PROJET GUAD3E

MISE EN PLACE D'UN PROGRAMME DE LUTTE CONTRE LES ESPECES EXOTIQUES ENVAHISSANTES AQUATIQUES ANIMALES EN GUADELOUPE CONTINENTALE

RÉDACTEUR :

Joévin MARQUÈS
MASTER 2 GESTION DE LA BIODIVERSITE TERRESTRE TROPICALE (GBT) – 2018 / 2019

ENTREPRISE :

PARC NATIONAL DE LA GUADELOUPE (PNG)
MONTERAN
97120 SAINT CLAUDE

DESTINATAIRE DU DOCUMENT :

MAITRE DE STAGE AU PNG : **Marie ROBERT**
RESPONSABLE DU PARCOURS GBT : **Dominique MONTI**
RESPONSABLE DU MASTER ECOTROP : **Gladys LORANGER-MERCIRIS**

Remis le mercredi 12 juin 2019

REMERCIEMENTS

Je voudrais tout d'abord adresser mes sincères remerciements à toutes les personnes que j'ai eu à côtoyer et qui m'ont apporté leur aide tout au long de ce stage et notamment pour la campagne de terrain.

Je tiens à remercier particulièrement Marie ROBERT de m'avoir donné l'opportunité de réaliser ce stage au Parc national de la Guadeloupe, mais aussi pour son soutien et ses conseils qui m'ont aidé à accomplir mes missions durant ces 6 mois. Elle a su être présente et m'a fait profiter de son expérience dans le métier.

Je tiens également à remercier Marion LABEILLE et Estelle LEFRANÇOIS qui ont également fait preuve de disponibilité et d'écoute pour m'aider à réaliser mes missions et sans qui les journées de terrain n'auraient pas été les mêmes. Ainsi que Jonathan GRONDIN pour son aide précieuse sur ce projet.

Je voudrais également remercier Sophie, Lucie, Éléonore (et Ulysse !), Thibault, Clarisse et Jennifer qui ont tous su trouver un moment pour nous accompagner, nous aider et apporter de la bonne humeur pendant la campagne terrain. Merci à toute cette équipe qui m'aura fait progresser professionnellement et humainement. Je tiens également à remercier Etienne et Alain pour leurs compétences informatiques qui nous a grandement facilité le travail de terrain. Et enfin tous les agents du Parc qui ont apporté leur aide pour pouvoir réaliser ce projet.

Pour terminer, je souhaite remercier ma famille qui m'a toujours soutenu sans hésiter dans mes projets et qui m'a permis d'en arriver là aujourd'hui.

À vous tous merci !

RÉSUMÉ

Ce projet présente les premiers résultats obtenus dans le cadre du projet GUAD3E à la suite de la première campagne de terrain en saison de carême (saison sèche). L'objectif du projet consistant à tester l'efficacité de la méthode d'inventaire génétique appelée ADN environnemental, une comparaison est alors réalisée avec la méthode d'inventaire classique utilisée aux Antilles : la pêche électrique. La première partie des résultats de ce rapport concerne l'analyse des données obtenues par pêche électrique de façon qualitative et quantitative. La seconde partie concerne l'analyse des données obtenues par la méthode d'ADN environnemental de façon qualitative et semi-quantitative également. La troisième et dernière partie des résultats compare ces deux analyses réalisées pour ensuite définir les avantages et les limites de la méthode génétique et mettre en place des préconisations pour l'utilisation future de cette méthode d'échantillonnage aux Antilles, à commencer par la prochaine campagne de terrain en saison des pluies.

ABSTRACT

This project presents the first results obtained in the framework of the project GUAD3E following the first field campaign in dry season. The objective of the project is to test the effectiveness of the inventory method called environmental DNA. A comparison is then made with the classical inventory method used in the West Indies: the electric fishing. The first part of the results of this report concerns the qualitative and quantitative analysis of data obtained by electric fishing. The second part concerns the qualitative and semi-quantitative analysis of the data obtained by the environmental DNA method. The third and final part of the results compares these two analyses carried out to then define the advantages and the limits of the genetic method and put in place recommendations for the future use of this sampling method in the West Indies, starting with the next field campaign in the rainy season.

SOMMAIRE

Présentation de l'organisme d'accueil 4

I. Introduction 6

1. Contexte du projet GUAD3E 6

2. Réglementations relatives à la lutte contre les EEE 8

a. Les engagements internationaux 8

b. Les stratégies et réglementations européennes 9

c. La stratégie nationale pour la biodiversité et la réglementation française 10

3. Objectif du projet GUAD3E 11

a. Détecter précocement et réagir rapidement 11

b. La méthode par ADNe 12

II. Matériels et méthodes 14

1. Choix des sites 14

2. Protocole de pêche électrique 16

a. Choix du protocole 16

b. Protocole établi 18

3. Biométrie des espèces pêchées 18

4. Mesures in situ 19

5. Protocole ADN environnemental 19

a. Prélèvement ADNe 19

b. Analyse du prélèvement ADNe : 20

c. Constitution de la base de données (BDD) de référence 22

6. Déroulement de la campagne d'échantillonnage n°1 23

a. Informations météo de la campagne de terrain en saison sèche 23

b. Procédure de réalisation des protocoles 23

c. Informations descriptives des stations et données relevées 24

III. Résultats de la première campagne de terrain 25

1. Résultats des pêches électriques 25
a. Inventaire des espèces 25
b. Richesse spécifique 26
c. Typologie spatiale des peuplements 28
d. Diversité spécifique 28
e. Modèles de distribution d'abondances : Diagramme rang – fréquence 30
2. Base de données de référence 31
3. Résultats des analyses d'ADN environnemental 32
a. Inventaire des espèces 33
b. Richesse spécifique 34
c. Typologie spatiale des peuplements 35
d. Diversité spécifique 35
e. Modèles de distribution d'abondances : Diagramme rang – fréquence 36
4. Analyse croisée : ADNe & pêche électrique 37
a. Inventaire des espèces 37
b. Richesse spécifique 38
c. Typologie spatiale des peuplements 39
d. Diversité spécifique et modèles de distribution d'abondances 39
e. Comparaison des détections d'espèces (ADNe et pêche électrique) 40
IV. Discussions 42
V. Conclusions 45
Bibliographie 47
Liste des tableaux 51
Liste des figures 51
Liste des abréviations 53
Annexes 54

PRESENTATION DE L'ORGANISME D'ACCUEIL

J'ai été accueilli dans le cadre de mon stage au Parc national de la Guadeloupe (PNG). Il s'agit d'un établissement public administratif qui œuvre pour la préservation et la valorisation du patrimoine naturel, culturel et paysager exceptionnel de l'archipel guadeloupéen. Plus précisément, il a pour mission d'assurer la conservation d'écosystèmes à la fois riches et variés, d'une extrême biodiversité (récifs coralliens, herbiers sous-marins, mangroves, forêts marécageuses, forêts denses humides, savanes d'altitude...) qui se répartissent depuis les fonds marins des îlets de la Côte Sous-le-Vent ou du nord de la Basse-Terre jusqu'aux plus hauts sommets des montagnes de l'île comme représenté sur la Figure 1 ci-dessous. Pour cela, il mène sur le terrain des actions de sensibilisation et d'éducation à l'environnement, étudie la richesse faunistique et floristique de son territoire, fait respecter la réglementation en matière de police de l'environnement et promeut des usages et des modes de développement durable auprès des collectivités locales.

Le PNG, qui a été créé en 1989, est le premier parc national des Outre-mer. Celui-ci est situé sur un point chaud mondial de biodiversité[1], en raison de sa situation insulaire, et possède un fort taux d'endémisme. Concernant sa structure, il est composé de (voir Figure 1) :

- Une zone de « cœur » qui fait l'objet d'une réglementation spéciale destinée à empêcher toute atteinte au milieu naturel en limitant les aménagements et les activités humaines ;
- L'aire d'adhésion : le Parc accompagne les communes ayant signé la charte de territoire, dans des projets contribuants à l'amélioration du cadre de vie de l'économie locale et à la préservation des patrimoines culturels et naturels ;
- L'aire maritime adjacente où le Parc va sensibiliser les acteurs et les usagers à s'orienter vers des pratiques respectueuses de l'environnement.

Il est également constitué de 4 services supports : le Secrétariat Général, le service Systèmes d'Information, le service Patrimoines et le service Communication. Le service Patrimoines, auquel j'étais rattaché dans le cadre de mon stage, est un service dédié à la connaissance et à la gestion de la biodiversité en Guadeloupe. Celui-ci est composé de chargés de mission qui sont tous spécialisés dans un domaine particulier. On retrouve alors des chargés de mission s'occupant des thèmes « Milieux aquatiques », « Ecosystèmes forestiers »,

[1] Les points chauds sont des zones géographiques qui comptent au moins 1500 espèces des plantes vasculaires (qui possèdent des vaisseaux servant à la circulation de l'eau puisée par les racines) endémiques et qui ont perdu au moins 70% de leur végétation primaire. (Source : Conservation International)

« Milieux Marins », « Appui scientifique et Vulgarisation ».On retrouve également une responsable du projet PROTEGER, signifiant projet de « PROmoTion et dÉveloppement du Génie Écologique sur les Rivières de Guadeloupe » dont l'objectif est de préserver la biodiversité des milieux aquatiques, tout en protégeant la population et leurs biens des risques encourus lors des crues de rivière ou des évènements cycloniques, grâce à l'utilisation de techniques de génie végétal. Et pour finir, le service comprend aussi une équipe dédiée au projet de réintroduction du lamantin en Guadeloupe. Pour ma part, j'ai eu l'opportunité de travailler durant ce stage avec Marie Robert, qui est chargée de mission « Milieux aquatiques » et responsable du projet GUAD3E sur lequel repose mon sujet de stage présenté dans ce rapport.

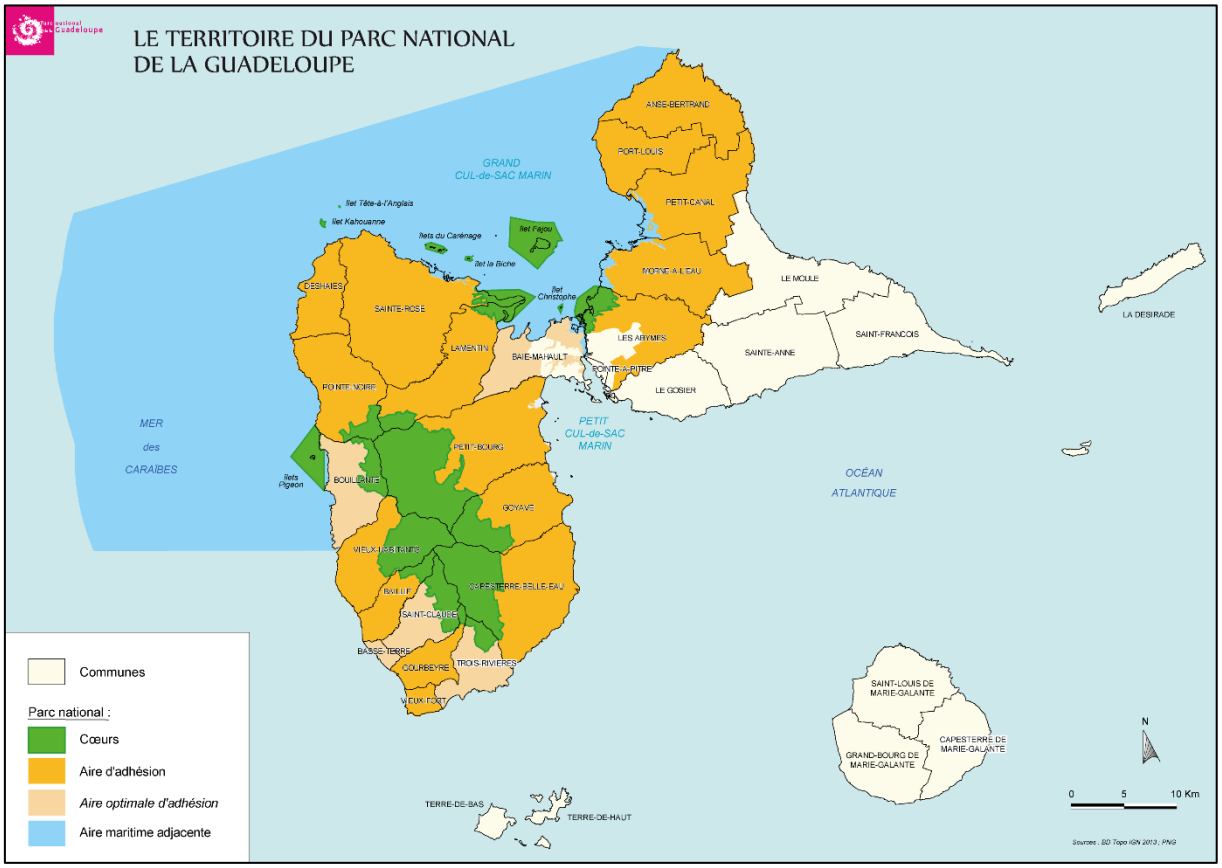

Figure 1 : Le territoire du Parc national de la Guadeloupe

Quelques chiffres clés :	Nombre de communes : 15 en cœur de parc et 16 en aire d'adhésion
Date de création : 20 février 1989	Nombre d'habitants : 218500 en aire d'adhésion
Superficie cœur de parc : 21850 hectares	Altitude maximum : 1467 mètres (La Soufrière)
Superficie aire d'adhésion : 81900 hectares	
Aire maritime adjacente : 130800 hectares	

I. INTRODUCTION

Parmi les missions réalisées par le Parc national de la Guadeloupe, certaines concernent la mise en place de stratégies de lutte contre les espèces exotiques envahissantes (EEE). Ces missions découlent directement des différentes conventions, stratégies et réglementations internationales, européennes et nationales pour la gestion des EEE. Le projet GUAD3E a été créé afin de répondre aux objectifs fixés par ces réglementations et donc permettre de lutter contre les EEE présentes parmi la faune dulçaquicole en Guadeloupe.

Ce projet est issu d'une réflexion menée par plusieurs organismes chargés de la gestion des milieux aquatiques en Guadeloupe. Ces différents acteurs sont le PNG, la Direction de l'Environnement, de l'aménagement et du Logement (DEAL) Guadeloupe, l'Office de l'Eau Guadeloupe (OE971) et l'ancien bureau d'étude Asconit Consultants[2]. En effet, avant le projet GUAD3E, aucun protocole ne concernait la lutte des EEE animales aquatiques en Guadeloupe. Celui-ci est réalisé à partir d'un partenariat public-privé entre le PNG et un laboratoire d'analyse génétique nommé Spygen accompagné de 2 prestataires de service, la société Eco In'Eau (Estelle Lefrançois) et de Marion Labeille, qui apportent leur expertise dans les milieux aquatiques et la biodiversité tropicale. Programmé pour une durée de 2 ans, le projet est financé par des fonds européens de développement régional (FEDER), l'Office de l'Eau de la Guadeloupe et le Parc national de la Guadeloupe.

1. Contexte du projet GUAD3E

Selon les définitions retenues au niveau international (UICN, 2000 ; McNeely et al., 2001), « *une EEE est une espèce introduite par l'homme en dehors de son aire de répartition naturelle, volontairement ou accidentellement, dont l'implantation et la propagation menacent les écosystèmes, les habitats ou les espèces indigènes, avec des conséquences écologiques, économiques ou sanitaires négatives* ». En effet, les EEE sont reconnues par la Convention sur la diversité biologique (CDB)[3] comme la quatrième cause de l'appauvrissement de la biodiversité mondiale (Ministère de l'Environnement, de l'Energie et de la Mer, 2016). Celles-ci sont notamment constituées d'animaux, de plantes, de champignons et de micro-organismes qui, de par l'efficacité de leur système de reproduction, arrivent à coloniser les habitats des espèces indigènes et s'approprier ainsi la ressource alimentaire. Si les conséquences

[2] Liquidation judiciaire d'Asconit le 10 janvier 2018, remplacement du partenaire par une prestation de service
[3] Traité international sur la conservation de la diversité biologique

écologiques de ces invasions sont importantes de façon générale en France, elles le sont d'autant plus dans les collectivités d'Outre-mer qui hébergent près de 80% de la biodiversité nationale dans des écosystèmes à la fois fragiles et abritant de nombreuses espèces endémiques (UICN France, 2013). En conséquence, les espèces introduites sont la principale cause d'extinction des espèces indigènes insulaires (UICN, 2018). Les îles sont également très impactées par d'autres facteurs tels que le réchauffement climatique, la destruction des habitats, le tourisme et diverses pollutions et figurent parmi les régions du monde les plus concernées par la crise mondiale de la biodiversité (Myers et al., 2000 ; Vié et al., 2009).

