



Mémoire de stage de 1^{ère} année

MASTER EN SCIENCES – TECHNOLOGIES -SANTÉ

Mention : ECOLOGIE

Spécialité : Écosystèmes Tropicaux Naturels et Exploités

*Étude des populations côtières de Saint Barthélemy
par la méthode des caméras appâtées*

Océane Minster



Encadrement : Océane Beaufort et Sébastien Gréaux
Association Kap Natirel
174 chemin de la Poterie 97114 Trois-Rivières

Remerciements

Je tiens à remercier toutes les personnes qui ont contribué au succès de mon stage et qui m'ont aidée lors de la rédaction de ce rapport.

Tout d'abord, j'adresse mes remerciements à ma maîtresse de stage, Océane Beaufort, coordinatrice du Réseau requins des Antilles françaises (Reguar), de l'association Kap Natirel, pour son accueil, le temps et la confiance accordés. Grâce à son aide, ses explications et le partage de son expertise, j'ai pu m'accomplir dans ce projet et acquérir de nouvelles connaissances.

Je remercie également Sébastien Gréaux de l'Agence Territoriale de l'Environnement de Saint Bartélémy pour son suivi et son aide au cours de ce stage.

Pour le travail de terrain effectué, je tiens à remercier l'ensemble des personnes qui ont contribué à l'élaboration de ce projet par leurs apports techniques, scientifiques, financiers ainsi que par leur partage de connaissances et d'expériences : l'équipe de l'association Kap Natirel, les agents de l'Agence Territoriale de l'Environnement, Karl Questel pour le visionnage de l'ensemble des enregistrements ainsi que David Aubin et Patrick Blanchart, apnéistes bénévoles ayant participé à la mission.

Résumé

Depuis plusieurs années, le milieu marin connaît de nombreux dommages liés aux activités humaines, avec des conséquences sur les êtres vivants qui le peuplent. Face à ces menaces, il ressort un besoin essentiel de mieux connaître ce milieu naturel afin de pouvoir le protéger de façon adaptée.

De nos jours, différentes méthodes existent pour étudier et inventorier la biodiversité en milieu marin. L'une d'elles est en plein essor : les BRUVs. Cette technique consiste en la pose de caméras appâtées sous l'eau dont les enregistrements seront ensuite analysés pour en récupérer les informations d'intérêt.

En 2016, l'association Kap Natirel, en collaboration avec l'Agence Territoriale de l'Environnement de St Barthélémy, a mis en place un suivi des populations côtières sur St Barthélémy par la méthode des BRUVs.

Au cours de cette étude, la présence et l'abondance de 50 espèces marines rares ou d'intérêt économique ont été étudiées sur 45 sites de l'île dans le but d'évaluer les ressources en milieu récifal au niveau de Saint Barthélémy et d'identifier l'impact potentiel de certains facteurs sur ces ressources (tels la pression anthropique).

SOMMAIRE

1. Introduction	1
2. Matériel et méthodes	2
2.1. Zone d'étude	2
2.2. Sites échantillonnés	3
2.3. Méthode utilisée	4
2.4. Paramètres environnementaux	5
2.5. Espèces étudiées	5
2.6. Méthode d'analyse des vidéos	5
2.7. Méthode d'analyse des données	6
3. Résultats	7
3.1. Diversité spécifique	7
3.2. Répartition	8
3.3. Indice d'abondance	9
3.4. Temps d'arrivé	10
4. Discussion	12
5. Conclusion	14

1. Introduction

Dans le contexte actuel d'anthropisation des milieux naturels, le milieu marin connaît de nombreux dommages avec des conséquences sur les êtres vivants qui le peuplent (*Rachid Amara, 2010*). La pêche et les autres activités humaines peuvent entraîner une pollution des eaux et une surexploitation des ressources marines pouvant conduire à la disparition de certaines espèces et habitats (*Vitousek et al., 1997*). Face à ces menaces, il ressort un besoin essentiel de mieux connaître le milieu marin afin de pouvoir le protéger de façon adaptée.

De nos jours, différentes méthodes existent pour étudier et inventorier la biodiversité en milieu marin, telles que la pêche ou les recensements visuels en plongée par exemple (*Harvey et al., 2008*). Cependant, ces techniques comportent certains inconvénients tels que le dérangement lié à la présence des plongeurs ou encore la mort des individus. (*Baker et al., 2016*). Depuis quelques années, une nouvelle méthode de suivi est en plein essor : les « BRUVs¹ » (*Cappo et al., 2003*). Cette technique consiste en la pose de caméras appâtées sous l'eau dont les enregistrements seront ensuite analysés pour en récupérer les informations d'intérêt (*Dorman et al., 2012*). Elle permet d'acquérir des données sur certains paramètres environnementaux tels que l'habitat ainsi que sur les populations qui peuvent être caractérisées grâce à la richesse spécifique, l'abondance, la taille des individus, leur stade de vie et leur comportement (*Cappo et al., 2006*). Cette méthode a été comparée à la méthode de capture par palangre et à la méthode des comptages en plongée et présente de nombreux avantages. En effet, elle est non invasive, non extractive et durable puisqu'elle n'a pas d'impact négatif sur la faune (contrairement à la palangre qui peut blesser les animaux ou les tuer) et peut donc être utilisée dans les zones protégées (*De Vos et al., 2014*). De plus, elle permet de repérer les animaux qui fuient les plongeurs et d'effectuer des études même en profondeur contrairement aux recensements visuels. Enfin, cette méthode est facilement répliquable et communicable au public.

En 2016, l'association Kap Natirel, en collaboration avec l'ATE (Agence Territoriale de l'Environnement) de St Barthélémy, a mis en place un suivi des populations côtières sur St Barthélémy par la méthode des BRUVs, dans le but d'obtenir des informations concernant les élasmobranches. Cependant, ces données sont exploitables et valorisables pour de nombreux autres taxons visibles sur les enregistrements vidéo, tels que les *Carangidae* *Scaridae* et *Serranidae*.

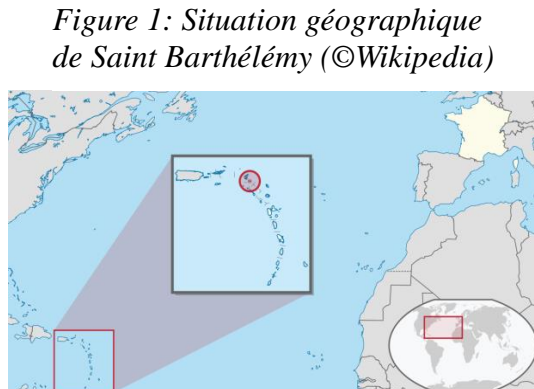
L'objectif de cette étude est donc d'évaluer les ressources en milieu récifal au niveau de St Barthélémy et d'identifier l'impact potentiel de certains facteurs sur ces ressources (tels que le substrat et la pression anthropique...). Pour ce faire, la présence et l'abondance de 50 espèces marines rares ou d'intérêt économique ont été étudiées sur différents sites de l'île.

¹ Abréviation du terme anglais : Baited Remote Underwater Video

2. Matériel et méthodes

2.1. Zone d'étude

L'étude a été réalisée au niveau de Saint Barthélemy, une île française des Petites Antilles. Saint-Barthélemy se situe à 230 km au Nord-Ouest de la Guadeloupe et à 25 km au Sud-Est de Saint-Martin. Elle possède 32 km de côtes et est entourée de nombreux îlets.



Le milieu naturel est le principal atout de développement de l'île (*Conservatoire du littoral de Saint Barthélemy, 2015*). En effet, le milieu marin comporte de nombreux récifs coralliens et herbiers, ayant un rôle d'habitat pour la faune marine (*Jadot, 2016*). L'économie de l'île est essentiellement axée sur le tourisme de luxe et le cadre de vie et l'environnement en sont les clés de voûte (*Lenagard, 2016*). Cependant, les flux touristiques importants peuvent être à l'origine de menaces telles que la surfréquentation de certains sites ainsi que la pollution des eaux et la détérioration de l'environnement marin par le passage de navires. De plus, les activités de pêche pourraient entraîner une surexploitation de la ressource animale marine. La flottille de pêche de l'île est composée de 31 navires. Si cette pêche reste essentiellement artisanale, aucune statistique de pêche n'existe et l'état des stocks et leur niveau d'exploitation restent inconnus. Ces différentes menaces pourraient à terme, être responsables d'une diminution de la biodiversité. Une carte des pressions anthropiques pouvant être exercées sur l'île de Saint Barthélemy est présentée en annexe 1.

Pour lutter contre les dégradations observées, une réserve naturelle a été créée en 1996 dans le but de protéger et maintenir la biodiversité. Ainsi, 1200 hectares, répartis sur 5 zones différentes, ont été classés en réserve naturelle. En zone de réserve, on dénombrait 183 espèces de poissons en 2007 avec une densité moyenne de 238 individus/100 m² (*Bouchon, 2007*). Des études scientifiques et des suivis de populations ont permis de mettre en évidence l'effet réserve, qui se traduit par une augmentation du nombre d'espèces et de la biomasse dans les zones protégées. Au sein de la réserve, deux niveaux de protection existent : un niveau de protection simple où la plongée sous-marine et la pêche à la ligne et à la dérive sont autorisées ainsi qu'un niveau de protection renforcée où toute pêche et activités commerciales sont interdites. La carte de délimitation de la réserve est présentée en annexe 2.

2.2. Sites échantillonnés

Le terrain a été réalisé sur 7 jours, entre le 24 et le 31 novembre 2016. Des caméras ont été disposées sur 49 localisations (voir la figure 2) durant 90 à 230 minutes et ont permis d'obtenir 130 heures d'enregistrement.

Les caméras ont été déployées en zone côtière sur des fonds entre 8 et 30 mètres de profondeur. Les emplacements ont été définis par l'ATE. Les sites étudiés ont été répartis en 8 zones distinctes (voir la figure 2). Ces zones sont soumises à différentes activités humaines (pêche, tourisme, pollution). Chaque échantillon (c'est-à-dire chaque caméra) a été nommé par le numéro de la zone suivi d'une lettre. Certaines zones possèdent un nombre de caméras plus importants que d'autres zones, par conséquent l'échantillonnage varie en fonction des zones (voir la figure 3).



