge » de tout impact humain pourrait ressembler. Néanmoins, ils sont très fragiles car de petite taille et isolés. Il apparaît donc urgent de les protéger officiellement au-delà de leur protection « naturelle » issue de leur isolement.

A l'issue de cette étude, nous recommandons :

- La protection des récifs de Chesterfield, notamment l'atoll de Bampton au nord, de Pétri, et de l'Astrolabe qui sont au moins aussi riches que les récifs d'Entrecasteaux. Le Gouvernement de la Nouvelle-Calédonie pourrait considérer leur protection dans le cadre du Parc Naturel Mer de Corail.
- La protection des récifs Nord Français et Corne Nord. Leur extraordinaire richesse mériterait une protection officielle. La Province Nord et la population de Belep pourraient considérer ces récifs comme de bons candidats pour une grande AMP dans le Nord.
- L'officialisation administrative de la protection de l'atoll de Beutemps Beupré. Celui-ci a un statut intermédiaire avec une richesse inférieure à celle dans les récifs isolés mais équivalente voire supérieure à celle dans les AMP les plus riches du pays. Les populations d'Ouvéa et la Province des îles pourraient considérer un statut officiel de protection à cet atoll actuellement protégé par les coutumiers.
- Le renforcement des mesures de protection de certaines espèces emblématiques, notamment les requins en eaux Provinciales, les perroquets à bosse, et probablement d'autres grandes espèces telles que les Napoléons et les grosses loches qui sont à des niveaux de rareté très inquiétants. Ces espèces devraient être mieux protégées aussi bien dans les eaux sous compétence Gouvernementale que Provinciale.
- L'optimisation du réseau d'AMP, et lorsque cela est possible l'augmentation de la taille des AMP. Avec le Parc Naturel de la Mer de Corail, l'inscription de ses lagons au Patrimoine Mondial de l'Humanité, et l'existence d'Aires Marines Protégées dans plusieurs communes du pays, la Nouvelle-Calédonie est un exemple mondial reconnu par le GCRMN en matière de gestion de son environnement marin côtier. Néanmoins, de nombreuses communes ne possèdent pas d'AMP, et les AMP existantes sont parfois de trop petite taille. Un objectif des Provinces et des populations pourrait être d'optimiser le réseau d'AMP à l'échelle du territoire, et d'augmenter leur taille lorsque cela est possible. Un réseau optimisé d'AMP interconnectées et de grande taille permettrait à la Nouvelle-Calédonie d'être dans une situation favorable pour une gestion durable de ses ressources récifo-lagonaires.

## REMERCIEMENTS

Le projet « Récifs Pristines » est financé par la Fondation Total. L'expédition « Pristine Seas » en Nouvelle-Calédonie a été financée par Blanpain, Davidoff Cool Water, et la Fondation Waitt. Le Gouvernement de la Nouvelle-Calédonie a financé l'expédition « Patrimoine Mondial » à Entrecasteaux.

## REFERENCES

- Clua E, Legendre P, Vigliola L, Magron F, Kulbicki M, Sarramegna S, Labrosse P, Galzin R (2006). Medium scale approach (MSA) for improved assessment of coral reef fish habitat. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 333, 219-230.
- D'hondt S (2005). Consequences of the cretaceous/paleogene mass extinction for marine ecosystems. *Annual Review of Ecology Evolution and Systematics* 36, 295-317.
- Elith J, Leathwick JR, Hastie T (2008). A working guide to boosted regression trees. *Journal of Animal Ecology* 77(4), 802-813.
- Friedlander A, Sandin S, Demartini E, Sala E (2010). Spatial patterns of the structure of reef fish assemblages at a pristine atoll in the central Pacific. *Marine Ecology-Progress Series* 410, 219-231.
- Friedlander A, Zgliczynski BJ, Ballesteros E, Aburto-Oropeza O, Bolaños A, E Sala (2012). The shallow-water fish assemblage of Isla del Coco National Park, Costa Rica: structure and patterns in an isolated, predator-dominated ecosystem. *Revista de Biología Tropical* 60 (3), 321-338.
- Graham NAJ, Mcclanahan TR (2013). The Last Call for Marine Wilderness? *BioScience* 63(5), 397-402.
- Harvey ES, Cappo M, Butler JJ, Hall N, Kendrick GA (2007). Bait attraction affects the performance of remote underwater video stations in assessment of demersal fish community structure. *Marine Ecology-Progress Series* 350, 245-254.
- Kulbicki M, Sarramégna S (1999). Comparison of density estimates derived from strip transect and distance sampling for underwater visual censuses: a case study of Chaetodontidae and Pomacentridae. *Aquatic Living Resources* 12, 315-325.
- Lotze H, Worm B (2009). Historical baselines for large marine animals. *Trends in Ecology & Evolution* 24, 254-262.
- Roberts C (2009). *The unnatural history of the sea. Shearwater*, 456 pp.
- Sandin S, Smith J, Demartini E et al. (2008). Baselines and Degradation of Coral Reefs in the Northern Line Islands. *PLoS ONE* 3(2), e1548.

## ANNEXES

ANNEXE 1 : Présence des 115 groupes fonctionnels et taxa benthiques observés sur les transects de l'équipe NGS

ANNEXE 2 : Présence des 261 taxa de corail observé sur les transects de l'équipe NGS

ANNEXE 3 : Présence des 520 espèces de poisson observés sur les transects de l'équipe NGS et IRD/UNC.



ANNEXE 1 : Présence des 115 groupes fonctionnels et taxa benthiques observés sur les transects de l'équipe NGS