Plus spécifiquement, dans les départements d'Outre-mer, les espèces introduites se trouvent parmi les principales pressions anthropiques affectant les organismes amphihalins, c'est-à-dire les organismes aquatiques migrant entre eau douce et eau salée suivant les périodes de leur cycle de vie (Tabouret, 2012). En Guadeloupe, les pressions anthropiques ayant un impact sur l'érosion de la biodiversité sont principalement les prélèvements des ressources en eau qui entrainent des modifications de débit des rivières et qui, de plus, impactent les habitats de la faune aquatique, le dysfonctionnement récurrent des installations de traitements des eaux usées qui créé un déversement d'eaux non traitées dans les rivières, l'artificialisation des cours d'eau avec les obstacles à la continuité écologique et l'introduction des EEE. Pour citer un exemple d'EEE aquatique en Guadeloupe, en 2014, un poisson d'aquarium appelée "Pléco", a été identifié dans la ravine Borine de Saint Claude. Il s'agit plus précisément d'un poisson du genre *Ancistrus sp*., au fort potentiel reproducteur et très concurrent de *Sicydium sp*., poisson autochtone du territoire (PNG, 2016). Dans l'état actuel de nos connaissances, le pléco a déjà colonisé la ravine Borine sur Saint-Claude et la ravine Monchéri aux Abymes.

Afin de lutter contre la dispersion et les impacts de ces espèces envahissantes, telles que le pléco, dans d'autres rivières mais également de détecter le plus tôt possible une nouvelle espèce introduite, le projet GUAD3E vise donc à mettre au point une méthode de détection et de surveillance innovante des EEE aquatiques animales en Guadeloupe à partir d'une méthode basée sur la génétique appelée ADN environnemental (ADNe). En effet, dans la nature, certaines espèces sont difficilement observables et peuvent donc rendre compliqué le suivi de la biodiversité. Mais depuis quelques années, cette méthode génétique propose d'inventorier les espèces présentes dans un milieu directement au travers de leur ADN, à partir d'un simple prélèvement d'eau ou de sol. La mise en place de ce projet pourrait alors répondre aux objectifs fixés dans différents textes internationaux et européens concernant la détection précoce et la surveillance des EEE introduites.

2. Réglementations relatives à la lutte contre les EEE

a. Les engagements internationaux

En effet, la menace des EEE est aujourd'hui permanente et les acteurs chargés de leur gestion doivent faire face à différents cas de figures tels que :

- Les EEE déjà présentes et dont les populations doivent être surveillées et contrôlées pour limiter leur dispersion et leurs impacts ;
- Les espèces non envahissantes actuellement mais qui pourraient le devenir suite à des modifications des conditions écologiques du milieu (perturbations humaines ou naturelles, changement climatique…) ou à des modifications biologiques (hybridation, mutation…) ;
- Les risques croissants d'arrivée d'espèces nouvelles via les échanges commerciaux et les activités économiques (nouveaux animaux de compagnie).

Plusieurs conventions internationales montrent une prise de conscience grandissante à propos des EEE et rappellent le besoin et l'urgence de développer des protocoles de détection précoce et de réaction rapide. Comme le rappelle la Convention sur la diversité biologique dans l'article 8 « Conservation in situ » : « *Chaque Partie contractante, dans la mesure du possible et selon qu'il conviendra : […] h) Empêche d'introduire, contrôle ou éradique les espèces exotiques qui menacent des écosystèmes, des habitats ou des espèces […]* » (CDB, 1992). Les principes directeurs de cette convention définissent également une approche hiérarchique en trois points concernant les mesures relatives aux EEE :

- La prévention des introductions ;
- La détection précoce et l'éradication ;
- La lutte et le confinement à long terme.

Cet article a été décliné dans le Plan stratégique pour la biodiversité 2011-2020 (ou Objectifs d'Aichi), adopté par les Parties à la CDB, dont fait partie la France, en octobre 2010. Celui-ci indique que les EEE font partie des pressions directes sur la diversité biologique qu'il faut prioritairement réduire. L'objectif 9 prévoit que « *d'ici à 2020, les EEE et les voies d'introduction sont identifiées et classées en ordre de priorité, les espèces prioritaires sont gérées ou éradiquées et des mesures sont mises en place pour gérer les voies de pénétration, afin d'empêcher l'introduction et l'établissement de ces espèces* » (CDB, 2010).

b. Les stratégies et réglementations européennes

En se basant sur la CDB, l'Union Européenne (UE) a élaboré, dans un premier temps, une approche stratégique de la gestion des EEE, puis dans un second temps un règlement relatif à la prévention et à la gestion de l'introduction et de la propagation des espèces exotiques envahissantes, récemment entré en vigueur début 2015.

En 2008, la Commission européenne a donc reconnu, via une communication intitulée « Vers une stratégie de l'Union européenne relative aux espèces envahissantes », le besoin « *d'adopter une stratégie communautaire relative aux EE*[4] *et de mettre en place un véritable système d'alerte rapide et des mécanismes d'intervention efficaces au niveau de l'UE […] afin de réduire sensiblement l'impact des [EEE] sur la diversité biologique de l'Union européenne* » (Commission Européenne, 2008). En effet, avant cette date, l'UE ne disposait pas d'instrument global permettant de lutter contre les EEE mais pour atteindre l'objectif qu'elle s'était fixé, à savoir « mettre un terme à l'appauvrissement de la biodiversité d'ici à 2010 » (Conseil européen de Göteborg, 2001), elle devait y remédier. L'Agence européenne pour l'environnement a apporté sa contribution en proposant un cadre et les options de développement d'un tel système de détection précoce et de réaction rapide face aux EEE (Genovesi et al., 2010). En 2011, une nouvelle communication intitulée « La biodiversité, notre assurance-vie et notre capital naturel - stratégie de l'UE à l'horizon 2020 » fixe un nouvel objectif en matière de lutte contre les EEE, pour l'après 2010, dans la partie « 3.4 Lutter contre les espèces allogènes envahissantes », à savoir : « *Objectif 5 : D'ici à 2020, les espèces allogènes envahissantes et leurs voies d'accès seront répertoriées et traitées en priorité, les principales espèces seront endiguées ou éradiquées et les voies d'accès seront contrôlées pour éviter l'introduction et l'installation de nouvelles espèces.* » (Commission Européenne, 2011) qui ressemble fortement à l'objectif 9 des Objectifs d'Aichi.

Les communications de la Commission européenne ne sont pas contraignantes juridiquement pour les États membres contrairement à un règlement européen qui est, lui, directement applicable en droit français, c'est-à-dire sans qu'un texte national de transposition ne soit nécessaire pour le mettre en application. C'est pourquoi, en octobre 2014, le Parlement et le Conseil de l'Europe, a publié un nouveau règlement européen relatif à la prévention et à la gestion de l'introduction et de la propagation des EEE[5]. Celui-ci est entré en vigueur depuis

[4] EE est utilisé dans la communication pour désigner les espèces envahissantes
[5] Source : règlement (UE) N° 1143/2014 du Parlement européen et du Conseil, du 22 octobre 2014, relatif à la prévention et à la gestion de l'introduction et de la propagation des espèces exotiques envahissantes

le 1er janvier 2015 et place la surveillance, la détection précoce et la réaction rapide au cœur du dispositif. Ce règlement impose aux Etats membres de mettre en place sur leur territoire, incluant les régions ultrapériphériques dont fait partie la Guadeloupe, un système coordonné de surveillance, d'alerte et de réaction rapide. L'article 6 du règlement européen détaille les dispositions applicables aux régions ultrapériphériques. Tout d'abord, chaque État membre doit adopter une liste des EEE préoccupantes pour chacune de ces régions, en concertation avec elles. Pour les EEE figurant sur ces listes, les États membres peuvent, au sein de ces régions :

- Appliquer des mesures de restrictions et d'autorisations (articles 7 à 9) ;
- Mettre en œuvre des plans d'action relatifs aux voies d'introduction (article 13) ;
- Mettre en place des mesures de contrôle officielles aux frontières, un système de surveillance et de détection précoce, des mesures d'éradication rapide (articles 14 à 17) ;
- Des mesures de contrôle des espèces largement répandues et de restauration écologique (articles 19 et 20).

c. La stratégie nationale pour la biodiversité et la réglementation française

Concernant les dispositifs de lutte contre les EEE mis en place à l'échelle nationale, l'article 23 de la loi n°2009-967 du 3 août 2009 prise pour la mise en œuvre du Grenelle de l'environnement (source : Légifrance) fixe des objectifs à l'État français : « *Pour stopper la perte de biodiversité sauvage et domestique, restaurer et maintenir ses capacités d'évolution, l'État se fixe comme objectifs : […]— la mise en œuvre de plans de lutte contre les [EEE], terrestres et marines, afin de prévenir leur installation et leur extension et réduire leurs impacts négatifs […]* ».Pour répondre à cet objectif, l'État, sous l'impulsion forte de la stratégie européenne, a mis en place la « Stratégie nationale pour la biodiversité 2011-2020 » (SNB) qui, quant à elle, reprend la préoccupation des EEE dans son objectif 11 « Maîtriser les pressions sur la biodiversité » qui prévoit notamment de développer les bonnes pratiques en matière de prévention et de lutte. Le 23 mars 2017, dans le prolongement de la loi n°2016-1087 pour la reconquête de la biodiversité et du règlement européen 1143/2014, la France a publié sa « Stratégie nationale relative aux espèces exotiques envahissantes ». Sa rédaction s'inscrit dans le cadre de la SNB et fait suite aux Assises nationales sur les EEE, organisées par le Comité français de l'UICN et ses partenaires. Cette stratégie vise à protéger tous les écosystèmes, ainsi que toutes les espèces animales et végétales qu'ils hébergent, des risques et des effets associés aux invasions biologiques. Elle couvre la métropole et l'ensemble des collectivités d'Outre-mer et cette stratégie intègre l'approche hiérarchique en trois points de la CDB. De plus, pour

renforcer la lutte contre les EEE, l'arrêté de 8 février 2018 relatif à la prévention de l'introduction et de la propagation des EEE animales sur le territoire de la Guadeloupe, interdit l'introduction de toutes espèces animales en dehors de celles-citées dans l'arrêté.

3. Objectif du projet GUAD3E

a. Détecter précocement et réagir rapidement

Comme on vient de le voir avec ces différentes stratégies, la surveillance, la détection précoce et la réaction rapide sont des axes essentiels de tous ces dispositifs pour lutter contre les EEE. C'est la deuxième ligne de défense dans l'approche hiérarchique en trois point de la CDB après la prévention qui vise à limiter les importations et les introductions d'EEE dans le milieu naturel.

Le fait de détecter de façon précoce une EEE peut faire rapidement changer la situation d'une stratégie défensive, qui généralement demande un coût financier important sur le long terme, à une stratégie offensive, telle que l'éradication, pouvant éventuellement résoudre la situation rapidement et à moindre coût (Rejmanek, M., Pitcairn. M. J., 2002). La détection précoce associée à la réaction rapide augmentent généralement les chances d'éradication d'une EEE, ce qui peut permettre de limiter d'une part leurs impacts sur les écosystèmes et d'autre part de réduire les coûts économiques de la lutte sur le long terme (Genovesi, P., Shine, C., 2004 ; Wittenberg, R., Cock, M.J.W., 2001). La Figure 2 illustre ces propos par l'augmentation du coût de la lutte, de la difficulté de l'éradication et de la surface envahie avec le temps en fonction des trois lignes de défenses préconisées dans la CDB et des différentes stratégies européennes et nationales. La période optimale pour la détection précoce et la réaction rapide est celle où la population de l'espèce est encore limitée à une petite surface et où l'éradication est une option réaliste économiquement et avec de grandes chances de succès. Cet axe peut s'appliquer à une nouvelle espèce introduite ou à des nouveaux espaces envahis.

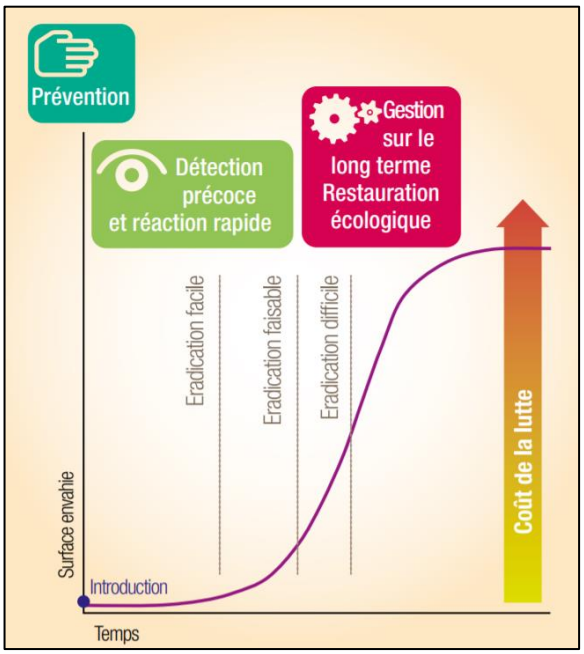

Figure 2 : Stratégie de lutte en fonction de la dynamique d'invasion

Les principaux objectifs d'un système de détection précoce et de réaction rapide sont donc

de détecter et identifier une nouvelle espèce introduite le plus tôt possible après son entrée sur un territoire et d'éradiquer une EEE tant que sa population et ses impacts sont encore limités et localisés. Le projet GUAD3E a pour objectif de répondre à cette ligne de défense avec la mise au point, comme indiqué précédemment, d'une technique de détection et de surveillance innovante des EEE aquatiques animales en Guadeloupe à partir de l'ADNe.

b. La méthode par ADNe

L'ADNe se définit comme l'ADN pouvant être extrait d'échantillons environnementaux tels que le sol, l'eau (douce ou marine), le biofilm, des fèces, des contenus stomacaux ou encore du miel sans avoir besoin d'isoler au préalable des individus cibles (Taberlet et al., 2012). Cette méthode repose sur le fait que toute espèce aquatique ou semi-aquatique excrète de l'ADN dans son environnement et que cet ADN y persiste pendant quelques jours à quelques semaines. Cet ADN peut être libéré dans l'environnement par l'intermédiaire de fèces, d'urine, de gamètes, de mucus, de salive, de peau, ou de la décomposition d'organismes morts. La détection de séquences d'ADN dans les eaux douces est donc signe de la présence récente de l'espèce correspondante (Dejean T. et al., 2011).

En pratique, après échantillonnage de l'eau par filtration, la première étape de l'analyse concerne l'amplification des séquences courtes d'ADN mitochondrial[6] présentes dans l'environnement. Deux approches sont alors possibles, la première concerne l'amplification à l'aide d'une amorce[7] spécifique permettant de cibler l'ADN d'une espèce en particulier (approche ADNe Barcoding - (Biggs J. et al, 2015)) et l'autre à l'aide d'une amorce universelle (type « poisson », « crustacés » ou même « organismes eucaryotes ») qui permet de cibler l'ADN de l'ensemble des espèces appartenant à un groupe taxonomique en particulier tel que les poissons par exemple (approche ADNe Metabarcoding - (Valentini A. et al., 2015)). La méthode utilisée pour réaliser cet inventaire sera présentée plus en détail dans la partie « Protocole ADN environnemental ».

De nombreuses études (Biggs J. et al, 2015 ; Dejean T. et al., 2012) ont montré que cette méthode moléculaire peut être plus sensible que les méthodes classiques d'inventaire. La sensibilité différentielle entre les 2 types de méthode dépend néanmoins de l'espèce : les méthodes moléculaires sont généralement plus sensibles pour les espèces qui excrètent beaucoup d'ADN dans l'environnement comme les poissons et les batraciens[8]. C'est pourquoi

[6] ADN mitochondrial : molécule d'ADN circulaire retrouvé dans la mitochondrie (organite cellulaire eucaryote)
[7] Amorce : courte séquence d'ADN ou d'ARN
[8] Batracien : amphibien formant une classe de vertébrés tétrapodes

cette méthode est particulièrement adaptée à la détection d'espèces rares, discrètes, difficiles à détecter par d'autres méthodes et également pour la détection précoce des EEE.

Les fragments d'ADN, qui sont amplifiés puis séquencés, sont ensuite comparées à des bases de données référence ou à des bases de données mondiales afin d'identifier l'espèce à laquelle ils appartiennent. Les banques mondiales de séquences, par exemple GenBank®, manquent parfois de fiabilité. Cette étude prévoit donc de séquencer l'ensemble des espèces appartenant aux compartiments poissons et macro-crustacés présentes dans les milieux aquatiques dulçaquicoles de Guadeloupe. Ces séquences constitueront une base de données de référence spécifique et robuste pour notre projet.

L'approche ADNe a l'avantage d'être exhaustive mais elle peut, dans certains cas, manquer de spécificité et/ou de sensibilité. Plusieurs raisons peuvent être invoqués :

- De façon générale, deux espèces différentes peuvent avoir le même génome dans la portion amplifiée par les amorces. Dans ce cas, nous ne pourrions pas les distinguer.
- De plus, la méthode fonctionne actuellement très bien sur les groupes taxonomiques excrétant beaucoup d'ADN comme les poissons ou les batraciens, elle manque parfois de sensibilité pour les crustacés qui excrètent moins d'ADN.
- Concernant les spécificités locales, les milieux échantillonnés influent également sur la sensibilité de la méthode. Les milieux courants tels que nos rivières turbulentes sont plus difficiles à échantillonner compte tenu du ratio volume d'eau/biomasse élevé et de la forte dilution de l'ADNe présent.
- La faible teneur en matrice support de l'ADN des cours d'eau de la Guadeloupe fait que celui-ci y est possiblement particulièrement rare.
- Le rayonnement ultra-violet, connu pour accélérer la dégradation de l'ADN est plus fort sur le territoire antillais.