Figure 2 : Localisation des sites étudiés et des zones définies

Zones	Z1	Z2	Z3	Z4	Z5	Z6	Z7	Z8
Nombre d'échantillons	13	6	2	7	8	3	4	2

Figure 3 : Tableau descriptif du nombre d'échantillons étudiés par zone

2.3. Méthode utilisée

La méthode utilisée est celle des BRUVs. Elle est portée sur l'utilisation d'une caméra avec une source d'appât dont l'objectif est d'attirer dans le champ de vision de la caméra des espèces marines telles que des requins ou mérours.

Chaque BRUV est une structure composée d'une caméra GoPro® Hero 3 installée sur une structure en acier qui maintient à distance une source d'appât de type poisson « gras » tel que des sardines ou chinchards. La quantité d'appât utilisée permet d'attirer seulement les animaux à proximité du site d'étude.



Figure 4 : Préparation d'une structure (©Kap Natirel)

Chaque BRUV est déposé sur le substrat par des apnéistes confirmés, plongeant depuis un bateau. Cette technique permet de limiter les dégâts pouvant être occasionnés par les structures sur les récifs mais aussi pour positionner les structures de la manière la plus optimale. Chaque structure est signalée en surface par une bouée.

Après récupération des structures, les vidéos sont visionnées et les espèces ciblées sont identifiées et comptées dans le champ de vision de la caméra sur une période d'échantillonnage définie.



Figure 5 : Installation de la structure en apnée (©Kap Natirel)

2.4. Paramètres environnementaux

Pour chaque position, le type d'habitat est identifié (« sable », « rochers », « cailloux », « coraux », « algues », « herbier ») ainsi que la profondeur et la localisation (coordonnées GPS).

A chaque déploiement et à chaque récupération d'un BRUV les paramètres physico-chimiques suivants sont relevés :

- la température,
- la salinité,
- la conductivité,
- l'oxygène dissout,
- la vitesse du courant.



Figure 6 : Relevé des paramètres environnementaux (©Kap Natirel)

2.5. Espèces étudiées

Au total, 119 espèces animales ont pu être identifiées sur l'ensemble des enregistrements par un premier observateur (Karl Questel, ATE). La liste exhaustive des espèces observées se trouve en annexe 3.

Au cours de cette étude, 48 espèces de poissons et 2 espèces de tortues ont été étudiées.

La liste de ces espèces a été définie en fonction de deux critères :

- Les espèces d'intérêts économiques (qui par conséquent sont directement sujettes à la pression de pêche),
- Les espèces considérées comme « rares » (espèces peu fréquentes, représentées par un petit nombre d'individus).

La liste des espèces étudiées ainsi que l'abréviation qui leur a été attribuée est située en annexe 4. Lorsqu'une pression de pêche est exercée sur une espèce, celle-ci est indiquée ainsi que son intensité.

2.6. Méthode d'analyse des vidéos

Toutes les vidéos ont été visionnées en utilisant Windows Media Player® avec une accélération comprise entre x1 et x1,8

Afin de limiter la gêne potentielle liée à la présence du bateau et des apnéistes lors du déploiement des caméras, l'analyse de chaque vidéo débute à partir de la 4^{ième} minute d'enregistrement après le départ des apnéistes. Par ailleurs, lié à des contraintes de temps pour l'analyse, celle-ci a été faite sur les 60 premières minutes. Par conséquent, les enregistrements d'une durée supérieure à 60 minutes n'ont pas été analysés entièrement. De plus, 4 caméras ont été défectueuses donc ces échantillons ne sont pas pris en compte dans l'analyse.

Sur chaque vidéo et pour chacune des espèces étudiées, les informations suivantes ont été relevées et reportées dans un tableur Excel® :

- **La présence ou l'absence** de l'espèce,
- **T1** qui est défini comme le temps d'arrivée du premier individu de l'espèce. C'est le temps écoulé entre le moment où la vidéo commence à être analysée et celui où le premier individu de l'espèce est observé,
- **N max** qui est défini comme le nombre maximal d'individus de l'espèce, observables au même instant dans le champ de la caméra.

2.7. Méthode d'analyse des données

Chaque caméra représente un échantillon au sein de la zone étudiée.

- Diversité spécifique (S max)

Pour chaque caméra et chaque zone (ensemble de caméras), le nombre maximal d'espèces observées (noté **S max**) a été identifié.

La répartition de la diversité spécifique par famille a été estimée par la formule suivante :

$$\frac{\text{Nombre d'échantillons avec la présence d'au moins 1 individu de l'espèce}}{\text{Nombre d'échantillons dans la zone}} \times 100$$

- Répartition

Des cartes de répartitions des observations sont obtenues à l'aide du logiciel Google Earth pro®.

- Indice d'abondance (N max)

Pour chaque caméra et chaque zone le nombre maximal d'individus de chaque taxon (noté **N max**) a été relevé. Ce nombre correspond au nombre maximal d'individus du taxon observables au même instant dans le champ de la caméra. N max a été évalué pour les espèces ainsi que pour les familles : $N \text{ max}_{\text{famille}} = \sum N \text{ max}_{\text{espèce}}$ (des espèces de la famille).

- Temps d'arrivée (T1)

Pour cette partie de l'étude, le temps d'analyse n'est plus standardisé à 60 minutes. Il reste de 60 minutes pour 37 caméras, de 40 minutes pour une caméra et augmente jusqu'à 240 minutes pour 8 autres caméras (pour lesquelles l'analyse ne s'est pas arrêtée à 60 minutes). Pour chaque caméra, le temps d'apparition de chaque espèce a été déterminé.

3. Résultats

L'analyse des vidéos est une étape longue de l'étude : pour une durée d'enregistrement d'une heure, l'analyse (visionnage attentif, reconnaissance, comptage et relevé des paramètres) prend environ le double de temps.

3.1. Diversité spécifique

Les figures 7 à 9 représentent pour chaque zone la diversité spécifique.

D'après les figures 7 et 8, le nombre d'espèces observées par échantillon ($S_{\max \text{ échantillon}}$) fluctue entre 2 et 24. Le nombre moyen d'espèces observés par zone varie entre 11,5 pour la zone 3 et 15,9 pour la zone 5.

Zones	Nombre d'échantillons	Nombres d'espèces par échantillon	Moyenne d'espèces par zone	Ecart-type	Total d'espèces par zone
Z1	13	16; 14; 10; 20; 2; 9; 14; 16; 15; 12; 22; 9; 9	12.923	5.267	39
Z2	6	20; 17; 7; 11; 18; 14	14.500	4.848	34
Z3	2	11; 12	11.500	0.707	15
Z4	7	14; 11; 16; 16; 11; 17; 17	14.571	2.637	28
Z5	8	20; 15; 11; 24; 10; 14; 14; 19	15.875	4.764	30
Z6	3	11; 12; 13	12.000	1.000	19
Z7	4	19; 15; 13; 13	12.500	6.807	25
Z8	2	16; 13	14.500	2.121	22

Figure 7 : Tableau descriptif de la diversité spécifique par zone

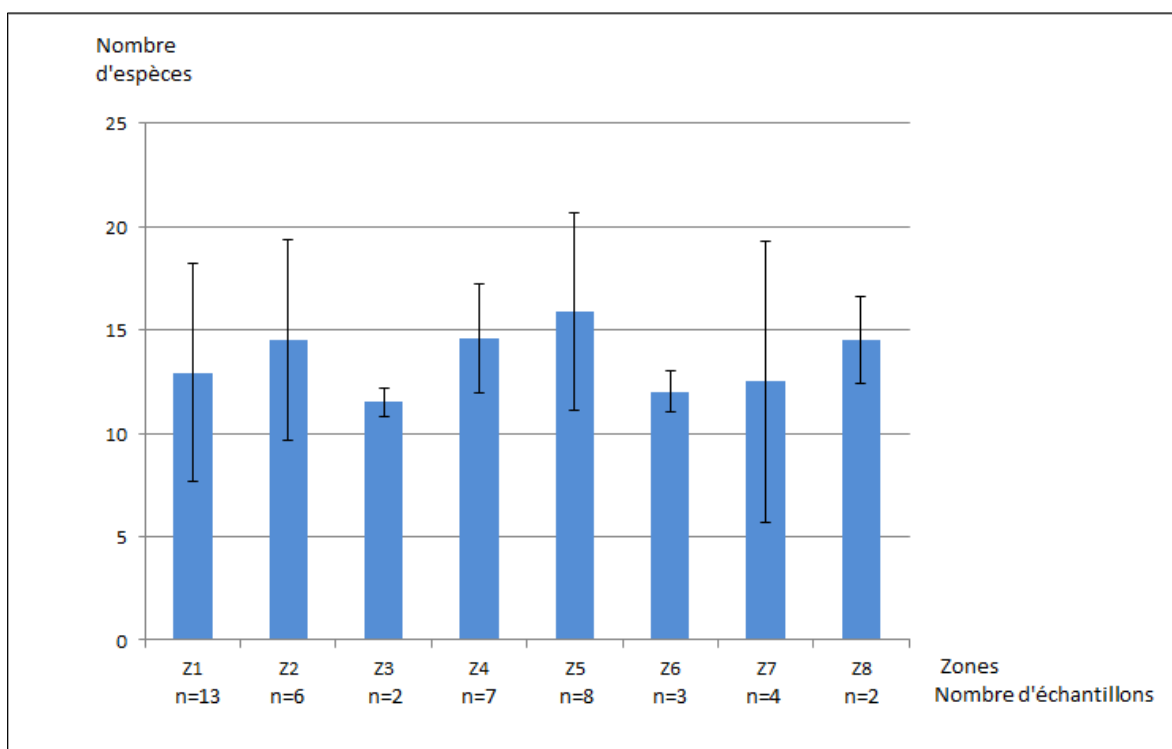


Figure 8 : Graphique représentatif de la diversité spécifique moyenne observée par zone

La figure 9 met en évidence des différences en fonction des zones. En effet, le nombre maximal d'espèces obtenu sur une zone ($S_{max\ zone}$) est de 39 (pour la zone 1), le nombre minimal étant de 15 (pour la zone 3). De plus, la répartition de la diversité spécifique varie en fonction des familles. On note un nombre plus important d'espèces de *Lutjanidae* en zones 1, 2, 4 et 5 tandis qu'il y a moins d'espèces de *Serranidae* et de *Scaridae* en zones 3 et 6 et d'espèces de *Carangidae* en zones 3 et 4.

