

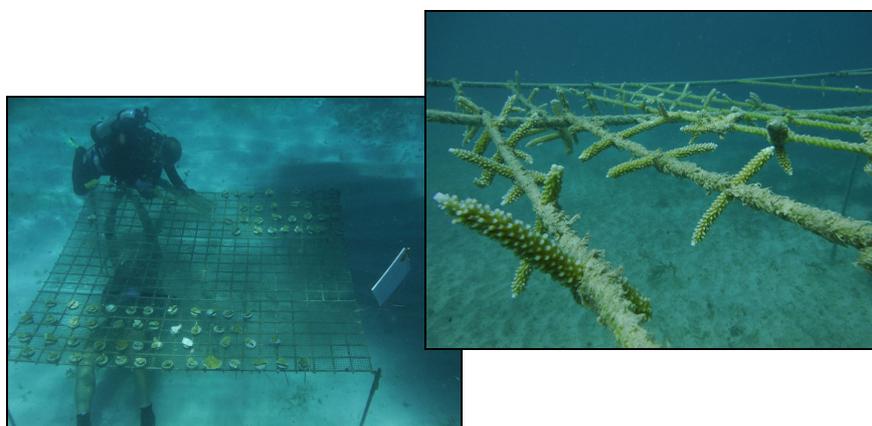
Rapport de stage

présenté par

Nicolas OURY

Promotion FALCO (2013-2015)

Conception, réalisation et suivi de pépinières de coraux de type *Acropora* sp.



Stage professionnel de 2^{ème} année
pour l'obtention du diplôme de
Technicien Supérieur de la Mer (TSM)
Génie de l'Environnement Marin

Maître de stage : M. CHALIFOUR Julien

Dates de stage : du 14 Avril au 28 Août 2015

Entreprise ou Organisme :

Réserve Naturelle Nationale de Saint-Martin

803 résidence Les Acacias, Anse Marcel, 97150 Saint-Martin

Tél. : 05 90 29 09 72

reservenaturelle@domaccess.com

Conservatoire national des arts et métiers

Institut national des sciences et techniques de la mer,
BP 324, 50103 Cherbourg-Octeville Cedex, tél. 02 33 88 73 33,
www.intechmer.cnam.fr

Remerciements

Je tiens à remercier M. Nicolas MASLACH, directeur de la Réserve Naturelle de Saint-Martin, et M. Julien CHALIFOUR, responsable du pôle scientifique, pour m'avoir permis de réaliser ce stage, riche en expériences et connaissances. Je remercie particulièrement Julien, en tant que maître de stage, pour son encadrement, son aide et sa bonne humeur, tant dans le cadre professionnel qu'en dehors.

Je voudrais également remercier le reste de l'équipe de la Réserve pour leur accueil et leur contribution à ce stage. Merci à Franck, Steeve, Chris, Ashley, Amandine, Olivier et Caro, en remerciant particulièrement Franck, pour sa bonne-humeur au quotidien et Caro, pour son soutien et sa compagnie lors de nos laborieux trajets sans véhicule.

Je remercie tous les autres stagiaires présents pendant la période où j'étais en stage, et notamment Marine, Alizée et Guillaume pour leur accueil lorsque je suis arrivé à Saint-Martin, nos sorties et notre complicité. Merci également à Alexandra, et de nouveau à Alizée, pour leur contribution à ce stage.

Enfin, je tiens à remercier l'ensemble des personnes extérieures ayant collaborées sur divers travaux avec l'équipe de la Réserve, durant ce stage. Les connaissances scientifiques et les compétences techniques apportées me seront d'une grande utilité et resteront gravées dans ma mémoire comme des expériences inoubliables. Merci donc à Océane BEAUFORT, du ReGuaR (Réseau Guadeloupe Requins), pour cette découverte des requins, Éric DELCROIX et Antoine CHABROLLE, pour la mission SEATAG 2015/pose de balises ARGOS sur les tortues vertes en alimentation, à l'équipe de la mission d'inventaire scientifique PACOTILLES, pour m'avoir accueilli à bord de l'ANTEA lors des échantillonnages à Saint-Martin, et bien d'autres...

Je voudrais remercier le Rotary Club des Andelys, pour son soutien financier, sans lequel la réalisation de ce stage aurait été bien plus compliquée. Je remercie son président, M. Bernard Couchouron, pour la présentation de mon dossier devant l'Assemblée du Club.

Je tiens également à remercier l'ensemble de l'équipe de formateurs d'Intechmer intervenant dans le cadre de la formation de Technicien Supérieur de la Mer, option Génie de l'Environnement Marin, enseignant-chercheur ou bien professionnel, pour les connaissances transmises, et notamment Mme. Marie-Laure MAHAUT, enseignant référant pour ce stage.

Merci à Mme. Isabelle POIRIER, responsable de la filière TSM-GEM, pour son investissement tout au long de l'année pour que celle-ci se passe bien.

Enfin je remercie, toute personne ayant contribué, d'une manière ou d'une autre, à ce stage et dont je n'ai pas cité le nom. Pardon pour cet oubli.

Merci également à toutes ces personnes rencontrées sur Saint-Martin, et qui ont pu m'apporter de la bonne-humeur, de la joie de vivre, et me faire découvrir l'île, notamment les membres du club de plongée Scuba Zen d'Anse Marcel.

Sommaire

Présentation de la Réserve Naturelle Nationale de Saint-Martin

Introduction.....	1
Étude bibliographique.....	3
I°) États des lieux et principales menaces sur les récifs coralliens de la Caraïbe... 3	
1°) État des lieux des récifs de Saint-Martin.....	3
2°) Principales menaces et pressions sur les récifs coralliens.....	4
II°) Solutions envisageables pour la restauration des récifs coralliens.....	5
1°) Protection des écosystèmes et des récifs.....	5
2°) Réalisation de pépinières de coraux.....	6
2.1°) Définition et objectifs.....	6
2.2°) Pépinières de coraux <i>in situ</i> exploitant la reproduction asexuée.....	6
2.2.1°) Pépinières flottantes.....	7
2.2.1.1°) Pépinières flottantes à cordes.....	7
2.2.1.2°) Pépinières flottantes sur tables.....	7
2.2.2°) Pépinières fixées.....	8
2.2.2.1°) Pépinières fixées à cordes.....	8
2.2.2.2°) Pépinières fixées à tables.....	8
2.2.2.3°) Autres types de pépinières fixées.....	8
2.3°) Principaux facteurs à considérer pour l'implantation de pépinières de coraux.....	10
3°) Réimplantation de coraux sur récifs.....	11
Matériel et méthodes.....	12
I°) Implantation des pépinières.....	12
1°) Présentation des espèces cultivées.....	12
2°) Sites d'implantation.....	12
3°) Construction et implantation des pépinières.....	13
3.1°) Structures.....	13
3.1.1°) Descriptifs techniques.....	13
3.1.1.1°) Pépinière large.....	13
3.1.1.2°) Pépinière de taille réduite.....	14
3.1.2°) Coûts.....	14
II°) Implantation du matériel biologique et suivis.....	15
1°) Implantation du matériel biologique.....	15
1.1°) Origine et prélèvement des boutures.....	15
1.2°) Fixation des boutures sur la pépinière.....	15
2°) Suivis.....	16
2.1°) Identification des colonies.....	16
2.2°) Suivi des colonies donneuses.....	16
2.3°) Suivi des boutures.....	17
3°) Maintenance.....	17
Résultats.....	18
I°) Bouturage.....	18
1°) Colonies prélevées.....	18
2°) Boutures prélevées.....	18
3°) Techniques de fixation utilisées.....	19

II°) Suivi des boutures.....	19
1°) Mortalité et détachement.....	19
1.1°) Taux de survie.....	19
1.2°) Temps de survie.....	20
2°) Croissance.....	21
2.1°) Indices visuels.....	21
2.2°) Taux de croissance.....	21
2.2.1°) <i>A. palmata</i>	21
2.2.2°) <i>A. cervicornis</i>	22
3°) Analyses en Composantes Principales.....	22
3.1°) <i>A. palmata</i>	22
3.2°) <i>A. cervicornis</i>	23
III°) Suivi des colonies donneuses.....	24
Discussions et perspectives.....	25
Conclusion.....	28
Références bibliographiques.....	29
Autres références.....	31

Liste des figures

<u>Figure 0</u> : Carte des espaces naturels gérés par l'AGRNSM (http://reservenaturelle-saint-martin.com/fr/cartes).....	2
<u>Figure 1</u> : Carte des projets de restauration de populations de <i>Acropora sp.</i> dans la Caraïbe (Johnson <i>et al.</i> , 2011).....	2
<u>Figure 2</u> : Tendence évolutive de la couverture des récifs des Antilles Françaises (FWI) de 1987 à 2007 (Wilkinson, 2008).....	3
<u>Figure 3</u> : Carte des Aires Marines Protégées mondiales en Octobre 2013 (http://www.protectplanetoocean.org/).....	5
<u>Figure 4</u> : Schéma du module pépinière à tables (Oury, 2015).....	13
<u>Figure 5</u> : Schéma du module pépinière à cordes (Oury, 2015).....	14
<u>Figure 6</u> : Schéma de la pépinière de Pinel (Oury, 2015).....	14
<u>Figure 7</u> : Fixation des boutures de <i>A. cervicornis</i> sur cordes (Oury, 2015).....	15
<u>Figure 8</u> : Fixation des boutures de <i>A. palmata</i> sur les supports de culture et les tables (Oury, 2015).....	15
<u>Figure 9</u> : Illustration de la surface supérieure plane d'une bouture (en rouge à droite), calculée à partir de l'image à gauche (Oury, 2015).....	17
<u>Figure 10</u> : Mesures d'une bouture de <i>A. cervicornis</i> (Oury, 2015).....	17
<u>Figure 11</u> : Répartition de l'ensemble des boutures par espèce, par site et par origine (détachée ou bouturée).....	18
<u>Figure 12</u> : Répartition des boutures de <i>A. palmata</i> par site et par technique de fixation.....	19
<u>Figure 13</u> : Taux de survie observés en fonction des sites de prélèvement et de l'origine (bouture ou fragment).....	19
<u>Figure 14</u> : Répartition des taux de survie par sites de culture.....	20
<u>Figure 15</u> : Taux de survie des boutures (B) et des fragments (F) en fonction de la technique de fixation utilisée.....	20
<u>Figure 16</u> : Évolution de la mortalité des boutures au cours du temps.....	20
<u>Figure 17</u> : Indices de l'existence d'une croissance des boutures (Oury, 2015).....	21
<u>Figure 18</u> : Évolution du taux de croissance des boutures de <i>A. palmata</i>	21
<u>Figure 19</u> : Évolution de l'effectif de boutures sur les pépinières en fonction de leur âge.....	21
<u>Figure 20</u> : Évolution du taux de croissance des boutures de <i>A. cervicornis</i> calculé à partir du jour de prélèvement.....	22
<u>Figure 21</u> : Cercle de corrélation (dimensions 1 et 2) résultant de l'ACP des différents paramètres testés pour <i>A. palmata</i>	23
<u>Figure 22</u> : Cercle de corrélation (dimensions 1 et 2) résultant de l'ACP des différents paramètres testés pour <i>A. cervicornis</i>	23

Liste des tableaux

<u>Tableau 1</u> : Principales menaces et pressions sur les récifs coralliens (d'après Allahgholi, 2014 ; Brathwaite, 2012 ; Edwards <i>et al.</i> , 2011 ; Goreau et Hilbertz, 2005 ; Jackson <i>et al.</i> , 2014 ; Shafir <i>et al.</i> , 2006 et Vimal, 2007).....	4
<u>Tableau 2</u> : Avantages et inconvénients des quatre principaux types de pépinières (d'après Edwards <i>et al.</i> , 2011 ; Johnson <i>et al.</i> , 2011).....	9
<u>Tableau 3</u> : Principaux facteurs influençant le choix du site d'implantation de la pépinière de coraux (Allahgholi, 2014 ; Edwards <i>et al.</i> , 2011 ; Johnson <i>et al.</i> , 2011).....	10-11
<u>Tableau 4</u> : Description des espèces du genre <i>Acropora</i> utilisées (d'après Johnson <i>et al.</i> , 2011 ; http://www.marinespecies.org/ et http://doris.ffesm.fr/ ; photos : Chalifour, 2015).....	12
<u>Tableau 5</u> : Caractéristiques coefficientées des différents sites pouvant accueillir une pépinière.....	13
<u>Tableau 6</u> : Exemples d'identifiants et signification.....	16
<u>Tableau 7</u> : Effectifs des colonies prélevées par site et par espèce.....	18
<u>Tableau 8</u> : Coefficients de corrélation des différents paramètres calculés deux à deux pour <i>A. palmata</i>	22
<u>Tableau 9</u> : Coefficients de corrélation des différents paramètres calculés deux à deux pour <i>A. cervicornis</i>	23
<u>Tableau 10</u> : Classement des sites échantillonnés en fonction des paramètres d'accessibilité.....	24
<u>Tableau 11</u> : Comparaisons photographiques de l'avancement de la cicatrisation des zones de squelette mises à nu par le bouturage (Oury, 2015).....	24

Liste des abréviations

AC : *Acropora cervicornis*

ACP : Analyse en Composantes Principales

ADN : Acide DésoxyriboNucléique

AGRNSM : Association de Gestion de la Réserve Naturelle de Saint-Martin

AMP : Aire(s) Marine(s) Protégée(s)

AP : *Acropora palmata*

B : Bouture

BAC : Bouture de *A. cervicornis*

BAP : Bouture de *A. palmata*

BEST : 'Biodiversity and Ecosystem Services in Territories of European Overseas' : Biodiversité et services écosystémiques dans les territoires d'outre-mer de l'Union européenne

BE : Basse Espagnole (site)

BR : Baie Rouge (site)

C : Corde

CELRL : Conservatoire de l'Espace Littoral et des Rivages Lacustres

CNRTL : Centre National de Ressources Textuelles et Lexicales

CV : Caye Verte (site)

EDS : État De Santé

EDS CM : État De Santé de la Colonie Mère

F : Fragment

FAC : Fragment de *A. cervicornis*

FAP : Fragment de *A. palmata*

FP : Fish Point (site)

GCRMN : 'Global Coral Reef Monitoring Network' : Réseau Mondial de Surveillance des Récifs Coralliens

GPS : Global Positioning System

ID : Identifiant

IUCN : 'International Union for Conservation of Nature' : Union Internationale pour la Conservation de la Nature

M : Marigot (Digue) (site)

N : fil de Nylon

NC : North Curve (site)

P : Pinel (site)

RC : Rocher Créole (site)

RNNSM : Réserve Naturelle Nationale de Saint-Martin

SC+C : Scellement Chimique + Collier de serrage en plastique

SC+E : Scellement Chimique + Élastique

SPAW-RAC : 'Specially Protected Areas and Wildlife – Regional Activity Center' : Centre d'Activité Régionale pour les aires et les espèces spécialement protégées

T_AXE : Taille de l'axe principal

T_TOTALE : Taille totale

WoRMS : 'World Register of Marine Species' : Registre Mondial des Espèces Marines

ZNIEFF : Zone Naturelle d'Intérêt Écologique Faunistique et Floristique

Présentation de la Réserve Naturelle Nationale de Saint-Martin



Créée en 1998, la Réserve Naturelle Nationale de Saint-Martin (RNNSM) couvre une surface de 3 054 hectares, essentiellement au Nord-Est de la partie française de l'île, dont 2 796 ha de partie marine (soit 91,6 % de la surface totale de la réserve) et 104 ha de partie lacustre (3,4 % ; voir figure 0, page suivante). Elle regroupe de nombreux écosystèmes particuliers, notamment des mangroves, des herbiers de phanérogames marines, des récifs coralliens, des forêts sèches, des étangs littoraux... Chacun de ces écosystèmes abrite une faune et une flore marines et terrestres diversifiées, comptant plusieurs espèces protégées ou sensibles : cactus tête à l'anglais (*Melocactus intortus*), mammifères marins (baleine à bosse (*Megaptera novaeangliae*) et dauphins), oiseaux marins, avifaune des étangs, tortues marines (tortue verte (*Chelonia mydas*), tortue luth (*Dermochelys coriacea*)), poissons, oursins blancs (*Tripneustes ventricosus*), lambis (*Strombus gigas*), gaïac (*Gaiacum officinale*), coraux du genre *Acropora*, et bien d'autres...

La gestion de la RNNSM a été confiée à une association : l'AGRNSM ('Association de Gestion de la Réserve Naturelle de Saint-Martin') dont le siège se situe au 803 Résidence les Acacias, Anse Marcel, 97150 Saint-Martin. Cette association regroupe 9 salariés répartis en différents pôles :

- le pôle logistique, police de l'environnement et sensibilisation, qui assure le respect de la réglementation au sein de la réserve ainsi que l'aménagement des espaces naturels ;
- le pôle missions et suivis scientifiques qui se consacre à l'organisation et à la mise en œuvre des missions à vocation scientifique et des suivis de l'état de santé des milieux ;
- le pôle coopération régionale et animation pédagogique ;

L'AGRNSM s'est vu également octroyer par le Conservatoire de l'Espace Littoral et des Rivages Lacustres (CELRL) la gestion de ses territoires, dont 12 étangs supplémentaires (en rouge sur la figure 0). Un représentant du CELRL est accueilli dans les locaux de l'association.

La réserve doit faire face à de nombreux enjeux, regroupés dans son plan de gestion pour la période 2010-2015. L'objectif principal retenu comme fil conducteur de ce plan de gestion est « *le maintien de la biodiversité et la préservation des différents écosystèmes marins et terrestres à Saint Martin* ». De cet objectif principal découle 7 objectifs à long terme :

- Améliorer les connaissances sur les espaces et les espèces protégées (descriptif et dynamique) ;
- Maîtriser les impacts anthropiques sur les espaces protégés ;
- Étendre la gestion de la Réserve Naturelle à de nouveaux espaces ;
- Restaurer les milieux ou populations dégradés ;
- Assurer la communication et l'éducation environnementales ;
- Optimiser les moyens pour assurer la qualité des missions ;
- Renforcer l'intégration régionale ;

D'après Diaz et Cuzange (2009) et <http://reservenaturelle-saint-martin.com/>

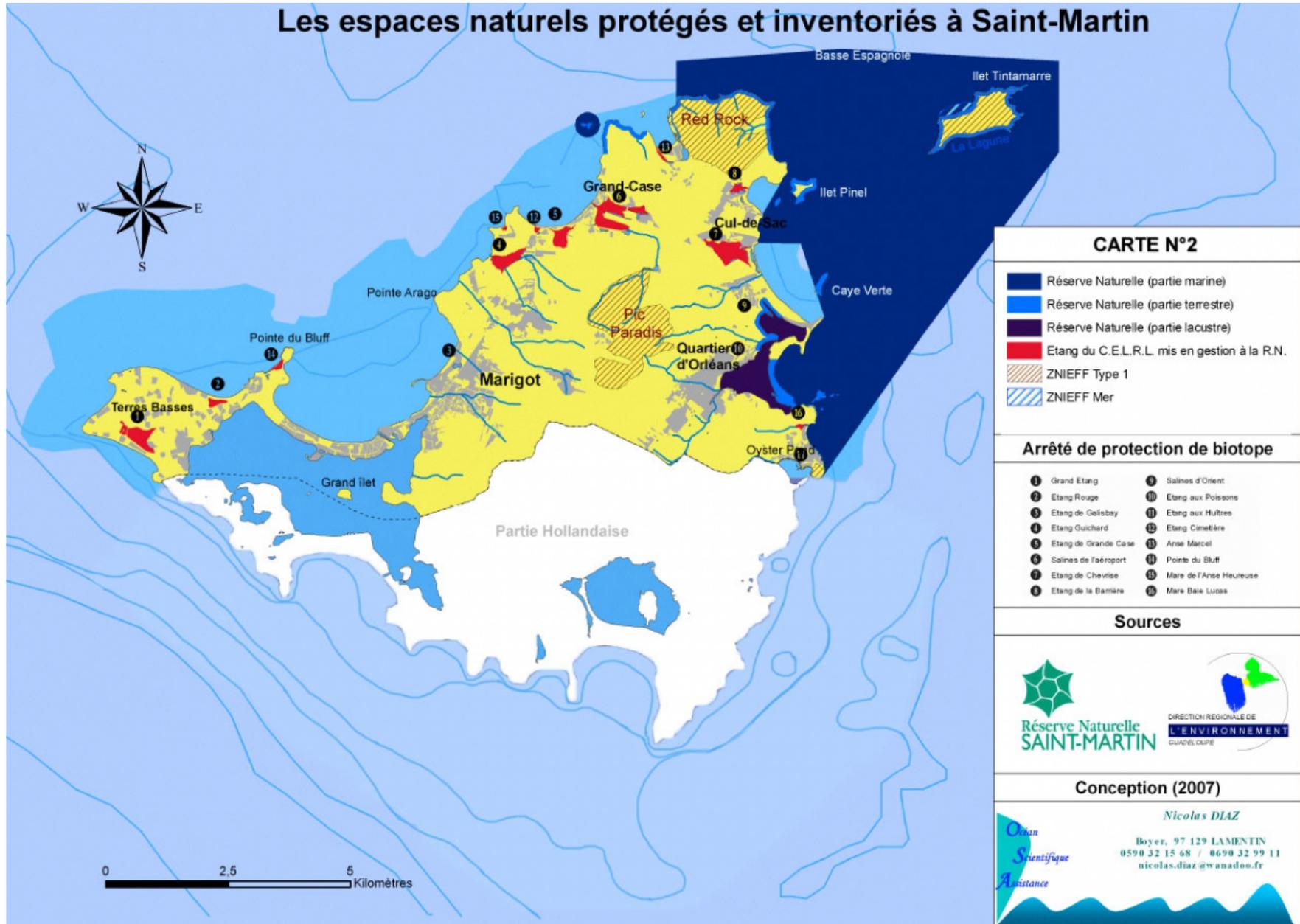


Figure 0 : Carte des espaces naturels gérés par l'AGRNSM (<http://reservenaturelle-saint-martin.com/fr/cartes>)

Introduction

Malgré la faible surface qu'occupent les récifs coralliens (< 1 % de la surface océanique d'après [Johnson et al. \(2011\)](#), soit environ 0,1 % de la surface terrestre totale selon [Allahgholi, \(2014\)](#)), ces écosystèmes sont un véritable réservoir de biodiversité. Un tiers des espèces marines décrites aujourd'hui y vivaient ([Johnson et al., 2011](#)), et le potentiel de découverte est estimé à 8 millions d'espèces ([Allahgholi, 2014](#)). Ce sont, de plus, des milieux offrant des perspectives inestimables pour les sociétés humaines vivant sur les îles autour de ces récifs. De par la pêche, la protection contre l'érosion, le tourisme, les possibilités médicinales qu'ils offrent... ces écosystèmes seraient générateurs de 375 milliards USD de biens par an ([Allahgholi, 2014](#)).

Pourtant, malgré leur importance, il est observé, depuis 3 à 4 décennies, une régression générale de ces écosystèmes ([Hernández-Delgado et al., 2014](#)). Le GCRMN ('Global Coral Reef Monitoring Network' – 'Réseau Mondial de Surveillance des Récifs Coralliens') estime que sur l'ensemble des récifs coralliens, 19 % sont totalement détruits, 15 % sont soumis à de forts risques de disparition dans les 10-20 prochaines années et 20 % dans les 30-40 prochaines ([Edwards et al., 2011](#) ; [Wilkinson, 2008](#)). Les causes de ces disparitions sont multiples : anthropisation des côtes, pollutions, surpêche, navigation, changement climatique (lui-même responsable d'une augmentation de l'intensité des ouragans et des tempêtes, du réchauffement, de l'acidification et de la montée des eaux)... ([Brathwaite, 2012](#) ; [Allahgholi, 2014](#)).

Ainsi, les récifs des océans Indien et Pacifique Ouest sont parmi les récifs les plus dégradés, suivis par les récifs des zones fortement peuplées et exploitées telles que l'Asie et la Caraïbe ([Wilkinson, 2008](#)).

Les récifs coralliens de la Caraïbe étaient, par le passé, essentiellement constitués de coraux du genre *Acropora* ([Johnson et al., 2011](#)), genre dominant depuis plus de 500 000 ans, mais ayant fortement régressé depuis les 3-4 dernières décennies (avec un taux de mortalité supérieur à 95 %) ([Forrester et al., 2013](#) ; [Griffin et al., 2012](#) ; [Herlan et Lirman, 2008](#)), si bien qu'en 2006, les espèces *Acropora cervicornis* (Lamark, 1816) et *Acropora palmata* (Lamark, 1816), toutes deux présentes dans la région Caraïbe, furent classées parmi les espèces menacées par le 'Endangered Species Act' des États-Unis ([Herlan et Lirman, 2008](#) ; [Williams et Miller, 2010](#) ; [Johnson et al., 2011](#) ; [Griffin et al., 2012](#)). En 2008, ces espèces furent également classées comme espèces en danger critique d'extinction par la liste rouge des espèces menacées d'extinction de l'IUCN ('International Union for Conservation of Nature' – 'Union Internationale pour la Conservation de la Nature') ([Johnson et al., 2011](#)).

Face à cette importante perte de potentiel, des projets, de plus en plus nombreux, de restauration et de réhabilitation des récifs coralliens sont mis en place (figure 1, page suivante ; [Herlan et Lirman, 2008](#) ; [Johnson et al., 2011](#)). Ainsi est apparu récemment le concept de "coral gardening" consistant, d'une part, à cultiver des coraux dans une pépinière, afin, d'autre part, de les réimplanter, lorsque leur taille le permet, dans des récifs naturels ou artificiels ([Herlan et Lirman, 2008](#) ; [Griffin et al., 2012](#)).

Pour répondre à la diversité des milieux d'implantation et des objectifs, beaucoup de structures différentes ont été testées, avec des matériaux, des formes et des boutures (espèces, tailles, formes, origines, techniques d'attache...) différents ([Allahgholi, 2014](#)), ce afin d'optimiser les conditions de croissance et de minimiser la mortalité ([Griffin et al., 2012](#)).



Figure 1 : Carte des projets de restauration de populations de *Acropora* sp. dans la Caraïbe (Johnson *et al.*, 2011)

Au cours du stage réalisé au sein de la RNNSM, l'objectif qui m'a été fixé était de concevoir et d'implanter des pépinières de coraux adaptées aux conditions environnementales de l'île de Saint-Martin. Il a ainsi s'agit de choisir une/des structure(s) adaptée(s), avec une capacité d'accueil de boutures définie et de la/les concevoir. Il s'agissait également d'identifier les sites les plus aptes à l'implantation des infrastructures, en considérant les paramètres environnementaux et humains. Il a fallu, de plus, définir l'ensemble des protocoles nécessaires au bon fonctionnement des pépinières (protocoles de prélèvement, de fixation, de suivi, d'entretiens, de refragmentation et de réimplantation des boutures, de suivi des colonies donneuses, d'entretiens et de maintenance des structures...) et traiter les données obtenues.

Ce rapport s'organise donc comme suit : un état de l'art sur les récifs coralliens de la Caraïbe et les pressions auxquelles ils doivent faire face est d'abord réalisé, puis est suivi d'un bref inventaire des principales techniques de restauration des récifs, en s'attardant sur les techniques de restauration active et l'usage de pépinières de coraux. L'implantation de pépinières au sein de la réserve de Saint-Martin sera ensuite détaillée, à travers une description des structures et des espèces utilisées, des sites retenus... et également des protocoles opératoires élaborés. Enfin, une présentation et une discussion des premiers résultats obtenus sur le projet seront réalisées.

Étude bibliographique

I°) États des lieux et principales menaces sur les récifs coralliens de la Caraïbe

1°) État des lieux des récifs de Saint-Martin

Contrairement à l'image reçue des récifs coralliens des océans Indien et Pacifique, ceux de Saint-Martin, et de toute la Caraïbe, sont naturellement moins denses en coraux. Tandis que dans les récifs coralliens de l'océan Pacifique en bonne santé, on observe un pourcentage de recouvrement des coraux de 30 à 65 %, ceux des Petites Antilles ne dépassent que très rarement les 25 % (chiffres datant de 2004) (Wilkinson, 2008).

En plus de cette particularité, les récifs de la Caraïbe accueillent une très forte densité en éponges, participant notablement à la dynamique des récifs. Certaines espèces parmi ces organismes filtreurs sont capables de perforer et d'éroder les substrats calcaires, donc les récifs, morts ou vivants (Diaz et Cuzange, 2009).

Les éponges et les coraux sont donc les principaux acteurs de la dynamique des récifs de la Caraïbe et de Saint-Martin.

Les algues jouent également un rôle prépondérant au sein des récifs, à travers la compétition algues/coraux pour l'accès à la lumière. Plus le recouvrement algal est important et plus l'accès à la lumière devient limité pour les coraux, entraînant généralement leur mort. Ainsi, la tendance actuelle dans les récifs coralliens des îles françaises des Petites Antilles semble être un accroissement de la couverture algale (hausse de 2-3 % à 25 % de 1995 à 2007), au détriment de la couverture corallienne, subissant une diminution de 30 % sur cette même période (figure 2) (Wilkinson, 2008). Ainsi, les principaux coraux constructeurs de récifs de la Caraïbe, *A. palmata* (corail cornes d'élan) et *A. cervicornis* (corail cornes de cerf ; Johnson *et al.*, 2011), ont subi une régression de plus de 95 % (Griffin *et al.*, 2012).

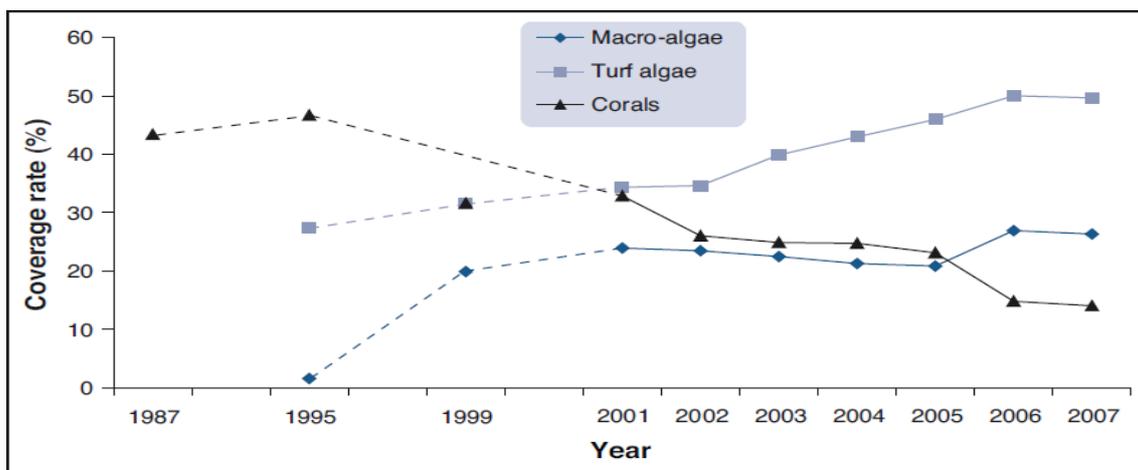


Figure 2 : Tendance évolutive de la couverture des récifs des Antilles Françaises (FWI) de 1987 à 2007 (Wilkinson, 2008)

2°) Principales menaces et pressions sur les récifs coralliens

À l'heure actuelle, de nombreuses menaces planent sur les coraux (Brathwaite, 2012). La plupart de ces menaces sont plus ou moins directement liées à l'activité anthropique, qui constitue elle-même une pression sur les récifs (Shafir *et al.*, 2006).