Groupe fctnel	Taxa	Chester	Astro	Entrecas	Pétri
BARREN	BARREN	X	X	X	X
bryozoan	<i>Reteporellina</i> sp.	X		X	
bryozoan	<i>Tetraplaria ventricosa</i>			X	X
bryozoan	<i>Zoobothryon</i> sp.			X	
coral	Unidentified Actiniaria	X			
cyanobacteria	<i>Phormidium</i> sp.	X	X	X	X
cyanobacteria	<i>Schizothrix</i> sp.	X	X		X
ECC	UNIDENTIFIED ENCRUSTING CORALLINES	X	X	X	X
ECC	<i>Neogoniolithon frutescens</i>	X			
ECC	<i>Hydrolithon gardineri</i>	X	X	X	X
encrusting algae	<i>Lobophora variegata</i>	X	X	X	X
encrusting algae	<i>Peyssonnelia</i> spp. + <i>Haematocelis</i> sp.	X	X	X	X
erect algae	<i>Acrosymphyton taylorii</i>		X		
erect algae	<i>Actinotrichia fragilis</i>		X	X	X
erect algae	<i>Anadyomene wrightii</i>	X	X		X
erect algae	<i>Avrainvillea</i> cf. <i>amadelpha</i>	X			
erect algae	<i>Avrainvillea lacerata</i>	X		X	
erect algae	<i>Bryopsis pennata</i>			X	
erect algae	<i>Caulerpa bikinensis</i>	X		X	
erect algae	<i>Caulerpa brachypus</i>	X			
erect algae	<i>Caulerpa cupressoides</i>	X	X	X	
erect algae	<i>Caulerpa fergusonii</i>			X	
erect algae	<i>Caulerpa filicoides</i>	X		X	
erect algae	<i>Caulerpa</i> aff. <i>sertularioides</i> (small)	X			
erect algae	<i>Caulerpa nummularia</i>		X	X	X
erect algae	<i>Caulerpa peltata</i>	X			
erect algae	<i>Caulerpa racemosa</i>	X		X	
erect algae	<i>Caulerpa racemosa</i> v. <i>lamourouxii</i>			X	
erect algae	<i>Caulerpa serrulata</i>		X	X	X
erect algae	<i>Caulerpa sertularioides</i>	X			
erect algae	<i>Caulerpa</i> cf. <i>seuratii</i>				X
erect algae	<i>Caulerpa</i> sp.	X		X	
erect algae	<i>Caulerpa urvilleana</i>	X		X	
erect algae	<i>Caulerpa webbiana</i>		X		
erect algae	<i>Chlorodesmis fastigiata</i>	X	X		X
erect algae	<i>Chlorodesmis hillebrandtii</i>			X	
erect algae	<i>Codium arabicum</i>	X			
erect algae	<i>Derbesia</i> sp.	X			
erect algae	<i>Dictyosphaeria cavernosa</i>	X			
erect algae	<i>Dictyosphaeria intermedia</i>	X			
erect algae	<i>Dictyosphaeria versluysii</i>	X		X	
erect algae	<i>Galaxaura marginata</i>	X			
erect algae	<i>Gibsmithia hawaiiensis</i>	X			

erect algae	<i>Halimeda</i> sp.			X	
erect algae	<i>Halimeda borneensis</i>	X			
erect algae	<i>Halimeda</i> cf. <i>gigas</i>	X			
erect algae	<i>Halimeda</i> cf. <i>hederacea</i>	X	X		
erect algae	<i>Halimeda</i> cf. <i>tuna</i>	X			
erect algae	<i>Halimeda cylindracea</i>	X		X	
erect algae	<i>Halimeda discoidea</i>	X	X	X	X
erect algae	<i>Halimeda</i> cf. <i>distorta</i>	X	X	X	
erect algae	<i>Halimeda heteromorpha</i>			X	
erect algae	<i>Halimeda lacunalis</i>	X		X	
erect algae	<i>Halimeda macrophysa</i>	X		X	X
erect algae	<i>Halimeda minima</i>	X	X	X	X
erect algae	<i>Halimeda opuntia</i>	X		X	
erect algae	<i>Halimeda taenicola</i>			X	
erect algae	<i>Homeostrichus flabellatus?</i>	X			
erect algae	<i>Liagora ceranoides</i>	X		X	X
erect algae	<i>Martensia</i> sp.				
erect algae	<i>Microdictyon japonicum</i>	X	X		
erect algae	<i>Neomeris vanbosseae</i>	X		X	
erect algae	<i>Penicillus nodulosus</i>	X			
erect algae	<i>Penicillus</i> sp.	X			
erect algae	<i>Portieria hornemanni</i>		X		X
erect algae	<i>Predaea laciniosa</i>	X		X	
erect algae	<i>Rhipilia penicilloides</i>	X		X	
erect algae	Unidentified umbrella-like alga	X			
erect algae	<i>Turbinaria ornata</i>	X			
erect algae	<i>Udotea geppiorum</i>	X			
erect algae	<i>Valonia aegagropila</i>	X			
erect algae	<i>Valoniopsis pachynema</i>	X			
erect algae	<i>Ventricaria ventricosa</i>	X	X		
erect algae	<i>Amphiroa crassa</i>		X	X	
hard coral	HARD CORAL	X	X	X	X
mollusc	<i>Dendropoma platypus</i>				X
mollusc	<i>Tridacna</i> sp.	X		X	X
SEDIMENT	SEDIMENT	X			X
soft coral	<i>Amplexidiscus fenestrafer</i>			X	
soft coral	<i>Annella mollis</i>			X	
soft coral	<i>Annella reticulata</i>			X	
soft coral	<i>Antacmaea</i> sp.				X
soft coral	<i>Dendronephthya</i> sp.		X		
soft coral	<i>Ellisella ceratophyta</i>				X
soft coral	GORGONIANS UNIDENTIFIED		X		
soft coral	<i>Mellita ochracea</i>			X	
soft coral	SOFT CORAL	X	X	X	X
soft coral	UNIDENTIFIED GORGONIAN			X	
sponge	BLACK SPONGE			X	
sponge	<i>Callyspongia azurea</i>	X			

sponge	<i>Cliona orientalis</i>	X		X	X
sponge	<i>Crella cyatophora</i>	X			
sponge	<i>Cymbastrella cantharella</i>			X	
sponge	<i>Ircinia irregularis</i>	X			
sponge	<i>Leucetta chagosensis</i>				X
sponge	<i>Luffariella cylindrica</i>			X	
sponge	<i>Petrosaspongia nigra</i>	X			
sponge	<i>Phyllospongia</i> sp.			X	
sponge	<i>Porphyria flintae</i>	X			
sponge	<i>Pseudoceratina verrucosa</i>	X	X	X	X
sponge	SPONGE 1 (Yellow, erect, ramified)				X
sponge	SPONGE 2 (white, stripped)				X
sponge	SPONGE 3 (greenish, big oscula)				X
sponge	<i>Suberea creba</i>	X			
sponge	SPONGE 4 (encrusting, red)			X	
tunicate	<i>Didemnum molle</i>	X	X	X	
tunicate	<i>Didemnum pellucidum</i>			X	
tunicate	<i>Eudistoma</i> (yellow)	X			
tunicate	<i>Herdmannia momus</i>	X			
tunicate	<i>Lissoclinum bistratum</i>	X			
tunicate	<i>Polycarpa clavata</i>	X			
tunicate	<i>Polycarpa cryptocarpa</i>		X	X	
tunicate	<i>Polycarpa nigricans</i>	X			X
turf	<i>Laurencia</i> sp.			X	
turf	TURF	X	X	X	X

ANNEXE 2 : Présence des 261 taxa de corail observé sur les transects de l'équipe NGS