Cette méthode d'ADN environnemental est particulièrement adaptée à la gestion des EEE et celle-ci a déjà fait ses preuves en métropole. L'objectif de ce projet consiste donc à intégrer cette nouvelle méthode et à la tester dans le contexte guadeloupéen, où l'hydromorphologie et les conditions physico-chimiques des cours d'eau, les espèces présentes et les conditions environnementales au sens large sont très différentes. Pour cela, nous allons réaliser dans un premier temps une base de référence génétique des espèces de poissons et de crustacés des rivières de Guadeloupe puis un inventaire des espèces identifiées par la méthode ADNe. Ces données pourront alors être comparées à la liste des espèces identifiées à partir des pêches

électriques réalisées dans le cadre de ce projet. À la suite de ces résultats, l'objectif sera de définir les avantages et les limites de la méthode d'inventaire ADNe et de mettre en place des préconisations pour l'utilisation future de cette méthode d'échantillonnage aux Antilles.

II. MATERIELS ET METHODES

1. Choix des sites

Le choix des stations pour réaliser ce projet fait suite à un travail de réflexion mené par les membres du comité de pilotage. A partir d'une liste de 24 rivières (Annexe 1) sur lesquelles nous disposions de connaissances biologiques, géographiques, hydromorphologiques, le comité technique s'est réuni pour définir les 9 cours d'eau à analyser sur lesquels 2 stations seront échantillonnées : 1 station en amont du cours d'eau et 1 en aval. Pour sélectionner les différentes stations, celles-ci devaient répondre à différents critères permettant la pratique aussi bien des pêches électriques que des prélèvements d'ADNe et devaient prendre en compte que 2 campagnes d'analyses seront réalisées : 1 campagne en saison sèche (carême), de janvier à juin, et 1 campagne en saison humide (hivernage), de juillet à décembre. En effet, pour vérifier l'efficacité de la méthode ADNe en Guadeloupe, il faut la tester sous toutes les conditions climatiques rencontrées annuellement. Les critères retenus sont les suivants :

- **Une bonne biodiversité des espèces :** l'objectif de l'étude est de vérifier que la méthode ADNe fonctionne vis-à-vis de la richesse spécifique et de la comparer avec la méthode traditionnelle qu'est la pêche électrique. Travailler sur des cours d'eau à forte biodiversité permet d'extrapoler les résultats sur des stations à faible biodiversité.
- **Trois tailles de systèmes différentes :** la dilution de l'ADN (ration volume d'eau/biomasse espèce) influence l'efficacité de la méthode. Il est donc important de diversifier la taille des systèmes choisis.
- **Des rivières pérennes :** ce sont les compartiments poissons et crustacés qui sont étudiés, le choix des sites se base sur la présence d'habitats colonisables par ces espèces. Les milieux lotiques sont donc à privilégier.
- **Des rivières pêchables :** la profondeur des faciès doit être en adéquation avec le matériel et les moyens humains disponibles, tout particulièrement en saison des pluies.
- **Travailler sur 9 cours d'eau :** l'effort d'échantillonnage est fixé à 3 catégories par système (3) pour obtenir une robustesse statistique minimale, soit 9 cours d'eau. Dans chaque cours d'eau, 2 stations sont prélevées (1 amont et 1 aval) pour connaître la

répartition des espèces sur l'ensemble des cours d'eau (modification des assemblages). Sur chaque station, 3 réplicats d'échantillonnage par ADNe seront réalisés pour obtenir une richesse spécifique maximisée (Pont D. et al., 2018 ; (Cantera I. et al., 2019).

La liste des rivières sélectionnées est présentée dans le Tableau 1 ci-dessous avec la localisation des stations sélectionnées sur la carte de la Figure 3 :

Tableau 1: Liste des rivières sélectionnées pour le projet GUAD3E

Rivière	Superficie Bassin versant (ha)	Type de système	Station	Richesse spécifique max (basée sur données pré-existantes)
Grande rivière Vieux Habitants	2975	Grand	aval	12
			amont	10
Rivière des Pères	2619		aval	9
			amont	4
Grande rivière de Capesterre	3862		aval	11
			amont	NA
Rivière Beaugendre	1653	Moyen	aval	20
			amont	9
Rivière Nogent	1543		aval	17
			amont	NA
Rivière Moustique	1699		aval	13
			amont	11
Rivière Bananier	426	Petit	aval	14
			amont	12
Rivière Ziotte	235		aval	13
			amont	8
Rivière Baillif	736		aval	12
			amont	10

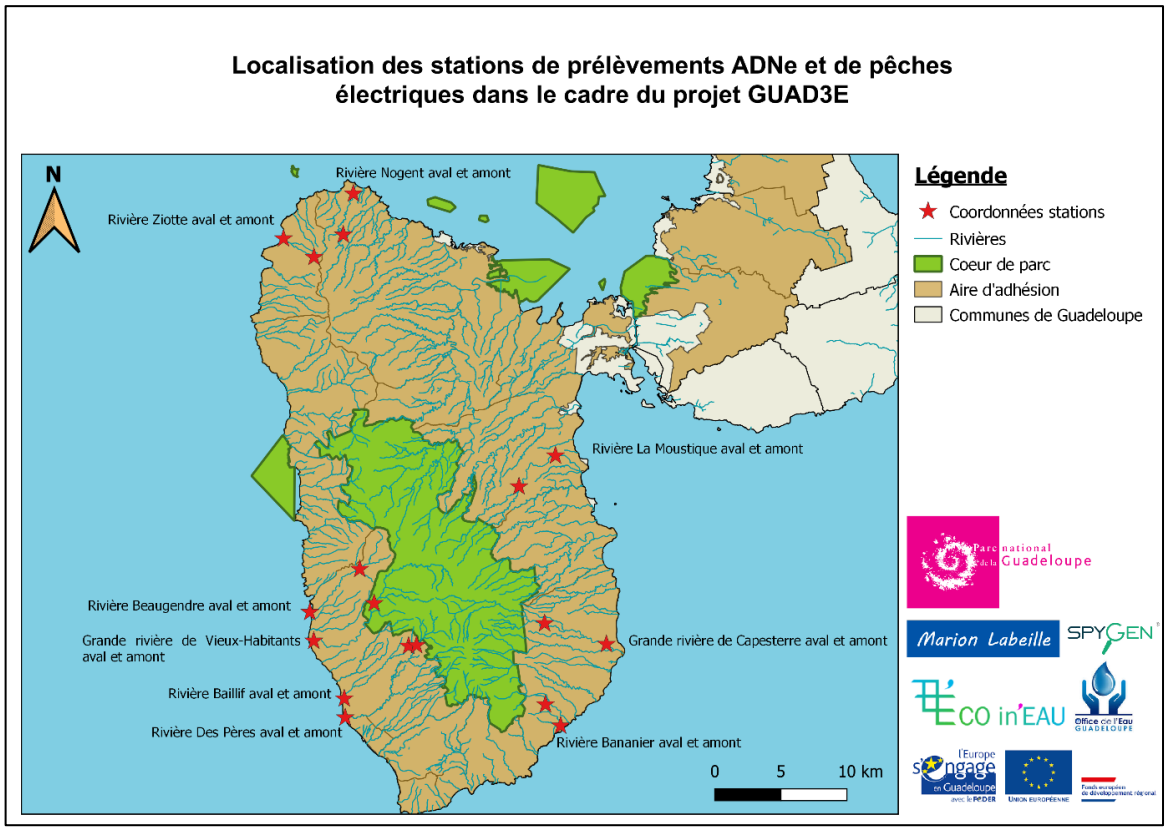

Figure 3 : Carte des localisations des stations du projet GUAD3E

2. Protocole de pêche électrique

a. Choix du protocole

Le choix de la méthode de pêche électrique a été sélectionné dans l'objectif d'avoir la meilleure représentation possible du cours d'eau en matière de richesse spécifique. Étant donné qu'il n'y aura pas, dans le cadre de ce projet, de comparaison entre les données obtenues en Guadeloupe avec les données de métropole, il n'y a pas d'obligation à se baser sur le protocole de pêche utilisé par l'Agence Française pour la Biodiversité (AFB) dans le cadre de ses projets, à savoir une pêche partielle par points (COPIL n°1, 2019).

Pour choisir et mettre en place notre protocole, nous avons réalisé une comparaison entre les différentes méthodes de pêches électriques utilisées aux Antilles : la pêche complète, la pêche partielle par points, la méthode de Lury, le protocole CSP (Centre de Surveillance des Pêches), la méthode par ambiance et la méthode par faciès. La comparaison de ces différentes méthodes avec leur description, leurs avantages et leurs inconvénients est visible en Annexe 2.

Pour effectuer notre choix de protocole, à l'aide de cette comparaison, notre objectif était de rechercher la meilleure exhaustivité vis-à-vis de la richesse spécifique des stations. Celui-ci pouvait être un protocole fait sur mesure pour notre projet, c'est-à-dire inspiré de protocoles déjà existants, adapté à nos besoins et réalisable pour nos deux campagnes de terrain. Il est important de réfléchir à un protocole réalisable en saison sèche comme en saison de pluies, en aval comme en amont afin de garder le même protocole pour toutes nos stations.

Afin d'obtenir la meilleure représentation possible en termes de richesse spécifique dans nos cours d'eau, le protocole choisi est un mélange des protocoles habituellement utilisés par le PNG dans le cadre du suivi des rivières (pêche complète) et celui utilisé dans le cadre de la mise en œuvre de la Directive Cadre sur l'Eau (DCE) (pêche partielle par points). En effet, on peut voir d'après la comparaison des différentes méthodes, que ces deux protocoles sont les plus adaptés pour assurer une bonne exhaustivité de richesse spécifique tout en étant réalisable sur l'ensemble de nos stations avec un effort de pêche raisonnable.

Le protocole choisi pour ce projet est donc le suivant : une pêche complète avec 1 passage sans filet amont/aval, avec un filet sur l'anode, sur une surface de 250 m² maximum (protocole PNG) avec la possibilité d'effectuer 10 sous-échantillons complémentaires maximum sur des habitats absents de la surface de pêche complète et choisis par l'opérateur en se basant sur la comparaison avec des données historiques afin de prélever le maximum d'espèces (protocole

DCE). De plus, les espèces observées mais non capturées sont également ajoutées à la liste des données. Le même standard de pêche doit être appliqué à toutes les stations. Cela concerne en particulier l'effort de pêche qui dépend essentiellement de la durée de pêche et du nombre d'épuisettes non électrifiées (2 épuisettes dont la taille varie selon la capacité d'accueil des micro-habitats existants sur le site).

La pêche à l'électricité et le travail dans le lit des cours d'eau présentant certains risques, le protocole de pêche choisi respecte les consignes suivantes[9] :

- La mise en œuvre d'une pêche à l'électricité doit être réalisée par des personnes ayant reçu une formation spécifique et chaque équipe doit comporter au minimum deux personnes formées pour procurer les premiers soins en cas d'accidents électriques.
- Compte tenu des dangers induits par l'utilisation de courants continus de haute tension, les opérateurs dans l'eau doivent porter des équipements isolants. **Toutes les personnes présentes sur le chantier de pêche sont tenues d'être équipées de pantalon étanche (« waders »), de cuissardes ou de bottes.** Ceux qui participent à la capture des poissons ou à la manipulation de l'appareillage électrique doivent être de plus, munis de gants de protection électrique en bon état et protégeant contre la tension mise en jeu lors de la pêche. **Les consignes de sécurités doivent être rappelées avant chaque début de pêche.**
- Concernant le voltage utilisé pour les pêches, celui-ci doit être réglé en fonction de la conductivité ainsi que des conditions hydrauliques (vitesse et profondeur) de façon à assurer une attractivité efficace sur le poisson sans le blesser.
- Les épuisettes doivent présenter un filet dont le vide de maille est inférieur ou égal à 5mm. La taille des épuisettes (largeur et forme d'ouverture, longueur de manche) doit être adaptée en fonction des conditions de pêche (vitesse de courant notamment) de façon à garantir la meilleure efficacité de capture possible.
- Des récipients adaptés (bassines, seaux) et facilement transportables sont à disposition en nombre suffisant pour transférer les poissons du lieu de capture au chantier de biométrie, pour assurer le maintien des poissons dans de bonnes conditions de survie. Des bulleurs sont également utilisés pour oxygéner les bacs d'eau.
- L'approche du chantier doit être interdite à toute personne ne portant pas d'équipements de protection.

[9] Arrêté du 2 février 1989 portant dérogation aux prescriptions des articles 11 et 16 du décret du 14 novembre 1988 pour l'utilisation des installations de pêches à l'électricité

b. Protocole établi

Les captures de poissons et de crevettes sont réalisées à l'aide d'un matériel portable de pêche à l'électricité (l'anode est équipée d'un filet) et de 2 épuisettes vide de maille 4 mm. L'appareil utilisé est de type Hans Grassl IG200-2 capable d'émettre 2 types de courant (continu ou pulsé), selon 3 niveaux d'ampérage et 4 niveaux de voltage. Les pêches s'effectuent toujours de l'aval vers l'amont. Les différentes étapes détaillées de ce protocole, de pêche complète associée à la possibilité d'effectuer 10 sous-échantillons complémentaires maximum, sont visibles en Annexe 3.

3. Biométrie des espèces pêchées

A la fin de chaque pêche, plusieurs données biométriques sur les espèces sont relevées afin d'effectuer des analyses statistiques et des diagnostics sur les espèces.

Un protocole a été mis en place concernant le relevé des données de ces espèces :

1. Tous les individus sont triés selon leur espèce.
2. Différencier les spécimens juvéniles des adultes pour chaque espèce.
3. Appliquer les protocoles suivants selon les cas :

Tableau 2 : Protocole de biométrie pour les espèces pêchées non mesurables

ESPÈCES NON MESURABLES (juvéniles et petites espèces)	
Trier les individus par cohortes (0-10, 10-20, 20-30, etc… mm)	
Si abondance par cohorte < 1000 individus	**Si abondance par cohorte > 1000 individus**
1. Renseigner le nombre d'individus par cohorte	1. Sélectionner 100 individus aléatoirement
2. Indiquer le pourcentage d'individus grainés, parasités ou en mue 3. Relever le taux de mortalité	
4. Peser la masse totale de la cohorte	4. Peser la masse de cette sous-cohorte 5. Peser la masse totale de la cohorte pour en déduire le nombre d'individus

Tableau 3 : Protocole de biométrie pour les espèces pêchées mesurables

ESPÈCES MESURABLES		
Si abondance < 30 individus	**Si abondance > 30 individus**	
1 .Mesurer les individus 2. Renseigner s'ils sont en mue, grainés ou parasités 3. Relever le taux de mortalité 4. Peser la masse totale des individus	Trier les individus par cohortes	
	Si abondance par cohorte < 30 individus	**Si abondance par cohorte > 30 individus**
	1. Sélectionner tous les individus	1. Sélectionner 30 individus aléatoirement
	2. Mesurer les individus 3. Renseigner s'ils sont en mue, grainés ou parasités 4. Relever le taux de mortalité	
	5. Peser la masse totale de la cohorte	5. Peser la sous-cohorte de 30 individus 6. Peser la masse totale de la cohorte 7. Renseigner le nombre totale d'individus dans la cohorte

4. Une fois les étapes de biométrie terminées, relâcher l'ensemble des individus dans le cours d'eau à l'exception des EEE pêchées qui devront être récupérées et éliminées conformément à l'arrêté DEAL/RN n°971-2019-02-22-001 autorisant le PNG à procéder à des opérations de captures et de destructions de spécimens d'EEE de la faune sauvage d'eau douce dans le cadre du projet GUAD3E.

L'ensemble des données recueillies sur le terrain, c'est-à-dire les données sur la pêche électrique, les prélèvements ADNe, les paramètres physico-chimiques et les données biométriques sont enregistrées sur un smartphone à l'aide d'une application créée pour le projet. Ces données sont accessibles à tout le personnel PNG, au partenaire Spygen, ainsi qu'aux partenaires de service

4. Mesures in situ

Sur chacune des stations, différentes mesures in situ doivent être relevées afin de vérifier que la pêche électrique est réalisable sur la station ainsi que pour le réglage de l'appareil de pêche. Ces données permettent également de décrire la station et de recenser les conditions dans lesquelles les pêches électriques et les prélèvements ADNe ont été effectués.