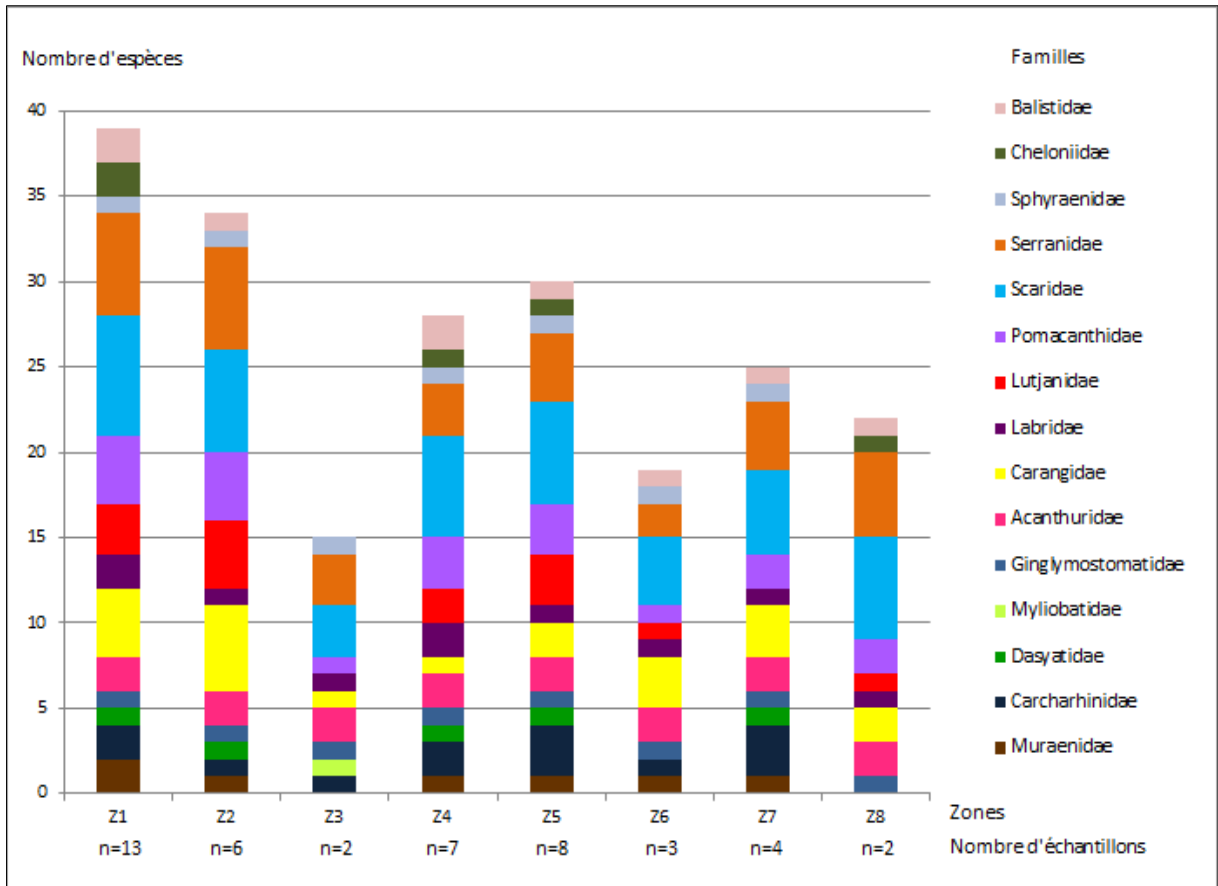


Figure 9 : Graphique représentatif du nombre total d'espèces par zone avec la contribution de chaque famille

Pour chaque famille, un graphique représentatif du taux de présence de chaque espèce par zone est présenté en annexe 5.

3.2. Répartition

Les cartes de répartition des observations sont fournies en annexe 5. Pour chaque échantillon, la présence ou l'absence du taxon étudié est indiquée.

3.3. Indice d'abondance

Les valeurs de N max varient fortement en fonction de l'espèce et de l'échantillon étudiés, allant de 0 à 230 individus observables au même instant dans le champ de la caméra. D'après la figure 10, les familles présentant les plus grands indices d'abondance sont les *Acanthuridae* et les *Carangidae*. A l'inverse, certaines familles présentent des indices d'abondance relativement faibles tels que les *Muraenidae*, les *Cheloniidae* et les *Rajiformes*. Un second graphique (voir la figure 11) a été créé, excluant les *Acanthuridae* et les *Carangidae* dont les indices d'abondance sont très élevées afin de mettre en évidence les autres familles. On remarque qu'il existe des différences d'indice d'abondance en fonction des zones étudiées. En effet, les zones 1, 2, 4 et 5 présentent des valeurs de N max nettement plus élevées que les zones 3 et 6.

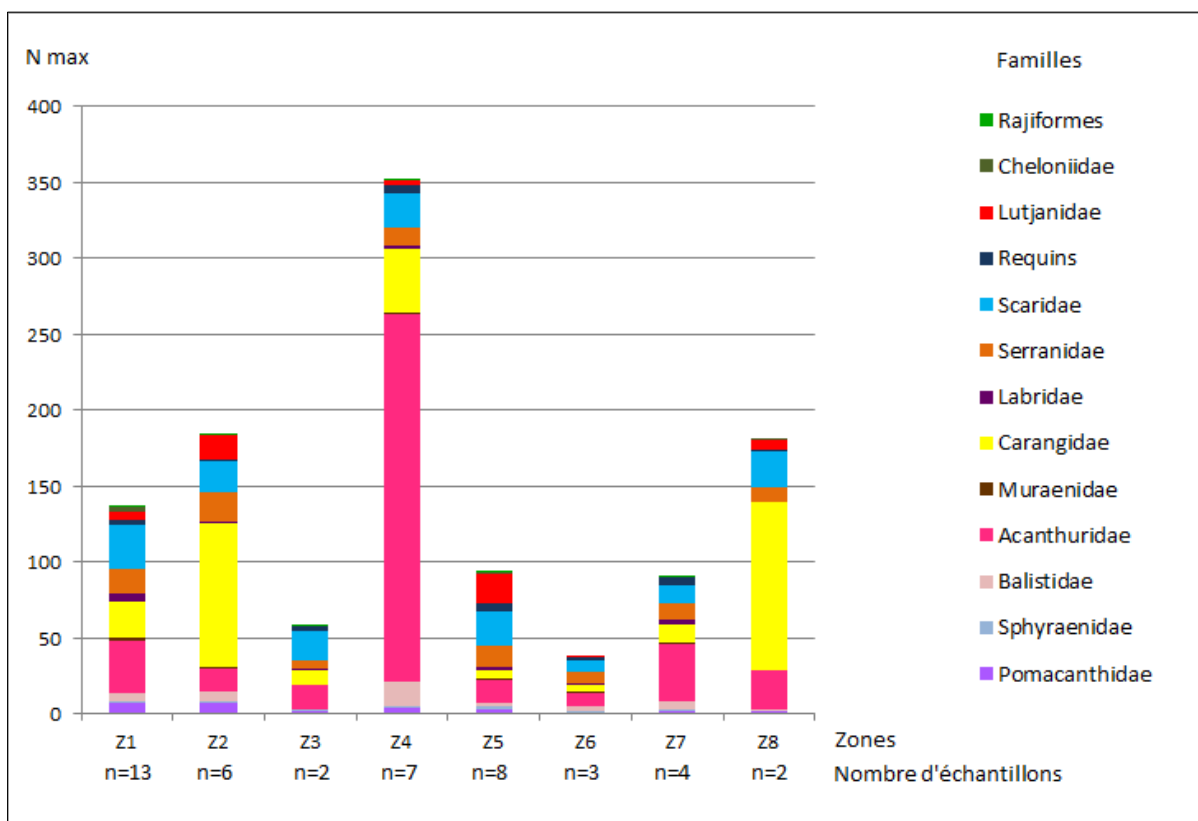


Figure 10 : Graphique représentatif du N max total par zone avec la contribution de chaque famille

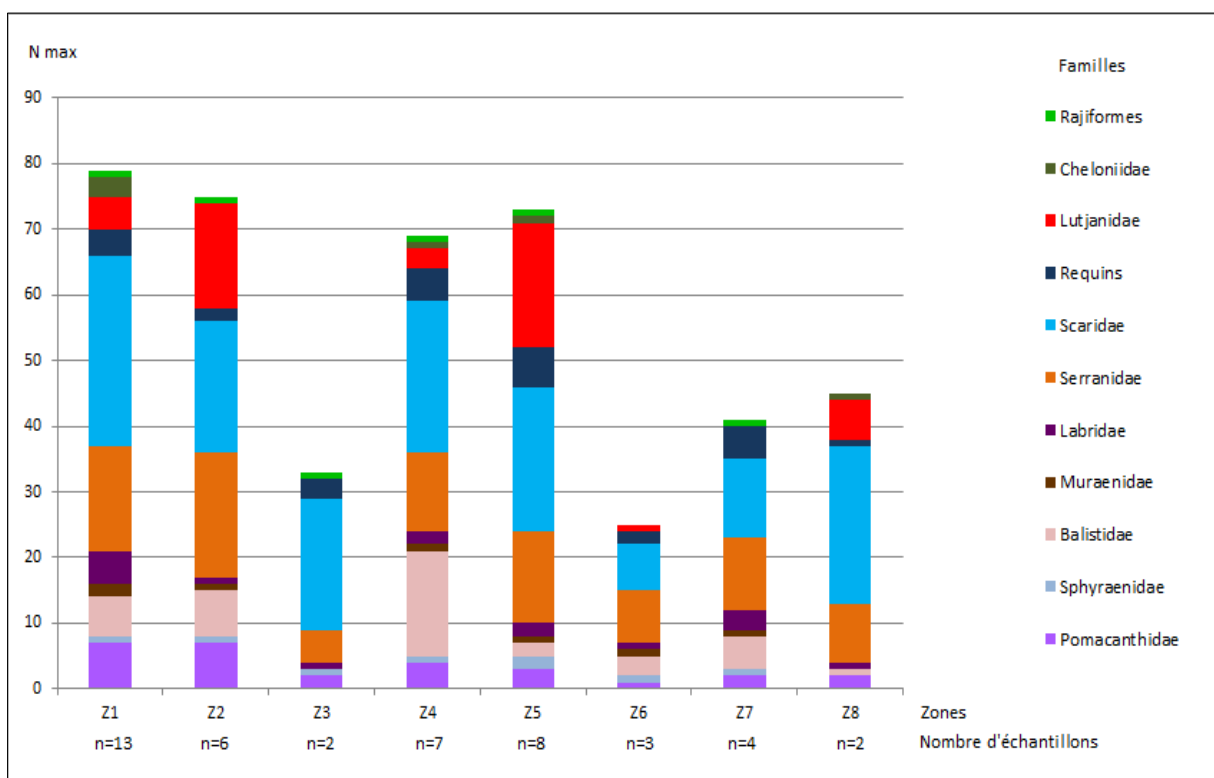


Figure 11 : Graphique représentatif du N max total par zone avec la contribution de chaque famille (sans les Acanthuridae et les Carangidae)