Taxon	Astrolabe	Pétri	Entrecastreaux	Chesterfield
<i>Acanthastrea echinata</i>	X	X	X	X
<i>Acanthastrea faviaformis</i>	X	X		
<i>Acanthastrea regularis</i>				X
<i>Acropora abrolhosensis</i>				X
<i>Acropora abrotanoides</i>	X	X	X	X
<i>Acropora acuminata</i>	X			X
<i>Acropora anthoceris</i>	X	X		
<i>Acropora austera</i>	X	X		X
<i>Acropora azurea</i>				X
<i>Acropora carduus</i>				X
<i>Acropora caroliniana</i>	X	X	X	
<i>Acropora cerealis</i>	X	X	X	X
<i>Acropora cf. cophodactyla</i>				X
<i>Acropora cf. robusta</i>				X
<i>Acropora chesterfieldensis</i>	X	X	X	X
<i>Acropora clathrata</i>	X	X	X	X
<i>Acropora crateriformis</i>	X	X	X	X
<i>Acropora cuneata</i>	X	X	X	X
<i>Acropora cytherea</i>	X	X	X	X
<i>Acropora digitifera</i>	X	X	X	X
<i>Acropora divaricata</i>		X		X
<i>Acropora donei</i>	X			X
<i>Acropora elesyi</i>				X
<i>Acropora florida</i>				X
<i>Acropora formosa</i>	X	X	X	X
<i>Acropora gemmifera</i>	X	X	X	X
<i>Acropora globiceps</i>	X	X	X	
<i>Acropora grandis</i>		X		X
<i>Acropora granulosa</i>	X	X	X	X
<i>Acropora horrida</i>				X
<i>Acropora humilis</i>	X	X	X	X
<i>Acropora hyacinthus</i>	X	X	X	X
<i>Acropora irregularis</i>		X	X	X
<i>Acropora kimbeensis</i>	X	X		X
<i>Acropora latistella</i>				X
<i>Acropora liane</i>			X	
<i>Acropora listeri</i>		X	X	X
<i>Acropora lokani</i>		X	X	X
<i>Acropora longicyathus</i>				
<i>Acropora loripes</i>			X	X
<i>Acropora lutkeni</i>	X			X
<i>Acropora microclados</i>	X	X	X	X
<i>Acropora microphthalma</i>				X
<i>Acropora millepora</i>				X
<i>Acropora monticulosa</i>	X	X		

<i>Acropora nasuta</i>				X
<i>Acropora nobilis</i>	X		X	X
<i>Acropora palifera</i>	X	X	X	X
<i>Acropora paniculata</i>	X	X	X	X
<i>Acropora pectinatus</i>	X	X		
<i>Acropora polystoma</i>		X		
<i>Acropora retusa</i>		X		
<i>Acropora robusta</i>		X		
<i>Acropora rosaria</i>				X
<i>Acropora samoensis</i>	X	X	X	X
<i>Acropora secale</i>	X	X		X
<i>Acropora selago</i>	X	X	X	X
<i>Acropora sp. 1 juvenile</i>				X
<i>Acropora sp. 2</i>				X
<i>Acropora sp. 3 juvenile</i>				X
<i>Acropora sp. 4 juvenile</i>				X
<i>Acropora sp. 5 juvenile</i>			X	X
<i>Acropora speciosa</i>	X			
<i>Acropora subulata</i>	X			
<i>Acropora tenuis</i>	X	X	X	X
<i>Acropora tortuosa</i>		X		
<i>Acropora valida</i>	X	X	X	X
<i>Acropora vauhani</i>			X	X
<i>Acropora verweyi</i>	X	X		X
<i>Acropora willisae</i>			X	X
<i>Alveopora tizardi</i>			X	
<i>Astreopora listeri</i>			X	X
<i>Astreopora myriophthalma</i>	X	X	X	X
<i>Astreopora ocellata</i>	X	X	X	X
<i>Astreopora randalli</i>				X
<i>Coscinaraea cf. monile</i>			X	
<i>Coscinaraea columna</i>		X	X	X
<i>Coscinaraea exesa</i>	X	X		X
<i>Ctenactis albitentaculata</i>	X		X	
<i>Cyphastrea chalcidicum</i>	X	X	X	X
<i>Cyphastrea decadia</i>	X	X	X	X
<i>Cyphastrea japonica</i>		X		X
<i>Cyphastrea microphthalma</i>	X	X		X
<i>Cyphastrea serailia</i>		X		X
<i>Cyphastrea sp. 1</i>				
<i>Diploastrea heliopora</i>		X		
<i>Echinophyllia aspera</i>			X	X
<i>Echinophyllia echinata</i>		X		X
<i>Echinophyllia orpheensis</i>		X		X
<i>Echinophyllia echinoporoides</i>		X	X	X
<i>Echinopora gemmacea</i>		X	X	X
<i>Echinopora horrida</i>	X			
<i>Echinopora lamellosa</i>	X	X	X	X

<i>Euphyllia ancora</i>				X
<i>Euphyllia divisa</i>				X
<i>Euphyllia glabrescens</i>				X
<i>Favia cf. rotundata</i>		X		
<i>Favia cf. vietnamensis</i>		X		
<i>Favia danae</i>		X		
<i>Favia favius</i>				X
<i>Favia flexuosa</i>				X
<i>Favia laxa</i>	X			X
<i>Favia lizardensis</i>		X		
<i>Favia matthaii</i>	X	X	X	X
<i>Favia maxima</i>		X		X
<i>Favia pallida</i>		X		X
<i>Favia speciosa</i>		X		X
<i>Favia stelligera</i>	X	X	X	X
<i>Favites abdita</i>	X	X	X	X
<i>Favites chinensis</i>	X		X	X
<i>Favites complanata</i>	X	X	X	X
<i>Favites flexuosa</i>	X	X	X	X
<i>Favites halicora</i>		X	X	X
<i>Favites pentagona</i>	X	X	X	X
<i>Favites russelli</i>		X	X	X
<i>Favites vasta</i>			X	X
<i>Fungia concinnia</i>				X
<i>Fungia danai</i>	X	X		X
<i>Fungia fungites</i>				X
<i>Fungia granulosa</i>				X
<i>Fungia horrida</i>				X
<i>Fungia klunzingeri</i>				X
<i>Fungia paumotensis</i>	X	X	X	X
<i>Fungia repanda</i>		X		
<i>Fungia scabra</i>			X	X
<i>Fungia scutaria</i>	X	X	X	X
<i>Galaxea astreata</i>				X
<i>Galaxea fascicularis</i>	X	X	X	X
<i>Galaxea horrescens</i>				X
<i>Gardineroseris planulata</i>	X	X	X	X
<i>Goniastrea aspera</i>		X		X
<i>Goniastrea australensis</i>				X
<i>Goniastrea edwardsi</i>	X	X	X	X
<i>Goniastrea favulus</i>	X	X		X
<i>Goniastrea pectinata</i>	X	X	X	X
<i>Goniastrea retiformis</i>		X	X	X
<i>Goniopora somaliensis</i>				X
<i>Gonipora djiboutiensis</i>			X	X
<i>Halomitra pileus</i>		X		
<i>Herpolitha weberi</i>				X
<i>Hydnophora exesa</i>		X	X	X