Du fait de la forte anthropisation des côtes des îles de la Caraïbe, leurs récifs coralliens constituent une des cinq zones cumulant le plus d'impacts anthropiques sur les écosystèmes marins (Brathwaite, 2012).

Les principales menaces et leurs impacts sur le milieu marin et les récifs coralliens sont regroupés dans le tableau 1. L'annexe 1 constitue un récapitulatif de ces menaces et de leurs interactions.

Tableau 1 : Principales menaces et pressions sur les récifs coralliens (d'après Allahgholi, 2014 ; Brathwaite, 2012 ; Edwards *et al.*, 2011 ; Goreau et Hilbertz, 2005 ; Jackson *et al.*, 2014 ; Shafir *et al.*, 2006 et Vimal, 2007)

Menaces globales		
Menace :		Impact(s) :
Pollution atmosphérique, augmentation de la concentration des gaz à effet de serre	Changement climatique	Réchauffement climatique et augmentation de la température de l'eau. Augmentation de la puissance des tempêtes et des cyclones provoquant le blanchissement et la destruction des coraux, la mise en suspension de sédiment, l'augmentation des apports d'eau douce... ainsi qu'une forte couverture nuageuse réduisant la photosynthèse.
	Acidification des océans	Problème de calcification des squelettes coralligènes.
Hausse du niveau marin		Augmentation de la hauteur d'eau au dessus des récifs et diminution de la photosynthèse.
Menaces locales à influence humaine		
Menace :		Impact(s) :
Pêche	Surpêche	
	Pêche destructive : Pêche à la dynamite, pêche au cyanure, chalutage, pêche au bâton pour effaroucher les poissons à trou en tapant sur le récif, ...	Réduction de la biodiversité, provoquant une diminution de l'état de santé de l'écosystème. Diminution de la compétitivité face à une espèce invasive. Destruction directe des récifs.
Anthropisation des côtes	Pollutions des eaux côtières : Déversement d'eaux usées, pollutions industrielles et/ou chimiques, déchets, intrants...	Enrichissement nutritif des eaux (eutrophisation) provoquant un développement algal (compétition avec les coraux), une anoxie des eaux (diminution de la disponibilité de l'O ₂ pour les coraux). Augmentation de la turbidité de la colonne d'eau et diminution de la photosynthèse.
	Déforestation	Érosion côtière et augmentation de la charge turbide.
	Artificialisation des sols	Augmentation des apports d'eau douce par le ruissellement. Modification de la salinité, de la température, de la turbidité et de la concentration en éléments nutritifs des eaux.
	Exploitation minière des récifs	Destruction directe des récifs pour en faire des matériaux de construction (granulats).
Tourisme	Plongée, apnée...	Destruction directe des récifs par contact, piétinement, prélèvements illégaux. Remise en suspension du sédiment.
	Circulation maritime	Destruction des récifs par les ancragés.
Menaces locales biologiques		
Menace :		Impact(s) :
Maladies	Blanchissement	Mort des zooxanthelles présentes dans les tissus coralliens s'accompagnant d'une décoloration de ceux-ci. La colonie survit pendant quelques temps où elle peut récupérer des symbiotes. Dans le cas contraire, elle mourra.
	Autres maladies : Maladie des bandes noires, des bandes blanches, des bandes jaunes ou des bandes rouges, maladie des plages blanches, maladie de la gelée brune, aspergillose...	Mort des colonies coralliennes.
Parasitisme, prédation		Mort des coraux.
Modification de la biodiversité	Modification de la dominance respective des espèces	Destructuration des réseaux trophiques et modification de la concurrence avec les coraux.
	Introduction d'espèces	Apparition d'espèces détruisant directement les coraux (parasitisme, concurrence, nutrition...) (ex : <i>Acanthaster planci</i> , <i>Amakusaplana aquaporae</i>). Destructuration du réseau trophique.

II°) Solutions envisageables pour la restauration des récifs coralliens

Face à la dégradation des récifs coralliens, différentes stratégies sont envisagées pour restaurer ces écosystèmes. On entend par restaurer, « [l']acte de remettre, dans la mesure du possible, un écosystème dégradé dans son état d'origine » (Edwards et Gomez, 2007 ; Edwards *et al.*, 2011). Ainsi, ces stratégies sont généralement : la protection des écosystèmes, la réalisation de pépinières de coraux et la réimplantation de coraux sur récifs (Allahgholi, 2014).

1°) Protection des écosystèmes et des récifs

Aussi appelée restauration passive (Edwards *et al.*, 2011 ; Horoszowski, 2009), la protection des écosystèmes intervient avec pour principale mission la limitation des pressions anthropiques sur les milieux. L'IUCN définit une aire protégée comme étant : « un espace géographique défini, reconnu et géré par des moyens légaux, afin de conserver au long terme un écosystème, sa valeur culturelle et les services qu'il peut rendre à l'humanité » (Day *et al.*, 2012).

Les objectifs de ces aires protégées varient selon leur niveau de protection, allant de la réserve intégrale à l'aire protégée autorisant l'utilisation durable des ressources naturelles (Day *et al.*, 2012 ; Allahgholi, 2014 ; <http://www.iucn.org/>). La gestion de certaines zones va plutôt s'attacher à encadrer les activités humaines, tandis que d'autres vont se focaliser sur la restauration ou la limitation de l'évolution du milieu (Allahgholi, 2014).

Dans le cas précis de la protection des récifs coralliens, on parlera d'aires marines protégées (AMP) (Day *et al.*, 2012). Les AMP recouvrent seulement 2,8 % de la surface des océans (figure 3), alors que l'objectif a été fixé à 10 % d'ici 2020, lors de la convention sur la diversité biologique de 2010 (Allahgholi, 2014 ; <http://www.uicn.fr/>).

Ces AMP mettent en œuvre différentes actions de gestion, de la simple régulation de la pêche à la surveillance des activités de loisir (Allahgholi, 2014).

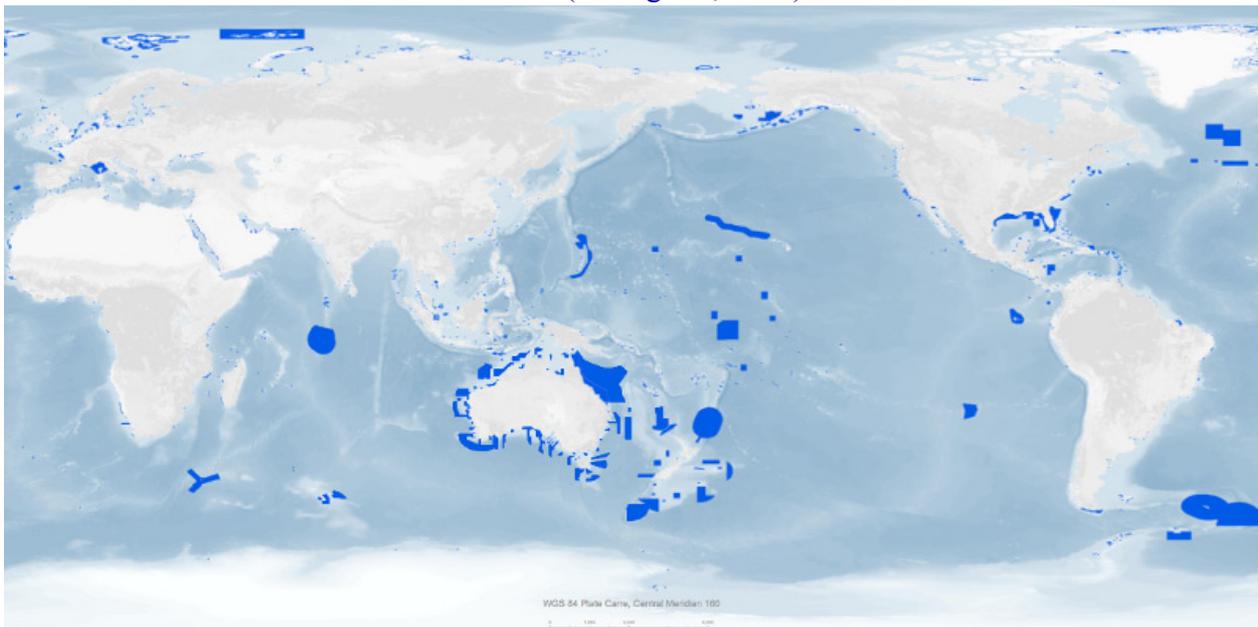


Figure 3 : Carte des Aires Marines Protégées mondiales en Octobre 2013 (<http://www.protectplanetoocean.org/>)

D'après [Vilayleck et Andréfouët \(2006\)](#), seulement 1,6 % des récifs coralliens mondiaux se trouveraient au sein d'une AMP et moins de 0,1 % seraient réellement protégés contre le braconnage. De plus, parmi les récifs protégés, 85 % seraient exposés à des menaces locales telles que la sédimentation, la pollution, l'anthropisation des côtes... ([Vilayleck et Andréfouët, 2006](#)). La simple protection des récifs coralliens n'est donc pas suffisante pour assurer durablement la préservation de ces écosystèmes. C'est pourquoi des projets de restauration active sont également mis en place ([Edwards et al., 2011](#) ; [Rinkevich, 2008, 2014](#)).

2°) Réalisation de pépinières de coraux

2.1°) Définition et objectifs

En sylviculture, une pépinière désigne : « un terrain sur lequel on fait pousser de jeunes végétaux en vue du repiquage et de la multiplication » (définition du CNRTL (<http://www.cnrtl.fr/>)). Par analogie, une pépinière de coraux désignerait donc un terrain ou une infrastructure destiné(e) au développement de boutures de coraux en vue de leur réimplantation ou de leur multiplication.

D'après [Griffin et al. \(2012\)](#), « le but d'une pépinière de coraux est de faire croître les colonies dans un environnement relativement protégé (idéalement à l'abri des prédateurs, des maladies, de la sédimentation, de la concurrence avec les algues...) pour augmenter la croissance et la survie des coraux. Une fois que ces colonies atteignent une certaine taille, elles peuvent ensuite être transplantées sur le récif afin de le restaurer, ou bien être refragmentées afin d'élargir la pépinière ». Il s'agirait donc d'augmenter la quantité de matériel biologique disponible afin de restaurer un récif, tout en garantissant au maximum la survie des boutures et la diversité génétique.

Différents types de pépinières existent et se basent sur différentes méthodes de culture. Ainsi, on distingue les pépinières de coraux utilisant la reproduction sexuée de celles exploitant la reproduction asexuée ([Chavanich et al., 2015](#)). Celles utilisant la reproduction sexuée sont préférables car permettent un maintien de la diversité génétique, mais sont plus coûteuses et plus complexes à réaliser. On distingue également les pépinières *in situ* des pépinières *ex situ*, la différence tournant au niveau de l'implantation dans le milieu naturel ou non.

Cette étude traitera uniquement des pépinières *in situ* exploitant la reproduction asexuée.

2.2°) Pépinières de coraux *in situ* exploitant la reproduction asexuée

Ce type d'infrastructure est implanté directement dans le milieu naturel, dans des conditions similaires à celles du site à restaurer. Cela permet ainsi une acclimatation des colonies et une réduction du stress, réduisant ainsi la mortalité et augmentant le taux de croissance post-transplantation ([Bongiorni et al., 2011](#) ; [Horoszowski, 2009](#)). Ces pépinières peuvent permettre de produire une grande quantité de colonies (de l'ordre de plusieurs milliers ; [Bongiorni et al., 2011](#) ; [Edwards et al., 2011](#)), pour un coût relativement faible (0,11 USD/bouture ; [Levy et al., 2010](#)). Elles sont souvent installées loin des récifs, à 1 ou 2 m au-dessus du fond, afin d'éviter la contamination par des maladies et de réduire la sédimentation et le risque de prédation. Elles peuvent également être flottantes au milieu de la colonne d'eau, parfois bien au-dessus du fond ([Shafir et al., 2009](#)). Ces différences de hauteur d'eau se traduisent par une différence d'architecture. Ainsi une première distinction est réalisée entre les pépinières dites « flottantes » et celles dites « fixées » au fond ([Edwards et al., 2011](#)). Une seconde distinction est ensuite faite entre les

pépinières « à tables » dont les boutures sont fixées sur des morceaux de substrats (naturels ou artificiels), eux-mêmes fixés sur des tables, et les pépinières « à cordes », où les boutures sont cultivées sur des cordes (Edwards *et al.*, 2011). Il existe ensuite quelques structures particulières dont la productivité semble satisfaisante, notamment pour le modèle rapporté par Nedimyer (2011).

2.2.1°) Pépinières flottantes

Les pépinières flottantes sont aussi bien adaptées aux lagons de faible profondeur qu'à la pleine mer (> 20 m ; Edwards *et al.*, 2011). Rinkevich (2005), a démontré qu'une pépinière de coraux flottante, située à 6 m de profondeur et 14 m au-dessus du fond, fournissait de meilleures conditions pour la croissance des boutures qu'une pépinière fixée au fond (en considérant le renouvellement de l'eau, les conditions d'éclairage, le taux de sédimentation, la prédation...) (Edwards *et al.*, 2011 ; Rinkevich, 2005, 2014 ; Young *et al.*, 2012). En effet, le balancement de la structure par les courants permet d'évacuer le sédiment accumulé, mais également l'oxygénation des colonies. Ils permettent aussi le renouvellement de l'eau et l'apport de nutriments (Rinkevich, 2014).

Un avantage non négligeable de ces pépinières est la possibilité d'adapter la profondeur de la structure en fonction de l'espèce cultivée, ou afin de réduire le stress subit lors des épisodes de chaleur (Rinkevich, 2014).

Ce type d'infrastructure nécessite deux systèmes de fixation : d'une part un système d'ancrage au fond pour éviter la dérive de la pépinière, d'autre part un système de bouées pour assurer le maintien de la structure en position verticale (Edwards *et al.*, 2011). Le volume de la pépinière, sa masse, la quantité de bouture... influent sur les deux systèmes (notamment sur la quantité de points d'ancrage ou de bouées). La croissance des boutures nécessite également d'ajuster la flottaison (Edwards *et al.*, 2011).

2.2.1.1°) Pépinières flottantes à cordes

De manière générale, les pépinières à cordes présentent différents avantages notamment une faible surface disponible aux organismes en compétition avec les coraux (Levy *et al.*, 2010), réduisant ainsi la maintenance (Griffin *et al.*, 2012). De plus, l'espace autour de la corde étant totalement libre, la croissance des colonies se fait dans les trois dimensions (et non deux pour une bouture fixée sur un substrat plat ; Griffin *et al.*, 2012).

Les pépinières flottantes à cordes peuvent prendre diverses formes. Il s'agit généralement d'un cadre sur lequel sont tendues des cordes. Ce cadre est ancré au fond et est accroché à des bouées afin d'assurer sa flottaison. Le prix d'une telle structure est généralement relativement faible, du fait du faible coût des matériaux utilisés et de la réduction du personnel nécessaire pour la maintenance (Levy *et al.*, 2010). De plus, contrairement à leurs apparences fragiles, elles seraient capables de résister à des cyclones (Griffin *et al.*, 2012).

2.2.1.2°) Pépinières flottantes sur tables

Les pépinières flottantes sur tables correspondent à des structures flottantes, parfois un simple filet (Shafir *et al.*, 2006), sur lesquelles sont fixées ou simplement déposées des portions de substrat où sont accrochées les boutures (Edwards *et al.*, 2011 ; Rinkevich, 2007). Cette technique permet ainsi le maniement rapide des colonies lors de leur transplantation finale.

Le coût d'une telle pépinière reste faible, mais dépend grandement des matériaux utilisés et de la taille de la structure (250 USD pour une infrastructure accueillant 6 800 colonies, auxquels

s'additionnent 2 USD pour la fixation de 100 colonies d'après [Shafir *et al.*, 2006](#), tandis que [Shaish *et al.*, 2008](#) estiment à 800 USD le coût de la construction d'une pépinière pouvant accueillir 4 200 colonies). L'entretien et la maintenance sont généralement faibles, mais dépendent du type de support (par exemple, un filet demandera moins d'entretien qu'une structure en tubes PVC). Ainsi, à titre d'exemple, la pépinière de [Shafir *et al.* \(2006\)](#) nécessite une maintenance de 10 h par mois.

2.2.2°) Pépinières fixées

Cette partie regroupe les modèles de pépinières dont la stabilité n'est assurée que par un système de fixation au substrat et dont, généralement, la structure est posée sur le fond ([Edwards *et al.*, 2011](#)). Les sites d'implantation de ce type de structure sont beaucoup plus restreints, la profondeur devenant un paramètre limitant.

De nombreux modèles ont ainsi été testés et tous semblent produire des colonies de manière satisfaisante ([Edwards *et al.*, 2011](#)). Comme pour les pépinières flottantes, on distinguera principalement deux catégories de pépinières : celles « à tables », et celles « à cordes ». Une partie supplémentaire sera toutefois réservée pour des structures particulières.

2.2.2.1°) Pépinières fixées à cordes

Ce type de structure est généralement constitué par un cadre, surélevé de quelques mètres par quatre pieds ou plus. Sur ce cadre sont accrochées les cordes sur lesquelles sont fixées les boutures ([Edwards *et al.*, 2011](#) ; [Levy *et al.*, 2010](#)).

Du fait de la simplicité de la structure, elles sont réalisables rapidement, sans moyen technologique important, et à partir de matériaux disponibles à un prix raisonnable. Ainsi, [Edwards *et al.* \(2011\)](#) sont parvenus à élaborer une pépinière fixée à cordes produisant plus de 1 000 boutures par an pour seulement 100 USD. [Levy *et al.* \(2010\)](#), ont fabriqué une pépinière de 1 200 boutures pour un coup de 0,11 USD par bouture. La maintenance est réduite grâce aux cordes et aux faibles espaces disponibles au recouvrement qu'elles offrent ([Levy *et al.*, 2010](#), estiment à 730 USD le coût de la maintenance et du suivi de leur pépinière pour un an). Elles ne seraient toutefois pas adaptées aux zones où l'hydrodynamisme est trop important ([Edwards *et al.*, 2011](#)).

2.2.2.2°) Pépinières fixées à tables

Ce type de structure correspond à un simple cadre avec quatre pieds ou plus. Les tables sont fixées au cadre ou posées sur un filet recouvrant le cadre ([Edwards *et al.*, 2011](#)). Cette technique combine ainsi les avantages et les inconvénients d'une pépinière à tables flottantes ainsi que d'une pépinière fixée à cordes.

2.2.2.3°) Autres types de pépinières fixées

- Coral Tree Nursery® :

Cette pépinière est une structure en forme d'arbre, fabriquée à partir de tubes. Les boutures sont ensuite suspendues aux branches de l'arbre par du fil de pêche ou bien sont fixées directement sur les tubes. La structure peut être ancrée au sol, mais sera préférentiellement flottante grâce à une bouée et une corde la reliant à l'ancrage afin d'augmenter la résistance à l'hydrodynamisme. Cela présente en plus l'avantage de pouvoir ajuster la profondeur de la structure ([Nedimyer, 2011](#)). Cette

structure revient à un coût faible et ne nécessite que très peu de maintenance. Son déplacement d'un site à un autre et son installation sont aisés (Nedimyer, 2011).

• Pépinière sur blocs :

Herlan et Lirman (2008) ont mis en place une pépinière dont les boutures sont fixées sur des palets en béton posés sur des parpaings. L'objectif étant de faire croître les colonies sur les palets, puis de les transplanter sur le récif à restaurer, sans les en détacher, afin de réduire le stress de la transplantation. Ce type de pépinière apparaît plus adapté à l'expérimentation de l'influence des conditions de culture sur la croissance des boutures, qu'à une volonté de culture massive.

Le tableau 2 synthétise les avantages et inconvénients des quatre principaux types de pépinières précédemment évoqués. Une planche d'illustrations est également disponible en annexe 2.

Tableau 2 : Avantages et inconvénients des quatre principaux types de pépinières (d'après Edwards *et al.*, 2011 ; Johnson *et al.*, 2011) :

Type de pépinière :	Flottante		Fixée	
	À cordes	À tables	À cordes	À tables
Profondeur :	Constante		Dépendante de la marée	
Luminosité :	Constante et ajustable		Dépendante de la hauteur d'eau (attention au risque de blanchissement)	
Renouvellement de l'eau :	Excellent	Bon	Modéré	Mauvais
Vulnérabilité aux tempêtes :	Importante (les structures peuvent être approfondies lors des périodes à risques pour limiter l'impact des vagues)		Faible	
	Les cordes permettent une certaine liberté	Très vulnérables		
Vulnérabilité aux prédateurs et aux maladies :	D'autant plus faible que la distance aux récifs est importante		Pour réduire le risque, implanter la pépinière loin des récifs et surélevée	
Vulnérabilité à l'accumulation de macroalgues :	Quasi-nulle	Moyenne	Faible	Forte
Sédimentation :	Les mouvements de l'eau et de la structure permettent la remise en suspension du sédiment		La remise en suspension du sédiment par les mouvements d'eau atteint facilement la pépinière et peut la recouvrir	
	Moins d'espace libre à l'accumulation de sédiments	Les tables favorisent l'accumulation	Moins d'espace libre à l'accumulation de sédiments	Les tables favorisent l'accumulation
Accessibilité :	Plus difficile d'accès pour les étrangers si au large (Idem pour la maintenance)		Accès pour la maintenance aisée, mais aussi pour des personnes étrangères	
Maintenance :	Faible (très peu de recouvrement car peu de surface disponible)	Modérée	Modérée (la proximité du fond agit sur la structure mais peu de surface libre au recouvrement)	Forte (beaucoup de sédiments et d'algues à retirer)
Adaptation aux zones peu profondes :	Non		Oui	
Construction :	Plus difficile à cause de la dérive		Facile	
Ancrage :	Difficile et coûteux		Aisée du fait de la proximité du fond	
Flottage :	Coût supplémentaire et peut être difficile			
Coût :	Faible	Modéré	Faible	Modéré
Durabilité :	Très dépendante des conditions		Bonne	
Capacité de déplacement :	Très facile	Facile	Moyenne	Difficile
Fixation des boutures :	Facile	Nécessite beaucoup de matériel (broche en plastique, colle...)	Facile	Nécessite beaucoup de matériel (broche en plastique, colle...)
Risque de détachement :	Important	Moyen	Moyen	Faible
Croissance :	Excellente	Bonne	Très bonne	Moyenne
Offre d'habitat pour la faune :	Nulle		Moyenne	Bonne
Utilisation de l'espace vertical :	Meilleure car croissance des colonies dans toutes les directions	Bonne	Moyenne (croissance des colonies dans toutes les directions)	Inexistante

D'autres structures existent et la liste présentée dans cette étude ne peut être exhaustive. Elle s'efforce cependant d'être la plus générale possible, afin de décrire un éventail varié de modèles de pépinières pour l'élaboration du projet de la réserve naturelle de Saint-Martin.

2.3°) Principaux facteurs à considérer pour l'implantation de pépinières de coraux

De nombreux facteurs sont à prendre en compte lors du choix du site d'implantation pour assurer le succès d'une pépinière (Johnson *et al.*, 2011). Ces facteurs peuvent être regroupés en quatre catégories : les paramètres physico-chimiques de la colonne d'eau, l'hydrodynamisme, les caractéristiques physiques, géographiques et anthropiques du site d'implantation et les facteurs biologiques (d'après Allahgholi, 2014; Edwards *et al.*, 2011 ; Johnson *et al.*, 2011).

Les conditions environnementales sont également responsables du choix de la structure de la pépinière (Allahgholi, 2014).

Ces principaux facteurs, ainsi que leurs influences sur la productivité de la pépinière sont regroupés dans le tableau suivant (tableau 3) :

Tableau 3 : Principaux facteurs influençant le choix du site d'implantation de la pépinière de coraux (Allahgholi, 2014 ; Edwards *et al.*, 2011 ; Johnson *et al.*, 2011)

Paramètres physico-chimiques de la colonne d'eau		
Facteur :	Influence(s) :	Précautions :
Qualité de l'eau (pollution)	Croissance et mortalité des boutures. Maintenance des infrastructures.	Choisir un site relativement peu pollué, avec une qualité de l'eau constante.
Température	Croissance et mortalité si la température n'est pas dans la gamme optimale. Stress des coraux lors des variations. Blanchissement si la température est trop élevée.	Précautions à prendre lors du choix du site. Réaliser le bouturage en dehors de la saison chaude car c'est à ce moment que les fragments sont le plus sensible. Éviter l'implantation dans des lagons ou des baies fermées.
Salinité	Croissance et mortalité. Stress lors des variations.	Éviter l'implantation de la pépinière sur un site avec des apports d'eau douce, ou de rencontre entre deux masses d'eau très différentes. Éviter l'implantation en lagons.
Turbidité	Photosynthèse. Sédimentation et recouvrement des coraux. Maintenance.	L'eau doit être la plus claire possible (idéalement aussi claire que l'eau du site de prélèvement des boutures).
Sédimentation	Recouvrement des boutures. Maintenance.	Éviter l'implantation dans un site très turbide, où le taux de sédimentation est important. Enlever régulièrement les dépôts de sédiments sur la pépinière.
Richesse nutritionnelle	Si optimal → augmentation de la croissance. Si concentration trop élevée → développement des algues (compétition avec les coraux), consommation de l'O ₂ et anoxie de l'eau.	Paramètre difficile à contrôler. Choisir un site proche de récifs en bonne santé et exempt de tout apport extérieur.
Apports d'eau douce	Variations des paramètres physico-chimiques de l'eau (température, salinité, nutriments, érosion, [O ₂]...). Stress des coraux.	Choisir un site éloigné des rejets d'eau douce et des côtes pour le ruissellement, afin d'obtenir des conditions environnementales relativement constantes. Éviter l'implantation dans les lagons.
Hydrodynamisme		
Facteur :	Influence(s) :	Précautions :
Courants	Renouvellement de l'eau. Les courants forts peuvent endommager l'infrastructure, détacher les boutures.	Choisir un site d'implantation en zone relativement abritée. Bien fixer les boutures.
Cyclones et tempêtes	Destruction de la structure, détachement des coraux... Fortes précipitations modifiant les propriétés physico-chimiques de l'eau (stress des coraux).	Pas vraiment de précautions à prendre contre les épisodes cycloniques. Privilégier les bouturages en dehors de la saison cyclonique pour permettre la fixation des boutures. Bien fixer la structure et les boutures.
Variation de la hauteur d'eau (marnage)	Variations de la température de l'eau. Stress des coraux.	Une hauteur d'eau d'au moins 2 m doit recouvrir les boutures lors des plus basses mers pour éviter le découlement des coraux avec les vagues.

Suite du tableau 3 :

Caractéristiques du site d'implantation		
Facteur :	Influence(s) :	Précautions :
Nature du substrat	Influe sur le design de l'infrastructure, la technique de fixation au substrat... Remise en suspension.	Un substrat rocheux évitera la remise en suspension de particules mais nécessitera d'être perforé pour fixer la structure.
Profondeur d'implantation	Luminosité (influe sur la photosynthèse réalisée par les zooxanthelles, et donc la nutrition). Température. Croissance. Hydrodynamisme. Interventions (apnée ou plongée).	Implanter la pépinière à une profondeur proche de la profondeur du récif de réimplantation (afin d'éviter un stress lié à un changement brutal de luminosité). Une profondeur plus importante diminuera l'influence des cyclones, les collisions avec des bateaux... mais réduira la croissance.
Source des boutures	Influe sur la position du site d'implantation, l'état de santé des boutures...	Implantation du site à proximité d'un récif pouvant fournir des boutures. Choisir un récif où les conditions sont similaires à celles de la pépinière et du site de réimplantation. Le récif devra être en bonne santé.
Activités anthropiques cotières	Modification de la qualité de l'eau. Endommagement de la pépinière.	Choisir un site peu fréquenté et relativement peu influencé par l'activité anthropique. Implanter la pépinière dans une AMP.
Accessibilité	Maintenance. Protection du site contre les étrangers au projet.	L'accessibilité doit être aisée pour la maintenance, mais pas trop pour éviter le braconage et la destruction par d'autres personnes. Essayer de garder secret l'emplacement de la pépinière. Réaliser une surveillance du site.
Facteurs biologiques		
Facteur :	Influence(s) :	Précautions :
Maladie	Réduction de la croissance, mortalité des boutures.	Choisir un site peu atteint par les maladies. Implanter des boutures saines. Réduire au maximum le stress des coraux (car favorise l'apparition des maladies). Maintenance (mettre en quarantaine les boutures malades).
Prédation	Mortalité des boutures.	Choisir une zone de faible densité en prédateurs de coraux et/ou de forte densité des individus du niveau trophique supérieur à ces prédateurs. Maintenance (retirer les prédateurs périodiquement).
Compétition	Croissance, mortalité des boutures.	Choisir un site d'implantation peu atteint par des compétiteurs des coraux. Utilisation de peintures anti-fooling. Maintenance (retirer les espèces en compétition avec les coraux sur la pépinière).
Densité des espèces herbivores	Influence sur le recouvrement algal, donc sur la croissance des coraux.	Choisir un site avec une bonne biodiversité d'espèces herbivores, ou en réimplanter.

3°) Réimplantation de coraux sur récifs

L'étape finale du « coral gardening » est la transplantation de colonies sur les récifs (Griffin *et al.*, 2012 ; Herlan et Lirman, 2008). Cette méthode peut être réalisée directement à partir du prélèvement des boutures sur des récifs en bonne santé et leur transplantation dans les récifs à restaurer (transplantation directe), ou bien s'effectuer à la suite de l'augmentation du matériel biologique dans les pépinières (Edwards *et al.*, 2011). La transplantation directe est rapide et peu coûteuse, mais endommage gravement le récif source, pour un taux de survie faible (Horoszowski, 2009). C'est pourquoi le second cas reste préférable : les quantités de matériel biologique prélevées, la mortalité et l'impact sont ainsi réduits (Allahgholi, 2014 ; Horoszowski, 2009).

Les techniques de transplantation sont multiples, notamment en ce qui concerne la fixation des boutures (Jaap, 2000). Ainsi, il s'agit très généralement de perforer le substrat afin d'y glisser la colonie et de l'y fixer avec du ciment, de la colle époxy, des câbles... (Edwards et Gomez, 2007 ; Jaap, 2000). Un simple monticule de ciment dans lequel est inséré le fragment peut aussi suffire.