Les paramètres à relever pour chaque station sont : nom de la rivière, nom station, coordonnées station, date, météo de la veille et du jour, hydrologie apparente, produits ligneux, boues, matière en suspension, ombre du site, composition de l'équipe, réglage de l'appareil (type de courant, voltage, fréquence), longueur et largueur de la station, conductimétrie et température de l'eau (à partir d'un conductimètre HANNA Instrument HI98311 qui relève également la température), pH (à partir d'un pH-mètre HORIBA LAQUAtwin B-712), oxygène dissous (à partir d'une sonde à oxygène dissous HANNA Instrument HI9146) et débit du cours d'eau (à partir d'un appareil d'un SalinoMADD, qui est un appareil de jaugeage permettant de mesurer le débit d'un cours d'eau grâce à la méthode de jaugeage par dilution de traceur, dans notre cas, le sel). Le protocole utilisé pour la mesure du débit est décrit en Annexe 4.

5. Protocole ADN environnemental

a. Prélèvement ADNe

Le protocole pour réaliser les prélèvements d'échantillons d'ADNe a été élaboré par l'entreprise Spygen qui est un laboratoire spécialisé dans l'inventaire et le suivi de la biodiversité par l'ADN environnemental. Les différentes étapes détaillées de ce protocole sont présentées en Annexe 5.

La première étape d'un prélèvement ADNe est la partie d'échantillonnage. Cette étape consiste à filtrer de l'eau dans trois échantillons distincts dans la veine d'eau principale du cours d'eau pendant 30 minutes (environ 1L/min par échantillon) à l'aide d'une pompe péristaltique[10] (Figure 4). L'eau est aspirée dans un tuyau avant de passer à travers une capsule de filtration VigiDNA® (porosité 0,45 µm – stérile). L'avantage de cette pompe, c'est que le seul élément de l'appareil qui soit en contact avec le produit pompé, c'est l'intérieur du tube. Ce qui permet de prélever l'eau sans risque de contamination.

Figure 4 : Matériel de filtration

Le prélèvement ADNe est effectué systématiquement à l'aval de la station de pêche et si possible à l'aval d'une zone où l'eau est brassée. Trois réplicats au total sont prélevés au même endroit dans la veine centrale du cours d'eau. Le volume d'eau filtrée sur le premier réplicat doit être mesuré. La quantité d'eau filtrée dépend de la quantité de matières en suspension dans l'eau et peut donc varier, sans que cela n'impacte les résultats finaux (Civade R et al., 2016).

La capsule de filtration est ensuite remplie d'un tampon de conservation (Figure 5), fermée, agitée puis conservée à température ambiante avant d'être envoyée au laboratoire pour analyse.

Figure 5 : Capsule de filtration remplie d'un tampon de conservation

Lors du prélèvement, le matériel en contact avec l'eau ainsi que les waders de chaque opérateur sont préalablement nettoyés pour retirer la boue et les débris puis désinfectés à l'ELIM 60. La manipulation du matériel se fait avec des gants non stériles pour éviter les contaminations avec de l'ADN humain.

b. Analyse du prélèvement ADNe :

L'ADN est extrait à partir de la capsule de filtration utilisée sur le terrain puis amplifié par PCR (polymerase chain reaction[11]) à l'aide d'un couple d'amorces universel pour chaque groupe taxonomique recherché (poissons et crustacés). Pour chaque échantillon, 12 réplicats

[10] Pompe utilisée pour les fluides ou les gaz. Le fluide, contenu dans un tube flexible, est entraîné par un système pressant le tube à l'intérieur de la pompe.
[11] En français, amplification en chaîne par polymérase (ACP)

PCR sont réalisés. Les ADN amplifiés sont ensuite séquencés à l'aide d'un séquenceur nouvelle génération (technologie Illumina©) puis les séquences obtenues sont analysées grâce à des outils bio-informatiques et comparées aux bases de références développées dans le cadre de ce projet et à la base publique de GenBank®. Le fichier final contient le nom des taxons identifiés et le nombre de séquences ADN associées pour chaque échantillon (Civade R et al., 2016 ; Valentini A. et al., 2015 ; Pont D. et al., 2018). Ces étapes pour réaliser un inventaire d'espèces sont présentées sur la Figure 6.

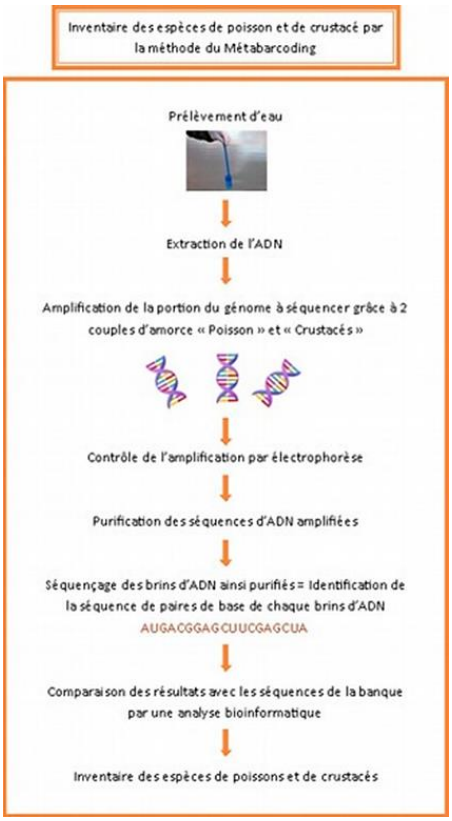

Figure 6 : Etapes de la méthode Metabarcoding (Spygen)

Les laboratoires de Spygen ont été créés spécifiquement pour l'analyse de cet ADN rare et offrent un environnement de type « salle blanche » permettant d'éviter les contaminations extérieures et entre échantillons. Ils sont composés de 5 salles d'analyses correspondant chacune à un niveau de rareté d'ADN différent. Ces salles sont réparties en 3 blocs : ADN rare (équipé d'un sas d'entrée – préparation des kits d'échantillonnage, extraction à partir d'échantillons d'eau), ADN classique (extraction à partir de tissus) et ADN amplifié (Figure 7).

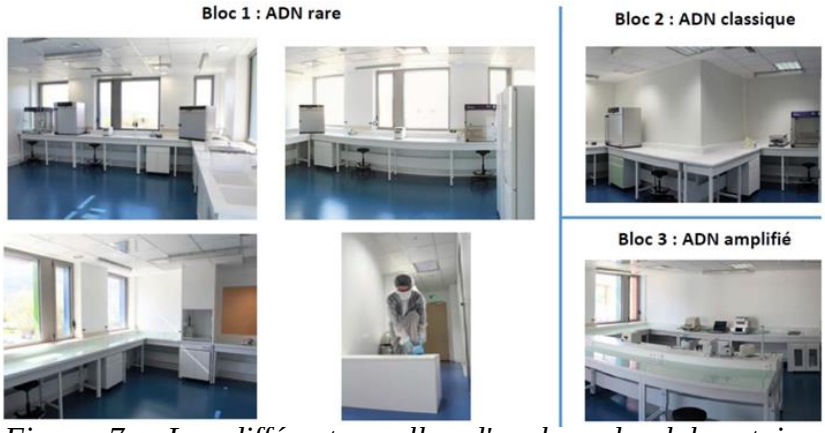

Figure 7 : Les différentes salles d'analyse des laboratoires Spygen

Pour éviter toute contamination, les personnes responsables des analyses doivent respecter un ordre de passage dans les blocs (Bloc 1 → Bloc 2 → Bloc 3 et jamais l'inverse) et doivent porter un équipement adapté (combinaison, gants, masque, charlotte et surchaussures à usage unique). De plus, les salles sont équipées de pressions différentielles (positives pour les salles d'extraction d'ADN rare, nulle pour la salle ADN classique, négative pour la salle d'amplification), d'un renouvellement d'air fréquent et d'un traitement UV.

À chaque étape du protocole d'analyse, des contrôles négatifs sont effectués simultanément, afin de contrôler la pureté des consommables utilisés et de mettre en évidence une possible contamination croisée au cours de la manipulation.

c. Constitution de la base de données (BDD) de référence

La mise en place de bases de références génétiques par groupe taxonomique est une étape essentielle dans le développement d'approches ADNe metabarcoding. L'utilisation d'une base de données de référence locale et exhaustive sur le territoire étudié permet de palier les problèmes liés aux bases de données publiques de GenBank®, à savoir le manque de séquences pour la région génétique ciblée, la diminution de la résolution taxonomique due à des séquences d'espèces non présentes sur le territoire étudié ainsi que des possibles erreurs de séquençage et d'identification des espèces (Valentini A. et al., 2015).

Figure 8 : Etapes du séquençage des espèces (Spygen)

Afin de construire les bases de références pour chaque groupe taxonomique étudié sur le territoire de la Guadeloupe, 163 échantillons de tissus de 27 espèces de poissons (dont 10 étant des espèces provenant de magasins d'aquariophilie) et 17 espèces de crustacés, ont été prélevés du 18 mai au 14 août 2018 puis envoyés à Spygen pour analyse selon leur propre protocole établi et consultable en Annexe 6. La sélection des espèces est basée sur celles ayant été observées et décrites en Basse-Terre, soit 29 espèces (15 poissons et 14 crustacés) (Monti D. et al., 2010). Toutes ces espèces ont été prélevées pour la constitution de la BDD. Quatre espèces de poisson supplémentaires ont été prélevées : *Ancistrus triradiatus, Ctenogobius fasciatus, Mugil curema* et *Pomadasys crocro*. De plus, 3 spécimens du genre *Oerochromis* dont l'identification à l'espèce est incertaine ont été prélevés et 5 spécimens de *Microphis brachyurus*. Deux espèces de crustacé supplémentaires ont également été prélevées : *Probopyrus pandalicola* et une espèce indéterminée. Les étapes du séquençage des espèces réalisées par Spygen au sein de leurs laboratoires sont schématisées sur la Figure 8.

La liste des 150 échantillons prélevés dans le milieu naturel en vue de la constitution de la BDD de référence est présentée dans l'Annexe 7. Onze espèces, dont *Poecilia reticulata*

également prélevés en milieu naturel, ont été achetées en magasin d'aquariophilie (Annexe 8). Ces espèces utilisées en aquariophilie sont susceptibles d'être libérées dans le milieu naturel.

Une attention particulière a été portée à la diversité des sites de prélèvement de ces échantillons qui proviennent pour la plupart de rivières différentes. Vingt-six cours d'eau de la Basse-Terre ont été échantillonnés ainsi qu'une source, un canal et un étang (Annexe 9).

6. Déroulement de la campagne d'échantillonnage n°1

L'ensemble des opérations s'est déroulé entre le 11 février 2019 et le 25 avril 2019. Les conditions rencontrées sur les stations lors de l'application de ces protocoles correspondaient aux conditions attendues pour une campagne de carême et de basses eaux. Ces informations ainsi que les dates d'intervention sont synthétisées dans le tableau situé en Annexe 10.

a. Informations météo de la campagne de terrain en saison sèche

Au niveau de la météo pendant ces périodes de pêches et de prélèvements ADNe, les moyennes mensuelles des températures étaient normales sur la Guadeloupe continentale pour le mois de février et de mars. Malgré le régime anormalement soutenu de l'alizé, les pluies sont restées de saison. On peut observer pour le mois de février la présence, rare à cette période, de quelques averses orageuses. Rappelons que normalement février est le mois le moins pluvieux de l'année. En mars les pluies furent fréquentes mais de très faible intensité en Guadeloupe continentale. Finalement, alors que le reste de l'arc des Petites Antilles a connu une sécheresse sévère, la Guadeloupe a conservé des valeurs de cumuls relativement normales en février et en mars. On peut noter tout de même des déficits avoisinant les 15 à 40 % pour les zones du sud de la Basse-Terre, au sud du col des Deux Mamelles en février et sur le Nord-Ouest de la Basse-Terre en mars[12] .

b. Procédure de réalisation des protocoles

Afin de ne pas fausser les mesures en cours (ne pas marcher dans le cours d'eau en amont du prélèvement ADNe, lors de la mesure du débit, etc…) et compte tenu du fort risque de contamination de l'ADN lors des prélèvements dans l'eau, l'ensemble des protocoles doivent être réalisés selon une procédure à respecter impérativement :

1. Vérifier que les conditions générales d'intervention sont réunies
2. Désinfection des équipements et du matériel de prélèvement ADNe

[12] L'ensemble de ces informations sont disponibles sur le site de Météo France : http://www.meteofrance.gp/climat/suivi-climatique-recent (Bulletins climatique février et mars de Guadeloupe)

3. Réalisation du protocole ADNe (3 réplicats)
4. Réalisation des mesures in situ et mesure du débit
5. Définition précise de l'emplacement de la station de pêche : mesure des largeurs moyennes et définition de la longueur à pêcher pour atteindre les 250 m² de la station
6. Réalisation de la pêche complète et des 10 points complémentaires
7. Réalisation de la biométrie

Toutefois, il a été décidé de réaliser certaines actions en parallèle afin de réduire la durée globale de l'opération. L'objectif est double : économiser les équipes de terrain (manipulation sur 1 mois et avec de très fortes amplitudes horaires) et pouvoir réaliser la manipulation dans son intégralité lors de la saison des pluies. Ainsi, il a été décidé de :

- Installer les 2 préleveurs pour l'ADNe puis procéder à l'installation général
- Réaliser les mesures in situ en aval immédiat et pendant les prélèvements ADNe
- Mesurer les largeurs et mettre en place les mesures de débit pendant les prélèvements ADNe sur les cours d'eau pour lesquels on peut éviter de marcher dans l'eau
- Commencer à trier les poissons et crustacés par espèce, avant que la pêche ne soit terminée, en cas de forte abondance et si le nombre de personnes dans l'équipe le permet. Cette mesure permet de diminuer le risque de mortalité des individus pêchés.

c. Informations descriptives des stations et données relevées

Des informations descriptives sur chaque station sont relevées. Celles-ci permettent de vérifier qu'aucune anomalie particulière n'est présente et d'éventuellement pouvoir pondérer/expliquer certaines données ADNe ou de pêche électrique. Les informations relevées durant cette campagne sont synthétisées dans l'Annexe 11.

De plus, lors des prélèvements des échantillons d'ADNe, les 3 numéros de réplicats ainsi que l'opérateur associé sont notés et la durée de filtration ainsi que le volume filtré sont renseignés. En théorie la filtration doit durer 30 minutes afin de permettre de filtrer les 30 litres d'eau minimum nécessaire à une bonne réalisation des analyses ADNe. Divers commentaires potentiellement utiles à l'interprétation des résultats sont également notés. Concernant les caractéristiques techniques en lien avec les opérations des pêches électriques, la conductivité, les réglages de l'appareil de pêche ainsi que la largeur moyenne du cours d'eau utilisée pour calculer la longueur de la station (surface finale 250m²) sont relevés à chaque fois. L'ensemble de ces informations pour cette campagne sont visibles en Annexe 12 et Annexe 13.

III. RESULTATS DE LA PREMIERE CAMPAGNE DE TERRAIN

Dans cette partie, nous allons présenter dans un premier temps les résultats obtenus à partir des pêches électriques, dans un second temps, ceux obtenus à partir des prélèvements d'ADNe et pour finir nous réaliserons une comparaison entre ces différentes données.

1. Résultats des pêches électriques

Les résultats des pêches électriques effectuées durant cette première campagne de terrain sont présentés dans un tableau général dans lequel sont renseignés l'effectif et la masse totale des individus de chaque espèce pêchée pour chacune des stations. Ce tableau est situé en Annexe 15. À partir de ces données, un diagnostic peut être réalisé sur le peuplement de rivières.

a. Inventaire des espèces

Sur les Figures 9 et 10 ci-dessous, deux graphiques ont été réalisés afin de présenter l'inventaire des espèces de poissons et crustacés ayant pu être capturées ou observées à partir de cette méthode. Le nombre total d'individus par espèces obtenus sur les 18 stations y est également représenté. Ces données sont intéressantes afin de vérifier l'efficacité de la méthode ADNe concernant les espèces faiblement ou non détectées à partir des pêches électriques.