<i>Hydnophora microconos</i>		X	X	X
<i>Hydnophora rigida</i>	X	X	X	
<i>Leptastrea bewickensis</i>	X			
<i>Leptastrea inaequalis</i>	X	X	X	X
<i>Leptastrea pruinosa</i>	X	X		X
<i>Leptastrea purpurea</i>	X	X	X	X
<i>Leptastrea transversa</i>	X	X	X	X
<i>Leptoria irregularis</i>		X		
<i>Leptoria phyrigia</i>	X	X	X	X
<i>Leptoseris explanata</i>	X		X	X
<i>Leptoseris foliosa</i>		X		
<i>Leptoseris incrustans</i>		X	X	X
<i>Leptoseris mycetoseroides</i>		X	X	X
<i>Leptoseris scabra</i>				X
<i>Leptoseris yabei</i>		X		
<i>Lithophyllon lobata</i>				X
<i>Lithophyllon mokai</i>				X
<i>Lithophyllon undulatum</i>	X			
<i>Lobophyllia corymbosa</i>		X	X	X
<i>Lobophyllia hataii</i>		X		
<i>Lobophyllia hemprichii</i>	X	X	X	X
<i>Lobophyllia pachysepta</i>			X	X
<i>Lobophyllia robusta</i>	X	X	X	
<i>Merulina ampliata</i>		X		X
<i>Merulina scabricula</i>			X	X
<i>Montastrea annuligera</i>			X	X
<i>Montastrea curta</i>	X	X	X	X
<i>Montastrea magnistellata</i>				X
<i>Montastrea salebroso</i>	X			
<i>Montastrea valenciennesi</i>			X	
<i>Montipora caliculata</i>	X	X		X
<i>Montipora cf. calcarea</i>	X	X		
<i>Montipora cf. hispida</i>				X
<i>Montipora cf. meandrina</i>	X			
<i>Montipora corbettensis</i>	X			
<i>Montipora crassituberculata</i>	X		X	X
<i>Montipora danae</i>			X	
<i>Montipora digitata</i>				X
<i>Montipora efflorescens</i>	X			X
<i>Montipora floweri</i>			X	X
<i>Montipora foveolata</i>				X
<i>Montipora grisea</i>	X	X	X	X
<i>Montipora incrassata</i>	X		X	X
<i>Montipora informis</i>		X	X	X
<i>Montipora lobulata</i>			X	
<i>Montipora millepora</i>				X
<i>Montipora mollis</i>	X	X	X	X
<i>Montipora nodosa</i>	X	X	X	X

<i>Montipora peltiformis</i>				X
<i>Montipora sp. 1</i>				X
<i>Montipora sp. 2</i>		X		
<i>Montipora tuberculosa</i>		X	X	X
<i>Montipora turgescens</i>		X		X
<i>Montipora turtlensis</i>	X			
<i>Montipora undata</i>		X	X	X
<i>Montipora venosa</i>	X			X
<i>Montipora verrucosa</i>	X	X	X	X
<i>Mycedium elephantotus</i>		X		X
<i>Oulophyllia crispa</i>				X
<i>Oxypora glabra</i>				X
<i>Oxypora lacera</i>	X		X	X
<i>Pachyseris speciosa</i>			X	X
<i>Pavona bipartita</i>				X
<i>Pavona cf. maldivensis</i>		X	X	
<i>Pavona clavus</i>			X	X
<i>Pavona duerdeni</i>	X	X		X
<i>Pavona explanulata</i>		X	X	
<i>Pavona maldivensis</i>	X	X	X	X
<i>Pavona minuta</i>			X	X
<i>Pavona varians</i>	X	X	X	X
<i>Pavona venosa</i>		X		X
<i>Pectinia lactuca</i>	X	X	X	X
<i>Physogyra lichtensteini</i>				
<i>Platygyra cf. verweyi</i>				X
<i>Platygyra daedalea</i>	X	X	X	X
<i>Platygyra pini</i>		X		X
<i>Platygyra sinensis</i>		X	X	
<i>Plerogyra sinuosa</i>			X	X
<i>Pocillopora damicornis</i>	X		X	X
<i>Pocillopora danae</i>			X	
<i>Pocillopora eydouxi</i>	X	X	X	X
<i>Pocillopora meandrina</i>	X	X	X	X
<i>Pocillopora verrucosa</i>	X	X	X	X
<i>Podabacia crustacea</i>			X	
<i>Podabacia motuporensis</i>		X		
<i>Porites arnaudi</i>	X		X	X
<i>Porites australiensis</i>	X	X	X	X
<i>Porites cf. lichen</i>			X	
<i>Porites cylindrica</i>	X	X	X	X
<i>Porites heronensis</i>	X	X		X
<i>Porites lichen</i>	X	X	X	X
<i>Porites lobata</i>	X	X	X	X
<i>Porites lutea</i>	X	X	X	X
<i>Porites mayeri</i>		X		X
<i>Porites monticulosa</i>	X	X	X	X
<i>Porites myrmidonensis</i>	X			X



<i>Porites rus</i>	X	X		
<i>Porites vaughani</i>	X		X	X
<i>Psammocora explanulata</i>			X	X
<i>Psammocora haimeana</i>	X	X	X	
<i>Psammocora nierstraszi</i>	X	X	X	
<i>Psammocora profundacella</i>		X	X	
<i>Psammocora superficialis</i>		X	X	X
<i>Scapophyllia cylindrica</i>	X			X
<i>Scolymia vitiensis</i>				X
<i>Seriatopora caliendrum</i>			X	X
<i>Seriatopora hystrix</i>	X		X	X
<i>Stylocoeniella armata</i>		X		
<i>Stylocoeniella guentheri</i>			X	X
<i>Stylophora pistillata</i>	X	X	X	X
<i>Symphyllia agaricia</i>				X
<i>Symphyllia radians</i>			X	
<i>Symphyllia recta</i>		X	X	
<i>Trachyphyllia geoffroyi</i>		X		
<i>Tubastrea sp. 1</i>			X	
<i>Turbinaria frondens</i>		X		
<i>Turbinaria mesenterina</i>				X
<i>Turbinaria peltata</i>		X		X
<i>Turbinaria reniformis</i>			X	
<i>Turbinaria stellulata</i>				X

ANNEXE 3 : Présence des 520 espèces de poisson observés sur les transects de l'équipe NGS et IRD/UNC.