Matériel et méthodes

I°) Implantation des pépinières

1°) Présentation des espèces cultivées

Deux espèces ont été cultivées dans les différentes pépinières : *Acropora cervicornis* et *Acropora palmata* (tableau 4). Ces espèces appartiennent à la famille des Acroporidae, famille dont les membres ont un taux de croissance rapide (10-15 cm.an⁻¹). Ces deux espèces constituent les principaux constructeurs de récifs de la Caraïbe (Johnson *et al.*, 2011).

Tableau 4: Description des espèces du genre *Acropora* utilisées (d'après Johnson *et al.*, 2011 ; <http://www.marinespecies.org/> et <http://doris.ffesmm.fr/> ; photos : Chalifour, 2015)

Espèce :	<i>Acropora cervicornis</i> (Lamark, 1816)	<i>Acropora palmata</i> (Lamark, 1816)
Nom commun :	« Corail corne de cerf »	« Corail corne d'élan »
Taxonomie :	<u>Embranchement</u> : Cnidaires <u>Classe</u> : Anthozoaires <u>Sous-classe</u> : Hexacoralliaires <u>Ordre</u> : Scléactiniaires <u>Famille</u> : Acroporidae <u>Genre</u> : <i>Acropora</i> <u>Espèce</u> : <i>A. cervicornis</i>	<u>Embranchement</u> : Cnidaires <u>Classe</u> : Anthozoaires <u>Sous-classe</u> : Hexacoralliaires <u>Ordre</u> : Scléactiniaires <u>Famille</u> : Acroporidae <u>Genre</u> : <i>Acropora</i> <u>Espèce</u> : <i>A. palmata</i>
Description :	Colonies arborescentes composées de branches enchevêtrées, longues et grêles en forme de cornes de cerf. Couleur claire, allant du blanc crème au beige. Extrémités blanches. La colonie forme un massif de taille variant de 20 cm à 2,5 m.	Colonies larges, présentant des branches épaisses et solides, aplaties horizontalement en forme de corne d'élan. Couleur beige-brune, jaunâtre. Extrémités blanches. La colonie peut mesurer jusqu'à 4 m d'envergure sur une hauteur de 2 m. Les branches poussent en biais vers la surface.
Photographie :		

2°) Sites d'implantation

Une première sélection de sites pouvant accueillir les infrastructures a été réalisée au regard des différents paramètres à prendre en compte. Ainsi ont été retenus plusieurs sites potentiels (voir annexe 3 pour la localisation des sites) :

- Rocher Créole
- Île de Tintamarre (North Curve)
- Îlet Pinel
- Île de Tintamarre (lagon)
- Caye Verte

Un classement de ces cinq sites a été réalisé, afin de les départager en vue de l'implantation d'une pépinière (tableau 5). Le site de North Curve, au Nord de l'île de Tintamarre, apparaît comme le plus adapté à l'implantation d'une pépinière de coraux. Mais, afin de maximiser les chances de succès, une seconde structure a été implantée. Il a été choisi de ne pas l'implanter près de l'île de Tintamarre pour faire varier les conditions environnementales. Le site de Caye Verte, 3^e dans le classement du tableau 5, a donc été retenu. Enfin, dans un but de sensibilisation du public, et sans réel objectif de production, une structure de taille réduite a été implantée dans le sentier sous-marin de Pinel.

Tableau 5 : Caractéristiques coefficientées des sites pouvant accueillir une pépinière. Une valeur de -1, 0 ou 1 est attribuée à chaque caractère, pour « mauvais », « moyen » et « bon ». Chaque caractère est coefficienté en fonction de son importance. Une note globale est calculée à partir de la somme des caractéristiques.

Sites :	Critères :												Note finale
	Profondeur		Fréquentation		Qualité de l'eau		Renouvellement de l'eau		Exposition		Température		
	Valeur	Coeff 1	Valeur	Coeff 2	Valeur	Coeff 1,5	Valeur	Coeff 1	Valeur	Coeff 2	Valeur	Coeff 2	
Rocher Créole	1	1	-1	-2	0	0	1	1	0	0	1	2	2
Tintamarre (North curve)	1	1	1	2	1	1,5	1	1	1	2	1	2	9,5
Tintamarre (lagon)	0	0	1	2	1	1,5	1	1	1	2	-1	-2	4,5
Pinel	0	0	-1	-2	-1	-1,5	1	1	1	2	-1	-2	-2,5
Caye verte	0	0	0	0	1	1,5	1	1	-1	-2	1	2	2,5

3°) Construction et implantation des pépinières

3.1°) Structures

Deux architectures différentes ont été élaborées en fonction de la vocation des pépinières : une pépinière large constituée de deux modules pour les sites à vocation de production (Tintamarre et Caye Verte) et une de taille réduite pour le site à vocation de sensibilisation (Pinel).

3.1.1°) Descriptifs techniques

Le choix de la structure s'est arrêté à une pépinière fixée un mètre au-dessus du substrat, regroupant à la fois les techniques de fixation à cordes et à tables.

3.1.1.1°) Pépinière large

La pépinière large est constituée de deux modules de 2 x 2 m, implantés à environ 1 m l'un de l'autre. La première structure (figure 4), servant pour la culture sur tables, est réalisée à partir d'un treillis en fers à béton de 2,40 x 2 m (Ø 8 mm), de maille 10 x 10 cm. Dans ce treillis est conservé un carré de 2 x 2 m. 20 cm de chaque côté dans la longueur du treillis sont découpés, à l'exception des barres extérieures qui sont repliées à 90° pour

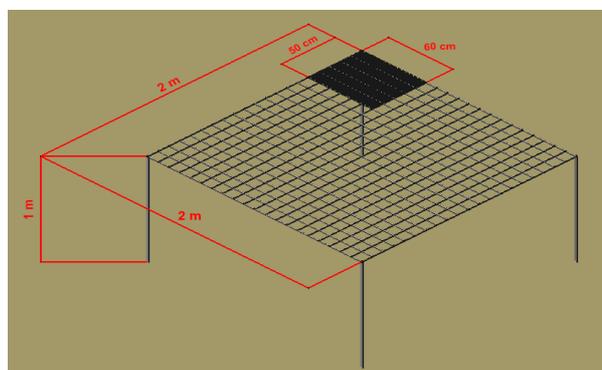


Figure 4 : Schéma du module pépinière à tables (Oury, 2015)

permettre la fixation aux pieds de la structure. Les pieds, 4 fers à béton d'une longueur de 2 m et d'un diamètre de 16 mm, sont enfoncés d'un mètre dans le sable. Le treillis est ensuite fixé aux pieds *in situ*. 12 grilles de 60 x 50 cm, de maille 10 x 10 mm, sont ensuite accrochées au treillis à l'aide de colliers de serrage en plastique. Ces grilles jouent le rôle de tables, pouvant être facilement déplacées pour la maintenance. Les boutures sont fixées sur des supports de culture en béton de diamètre 65 mm, eux-mêmes fixés aux tables par un collier de serrage. Chaque table accueille ainsi 16 boutures, espacées de 15 cm, soit une capacité totale de 192 boutures.

Le module pour la culture sur cordes (figure 5) est constitué d'un cadre en fers à béton soudés de 2 x 2 m, Ø 16 mm. Le cadre est fixé à 4 pieds en fers à béton d'une longueur de 2 m et d'un diamètre de 16 mm, enfoncés d'un mètre dans le sable. 11 cordes sont ensuite accrochées parallèlement sur le cadre, chacune pouvant accueillir 11 boutures, avec un espacement entre elles de 15 cm, et de 25 cm avec les bords de la structure. Une 12^e corde est tendue dans l'autre sens pour soutenir les autres cordes. La capacité totale de la structure est donc de 121 boutures.

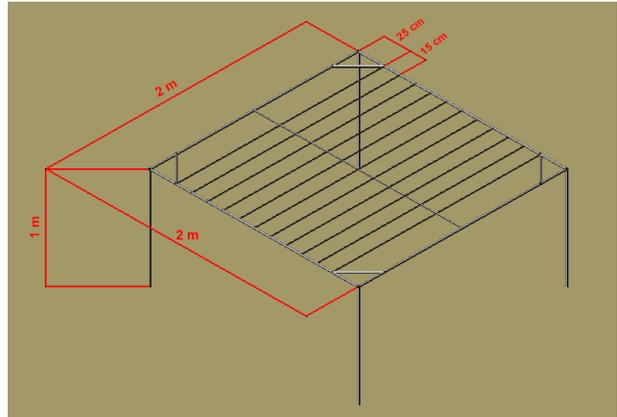


Figure 5 : Schéma du module pépinière à cordes (Oury, 2015)

3.1.1.2°) Pépinière de taille réduite

Cette structure est un condensé des deux modules larges (figure 6). Il s'agit d'un treillis en fers à béton de 2,40 x 2 m (Ø 8 mm), de maille 10 x 10 cm dans lequel a été conservé un carré de 2,10 x 1,80 m. Une partie de 1,80 x 1 m est conservée telle quelle pour la partie à tables. L'autre partie, de 1,80 x 1,10 m est découpée pour ne conserver qu'un cadre d'une largeur de 10 cm. Ainsi, une surface de 1,60 x 1 m, vide, est destinée à la culture sur cordes. La structure est ancrée au fond par 4 pieds en fers à béton de 2 m (Ø 16 mm), enfoncés de 1 m dans le substrat. La capacité est de 6 tables de 60 x 50 cm, soit 96 boutures et de 5 cordes de 9 boutures, soit 45 boutures.

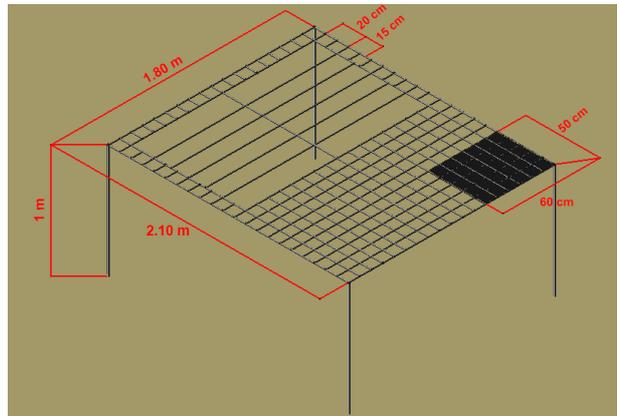


Figure 6 : Schéma de la pépinière de Pinel (Oury, 2015)

Des illustrations supplémentaires sont disponibles en annexes 4 à 6.

3.1.2°) Coûts

Le coût d'acquisition du matériel pour la conception des trois pépinières est estimé à 471,97 €, soit approximativement 195,20 € par pépinière large (110,33 € pour le module à tables et 84,87 € pour le module à cordes) et 67,44 € pour celle de Pinel. À cela s'ajoute un coût approximatif de 0,30 € par bouture de *A. palmata*.

Un détail du coût des structures est disponible en annexe 7.

II°) Implantation du matériel biologique et suivis

1°) Implantation du matériel biologique

1.1°) Origine et prélèvement des boutures

Le bouturage par fragmentation des coraux produit des boutures pourvues d'un matériel génétiquement identique à celui de la colonie donneuse. Il est donc nécessaire de prendre en compte la diversité génétique des colonies lors du bouturage, afin d'éviter de ne cloner qu'un unique individu. L'idéal serait d'analyser l'ADN d'un morceau de tissu de chaque colonie prélevée, afin de maximiser la diversité du pool génétique au sein des pépinières. Cela permettrait ainsi, lors de la réimplantation des boutures, de s'assurer de maintenir une certaine diversité dans la population et d'éviter de réduire sa capacité de résistance à une pression. Les contraintes financières et réglementaires rendant la réalisation d'analyses génétiques peu réaliste, il a donc été décidé d'opter pour un protocole de prélèvement maximisant la diversité génétique potentielle des boutures. Ainsi, la diversification géographiques des sites de prélèvement et la multiplication du nombre de colonies donneuses au sein de ces derniers devraient garantir une bonne diversité génétique. Un plan d'échantillonnage a donc été élaboré en ce sens (annexe 8). 7 sites ont ainsi été prospectés, avec une base de 16 colonies de *A. palmata* et 12 colonies de *A. cervicornis* prélevées par site. Des fragments naturellement détachés ont également été récoltés (origine génétique inconnue).

Le protocole de prélèvement suivit est disponible en annexes 9 et 10.

1.2°) Fixation des boutures sur la pépinière

Une fois récoltées, les boutures sont réparties sur les différents sites de culture. Étant donné que 2 boutures sont généralement prélevées par colonie, l'une est implantée sur la pépinière de Tintamarre, l'autre sur celle de Caye Verte, faisant ainsi varier les conditions environnementales. Les boutures supplémentaires et celles issues de fragments détachés sont cultivées sur la pépinière de Pinel. Les boutures sont fixées selon un protocole défini (annexe 11). Les *A. cervicornis* sont introduits entre les torons de la pépinière à cordes (figure 7), et les *A. palmata* sont fixés sur des supports de culture en béton, eux même fixés sur les tables de la structure (figure 8). Différentes techniques de fixation des boutures aux supports de culture en béton ont été testées, au fur et à mesure de l'avancement du projet, afin d'optimiser le taux de survie post-bouturage. Différentes techniques de fixation ont donc été appliquées à des effectifs variables de boutures : scellement chimique + collier de serrage en plastique, scellement chimique + élastique, fil de nylon.



Figure 7 : Fixation des boutures de *A. cervicornis* sur cordes (Oury, 2015)



Figure 8 : Fixation des boutures de *A. palmata* sur les supports de culture et les tables (Oury, 2015)

2°) Suivis

2.1°) Identification des colonies

La mise en place d'un système de traçabilité est indispensable au suivi des colonies donneuses et des boutures. Un identifiant unique a donc été attribué à chaque colonie. Il s'agit d'un code, constitué de 3 caractères pour les colonies donneuses, et de 5 caractères pour les boutures, les 3 premiers étant ceux de la colonie mère.

Ainsi, le code est attribué tel que (voir tableau 6 pour des exemples) :

- le premier caractère soit une lettre indiquant l'espèce (C pour *A. cervicornis* ou P pour *A. palmata*) ;
- le second indique le site d'origine au moyen d'une lettre ;
- le troisième fait référence à une colonie mère au moyen d'un chiffre si elle est connue ou d'une lettre pour les fragments ramassés sur le fond (si ce fragment est subdivisé en différentes boutures, celles-ci conserveront la même lettre) ;
- le quatrième fait référence à la génération de la bouture au moyen d'un chiffre (la première génération étant celle prélevée directement dans le milieu naturel) ;
- le cinquième identifie une bouture des autres provenant de la même colonie donneuse au moyen d'un chiffre incrémenté dans l'ordre de bouturage.

Tableau 6 : Exemples d'identifiants et signification

Type :	Code :	Signification :
Colonie donneuse	P.A.1	1 ^{ère} colonie de <i>A. palmata</i> échantillonnée sur le site A
	P.A.2	2 ^{ème} colonie de <i>A. palmata</i> échantillonnée sur le site A
Bouture de 1 ^{ère} génération	C.A.1.1.1	1 ^{ère} bouture directement issue de C.A.1
	C.A.1.1.2	2 ^{ème} bouture directement issue de C.A.1
	C.A.2.1.1	1 ^{ère} bouture directement issue de C.A.2
Bouture de 2 ^{nde} génération	C.A.1.2.11	1 ^{ère} bouture issue de la refragmentation de C.A.1.1.1
Bouture de 1 ^{ère} génération issue d'un fragment	P.B.A.1.1	1 ^{ère} bouture directement issue du 1 ^{er} fragment de <i>A. palmata</i> ramassé sur le site B
	P.B.A.1.2	2 ^{ème} bouture directement issue du 1 ^{er} fragment de <i>A. palmata</i> ramassé sur le site B
	P.B.B.1.1	1 ^{ère} bouture directement issue du 2 ^{ème} fragment de <i>A. palmata</i> ramassé sur le site B
Bouture de 2 ^{nde} génération issue d'un fragment	P.B.A.2.11	1 ^{ère} bouture issue de la refragmentation de P.B.A.1.1

2.2°) Suivi des colonies donneuses

Afin d'évaluer l'impact des prélèvements sur les colonies donneuses, un suivi a été initié. Pour chaque colonie à prélever, une fiche d'identification et des photographies ont été réalisées (ce suivi est initié lors du prélèvement et détaillé dans le protocole de prélèvement des boutures en annexe 9). Il s'agit ensuite de retourner sur le site régulièrement (une fois par mois au début puis moins fréquemment), de retrouver les colonies grâce aux photographies et aux coordonnées GPS, et d'évaluer l'état de santé de celles-ci (voir annexe 12 pour le protocole suivi).

Idéalement, toutes les colonies devraient être ainsi suivies, cependant un certain nombre de contraintes, notamment de logistique et de personnel, font que seulement une partie d'entre elles le sont ici. Ainsi, il a été décidé de ne suivre qu'un échantillon des colonies donneuses.

2.3°) Suivi des boutures

Chacune des boutures, depuis son prélèvement jusque sa réimplantation, fait l'objet d'un suivi. Ce suivi consiste à vérifier l'état de santé des colonies, notamment la mortalité et l'apparition de maladies (voir protocole en annexe 13). Il s'agit également d'évaluer et de documenter sa croissance.

Méthode de calcul du taux de croissance :

Deux méthodes de calcul du taux de croissance, propres à chaque espèce, ont été mises en place :

■ Pour *A. palmata* :

Le taux de croissance est calculé à partir de la surface supérieure plane des boutures (figure 9), évaluée par traitement des photographies étalonnées avec le logiciel ImageJ. Trois répliquats de la mesure sont réalisés afin de minimiser l'erreur. Le taux de croissance est ensuite déterminé

selon la formule suivante :

$$T(\% \cdot j^{-1}) = \frac{\left(\frac{S_y}{S_x}\right)^{\frac{1}{y-x}} - 1}{100}$$

(avec : T, le taux de croissance en %·j⁻¹ ; S_x et S_y, les surfaces moyennes en cm² aux temps x et y ; y-x, l'intervalle de temps considéré en jours)

■ Pour *A. cervicornis* :

Le taux de croissance est ici évalué via l'estimation de l'allongement total des boutures. Il est calculé à partir de la somme des longueurs de chaque branche de la bouture (figure 10). Un taux de croissance de l'axe principal, des ramifications secondaires et des autres ramifications est également calculé, selon la même formule que pour les *A. palmata*, en remplaçant la surface par la longueur.

Survie et mortalité :

Le taux de survie a été défini comme le nombre de fragments qui vivent encore sur les pépinières par rapport au nombre initial de fragments déployés. Les colonies présentes sur les pépinières avec moins de 95 % de tissus vivants ont été considérées comme « mortes », tandis que les boutures détachées ont été considérées comme « détachées ». Boutures « mortes » et « détachées » constituent les boutures « perdues ».

3°) Maintenance

En complément du suivi en routine des boutures sur les pépinières, une maintenance des structures est opérée tous les 15 jours, dans la mesure du possible (contraintes logistiques et météorologiques). Le protocole détaillé en annexe 14 définit les procédures d'entretien de la structure, afin d'optimiser la croissance des boutures. Ainsi, cette maintenance consiste en un nettoyage des armatures, des supports et des boutures (retrait des organismes corallivores, retrait des algues et du sable accumulé...), voire à des réparations diverses.

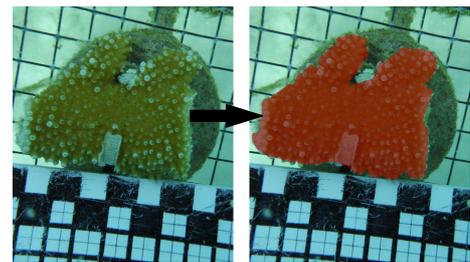


Figure 9 : Illustration de la surface supérieure plane d'une bouture (en rouge à droite), calculée à partir de l'image à gauche (Oury, 2015)

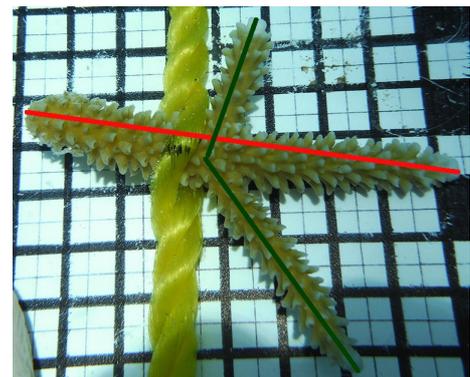


Figure 10 : Mesures d'une bouture de *A. cervicornis* (en rouge, la longueur de l'axe principal, en vert, celles des ramifications primaires, leur somme correspondant à la longueur totale ; Oury, 2015)

Résultats

I°) Bouturage

1°) Colonies prélevées

140 colonies ont été échantillonnées sur les 8 sites conformément au plan d'échantillonnage (tableau 7), dont 46 de *A. cervicornis* et 94 de *A. palmata*. Les objectifs initiaux de 12 colonies de *A. cervicornis* et 16 colonies de *A. palmata* prélevées par site n'ont pas pu être respectés sur tous les sites. En effet, soit le nombre de colonies présentes était insuffisant, voir nul, soit l'état de santé de ces colonies ne permettait pas le prélèvement de boutures saines. Ainsi, seuls les sites de Caye Verte et de Pinel respectent strictement le plan d'échantillonnage.

Tableau 7 : Effectifs des colonies prélevées par site et par espèce

Site		Colonies prélevées		
		<i>A. cervicornis</i>	<i>A. palmata</i>	Total :
North Curve	NC	0	16	16
Fish Point	FP	12	0	12
Caye Verte	CV	12	16	28
Baie Rouge	BR	0	16	16
Basse Espagnole	BE	0	16	16
Pinel	P	12	16	28
Rocher Créole	RC	10	0	10
Marigot (Digue)	M	0	14	14
Total :		46	94	140

2°) Boutures prélevées

Au total, 387 boutures ont été prélevées sur les 8 sites. Parmi ces 387 boutures, 225 sont des boutures de *A. palmata*, et 162 de *A. cervicornis*. Le détail des boutures prélevées par espèce et par site, ainsi que les fragments détachés récoltés sont présentés dans la figure 11.

216 BAP et 133 BAC ont ainsi été récoltés pour 9 FAP et 29 FAC. En moyenne, 36 BAP sont prélevées par site où les *A. palmata* sont présents, contre 33,25 BAC. 1,5 FAP et 7,25 FAC sont également récoltés par site. 4,17 % des boutures de *A. palmata* sont donc des FAP et 21,80 % des *A. cervicornis* sont des FAC.

Le nombre moyen de boutures prélevées par colonie de *A. palmata* est de 2,3 contre 2,9 pour les *A. cervicornis*.

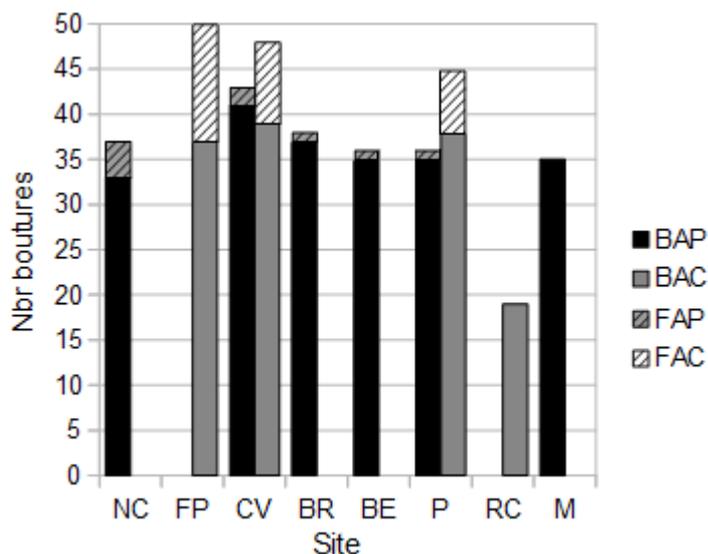


Figure 11 : Répartition de l'ensemble des boutures par espèce, par site et par origine (détachée ou bouturée) (BAP = Boutures de *A. palmata* ; BAC = Boutures de *A. cervicornis* ; FAP = Fragments de *A. palmata* et FAC = Fragments de *A. cervicornis*)

3°) Techniques de fixation utilisées

Initialement, les *A. cervicornis* étaient fixés sur cordes, et les *A. palmata* sur supports de culture en béton au moyen de colliers de serrage et de scellement chimique (SC+C). Le protocole de fixation des *A. palmata* a ensuite été adapté, et d'autres techniques ont été testées : scellement chimique + élastique (SC+E) pour éviter l'utilisation des colliers de serrage, rapidement colonisés par les algues, et enfin du fil de nylon (N) pour s'affranchir de l'utilisation de scellement chimique. La technique initiale de fixation des *A. cervicornis* s'avérant efficace et ne générant que peu de mortalité, cette dernière fut conservée. La figure 12 présente la répartition des boutures de *A. palmata* par technique de fixation.

Ainsi, 19 boutures furent fixées selon la technique de SC+C, 135 selon SC+E et 71 selon N. Le nombre inégal de boutures provenant des différents sites donneurs ayant recours à telle ou telle technique de fixation découle du fait que le choix de l'approche se veut adaptatif en réponse à l'observation du taux de survie des boutures. Le choix a donc été fait au cours de cette expérimentation de recourir en priorité à la technique jugée comme celle offrant les meilleurs taux de survie. Ainsi, les boutures conservées à North Curve sont les seules fixées selon deux techniques différentes (SC+C et SC+E). Les boutures des sites de CV, BR et BE ont également été fixées selon la technique SC+E. Enfin, les boutures des sites P et M ont uniquement été fixées selon la technique N.

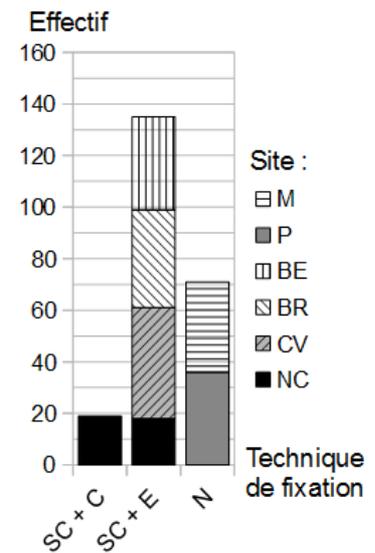


Figure 12 : Répartition des boutures de *A. palmata* par site et par technique de fixation

II°) Suivi des boutures

1°) Mortalité et détachement

1.1°) Taux de survie

Au total, 9 boutures de *A. cervicornis* et 100 de *A. palmata* furent comptabilisées comme mortes, soit des taux de survie respectivement de 94,4 % et 55,6 %. Aucune bouture ne s'est détachée et ce, quelle que soit la technique de fixation utilisée. La répartition des taux de survie en fonction des sites de culture, de l'origine des prélèvements, de l'espèce, du mode de collecte (bouture ou fragment naturel) et de la technique de fixation est représentée dans les figures 13 à 15.

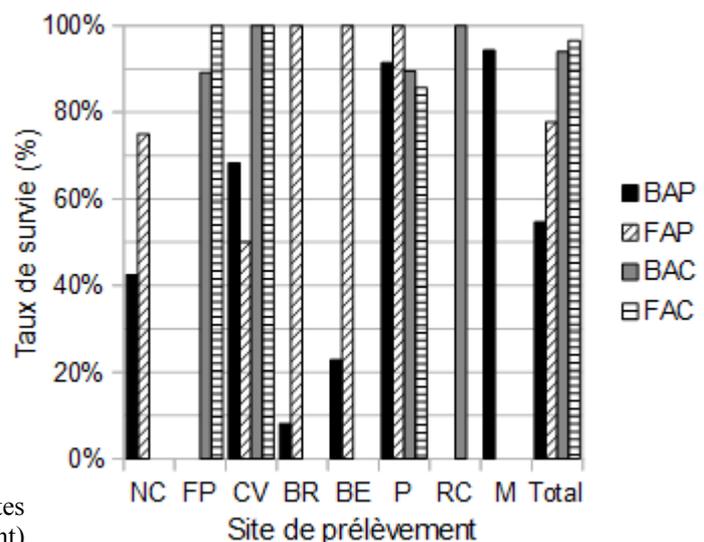


Figure 13 : Taux de survie observés en fonction des sites de prélèvement et de l'origine (bouture ou fragment)

Des taux de survie de 54,6 %, 77,8 %, 94,0 %, 96,6 % ont respectivement été observés pour les BAP, les FAP, les BAC et les FAC (figure 13). Les boutures issues de fragments naturels collectés sur le fond (FAP et FAC) affichent un taux de survie supérieur, excepté pour les *A. palmata* de CV.

Les sites BE et BR présentent des taux de survie très faibles pour les boutures de *A. palmata* (respectivement de 8,1 et 22,9 %), suivis des sites NC et CV présentant 42,4 et 68,3 % de survie. Les sites P et M ont des taux de survie nettement supérieurs, de 91,4 et 94,3 %. Quel que soit le site considéré, le taux de survie des *A. cervicornis* (BAC et FAC) dépasse les 85 %.

Des taux de survie similaires, de 50 à 60 % pour les *A. palmata*, et de 95,5 à 100 % pour les *A. cervicornis*, ont été observés sur tous les sites de culture (figure 14). Seul le site à vocation de sensibilisation (P) présente un taux de survie des *A. cervicornis* inférieur (80 %). Pour les deux espèces, c'est le site de CV qui regroupe les meilleurs résultats.

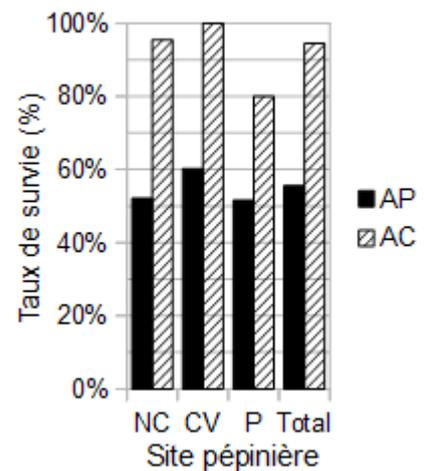


Figure 14 : Répartition des taux de survie par sites de culture (AP = *A. palmata* ; AC = *A. cervicornis*)

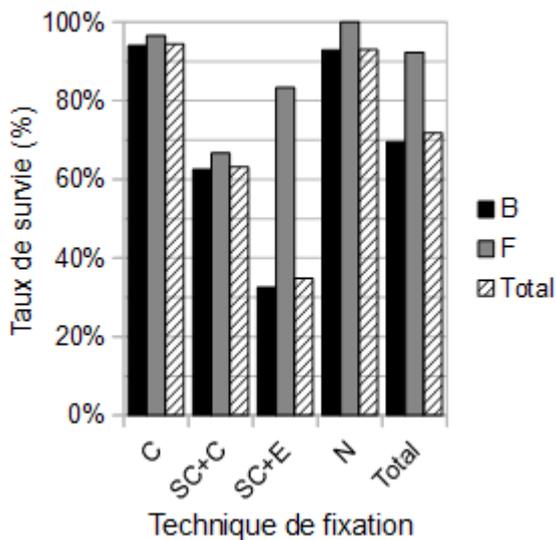


Figure 15 : Taux de survie des boutures (B) et des fragments (F) en fonction de la technique de fixation utilisée (C = Corde)

Les techniques d'insertion des boutures de *A. cervicornis* dans les torons d'une corde (C) et de fixation des boutures de *A. palmata* sur des supports de culture en béton via l'utilisation du fil de nylon (N) ont montré des taux de survie élevés, respectivement de 94,4 % et de 93,0 % (figure 15). En revanche, les autres techniques testées (SC + C et SC + E) ont conduit à des taux de survie respectifs de 63,2 et 34,8 % et ce, quelle que soit l'origine des boutures. Les fragments ont mieux survécu à la culture, avec des taux de survie observés supérieurs à ceux des boutures. Cependant, un effectif réduit de fragments a été cultivé, ce qui peut influencer les résultats.