3.4. Temps d'arrivé

Le graphique en figure 12 a été construit grâce au temps d'apparition de chaque espèce sur chaque caméra. Il représente le nombre d'espèces observés en fonction du temps avec chaque courbe correspondant à une caméra. On remarque que les courbes possèdent des allures différentes, ce qui démontre que pour certains échantillons, le nombre d'espèces observées augmente nettement plus rapidement que pour d'autres. La courbe rouge correspond à une courbe des tendances : elle représente la moyenne des valeurs.

Le nombre total d'espèces étudiées observées est de 50 espèces. Les quartiles représentent donc 12,5, 25 et 37,5 espèces. Un temps d'enregistrement d'environ 34 minutes est nécessaire à l'observation de 25% des espèces et 98 minutes pour 50% des espèces. De plus, un temps d'enregistrement d'une heure permet d'observer environ 20 espèces soit 40% des espèces étudiées.

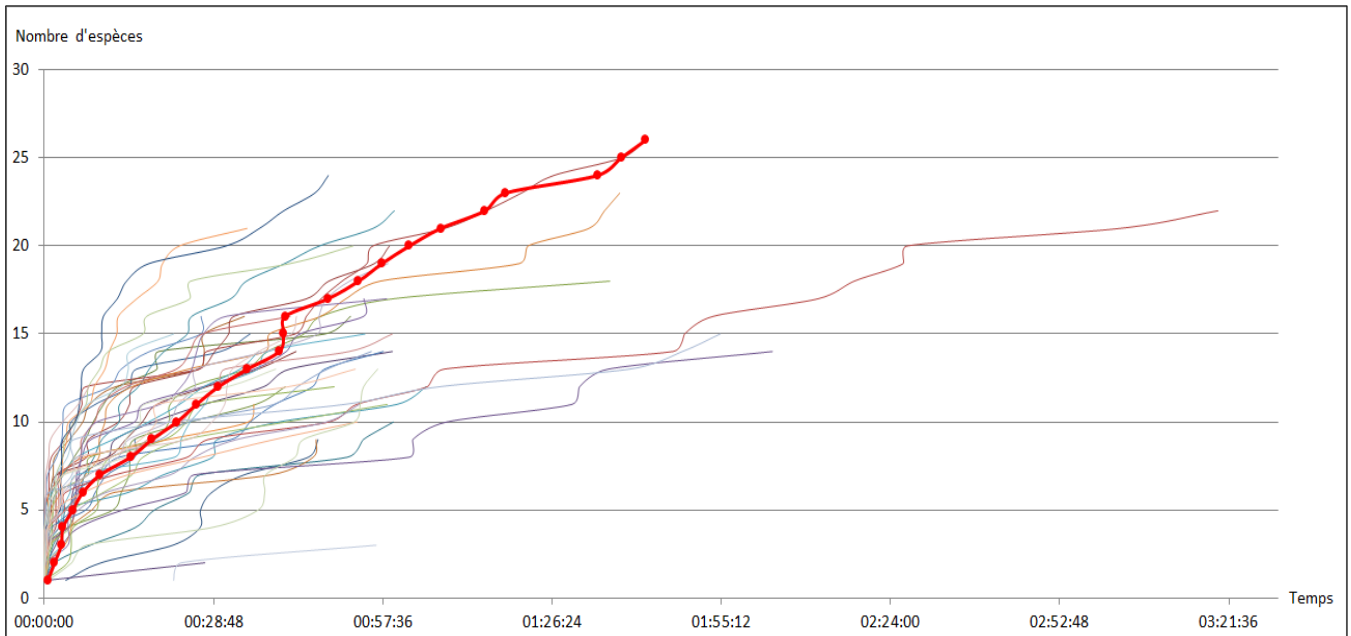


Figure 12 : Graphique représentatif du nombre d'espèces observées en fonction du temps

La figure 13 est un graphique représentant le temps d'arrivée moyen en fonction de l'espèce (la liste des espèces avec leurs abréviations se trouve en annexe 4). Les espèces symbolisées en orange sont des espèces ayant été observées sur moins de 5 échantillons. On remarque que certaines espèces sont souvent présentes dès le début de l'enregistrement telles que *Cephalopholis fulva*, *Acanthurus bahianus* et *Sparisoma aurofrenatum* qui apparaissent dans les 8 premières minutes d'enregistrement. D'autres espèces telles que *Lutjanus analis*, *Eretmochelys imbricata* et *Holacanthus ciliaris* apparaissent plus tardivement, après une durée d'au moins 45 minutes.

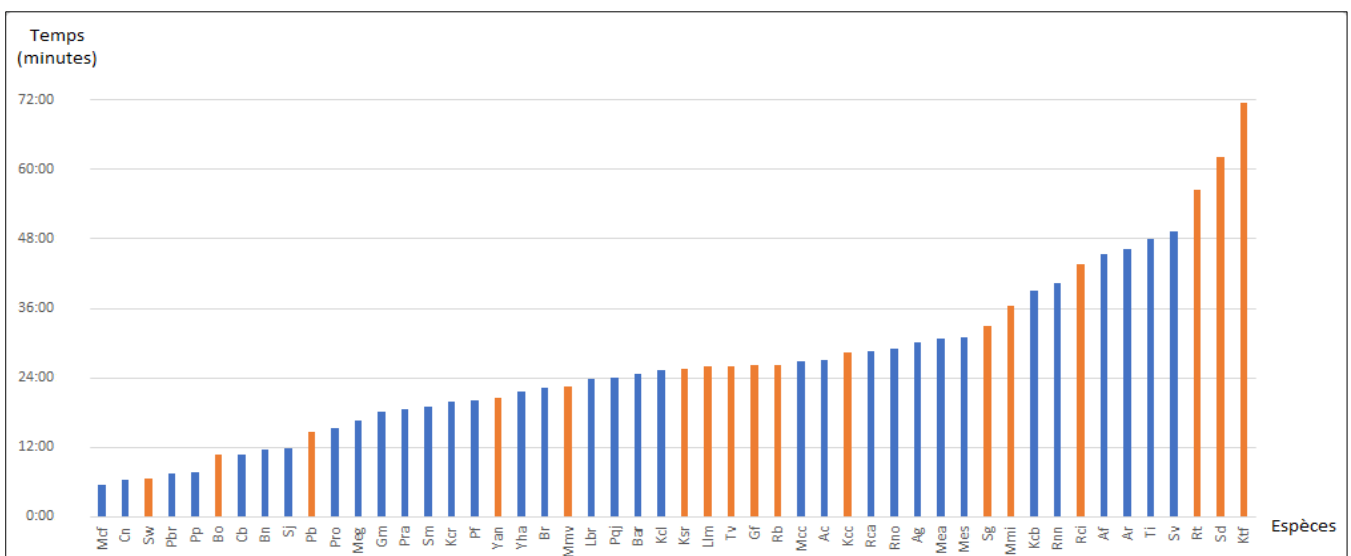


Figure 13 : Graphique représentatif du temps d'arrivée moyen par espèce

4. Discussion

Comme dans toute expérience scientifique, les résultats peuvent être influencés de manière non intentionnelle par la méthode mise en place. Dans le cas des BRUVs, des qualités et quantités d'appât non identiques peuvent être une source de variation des résultats puisque cela peut modifier la nature des espèces attirées ainsi que leur abondance et le temps qu'elles mettent à arriver dans le champ de la caméra. De plus, l'appât attire surtout des espèces carnivores, ce qui fausse les résultats en terme de communautés de poissons. Les résultats peuvent aussi être influencés par les paramètres environnementaux comme la profondeur et le courant ainsi que le jour et l'heure de l'étude. De plus, il est difficile de déterminer l'espèce d'un individu quand ce dernier ne fait qu'un passage lointain, quand la caméra est mal orientée ou que la résolution est mauvaise, quand il y a une mauvaise luminosité ou une mauvaise visibilité. Enfin, il existe un biais du à l'observateur et l'erreur expérimentale, avec par exemple une certaine difficulté pour l'identification spécifique, et plus particulièrement chez les stades juvéniles.

La répartition des caméras déployées a permis d'étudier les différences entre les zones de l'île. Néanmoins, la grande variation dans le nombre d'échantillons (de caméras) par zone a entraîné une limite pour la comparaison entre zones et la mise en évidence d'éventuelles différences. En effet, certaines zones (comme la zone 1) comportaient 13 caméras tandis que d'autres zones (comme les zones 3 et 8) n'en comportaient que 2.