Famille	Espèce	Astro	Beaut	Chest	Corne N	Entre	Nfranc	Pétri
Acanthuridae	<i>Acanthurus albipectoralis</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Acanthurus blochii</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Acanthurus dussumieri</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Acanthurus lineatus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Acanthurus maculiceps</i>	X						X
	<i>Acanthurus mata</i>			X		X		
	<i>Acanthurus nigricans</i>	X	X	X	X	X		X
	<i>Acanthurus nigricauda</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Acanthurus nigrofuscus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Acanthurus nigroris</i>		X		X		X	
	<i>Acanthurus olivaceus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Acanthurus pyroferus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Acanthurus thompsoni</i>	X	X	X		X	X	X
	<i>Acanthurus triostegus</i>		X	X	X	X	X	
	<i>Acanthurus xanthopterus</i>	X		X	X	X	X	
	<i>Ctenochaetus binotatus</i>			X	X	X	X	X
	<i>Ctenochaetus cyanocheilus</i>	X		X		X		X
	<i>Ctenochaetus sp.</i>					X		
	<i>Ctenochaetus striatus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Ctenochaetus strigosus</i>	X	X		X		X	
	<i>Naso annulatus</i>			X		X		
	<i>Naso brachycentron</i>	X	X		X	X	X	X
	<i>Naso brevirostris</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Naso caesius</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Naso hexacanthus</i>	X	X	X		X		X
	<i>Naso lituratus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Naso tonganus</i>			X				X
	<i>Naso tuberosus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Naso unicornis</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Naso vlamingii</i>	X	X	X	X	X		X
	<i>Paracanthurus hepatus</i>	X		X	X			
	<i>Prionurus maculatus</i>			X				
	<i>Prionurus microlepidotus</i>			X				
<i>Zebrasoma scopas</i>	X	X	X	X	X	X	X	
<i>Zebrasoma velifer</i>	X	X	X	X	X	X	X	
<i>Zebrasoma veliferum</i>	X		X		X		X	
Apogonidae	<i>Cheilodipterus macrodon</i>		X			X	X	
	<i>Cheilodipterus quinquelineatus</i>		X	X		X		
Aulostomidae	<i>Aulostomus chinensis</i>	X	X	X	X	X	X	
Balistidae	<i>Balistapus undulatus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Balistoides conspicillum</i>	X		X	X	X		X
	<i>Balistoides viridescens</i>	X	X	X	X	X	X	X

	<i>Canthidermis sp.</i>				X			
	<i>Melichthys vidua</i>	X	X		X	X	X	X
	<i>Odonus niger</i>		X	X				
	<i>Pseudobalistes flavimarginatus</i>	X		X	X	X		X
	<i>Pseudobalistes fuscus</i>		X	X	X	X	X	X
	<i>Rhinecanthus aculeatus</i>		X			X		
	<i>Rhinecanthus rectangulus</i>	X		X	X	X		
	<i>Sufflamen bursa</i>	X	X	X	X	X		X
	<i>Sufflamen chrysopterum</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Sufflamen fraenatum</i>	X						
Belonidae	<i>Tylosurus crocodilus crocodilus</i>		X		X	X	X	
Blenniidae	<i>Atrosalarias fuscus</i>	X	X	X	X		X	
	<i>Atrosalarias fuscus fuscus</i>					X		
	<i>Cirripectes castaneus</i>	X						
	<i>Cirripectes polyzona</i>	X			X		X	X
	<i>Cirripectes sp.</i>							X
	<i>Cirripectes stigmaticus</i>	X				X		X
	<i>Cirripectes variolosus</i>					X		
	<i>Ecsenius bicolor</i>				X	X	X	
	<i>Exallias brevis</i>	X		X	X			X
	<i>Meiacanthus atrodorsalis</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Meiacanthus ditrema</i>			X		X		
	<i>Meiacanthus phaeus</i>			X				
	<i>Plagiotremus rhinorhynchos</i>	X	X	X	X	X		
	<i>Plagiotremus tapeinosoma</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Salarias fasciatus</i>				X			
Caesionidae	<i>Caesio caeruleaurea</i>	X		X	X	X		X
	<i>Caesio teres</i>	X	X					X
	<i>Pterocaesio digramma</i>		X		X	X		
	<i>Pterocaesio marri</i>	X	X	X	X	X		X
	<i>Pterocaesio pisang</i>				X	X	X	
	<i>Pterocaesio sp.</i>	X						
	<i>Pterocaesio tile</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Pterocaesio trilineata</i>	X		X	X	X	X	X
Carangidae	<i>Carangoides ferdau</i>			X	X	X		X
	<i>Carangoides fulvoguttatus</i>	X			X			
	<i>Carangoides gymnostethus</i>							X
	<i>Carangoides oblongus</i>							X
	<i>Carangoides orthogrammus</i>			X		X	X	
	<i>Carangoides plagiotaenia</i>				X	X	X	X
	<i>Carangoides sp.</i>					X	X	
	<i>Caranx ignobilis</i>	X		X	X	X	X	X
	<i>Caranx lugubris</i>					X		
	<i>Caranx melampygus</i>	X	X	X	X	X	X	X



Cirrhitidae	<i>Cirrhitichthys falco</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Neocirrhites armatus</i>			X				
	<i>Paracirrhites arcatus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Paracirrhites forsteri</i>	X	X	X	X	X	X	X
Dasyatidae	<i>Pastinachus sephen</i>		X					
Diodontidae	<i>Diodon hystrix</i>	X		X				
Echeneidae	<i>Echeneis naucrates</i>	X		X	X	X	X	
Ephippidae	<i>Platax orbicularis</i>						X	
Fistulariidae	<i>Fistularia commersonii</i>		X			X		X
	<i>Fistularia petimba</i>		X					
Ginglymostomatidae	<i>Nebrius ferrugineus</i>			X				
Gobiidae	<i>Amblyeleotris sp.</i>	X	X		X			
	<i>Amblygobius phalaena</i>		X	X	X	X	X	
	<i>Cryptocentrus leptocephalus</i>		X					
	<i>Istigobius decoratus</i>					X		
	<i>Istigobius rigilius</i>	X		X	X	X		
	<i>Koumansetta rainfordi</i>			X				
	<i>Nemateleotris magnifica</i>	X		X		X		X
	<i>Ptereleotris evides</i>	X		X		X		X
	<i>Valenciennea puellaris</i>					X		
	<i>Valenciennea strigata</i>	X	X		X	X		
	Grammistidae	<i>Belonoperca chabanaudi</i>			X		X	
<i>Grammistes sexlineatus</i>				X				
Haemulidae	<i>Diagramma pictum</i>				X			
	<i>Plectorhinchus albovittatus</i>						X	
	<i>Plectorhinchus chaetodonoides</i>	X	X	X	X			X
	<i>Plectorhinchus diagrammus</i>		X					
	<i>Plectorhinchus lessonii</i>	X	X		X		X	
	<i>Plectorhinchus lineatus</i>	X	X		X		X	X
	<i>Plectorhinchus picus</i>	X		X		X		X
	<i>Plectorhinchus vittatus</i>							
Holocentridae	<i>Myripristis adusta</i>		X					
	<i>Myripristis berndti</i>	X		X	X	X	X	X
	<i>Myripristis kuntee</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Myripristis murdjan</i>	X		X		X		X
	<i>Myripristis pralinia</i>	X				X		X
	<i>Myripristis sp.</i>	X	X		X	X	X	
	<i>Myripristis violacea</i>			X		X		
	<i>Myripristis vittata</i>			X		X		
	<i>Neoniphon opercularis</i>					X		
	<i>Neoniphon sammara</i>	X	X	X	X	X		X
	<i>Neoniphon sp.</i>					X		
	<i>Sargocentron caudimaculatum</i>	X	X	X	X	X		X
	<i>Sargocentron diadema</i>			X				X
<i>Sargocentron ittodai</i>	X							