1.2°) Temps de survie

Il a été observé que plus de 75 % de la mortalité survenait dans la première semaine après la mise en culture et plus de 95 % au cours des deux premières (figure 16). Une forte proportion des mortalités s'observe les 2 jours suivants le prélèvement. Aucune mortalité n'a été relevée au-delà de 18 jours.

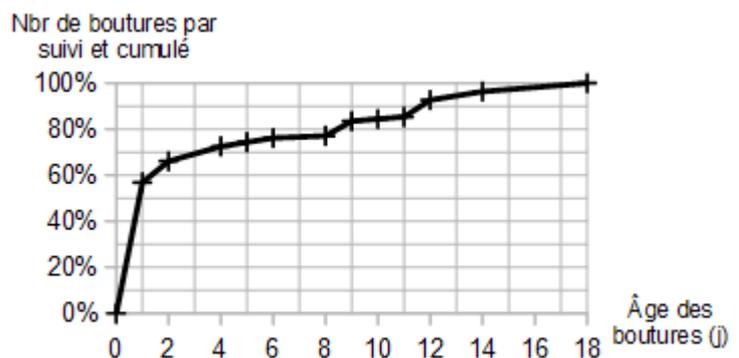


Figure 16 : Évolution de la mortalité des boutures au cours du temps

2°) Croissance

2.1°) Indices visuels

En parallèle du suivi de la croissance des boutures par photographie, des indices visuels viennent directement confirmer l'existence d'une croissance des colonies. Ainsi, sur les premières boutures réalisées, un recouvrement des zones de squelette mises à nu par de nouveaux polypes est observable dès 30 jours après le bouturage (figures 17A et 17B). Lors du retrait des colliers de serrage sur les premières boutures réalisées (22 jours après le bouturage), du tissu vivant commençait à coloniser la surface plastique de ces derniers, si bien qu'il devenait délicat de les retirer. Certains n'ont ainsi pas pu être enlevés (figure 17C). Enfin, les supports de culture commençait à être colonisés par du tissu vivant près de 50 jours après bouturage (figure 17D).

Ces observations viennent confirmer l'existence d'une croissance des boutures implantées sur les pépinières, mais cette dernière reste à quantifier.

2.2°) Taux de croissance

2.2.1°) *A. palmata*

Un taux moyen de croissance de $0.748 \% \cdot j^{-1}$ a été observé pour les boutures de *A. palmata*. Ce dernier est respectivement de 0,526, 0,885 et $1,100 \% \cdot j^{-1}$ pour les pépinières de NC, CV et P.

Les figures 18 et 19 synthétisent respectivement l'évolution du taux de croissance des boutures sur 50 jours et celle du nombre de bouture par pépinière. Cette évolution semble difficile à caractériser au cours des 18

Figure 19 : Évolution de l'effectif de boutures sur les pépinières en fonction de leur âge

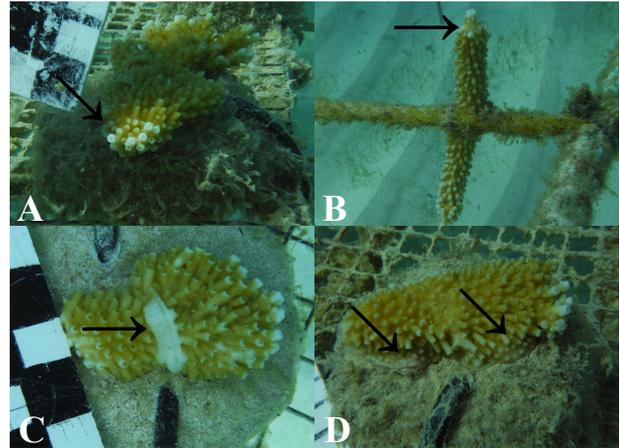


Figure 17 : Indices de l'existence d'une croissance des boutures (Oury, 2015) (Recouvrement du squelette mis à nu chez *A. palmata* (A) et *A. cervicornis* (B); C : Morceau de collier de serrage fixé par une bouture de *A. palmata* ; D : Développement du tissu sur le support)

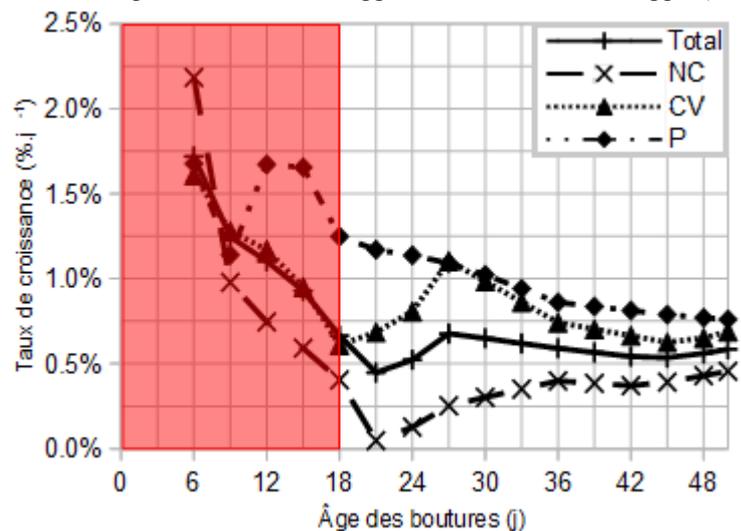
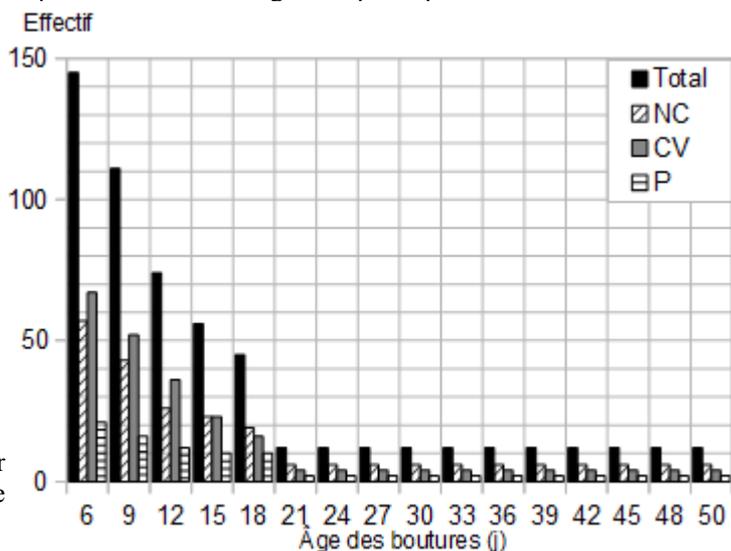


Figure 18 : Évolution du taux de croissance des boutures de *A. palmata*. La zone rouge n'est pas exploitée dans les résultats.



premiers jours de mise en culture, correspondant à la période de plus forte mortalité des boutures collectées. En revanche, au-delà de 30 jours de culture, à effectifs stables sur les pépinières, les taux de croissance semblent être constants, aux alentours de 0,580 %. j^{-1} . Ce taux moyen varie cependant d'un site de culture à l'autre, prenant les valeurs de 0,386, 0,741 et 0,850 %. j^{-1} , respectivement pour NC, CV et P. Passé la période d'acclimatation des boutures, le taux de croissance moyen est de 0,650 %. j^{-1} à 30 jours, de 0,536 %. j^{-1} à 45 jours et de 0,585 %. j^{-1} à 50 jours.

2.2.2°) *A. cervicornis*

Un taux de croissance moyen de 0,411 %. j^{-1} a été obtenu pour les *A. cervicornis*, toutes pépinières confondues. Ce taux varie d'un site à l'autre de 0,505, 0,334 et 0,500 %. j^{-1} respectivement pour NC, CV et P.

La figure 20 représente l'évolution du taux de croissance en fonction du site de culture et de l'âge des boutures. Les taux obtenus sont relativement constants, variant entre 0,276 et 0,640 %. j^{-1} . Les plus faibles taux de croissance sont observés à CV, quel que soit l'âge des individus.

Le taux de croissance moyen à 30 jours est de 0,441 %. j^{-1} .

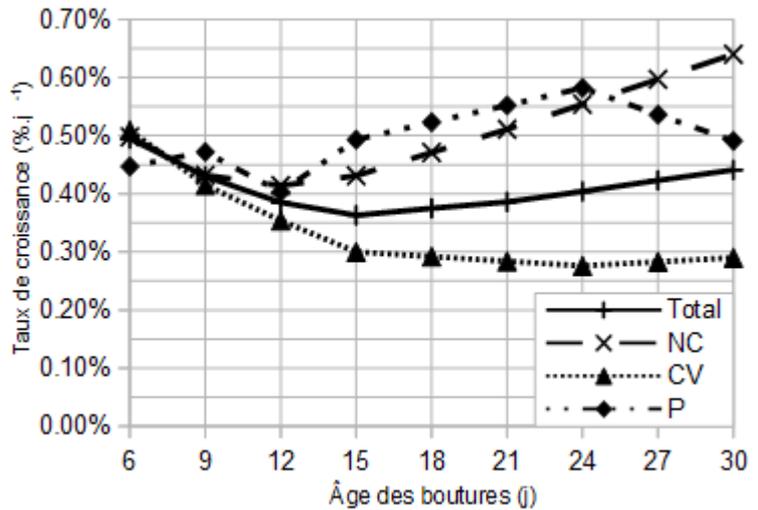


Figure 20 : Évolution du taux de croissance des boutures de *A. cervicornis* calculé à partir du jour de prélèvement.

3°) Analyses en Composantes Principales

Une analyse en composantes principales (ACP) a été réalisée pour chaque espèce afin de déterminer les paramètres influant de manière significative sur la croissance et la mortalité des boutures. Les tableaux de données utilisés sont disponibles en annexes 15 et 16. Les résultats sont présentés ci-après.

3.1°) *A. palmata*

Les différents paramètres testés sont : le site d'origine, le site de culture, la technique de fixation, la taille de la bouture au moment du prélèvement et l'état de santé de la colonie mère. Les coefficients de corrélation calculés pour les différents paramètres ainsi que le cercle de corrélation obtenu sont présentés dans le tableau 8 et la figure 21.

Tableau 8 : Coefficients de corrélation des différents paramètres calculés deux à deux pour *A. palmata*

<i>A. palmata</i>	ORIGINE	PEPINIERE	FIXATION	TAILLE	EDS.CM	EDS	CROISSANCE
ORIGINE		-0.016	0.853	0.222	-0.220	0.306	0.001
PEPINIERE	-0.016		-0.017	-0.098	-0.161	0.040	-0.008
FIXATION	0.853	-0.017		0.255	-0.143	0.382	-0.049
TAILLE	0.222	-0.098	0.255		-0.147	0.165	-0.092
EDS.CM	-0.220	-0.161	-0.143	-0.147		-0.166	0.008
EDS	0.306	0.040	0.382	0.165	-0.166		-0.198
CROISSANCE	0.001	-0.008	-0.049	-0.092	0.008	-0.198	

L'ensemble des coefficients obtenus sont compris dans l'intervalle [-0,220 ; 0,382], démontrant l'absence de toute corrélation entre les différents paramètres testés. Seuls les paramètres type de fixation et origine des boutures aboutissent à une valeur de coefficient de 0,853. Cette valeur est liée au fait que les différentes techniques de fixation aient été testées séquentiellement,

avec l'échantillonnage des différents sites.

D'après le cercle de corrélation, l'état de santé des boutures dépendrait de la technique de fixation et de l'origine des boutures. Le paramètre taille pourrait également avoir un impact modéré sur la croissance et la mortalité des bouture de *A. palmata*. La croissance semble quant à elle être indépendante des paramètres testés. Enfin, contrairement à ce que l'on pourrait attendre, le site de culture ne semble avoir aucune influence sur l'état de santé et la croissance des boutures au terme de ces 50 jours de suivi.

3.2°) *A. cervicornis*

L'ensemble des paramètres précédemment testés pour *A. palmata*, le sont ici pour *A. cervicornis*, à l'exception du type de fixation (paramètre retiré, les boutures étant disposées sur cordes) et de la taille initiale des boutures, remplacée par la taille de l'axe principal (T_AXE) et taille totale (T_TOTALE). Les résultats de l'ACP sont présentés dans le tableau 9 et la figure 22.

Les coefficients de corrélation obtenus sont compris entre -0,187 et 0,356. Aucun des paramètres testés ne semble donc être corrélé à un autre. L'état de santé et la croissance des boutures seraient donc indépendants.

D'après le cercle de corrélation, T_TOTALE et T_AXE seraient liés. De plus, la valeur de leur coefficient (0,356) pourrait s'expliquer par le fait que T_AXE est pris en compte dans le calcul de T_TOTALE. Les facteurs état de santé des colonies mères et origine des boutures le seraient également, étant donné que les colonies donneuses d'un même site présentent un état de santé relativement homogène. Le site de culture ne semble quant à lui n'avoir aucune influence sur la croissance et la santé des boutures.

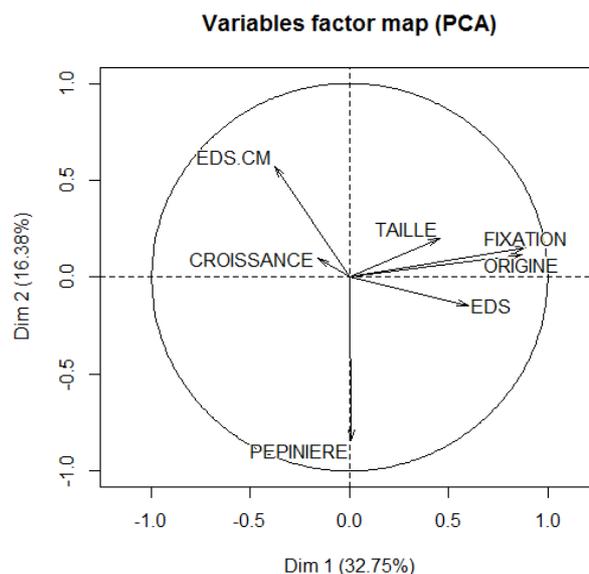


Figure 21 : Cercle de corrélation (dimensions 1 et 2) résultant de l'ACP des différents paramètres testés pour *A. palmata*

Tableau 9 : Coefficients de corrélation des différents paramètres calculés deux à deux pour *A. cervicornis*

<i>A. cervicornis</i>	ORIGINE	PEPINIERE	T_AXE	T_TOTALE	EDS.CM	EDS	CROISSANCE
ORIGINE		-0.119	-0.123	0.098	0.189	-0.028	-0.138
PEPINIERE	-0.119		-0.068	0.036	-0.032	-0.187	-0.038
T_AXE	-0.123	-0.068		0.356	-0.141	0.183	-0.100
T_TOTALE	0.098	0.036	0.356		0.006	0.070	-0.070
EDS.CM	0.189	-0.032	-0.141	0.006		0.022	0.098
EDS	-0.028	-0.187	0.183	0.070	0.022		0.028
CROISSANCE	-0.138	-0.038	-0.100	-0.070	0.098	0.028	

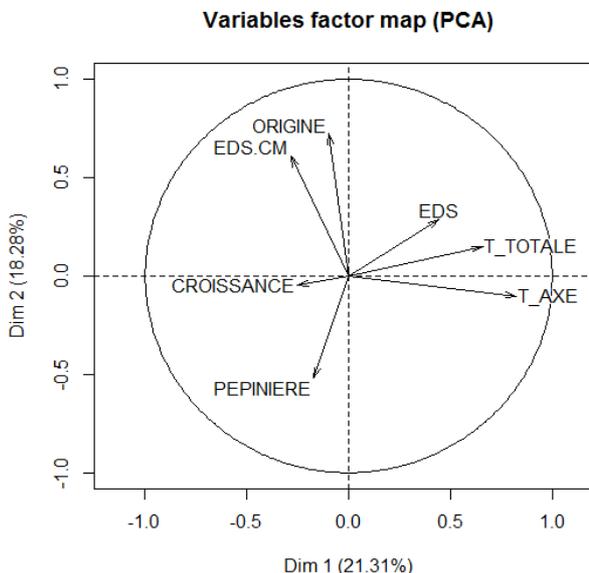


Figure 22 : Cercle de corrélation (dimensions 1 et 2) résultant de l'ACP des différents paramètres testés pour *A. cervicornis*

III°) Suivi des colonies donneuses

Le suivi des 140 colonies échantillonnées étant impossible à réaliser pour des raisons logistiques, seuls 4 des 8 sites prospectés ont été investigués pour le suivi des colonies donneuses. Ces 4 sites ont été choisis de telle sorte :

- le mauvais état de santé des colonies des sites de RC et M rend impossible une bonne évaluation de l'impact des prélèvements ;
- seuls 4 des 6 sites restant furent retenus, en fonction de différents paramètres (accessibilité, espèces... ; voir tableau 10) ;

Ainsi le suivi des colonies donneuses sera opéré sur les sites de CV, NC, FP et P. 84 colonies sur 140, soit 60 % des colonies prélevées font donc l'objet d'un suivi.

Finalement aucun des sites retenus pour le suivi des colonies donneuses n'a pu être opéré avant la fin du stage du fait de contraintes logistiques, météorologiques et de calendrier. Toutefois, une visite de certains sites, hors suivi, a permis une première évaluation de l'état de santé de certaines colonies donneuses. Ces sites sont North Curve et Caye Verte, situés à proximité directe des pépinières et donc accessibles lors des opérations de suivi et d'entretien des pépinières.

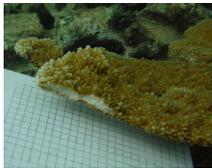
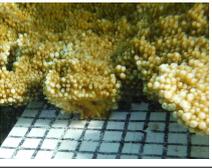
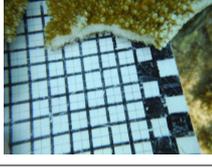
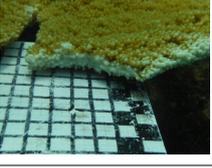
Parmi les colonies observées, les premières échantillonnées montrent une cicatrisation avancée des zones de squelette mises à nu par le prélèvement des boutures (tableau 11). Ainsi, les colonies échantillonnées à North Curve montrent une cicatrisation quasi-totale 54 jours après le prélèvement. Celles échantillonnées à Caye Verte laissent apparaître de nouveaux polypes, fraîchement formés sur les cicatrices, 23 jours après le prélèvement. En revanche, les colonies donneuses fraîchement échantillonnées à North Curve ne montrent pas encore clairement de formation de polypes. Aucune dégradation de l'état de santé des colonies donneuses n'a pu être remarquée sur l'ensemble des colonies inspectées. Certaines zones de squelette mises à nu à Caye Verte ont toutefois été colonisées par des algues.

Tableau 10 : Classement des sites échantillonnés en fonction des paramètres d'accessibilité

Site	Espèces	Accessibilité	
		Bâteau	Apnée
NC	<i>A. palmata</i>	+	Oui
FP	<i>A. cervicomis</i>	--	Non
CV	<i>A. cervicomis</i> <i>A. palmata</i>	++	Oui
BR	<i>A. palmata</i>	--	Oui
BE	<i>A. palmata</i>	-	Non
P	<i>A. cervicomis</i> <i>A. palmata</i>	++	Oui

Site	Profondeur	Hydro-dynamisme	Classement
NC	1 m	Fort	3
FP	12 – 15 m	Faible	4
CV	1 m	Fort	1
BR	1 – 5 m	Moyen	6
BE	7 – 9 m	Moyen	5
P	1 m	Fort	2

Tableau 11 : Comparaisons photographiques de l'avancement de la cicatrisation des zones de squelette mises à nu par le bouturage (Oury, 2015)

Colonie	Avant	Après
P.A.3.	18/06/15 	12/08/15 (54j) 
P.C.16.	20/07/15 	12/08/15 (23j) 
P.A.13.	24/07/15 	11/08/15 (18j) 

Discussions et perspectives

Ce stage avait pour principaux objectifs d'implanter des pépinières de coraux au sein de la Réserve Naturelle de Saint-Martin, ainsi que de concevoir et tester des protocoles d'optimisation de la productivité de ces structures. Au-delà de la synthèse bibliographique, ces expérimentations ont permis d'améliorer ces protocoles, afin notamment de réduire la mortalité post-bouturage.

Les structures implantées ont prouvé leur capacité de résistance à l'environnement marin (hydrodynamisme, usure...) sur la période de ce stage. Les structures à vocation de production des sites de North Curve et de Caye Verte, tout comme celle de sensibilisation de Pinel, semblent aptes à accueillir le nombre de boutures pour lequel elles étaient initialement conçues. Toutefois, les structures incorporant des cordes apparaissent significativement moins salies, conformément aux résultats de [Griffin *et al.* \(2012\)](#) et [Levy *et al.* \(2010\)](#). Ce choix technique se révèle donc plus avantageux dans un souci de gain de temps et pour une meilleure productivité.

Quelques améliorations pourraient cependant être réalisées, afin d'assurer la résistance des modules aux conditions environnementales. Ainsi, des pieds supplémentaires devraient être rajoutés pour éviter l'affaissement des modules face à l'augmentation de leur poids, au cours de la croissance des boutures. Des câbles tendus à chaque pied et accrochés au substrat pourraient également venir améliorer l'ancrage des structures.

Les sites d'implantation des pépinières choisis apparaissent conformes aux exigences liées à la culture des boutures, compte tenu de l'observation de taux de survie et de croissance statistiquement similaires pour chaque site (conformément aux résultats des ACP). Le site de Caye Verte présente toutefois un taux de mortalité moindre, probablement du fait d'un meilleur renouvellement et d'une très bonne clarté de l'eau. En outre, la présence de dépôts plus importants en algues et sédiments sur les structures de North Curve et de Pinel, ont impliqué une maintenance plus régulière de ces installations.

La mise en place des protocoles et les premières observations ont permis une optimisation de ceux-ci. Ainsi, la technique couramment utilisée dans le cadre de travaux similaires ([Bongiorni *et al.*, 2011](#) ; [Herlan et Lirman, 2008](#) ; [Shafir *et al.*, 2006](#)) et conseillée par les guides de restauration active des récifs coralliens ([Edwards *et al.*, 2011](#) ; [Johnson *et al.*, 2011](#)) impliquant le collage des boutures à leur support de culture au moyen de scellement ou de colle époxy se révéla inadaptée pour répondre aux attentes de la Réserve. Les essais révélèrent des taux de survie peu élevés (63,2 %) tandis que [Herlan et Lirman \(2008\)](#) obtenaient de meilleurs résultats, après 8 semaines de suivi. [Griffin *et al.* \(2012\)](#) obtenaient un taux de mortalité de 4,5 % en un an, avec une technique différente.

Il fut alors décidé d'éliminer le collier de serrage, favorisant la fixation des algues, et de le remplacer par un élastique pour fixer la bouture durant la polymérisation du scellement. Malgré cette adaptation du protocole initial, un taux de survie trop faible fut observé (34,8 %). Afin d'obtenir de meilleurs résultats, la solution consistait soit en l'utilisation de colles époxy spécialisées pour l'aquariologie, entraînant des contraintes de temps et de livraison, soit celle d'une nouvelle technique de fixation des boutures. L'utilisation du fil de nylon, retenue après des échanges avec divers experts, permit d'obtenir des taux de survie bien plus supérieurs (93,0 %). En parallèle, la culture des *A. cervicornis* sur cordes s'est révélée efficace avec seulement 5,6 % de mortalité.

Les multiples interventions sur les structures ont permis d'adapter la fréquence des suivis et de l'entretien. Ainsi, les premiers résultats de cette étude tendent à démontrer qu'une fréquence de suivi mensuelle conviendrait parfaitement au suivi de croissance des boutures. En effet, des travaux similaires font appel à cette même fréquence, voire des pas de temps de l'ordre de 5 mois à 1 an (Griffin *et al.*, 2012). En revanche, un contrôle hebdomadaire des pépinières doit être réalisé au regard des obligations d'entretien des structures, et afin d'optimiser la croissance des boutures. En effet, au début de l'application du protocole de maintenance, le nettoyage des pépinières était réalisé tous les 15 jours. Cependant une forte accumulation de sédiment fut constatée sur les structures de Pinel et de North Curve et la fréquence d'entretien fut réduite à 7 jours.

En ce qui concerne l'impact des prélèvements sur les colonies donneuses, cette question ne semble être abordée dans aucune publication. Il est pourtant important, voire indispensable, pour faire de la restauration corallienne active, de commencer par s'assurer que les actions menées n'ont aucun impact néfaste sur les populations naturelles. C'est pourquoi un tel suivi a été mis en place dans le cadre de cette étude. Il paraît peu probable que le prélèvement de quelques fragments sur une colonie aboutisse au blanchissement de celle-ci, comme pour certains fragments, d'autant plus qu'il s'agit de l'exploitation d'un phénomène naturel. Toutefois, ce suivi s'attache à documenter le phénomène de cicatrisation des zones de squelette mises à nu, et leur non-colonisation par des organismes étrangers, comme les algues observées sur certaines colonies de *A. palmata* prélevées sur le site de Caye Verte.

Les premiers résultats attestent que 75 % des mortalités observées surviennent au cours des 7 premiers jours suivant le bouturage et 95 % durant les 15 premiers. Le stress engendré par le bouturage serait alors le principal vecteur de mortalité, prenant ainsi en compte les paramètres de changement de site, de technique de fixation et de séparation de la colonie donneuse. Herlan et Lirman (2008) indiquent que 53 % des mortalités survenaient les 3 premières semaines de leurs 8 semaines de suivi. Des observations similaires ont été menées par Shafir *et al.* (2006).

Cette étude a révélé des taux de croissance de l'ordre de 0,582 %. j^{-1} pour les *A. palmata* et de 0,411 %. j^{-1} pour les *A. cervicornis*. Shafir *et al.* (2006) obtenaient des taux de croissance de 1,6 % pour d'autres espèces d'*Acropora*, sur les 10 mois suivant le bouturage. Ces taux sont trois fois supérieurs aux résultats obtenus pour l'heure à Saint-Martin. Mais, Shafir *et al.* (2006) indiquent également que la croissance des boutures double après 200 jours de culture, pour être multipliée par 4 après 300 jours. La technique de suivi de croissance, alors hebdomadaire, diffère cependant de celle utilisée ici. Il est aujourd'hui admis que la croissance des boutures, corrélée à leur état de santé, augmente de manière significative une fois la période d'acclimatation post-bouturage franchie (Herlan et Lirman, 2008 ; Shafir *et al.*, 2006).

La confirmation du maintien du processus de reproduction sexuée des colonies donneuses apparaît également comme un bon indicateur de l'état de santé et du niveau de stress de ces dernières. Une tentative d'observation a été réalisée les 3^e, 4^e et 5^e nuits après la pleine lune du mois d'août (03-05/08/15), sans qu'aucune ponte ne soit observée sur les boutures comme sur les colonies donneuses et non donneuses. Un second essai sera effectué début septembre 2015 afin d'essayer d'observer le phénomène.

Au cours du processus d'optimisation du protocole de culture, certains sites donneurs se sont retrouvés sous-représentés au sein du pool de boutures des différentes pépinières et, afin de restaurer ce potentiel génétique perdu, il a été envisagé de retourner prélever de nouvelles boutures sur ces derniers. Cependant, dans l'optique de limiter le stress sur les colonies déjà donneuses,

l'échantillonnage concernera uniquement des colonies donneuses n'ayant fait l'objet d'aucun prélèvement par le passé. Les sites concernés seraient ceux de Baie Rouge, de la Basse Espagnole et de North Curve, dont les boutures furent touchées par des taux de mortalités supérieurs à 50 %.

Lorsque les boutures auront atteint une taille suffisante ; d'ici un ou deux ans (Horozowski, 2009), celles-ci pourront soit être refragmentées afin de faire de nouvelles boutures, soit être transplantées dans le milieu naturel, sur un récif à restaurer. Toujours dans l'optique de limiter l'impact du projet sur les populations coralliennes naturelles, il a été convenu que les premières boutures à maturité seront refragmentées. Cela permettra ainsi d'éviter de nouveaux prélèvements dans le milieu naturel. Il s'agira ainsi de remplir les structures pour le moment à moitié pleines, tout en prenant garde de maintenir une certaine diversité génétique dans les boutures. Cette refragmentation suivra un protocole fourni en annexe 17. Les boutures matures suivantes pourront alors être transplantées. Par soucis de compensation, mais également par certitude que les conditions environnementales sont propices au développement des *Acropora*, les premiers sites à bénéficier de cette transplantation seront les sites donneurs. Un protocole de transplantation des boutures est détaillé en annexe 18. Un suivi de l'état de santé de ces transplants sera opéré afin de s'assurer de l'adaptation de celles-ci à leur nouveau site de vie. L'annexe 19 présente ce protocole de suivi.

Enfin, les stocks des différentes pépinières impliqueront une gestion à long termes, afin de s'assurer du maintien d'un stock de boutures et d'une diversité génétique maximums au sein de ces dernières. Il faudra ainsi alterner entre refragmentation et transplantation des boutures matures. De nouveaux prélèvements pourront être réalisés, dans l'optique d'un renforcement du pool génétique ainsi géré grâce aux pépinières.

Conclusion

Les dernières décennies ont vu disparaître un grand nombre de récifs coralliens dans le monde entier. À cela s'ajoute la réduction significative et généralisée du recouvrement corallien, au profit des algues. Différents facteurs combinés sont responsables de ce déclin, et aucune solution pour inverser la tendance n'a encore vu le jour, quand bien même elle existerait. Pourtant, dans l'optique de limiter la disparition de ces récifs, de nombreux projets de restauration active ont vu le jour. Un concept relativement récent, le « coral gardening » connaît aujourd'hui une réelle expansion, particulièrement dans la Caraïbe, où l'état de dégradation des récifs est très avancé.