Par ailleurs, les résultats ont montré que la durée de l'enregistrement analysé influence les indices de diversité (S_{max}) et d'abondance (N_{max}). En effet, en un site, lorsque la durée de l'enregistrement s'allonge, le nombre d'espèces observées (S_{max}) augmente, tout comme la probabilité que la valeur de N_{max} augmente. Il est donc nécessaire de standardiser la méthode en analysant la même durée de chaque vidéo. L'analyse du temps d'arrivée ($T1$) de chaque espèce a permis de mettre en évidence qu'une analyse des données sur 1 heure permettait d'observer 40% des espèces étudiées. Cette durée peut être considérée comme légèrement insuffisante puisque elle permet l'observation de moins de la moitié des espèces étudiées. Un temps d'analyse plus long devrait permettre d'observer un nombre plus important d'espèces en même site. Cependant, il ne faut pas que l'effort d'analyse devienne trop important.

Concernant la diversité spécifique, on observe qu'il existe une grande variation du nombre d'espèces observées par échantillon et ce même au sein d'une zone. Ceci peut être expliqué par des différences dans les paramètres environnementaux comme l'habitat par exemple. En effet, d'après la littérature, une zone récifale abrite généralement plus d'espèces qu'une zone sableuse. On observe notamment qu'il existe des variations du nombre moyen d'espèces en fonction des zones mais il y a des barres d'erreur de grandes ampleurs liées à la grande variabilité de l'indice dans une

même zone. Cela peut être dû à l'étendue importante de chaque zone. En effet les différentes zones sont très vastes et comprennent peu d'échantillons. Il y a donc au sein de chaque zone une grande hétérogénéité des paramètres environnementaux comme l'habitat. Il serait donc intéressant d'effectuer une analyse en séparant dans une même zone les échantillons sur substrats distincts (herbier, récif, sable). De plus, on peut retrouver en une même zone, un site soumis à une forte pression par l'homme et un autre plus épargné, ce qui introduit donc un biais non négligeable. Ainsi, il faudrait que les zones soient plus petites, plus précises et contiennent plus d'échantillons (où à minima, un nombre similaire d'échantillons). Par ailleurs, pour pouvoir comparer l'effet des menaces sur différentes zones, il serait intéressant d'identifier des zones avec des facteurs environnementaux similaires (même substrat par exemple) et des pressions anthropiques différentes (où avec des niveaux différents, notamment des zones dépourvues de pressions anthropiques). Par la suite, les données pourraient être analysées (par exemple avec une ACP : Analyse en Composantes Principales), ce qui pourrait apporter des informations sur les facteurs qui influencent la diversité. En ce qui concerne le nombre total d'espèces par zone, les variations sont importantes, allant de 15 pour la zone 3 à 39 pour la zone 1. La différence pourrait être liée aux biais de l'échantillonnage (nombre de caméras différents en fonction des zones, habitats potentiellement différents) mais aussi à une pression anthropique différente. En comparant les zones 3 et 8 qui possèdent le même nombre d'échantillons (2), on remarque que la zone 8 compte 22 espèces contre 15 pour la zone 3. La zone 8 étant préservée des menaces liées à l'homme, on peut émettre l'hypothèse de l'influence de la pression anthropique mais cette différence observée peut être liée à d'autres facteurs tels que les paramètres environnementaux.

Concernant l'indice d'abondance (N max), certaines familles comme les *Acanthuridae* et les *Carangidae* présentent des indices élevés. Cela est dû à certaines valeurs de N max très élevées qui s'expliquent par le fait que les individus de ces familles se déplacent parfois en banc (Nemeth, 2011 ; Doris ; FishBase). A l'inverse, les indices d'abondance de familles telles que les *Cheloniidae*, les *Muraenidae* et les *Rajiformes* sont très faibles car les espèces qui les constituent sont le plus souvent solitaires (Pearse et al., 2001 ; Reece, 2010 ; Doris ; FishBase). Les zones 1, 2, 4, 5 et 8 présentent des indices d'abondance nettement plus élevés que les zones 3, 6 et 7. On observe donc une séparation spatiale en ce qui concerne l'abondance des espèces étudiées : l'aire marine située au Nord Est de l'île présente une abondance de poissons plus faible que sur le reste de l'île. On ne remarque donc pas de différences d'abondance en fonction des menaces mais plutôt en fonction de la position géographique ou des éventuelles différences de paramètres environnementaux comme l'habitat. Enfin, certaines zones de pêche présentent des valeurs de N max élevées, ce qui peut s'expliquer par l'utilisation d'engins de pêche non intensifs.

5. Conclusion

Cette étude, menée par Kap Natirel, en collaboration l'ATE, dans le but d'acquérir des informations au sujet des élasmobranches a permis d'obtenir de nombreuses autres informations concernant la biodiversité marine de l'île. En effet, l'utilisation des BRUVs a permis des observations concernant 48 espèces de poissons et 2 espèces de tortues. Les résultats obtenus ont permis de déduire que la diversité spécifique varie peu en fonction des zones mais il existe de grandes variations au sein d'une même zone, ce qui pourrait être lié aux paramètres environnementaux comme l'habitat. De plus, il existe des différences en ce qui concerne l'abondance, mettant en évidence une fracture spatiale avec la zone Nord-Est de l'île qui présente des indices d'abondance moindres par rapport au reste de l'île. On observe notamment des variations d'abondance en fonction des espèces, ce qui peut s'expliquer par des comportements grégaires différents en fonction des espèces.

L'utilisation des BRUVs en ressort comme une méthode intéressante, facile à mettre en place et respectueuse de l'environnement marin et de sa faune. Cependant, cette méthode demande un temps d'analyse important et comprend certains biais (attrait préférentiel des carnivores, reconnaissance parfois difficile...) mais elle permet d'éviter les biais et les inconvénients d'autres méthodes telles que la pêche qui sélectionne les animaux par leur taille et peut être létale.

Lié à l'échantillonnage, il n'a pas été possible au cours de cette étude d'évaluer l'impact potentiel des pressions anthropiques sur les communautés récifales de l'île.

Il serait donc intéressant de poursuivre cette étude en utilisant un protocole plus précis pour permettre des analyses plus poussées et représentatives de l'environnement marin de l'île. Il est nécessaire de standardiser la méthode, en analysant la même durée d'enregistrement (plus d'1 heure) de chaque caméra. De plus, les zones définies doivent être comparables (même nombre d'échantillons, mêmes paramètres environnementaux). Enfin, une analyse des résultats en fonction du substrat pourrait aussi être faite.

BIBLIOGRAPHIE

Amara, R. (2010). Impact de l'anthropisation sur la biodiversité et le fonctionnement des écosystèmes marins. Exemple de la Manche-mer du nord. *VertigO-la revue électronique en sciences de l'environnement*, (Hors-série 8).

Andradi-Brown, D. A., Macaya-Solis, C., Exton, D. A., Gress, E., Wright, G., & Rogers, A. D. (2016). Assessing Caribbean Shallow and Mesophotic Reef Fish Communities Using Baited-Remote Underwater Video (BRUV) and Diver-Operated Video (DOV) Survey Techniques. *PLoS one*, 11(12), e0168235.

Baker, D. G., Eddy, T. D., McIver, R., Schmidt, A. L., Thériault, M. H., Boudreau, M., ... & Lotze, H. K. (2016). Comparative analysis of different survey methods for monitoring fish assemblages in coastal habitats. *PeerJ*, 4, e1832.

Bond, M. E., Babcock, E. A., Pikitch, E. K., Abercrombie, D. L., Lamb, N. F., & Chapman, D. D. (2012). Reef sharks exhibit site-fidelity and higher relative abundance in marine reserves on the Mesoamerican Barrier Reef. *PLoS One*, 7(3), e32983.

Brooks, E. J., Sloman, K. A., Sims, D. W., & Danylchuk, A. J. (2011). Validating the use of baited remote underwater video surveys for assessing the diversity, distribution and abundance of sharks in the Bahamas. *Endangered Species Research*, 13(3), 231-243.

Cappo, M., Harvey, E., & Shortis, M. (2006, August). Counting and measuring fish with baited video techniques-an overview. In *Australian Society for Fish Biology Workshop Proceedings* (Vol. 1, pp. 101-114).

Cappo, M., De'ath, G., & Speare, P. (2007). Inter-reef vertebrate communities of the Great Barrier Reef Marine Park determined by baited remote underwater video stations. *Marine Ecology Progress Series*, 350, 209-221.

Carr, I. (2014). Baited remote underwater video survey of macro-invertebrate distribution and abundance across False Bay, South Africa.

De Mitcheson, Y. S., & Colin, P. L. (Eds.). (2011). *Reef fish spawning aggregations: biology, research and management* (Vol. 35). Springer Science & Business Media.

De Vos, L., Götz, A., Winker, H., & Attwood, C. G. (2014). Optimal BRUVs (baited remote underwater video system) survey design for reef fish monitoring in the Stilbaai Marine Protected Area. *African Journal of Marine Science*, 36(1), 1-10.

Données d'Observations pour la Reconnaissance et l'Identification de la faune et la flore Subaquatiques. www.doris.ffessm.fr.

Dorman, S. R., Harvey, E. S., & Newman, S. J. (2012). Bait effects in sampling coral reef fish assemblages with stereo-BRUVs. *PLoS One*, 7(7), e41538.