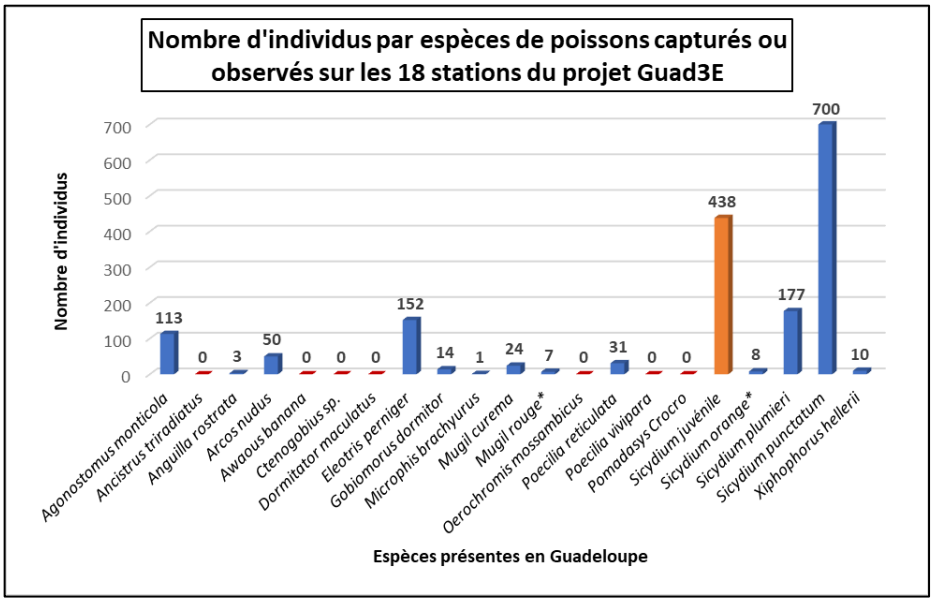

Figure 9 : Nombre d'individus pêchés sur les 18 stations du projet par rapport aux espèces de poissons potentiellement observables

Sur ce graphique, les juvéniles, représentés en orange (*Sicydium juvéniles*), ne sont pas pris en compte et les espèces n'ayant pas été capturées ou observées sont représentées en rouge.

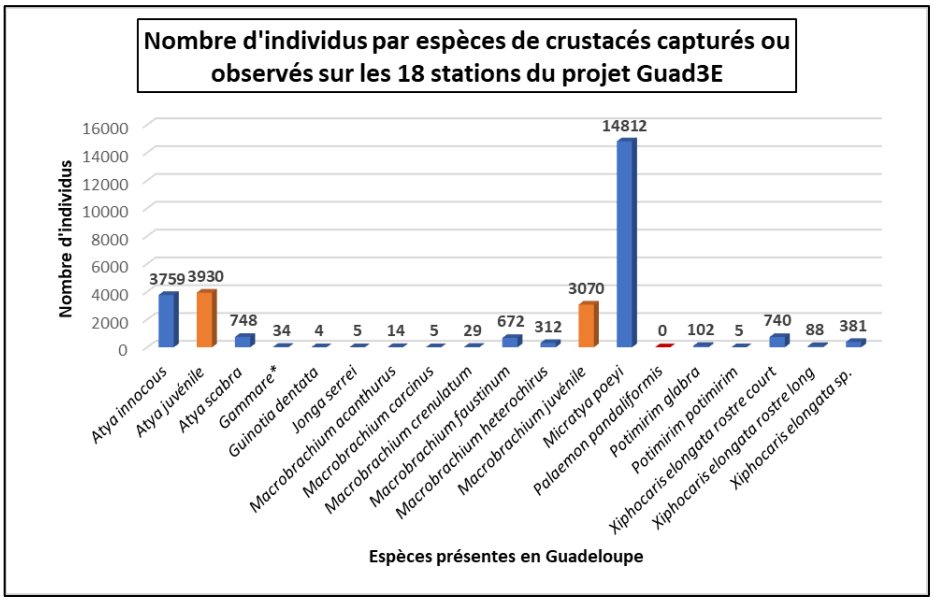

Figure 10 : Nombre d'individus pêchés sur les 18 stations du projet par rapport aux espèces de crustacés potentiellement observables

Sur la Figure 10, deux espèces de juvéniles ne sont pas prises en compte dans nos calculs : *Atya juvénile* et *Macrobrachium juvénile*. L'espèce *Xiphocaris elongata sp.* n'est pas prise en compte non plus. Cette espèce a été nommée ainsi lorsque la détermination de la taille du rostre (court ou long) n'a pu être clairement identifiée sur le terrain.

Point à retenir pour la comparaison des données :

- 13 espèces de poissons sur 20 potentiellement observables (liste des espèces utilisée pour la constitution de la BDD, cf. partie II.5.c), ont pu être observées (Figure 9).
- 15 espèces de macro-crustacés parmi les 16 également recensées sur notre liste ont pu être observées (Figure 10).

Parmi cette liste d'espèces, 3 noms restent à déterminer à partir de leur analyse ADN. Il s'agit, pour la première, d'une espèce de *Sicydium* de couleur orange que nous avons nommé « *Sicydium orange* », pour la deuxième, celle-ci avait une apparence morphologique d'un *Mugil* de couleur rouge, nous l'avons donc nommé « *Mugil rouge* » et pour la dernière, les individus avaient l'apparence morphologique de gammares, nous l'avons simplement nommé « *Gammare* ». Ces trois espèces sont identifiés avec un astérisque sur les 2 graphiques.

b. Richesse spécifique

La richesse spécifique est un indicateur sur le nombre d'espèces présentes dans notre milieu. Plus le nombre d'espèces sera élevé, plus la richesse spécifique sera importante. Celle-ci est étudiée sur chaque station pour les espèces de poissons et de crustacés et mesurée à partir

de données de présence-absence de chaque espèce par station. Toutes les espèces de poissons et macro-crustacés observées sont prises en compte, mis à part les individus juvéniles.

Nous pouvons donc voir sur la Figure 11, les richesses spécifiques totale, en poissons et en crustacés pour nos 18 stations :

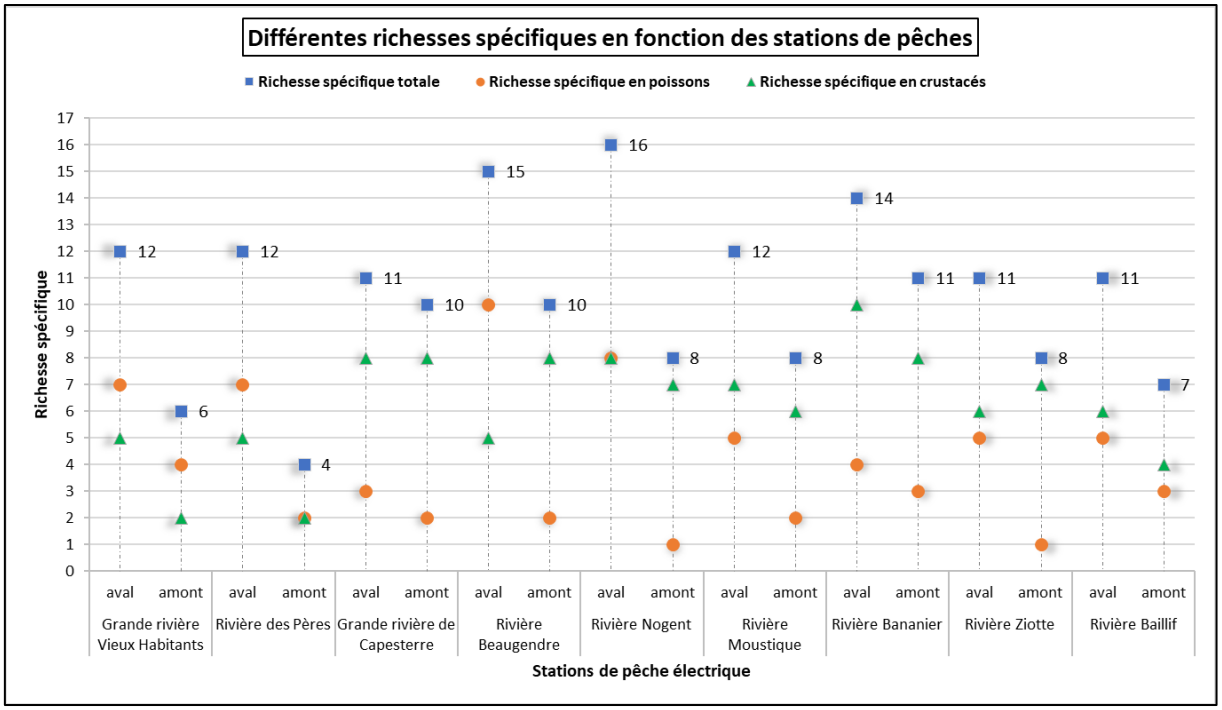

Figure 11 : Les différentes richesses spécifiques (totale, poissons et crustacés) observées pour nos 18 stations

Point à retenir pour la comparaison des données :

- La richesse spécifique totale moyenne sur les 18 stations est de 10,3 espèces avec un maximum de 16 espèces.
- Concernant les poissons, elle est de 4,1 espèces avec un maximum de 10 et pour les crustacés de 6,2 espèces avec un maximum de 10 également.

La comparaison des richesses spécifiques entre les poissons et les crustacés ainsi que la comparaison entre l'aval et l'amont sont récapitulés dans le Tableau 4 ci-dessous :

Tableau 4 : Comparaison des richesses spécifiques entre espèces et entre les stations aval/amont

Richesse spécifique	Totale = poissons + crustacés	Poissons	Crustacés
Moyenne aval	12.7	6	6.7
Moyenne amont	8	2.2	5.8
Maximum aval	16	10	10
Maximum amont	11	4	8
Moyenne sur 18 stations	10.3	4.1	6.2
Maximum sur 18 stations	16	10	10

c. Typologie spatiale des peuplements

L'étude de la typologie spatiale des peuplements est réalisée à partir de la comparaison du recensement des individus entre l'aval et l'amont des rivières étudiées. Etant donné que les crustacés sont des espèces diadromes[13], nous devrions les retrouver aussi bien en amont qu'en aval excepté pour *G. dentata*, seul crabe de nos rivières qui effectue entièrement son cycle de vie en eau douce, qui devrait être capturé principalement en amont. *J. serrei* et *M. acanthurus* ont, pour leur part, une préférence pour les stations aval. Concernant les poissons, la majorité des espèces sont également diadromes et se retrouvent préférentiellement en aval des cours d'eau, exceptées pour les espèces ayant de bonnes capacités de franchissement des obstacles comme les espèces de *Sicydium* ou *A. monticola*, par exemple. Seules les espèces *P. reticulata* et *X. hellerii* effectuent leur cycle de vie en eau douce. Ce sont toutes les deux des espèces introduites et pour *P. reticulata*, une espèce potentiellement envahissante qui s'adapte à tous les milieux d'eau douce (Monti D. et al., 2010). Ces 2 espèces ne devraient donc pas être capturées dans les stations en aval où il peut y avoir de l'eau saumâtre.

Les données qui vont nous intéresser ici, sont de savoir quelles sont les espèces uniquement capturées en amont afin de vérifier sur les résultats ADNe, si une persistance du signal dans les milieux est potentiellement détectable. Les résultats obtenus sont présentés dans le Tableau 5.

Point à retenir pour la comparaison des données :

Tableau 5 : Espèces capturées uniquement en amont des cours d'eau

Espèces		Typologie spatiale des peuplements
Poissons	*Poecilia reticulata* *Xiphophorus hellerii*	Capturés uniquement en **amont** des cours d'eau
Crustacés	*Guinotia dentata* *Potimirim glabra* *Xiphocaris elongata rostre court*	

- De plus, *Jonga serrei*, *Gammare** et *Macrobrachium acanthurus* ont pu être observées uniquement dans les stations aval des rivières.

d. Diversité spécifique

La diversité spécifique peut être définie comme une mesure, un indice synthétique, de la composition en espèces d'un écosystème, en termes de nombre d'espèces et de leur abondance relative (Legendre L., Legendre P., 1984). Dans un environnement peu perturbé, les peuplements sont caractérisés par une diversité élevée, avec beaucoup d'espèces et une répartition équitable des individus pour chaque espèce. La diversité engendre la stabilité des

[13] Espèce diadrome : espèce effectuant des migrations entre les eaux douces et les eaux salées au cours de sa vie

systèmes (Tilman D. et al., 1994). Pour étudier la diversité de notre peuplement, nous allons effectuer plusieurs calculs d'indices qui sont l'indice de diversité de Shannon H' (Shannon C. E., 1948 ; Shannon C. E., Weaver, W., 1963) et l'indice de Simpson D ((Simpson E. H., 1949).

L'indice de Shannon permet de mesurer la diversité des peuplements à partir des abondances et de la répartition de ces abondances entre espèces selon la formule :

$$H' = - \sum(p_i * \ln(p_i))$$

Avec p_i = abondance relative d'une espèce = N_i/N pour i variant de 1 à n espèces (avec Ni l'effectif de l'espèce i dans l'échantillon et N l'effectif total de l'échantillon). L'indice de Shannon a été créé pour mesurer la diversité des peuplements sur des milieux fermés. Il est calculé dans le cas de notre étude mais les résultats sont à analyser finement, les cours d'eau antillais étant des milieux ouverts avec des espèces amphihalines.

L'indice de Simpson D mesure la probabilité que deux individus sélectionnés au hasard appartiennent à 2 espèces différentes selon la formule :

$$D = 1 - \sum(p_i^2)$$

Les résultats obtenus pour ces deux indices sont observables sur la Figure 12 ci-dessous. L'indice de Shannon H' est minimal (tend vers 0) si tous les individus du peuplement appartiennent à une seule et même espèce. H' est également minimal si, dans un peuplement chaque espèce est représentée par un seul individu, exceptée une espèce qui est représentée par tous les autres individus du peuplement. L'indice est maximal quand l'abondance est égale entre toutes les espèces (Frontier S., 1983). H' est généralement compris entre 0 et 4.

L'indice de Simpson D varie entre 0 et 1, une valeur de 0.8 voudra dire que 2 individus tirés au hasard ont une probabilité de 80% d'être différents et donc que le peuplement est équilibré et 1 sera atteint pour un nombre infini d'espèces (Schlaepfer R., Bütler R., 2002). Cet indice donne plus de poids aux espèces abondantes plutôt qu'aux espèces rares.

L'interprétation des résultats obtenus est présentée dans le Tableau 6 ci-dessous :

Tableau 6 : Résultats des indices de Shannon et de Simpson pour les 18 stations

Stations	Résultats Shannon	Résultats Simpson	Commentaires
Baillif aval, Des Pères aval, Bananier amont et Ziotte amont	Indice de Shannon compris entre **2.13** et **1.66** = **bonne diversité**	Indice de Simpson compris entre **0.86** et **0.76** = peuplement **équilibré**	Pas d'espèce possédant une abondance très supérieure aux autres même si tous les individus ne sont pas répartis de façon égale sur toutes les espèces
Sur le graphique, de Beaugendre aval à Bananier aval	Indice de Shannon compris entre **1.48** et **1.05** = **diversité moyenne**	Indice de Simpson compris entre **0.60** et **0.47** = peuplement **peu équilibré**	Les individus ne sont pas répartis équitablement selon les espèces et sur chaque station, certaines espèces se démarquent par de **fortes abondances** (ex : *Micratya poeyi* = 64% d'abondance sur Capesterre aval)
Sur le graphique, de Baillif amont à Moustique amont	Indice de Shannon compris entre **0.97** et **0.20** = **faible diversité**	Indice de Simpson compris entre **0.50** et **0.07** = peuplement **très peu équilibré**	Les individus ne sont pas répartis équitablement selon les espèces et sur chaque station, une à deux espèces se démarquent par de **très fortes abondances** (ex : *Atya innocous* et juvéniles = 90% d'abondance sur Baillif amont)

Gradient de diversité

Gradient d'équilibre du peuplement

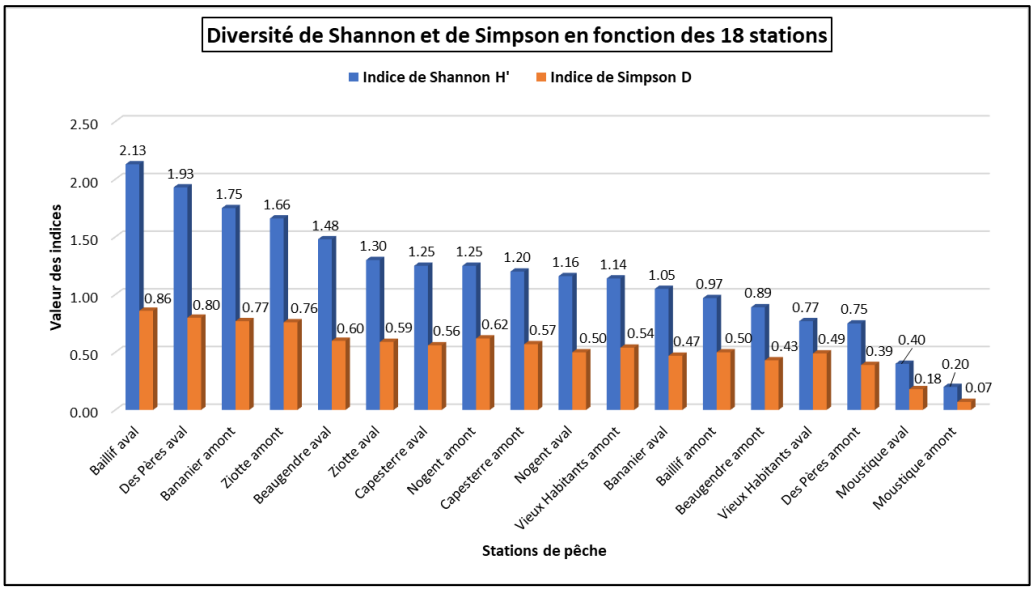

Figure 12 : Valeurs des indices de Shannon et de Simpson pour les 18 stations

e. Modèles de distribution d'abondances : Diagramme rang – fréquence

La distribution des abondances relatives des espèces dans un prélèvement ou dans une station donne une représentation qui contient plus d'informations qu'un indice de diversité qui condense cette distribution en une seule valeur (Hily C., 1984). Frontier a développé une méthode de distribution d'abondances sous forme de diagramme rang-fréquence (DRF) afin de déterminer l'état de maturité ou de stress d'un système (Frontier S., 1985). Pour réaliser ces diagrammes, les fréquences relatives des espèces sont portées sur une double échelle logarithmique et ordonnées en ordre décroissant de rang. L'interprétation consiste à distinguer trois types d'allure de courbes auxquelles correspondent trois stades écologiques d'un assemblage d'espèces (Figure 13). La courbe du stade 1 est linéaire-concave et caractérise un assemblage pionnier et faiblement diversifié, le stade 2 convexe caractérise un assemblage intermédiaire avec une augmentation de la diversité et le stade 3 rectiligne est dit mature.