Fidèle à son plan de gestion, et notamment au « *maintien de la biodiversité et [à] la préservation des différents écosystèmes marins* », la Réserve Naturelle de Saint-Martin s'est inscrite dans la démarche, par la mise en place de pépinières de coraux du genre *Acropora*.

Trois pépinières ancrées, munies de cordes et de tables, ont ainsi été implantées pour accueillir 387 boutures de *A. cervicornis* et de *A. palmata*, provenant de 8 sites donneurs. Après quelques semaines de culture, 278 boutures sont encore en vie et croissent.

Différentes techniques de culture ont pu être testées afin d'optimiser cette croissance et surtout de minimiser la mortalité des boutures. La culture sur cordes apparaît idéale pour le maintien des *A. cervicornis*. Cependant, la culture des *A. palmata* s'avère plus complexe, et demanda une optimisation du système de fixation impliquant actuellement l'usage d'un fil de nylon. Des travaux ultérieurs devront confirmer si la technique permet une fixation naturelle définitive et satisfaisante des boutures à leur support de culture (sécrétion de squelette à la surface du support). Cette étude a permis de mettre en évidence l'existence d'une période d'acclimatation critique des boutures au-delà de laquelle les taux de survie et de croissance augmentent considérablement.

De par leur coût réduit (100 € pour un module à cordes de 120 boutures de *A. cervicornis* et 180 € pour un module à tables de 200 boutures de *A. palmata* ; soit 0,90 € par bouture) et les premiers résultats obtenus, il semble que les pépinières de coraux soient une solution adaptée pour augmenter la biomasse corallienne et gérer sa diversité génétique. Si de plus, comme à North Curve, le prélèvement de boutures n'a aucune influence sur les colonies donneuses, la culture de coraux pourrait être une véritable solution face à la dégradation des récifs coralliens des Antilles. Cependant, même une explosion du nombre de projets de ce type ne permettrait pas de compenser les pertes actuelles. Il permettrait cependant de préserver certains sites particuliers, à la biodiversité exceptionnelle, ou encore de créer des récifs artificiels accessibles aux activités commerciales, afin de réduire la fréquentation, et donc les impacts sur les sites naturels. Enfin, les pépinières de coraux pourraient être une solution de préservation d'une espèce menacée, par la création et le maintien de stocks de colonies. Une main d'œuvre importante est toutefois nécessaire.

La réalisation de ce stage au sein de la RNNSM m'a permis une réelle insertion dans le monde professionnel, et la rencontre avec de nombreux scientifiques, tous milieux confondus. J'ai ainsi pu acquérir des compétences techniques sur le plan de la gestion logistique et du personnel pour l'aboutissement d'un projet de long terme. Ce dernier impliquait une organisation lourde sur le terrain et le traitement d'une base de données conséquente (suivi de croissance par photographies).

En outre, la participation aux différentes actions de la réserve, et aux autres sujets de stages, m'ont offert une certaine ouverture vers de nouveaux domaines, et de nombreuses connaissances supplémentaires. Il est très intéressant de réaliser un stage comme celui-ci afin d'obtenir de l'expérience et des contacts dans le milieu professionnel.

Références bibliographiques

Allahgholi A., 2014. Coral Reef Restoration – A guide to effective rehabilitation techniques. *Ecological Restoration*, 56 p.

Bongiorni L., Giovanelli D., Rinkevich B., Pusceddu A., Chou L.-M. et Danovaro R., 2011. First step in the restoration of a highly degraded coral reef (Singapore) by *in situ* coral intensive farming. *Aquaculture* 322-323, pp 191-200.

Brathwaite A., 2012. Mass Coral Reef Bleaching in the Eastern Caribbean 2010. *Rapport pour l'UNEP – CAR/RCU ('United Nations Environment Programme – CARibbean Regional Coordinating Unit' – 'Programme des Nations Unies pour l'environnement – Unité de coordination régionale des Caraïbes') et le SPAW – RAC ('Specially Protected Areas and Wildlife – Regional Activity Center' – 'Centre d'Activité Régionale pour les aires et les espèces spécialement protégées')*, 42 p.

Chavanich S., Soong K., Zvuloni A., Rinkevich B. et Alino P., 2015. Conservation, management and restoration of coral reefs. *Zoology* 118, pp 132-134.

Day J., Dudley N., Hockings M., Holmes G., Laffoley D., Stolton S. et Wells S., 2012. Guidelines for applying the IUCN Protected Area Management Categories to Marine Protected Areas. *Developing capacity for a protected planet, Best Practice Protected Area Guidelines Series No. 19*, 36 p.

Diaz N. et Cuzange P.-A., 2009. Plan de gestion de la Réserve Naturelle Nationale de l'île de Saint-Martin et des sites du Conservatoire de l'Espace Littoral et des Rivages Lacustres, 310 p.

Edwards A. et Gomez E., 2007. Reef Restoration Concepts and Guidelines : making sensible management choices in the face of uncertainty. *Coral Reef Targeted Research & Capacity Building for Management Programme*, 38 p.

Edwards A., Guest J., Shafir S., Fisk D., Gomez E., Rinkevich B., Heyward A., Omori M., Iwao K., Dizon R., Morse A., Boch C., Job S., Bongiorni L., Levy G., Shaish L. et Wells S., 2011. Reef Rehabilitation manual, 166 p.

Forrester G.-E., Taylor K., Schofield S. et Maynard A., 2013. Colony growth of corals transplanted for restoration depends on their site of origin and environmental factors. *Marine Ecology* 34, pp 186-192.

Goreau T.-J. et Hiltzberg W., 2005. Marine Ecosystem Restoration : Costs and Benefits for Coral Reefs. *World Resource Review Vol. 17 No. 3*, 35 p.

Griffin S., Spathias H., Moore T.-D., Baums I. et Griffin B.-A., 2012. Scaling up *Acropora* nurseries in the Caribbean and improving techniques. *Rapport du 12^e symposium international sur les récifs coralliens du 9 au 13 Juillet 2012, Cairns, Australie, 20A : Restauration des récifs coralliens*, 5 p.

Herlan J. et Lirman D., 2008. Development of a coral nursery program for the threatened coral *Acropora cervicornis* in Florida. *Rapport du 11^e symposium international sur les récifs coralliens du 7 au 11 Juillet 2008, Ft. Lauderdale, Floride, Session numéro 24*, 4 p.

Hernández-Delgado E.-A., Mercado-Molina A.-E., Alejandro-Camis P.-J., Candelas-Sánchez F., Fonseca-Miranda, J.-S., González-Ramos C.-M., Guzmán-Rodríguez R., Mège P., Montañez-Acuña, A.-A., Maldonado I.-O., Otaño-Cruz A. et Suleimán-Ramos S.-E., 2014. Community-Based Coral Reef Rehabilitation in a Changing Climate : Lessons Learned from Hurricanes, Extreme Rainfall, and Changing Land Use Impacts. *Open Journal of Ecology*, 2014, 4, pp 918-944.

Horoszowski Y., 2009. Aspects écologiques et physiologiques de la restauration des récifs coralliens : Transplantation de coraux de culture sur un récif dégradé. *Mémoire pour l'obtention de la Maîtrise des Sciences en Océanographie, Université du Québec de Rimouski*, 140 p.

Jaap W.-C., 2000. Coral reef restoration. *Ecological Engineering* 15, pp 245-364.

Jackson J., Donovan M., Cramer K. et Lam V., 2014. Status and Trends of Caribbean Coral Reefs : 1970-2012. *Global Coral Reef Monitoring Network, IUCN*, 304 p.

Johnson M.-E., Lustic C., Bartels E., Baums I.-B., Gilliam D.-S., Larson L., Lirman D., Miller M.-W., Nedimyer K. et Schopmeyer S., 2011. Caribbean *Acropora* Restoration Guide : Best Practices for Propagation and Population Enhancement, 54 p.

Levy G., Shaish L., Haim A. et Rinkevich B., 2010. Mid-water rope nursery – Testing design and performance of a novel reef restoration instrument. *Ecological Engineering* 36, pp 560-569.

Nedimyer K., Gaines K. et Roach S., 2011. Coral Tree Nursery® : An innovative approach to growing corals in an ocean-based field nursery. *Aquaculture, Aquarium, Conservation & Legislation, International Journal of the Bioflux Society Vol. 4, Issue 4*, pp 442-446.

Rinkevich B., 2005. Conservation of Coral Reefs through Active Restoration Measures : Recent Approaches and Last Decade Progress. *Environmental Science & Technology* 39, pp 4333-4342.

Rinkevich B., 2007. The Red Sea regional coral nursery – managing reef restoration through the gardening concept. *Project summary*, 5 p.

Rinkevich B., 2008. Management of coral reefs : We have gone wrong when neglecting active reef restoration. *Marine Pollution Bulletin* 56, pp 1821-1824.

Rinkevich B., 2014. Rebuilding coral reefs : does active reef restoration lead to sustainable reefs? *Current Opinion in Environmental Sustainability* 7, pp 28-36.

Shafir S., Van Rijn J. et Rinkevich B., 2006. Steps in the construction of underwater coral nursery, an essential component in reef restoration acts. *Marine Biology* 149, pp 679-687.

Shafir S., Abady S. et Rinkevich B., 2009. Improved sustainable maintenance for mid-water coral nursery by the application of an anti-fouling agent. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 368, pp 124-128.

Shaish L., Levy G., Gomez E. et Rinkevich B., 2008. Fixed and suspended coral nurseries in the Philippines: Establishing the first step in the « gardening concept » of reef restoration. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 358, pp 86-97.

Vilayleck M. et Andréfouët S., 2006. La conservation des récifs coralliens par le réseau mondial des aires marines protégées. *Institut de Recherche pour le Développement, Actualité scientifique, Fiche n°248 – Août 2006*, 2 p.

Vimal J., 2007. Physiopathologie des coraux. *Thèse pour l'obtention du grade de Docteur Vétérinaire, École Nationale Vétérinaire de Lyon, Université Claude-Bernard Lyon I*, 121 p.

Wilkinson C., 2008. Status of coral reefs of the world : 2008. *Global Coral Reef Monitoring Network*, 302 p.

Williams E. et Miller M.-W., 2010. Stabilization of Fragments to Enhance Asexual Recruitment in *Acropora Palmata*, a Threatened Caribbean Coral. *Restoration Ecology Vol. 18 No. 52*, pp 446-551.

Young C.-N., Schopmeyer S.-A. et Lirman D., 2012. A review of reef restoration and coral propagation using the threatened genus *Acropora* in the Caribbean and Western Atlantic. *Bulletin of Marine Science 88 (4)*, pp 1075-1098.

Autres références

CNRTL, Centre National de Ressources Textuelles et Lexicales, 2012. Récif. [En ligne] [Consulté le 20/04/15]. Disponible sur : <http://www.cnrtl.fr/>

DORIS, Données d'Observations pour la Reconnaissance et l'Identification de la faune et de la flore Subaquatiques, 2012. [En ligne] [Consulté le 27/06/15]. Disponible sur : <http://doris.ffesm.fr/>

IUCN, International Union for Conservation of Nature, 2015. [En ligne] [Consulté le 27/04/15]. Disponible sur : <http://www.iucn.org/> ; <http://www.uicn.fr/>

Protect Planet Ocean, 2010. [En ligne] [Consulté le 27/04/15]. Disponible sur : <http://www.protectplanetoccean.org/>

Reef Builders, 2014, Staghorn Coral Tree Nursery by Coral Restoration Foundation takes a page from aquarium culture techniques. [En ligne] [Consulté le 29/06/15]. Disponible sur : <http://reefbuilders.com/>

RNNSM, Réserve Naturelle Saint-Martin, 2015. [En ligne] [Consulté le 23/06/15]. Disponible sur : <http://reservenaturelle-saint-martin.com/>

WoRMS, World Register of Marine Species, 2015. [En ligne] [Consulté le 20/04/15]. Disponible sur : <http://www.marinespecies.org/>

Liste des annexes :

Annexe 1 : Schéma récapitulatif des différentes pressions exercées sur les récifs coralliens (Vimal, 2007)

Annexe 2 : Illustrations de différents types de pépinières (Rinkevich, 2007 ; Levy *et al.*, 2010 ; Edwards *et al.*, 2011 ; Nedimyer, 2011 ; <http://reefbuilders.com/>)

Annexe 3 : Carte des zones potentielles pour l'implantation de pépinières de coraux

Annexe 4 : Photographies et illustrations du module à tables de la pépinière large (Chalifour, 2015 ; Oury, 2015)

Annexe 5 : Photographies et illustrations du module à cordes de la pépinière large (Chalifour, 2015 ; Oury, 2015)

Annexe 6 : Photographies et illustrations de la pépinière de Pinel (Chalifour, 2015 ; Oury, 2015)

Annexe 7 : Détails du coût de la conception des différentes pépinières

Annexe 8 : Plan d'échantillonnage pour la collecte de boutures de *A. palmata* et *A. cervicornis*

Annexe 9 : Protocole de prélèvement des boutures

Annexe 10 : Fiche d'identification des colonies donneuses

Annexe 11 : Protocole de fixation des boutures

Annexe 12 : Protocole de suivi des colonies donneuses

Annexe 13 : Protocole de suivi des boutures

Annexe 14 : Protocole de maintenance

Annexe 15 : Tableaux de données des *A. palmata* pour l'ACP

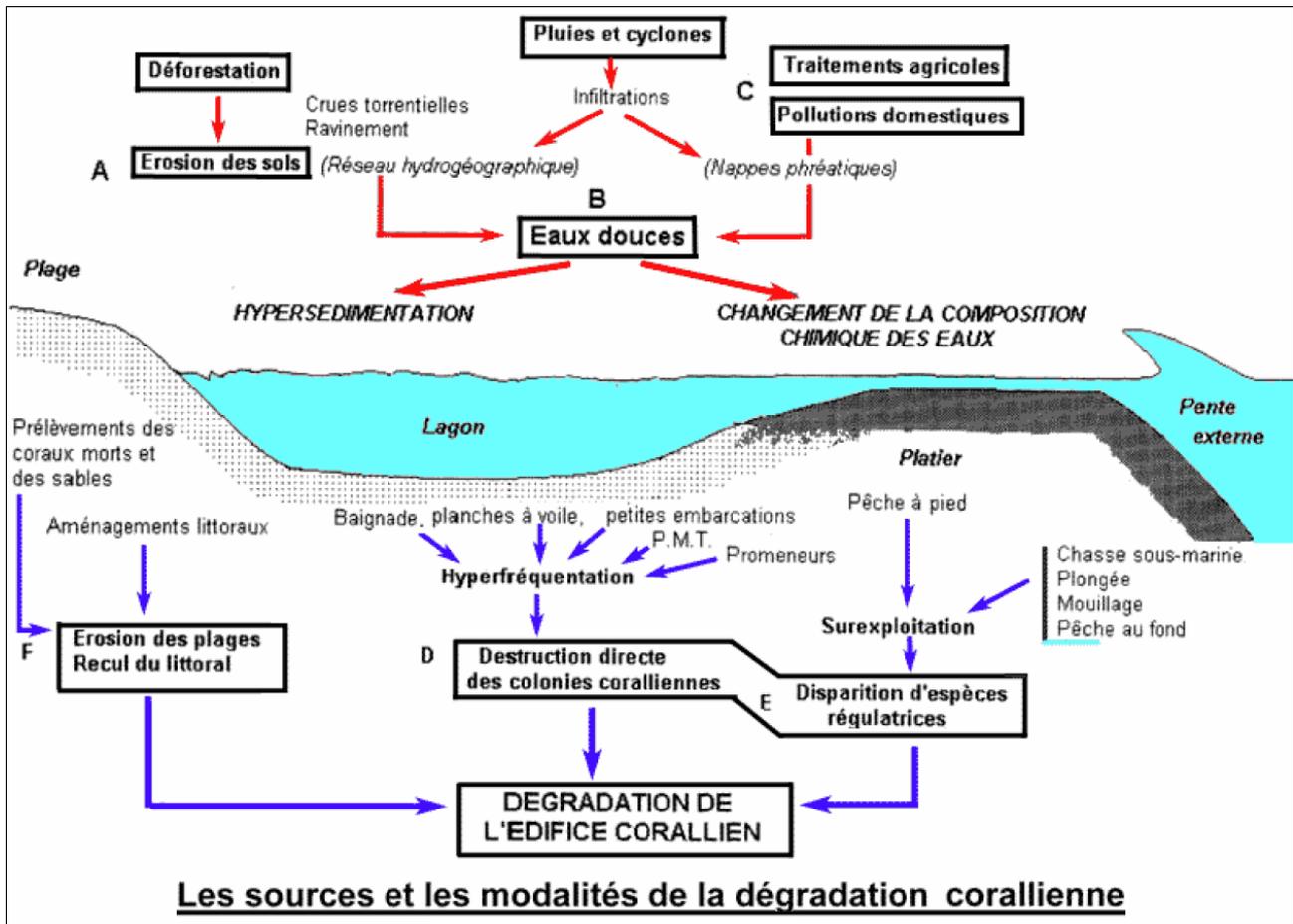
Annexe 16 : Tableaux de données des *A. cervicornis* pour l'ACP

Annexe 17 : Protocole de refragmentation

Annexe 18 : Protocole de transplantation des boutures

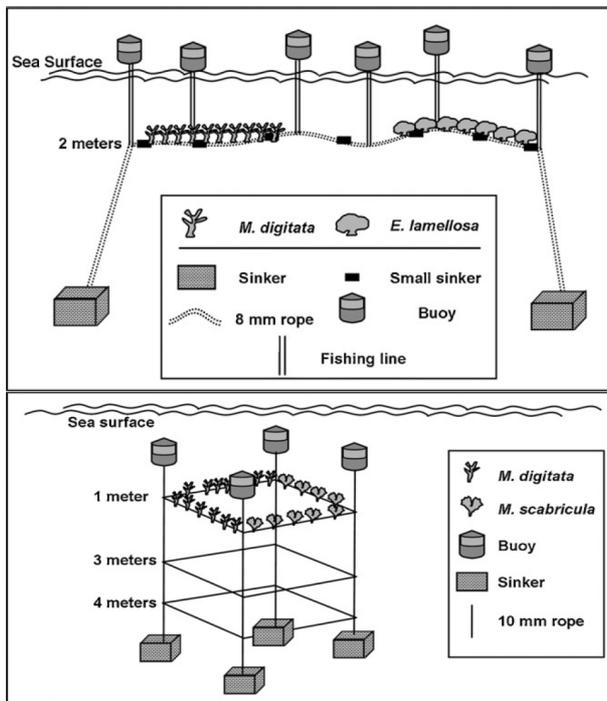
Annexe 19 : Protocole de suivi des boutures transplantées

Annexe 1: Schéma récapitulatif des différentes pressions exercées sur les récifs coralliens (Vimal, 2007)



Annexe 2 : Illustrations de différents types de pépinières (Rinkevich, 2007 ; Levy et al., 2010 ; Edwards et al., 2011 ; Nedimyer, 2011 ; <http://reefbuilders.com/>)

• Pépinières flottantes à cordes :



Pépinières flottantes à cordes de Levy et al., 2010

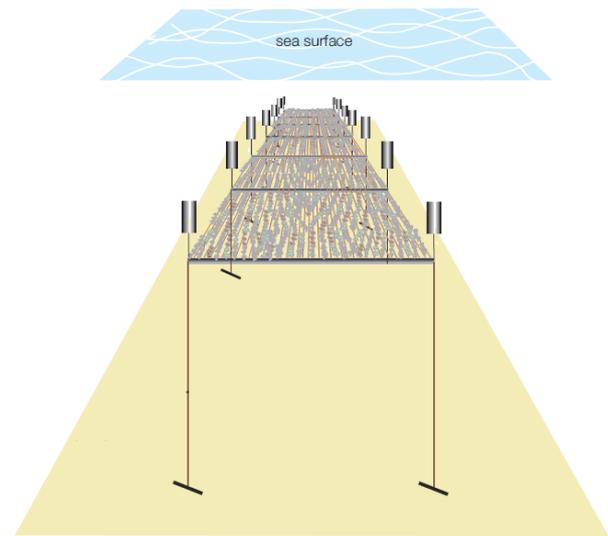


Schéma de la pépinière flottante à cordes de Edwards et al., 2011

• Pépinières flottantes à tables :

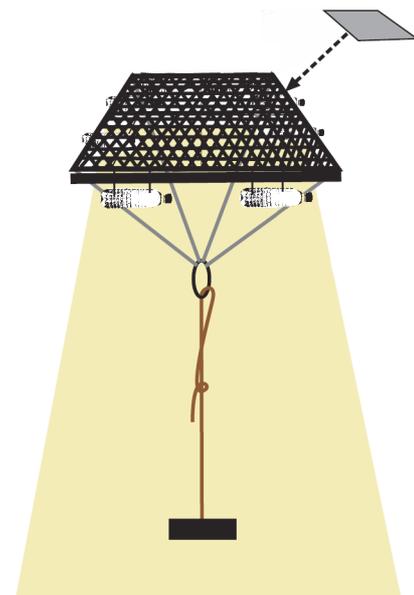
1 :



2 :

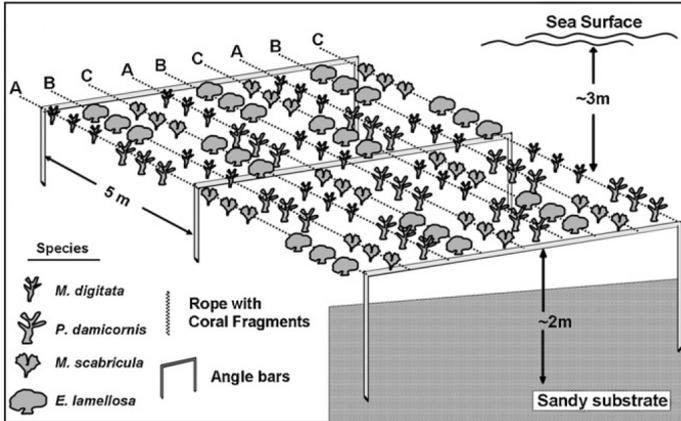


3 :

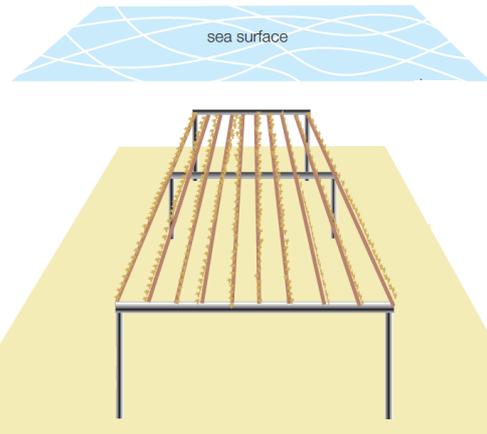


1 : Schéma de la pépinière flottante à tables de plein-eau de Edwards et al., 2011 ; 2 : Schéma de la « mini-pépinière flottante à tables » de Edwards et al., 2011 ; 3 : Illustrations de la pépinière de Shafir et al., 2006 (d'après Rinkevich, 2007)

• Pépinières fixées à cordes :

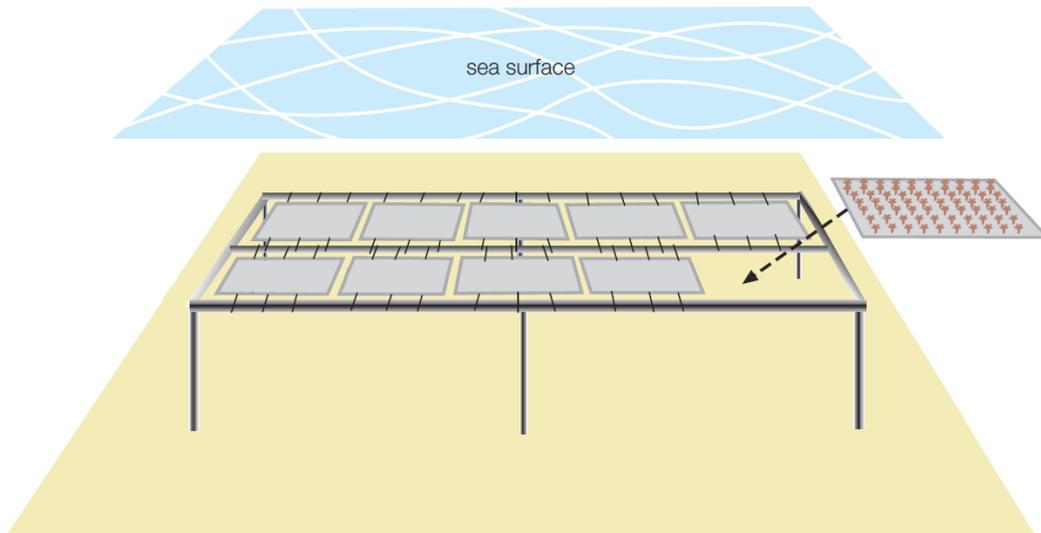


Pépinière fixée à cordes de *Levy et al., 2010*



Pépinière fixée à cordes de *Edwards et al., 2011*

• Pépinières fixées à tables :



Pépinière fixée à tables de *Edwards et al., 2011*

• Coral Tree Nursery® :

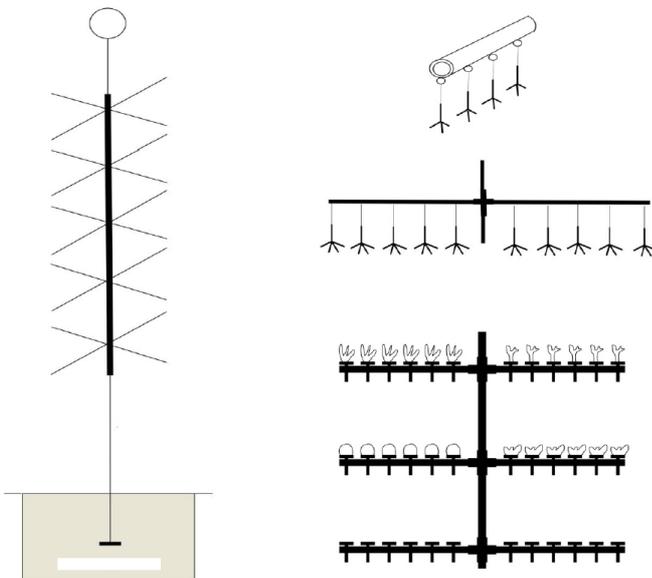


Schéma du Coral Tree Nursery® (*Nedimyer, 2011*)



Photographie du Coral Tree Nursery® (<http://reefbuilders.com/>)

Annexe 3 :
**Carte des zones potentielles
pour l'implantation de
pépinières de coraux**

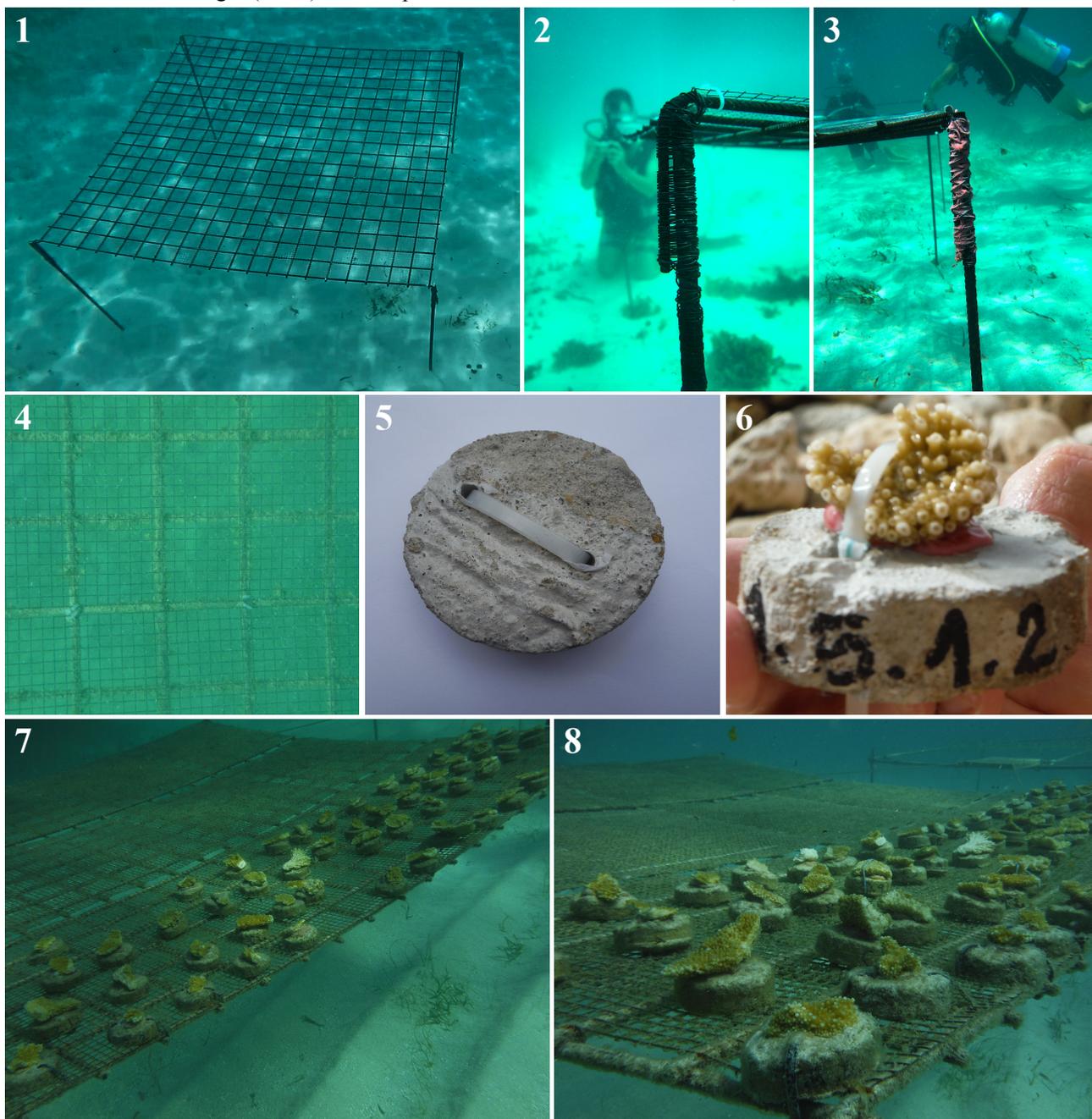
Annexe 4 : Photographies et illustrations du module à tables de la pépinière large

Description des illustrations :

La structure (1) est formée de 4 pieds, enfoncés de 1 m dans le substrat, puis la partie horizontale est fixée à chacun d'entre eux en ligaturant le treillis à la partie supérieure du pied (2). Du scellement chimique est ensuite introduit à l'intérieur de la ligature pour venir renforcer la fixation (3). 12 grilles de 60 x 50 cm (4) sont fixées sur le module.