	<i>Sargocentron melanospilos</i>	X						
	<i>Sargocentron spiniferum</i>	X	X	X	X	X	X	X
Kyphosidae	<i>Kyphosus cinerascens</i>	X			X	X	X	
	<i>Kyphosus sp.</i>	X		X				
	<i>Kyphosus vaigiensis</i>			X				X
Labridae	<i>Anampses</i>		X	X		X		X
	<i>caeruleopunctatus</i>							
	<i>Anampses femininus</i>			X				
	<i>Anampses melanurus</i>			X		X		X
	<i>Anampses meleagrides</i>							X
	<i>Anampses neoguinaicus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Anampses twistii</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Bodianus anthioides</i>			X		X		
	<i>Bodianus axillaris</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Bodianus diana</i>					X		
	<i>Bodianus loxozonus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Bodianus mesothorax</i>			X		X		
	<i>Bodianus perditio</i>		X	X		X	X	
	<i>Bodianus sp.</i>	X	X					
	<i>Cheilinus chlorourus</i>	X		X	X	X	X	X
	<i>Cheilinus fasciatus</i>		X	X				X
	<i>Cheilinus oxycephalus</i>			X				
	<i>Cheilinus sp.</i>				X			
	<i>Cheilinus trilobatus</i>	X	X	X	X		X	X
	<i>Cheilinus undulatus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Choerodon anchorago</i>			X				
	<i>Choerodon fasciatus</i>			X			X	
	<i>Choerodon jordani</i>			X				
	<i>Cirrhilabrus exquisitus</i>			X				X
	<i>Cirrhilabrus laboutei</i>	X		X	X	X		
	<i>Cirrhilabrus punctatus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Cirrhilabrus sp.</i>			X				
	<i>Coris aygula</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Coris dorsomacula</i>	X	X	X	X	X		
	<i>Coris gaimard</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Epibulus insidiator</i>	X	X	X		X	X	
	<i>Gomphosus varius</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Halichoeres annularis</i>			X				
	<i>Halichoeres argus</i>				X			
	<i>Halichoeres biocellatus</i>	X		X	X	X		X
	<i>Halichoeres claudia</i>	X		X		X		X
	<i>Halichoeres hortulanus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Halichoeres margaritaceus</i>	X	X	X	X	X	X	
	<i>Halichoeres marginatus</i>				X	X	X	
	<i>Halichoeres melanurus</i>			X				
	<i>Halichoeres</i>			X				
	<i>melasmapomus</i>							
	<i>Halichoeres ornatissimus</i>	X	X		X	X		X

	<i>Halichoeres prosopeion</i>	X	X	X	X	X	X
	<i>Halichoeres richmondi</i>	X	X				
	<i>Halichoeres trimaculatus</i>	X	X	X	X	X	X
	<i>Hemigymnus fasciatus</i>	X	X	X	X	X	X
	<i>Hemigymnus melapterus</i>	X	X	X	X	X	X
	<i>Hologymnosus annulatus</i>	X				X	X
	<i>Labrichthys unilineatus</i>	X	X	X	X		
	<i>Labroides bicolor</i>	X	X	X	X	X	X
	<i>Labroides dimidiatus</i>	X	X	X	X	X	X
	<i>Labroides pectoralis</i>	X		X	X		X
	<i>Labropsis australis</i>	X		X	X	X	
	<i>Labropsis xanthonota</i>					X	X
	<i>Macropharyngodon kuiteri</i>			X			
	<i>Macropharyngodon meleagris</i>	X	X	X	X	X	X
	<i>Novaculichthys taeniourus</i>	X		X	X	X	
	<i>Oxycheilinus bimaculatus</i>			X		X	
	<i>Oxycheilinus digramma</i>	X		X	X	X	
	<i>Oxycheilinus sp.</i>	X		X			
	<i>Oxycheilinus unifasciatus</i>	X	X	X	X		X
	<i>Pseudocheilinus evanidus</i>		X	X	X	X	X
	<i>Pseudocheilinus hexataenia</i>	X	X	X	X	X	X
	<i>Pseudocheilinus ocellatus</i>				X		
	<i>Pseudocheilinus octotaenia</i>	X		X	X	X	X
	<i>Pseudocheilinus tetrataenia</i>	X					
	<i>Pseudocoris yamashiroi</i>			X			X
	<i>Pseudodax moluccanus</i>	X	X		X		
	<i>Pseudojuloides cerasinus</i>			X			
	<i>Stethojulis bandanensis</i>	X	X	X	X	X	X
	<i>Stethojulis sp.</i>					X	
	<i>Stethojulis strigiventer</i>	X	X	X	X	X	
	<i>Thalassoma amblycephalum</i>	X	X	X	X	X	X
	<i>Thalassoma hardwicke</i>	X	X	X	X	X	X
	<i>Thalassoma janseni</i>	X	X	X	X	X	X
	<i>Thalassoma lunare</i>	X	X	X	X	X	
	<i>Thalassoma lutescens</i>	X	X	X	X	X	X
	<i>Thalassoma nigrofasciatum</i>			X			
	<i>Thalassoma purpureum</i>		X	X	X		
	<i>Thalassoma quinquevittatum</i>	X		X	X	X	X
	<i>Thalassoma sp.</i>	X					
	<i>Thalassoma trilobatum</i>				X		
Lethrinidae	<i>Gnathodentex aureolineatus</i>	X	X	X	X	X	X