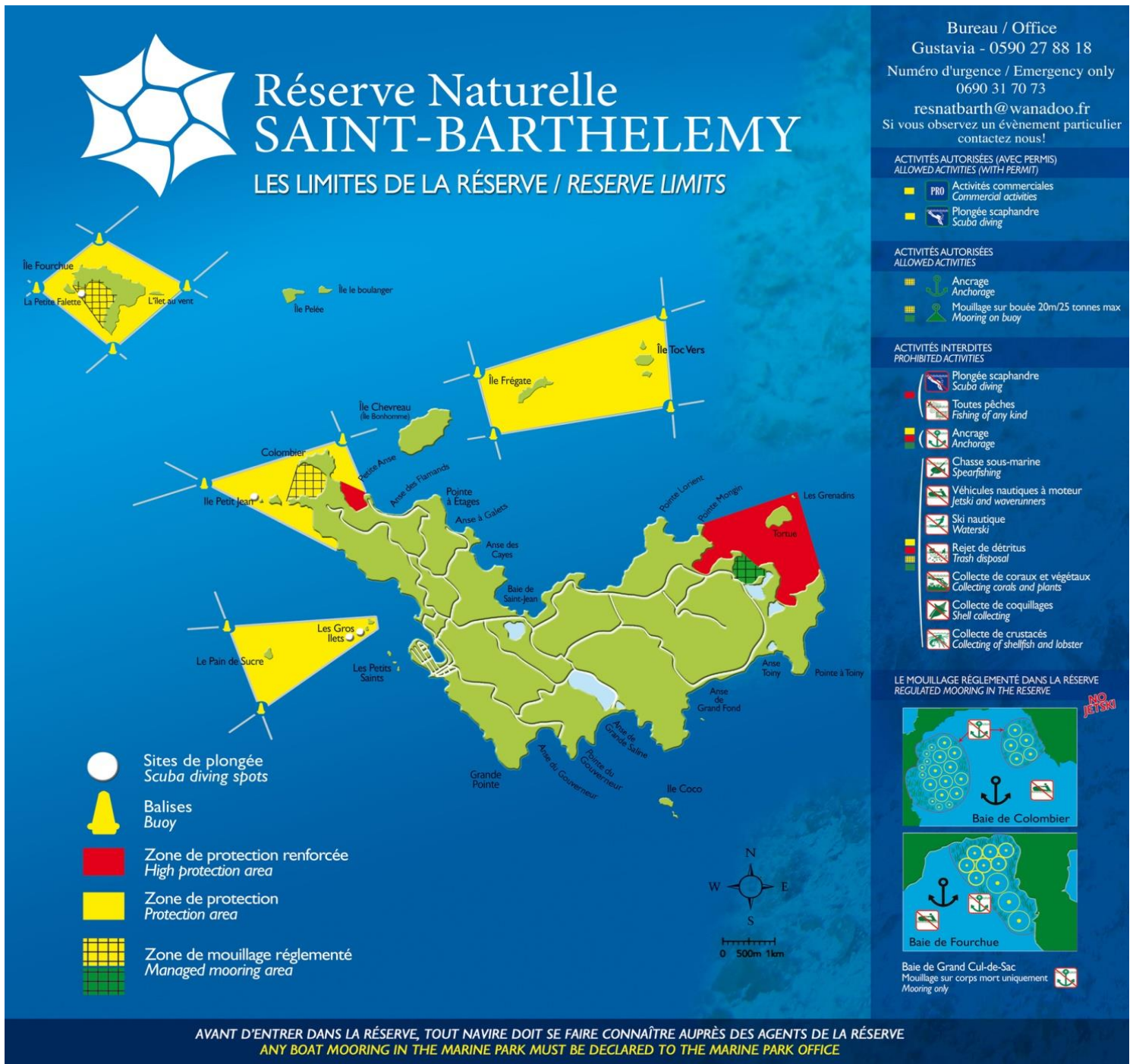
- Dunlop, K. M., Ruxton, G. D., Scott, E. M., & Bailey, D. M. (2015). Absolute abundance estimates from shallow water baited underwater camera surveys; a stochastic modelling approach tested against field data. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 472, 126-134.
- Froese, R. and D. Pauly. Editors. 2016. FishBase. World Wide Web electronic publication. www.fishbase.org, version (10/2016).
- Gutteridge, A. N., Bennett, M. B., Huveneers, C., & Tibbetts, I. R. (2011). Assessing the overlap between the diet of a coastal shark and the surrounding prey communities in a sub-tropical embayment. *Journal of Fish Biology*, 78(5), 1405-1422.
- Harvey, E. S., Cappo, M., Butler, J. J., Hall, N., & Kendrick, G. A. (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.
- Human P., Deloach N. (2004). Poissons Coralliens Identification (Floride, Caraïbes, Bahamas). 2ème édition. PBL éditions.
- IUCN 2016. *The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2016-3*. www.iucnredlist.org. Downloaded on 07 December 2016.
- Jadot C. (2016). Environmental Conservation in Saint Barthélemy - Current knowledge and research recommendations. Wildlife Conservation Society, Bronx NY USA. 125pp.
- Langlois, T., Chabanet, P., Pelletier, D., & Harvey, E. (2006). Baited underwater video for assessing reef fish populations in marine reserves. *Fisheries Newsletter-South Pacific Commission*, 118, 53.
- Langlois, T. J., Newman, S. J., Cappo, M., Harvey, E. S., Rome, B. M., Skepper, C. L., & Wakefield, C. B. (2015). Length selectivity of commercial fish traps assessed from in situ comparisons with stereo-video: is there evidence of sampling bias?. *Fisheries Research*, 161, 145-155.
- Pearse, D. E., & Avise, J. C. (2001). Turtle mating systems: behavior, sperm storage, and genetic paternity. *Journal of Heredity*, 92(2), 206-211.
- Reece, J. (2010). Phylogenetics and Phylogeography of Moray Eels (Muraenidae).
- Réserve Naturelle de St Barthélemy. www.reservenaturellestbarth.com. Association Grenat.
- Stobart, B., Díaz, D., Álvarez, F., Alonso, C., Mallol, S., & Goñi, R. (2015). Performance of baited underwater video: does it underestimate abundance at high population densities?. *PloS one*, 10(5), e0127559.
- Vitousek, P. M., Mooney, H. A., Lubchenco, J., & Melillo, J. M. (1997). Human domination of Earth's ecosystems. *Science*, 277(5325), 494-499.
- Whitmarsh, S. K., Fairweather, P. G., & Huveneers, C. What is Big BRUVver up to? Methods and uses of baited underwater video. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 1-21.

ANNEXES

Annexe 1 : Carte des pressions anthropiques pouvant être exercées sur le milieu marin de Saint Barthélemy (Réalisation : Sébastien Gréaux)



Annexe 2 : Carte de délimitation de la réserve naturelle de Saint Barthémémy



Bureau / Office
 Gustavia - 0590 27 88 18
 Numéro d'urgence / Emergency only
 0690 31 70 73
 resnatbarth@wanadoo.fr
 Si vous observez un évènement particulier
 contactez nous!

ACTIVITÉS AUTORISÉES (AVEC PERMIS)
 ALLOWED ACTIVITIES (WITH PERMIT)

- PRO Activités commerciales
Commercial activities
- Plongée scaphandre
Scuba diving

ACTIVITÉS AUTORISÉES
 ALLOWED ACTIVITIES

- Ancrage
Anchorage
- Mouillage sur bouée 20m/25 tonnes max
Mooring on buoy

ACTIVITÉS INTERDITES
 PROHIBITED ACTIVITIES

- Plongée scaphandre
Scuba diving
- Toutes pêches
Fishing of any kind
- Ancrage
Anchorage
- Chasse sous-marine
Spearfishing
- Véhicules nautiques à moteur
Jetski and waverunners
- Ski nautique
Waterski
- Rejet de débris
Trash disposal
- Collecte de coraux et végétaux
Collecting corals and plants
- Collecte de coquillages
Shell collecting
- Collecte de crustacés
Collecting of shellfish and lobster

LE MOUILLAGE RÉGLEMENTÉ DANS LA RÉSERVE
 REGULATED MOORING IN THE RESERVE

Baie de Colombier

Baie de Fourchue

Baie de Grand Cul-de-Sac
 Mouillage sur corps mort uniquement
 Mooring only

AVANT D'ENTRER DANS LA RÉSERVE, TOUT NAVIRE DOIT SE FAIRE CONNAÎTRE AUPRÈS DES AGENTS DE LA RÉSERVE
 ANY BOAT MOORING IN THE MARINE PARK MUST BE DECLARED TO THE MARINE PARK OFFICE

Annexe 3 : Liste exhaustive des espèces observées (Source : Karl Questel)

Ordre	Famille	Espèce nom scientifique	Nom vernaculaire
Anguilliformes	Muraenidae	Gymnothorax funebris	Murène verte
	Muraenidae	Gymnothorax moringa	Murène noire
Beloniformes	Belonidae	ND	Balaou
Carcharhiniformes	Carcharhinidae	Carcharhinus acronotus	Requin nez noir
	Carcharhinidae	Carcharhinus limbatus	Requin bordé, Requin pointes noires
	Carcharhinidae	Carcharhinus perezi	Requin caraïbe
	Carcharhinidae	Galeocerdo cuvier	Requin tigre
	Carcharhinidae	Negaprion brevirostris	Requin citron
Decapoda	Palinuridae	Panulirus argus	Langouste des Caraïbes
Elopiformes	Megalopidae	Megalops atlanticus	Tarpon de l'Atlantique
Littorinimorpha	Strombidae	Lobatus gigas	Strombe géant, Lambi
Myliobatiformes	Dasyatidae	Hypanus americanus	Pastenague américaine
	Myliobatidae	Aetobatus narinari	Raie léopard
Octopoda	Octopodidae	Octopus vulgaris	Pieuvre commune, poulpe commun
Orectolobiformes	Ginglymostomatidae	Ginglymostoma cirratum	Requin nourrice, Vache de mer
Perciformes	Acanthuridae	Acanthurus coeruleus	Chirurgien bleu
	Acanthuridae	Acanthurus tractus (ou bahianus)	Chirurgien noir, Chirurgien marron
	Carangidae	Alectis ciliaris	Carangue à plumes
	Carangidae	Caranx bartholomaei	Carangue jaune
	Carangidae	Caranx crysos	Carangue coubali
	Carangidae	Caranx latus	Carangue gros yeux
	Carangidae	Caranx ruber	Carangue franche
	Carangidae	Seriola rivoliana	Sériole limon, Babiane
	Carangidae	Trachinotus falcatus	Carangue pompaneau
	Chaetodontidae	Chaetodon capistratus	Papillon quatre yeux, Papillon kat zié
	Chaetodontidae	Chaetodon ocellatus	Papillon ocellé
	Chaetodontidae	Chaetodon sedentarius	Papillon sédentaire
	Chaetodontidae	Chaetodon striatus	Papillon à bandes, rayé, pyjama
	Chaetodontidae	Prognathodes aculeatus	Papillon pinocchio, Papillon pincette
	Echeneidae	Echeneis naucrates	Rémora commun
	Gerreidae	Gerres cinereus	Blanche cendrée
	Haemulidae	Anisotremus surinamensis	Lippu
	Haemulidae	Anisotremus virginicus	Gorette des vierges
	Haemulidae	Haemulon album	Sarde blanche
	Haemulidae	Haemulon aurolineatum	Gorette dorée
	Haemulidae	Haemulon carbonarium	Gorette charbonnée
	Haemulidae	Haemulon flavolineatum	Gorette jaune
	Haemulidae	Haemulon plumieri	Gorette blanche
	Haemulidae	Haemulon sciurus	Gorette bleue
	Haemulidae	Haemulon vittatum	Boga, Bogue antillaise
	Holocentridae	Holocentrus adscensionis	Cardinal blanc
	Holocentridae	Holocentrus rufus	Cardinal queue fine
	Kyphosidae	Kyphosus sectatrix	Agouti, Morpion
	Kyphosidae	Kyphosus vaigiensis	Saupe cuivrée, Saupe grise à lignes jaunes
	Labridae	Bodianus rufus	Capitaine jaune, Capitaine caye
	Labridae	Clepticus parrae	Manioc, Banane violette
	Labridae	Halichoeres bivittatus	Girelle commune
	Labridae	Halichoeres gamoti	Girelle tête jaune
	Labridae	Halichoeres maculipinna	Girelle clown
	Labridae	Halichoeres poeyi	Girelle oreilles noires
	Labridae	Halichoeres radiatus	Parroquette, Banane verte
	Labridae	Lachnolaimus maximus	Capitaine
	Labridae	Thalassoma bifasciatum	Girelle tête bleue
	Labrisomidae	Malacoctenus triangulatus	Blennie à selles
	Lutjanidae	Lutjanus analis	Pagre vivaneau, Sarde rose
	Lutjanidae	Lutjanus apodus	Pagre jaune, Sarde jaune
	Lutjanidae	Lutjanus griseus	Pagre gris, Sarde grise
	Lutjanidae	Lutjanus jocu	Pagre dents de chien
	Lutjanidae	Lutjanus mahogoni	Pagre mahogani
	Lutjanidae	Lutjanus synagris	Pagre Wayack, Sarde bon dieu
	Lutjanidae	Ocyurus chrysurus	Colas, Sarde queue jaune
	Malacanthidae	Malacanthus plumieri	Vive tropicale