Les résultats obtenus pour nos 18 stations sont représentés sur la Figure 14.

Point à retenir pour la comparaison des données :

- 14 stations ont des allures de courbe du stade écologique de type 1, correspondant à des assemblages d'espèces faiblement diversifiés
- 4 stations (Des Pères et Baillif aval, Bananier et Ziotte amont) ont des allures de courbe de stade 2, correspondant à des assemblages ayant une bonne diversité
- Ces résultats sont en accords avec les indices de Shannon et de Simpson obtenus

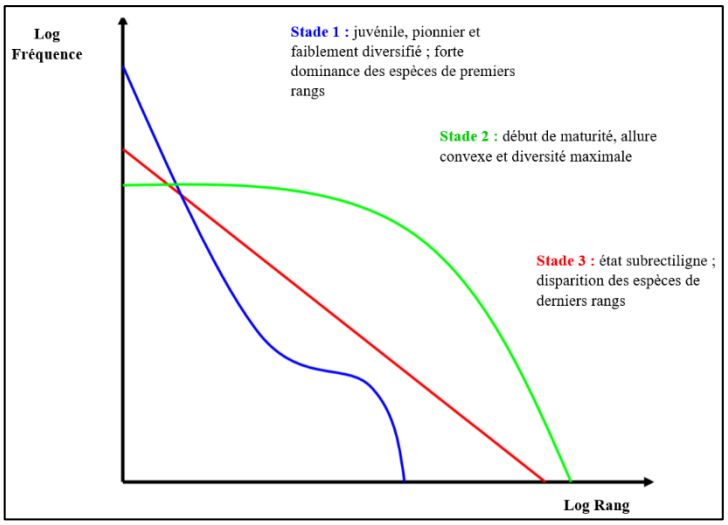

Figure 13 : Les trois stades écologiques d'un assemblage d'espèces (diagrammes rang-fréquence en échelle logarithmique)

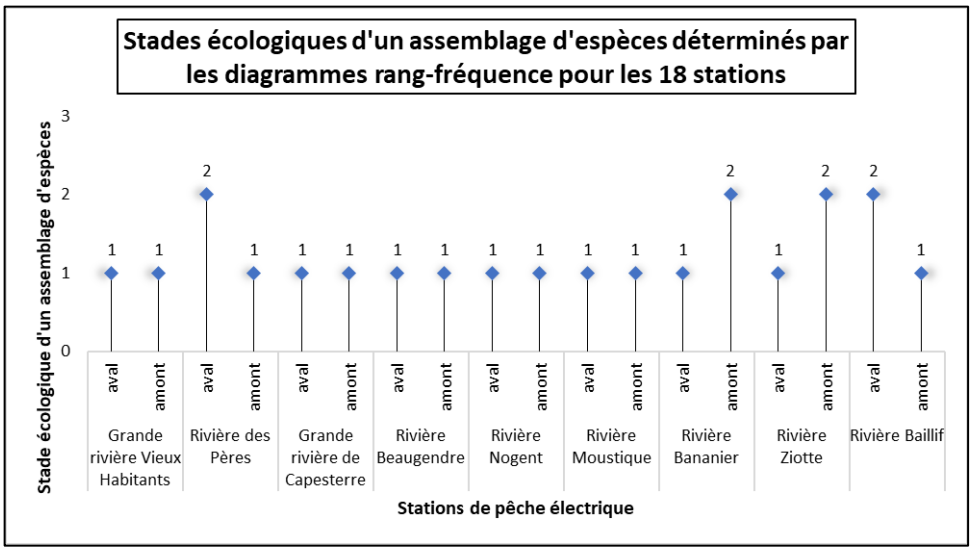

Figure 14 : Détermination des stades écologiques d'assemblage d'espèces pour nos 18 stations à partir des diagrammes rang-fréquence en échelle logarithmique

2. Base de données de référence

À partir des 163 échantillons de tissus (morceaux de nageoires, de pattes ou individus entiers) prélevés sur 27 espèces de poissons et 17 espèces de crustacés qui ont été envoyés à Spygen pour analyse, une première liste d'espèces a pu être établie pour constituer la base de données de référence. Ces espèces sont présentées dans l'Annexe 14 et correspondent donc aux espèces pour lesquelles l'identification à partir des échantillons ADNe seront fiables.

Cette liste va donc nous permettre d'analyser les résultats obtenus à partir des échantillons ADNe pour soit valider, soit interpréter avec précaution les espèces détectées. En effet, les résultats concernant la détection de certaines espèces telles que celles qui sont consommées, notamment les espèces marines, doivent être interprétés avec précaution. En effet l'ADN de ces

espèces peut se retrouver dans le milieu même si les individus ne sont pas réellement présents, suite à des rejets urbains ou d'aquaculture par exemple. De plus, les résultats obtenus avec GenBank doivent également être interprétés avec précaution car Spygen ne peut pas garantir la fiabilité des données présentes dans cette base de référence publique.

Point à retenir pour les analyses ADNe :

La base de référence n'étant pas complète actuellement, il est possible, à ce stade des analyses, de ne pas détecter certaines espèces. Parmi celles recensées durant les pêches électriques, les espèces *Mugil curema*, *Mugil rouge*, *Sicydium orange* et *Gammare* ne sont pas détectables pour le moment dans nos échantillons ADNe car elles ne font pas encore parties de la BDD de référence et parmi celles-ci, l'identification à l'espèce pour les trois dernières ainsi que pour *Oreochromis* n'est pas encore réalisée.

3. Résultats des analyses d'ADN environnemental

Les résultats présentés dans cette partie correspondent aux premiers filtres de 13 stations envoyés à Spygen durant la campagne terrain et pour lesquels les séquences obtenues ont pu être analysées par les outils bio-informatiques et comparées aux bases de références. Ces premières analyses ont pu nous être transmises le 24 mai 2019. Ces filtres ne seront validés, adaptés ou ajustés uniquement après comparaison avec les résultats de toutes les campagnes, les données de pêches électriques, les données historiques et les avis des experts poissons et crustacés de Guadeloupe. Comme indiqué précédemment, la base de référence étant incomplète, il est possible de ne pas détecter certaines espèces pour le moment.

Pour information sur certaines espèces, Spygen les a volontairement affichées en sp :

- *Lutjanus sp1* : séquences assignées au niveau du genre
- *Lutjanus sp2* : séquences assignées à une espèce sur GenBank (*Lutjanus campechanus*) non présente en Guadeloupe mais probablement proche génétiquement d'une autre espèce présente en Guadeloupe mais non référencée sur GenBank.
- *Lutjanus sp3* : séquences assignées à une espèce sur GenBank (*Lutjanus peru*) non présente en Guadeloupe mais probablement proche génétiquement d'une autre espèce présente en Guadeloupe mais non référencée sur GenBank.
- *Mulloidichthys sp.* : séquences assignées à une espèce sur GenBank (*Mulloidichthys vanicolensis*) non présente en Guadeloupe mais probablement proche génétiquement d'une autre espèce présente en Guadeloupe mais non référencée sur GenBank.

Les résultats ADNe obtenus durant cette première campagne de terrain sont présentés dans un tableau général dans lequel sont renseignés les pourcentages d'abondance et le nombre de séquences ADN obtenu pour chaque espèce. Ce tableau est situé en Annexe 16. À partir de ces données, un diagnostic peut être réalisé sur le peuplement de ces cours d'eau.

a. Inventaire des espèces

Sur les Figures 15 et 16, deux graphiques ont été réalisés afin de présenter l'inventaire des espèces de poissons et crustacés ayant pu être détectées à partir de cette méthode.

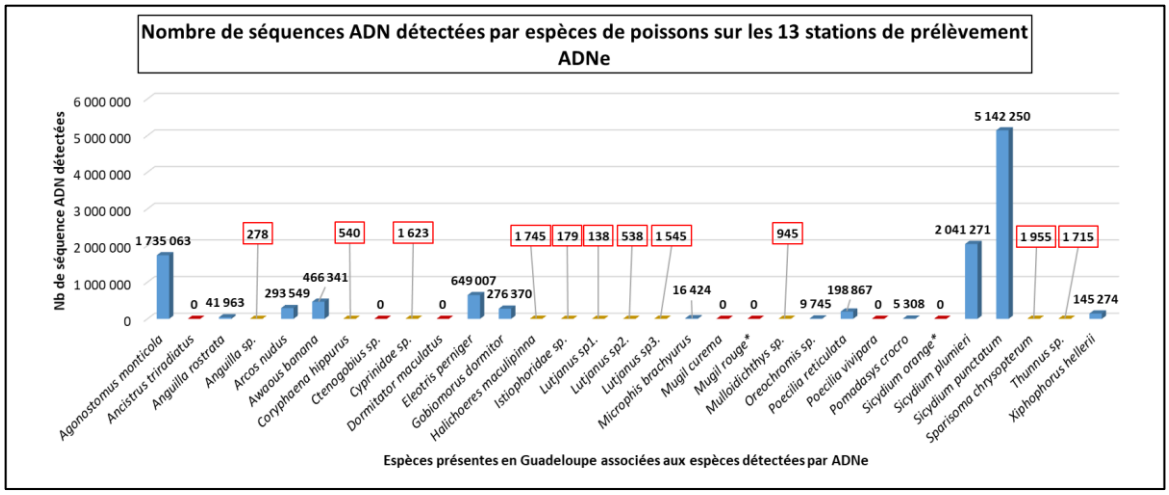

Figure 15 : Nombre de séquence ADN détectées pour les espèces de poissons sur les 13 stations

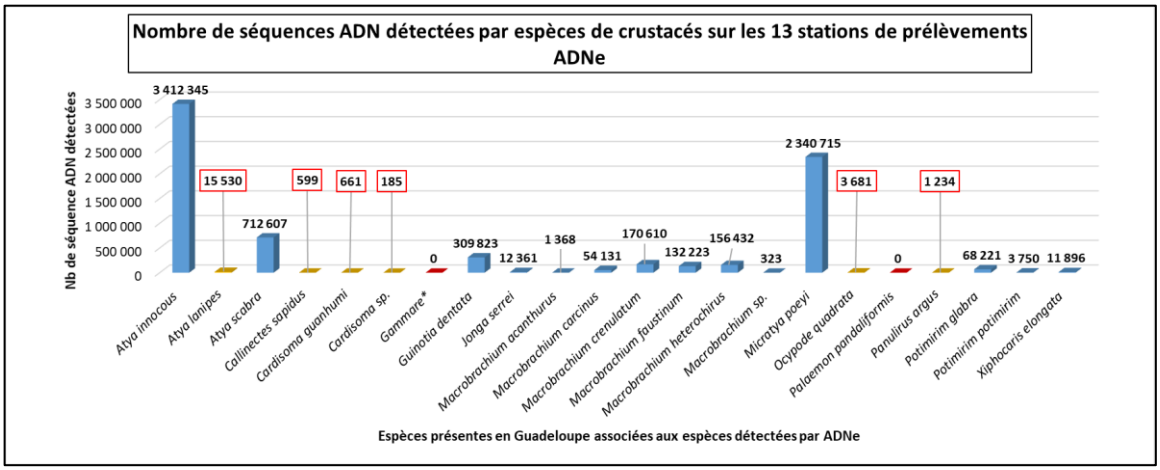

Figure 16 : Nombre de séquence ADN détectées pour les espèces de crustacés sur les 13 stations

Point à retenir pour la comparaison des données :

- 24 espèces de poissons sur 31 espèces recensées dans la liste de Spygen visible sur ces graphiques, ont pu être détectées (Figure 15).
- 20 espèces de macro-crustacés parmi les 22 également recensées par Spygen ont pu être détectées (Figure 16).

Sur ces graphiques, les espèces représentées en orange et encadrées en rouge correspondent aux espèces identifiées à partir de la base de référence GenBank, pour lesquelles les données doivent être interprétées avec précaution. Les espèces représentées en rouge sont celles n'ayant pas été détectées.

b. Richesse spécifique

Nous pouvons voir sur la Figure 17 les richesses spécifiques totale, en poissons et en crustacés obtenues sur nos 13 stations de prélèvement lors de la méthode ADNe.

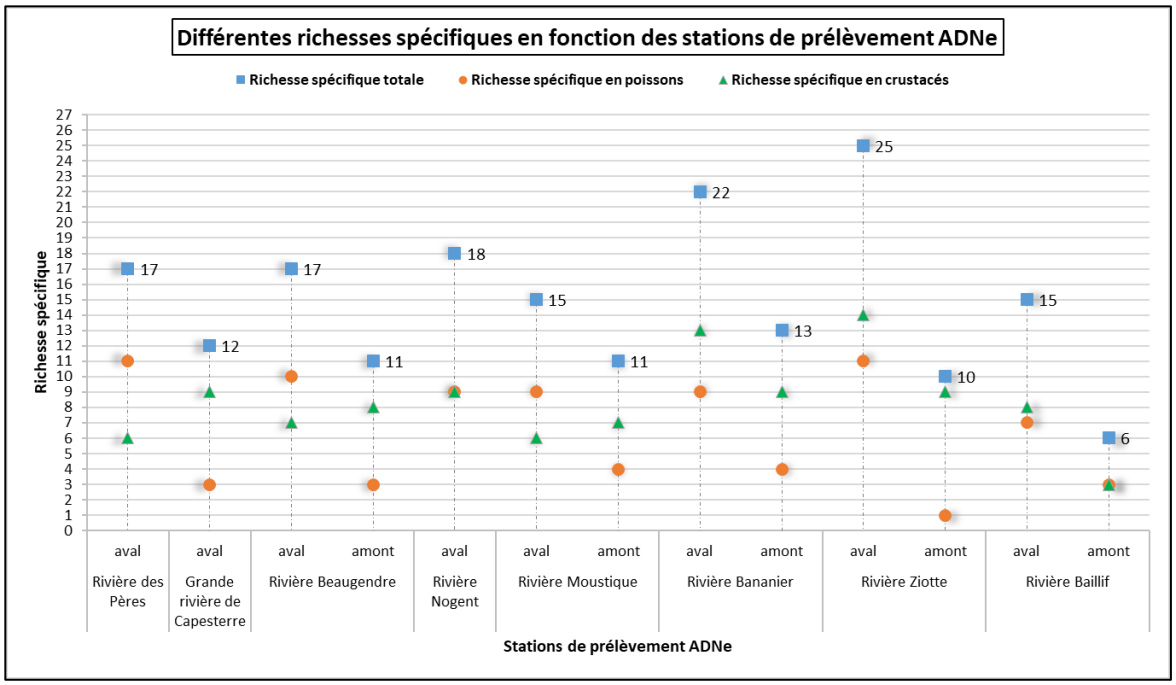

Figure 17 : Les différentes richesses spécifiques (totale, poissons et crustacés) observées pour nos 13 stations

Point à retenir pour la comparaison des données :

Tableau 7 : Comparaison des richesses spécifiques obtenues par la méthode ADNe

Richesse spécifique	Totale = poissons + crustacés	Poissons	Crustacés
Moyenne sur 13 stations	14.8	6.5	8.3
Maximum sur 13 stations	25	11	14

Ces données sont à interpréter avec précautions pour notamment 4 stations : Des Pères aval, Beaugendre aval, Ziotte aval et Baillif aval. En effet, plusieurs espèces détectées ont été identifiées à partir de la base de référence GenBank. Pour la station Ziotte aval, ce sont 4 espèces de crabes qui ont été détectées (*Callinectes sapidus*, *Cardisoma guanhumi*, *Cardisoma sp* et *Ocypode quadrata*). Pour la station Des Pères aval, ce sont une espèce de langouste (*Panulirus argus*), possiblement consommée et rejetée dans la rivière, et 6 espèces de poissons marins qui

ont été détectées, probablement à cause des intrusions salines dans les cours d'eau (eaux saumâtres). Pour Baillif aval, ce sont une espèce de poisson d'eau douce (*Cyprinidae sp.*) (possibles rejets d'aquariophilie) et une de poisson d'eau de mer (*Coryphaena hippurus*), possiblement consommée (présence d'écailles de poissons dans la station) qui ont été détectées. Et pour Beaugendre aval, ce sont 3 espèces de poissons marins et également *Cyprinidae sp.*. De plus, pour Ziotte amont, une espèce identifiée à partir de GenBank a été détectée : *Atya lanipes*.

c. Typologie spatiale des peuplements

Comme pour les analyses en pêche électriques, les données qui vont nous intéresser ici, sont celles concernant les espèces uniquement capturées en amont ou de mettre en avant des anomalies repérées par rapport aux cycles de vie des espèces afin de détecter si une persistance du signal dans les milieux est observée. Les résultats obtenus sont présentés dans le Tableau 8 :

Point à retenir pour la comparaison des données :

Tableau 8 : Espèces détectées sur des habitats inhabituels

Espèces		Typologie spatiale des peuplements
Poissons	*Poecilia reticulata* *Xiphophorus hellerii*	Détectés **en aval et en amont** des cours d'eau
Crustacés	*Guinotia dentata* *Potimirim glabra*	
	Potimirim potimirim	Détecté uniquement en **aval** des cours d'eau

- *Poecilia reticulata* a également été détectée sur la station de Moustique aval en plus des stations sur lesquelles elle a pu être capturé en pêche électrique (Baillif et Bananier).

d. Diversité spécifique

La Figure 18 ci-dessous représente les valeurs obtenues pour les indices de Shannon et de Simpson sur nos 13 stations de prélèvement par la méthode ADNe. L'interprétation de ces résultats obtenus est présentée dans le Tableau 9. Il n'y a pas de stations ayant des indices de Shannon inférieurs à 0.99 et donc possédant une faible diversité pour ces stations étudiées à partir des prélèvements lors de la méthode ADNe.