Les boutures sont déposées sur des supports en béton (5) et attachées avec un collier de serrage en plastique et du scellement chimique (6).

Les deux dernières images (7 et 8) sont des photos du module avec des boutures, le 14/08/2015.

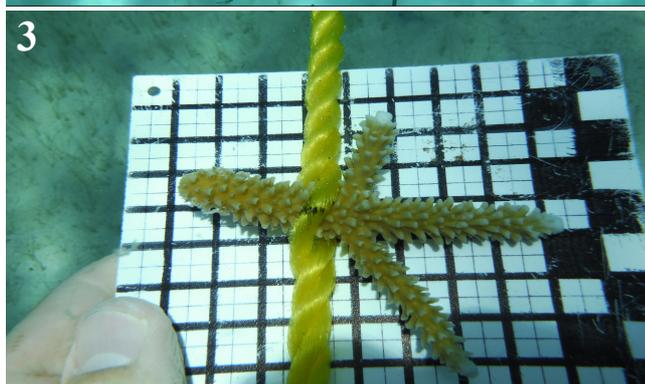
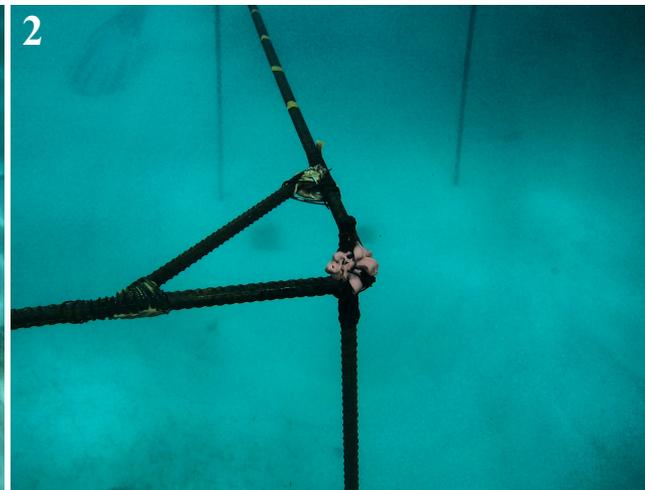
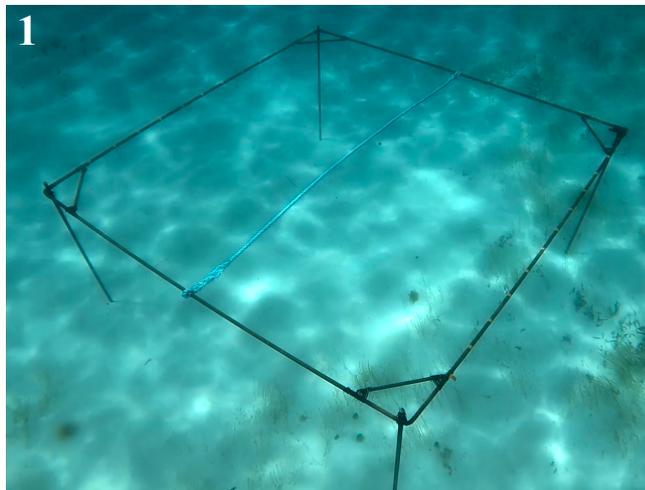


Photos : Chalifour, 2015 ; Oury, 2015

Annexe 5 : Photographies et illustrations du module à cordes de la pépinière large

Description des illustrations :

La structure (1), de forme très proche du module à tables, est constituée d'un cadre, attaché à 4 pieds, enfoncés de 1 m dans le substrat. Le système d'attache (2) entre les pieds et le cadre est pratiquement le même que pour le module à tables. Les boutures sont insérées dans les torons d'une corde (3), et chaque corde est nouée au cadre (4). Les deux dernières images (5 et 6) sont des photos du module avec des boutures, le 14/08/2015.

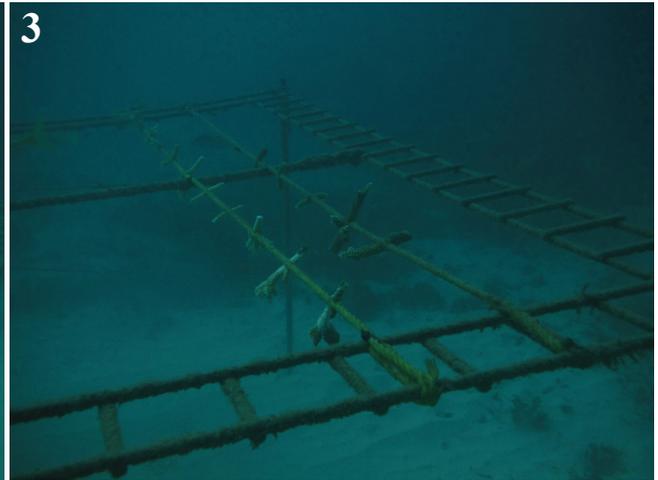
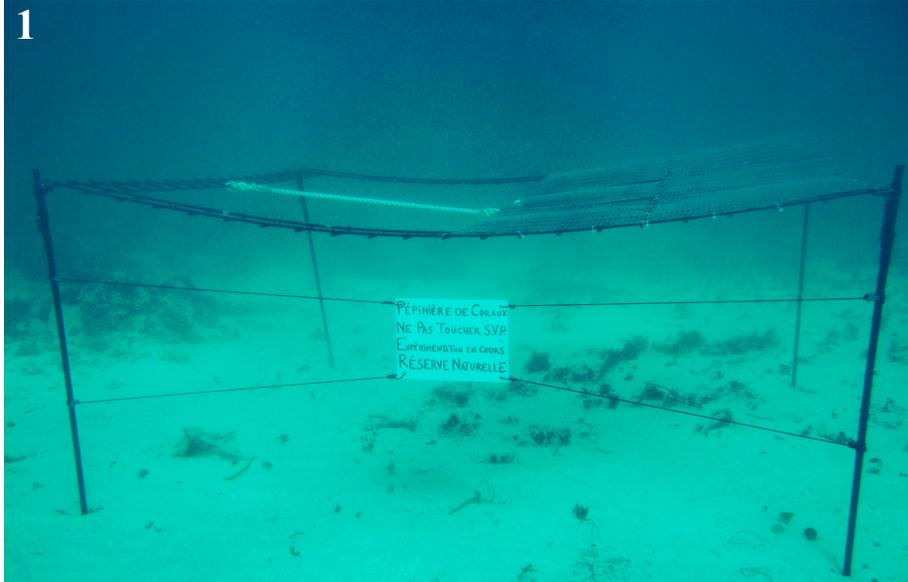


Photos : Chalifour, 2015 ; Oury, 2015

Annexe 6 : Photographies et illustrations de la pépinière de Pinel

Description des illustrations :

La structure (1) est composée de deux parties, l'une pour la culture sur tables, l'autre pour la culture sur cordes. Elle constitue un mélange des deux modules de la pépinière large. Les techniques de culture sont identiques. Les images (2 et 3) sont des photos de la pépinière avec des boutures, le 14/08/2015.



Photos : Chalifour, 2015 ; Oury, 2015

Annexe 7 : Détails du coût de la conception des différentes pépinières

- Coût total des structures, tout matériel confondu :

Matériel		Qtés :	Coût (/unité) :	Total :	
Désignation	Détails				
Treillis soudé	Dimensions 6000 x 2400 Maille 100 x 100, Ø 8	1	113,76 €	113,76 €	
Cadre 2000 x 2000 Ø 16	Fers à béton	16 m, pliés en 4	2	31,33 €	62,66 €
	Soudures		/	/	2,25 €
	Total		/	/	64,91 €
Fers à béton	2 m, Ø 16	20	3,91 €	78,20 €	
Grillage	Rouleau de 1800 x 600 Maille 10 x 10	1	65,77 €	65,77 €	
Cordes en polypropylène	Touret de 100 m	1	24,75 €	24,75 €	
Colliers de serrage en plastique	Lot de 50	4	4,41 €	17,64 €	
Fil de fer	/	1	3,34 €	3,34 €	
	Bobine de 5 kg, Ø 1,3	1	14,64 €	14,64 €	
Scellement chimique	Mortier injection, 0,33L HIT-RE 500-SD/330/1	2	51,80 €	103,60 €	
			Total :	471,97	

- Coût détaillé, structure par structure :

■ Structure à vocation de production :

Module pépinière à tables :				
Matériel :		Qtés :	Coût (/unité) :	Total :
Désignation :	Détails :			
Treillis soudé	Dimensions 2000 x 2400 Maille 100 x 100, Ø 8	1	37,92 €	37,92 €
Fers à béton	2 m, Ø 16	4	3,91 €	15,64 €
Tables	Grillage 600 x 500 Maille 10 x 10	12	1,83 €	21,96 €
Petit matériel de fixation	Colliers de serrage, fil de fer, scellement chimique...	/	/	34,81 €
			Total :	110,33 €

Module pépinière à cordes :				
Matériel :		Qtés :	Coût (/unité) :	Total :
Désignation :	Détails :			
Cadre 2000 x 2400, Ø 16		1	32,45 €	32,45 €
Fers à béton	2 m, Ø 16	4	3,91 €	15,64 €
Cordes en polypropylène	2,30 m	11	0,58 €	6,38 €
Petit matériel de fixation	Fil de fer, scellement chimique...	/	/	30,40 €
			Total :	84,87 €

Total des deux structures: 195,20 €

■ Structure à vocation de sensibilisation :

Matériel :		Qtés :	Coût (/unité) :	Total :
Désignation :	Détails :			
Treillis soudé	Dimensions 2000 x 2400 Maille 100 x 100, Ø 8	1	37,92 €	37,92 €
Fers à béton	2 m, Ø 16	4	3,91 €	15,64 €
Cordes en polypropylène	2,30 m	5	0,58 €	2,90 €
Tables	Grillage 600 x 500 Maille 10 x 10	6	1,83 €	10,98 €
Petit matériel de fixation	Colliers de serrage, fil de fer, scellement chimique...	/	/	34,81 €
			Total :	67,44 €

• Matériel supplémentaire pour la fixation des *A. palmata* :

Matériel :		Qtés :	Coût :	Boutures traitées :	Coût /bouture :
Désignation :	Détails :				
Sac de mélange pour béton	35 kg	1	8,90 €	180	0,05 €
Ruban adhésif		1	5,08 €	200	0,03 €
Petit matériel de fixation (scellement chimique, fil de nylon, sleeves...)		/	/	/	≈ 0,22 €
Pailles	Lot de 100	1	0,85 €	400	0,00 €
			Totaux :	14,83 €	0,30 €

Annexe 8 :
Plan d'échantillonnage pour
la collecte de boutures de
A. palmata* et *A. cervicornis

Annexe 9 :
**Protocole de prélèvement
des boutures**

Protocole de prélèvement des boutures

1°) Objectifs

Le suivi de ce protocole vise à :

- Identifier les colonies donneuses de boutures
- Caractériser l'état de santé de ces colonies
- Prélever des boutures pour la culture en pépinière
- Mettre en œuvre un suivi de croissance et de survie des boutures
- Évaluer l'impact des prélèvements sur la santé des colonies donneuses

2°) Matériel

- une bouée de surface
- un filet de plongeur pour mettre le matériel immergeable
- un GPS dans un sac étanche
- un ordinateur de plongée/profondimètre
- un appareil photo étanche
- un dispositif d'étalonnage des photos
- des supports de culture en béton
- des colliers de serrage en plastique
- du scellement chimique
- des pinces coupantes
- des fiches d'identification immergeables à compléter pour les colonies donneuses
- une ardoise immergeable
- des marqueurs noirs indélébiles
- des crayons
- des sachets de prélèvement refermables
- des grands bacs en plastique pour contenir les boutures sur l'embarcation
- des conteneurs de petite taille pour les boutures de *A. cervicornis*
- un sceau

3°) Méthode

La réalisation des prélèvements suivant ce protocole implique les étapes suivantes :

- Se rendre sur le site de prélèvement
- Rechercher des colonies donneuses de *A. palmata* et/ou de *A. cervicornis* (estimation de la taille minimale et état de santé)
- Remplir une fiche descriptive de la colonie-donneuse (état de santé, conditions environnementales, position...)
- Photographier la colonie
- Prélever et identifier les boutures
- Conditionner les boutures pour le transport, avec leur identifiant
- Photographier à nouveau la colonie-mère et les zones de prélèvement
- Poursuivre les prélèvements (retour à la première étape)
- Transférer les boutures conditionnées sur une embarcation pour le transport
- Sécuriser les boutures
- Transporter sur site d'implantation pépinière pour acclimatation
- Immerger les bacs de conditionnement des boutures

Cette méthode est suivie du protocole de fixation des boutures (*cf.* protocole adéquat).

3.1°) L'accès au site

L'accès au site de prélèvement se fera à partir d'un bateau. D'autres moyens de transport tels qu'un kayak ou encore une immersion du rivage pourront également être utilisés mais en gardant à l'esprit qu'il faut accéder rapidement au site d'implantation à la suite des prélèvements pour limiter le stress de ceux-ci. Préférer donc un bateau sauf si le site de prélèvement se trouve à proximité directe du site d'implantation de la pépinière.

Prévoir au minimum une équipe de trois personnes (deux plongeurs en équipe pour la réalisation des prélèvements et une personne restant à la surface pour la sécurité).

Les deux plongeurs se mettent à l'eau avec l'ensemble du matériel et une bouée en surface qui servira au positionnement des plongeurs et au transport du matériel (dont le GPS qui restera à l'intérieur, dans un sac étanche).

3.2°) La recherche de colonies donneuses

Une fois immergés, les deux plongeurs prospectent la zone à la recherche de colonies de *A. palmata* et/ou de *A. cervicornis*. Une prospection visuelle grossière de la zone pourra d'abord être faite par chacun des plongeurs, afin de repérer les principales colonies présentes sur le site. Il s'agira ensuite de choisir les colonies les plus grosses, et dont l'état de santé est le meilleur possible, pour les prélèvements.

3.3°) L'enregistrement de la colonie-mère

Lorsqu'une colonie donneuse a été trouvée, les deux plongeurs regroupent l'ensemble du matériel autour. Compléter alors une fiche d'identification pour cette colonie (*cf.* document « fiche d'identification colonie-mère »), afin d'initier le suivi post-prélèvement.

Informations concernant le remplissage de la fiche :

- **Site :** Indiquer le site de prélèvement. Il est conseillé de pré-remplir cette ligne et d'attribuer une lettre au site, la lettre servant pour l'attribution du code unique d'identification de la colonie-mère et l'espèce.
- **Date et heure :** Indiquer la date et l'heure de prélèvement.
- **Identifiant de la colonie-mère :** Attribuer un identifiant à la colonie. Cet identifiant sera constitué d'une lettre rapportant au site de prélèvement, suivie d'un nombre correspondant à l'ordre de collecte de la colonie en partant de 1 (exemple : la première colonie prélevée sur le site A recevra l'identifiant A.1, la seconde A.2, et ainsi de suite...).
- **Espèce :** Entourer l'espèce correspondante.
- **Point GPS :** Indiquer un numéro rapportant à la position GPS de la zone à la surface enregistrée dans l'appareil. Il sera ainsi possible de retrouver la zone de prélèvement pour retrouver la colonie-donneuse.
- **État de santé global :** Entourer le niveau d'état de santé de la colonie, évalué par les plongeurs, sur une échelle de moyen à très bon. Un état de santé jugé très bon désignant une colonie sans aucune maladie et ne présentant qu'une très faible surface de zones endommagées ou blanchies. Tout état de santé inférieur à moyen ne permettra pas le prélèvement de boutures.
- **Détails :** Pour chaque détail, indiquer, s'il y a lieu, si la zone touchée est principalement en position apicale ou basale, et le pourcentage atteint. Dans le cas d'une maladie, préciser si possible le nom de la maladie ou, à défaut, les symptômes. Pour les altérations physiques, tâcher d'identifier la cause de l'altération.
- **Pourcentage de tissus nécrosés :** Renseigner le pourcentage de tissus non vivant de la colonie, par tranche de 5 % (pour plus de précision, il peut être ajouté les signes < et >).

- **Particularités** : Toute autre information sur l'état de santé de la colonie qu'il semble utile de préciser.
- **Profondeur** : La profondeur sera évaluée à l'aide d'un ordinateur de plongée placé au niveau de la base de la colonie.
- **Turbidité** : Ce paramètre sera évalué de manière qualitative et visuelle par les opérateurs, sur une échelle de faible à trouble.
- **Hydrodynamisme** : Indiquer l'exposition du site à la houle et aux courants. Ce paramètre sera évalué de manière qualitative par les opérateurs.
- **Présence de prédateurs** : Relever la présence des prédateurs du corail, notamment les poissons perroquets (Scaridae) et les demoiselles (Pomacentridae), les vers de feux (*Hermodice carunculata*), les diadèmes (*Diadema antillarum*) et les mollusques corallivores (*Coralliophila abbreviata*, *Coralliophila caribaea*...) (figure 1).



Figure 1 : Planche photos des principaux organismes corallivores de la Caraïbe (en haut à gauche : *Scarus scaber* (poisson perroquet), à droite : *Abudefduf saxatilis* (sergent-major des Antilles), en bas à gauche : *Diadema antillarum* et à droite : *Hermodice carunculata*) (<http://doris.ffessm.fr/>).

3.4°) La photographie pré-bouturage

Photographier la colonie-mère d'abord du dessus, et ensuite de face et de coté, de manière à obtenir une image des trois dimensions de la colonie. Afin d'étalonner les photos, il sera nécessaire de placer un objet de taille connue à proximité de la colonie, au moins pour la photo prise du dessus (voir figure 2).

S'assurer également de pouvoir restituer à telle photo, l'identifiant de la colonie correspondante.

Faire de même pour les zones présentant un intérêt particulier à être prises en photo pour le suivi (zones malades, endommagées...).

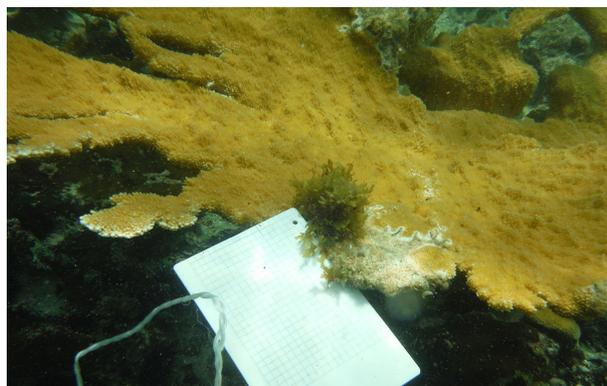


Figure 2 : Photographie étalonnée d'une zone d'intérêt particulier pour le suivi de l'état de santé des colonies mères (Chalifour, 2015)

Ces photos serviront à la fois à mesurer la taille de la colonie, mais aussi à la retrouver et à suivre l'impact du prélèvement sur son état de santé.

3.5°) Le prélèvement et l'identification des boutures

Identifier la zone à prélever en veillant particulièrement à l'absence d'altérations et de maladies puis, découper délicatement, à l'aide de pinces coupantes, un fragment de la colonie d'une taille approximative de 4 cm (figure 3). Prélever ainsi 2 à 3 boutures sur la colonie-mère.

Il est possible de prélever un plus gros fragment et de le découper ensuite en fragments de



Figure 3 : Prélèvement d'une bouture de *A. palmata* (Chalifour, 2015)

4 cm si la colonie le permet. Toutefois, il est particulièrement important de minimiser l'endommagement de la colonie donneuse.

Chaque bouture recevra ensuite un code d'identification qui permettra de réaliser son suivi. Ce code est constitué de l'identifiant de la colonie-mère, suivi d'un numéro indiquant la génération de la bouture, puis d'un autre numéro rendant l'identifiant unique (exemple : la première bouture issue de la colonie A.1 recevra l'identifiant A.1.1.1, la seconde A.1.1.2... À la seconde génération, les boutures issues de la bouture A.1.1.1 recevront les identifiants A.1.2.11, A.1.2.12... Celles issues de la bouture A.1.1.2 recevront les identifiants A.1.2.21, A.1.2.22...). Parmi les deux espèces, deux boutures auront ainsi le même identifiant. Toutefois, il sera toujours facile de les reconnaître en fonction qu'elles sont sur corde (*A. cervicornis*) ou sur support en béton (*A. palmata*).

3.6°) Le conditionnement

Dès leur prélèvement les boutures sont placées dans des sachets de prélèvement refermables et numérotés. Un sachet reçoit toutes les boutures issues de la même colonie. Le numéro est ensuite relié à l'identifiant de la colonie-mère.

3.6.1°) Conditionnement des boutures de *A. palmata*

À la remontée sur le bateau, les boutures de *A. palmata* seront directement fixées à leur support en béton. Il s'agira d'écrire au marqueur noir indélébile l'identifiant de la bouture sur la tranche du support. Puis, la bouture sera fixée selon la méthode de fixation choisie (scellement chimique + collier de serrage en plastique, scellement chimique + élastique, fil de nylon + sleeve). Le collier de serrage et l'élastique pourront être retirés lorsque le scellement chimique sera sec.

Il est important de minimiser le temps passé par la bouture hors de l'eau. Les boutures conditionnées seront donc stockées dans un bac rempli d'eau et à l'abri du soleil avant implantation au sein des pépinières. L'eau sera régulièrement renouvelée pour prévenir toute hausse de température.



Figure 4 : Fixation d'une bouture de *A. palmata* sur un support de culture en béton (Chalifour, 2015)

3.6.2°) Conditionnement des boutures de *A. cervicornis*

Les sachets contenant les boutures de *A. cervicornis* seront simplement immergées dans un sceau ou un récipient en plastique en attendant le transfert sur le site de culture. L'eau devra être régulièrement renouvelée afin d'éviter son échauffement et un stress supplémentaire pour les boutures.

3.7°) La photographie post-bouturage

Lorsque les boutures ont été prélevées, une nouvelle série de photos de la colonie-mère devra être réalisée. Prendre également des photos des zones prélevées.

Les étapes précédentes aillant été suivies, une nouvelle série de prélèvement, sur une autre colonie donneuse pourra être réalisée.

3.8°) Le transfert des boutures

Pendant le transport, l'ensemble des bacs contenant les boutures seront abrités du soleil. Les sécuriser pour limiter les chocs entre boutures et contenants, et surtout éviter qu'ils ne se renversent. Un renouvellement régulier de l'eau des bacs sera assuré afin d'éviter tout stress lié à la température.

À l'arrivée sur le site de la pépinière, les bacs seront mis à l'eau et déposés au fond pour acclimatation le temps de l'organisation des opérations d'implantation sur la pépinière. Les bacs seront donc lestés pour assurer leur stabilisation sur le fond.

Annexe 11 :
Protocole de fixation
des boutures

Protocole de fixation des boutures

1°) Objectifs

Le suivi de ce protocole permet d'atteindre les objectifs suivants :

- Fixer les boutures sur la pépinière
- Permettre leur identification, un suivi de croissance et un suivi d'état de santé
- Établir un plan de la pépinière

2°) Matériel

- une bouée de surface
- un filet de plongeur pour mettre le matériel immergeable
- un appareil photo étanche
- un dispositif d'étalonnage des photos
- des fiches « plans pépinières » immergeables à compléter
- une ardoise immergeable
- des crayons
- des marqueurs noirs indélébiles
- des pinces à épiler
- une aiguille à épissure
- des supports de culture en béton
- du scellement chimique
- des colliers de serrage en plastique

3°) Méthode

Le bouturage des fragments prélevés implique de suivre un certain nombre d'étapes, dépendant de l'espèce d'*Acropora*. Certaines étapes sont communes à tous les fragments, notamment :

- Le transport des boutures sur le site de la pépinière
- L'immersion des bacs de conditionnement des boutures pour acclimatation

Les étapes à suivre après dépendent de l'espèce :

◆ Pour *A. cervicornis* :

- Nettoyer la bouture
- La fixer sur une corde
- Identifier clairement sa position en reportant l'identifiant qui lui a été attribué sur un plan
- Procéder de même pour le reste de la corde
- Fixer la corde sur la structure
- S'assurer de pouvoir retrouver l'identifiant d'une bouture en cas de détachement de la corde
- Procéder de même pour les autres cordes, jusqu'à épuisement des boutures

◆ Pour *A. palmata* :

Si le protocole de prélèvement des boutures a été suivi à la lettre, les boutures de *A. palmata* sont déjà fixées sur un support de culture en béton. Dans le cas contraire, les étapes suivantes devront être suivies :

- Nettoyer la bouture
- Fixer et identifier la bouture sur le support

Il faudra ensuite :

- Fixer les supports à la structure
- Planifier la position des boutures sur la structure
- S'assurer de pouvoir retrouver l'identifiant d'une bouture en cas de détachement du support ou d'une table

Lorsque les boutures sont fixées, une photographie de chacune d'entre elles devra être prise, afin d'initier le suivi de croissance.

3.1°) Transport et immersion des boutures sur site

Le transport des boutures doit être réalisé le plus rapidement possible, en tachant de les garder à l'ombre et en renouvelant régulièrement l'eau afin de conserver une température relativement peu élevée, et ainsi éviter aux coraux un stress supplémentaire. Les boutures seront placées dans des bacs d'eau avec un numéro rapportant à leur identifiant.

Lorsque l'embarcation est arrivée sur site d'implantation, les bacs seront immergés avec assistance d'un plongeur. Ils seront ensuite déposés sur le fond, à proximité de la pépinière.

Les boutures pourront ainsi être laissées quelques heures pour acclimatation avant de les implanter sur la structure, ou bien être directement fixées. Si les boutures sont laissées sur le fond, s'assurer de sécuriser les bacs en les ancrant au sol, en les lestant, ou encore en les ancrant à la pépinière. S'assurer également qu'aucune bouture ne soit perdue, ou ne puisse pas être identifiée.

3.2°) Fixation des boutures

Avant toute étape de fixation, les boutures devront être nettoyées. Retirer délicatement tout organisme indésirable (algues, prédateurs...), ainsi que le sable, à l'aide de pinces à épiler. S'assurer une dernière fois de la santé de la bouture (absence de maladie, de blanchissement).

3.2.1°) Fixation des boutures de *A. cervicornis*

Les boutures de *A. cervicornis* sont fixées sur la pépinière à corde. Fixer tout d'abord le côté de la corde avec l'épissure sur la structure. Il s'agit simplement de passer la corde autour du cadre, puis dans la boucle de l'épissure (figure 1). Écarter ensuite la tresse de la corde à l'aide d'une aiguille à épissure puis insérer une bouture dans la corde, entre les différents brins. Retirer l'aiguille afin que la corde se resserre sur la bouture (figure 2). La première bouture sera ainsi placée à 25 cm du bord de la structure, puis les boutures seront espacées entre elles de 15 cm. Après chaque bouture, écrire l'identifiant de celle-ci sur un plan afin de pouvoir la retrouver (cf. fiches « plans pépinières » à la fin).

Procéder ainsi pour chaque bouture, jusqu'à ce que la corde soit remplie, puis nouer la corde à l'autre extrémité du cadre. Il est important de bien tendre la corde pour resserrer la tresse sur les boutures. Sa position sur le cadre pourra être maintenue à chaque extrémité à l'aide de colliers de serrage en plastique.

Procéder ainsi pour chaque corde. Les cordes seront espacées de 15 cm les unes des autres et de 25 cm avec la



Figure 1 : Photographie de la fixation de la corde à la pépinière (Oury, 2015)

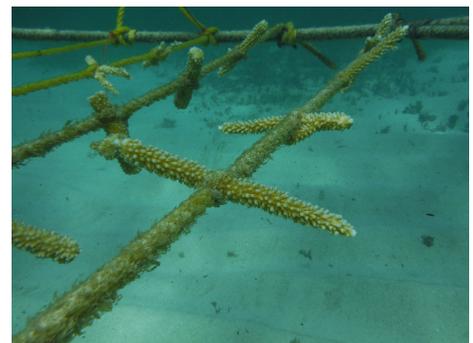


Figure 2 : Fixation des boutures de *A. cervicornis* (Oury, 2015)

structure. Afin d'éviter tout mélange dans le cas où deux cordes se détacheraient, il serait utile de prévoir un code en colliers de serrage attachés à la corde (jouer sur le nombre et la couleur des colliers). Noter ce code sur le plan.

3.2.2°) Fixation des boutures de *A. palmata*

Les boutures de *A. palmata* sont destinées à la culture sur tables. Elles sont donc fixées sur des supports en béton, eux-mêmes fixés aux tables. Tout d'abord, écrire l'identifiant de la bouture au marqueur indélébile sur la tranche d'un support en béton, puis fixer la bouture à plat, selon la méthode de fixation choisie : la bouture sera soit fixée temporairement à l'aide d'un collier de serrage en plastique ou d'un élastique, et du scellement chimique sera ajouté entre elle et le support (figure 3). Le collier de serrage ou l'élastique pourra être retiré lorsque le scellement aura durci. Elle pourra également être fixée par un fil de nylon serré par un sleeve (figure 4).

Chaque support en béton est ensuite fixé aux grilles de la table avec un collier de serrage en plastique, puis la position de la bouture est renseignée sur un plan (*cf.* fiches « plans pépinières » à la fin). Procéder de même pour chaque bouture en espaçant de 15 cm les supports en béton sur les grilles. Une disposition en quinconce permet de mettre 16 supports par table.

Identifier chaque grille avec des colliers de serrage (placer par exemple un certain nombre de colliers de telles couleurs en haut à gauche de la grille). Cela permet ainsi d'identifier les boutures en cas de détachement de plusieurs grilles complètes. Noter ce code sur le plan de la pépinière.

3.3°) Initiation du suivi de croissance et photographie des boutures

Une fois les boutures en place, prendre une photo étalonnée de chacune d'entre elles, vue du dessus, de face, puis de côté. Ces photos permettront de calculer la taille des boutures par traitement informatique.