Ordre	Famille	Espèce nom scientifique	Nom vernaculaire
Perciformes	Mullidae	Mulloidichthys martinicus	Barbarin blanc, Rouget queue jaune
	Mullidae	Pseudupeneus maculatus	Barbarin rouge, Rouget taché
	Opistognathidae	Opistognathus aurifrons	Marionnette tête d'or
	Pomacanthidae	Holacanthus ciliaris	Ange royal
	Pomacanthidae	Holacanthus tricolor	Ange des Caraïbes, Ange tricolore
	Pomacanthidae	Pomacanthus arcuatus	Ange gris
	Pomacanthidae	Pomacanthus paru	Ange français
	Pomacentridae	Abudefduf saxatilis	Sergent major, Demoiselle
	Pomacentridae	Chromis cyanea	Castagnole bleue, Demoiselle bleue
	Pomacentridae	Chromis multilineata	Castagnole brune, Demoiselle marron
	Pomacentridae	Microspathodon chrysurus	Demoiselle queue jaune
	Pomacentridae	Stegastes leucostictus	Beau grégoire
	Pomacentridae	Stegastes partitus	Demoiselle bicolor
	Priacanthidae	Heteropriacanthus cruentatus	Soleil caye, Juif sec
	Priacanthidae	Priacanthus arenatus	Soleil franc, Juif grand fond
	Scaridae	Scarus coeruleus	Perroquet bleu
	Scaridae	Scarus iseri	Perroquet rayé
	Scaridae	Scarus taeniopterus	Perroquet princesse
	Scaridae	Scarus vetula	Perroquet royal
	Scaridae	Sparisoma aurofrenatum	Perroquet à bandes rouges
	Scaridae	Sparisoma rubripinne	Perroquet queue jaune
	Scaridae	Sparisoma viride	Perroquet feu
	Scombridae	Scomberomorus regalis	Thazard franc
	Serranidae	Alphestes afer	Vieille varech
	Serranidae	Cephalopholis cruentata	Vieille de roche, Couronné chat
	Serranidae	Cephalopholis fulva	Fin, Tanche, Watalibi
	Serranidae	Epinephelus adscensionis	Waliwa, Couronné noir
	Serranidae	Epinephelus guttatus	Grand gueule, Couronné rouge
	Serranidae	Epinephelus striatus	Mérou de Nassau, Vieille franche
	Serranidae	Hypoplectrus puella	Hamlet marbré
	Serranidae	Mycteroperca interstitialis	Vieille gueule jaune
	Serranidae	Mycteroperca venenosa	Vieille marbrée, Vieille à carreaux
	Serranidae	Paranthias furcifer	Créole
	Serranidae	Serranus tabacarius	Serran tabac
Serranidae	Serranus tigrinus	Serran tigre, Serran arlequin	
Sparidae	Calamus bajonado ou pennatula	Daubenet trembleur ou Daubenet plume	
Sphyraenidae	Sphyraena barracuda	Barracuda	
Sphyraenidae	Sphyraena cf. borealis	Northen sennet	
Pleuronectiformes	Bothidae	Bothus lunatus	Carrelet paon
Scorpaeniformes	Scorpaenidae	Pterois volitans	Rascasse volante, Poisson lion
Syngnathiformes	Aulostomidae	Aulostomus maculatus	Poisson trompette
	Fistulariidae	Fistularia tabacaria	Poisson flûte bleu
Testudines	Cheloniidae	Chelonia mydas	Tortue verte
	Cheloniidae	Eretmochelys imbricata	Tortue imbriquée
Tetraodontiformes	Balistidae	Balistes vetula	Baliste royal
	Balistidae	Canthidermis sufflamen	Baliste océanique
	Balistidae	Melichthys niger	Baliste noir, Bourse noire
	Diodontidae	Chilomycterus antillarum	Diodon araignée
	Diodontidae	Diodon hystrix	Grand porc-épic
	Monacanthidae	Aluterus scriptus	Bourse graffiti
	Monacanthidae	Cantherhines macrocerus	Bourse cabri
	Monacanthidae	Cantherhines pullus	Bourse à points orange
	Ostraciidae	Acanthostracion polygonius	Coffre nid d'abeille
	Ostraciidae	Acanthostracion quadricornis	Coffre graffiti
	Ostraciidae	Lactophrys bicaudalis	Coffre zinga
	Ostraciidae	Lactophrys triqueter	Coffre moutono
	Tetraodontidae	Canthigaster rostrata	Tétronon nain

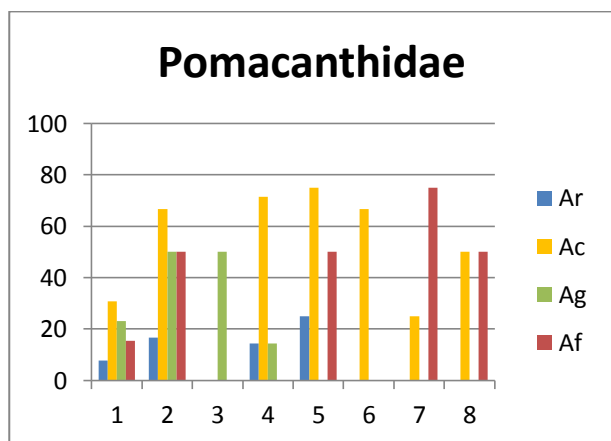
Annexe 4 : Liste des espèces étudiées et leurs abréviations