Tableau 9 : Résultats des indices de Shannon et de Simpson pour les 13 stations

Stations	Résultats Shannon	Résultats Simpson	Commentaires
Sur le graphique, de Bananier aval à Bananier amont	Indice de Shannon compris entre **2.38** et **1.52** = **bonne diversité**	Indice de Simpson compris entre **0.89** et **0.73** = peuplement **équilibré**	Pas d'espèce possédant une abondance très supérieure aux autres même si tous les individus ne sont pas répartis de façon égale sur toutes les espèces
Sur le graphique, de Moustique amont à Baillif amont	Indice de Shannon compris entre **1.44** et **0.99** = **diversité moyenne**	Indice de Simpson compris entre **0.69** et **0.49** = peuplement **peu équilibré**	Les individus ne sont pas répartis équitablement selon les espèces et sur chaque station, certaines espèces se démarquent par de **fortes abondances** (ex : *Sicudium punctatum* = 69% d'abondance sur Ziotte amont)

Gradient de diversité

Gradient d'équilibre du peuplement

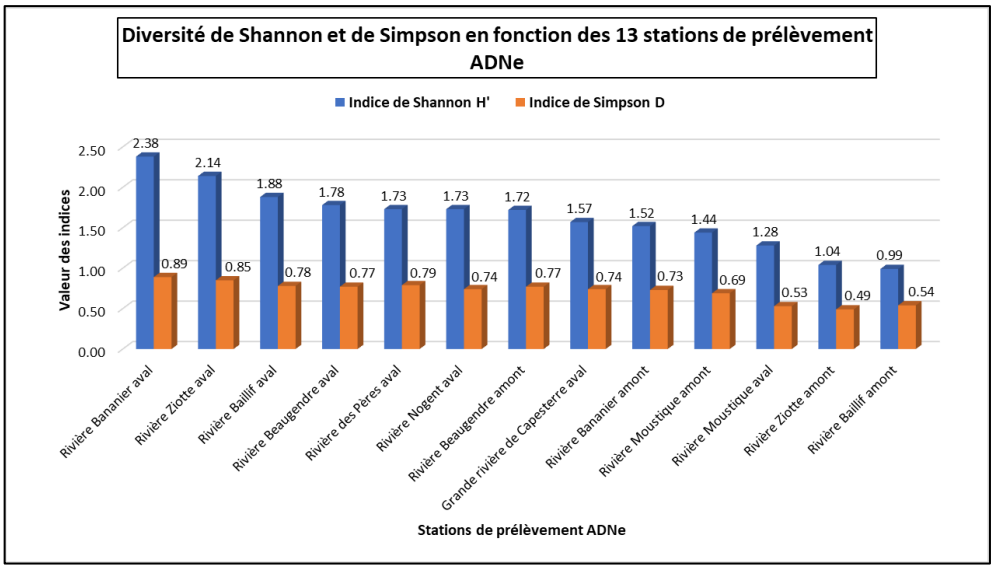

Figure 18 : Valeurs des indices de Shannon et de Simpson pour les 13 stations

e. Modèles de distribution d'abondances : Diagramme rang – fréquence

Les résultats obtenus pour nos 13 stations, concernant les stades écologiques d'un assemblage d'espèces déterminés à partir des diagramme rang-fréquence à l'échelle logarithmique pour chacune des stations, est présenté sur la Figure 19.

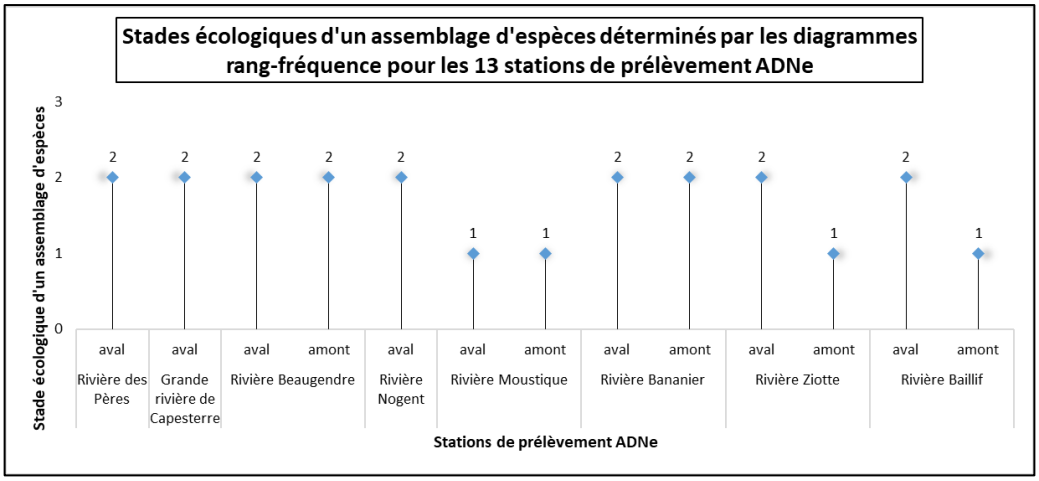

Figure 19 : Détermination des stades écologiques d'assemblage d'espèces pour nos 13 stations à partir des diagrammes rang-fréquence en échelle logarithmique

Point à retenir pour la comparaison des données :

- 9 stations ont des allures de courbe correspondant au stade écologique de type 2, c'est-à-dire à des assemblages d'espèces ayant une bonne diversité.
- 4 stations (Moustique aval et amont, Ziotte amont et Baillif amont) ont des allures de courbe de stade 1, ce qui correspond à des assemblages d'espèces faiblement diversifiés.
- Ces résultats sont en accords avec les indices de Shannon et de Simpson obtenus.

4. Analyse croisée : ADNe & pêche électrique

Afin de comparer les résultats obtenus sur les deux méthodes d'inventaire des espèces animales aquatiques dans nos cours d'eau, un tableau général de comparaison a été réalisé pour les treize cours d'eau étudiés en commun. Dans ce tableau, les inventaires des deux méthodes sont présentés avec des renseignements sur l'effectif de chaque espèce obtenue par pêche électrique et le nombre de séquence ADN obtenu pour chaque espèce détectée par la méthode d'ADNe. Ce tableau est présenté en Annexe 17. À partir de ces données, une analyse croisée entre ces deux méthodes peut être réalisée afin de vérifier l'efficacité de la méthode par ADNe et de déterminer laquelle des deux est la plus exhaustive.

a. Inventaire des espèces

En se basant sur les résultats obtenus précédemment pour les deux méthodes d'inventaire (Figures 9 et 10 et Figures 15 et 16) et en les comparants (Tableau 10), nous pouvons voir que la méthode par ADNe détecte plus d'espèces de poissons et de crustacés que la méthode de pêche électrique, malgré l'incomplétude de la BDD à ce stade des analyses.

De plus, les espèces de poissons et crustacés capturées en pêche électrique sur les 13 stations communes, et présentes dans la BDD (10 pour les poissons et 13 pour les crustacés), ont pu être détectées avec la méthode par ADNe.

Tableau 10 : Nombre d'espèces détectées sur les 13 stations communes

Méthode d'inventaire	Espèces capturées ou détectées	
	Poissons	Crustacés
Pêche électrique	13	15
Prélèvement ADNe	24*	20*
* interpréter ces résultats avec des précautions : **possibles contaminations sur certains sites + données GenBank**		

Parmi les 24 espèces de poissons détectées par la méthode ADNe, 13 font parties de la liste de la BDD. Parmi ces espèces, 3 ont pu être détectées alors que celles-ci n'ont pas été capturées durant les pêches (*Awaous banana*, *Oreochromis sp.* et *Pomadasys crocro*). Les 11 espèces restantes détectées (toutes à partir de GenBank) ne font pas parties des espèces répertoriées dans les cours d'eau de Guadeloupe. Il s'agit notamment de 9 espèces marines (*Coryphaena hippurus*, *Halichoeres maculipinna*, *Istiophoridae sp.*, *Lutjanus sp1.*, *Lutjanus sp2.*, *Lutjanus sp3.*, *Mulloidichthys sp.*, *Sparisoma chrysopterum* et *Thunnus sp.*) et d'un poisson d'eau douce (*Cyprinidae sp.*) potentiellement détectés par des contaminations ainsi que d'une espèce d'anguille non déterminée (*Anguilla sp.*). Cependant, le nombre de séquences d'ADN relatifs de ces espèces est inférieur à 0.2% du nombre total de séquences ADN lues sur les stations où

elles ont été repérées. Concernant les crustacés, parmi les 20 espèces détectées, 13 font parties de la liste de la BDD et ont été capturées lors des pêches électriques. Les 7 espèces restantes détectées (à partir de GenBank) ne font pas parties des espèces répertoriées dans les cours d'eau de Guadeloupe en dehors de *Macrobrachium sp.* dont on ne sait pas la détermination de l'espèce. Il s'agit notamment de 4 espèces de crabes et 1 de langouste, mentionnée précédemment (chapitre III.3.b) qui sont probablement détectés par des contaminations ainsi que de l'espèce *Atya lanipes* dont il pourrait s'agir dans ce cas là d'une nouvelle occurrence. Cependant, le nombre de séquences d'ADN relatifs de ces espèces est inférieur à 0.3% du nombre total de séquences ADN lues sur les stations où elles ont été repérées sauf pour *Atya lanipes* (0.84% de nombre de séquences d'ADN relatif).

b. Richesse spécifique

Nous pouvons voir sur la Figure 20 les richesses spécifiques en poissons et en crustacés obtenues sur nos 13 stations selon les deux méthodes d'inventaire.

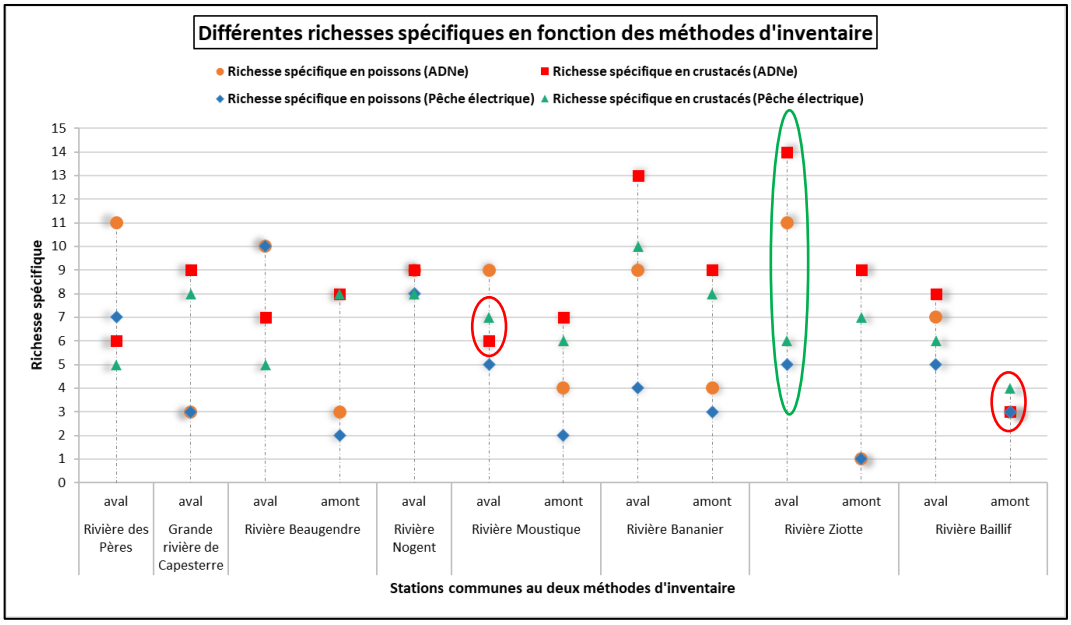

Figure 20 : Les différentes richesses spécifiques (poissons et crustacés) obtenues selon les deux méthodes d'inventaire

Point à retenir :

- La richesse spécifique en crustacés obtenue par pêche électrique est supérieure d'une espèce à celle obtenue par la méthode ADNe sur 2 stations comme le montre les cercles rouges sur le graphique : Moustique aval (*A. innocous*, *M. heterochirus* et *X. elongata* non détectées) et Baillif amont (*P. glabra* non détectée).
- On remarque pour la rivière Ziotte aval que les richesses spécifiques obtenues par la méthode ADNe sont très supérieures à celles obtenues en pêche électrique, il s'agit

cependant d'un cas particulier lié à une contamination des prélèvements. Ces données sont indiquées par un cercle vert sur le graphique.

- En comparant les richesses spécifiques moyennes des deux méthodes sur les 13 stations (Tableau 11), nous pouvons voir que la méthode ADNe présentes des moyennes et des maximum plus élevés.

Tableau 11 : Comparaison des richesses spécifiques entre les deux méthodes d'inventaire

Méthode d'inventaire	Richesse spécifique	Totale = poissons + crustacés	Poissons	Crustacés
Pêche électrique	Moyenne sur 13 stations	11.2	4.5	6.8
	Maximum sur 13 stations	16	10	10
Prélèvement ADNe	Moyenne sur 13 stations	14.8	6.5	8.3
	Maximum sur 13 stations	25	11	14

c. Typologie spatiale des peuplements

Le Tableau 12 ci-dessous présente les différences observées dans la typologie spatiale des peuplements pour les deux méthodes d'inventaire

Tableau 12 : Différences de typologie spatiale observées entre les deux méthodes d'inventaire

Espèces		Pêche électrique	ADNe
Poissons	*Poecilia reticulata* *Xiphophorus hellerii*	Capturés uniquement **en amont** des cours d'eau	Détectés **en aval et en amont** des cours d'eau
Crustacés	*Guinotia dentata* *Potimirim glabra*	***Hypothèse : persistance du signal dans le milieu (bruit de fond)***	
Crustacés	*Potimirim potimirim*	Capturés **en aval et en amont** des cours d'eau	Détecté uniquement en **aval** des cours d'eau
		Hypothèse : La méthode ADNe détecte mal l'espèce Potimirim potimirim lorsqu'elle possède une faible abondance	

Nous pouvons voir dans ce tableau que pour 4 espèces (*P. reticulata*, *X. hellerii*, *G. dentata* et *P. glabra*) capturées uniquement en amont, celles-ci ont pu être observées également en aval de la station Bananier avec des nombres de séquences d'ADN relatifs de respectivement 7.13%, 3.78%, 1.26% et 0.76% du nombre total de séquences ADN lues sur la station. Concernant *P. reticulata*, nous avons également détecté son signal en aval de la rivière Moustique (0.81%). À propos des espèces de *Potimirim*, nous pouvons voir que pour *P. potimirim*, la détection par la méthode ADNe semble nulle sur les stations amont tandis que pour *P. glabra*, l'espèce a été détectée sur 7 stations aval sans qu'elle ne soit identifiée en pêche électrique.

d. Diversité spécifique et modèles de distribution d'abondances

En comparant les résultats obtenus pour les indices de Shannon et de Simpson (Figure 12 et Figure 18) sur les 13 stations communes, on constate que les valeurs moyennes de ces indices obtenus par la méthode ADNe sont plus élevés que ceux obtenus par pêche électrique (Tableau

13). Cela signifie donc qu'avec la méthode ADNe, on observe plus de stations avec une meilleure diversité et plus équilibrées que par la méthode de pêche.