	<i>Gymnocranius euanus</i>		X	X	X	X		
	<i>Gymnocranius microdon</i>			X				
	<i>Gymnocranius sp.</i>	X	X	X	X	X		
	<i>Lethrinus atkinsoni</i>	X	X	X	X	X	X	
	<i>Lethrinus erythracanthus</i>	X		X		X	X	X
	<i>Lethrinus erythropterus</i>			X				
	<i>Lethrinus harak</i>		X	X				
	<i>Lethrinus miniatus</i>			X				
	<i>Lethrinus nebulosus</i>	X				X	X	
	<i>Lethrinus obsoletus</i>		X	X	X		X	
	<i>Lethrinus olivaceus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Lethrinus sp.</i>		X			X		
	<i>Lethrinus xanthochilus</i>	X	X		X	X	X	X
	<i>Monotaxis grandoculis</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Monotaxis heterodon</i>	X		X				X
	<i>Monotaxis sp.</i>					X		
Lutjanidae	<i>Aphareus furca</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Aprion virescens</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Lutjanus bohar</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Lutjanus fulviflamma</i>	X			X			
	<i>Lutjanus fulvus</i>		X		X		X	
	<i>Lutjanus gibbus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Lutjanus kasmira</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Lutjanus monostigma</i>	X			X	X	X	
	<i>Lutjanus quinquelineatus</i>			X				
	<i>Lutjanus rivulatus</i>	X	X			X	X	X
	<i>Lutjanus russellii</i>	X						
	<i>Macolor macularis</i>	X	X	X	X	X		X
	<i>Macolor niger</i>	X	X	X	X	X	X	X
Malacanthidae	<i>Malacanthus latovittatus</i>	X				X		
Microdesmidae	<i>Nemateleotris magnifica</i>	X	X		X	X	X	X
	<i>Ptereleotris evides</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Ptereleotris heteroptera</i>				X	X		X
	<i>Ptereleotris microlepis</i>		X		X	X		
	<i>Ptereleotris zebra</i>	X			X	X		
Monacanthidae	<i>Aluterus scriptus</i>	X		X				X
	<i>Amanses scopas</i>	X		X		X		
	<i>Cantherhines dumerilii</i>	X		X		X		X
	<i>Cantherhines pardalis</i>	X		X	X	X		
	<i>Cantherhines sandwichiensis</i>	X		X				
	<i>Oxymonacanthus longirostris</i>	X		X		X		X
	<i>Pervagor alternans</i>			X				
	<i>Pervagor aspricaudus</i>					X		X
	<i>Pervagor janthinosoma</i>					X		
Mugiloididae	<i>Parapercis clathrata</i>					X		X
	<i>Parapercis hexophtalma</i>			X				X



Mullidae	<i>Mulloidichthys flavolineatus</i>		X	X				
	<i>Mulloidichthys pfluegeri</i>	X						
	<i>Mulloidichthys vanicolensis</i>		X		X	X		
	<i>Parupeneus barberinoides</i>			X			X	
	<i>Parupeneus barberinus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Parupeneus ciliatus</i>	X	X	X	X			X
	<i>Parupeneus crassilabris</i>	X	X	X	X	X		X
	<i>Parupeneus cyclostomus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Parupeneus multifasciatus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Parupeneus pleurostigma</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Parupeneus trifasciatus</i>			X				
	Muraenidae	<i>Gymnothorax javanicus</i>	X		X		X	X
<i>Gymnothorax meleagris</i>			X					
Myliobatidae	<i>Aetobatus narinari</i>			X	X		X	
	<i>Manta birostris</i>			X				
Nemipteridae	<i>Pentapodus caninus</i>			X				
	<i>Scolopsis bilineata</i>		X		X	X	X	
	<i>Scolopsis trilineata</i>				X		X	
Ostraciidae	<i>Ostracion cubicus</i>	X	X	X	X	X	X	
	<i>Ostracion meleagris</i>	X			X	X		
	<i>Ostracion solorensis</i>	X		X				
	<i>Ostracion sp.</i>				X		X	
Pempheridae	<i>Pempheris oualensis</i>	X	X			X	X	
Pinguipedidae	<i>Parapercis clathrata</i>	X				X		X
	<i>Parapercis cylindrica</i>		X		X			
	<i>Parapercis hexophtalma</i>		X	X	X	X	X	
	<i>Parapercis millepunctata</i>	X	X	X	X	X		
Platacidae	<i>Platax tiera</i>			X				
Plesiopidae	<i>Assessor macneilli</i>			X				
Pomacanthidae	<i>Apolemichthys trimaculatus</i>			X				
	<i>Centropyge bicolor</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Centropyge bispinosa</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Centropyge flavicauda</i>			X				
	<i>Centropyge flavissima</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Centropyge heraldi</i>	X		X		X		
	<i>Centropyge loricula</i>	X		X		X		X
	<i>Centropyge loriculus</i>	X	X	X			X	X
	<i>Centropyge multifasciatus</i>					X		
	<i>Centropyge tibicen</i>			X		X		
	<i>Centropyge VROLICKI</i>			X				
	<i>Centropyge vrolikii</i>			X	X		X	
	<i>Centropyge woodheadi</i>							X
	<i>Genicanthus watanabei</i>		X					
	<i>Pomacanthus imperator</i>	X		X	X	X	X	X
	<i>Pomacanthus semicirculatus</i>						X	

Pomacentridae	<i>Pygoplites diacanthus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Abudefduf sexfasciatus</i>	X		X	X	X	X	
	<i>Abudefduf vaigiensis</i>	X	X	X	X			
	<i>Abudefduf whitleyi</i>						X	
	<i>Amblyglyphidodon aureus</i>	X	X	X		X	X	
	<i>Amblyglyphidodon curacao</i>			X	X	X	X	
	<i>Amblyglyphidodon leucogaster</i>	X			X	X	X	
	<i>Amphiprion akindynos</i>	X		X		X		
	<i>Amphiprion chrysopterus</i>					X		
	<i>Amphiprion clarkii</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Amphiprion melanopus</i>			X		X		
	<i>Amphiprion perideraion</i>				X	X		
	<i>Amphiprion sp.</i>				X			
	<i>Cheiloprion labiatus</i>	X	X					
	<i>Chromis acares</i>	X				X		X
	<i>Chromis agilis</i>	X	X	X		X		X
	<i>Chromis amboinensis</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Chromis analis</i>		X					
	<i>Chromis atripectoralis</i>			X	X			
	<i>Chromis atripes</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Chromis chrysur</i>	X	X	X	X	X	X	
	<i>Chromis flavomaculata</i>		X	X	X		X	
	<i>Chromis fumea</i>			X	X			
	<i>Chromis iomelas</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Chromis lepidolepis</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Chromis margaritifer</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Chromis retrofasciata</i>		X					
	<i>Chromis ternatensis</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Chromis vanderbilti</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Chromis viridis</i>	X		X		X		X
	<i>Chromis weberi</i>							X
	<i>Chromis xanthochira</i>	X	X		X		X	
	<i>Chromis xanthura</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Chrysiptera biocellata</i>	X	X		X	X	X	
	<i>Chrysiptera brownriggii</i>	X	X		X			
	<i>Chrysiptera rex</i>	X			X	X	X	
	<i>Chrysiptera rollandi</i>				X	X	X	
	<i>Chrysiptera starcki</i>		X	X				
	<i>Chrysiptera taupou</i>	X	X	X	X	X	X	
	<i>Dascyllus aruanus</i>			X	X	X	X	
<i>Dascyllus reticulatus</i>	X	X	X	X	X	X	X	
<i>Dascyllus trimaculatus</i>	X	X	X	X	X	X	X	
<i>Lepidozygus tapeinosoma</i>	X		X	X	X		X	
<i>Neoglyphidodon nigroris</i>				X	X	X		
<i>Neopomacentrus azysron</i>	X				X	X		
<i>Neopomacentrus violascens</i>					X			