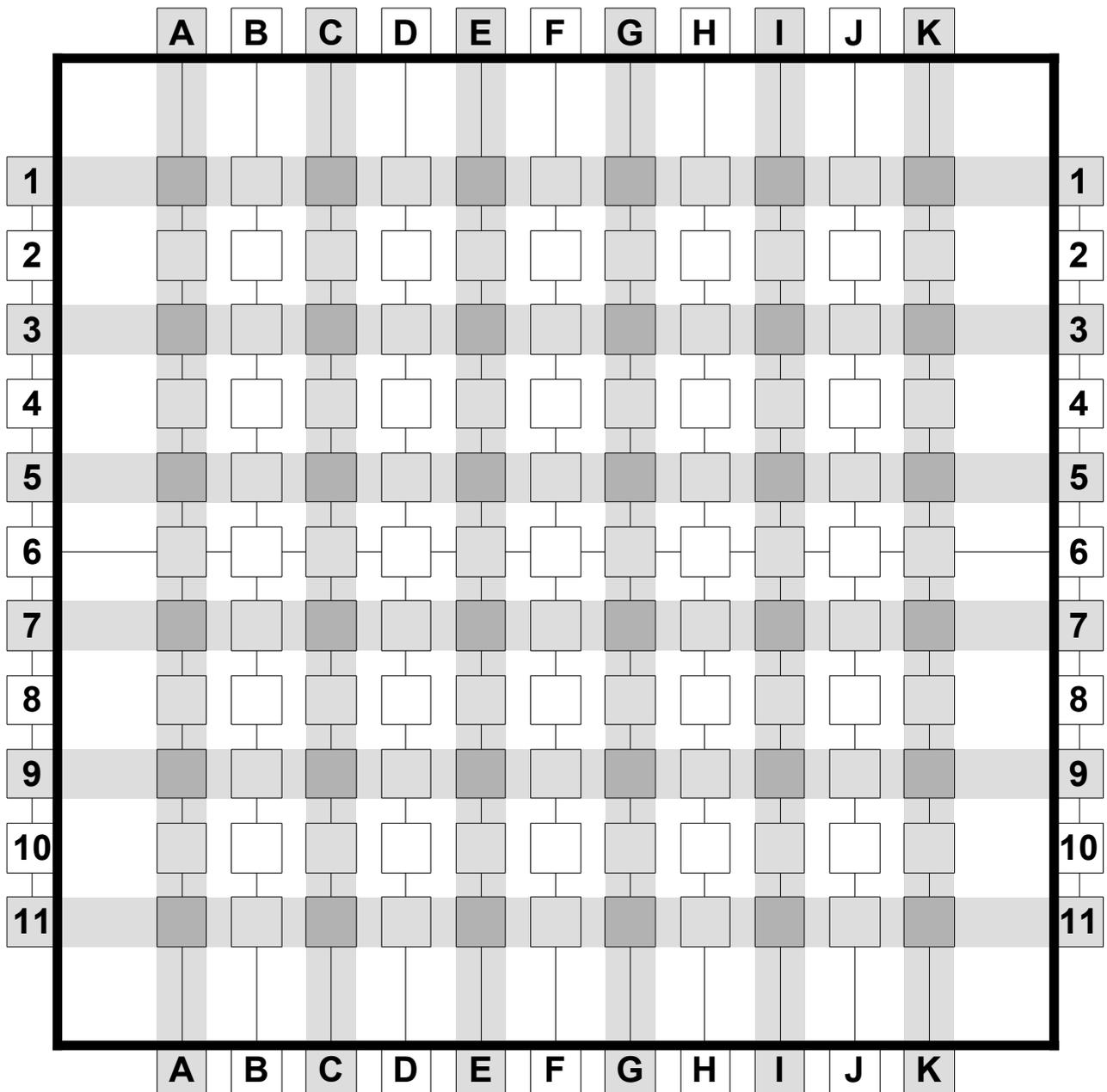
Figure 3 : Fixation des boutures de *A. palmata* à l'aide d'un collier de serrage et de scellement chimique (Oury, 2015)



Figure 4 : Fixation des boutures de *A. palmata* avec un fil de nylon (Oury, 2015)

Plan pépinières à cordes

Coté épissures



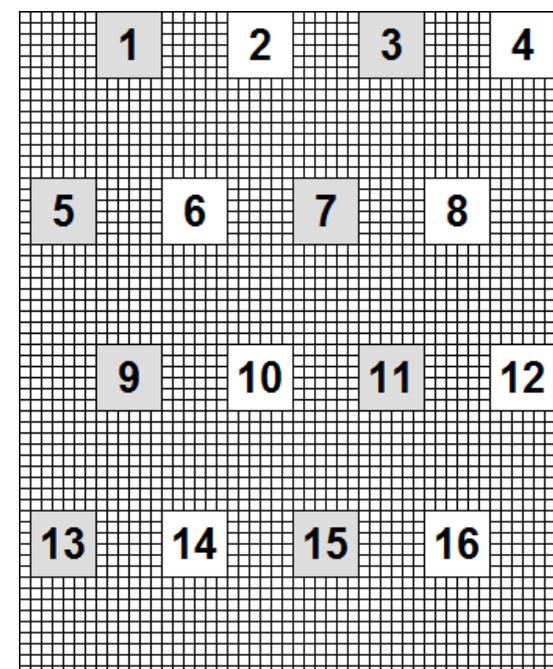
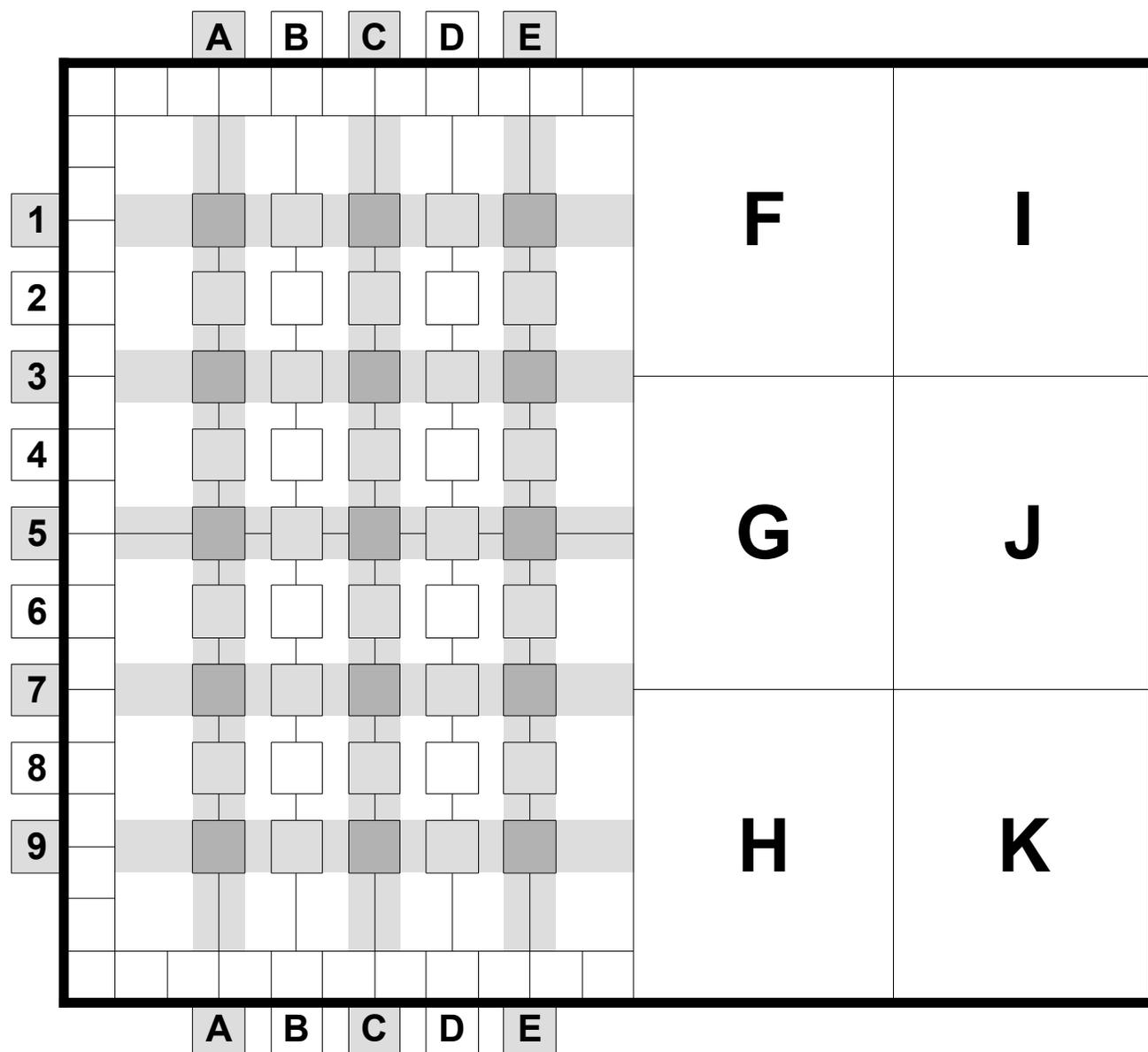
Coté nœuds

Plan pépinières à tables

A	E	I
B	F	J
C	G	K
D	H	L

1		9	
	5		13
2		10	
	6		14
3		11	
	7		15
4		12	
	8		16

Plan pépinières de Pinel



Annexe 12 :
Protocole de suivi des
colonies donneuses

Protocole de suivi des colonies donneuses

1°) Objectifs

Ce protocole permet d'évaluer l'impact des prélèvements sur les colonies donneuses, en réalisant un suivi régulier de ces colonies.

2°) Matériel

- une bouée de surface
- un filet de plongeur pour mettre le matériel immergeable
- un GPS avec les coordonnées des sites prélevés
- un appareil photo avec les photos du prélèvement et des suivis antérieurs
- un dispositif d'étalonnage des photos
- les fiches d'identification des colonies donneuses
- une ardoise immergeable
- des crayons

3°) Méthode

Ce protocole devra être suivi le mois suivant le prélèvement, pour chaque colonie, puis tous les deux mois. Sa réalisation implique les étapes suivantes :

- Se rendre sur le site de prélèvement
- Rechercher une colonie donneuse
- Observer et comparer la colonie aux photos réalisées lors du prélèvement et des suivis précédents
- Identifier les éventuels changements d'état de santé
- Photographier la colonie, les zones de prélèvement et les zones malades ou endommagées
- Passer à une autre colonie

3.1°) L'accès au site

L'accès au site sera réalisé avec un moyen de transport quelconque. Il faudra toutefois emporter un GPS avec les coordonnées du site prélevé enregistrée afin de réduire la zone à prospecter.

3.2°) La recherche des colonies donneuses

Lorsque l'embarcation est arrivée sur le site, un minimum de deux plongeurs se met à l'eau. Prévoir une personne supplémentaire en surface. Les plongeurs s'immergent avec le matériel et prospectent la zone visuellement, à la recherche des colonies prélevées. La confirmation de l'identité de celles-ci sera réalisée par comparaison avec les photos prises lors du prélèvement et des suivis antérieurs.

3.3°) L'observation des colonies

Une fois une colonie prélevée retrouvée, observer son état de santé. Utiliser les photos antérieures et la fiche d'identification remplie lors du prélèvement pour identifier les éventuels changements. Noter toute apparition de maladie, de blanchissement ou d'altérations physiques. Préciser la zone touchée (apicale ou basale) et la proximité par rapport à la zone de prélèvement.

Vérifier la cicatrisation de la colonie au niveau des branches prélevées.

3.4°) La photographie de la colonie

Réaliser une série de photos étalonnées de la colonie, vue de dessus, de face et de côté. Prendre également des photos des zones malades, blanchies ou endommagées, ainsi que des zones de prélèvement.

Faire de même pour chaque colonie prélevée. Les photos et les données seront ensuite traitées pour évaluer l'impact des prélèvements sur l'état de santé de la colonie donneuse.

Annexe 13 :
Protocole de suivi
des boutures

Protocole de suivi des boutures

1°) Objectifs

Ce protocole permet d'atteindre les objectifs suivants :

- Identifier les colonies détachées
- Suivre l'état de santé des boutures (blanchissement, mortalité, apparition de maladies...)
- Calculer le taux de croissance des colonies
- Refixer les éventuelles boutures détachées

2°) Matériel

- une bouée de surface
- un filet de plongeur pour mettre le matériel immergeable
- un appareil photo étanche
- un dispositif d'étalonnage des photos
- les plans des pépinières
- une ardoise immergeable
- des crayons
- des gants
- des pinces à épiler
- une pince coupante
- du scellement chimique
- des supports de fixation en béton
- des colliers de serrage en plastique
- des élastiques
- du fil de nylon

3°) Méthode

Le suivi des boutures implique la réalisation des étapes suivantes :

- Observer la fixation de chaque colonie, et identifier les colonies ayant disparues
- Refixer les colonies détachées ou en cours de détachement
- Observer l'ensemble des colonies et identifier les colonies mortes, malades ou altérées
- Retirer les colonies mortes
- Intervenir pour stopper la propagation des maladies
- Mettre en quarantaine les boutures traitées
- Retirer les organismes corallivores de la pépinière
- Photographier les boutures pour le suivi de croissance

Dans l'idéal, ce protocole sera réalisé une fois par semaine lors des deux premiers mois suivant l'implantation. Un suivi moins régulier pourra ensuite être réalisé, par exemple à une fréquence de deux fois par mois.

3.1°) L'identification des colonies disparues et la refixation des colonies détachées.

Est considérée comme colonie disparue toute colonie qui s'est détachée de son support ou qui s'est détachée de la structure avec son support et qui n'est pas retrouvée. Toute colonie disparue devra être notée comme telle pour le suivi.

Dans le cas où une colonie détachée est retrouvée à proximité de la structure, celle-ci pourra être refixée dessus s'il est toujours possible de l'identifier. Dans le cas contraire, la bouture sera fixée et recevra un nouvel identifiant. Refixer également à l'aide de colliers de serrage ou de fils de nylon, toute bouture dont la fixation semble en cours de détachement.

3.2°) L'identification des colonies mortes, malades ou altérées

Identifier parmi les boutures celles dont l'état de santé est dégradé. Sera considérée comme colonie morte toute colonie dont plus de 95 % des tissus sont nécrosés (figure 1). Noter également les boutures endommagées (traces d'impacts, de prédation, de tissus morts...) et les boutures malades.

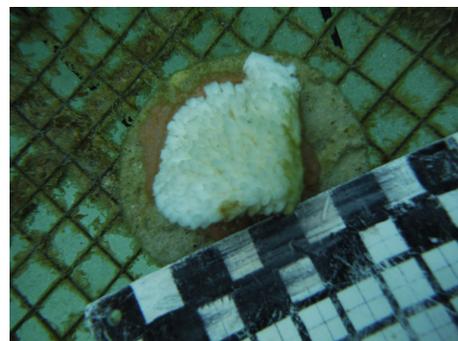


Figure 1 : photographie d'une bouture de *A. palmata* morte (blanchissement à 100 %) (Oury, 2015)

Attitude à adopter en cas d'apparition d'une maladie :

Plusieurs solutions existent en fonction de la zone contaminée et de l'ampleur de la contamination :

- Si la zone malade se trouve à l'extrémité d'une branche et si la taille de la colonie le permet, retirer cette zone. Couper à l'aide de pinces, avec une marge de sécurité supplémentaire de 1 cm. La partie ainsi retirée sera détruite. Le reste de la bouture, saine, sera placée sous quarantaine quelques temps afin de s'assurer qu'aucun symptôme de la maladie n'apparaisse.
- La zone contaminée pourra également être stabilisée avec de la colle époxy ou du scellement chimique. La zone entière devra être recouverte, ainsi qu'une bande de tissus supplémentaire de 1 cm. Cette solution permet ainsi d'isoler la partie malade. La bouture ainsi traitée sera mise en quarantaine quelques temps.
- En cas de contamination extrême, la bouture devra être détruite. Si une zone de taille supérieure à 4 cm reste encore saine, il peut être envisagé de la bouturer. La bouture sera ensuite fixée en suivant le protocole de fixation des boutures. Attention à conserver la bouture à l'écart quelques temps pour s'assurer de sa santé et éviter la contamination du reste de la pépinière.

3.3°) Le retrait des organismes corallivores

Comme à chaque visite de la pépinière, les organismes corallivores (diadèmes, vers de feux, mollusques...) devront être retirés de la structure. Des pinces à épiler ou des gants pourront être utilisés.

3.4°) La photographie des boutures

Chaque bouture sera photographiée vue du dessus, en apposant un étalon à côté ou en dessous (figure 2). Attention à bien pouvoir relier les photos à la bouture.

Les photos seront ensuite traitées à l'aide du logiciel ImageJ afin de mesurer la taille des boutures.

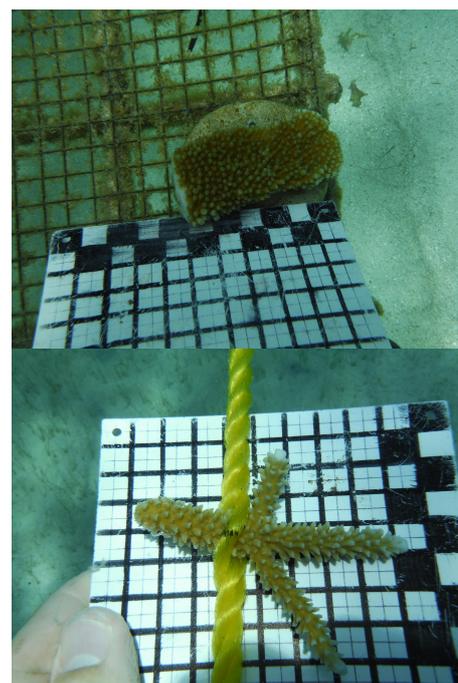


Figure 2 : photographie pour le suivi de *A. palmata* (en haut) et de *A. cervicornis* (en bas) (Oury, 2015)

Annexe 14 :
Protocole de
maintenance

Protocole de maintenance

1°) Objectifs

Ce protocole permet d'atteindre les objectifs suivants :

- Identifier les colonies détachées
- Suivre l'état de santé des boutures (blanchissement, mortalité, apparition de maladies...)
- Nettoyer la structure et retirer les organismes néfastes
- Optimiser les conditions de croissance
- Effectuer les réparations nécessaires à la durabilité de la structure
- Améliorer la résistance de la pépinière aux conditions environnementales

2°) Matériel

- une bouée de surface
- un filet de plongeur pour mettre le matériel immergeable
- les plans des pépinières
- une ardoise immergeable
- des crayons
- des gants
- des brosses à dents
- des brosses
- des gants de brossage pour chien/chat
- des pinces à poils doux
- une pince coupante
- du scellement chimique
- des supports de fixation en béton
- des colliers de serrage en plastique
- des élastiques
- du fil de nylon

3°) Méthode

La maintenance des pépinières devra être réalisée à minima une fois par mois. Une fréquence plus importante pourra être suivie en fonction du besoin et du personnel disponible.

Le suivi de ce protocole pour la maintenance implique en première partie la réalisation du protocole de suivi des boutures (*cf.* protocole adéquat). S'en suit la réalisation des étapes suivantes :

- Nettoyer chaque partie de la pépinière
- Vérifier l'état de la structure, notamment au niveau des soudures et des points de scellement
- Effectuer les réparations nécessaires
- Retendre les cordes de la pépinière à cordes
- Vérifier la lisibilité des identifiants sur les supports en béton ainsi que l'état des codes permettant d'identifier les cordes et les tables. Les refaire si nécessaire.

3.1°) Le nettoyage de la structure

Retirer tous les organismes incrustants de la structure (algues, éponges...). Utiliser pour cela des brosses. L'usage de gants de brossage pour chien/chat peut également être pratique pour frotter les barres en fer et les cordes. TOUTES les parties de la pépinière doivent être nettoyées,

notamment la structure principale (dont les pieds), les cordes, les grilles... mais aussi les boutures et leurs supports. Ces supports de culture seront brossés à l'aide de brosses à dents, et les boutures à l'aide de pinceaux à poils doux. Retirer également le sable accumulé.

Les tables peuvent éventuellement être détachées et déplacées pour faciliter le nettoyage. Attention toutefois à bien identifier le placement des boutures. Replacer ensuite les tables telles qu'elles étaient, en veillant à conserver l'ordre du plan.

3.2°) La vérification et la réparation de la structure

Une fois le nettoyage réalisé, vérifier l'état de la structure. Porter une attention particulière aux soudures et aux points de scellement. Ajouter un peu de scellement chimique si nécessaire. Réparer et remplacer les parties endommagées, notamment les colliers de serrage rompus.

3.3°) Le positionnement des cordes

Vérifier la position et l'état des nœuds des cordes de la pépinière à cordes. Ne pas hésiter à retendre les cordes et à ajouter des colliers de serrage si nécessaire. Contrôler également que les cordes ne se choquent pas entre elles, ce qui pourrait endommager les boutures.

3.4°) La vérification des codes d'identification

Contrôler l'état de tous les codes d'identification, aussi bien ceux inscrits sur les supports en béton que ceux fait en colliers de serrage. Réécrire les identifiants et changer les colliers si besoin.

Annexe 15 : Tableaux de données des *A. palmata* pour l'ACP

ID	ORIGINE	PEPINIERE	FIXATION	TAILLE	EDS CM	EDS	CROISSANCE
P.A.1.1.1.	1	1	1	18.810	1	1	0.363%
P.A.1.1.2.	1	2	1	9.021	1	0	0.000%
P.A.2.1.1.	1	1	1	19.056	2	1	0.505%
P.A.2.1.2.	1	2	1	5.840	2	0	2.924%
P.A.3.1.1.	1	1	1	7.700	1	0	3.015%
P.A.3.1.2.	1	2	1	6.798	1	0	1.409%
P.A.4.1.1.	1	1	1	9.689	2	1	0.825%
P.A.4.1.2.	1	2	1	7.845	2	1	0.581%
P.A.5.1.1.	1	1	1	10.185	1	1	0.048%
P.A.5.1.2.	1	2	1	7.143	1	1	0.522%
P.A.6.1.1.	1	1	1	4.731	0	1	0.470%
P.A.6.1.2.	1	2	1	5.421	0	1	1.122%
P.A.7.1.1.	1	1	1	7.345	2	0	1.239%
P.A.7.1.2.	1	2	1	5.983	2	0	0.167%
P.A.8.1.1.	1	1	1	9.723	2	1	0.522%
P.A.8.1.2.	1	2	1	5.942	2	1	0.535%
P.A.A.1.1.	1	3	1	14.699	-1	1	0.800%
P.A.B.1.1.	1	3	1	16.349	-1	0	0.942%
P.A.B.1.2.	1	3	1	16.574	-1	1	0.722%
P.A.9.1.1.	1	1	2	10.419	2	0	0.000%
P.A.9.1.2.	1	2	2	6.010	2	0	0.000%
P.A.10.1.1.	1	1	2	10.837	1	0	0.000%
P.A.10.1.2.	1	2	2	10.608	1	1	0.385%
P.A.11.1.1.	1	1	2	9.384	2	0	0.000%
P.A.11.1.2.	1	2	2	16.065	2	1	0.687%
P.A.12.1.1.	1	1	2	22.024	2	0	0.000%
P.A.12.1.2.	1	2	2	9.825	2	0	0.000%
P.A.13.1.1.	1	1	2	13.485	2	0	0.000%
P.A.13.1.2.	1	2	2	6.371	2	0	0.000%
P.A.14.1.1.	1	1	2	23.476	2	0	0.000%
P.A.14.1.2.	1	2	2	12.991	2	1	0.179%
P.A.15.1.1.	1	1	2	10.254	2	0	0.000%
P.A.15.1.2.	1	2	2	27.753	2	0	0.887%
P.A.16.1.1.	1	1	2	7.091	1	0	0.000%
P.A.16.1.2.	1	2	2	27.125	1	1	0.000%
P.A.16.1.3.	1	3	2	4.884	1	0	0.000%
P.A.C.1.1.	1	3	2	31.106	-1	1	0.141%
P.C.1.1.1.	3	2	2	19.440	2	1	0.654%
P.C.1.1.2.	3	1	2	16.179	2	1	2.573%
P.C.2.1.1.	3	2	2	25.740	2	1	0.000%
P.C.2.1.2.	3	1	2	13.918	2	1	1.678%
P.C.3.1.1.	3	2	2	15.844	1	0	0.000%
P.C.3.1.2.	3	1	2	10.268	1	1	1.774%
P.C.4.1.1.	3	2	2	11.040	2	1	1.863%
P.C.4.1.2.	3	1	2	14.901	2	0	0.125%
P.C.4.1.3.	3	3	2	9.627	2	1	1.458%
P.C.5.1.1.	3	2	2	27.322	2	1	0.000%
P.C.5.1.2.	3	1	2	23.231	2	1	0.000%
P.C.6.1.1.	3	2	2	11.987	2	1	0.153%
P.C.6.1.2.	3	1	2	16.461	2	0	0.310%
P.C.6.1.3.	3	3	2	9.278	2	1	0.649%
P.C.7.1.1.	3	2	2	14.819	2	1	0.051%
P.C.7.1.2.	3	1	2	18.074	2	1	0.000%

Suite de l'annexe 15 :

ID	ORIGINE	PEPINIERE	FIXATION	TAILLE	EDS CM	EDS	CROISSANCE
P.C.8.1.1.	3	2	2	16.309	0	1	0.126%
P.C.8.1.2.	3	1	2	14.811	0	0	4.026%
P.C.9.1.1.	3	2	2	14.331	2	1	0.101%
P.C.9.1.2.	3	1	2	13.518	2	1	0.000%
P.C.10.1.1.	3	2	2	7.994	2	1	4.038%
P.C.10.1.2.	3	1	2	32.934	2	1	0.589%
P.C.10.1.3.	3	3	2	5.769	2	1	2.267%
P.C.10.1.4.	3	3	2	5.914	2	1	2.340%
P.C.11.1.1.	3	2	2	12.019	2	1	0.076%
P.C.11.1.2.	3	1	2	10.492	2	1	0.558%
P.C.12.1.1.	3	2	2	11.968	2	0	0.000%
P.C.12.1.2.	3	1	2	13.077	2	1	0.687%
P.C.12.1.3.	3	3	2	9.018	2	0	0.000%
P.C.13.1.1.	3	2	2	25.914	2	0	0.000%
P.C.13.1.2.	3	1	2	19.695	2	0	0.255%
P.C.13.1.3.	3	3	2	3.616	2	0	1.805%
P.C.14.1.1.	3	2	2	7.938	2	1	0.000%
P.C.14.1.2.	3	1	2	6.591	2	1	0.000%
P.C.14.1.3.	3	3	2	6.310	2	0	2.221%
P.C.14.1.4.	3	3	2	7.805	2	0	0.000%
P.C.15.1.1.	3	2	2	17.228	2	0	2.491%
P.C.15.1.2.	3	1	2	19.643	2	1	0.575%
P.C.16.1.1.	3	2	2	10.296	2	1	0.645%
P.C.16.1.2.	3	1	2	22.399	2	0	0.000%
P.C.16.1.3.	3	3	2	16.382	2	1	0.499%
P.C.A.1.1.	3	3	2	13.537	-1	1	2.203%
P.C.B.1.1.	3	3	2	8.566	-1	0	1.239%
P.D.1.1.1.	4	1	2	25.446	2	0	0.000%
P.D.1.1.2.	4	2	2	16.023	2	0	9.965%
P.D.2.1.1.	4	1	2	16.113	2	0	0.000%
P.D.2.1.2.	4	2	2	9.135	2	0	0.000%
P.D.2.1.3.	4	3	2	3.386	2	0	55.208%
P.D.2.1.4.	4	3	2	3.498	2	0	0.000%
P.D.3.1.1.	4	1	2	15.166	2	0	0.000%
P.D.3.1.2.	4	2	2	9.358	2	0	7.765%
P.D.3.1.3.	4	3	2	5.102	2	0	9.597%
P.D.4.1.1.	4	1	2	11.457	0	0	0.000%
P.D.4.1.2.	4	2	2	11.678	0	0	4.887%
P.D.5.1.1.	4	1	2	8.961	2	0	0.000%
P.D.5.1.2.	4	2	2	16.275	2	1	0.659%
P.D.5.1.3.	4	3	2	4.862	2	0	0.000%
P.D.6.1.1.	4	1	2	22.072	2	0	0.000%
P.D.6.1.2.	4	2	2	24.341	2	0	0.000%
P.D.7.1.1.	4	1	2	8.963	2	0	35.674%
P.D.7.1.2.	4	2	2	15.441	2	0	4.447%
P.D.8.1.1.	4	1	2	12.642	2	0	0.000%
P.D.8.1.2.	4	2	2	10.985	2	0	0.000%
P.D.9.1.1.	4	1	2	21.539	0	0	0.000%
P.D.9.1.2.	4	2	2	21.909	0	1	1.311%
P.D.9.1.3.	4	3	2	6.428	0	0	0.000%
P.D.10.1.1.	4	1	2	18.876	1	0	34.984%
P.D.10.1.2.	4	2	2	27.686	1	0	13.292%
P.D.11.1.1.	4	1	2	17.729	1	0	23.002%

Suite de l'annexe 15 :

ID	ORIGINE	PEPINIERE	FIXATION	TAILLE	EDS CM	EDS	CROISSANCE
P.D.11.1.2.	4	2	2	22.832	1	0	3.481%
P.D.12.1.1.	4	1	2	13.552	2	0	33.704%
P.D.12.1.2.	4	2	2	24.369	2	0	0.000%
P.D.13.1.1.	4	1	2	20.318	1	0	27.247%
P.D.13.1.2.	4	2	2	19.295	1	0	0.000%
P.D.14.1.1.	4	1	2	7.567	0	0	14.639%
P.D.14.1.2.	4	2	2	12.005	0	0	0.000%
P.D.15.1.1.	4	1	2	55.999	2	0	0.000%
P.D.15.1.2.	4	2	2	25.446	2	0	0.000%
P.D.16.1.1.	4	1	2	23.866	1	1	1.590%
P.D.16.1.2.	4	2	2	24.275	1	0	11.131%
P.D.A.1.1.	4	3	2	18.070	-1	1	1.406%
P.E.1.1.1.	5	1	2	14.016	2	0	0.424%
P.E.1.1.2.	5	2	2	28.038	2	0	0.000%
P.E.2.1.1.	5	1	2	11.434	2	1	0.775%
P.E.2.1.2.	5	2	2	12.733	2	0	4.185%
P.E.2.1.3.	5	3	2	5.082	2	0	9.078%
P.E.3.1.1.	5	1	2	24.566	2	1	0.545%
P.E.3.1.2.	5	2	2	18.795	2	0	0.000%
P.E.3.1.3.	5	3	2	7.668	2	0	0.000%
P.E.4.1.1.	5	1	2	8.778	0	0	0.000%
P.E.4.1.2.	5	2	2	6.355	0	0	3.179%
P.E.5.1.1.	5	1	2	17.381	0	0	5.719%
P.E.5.1.2.	5	2	2	14.915	0	1	0.000%
P.E.6.1.1.	5	1	2	18.575	0	0	5.220%
P.E.6.1.2.	5	2	2	20.585	0	1	0.136%
P.E.7.1.1.	5	1	2	26.380	2	1	0.924%
P.E.7.1.2.	5	2	2	20.587	2	1	0.000%
P.E.8.1.1.	5	1	2	20.890	2	0	0.000%
P.E.8.1.2.	5	2	2	19.521	2	1	0.427%
P.E.9.1.1.	5	1	2	21.793	2	0	0.000%
P.E.9.1.2.	5	2	2	11.314	2	0	0.000%
P.E.10.1.1.	5	1	2	13.610	2	0	0.000%
P.E.10.1.2.	5	2	2	13.610	2	0	0.000%
P.E.11.1.1.	5	1	2	18.417	2	0	0.000%
P.E.11.1.2.	5	2	2	17.947	2	0	0.000%
P.E.12.1.1.	5	1	2	7.507	1	0	0.000%
P.E.12.1.2.	5	2	2	11.793	1	0	0.000%
P.E.13.1.1.	5	1	2	14.519	2	0	0.000%
P.E.13.1.2.	5	2	2	19.400	2	0	0.000%
P.E.14.1.1.	5	1	2	20.433	2	0	0.000%
P.E.14.1.2.	5	2	2	13.358	2	0	0.000%
P.E.15.1.1.	5	1	2	31.609	2	1	0.000%
P.E.15.1.2.	5	2	2	19.794	2	0	0.000%
P.E.16.1.1.	5	1	2	23.104	2	0	0.000%
P.E.16.1.2.	5	2	2	19.374	2	0	0.000%
P.E.16.1.3.	5	3	2	17.192	2	0	0.000%
P.E.A.1.1.	5	3	2	72.111	-1	1	1.833%
P.F.1.1.1.	6	2	3	16.103	1	1	1.337%
P.F.1.1.2.	6	1	3	12.990	1	1	3.038%
P.F.2.1.1.	6	2	3	27.326	2	1	0.257%
P.F.2.1.2.	6	1	3	24.003	2	1	0.907%
P.F.3.1.1.	6	2	3	25.781	0	1	0.000%