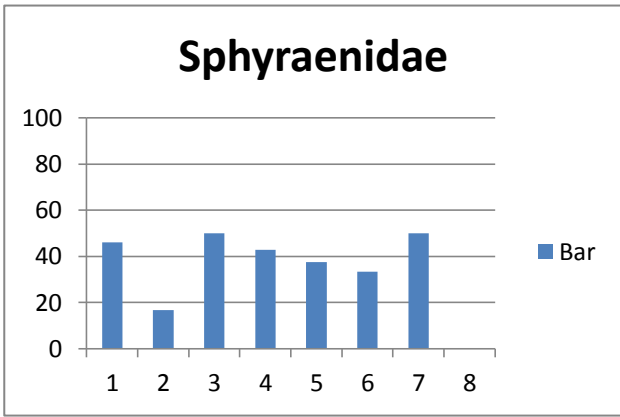
Ordre	Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Nom local	Abréviation	Pression de pêche	Engins de pêche
Anguilliformes	Muraenidae	Gymnothorax funebris	Murène verte	Kong vèr	Gf		0
	Muraenidae	Gymnothorax moringa	Murène noire	Murèn	Gm		0
Carcharhiniformes	Carcharhinidae	Carcharhinus acronotus	Requin nez noir	Rékin	Rnn		1
	Carcharhinidae	Carcharhinus limbatus	Requin bordé, Requin pointes noires	Rékin	Rb		1
	Carcharhinidae	Carcharhinus perezi	Requin caraïbe	Rékin	Rca		3
	Carcharhinidae	Galeocerdo cuvier	Requin tigre	Rékin tig	Rt		3
	Carcharhinidae	Negaprion brevirostris	Requin citron	Rékin citron	Rci		2
	Carcharhinidae	Hypnanus americanus	Pastenague américaine	Ré	Yha		3
Myliobatiformes	Myliobatidae	Aetobatus narinari	Rate léopard	Ange de mer	Yan		0
	Orectolobiformes	Ginglymostoma cirratum	Requin nourrice, Vache de mer	Vache de mer	Rno	2 (mais interdit de pêche depuis 2015)	Ligne à main + fusil harpon
Perciformes	Acanthuridae	Acanthurus coeruleus	Chirurgien bleu	Surgien	Cb		1
	Acanthuridae	Acanthurus tractus ou bahianus	Chirurgien noir, Chirurgien marron	Surgien	Cn		1
	Carangidae	Caranx batholomaei	Carangue jaune	Carangue jaune	Kcb		0
	Carangidae	Caranx crysos	Carangue coubaï	Hard noze	Kcc		2
	Carangidae	Caranx latus	Carangue gros yeux	Carangue à gros yeux	Kcl		0
	Carangidae	Caranx ruber	Carangue franche	Carangue à pisquettes	Kcr		0
	Carangidae	Seriola rivoliana	Sérôle limon, Babiane	Babiane	Ksr		0
	Carangidae	Trachinotus falcatus	Carangue pompaneau	Pompaineau	Ktf		0
	Labridae	Bodianus rufus	Capitaine jaune, Capitaine caye	Capitaine	Lbr		2
	Labridae	Lachnolaimus maximus	Capitaine	Aigrette	Llm		3
	Lutjanidae	Lutjanus analis	Pagre vivaneau, Sardé rose	Pagre	Sv		
	Lutjanidae	Lutjanus apodus	Pagre jaune, Sardé jaune	Pagre jaune	Sj		
	Lutjanidae	Lutjanus griseus	Pagre gris, Sardé grise	Pagre rose	Sg		
	Lutjanidae	Lutjanus jocu	Pagre dents de chien	Pagre à dents de chien jaune	Sd		
	Lutjanidae	Lutjanus mahogani	Pagre mahogani		Sm		
	Lutjanidae	Lutjanus synagris	Pagre Wayack, Sardé bon dieu		Sw		
	Pomacanthidae	Holocanthus ciliatus	Ange royal	Suédois	Ar		0
	Pomacanthidae	Holocanthus tricolor	Ange des Caraïbes, Ange tricolore		Ac		0
	Pomacanthidae	Pomacanthus arcuatus	Ange gris		Ag		1
	Pomacanthidae	Pomacanthus paru	Ange français	Portugais	Af		1
	Scaridae	Scarus coeruleus	Perroquet bleu	Carpe à bosse	Pb		0
	Scaridae	Scarus iseri	Perroquet rayé		Pra		1
	Scaridae	Scarus taeniopterus	Perroquet princesse		Pp		1
	Scaridae	Scarus vetula	Perroquet royal	Boutou bleu	Pro		3
	Scaridae	Sparisoma aurofrenatum	Perroquet à bandes rouges	Kakabéli	Pbr		1
	Scaridae	Sparisoma rubripinne	Perroquet queue jaune	Carpe de pâturage	Pqj		1
	Scaridae	Sparisoma viride	Perroquet feu	Carpe verte/Rouge	Pf		3
	Serranidae	Cephalopholis cruentata	Vieille de roche, Couronné chat	Grive	Mcc		3
	Serranidae	Cephalopholis fulva	Fin, Tanche, Watalibi	Fin	Mcf		5
	Serranidae	Epinephelus adscensionis	Waliwa, Couronné noir	Grand gueule noire	Mea		5
Serranidae	Epinephelus guttatus	Grand gueule, Couronné rouge	Grand gueule rouge	Meg		5	
Serranidae	Epinephelus striatus	Mérou de Nassau, Vieille franche	Vieille franche	Mes		5	
Serranidae	Mycteroperca interstitialis	Vieille gueule jaune	Vieille à gueule jaune, Tétard	Mmi		0	
Serranidae	Mycteroperca venenosa	Vieille marbrée, Vieille à carreaux	Capitaine à z'alles jaunes	Mmv		0	
Sphyraenidae	Sphyraena barracuda	Barracuda	Bécune	Bar		0	
Testudines	Cheloniidae	Chelonia mydas	Tortue verte	Tortue	Tv		0
	Cheloniidae	Eretmochelys imbricata	Tortue imbriquée	Karèt	Tt		0
Tetraodontiformes	Ballistidae	Ballistes vetula	Balliste royal	Bourse bleue	Br		3
	Ballistidae	Canthidermis sufflamen	Balliste océanique	Bourse bleue	Bo		1
	Ballistidae	Melichthys niger	Balliste noir, Bourse noire	Bourse noire	Bn		2

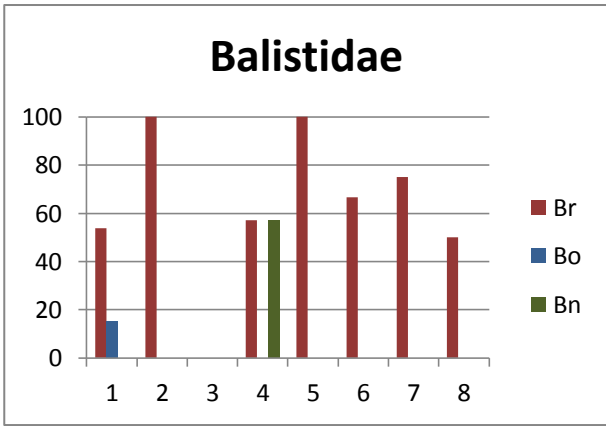
Annexe 5 : Graphiques représentatifs du taux de présence de chaque espèce par zone et cartes de répartitions des observations, classés par famille

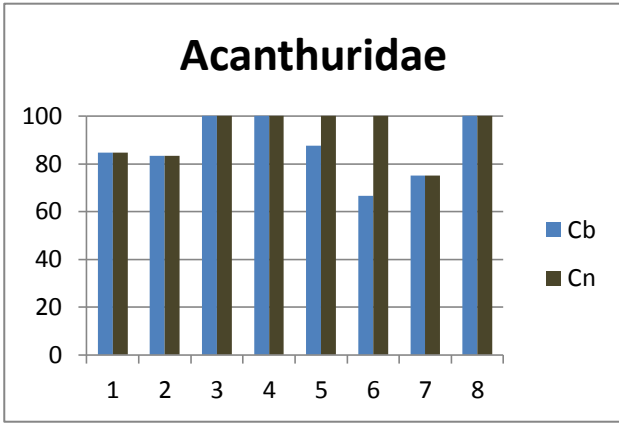
Pour chaque graphique, l'axe des abscisses représente le numéro de la zone et l'axe des ordonnées représente le taux de présence dans la zone en pourcentage.

Pour chaque carte, la présence d'une espèce en un point est indiquée par un symbole coloré. La couleur d'une espèce est la même pour le graphique et la carte de répartition.

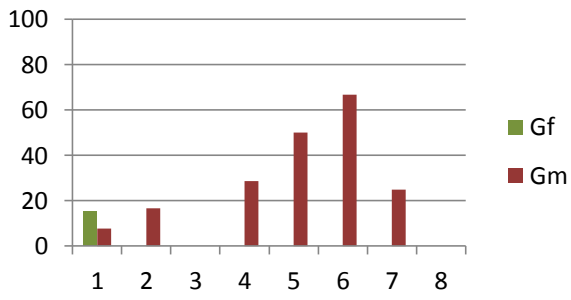




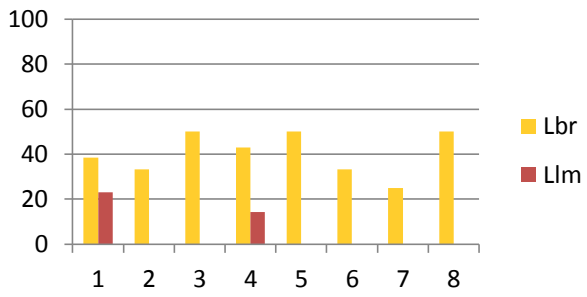




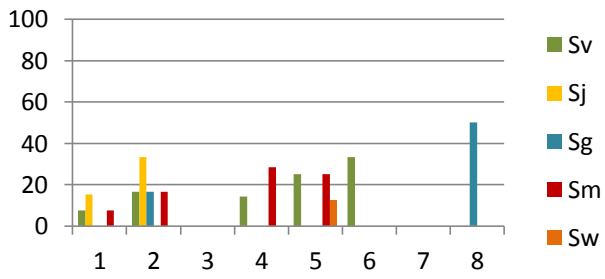
Muraenidae

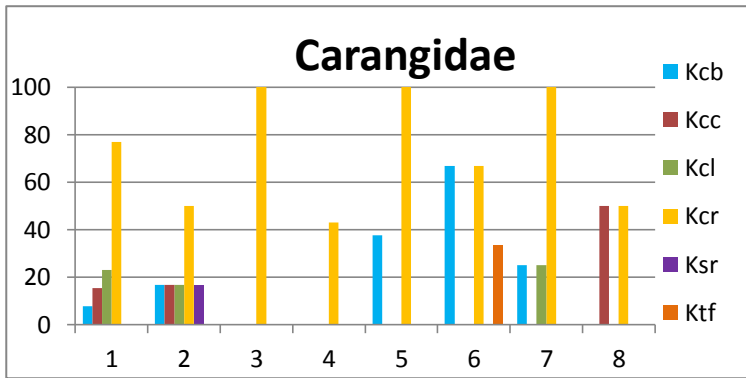


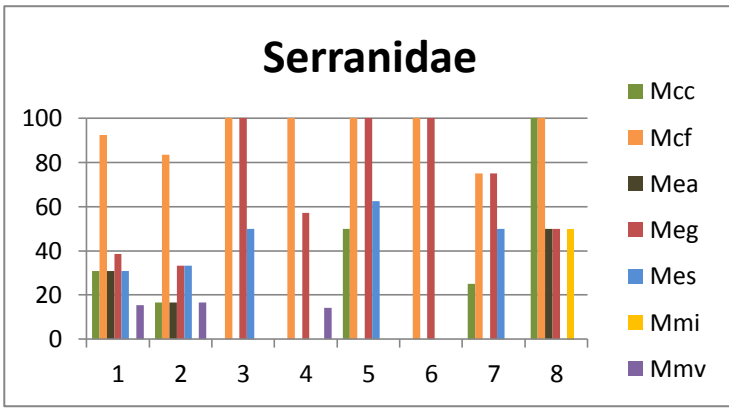
Labridae



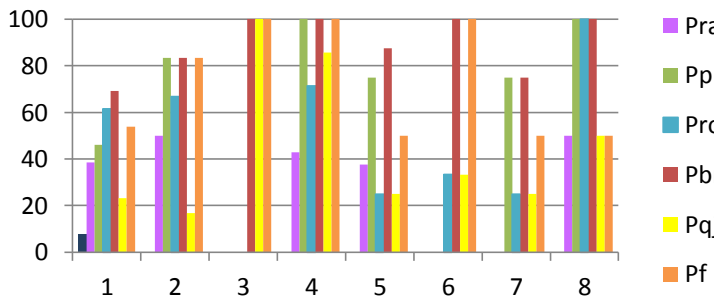
Lutjanidae







Scaridae



Rajiformes