	<i>Plectroglyphidodon dickii</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Plectroglyphidodon johnstonianus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Plectroglyphidodon lacrymatus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Plectroglyphidodon leucozonus</i>				X	X		
	<i>Pomacentrus adelus</i>					X		
	<i>Pomacentrus amboinensis</i>	X	X		X	X	X	
	<i>Pomacentrus bankanensis</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Pomacentrus brachialis</i>		X					
	<i>Pomacentrus chrysurus</i>	X	X		X	X	X	
	<i>Pomacentrus coelestis</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Pomacentrus imitator</i>		X		X	X		
	<i>Pomacentrus lepidogenys</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Pomacentrus moluccensis</i>		X	X	X	X	X	
	<i>Pomacentrus nagasakiensis</i>	X	X		X	X	X	
	<i>Pomacentrus nigromarginatus</i>				X			
	<i>Pomacentrus pavo</i>		X			X		
	<i>Pomacentrus philippinus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Pomacentrus sp.</i>	X						
	<i>Pomacentrus vaiuli</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Stegastes albifasciatus</i>		X		X	X	X	
	<i>Stegastes apicalis</i>	X			X		X	
	<i>Stegastes aureus</i>	X						
	<i>Stegastes fasciolatus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Stegastes gascoynei</i>	X		X		X		X
	<i>Stegastes insularis</i>			X				
	<i>Stegastes limbatus</i>				X			
	<i>Stegastes lividus</i>				X	X	X	
	<i>Stegastes nigricans</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Stegastes sp.</i>	X	X			X		
Priacanthidae	<i>Priacanthus hamrur</i>					X		
Pseudochromidae	<i>Cypho purpurascens</i>							X
	<i>Pseudochromis coralensis</i>					X		
Scaridae	<i>Bolbometopon muricatum</i>	X	X			X	X	
	<i>Calotomus carolinus</i>			X				X
	<i>Cetoscarus bicolor</i>	X		X		X		X
	<i>Cetoscarus ocellatus</i>	X	X	X	X		X	X
	<i>Chlorurus bleekeri</i>			X				
	<i>Chlorurus frontalis</i>					X		
	<i>Chlorurus japanensis</i>							X
	<i>Chlorurus microrhinos</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Chlorurus sordidus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Hipposcarus longiceps</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Scarus altipinnis</i>	X	X	X	X	X	X	X

	<i>Scarus chameleon</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Scarus dimidiatus</i>				X		X	
	<i>Scarus forsteni</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Scarus frenatus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Scarus ghobban</i>				X	X		
	<i>Scarus globiceps</i>		X	X		X	X	X
	<i>Scarus longipinnis</i>			X		X		X
	<i>Scarus niger</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Scarus oviceps</i>	X	X					X
	<i>Scarus prasiognathos</i>			X				
	<i>Scarus psittacus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Scarus quoyi</i>		X					
	<i>Scarus rubroviolaceus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Scarus schlegeli</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Scarus sp.</i>		X		X	X		
	<i>Scarus spinus</i>	X			X	X		
	<i>Scarus xanthopleura</i>	X						X
Scombridae	<i>Grammatorcynus</i>	X	X	X	X		X	
	<i>bilineatus</i>							
	<i>Gymnosarda unicolor</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Scomberomorus</i>	X	X		X		X	
	<i>commerson</i>							
Scorpaenidae	<i>Pterois antennata</i>		X					
	<i>Pterois volitans</i>			X		X		
Serranidae	<i>Aethaloperca rogaa</i>					X		X
	<i>Anyperodon</i>	X	X	X	X	X	X	
	<i>leucogrammicus</i>							
	<i>Cephalopholis argus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Cephalopholis leopardus</i>			X		X		
	<i>Cephalopholis micropriion</i>					X		
	<i>Cephalopholis miniata</i>	X	X					X
	<i>Cephalopholis sexmaculata</i>					X		
	<i>Cephalopholis sonnerati</i>							X
	<i>Cephalopholis sp.</i>					X		
	<i>Cephalopholis spiloparaea</i>			X				X
	<i>Cephalopholis urodeta</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Epinephelus</i>	X			X		X	
	<i>coeruleopunctatus</i>							
	<i>Epinephelus cyanopodus</i>		X		X		X	
	<i>Epinephelus fasciatus</i>			X	X	X		X
	<i>Epinephelus fuscoguttatus</i>	X				X		
	<i>Epinephelus hexagonatus</i>				X			
	<i>Epinephelus lanceolatus</i>					X		
	<i>Epinephelus macrospilos</i>			X				X
	<i>Epinephelus maculatus</i>			X		X		X
	<i>Epinephelus malabaricus</i>				X		X	
	<i>Epinephelus melanostigma</i>	X						
	<i>Epinephelus merra</i>	X	X	X	X	X	X	X

	<i>Epinephelus polyphekadion</i>	X		X	X	X	X	X
	<i>Epinephelus sp.</i>		X		X		X	
	<i>Epinephelus tauvina</i>					X		
	<i>Gracila albomarginata</i>	X	X			X		X
	<i>Luzonichthys waitei</i>					X		
	<i>Plectropomus areolatus</i>			X				
	<i>Plectropomus laevis</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Plectropomus leopardus</i>			X	X	X	X	
	<i>Pseudanthias bicolor</i>				X			
	<i>Pseudanthias dispar</i>	X						X
	<i>Pseudanthias hypselosoma</i>			X	X	X		
	<i>Pseudanthias pascalus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Pseudanthias pictilis</i>		X					
	<i>Pseudanthias smithvanizi</i>							X
	<i>Pseudanthias squamipinnis</i>	X	X		X	X		X
	<i>Pseudanthias tuka</i>							X
	<i>Serranocirrhitus latus</i>	X	X	X	X	X		X
	<i>Variola louti</i>	X	X	X	X	X	X	X
Siganidae	<i>Siganus argenteus</i>	X		X		X		X
	<i>Siganus corallinus</i>				X			
	<i>Siganus punctatus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Siganus spinus</i>		X	X				
	<i>Siganus woodlandi</i>				X			
Sphyraenidae	<i>Sphyraena barracuda</i>	X	X	X	X		X	X
	<i>Sphyraena jello</i>							X
Stegostomatidae	<i>Stegostoma fasciatum</i>						X	
Synodontidae	<i>Saurida gracilis</i>			X		X		
	<i>Synodus binotatus</i>			X		X		
	<i>Synodus dermatogenys</i>					X		
Tetraodontidae	<i>Arothron immaculatus</i>				X			
	<i>Arothron mappa</i>		X					
	<i>Arothron meleagris</i>	X						X
	<i>Arothron nigropunctatus</i>	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Arothron stellatus</i>				X			
	<i>Canthigaster amboinensis</i>		X	X				
	<i>Canthigaster bennetti</i>				X	X		
	<i>Canthigaster solandri</i>			X				
	<i>Canthigaster valentini</i>	X	X	X	X	X	X	
Zanclidae	<i>Zanclus cornutus</i>	X	X	X	X	X	X	X