Suite de l'annexe 15 :

ID	ORIGINE	PEPINIERE	FIXATION	TAILLE	EDS CM	EDS	CROISSANCE
P.F.3.1.2.	6	1	3	18.536	0	1	0.241%
P.F.4.1.1.	6	2	3	25.468	1	1	0.000%
P.F.4.1.2.	6	1	3	17.544	1	1	0.884%
P.F.5.1.1.	6	2	3	15.624	2	1	1.768%
P.F.5.1.2.	6	1	3	29.555	2	1	0.000%
P.F.5.1.3.	6	3	3	14.354	2	1	2.165%
P.F.6.1.1.	6	2	3	13.590	2	1	2.566%
P.F.6.1.2.	6	1	3	19.588	2	1	0.150%
P.F.7.1.1.	6	2	3	21.948	2	1	0.000%
P.F.7.1.2.	6	1	3	21.538	2	1	0.550%
P.F.8.1.1.	6	2	3	11.574	1	1	1.223%
P.F.8.1.2.	6	1	3	16.599	1	0	0.747%
P.F.9.1.1.	6	2	3	31.071	2	1	1.309%
P.F.9.1.2.	6	1	3	18.776	2	1	1.654%
P.F.10.1.1.	6	2	3	16.641	1	1	0.933%
P.F.10.1.2.	6	1	3	24.429	1	1	1.958%
P.F.11.1.1.	6	2	3	16.348	1	1	2.019%
P.F.11.1.2.	6	1	3	26.841	1	1	1.347%
P.F.11.1.3.	6	3	3	52.466	1	1	1.973%
P.F.12.1.1.	6	2	3	13.247	2	1	0.630%
P.F.12.1.2.	6	1	3	20.100	2	1	0.000%
P.F.13.1.1.	6	2	3	12.546	2	1	1.661%
P.F.13.1.2.	6	1	3	24.346	2	1	0.000%
P.F.13.1.3.	6	3	3	8.526	2	1	1.473%
P.F.14.1.1.	6	2	3	17.147	2	1	2.531%
P.F.14.1.2.	6	1	3	14.885	2	1	0.860%
P.F.15.1.1.	6	2	3	25.532	0	1	0.879%
P.F.15.1.2.	6	1	3	21.227	0	1	0.000%
P.F.16.1.1.	6	2	3	25.829	1	0	2.195%
P.F.16.1.2.	6	1	3	24.745	1	0	0.000%
P.F.A.1.1.	6	3	3	64.694	-1	1	2.181%
P.H.1.1.1.	8	2	3	8.204	1	1	3.165%
P.H.1.1.2.	8	1	3	22.720	1	1	1.452%
P.H.2.1.1.	8	2	3	31.595	0	1	2.546%
P.H.2.1.2.	8	1	3	25.999	0	1	0.000%
P.H.3.1.1.	8	2	3	15.871	1	1	0.000%
P.H.3.1.2.	8	1	3	19.994	1	1	0.211%
P.H.4.1.1.	8	2	3	16.203	1	1	1.078%
P.H.4.1.2.	8	1	3	7.158	1	1	6.804%
P.H.4.1.3.	8	3	3	5.368	1	1	1.837%
P.H.5.1.1.	8	2	3	24.166	0	1	0.883%
P.H.5.1.2.	8	1	3	10.298	0	0	0.000%
P.H.6.1.1.	8	2	3	11.364	1	1	0.046%
P.H.6.1.2.	8	1	3	25.811	1	1	0.107%
P.H.6.1.3.	8	3	3	18.510	1	1	0.000%
P.H.7.1.1.	8	2	3	18.840	0	1	0.000%
P.H.7.1.2.	8	1	3	21.960	0	1	0.820%
P.H.8.1.1.	8	2	3	26.893	1	1	1.490%
P.H.8.1.2.	8	1	3	10.420	1	1	0.543%
P.H.8.1.3.	8	3	3	8.336	1	1	2.778%
P.H.9.1.1.	8	2	3	14.284	0	1	0.690%
P.H.9.1.2.	8	1	3	14.477	0	1	0.038%
P.H.10.1.1.	8	2	3	10.271	0	1	0.000%

Annexe 16 : Tableaux de données des *A. cervicornis* pour l'ACP

ID	ORIGINE	PEPINIERE	T_AXE	T_TOTALE	EDS CM	EDS	CROISSANCE
C.B.1.1.1.	2	1	8.755	16.893	0	1	0.003150
C.B.1.1.2.	2	2	6.135	9.776	0	1	0.003321
C.B.1.1.3.	2	1	5.240	5.240	0	1	0.004693
C.B.1.1.4.	2	2	3.019	3.019	0	1	0.000598
C.B.2.1.1.	2	1	8.895	13.717	1	1	0.003448
C.B.2.1.2.	2	2	6.952	13.485	1	1	0.003258
C.B.2.1.3.	2	1	5.074	13.268	1	1	0.003381
C.B.2.1.4.	2	3	5.455	5.455	1	0	0.000000
C.B.3.1.1.	2	1	8.535	19.073	1	1	0.004555
C.B.3.1.2.	2	2	9.178	9.178	1	1	0.000938
C.B.4.1.1.	2	1	9.328	22.738	0	1	0.008939
C.B.5.1.1.	2	1	8.659	19.578	0	1	0.013203
C.B.5.1.2.	2	2	4.891	26.247	0	1	0.002328
C.B.6.1.1.	2	1	9.494	14.414	0	1	0.006877
C.B.6.1.2.	2	2	9.786	9.786	0	1	0.001242
C.B.7.1.1.	2	1	11.457	13.962	1	1	0.005090
C.B.7.1.2.	2	2	12.080	26.436	1	1	0.005498
C.B.7.1.3.	2	1	9.973	10.854	1	1	0.005645
C.B.8.1.1.	2	1	8.392	16.563	1	1	0.005862
C.B.8.1.2.	2	2	8.468	8.468	1	1	0.005903
C.B.8.1.3.	2	1	5.643	5.643	1	0	0.000000
C.B.8.1.4.	2	2	6.595	6.595	1	1	0.003898
C.B.8.1.5.	2	3	4.969	4.969	1	1	0.007227
C.B.9.1.1.	2	1	8.495	8.495	1	1	0.009838
C.B.9.1.2.	2	2	13.170	13.170	1	1	0.000629
C.B.9.1.3.	2	1	10.550	10.550	1	1	0.004331
C.B.10.1.1.	2	1	9.891	9.891	1	1	0.004926
C.B.10.1.2.	2	2	10.047	13.079	1	1	0.002456
C.B.10.1.3.	2	1	11.450	11.450	1	1	0.002986
C.B.11.1.1.	2	1	10.709	10.709	0	1	0.004939
C.B.11.1.2.	2	2	12.559	12.559	0	1	0.000000
C.B.11.1.3.	2	1	8.745	8.745	0	1	0.004966
C.B.12.1.1.	2	1	11.084	12.175	0	1	0.003625
C.B.12.1.2.	2	2	10.285	17.362	0	1	0.002764
C.B.12.1.3.	2	1	6.362	6.362	0	0	0.033708
C.B.12.1.4.	2	2	4.332	4.332	0	1	0.001975
C.B.12.1.5.	2	3	2.447	2.447	0	0	0.001560
C.B.A.1.1.	2	1	10.751	17.794	-1	1	0.010193
C.B.B.1.1.	2	2	6.980	15.307	-1	1	0.009683
C.B.C.1.1.	2	1	8.144	30.162	-1	1	0.002940
C.B.C.1.2.	2	2	9.073	18.054	-1	1	0.002462
C.B.C.1.3.	2	2	14.919	19.019	-1	1	0.002892
C.B.C.1.4.	2	3	5.658	5.658	-1	1	0.005656
C.B.D.1.1.	2	2	5.874	9.558	-1	1	0.008363
C.B.D.1.2.	2	2	8.133	8.133	-1	1	0.000000
C.B.E.1.1.	2	2	8.320	15.829	-1	1	0.000000
C.B.E.1.2.	2	2	10.496	10.496	-1	1	0.000000
C.B.E.1.3.	2	2	10.571	16.822	-1	1	0.004554
C.B.E.1.4.	2	3	10.539	11.742	-1	1	0.004297
C.B.E.1.5.	2	3	13.239	20.117	-1	1	0.003667
C.C.1.1.1.	3	2	4.353	4.353	2	1	0.001148
C.C.1.1.2.	3	1	5.605	21.681	2	1	0.000000
C.C.1.1.3.	3	3	6.233	18.034	2	1	0.017263
C.C.2.1.1.	3	2	5.351	26.881	2	1	0.026707
C.C.2.1.2.	3	1	5.585	15.109	2	1	0.020765
C.C.2.1.3.	3	3	11.738	35.448	2	1	0.000000
C.C.2.1.4.	3	2	6.246	13.864	2	1	0.061714

Suite de l'annexe 16 :

ID	ORIGINE	PEPINIERE	T_AXE	T_TOTALE	EDS CM	EDS	CROISSANCE
C.C.3.1.1.	3	2	4.364	12.590	2	1	0.002420
C.C.3.1.2.	3	1	4.319	4.319	2	1	0.057175
C.C.3.1.3.	3	3	4.265	4.265	2	1	0.010496
C.C.4.1.1.	3	2	8.514	18.327	2	1	0.012715
C.C.4.1.2.	3	1	8.915	13.106	2	1	0.056398
C.C.4.1.3.	3	3	6.554	6.554	2	1	0.001372
C.C.5.1.1.	3	2	5.822	14.427	2	1	0.004150
C.C.5.1.2.	3	1	5.207	17.215	2	1	0.004810
C.C.5.1.3.	3	3	4.830	11.384	2	1	0.000220
C.C.6.1.1.	3	2	2.990	16.974	2	1	0.000000
C.C.6.1.2.	3	1	11.245	28.664	2	1	0.016659
C.C.6.1.3.	3	3	8.710	15.443	2	1	0.000000
C.C.7.1.1.	3	2	8.585	24.761	2	1	0.000000
C.C.7.1.2.	3	1	6.582	24.932	2	1	0.008925
C.C.7.1.3.	3	3	7.924	9.370	2	1	0.058482
C.C.8.1.1.	3	2	6.799	22.208	2	1	0.009099
C.C.8.1.2.	3	1	4.347	4.347	2	1	0.266256
C.C.8.1.3.	3	3	7.692	11.565	2	1	0.102526
C.C.9.1.1.	3	2	5.565	6.937	2	1	0.000000
C.C.9.1.2.	3	1	6.996	8.339	2	1	0.000000
C.C.9.1.3.	3	3	6.401	10.160	2	1	0.000000
C.C.10.1.1.	3	2	10.697	18.878	2	1	0.066816
C.C.10.1.2.	3	1	9.564	9.564	2	1	0.118034
C.C.10.1.3.	3	2	8.806	8.806	2	1	0.004532
C.C.11.1.1.	3	2	9.957	17.963	2	1	0.041049
C.C.11.1.2.	3	1	12.112	20.102	2	1	0.018044
C.C.11.1.3.	3	2	13.743	24.123	2	1	0.016304
C.C.12.1.1.	3	2	8.352	9.692	2	1	0.000000
C.C.12.1.2.	3	2	5.064	5.064	2	1	0.050088
C.C.12.1.3.	3	2	6.182	6.182	2	1	0.000000
C.C.12.1.4.	3	2	5.134	5.134	2	1	0.064533
C.C.A.1.1.	3	2	3.735	34.985	-1	1	0.095797
C.C.A.1.2.	3	2	8.318	15.316	-1	1	0.106824
C.C.B.1.1.	3	2	8.381	12.693	-1	1	0.000000
C.C.B.1.2.	3	2	11.667	23.038	-1	1	0.000000
C.C.B.1.3.	3	3	6.226	45.564	-1	1	0.000000
C.C.B.1.4.	3	2	4.009	4.009	-1	1	0.067093
C.C.C.1.1.	3	3	19.464	19.464	-1	1	0.007397
C.C.C.1.2.	3	3	13.145	28.537	-1	1	0.005051
C.C.C.1.3.	3	3	9.994	16.057	-1	1	0.000000
C.F.1.1.1.	6	2	8.705	16.501	1	1	0.000000
C.F.1.1.2.	6	1	9.274	17.837	1	1	0.002479
C.F.1.1.3.	6	3	3.063	21.489	1	0	0.019747
C.F.2.1.1.	6	2	2.147	13.294	1	1	0.006981
C.F.2.1.2.	6	1	7.503	14.709	1	1	0.000000
C.F.2.1.3.	6	3	9.682	26.363	1	0	0.000000
C.F.3.1.1.	6	2	6.168	48.282	2	1	0.000000
C.F.3.1.2.	6	1	6.094	15.458	2	1	0.000000
C.F.3.1.3.	6	3	7.806	26.300	2	1	0.000000
C.F.4.1.1.	6	2	8.359	8.359	2	1	0.000000
C.F.4.1.2.	6	1	7.220	15.724	2	1	0.000000
C.F.4.1.3.	6	3	5.372	8.344	2	1	0.001851
C.F.5.1.1.	6	2	4.898	25.963	2	1	0.012534
C.F.5.1.2.	6	1	12.215	37.650	2	1	0.000000
C.F.5.1.3.	6	3	7.342	7.342	2	1	0.000000
C.F.6.1.1.	6	2	7.705	69.167	2	1	0.000000
C.F.6.1.2.	6	1	6.551	8.751	2	1	0.000000

Suite de l'annexe 16 :

ID	ORIGINE	PEPINIERE	T_AXE	T_TOTALE	EDS CM	EDS	CROISSANCE
C.F.6.1.3.	6	3	10.641	18.243	2	1	0.008244
C.F.6.1.4.	6	1	7.610	9.547	2	1	0.004537
C.F.7.1.1.	6	2	6.226	11.005	2	1	0.002608
C.F.7.1.2.	6	1	4.420	4.420	2	1	0.000000
C.F.7.1.3.	6	3	6.992	7.962	2	1	0.000000
C.F.8.1.1.	6	2	8.309	9.700	2	1	0.000000
C.F.8.1.2.	6	1	5.477	7.597	2	0	0.000000
C.F.8.1.3.	6	3	6.074	14.382	2	0	0.000000
C.F.9.1.1.	6	2	7.298	9.934	1	1	0.000346
C.F.9.1.2.	6	1	6.746	9.366	1	1	0.003105
C.F.9.1.3.	6	3	5.890	14.793	1	1	0.004013
C.F.10.1.1.	6	2	5.546	16.835	2	1	0.013438
C.F.10.1.2.	6	1	7.369	7.369	2	1	0.000000
C.F.10.1.3.	6	1	6.589	22.006	2	1	0.000000
C.F.11.1.1.	6	1	7.231	13.241	2	1	0.006619
C.F.11.1.2.	6	1	8.136	19.113	2	1	0.021569
C.F.11.1.3.	6	1	4.601	8.291	2	1	0.000000
C.F.12.1.1.	6	1	7.104	27.224	1	1	0.000000
C.F.12.1.2.	6	1	9.911	14.069	1	1	0.001226
C.F.12.1.3.	6	1	6.178	10.759	1	1	0.000000
C.F.12.1.4.	6	1	3.718	3.718	1	1	0.010844
C.F.A.1.1.	6	2	6.781	14.226	-1	1	0.017690
C.F.A.1.2.	6	1	8.311	10.217	-1	1	0.000000
C.F.A.1.3.	6	3	6.279	20.337	-1	0	0.020869
C.F.A.1.4.	6	1	8.323	8.323	-1	1	0.000000
C.F.B.1.1.	6	1	10.724	30.345	-1	1	0.000000
C.F.B.1.2.	6	2	7.540	18.106	-1	1	0.005944
C.F.B.1.3.	6	2	7.863	7.863	-1	1	0.000000
C.G.1.1.1.	7	1	5.280	5.280	0	1	0.005955
C.G.2.1.1.	7	1	11.141	25.967	0	1	0.008330
C.G.3.1.1.	7	1	4.424	4.424	0	1	0.003778
C.G.3.1.2.	7	2	3.389	4.875	0	1	0.000000
C.G.3.1.3.	7	2	2.465	2.465	0	1	0.003435
C.G.4.1.1.	7	1	5.115	5.115	0	1	0.004933
C.G.4.1.2.	7	2	5.388	5.388	0	1	0.000000
C.G.5.1.1.	7	1	5.332	13.265	0	1	0.003597
C.G.5.1.2.	7	2	4.610	5.819	0	1	0.000000
C.G.6.1.1.	7	1	13.302	28.727	0	1	0.009280
C.G.7.1.1.	7	1	11.151	26.628	0	1	0.016011
C.G.8.1.1.	7	1	4.437	10.311	0	1	0.009513
C.G.9.1.1.	7	1	9.074	17.972	1	1	0.003952
C.G.9.1.2.	7	2	7.324	15.195	1	1	0.000000
C.G.10.1.1.	7	1	16.594	20.487	2	1	0.013962
C.G.10.1.2.	7	2	11.730	16.620	2	1	0.001441
C.G.10.1.3.	7	1	14.562	19.455	2	1	0.000000
C.G.10.1.4.	7	2	13.727	29.205	2	1	0.016391
C.G.10.1.5.	7	2	6.813	9.273	2	1	0.000000

T_AXE : Taille de l'axe principale de la bouture prélevée (cm)

T_TOTALE : Taille totale de la bouture prélevée (cm)

Annexe 17 :
Protocole de
refragmentation

Protocole de refragmentation

1°) Objectifs

Ce protocole permet d'atteindre les objectifs suivants :

- Augmenter le stock de boutures
- Fixer les nouvelles boutures sur la pépinière
- Permettre leur identification et initier leur suivi
- Compléter le plan des pépinières

2°) Matériel

- une bouée de surface
- un filet de plongeur pour mettre le matériel immergeable
- un appareil photo étanche
- un dispositif d'étalonnage des photos
- les plans des pépinières complétés
- une ardoise immergeable
- des crayons
- une pince coupante
- des colliers de serrage en plastique
- des sachets de prélèvement refermables
- le matériel pour la fixation des boutures (*cf.* protocole de fixation des boutures)

3°) Méthode

Le suivi de ce protocole implique la réalisation des étapes suivantes :

- Identifier une bouture ayant atteint une taille suffisante pour la refragmentation
- La photographier
- La détacher de la pépinière
- Prélever les nouvelles boutures
- Refixer la bouture à la pépinière
- Prendre une photo de la bouture et des zones de squelette mise à nu
- Attribuer un identifiant aux nouvelles boutures
- Les conditionner en attendant leur fixation
- Fixer les boutures sur la pépinière (*cf.* protocole de fixation des boutures)
- Photographier les boutures pour le suivi de croissance

3.1°) L'identification des boutures pouvant être refragmentées

La refragmentation des boutures nécessite des colonies d'une taille suffisante, permettant le prélèvement d'une, voire plusieurs nouvelles boutures, tout en conservant une colonie d'une taille relativement grande pour garantir sa survie. L'état de santé de la colonie est également un paramètre important à prendre en compte.

Lorsqu'une colonie semble prometteuse pour la refragmentation, l'identifier à l'aide des plans de la pépinière.

3.2°) La photographie pré-fragmentation

Avant de détacher la bouture de la pépinière, prendre plusieurs photographies étalonnées de celle-ci. Des vues du dessus, de face et de côté devront être prises.

3.3°) Le prélèvement des nouvelles boutures

Lorsque la bouture est détachée de la pépinière (mais pas du support de culture ou de la corde), les nouvelles boutures pourront être prélevées, à l'aide d'une pince coupante. Prélever des fragments d'une taille proche de 4 cm. La partie de la colonie fixée au support ou à la corde devra conserver une taille suffisamment importante pour garantir sa survie. Lorsque le prélèvement est terminé, refixer la bouture telle qu'elle était.

3.4°) La photographie post-prélèvement

Photographier à nouveau la colonie dans les trois dimensions, avec un étalon, puis photographier les zones de squelette mises à nu. Cela permettra un suivi de la cicatrisation.

3.5°) L'attribution des identifiants et le conditionnement des nouvelles boutures

La partie de la bouture fixée au support de culture (galet en béton ou corde) conserve l'identifiant initial. En revanche, les autres boutures reçoivent un nouvel identifiant permettant de les reconnaître. Cet identifiant est un identifiant de génération $n+1$; c'est à dire que si l'identifiant de la bouture initial est X.X.0.N.0, où X désigne une lettre, 0 un nombre et N la génération de la bouture, celui des boutures fragmentées sera X.X.0.N+1.01 ; X.X.0.N+1.02...

Une fois l'identifiant attribué, les nouvelles boutures seront placées dans des sachets de prélèvement refermables en attendant leur fixation. Ces sachets devront pouvoir permettre d'identifier les boutures contenues.

3.6°) La fixation des boutures

Les boutures sont ensuite fixées sur le support de culture. Le protocole de fixation suivi est le même que pour les boutures issues directement d'une colonie naturelle (*cf.* protocole de fixation des boutures).

3.7°) La photographie post-fixation

Lorsque les boutures sont en place, les photographier vue du dessus avec un étalon afin de permettre l'initiation du suivi de croissance.

Annexe 18 :
Protocole de
transplantation

Protocole de transplantation

1°) Objectifs

Ce protocole permet d'atteindre les objectifs suivants :

- Réimplanter les boutures matures sur les récifs à restaurer
- Initier le suivi des boutures réimplantées

2°) Matériel

- une bouée de surface
- un filet de plongeur pour mettre le matériel immergeable
- un GPS
- un appareil photo étanche
- un dispositif d'étalonnage des photos
- les plans des pépinières complétés
- une ardoise immergeable
- des crayons
- une pince coupante
- des grands bacs
- un sceau
- du scellement chimique

3°) Méthode

La transplantation des boutures matures sur récif implique le suivi des étapes suivantes :

- Identifier au préalable le site de réimplantation
- Noter ces coordonnées GPS et pré-identifier visuellement les zones potentielles pour la fixation des boutures

Puis :

- Identifier les boutures matures
- Les photographier une dernière fois sur la pépinière
- Les détacher de la pépinière, mais pas du support de culture
- Conditionner ces boutures pour le transport
- Transporter les boutures sur sites de réimplantation
- Les immerger
- Photographier les zones d'implantation avant implantation des colonies
- Fixer les boutures au substrat
- Photographier à nouveau la zone, puis les colonies implantées

3.1°) Identification du site de réimplantation

La réimplantation nécessite au préalable d'identifier des sites potentiels pour y implanter les colonies. Ces sites peuvent être les sites où ont eu lieu les prélèvements, des récifs à réhabiliter ou bien des récifs artificiels. Il sera nécessaire de s'y rendre pour évaluer les conditions environnementales du site et la possibilité d'implantation de boutures.

Si les conditions le permettent, les plongeurs pourront alors pré-identifier des sites de fixation pour les boutures (des photographies des sites pourront être prises pour mémoriser les sites). Les coordonnées GPS du site seront également relevées pour obtenir sa position approximative le jour de la réimplantation.

3.2°) L'identification des boutures matures

On entend par boutures matures les boutures ayant atteint une taille suffisamment importante et ne présentant plus d'intérêt à être cultivées en pépinière. Si des boutures de la sorte sont présentes sur la pépinière, retrouver leur identifiant grâce aux plans de la pépinière.

3.3°) La photographie pré-déplacement

Une dernière série de photographies de la colonie sur la pépinière sera prise, en respectant le protocole habituel (étalonnage, prise dans les trois dimensions...)

3.4°) Le déplacement des colonies

Une fois les photos prises, détacher les colonies de la pépinière (mais pas de leur support de culture ; pour *A. cervicornis*, la corde entière doit être transplantée). Les boutures seront alors placées dans de grands bacs remplis d'eau et remontées à la surface.

Les bacs seront hissés sur le bateau et sécurisés afin qu'ils ne se renversent pas. Un renouvellement régulier de l'eau sera réalisé pour éviter toute hausse de température.

Lorsque ces précautions ont été établies, le transport des colonies pourra être effectué. Il est important de minimiser ce temps de transport pour limiter le stress des individus.

Une fois arrivé sur site de réimplantation, les bacs pourront être immergés au fond et apportés au niveau des zones de transplantation.

3.5°) La photographie pré-implantation

Prendre plusieurs photographies des zones où des boutures seront implantées. Elles permettront de réaliser une comparaison de l'évolution temporelle du récif.

3.6°) La fixation des boutures au substrat

3.6.1°) Fixation des boutures de *A. palmata*

Les boutures de *A. palmata* sont réimplantées à l'unité. Identifier une zone de substrat rocheux légèrement creuse pour pouvoir y insérer le support de culture en béton. Y déposer un plot de scellement chimique puis placer le support de culture dessus, en appliquant une légère pression. Consolider la fixation en ajoutant du scellement autour du support.

3.6.2°) Fixation des boutures de *A. cervicornis*

Les boutures de *A. cervicornis* ne pouvant pas être détachées de la corde, celle-ci doit être entièrement réimplantée. Il est toutefois possible de la couper entre les colonies pour les isoler.

D'une manière ou d'une autre, la fixation consiste à sceller la corde au substrat en différents points (minimum n+1 plots pour la fixation de n colonie(s), un point de fixation aux extrémités de la corde et entre chaque colonie).

Positionner d'abord la/les bouture(s), puis tendre la corde de part et d'autre. Réaliser ensuite les plots de scellement chimique, la difficulté consistant au maintien de la corde pendant la solidification de ceux-ci.

3.7°) La photographie post-transplantation

Photographier la zone de transplantation puis les colonies afin d'initier le suivi des colonies transplantées. Utiliser un étalon.

Annexe 19 :
Protocole de suivi des
boutures transplantées

Protocole de suivi des boutures transplantées

1°) Objectif

Ce protocole permet d'évaluer l'état de santé des boutures après leur réimplantation dans un récif.

2°) Matériel

- une bouée de surface
- un filet de plongeur pour mettre le matériel immergeable
- un GPS avec les coordonnées des sites de réimplantation
- un appareil photo avec les photos des boutures réimplantées
- un dispositif d'étalonnage des photos
- une ardoise immergeable
- des crayons

3°) Méthode

Ce protocole devra être suivi plusieurs fois pour chaque bouture réimplantée. Il est conseillé de l'appliquer une première fois la semaine suivant la transplantation, puis à une fréquence mensuelle. Sa réalisation implique les étapes suivantes :

- Se rendre sur le site de réimplantation
- Rechercher une colonie transplantée
- Observer et comparer la colonie aux photos réalisées lors de la réimplantation et des suivis précédents
- Identifier les éventuels changements d'état de santé
- Photographier la colonie et les zones malades ou endommagées
- Passer à une autre colonie

3.1°) L'accès au site et la recherche de boutures transplantées

L'accès au site sera réalisé avec un moyen de transport quelconque. Il faudra toutefois emporter un GPS avec les coordonnées du site prélevé enregistrée afin de réduire la zone à prospecter. Lorsque l'embarcation est arrivée sur le site, une équipe de deux plongeurs s'immergent avec le matériel et prospectent la zone visuellement, à la recherche des colonies transplantées. La confirmation de l'identité de celles-ci sera réalisée par la présence de scellement chimique et par comparaison avec les photos prises précédemment.

3.2°) L'observation des colonies

Une fois une bouture retrouvée, observer son état de santé. Utiliser les photos antérieures pour identifier les éventuels changements. Noter toute apparition de maladie, de blanchissement ou d'altérations physiques. Préciser la zone touchée (apicale ou basale).

3.3°) La photographie de la colonie

Photographier la zone entière afin de réaliser une évolution temporelle de la zone puis faire une série de photos étalonnées de la colonie. Prendre également des photos des zones malades, blanchies ou endommagées.

Faire de même pour chaque colonie prélevée.

Résumé :

Face au déclin des récifs coralliens dans la Caraïbe, il semble indispensable d'intervenir. Les dernières décennies ont ainsi vu l'essor des projets de restauration active, et notamment du concept de « coral gardening ». Soucieuse de la conservation de ces fonds marins, la Réserve Naturelle Nationale de Saint-Martin s'est engagée dans l'implantation de pépinières de coraux.

Cette étude s'efforce de présenter le cheminement de cette démarche, de la conception des structures à la culture des boutures. Trois pépinières fixées au sol utilisant les techniques de culture sur cordes et sur tables furent ainsi implantées, et l'ensemble des protocoles pour leur bon fonctionnement furent élaborés. Différentes techniques de fixation furent appliquées à 387 boutures de *A. cervicornis* et de *A. palmata*. Des taux de survie variant de 34,8 à 94,4 % furent relevés. Des taux de croissance moyens de 0,411 et de 0,748 % \cdot j⁻¹ furent respectivement calculés pour *A. cervicornis* et *A. palmata*.

Mots clés : pépinières de coraux, récifs coralliens de la Caraïbe, restauration active, *Acropora* sp., bouturage, taux de survie, croissance, transplantation

Abstract :

With the decline of coral reefs in the Caribbean, it seems necessary to act. Last decades, numerous active restoration projects have been created with an increase of the "coral gardening" concept. Worried about coral reefs conservation, Saint-Martin's Marine Reserve decide to undertake to established coral nurseries.

This study aim to present the process, from the structure's conception to the coral culture. Three "fixed to the bottom" ropes and tables nurseries have been established. All protocols needed for the great working of the project were also created. Different fastening technical were tested on 387 *A. cervicornis* and *A. palmata* colonies. Survival rates included between 34.8 and 94.4 % were found. Mean growth rates of 0.411 and 0.748 % \cdot j⁻¹ were calculated respectively for *A. cervicornis* and *A. palmata*.

Key-words : coral nurseries, Caribbean's coral reefs, active restoration, *Acropora* sp., coral fragments, survival rate, growth rate, transplantation