Tableau 13 : Comparaison de la diversité spécifique selon les deux méthodes d'inventaire

Indices	Pêche électrique	Méthode ADNe	Wilcoxon signed-rank test (p-value)
Indice moyen de Shannon	1.16	1.63	-0.34 (p-value = 0.04785)
Indice moyen de Simpson	0.51	0.72	-0.17 (p-value = 0.04633)

On peut voir en effet sur la Figure 21 représentant les stades écologiques obtenus pour les 13 stations que pour 6 d'entre elles (Des Pères aval, Moustique aval et amont, Bananier amont et Baillif aval et amont), les stades écologiques sont identiques pour les deux méthodes tandis que pour les autres stations, les stade écologiques obtenus pas la méthode ADNe sont supérieur (stade 2) à ceux obtenus par pêche électrique (stade 1), à l'exception de la station Ziotte amont représentée par un cercle rouge. Pour cette station, l'espèce *S. punctatum* a été détectée avec une très forte abondance relative (69%) par la méthode ADNe contrairement à la pêche électrique (1%), perturbant ainsi fortement l'équilibre du peuplement.

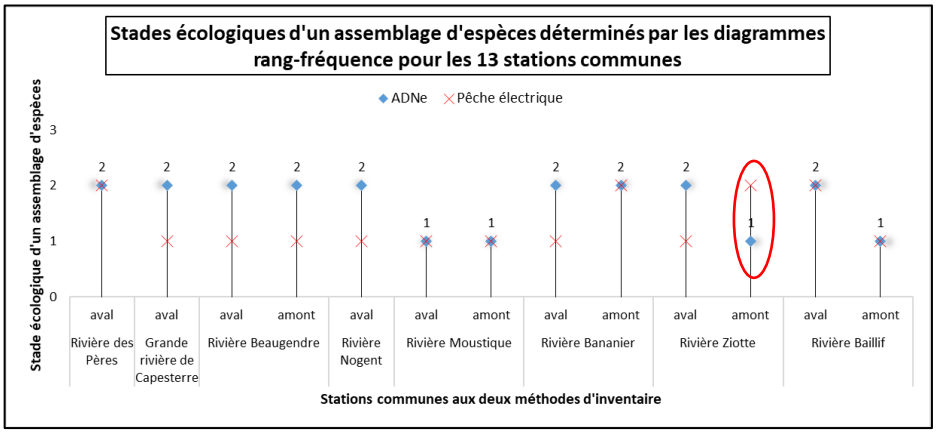

Figure 21 : Comparaison des résultats obtenus à partir des DRF selon les deux méthodes

e. Comparaison des détections d'espèces (ADNe et pêche électrique)

Le Tableau 14 ci-dessous présente la comparaison des détections d'espèces selon les deux méthodes d'inventaire ainsi que la corrélation entre le nombre de séquences d'ADN détectées (ADNe) et les abondances relatives (pêche électrique) pour les espèces de poissons puis les espèces de crustacés sur chaque station.

Concernant la corrélation des données, un test de corrélation de rang de Spearman a été effectué sous R afin de contrôler leur significativité (Pont D. et al., 2018). La corrélation de Spearman évalue la relation monotone entre deux variables continues ou ordinales. Son coefficient est compris entre -1 et +1 et plus la valeur absolue du coefficient est importante, plus la corrélation est forte. Inversement, si le coefficient est proche de 0, la corrélation est nulle. On peut voir à partir des coefficients de Spearman calculés, que les corrélations entre le

nombre de séquences ADN et les abondances relatives pour les poissons sont toutes significatives (p-value < 0.05 pour les 13 stations, donc les coefficients de corrélations sont significatifs). En revanche, concernant les crustacés, on peut voir que seule la valeur de p-value de la station Ziotte aval est supérieure au seuil de significativité de 0.05, cela signifie qu'il n'est pas possible d'affirmer qu'il existe une relation significative entre les données. En effet, cette station encadrée en rouge, possède une richesse spécifique de 25 espèces détectées par leur ADN contre 11 capturées en pêche, de ce fait il y a trop d'espèces différentes pour démontrer une corrélation entre ces deux jeux de données. Lors de cette pêche, la capture des espèces et notamment des poissons était compliquée dans certaines zones de la station où l'eau était profonde, 6 espèces détectées par la méthode d'ADNe n'ont donc pas pu être capturées en pêche (*A. rostrata*, *Anguilla sp.*, *A. banana*, *Oreochromis sp.*, *P. crocro* et *S. plumieri*), d'où le nombre élevé d'espèces détectées uniquement par la méthode génétique. De plus, 4 espèces de crabes non présents dans la BDD sont détectés comme vu précédemment (probable contamination).

Tableau 14 : Comparaison des détections d'espèces sur les 13 stations

Comparaison des détections d'espèces selon les deux méthodes d'inventaire						
Espèces	**Rivière**	**Station**	**Nb d'espèces communes**	**Nb d'espèces détectées uniquement par la méthode ADNe**	**Nb d'espèces capturées uniquement par pêche électrique**	**Coefficient de spearman (p-value)**
Poissons	Rivière des Pères	aval	4	7	3 (dont 2 espèces non détectables)	0.431 (p = 0.0154)
	Grande rivière de Capesterre	aval	3	0	0	1 (p < 2.2e-16)
	Rivière Beaugendre	aval	5	5	5 (dont 3 espèces non détectables)	0.428 (p = 0.0162)
		amont	2	1	0	0.828 (p = 8.846e-09)
	Rivière Nogent	aval	6	3	2 (dont 1 espèce non détectable)	0.635 (p = 0.0001)
	Rivière Moustique	aval	5	4	0	0.776 (p = 2.837e-07)
		amont	2	2	0	0.707 (p = 8.855e-06)
	Rivière Bananier	aval	3	6	1 (1 espèce non détectable)	0.526 (p = 0.0024)
		amont	3	1	0	0.881 (p = 6.455e-11)
	Rivière Ziotte	aval	**5**	**6**	**0**	0.712 (p = 6.976e-06)
		amont	1	0	0	1 (p < 2.2e-16)
	Rivière Baillif	aval	4	3	1	0.706 (p = 9.296e-06)
		amont	3	0	0	0.998 (p < 2.2e-16)
Crustacés	Rivière des Pères	aval	4	2	1	0.748 (p = 6.184e-05)
	Grande rivière de Capesterre	aval	7	2	1	0.806 (p = 6.023e-06)
	Rivière Beaugendre	aval	4	3	1 (1 espèce non détectable)	0.612 (p = 0.0024)
		amont	6	2	2	0.727 (p = 0.0001)
	Rivière Nogent	aval	5	4	3	0.515 (p = 0.0142)
	Rivière Moustique	aval	4	2	3	0.560 (p = 0.0067)
		amont	4	3	2	0.580 (p = 0.0046)
	Rivière Bananier	aval	10	3	0	0.697 (p = 0.0003)
		amont	7	2	1	0.803 (p = 7.007e-06)
	Rivière Ziotte	aval	**5**	**9**	**1**	**0.347 (p = 0.1131)**
		amont	6	3	1	0.625 (p = 0.0018)
	Rivière Baillif	aval	5	3	1	0.676 (p = 0.0005)
		amont	3	0	1	0.869 (p = 1.517e-07)
Espèce non détectables par ADNe actuellement : *Gammare*, Mugil curema, Mugil rouge*, Sicydium orange**						

Si on s'intéresse maintenant à la comparaison des données, nous pouvons observer que pour toutes les stations concernant les espèces de poissons et crustacés, exceptées Moustique aval et Baillif amont pour les crustacés, le nombre d'espèces détectées uniquement par la méthode ADNe est supérieur au nombre d'espèces uniquement capturées par pêche électrique.

Concernant les poissons, dans 9 stations sur 13, la méthode par ADNe a détecté toutes les espèces capturées en pêche (en excluant les espèces non détectables pour toutes les

comparaisons de cette analyse). Dans les 4 autres stations, entre 1 et 2 espèces par stations n'ont pas pu être détectées. Concernant les crustacés, dans 2 cas sur 13, la méthode par ADNe a détecté toutes les espèces capturées en pêche. Dans les 11 cas restants, ce sont entre 1 et 3 espèces par stations qui n'ont pu être détectées par la méthode ADNe. Dans l'Annexe 17, nous pouvons voir en détails les espèces pêchées n'ayant pas été détectées par la méthode ADNe pour chaque station et inversement les espèces détectées mais non pêchées.

À l'aide du tableau de l'Annexe 17, nous pouvons voir concernant les crustacés que les espèces souvent détectées par la méthode ADNe n'ayant pas été pêché sont : *A. innocous* (entre 443 et 182 978 séquences d'ADN), *G. dentata* (entre 261 et 67 529 séquences d'ADN), *M. carcinus* (entre 192 et 19 679 séquences d'ADN) et *P. glabra* (entre 172 et 2 079 séquences d'ADN). En revanche, les espèces souvent capturées mais non détectées sont : *M. acanthurus* (effectif maximum de 4 individus), *P. potimirim* (effectif maximum de 2 individus) et *X. elongata* (non détecté en dessous de 42 individus). Concernant les poissons, les espèces souvent détectées par la méthode ADNe n'ayant pas été pêché sont : *A. rostrata* (entre 1 662 et 15 614 séquences ADN), *A. monticola* (entre 545 et 199 805 séquences ADN) et *A. banana* (entre 4 412 et 172 791 séquences ADN). La méthode par ADNe semble particulièrement efficace pour la détection des espèces de poissons.

IV. DISCUSSIONS

Dans ce rapport, nous avons donc présenter les résultats obtenus pour les deux méthodes d'inventaire : la méthode par ADNe et la pêche électrique. À partir de ces deux inventaires que nous avons comparés, nous avons pu constater que toutes les espèces obtenues par pêche électrique avaient pu être également détectées par la méthode ADNe concernant les espèces présentes sur la BDD. Parmi les espèces supplémentaires ayant été détectées, celles-ci ont pu être identifiées à partir de la base de référence GenBank. Ces espèces correspondent à des poissons marins, des crabes, un poisson d'eau douce et une langouste. Ces données sont à interpréter avec précautions car pour les stations proches des embouchures, la détection d'espèces marines peut être probablement due aux intrusions salines dans le cours d'eau. Pour celles détectées plus en amont des embouchures, leur détection semblerait plutôt liée à la consommation de ces espèces et aux rejets urbains contenant leur ADN. Concernant le poisson d'eau douce détecté et non répertorié, sa détection peut provenir d'individus utilisés en aquariophilie puis relâchés en milieu naturel. Et pour les crabes non répertoriés, leur détection peut être due à une probable contamination des échantillons sur la station Ziotte aval. En effet,

lors des prélèvements sur cette station, l'équipe a dû effectuer des passages sur la plage de Grande Anse, sur laquelle certains de ces crabes sont effectivement présents, pour récupérer et installer le matériel de pêche. De plus, la zone de travail était située plus en amont de la zone de prélèvement, augmentant ainsi le risque de contamination. Cependant, l'ensemble de ces espèces ont toutes été détectées avec des nombres de séquences d'ADN relatifs inférieur à 0.3% du nombre total de séquences ADN lues sur les stations où elles ont été repérées. De ce fait, tant qu'un seuil à partir duquel le signal doit être interprété avec prudence n'a pas été défini, l'ensemble des données sont prises en compte mais analysées avec précaution. Quoiqu'il en soit, nous pouvons constater que la méthode par ADNe détecte plus d'espèces que par la méthode de pêche électrique.

Ces informations viennent confirmer les résultats obtenus pour les richesses spécifiques. En effet, les richesses spécifiques en poissons et crustacés obtenues par la méthode ADNe sont supérieures dans toutes les stations à l'exception de 2 cas (Moustique aval et Baillif amont). En regardant plus en détails les espèces capturées sur Moustique aval, nous pouvons constater que 8 individus d'*A. innocous* sont recensés en pêche tandis que seul l'ADN *A. scabra* est détecté. Il est possible qu'il y ait un problème d'identification dans ce cas-là. En effet, une remarque a été relevée sur le terrain pour ces individus par rapport aux caractéristiques morphologiques proches d'*A. innocous* alors que leur comportement était plus semblable à celui d'*A. scabra*. Il semble donc que les traces d'ADN viennent confirmer le doute lors de l'identification. De plus 1 individu de *X. elongata* n'a pas été détecté par la méthode ADNe. Il est possible que pour cette espèce, la détection de traces d'ADN nécessite des effectifs plus importants. Concernant la station de Baillif amont, 3 individus de *P. glabra* ont été capturés mais pas détectés. Comme pour *X. elongata*, il est possible que des effectifs plus importants soient nécessaires pour détecter cette espèce. De plus, nous avons pu constater que la station Ziotte aval avait une richesse spécifique beaucoup plus élevée par la méthode ADNe. Comme vu précédemment, l'hypothèse d'une contamination des échantillons est émise.

À partir de la comparaison des études de typologie spatiale des peuplements, nous avons pu constater pour la méthode ADNe, la présence d'espèces (*P. reticulata*, *X. hellerii*, *G. dentata* et *P. glabra*), vivant normalement en eau douce uniquement pour certaines, dans la station aval de Bananier et pour *P. reticulata* également sur Moustique aval alors qu'elles ont été capturées uniquement en amont avec les pêches. Concernant la station de Moustique, celle-ci est éloignée de l'embouchure du cours d'eau et elle est située au niveau d'un pont facilement accessible. La présence de cette espèce à cet endroit peut donc sembler plausible (rejets d'aquariophilie). Les

stations étudiées les jours précédents n'ont pas détecté sa présence, l'hypothèse d'une contamination peut donc être écartée. Cependant, son nombre de séquences ADN obtenues sur cette station ne représente que 0.81% du nombre total de séquences de la station, sa détection pourrait donc être due, soit à sa présence en faible quantité, soit à des traces d'ADN provenant d'habitats plus en amont, l'hypothèse de persistance du signal dans le milieu peut donc être émise bien que cette espèce ne soit pas capturée, ni détectée génétiquement sur la station Moustique amont. Une introduction peut cependant avoir eu lieu entre les 2 stations prélevées. On peut retrouver ce cas similaire avec l'espèce *P. glabra*, qui quant à elle a été détectée sur 7 stations aval sans que celle-ci ne soit capturée. Si on regarde les données pour la station Ziotte, nous pouvons voir que cette espèce a été capturée et détectée en amont avec un nombre de séquences ADN relatif de 2.52% tandis qu'en aval, aucune capture n'a eu lieu mais une détection de son ADN a été observée avec un nombre de séquences ADN relatif de 0.01% sur la station. L'hypothèse de persistance du signal dans le milieu peut donc également être émise pour ce cas-là. Concernant la station de bananier aval sur laquelle nous avons détecté des séquences d'ADN des 4 espèces, sa localisation est proche de l'embouchure et donc située dans de l'eau potentiellement saumâtre. La présence de *P. reticulata* et *X. hellerii* notamment semble donc peu probable. La première hypothèse est que leur détection pourrait également être due à des traces d'ADN provenant d'habitats plus en amont (persistance du signal dans le milieu) étant donné que ces 4 espèces ont également pu être détectées sur la station Bananier amont. La seconde hypothèse est liée au fait que sur la station aval, il y avait un rejet d'une microcentrale électrique qui prélève de l'eau au niveau d'une retenue présente entre nos deux stations. Les espèces auraient donc pu être prélevées au niveau de la retenue puis des traces de leur ADN auraient ensuite pu être déversées sur notre station aval. De plus, il s'agit de la deuxième station étudiée sur cette campagne et ces espèces n'ont pas été détectées sur la première, l'hypothèse de la contamination peut également être écartée. Cependant leur nombre de séquences ADN obtenues sur cette station est tout de même de 7.13% pour *P. reticulata*, 3.78% pour *X. Hellerii*, 1.26% pour *G. dentata* et de 0.76% pour *P. glabra*. Il est donc difficile à ce stade du projet de définir avec certitude s'il s'agit d'une détection due à la présence des espèces ou seulement d'une persistance du signal dans le milieu.

Les valeurs des indices de Shannon et de Simpson obtenues à partir des échantillons ADNe étaient sans surprise plus élevées que celles obtenues à partir des captures en pêche électrique en raison des différences de richesse spécifiques. Cependant, les valeurs plus élevées de l'indice de Simpson obtenues par la méthode ADNe démontrent une meilleure répartition des individus

entre les espèces. On constate donc qu'à partir de cette méthode, la composition en espèces d'un écosystème, en termes de nombre d'espèces et de leur abondance relative est plus représentatif du réel avec une meilleur diversité obtenue par rapport aux données récoltées en pêche électrique et un meilleur équilibre des espèces.

En plus d'avoir estimé de manière plus exhaustive la richesse en espèces par la méthode ADNe, nous avons également observé une corrélation significative entre l'abondance relative des espèces (pêche électrique) et le nombre de séquences ADN détectées. La seule différence constatée concerne la station Ziotte aval qui présente de nombreuses différences selon les deux méthodes d'échantillonnage. En regardant la détection de espèces sur les stations plus en détails, nous pouvons constater que ce sont souvent les mêmes espèces qui sont pêchés mais dont l'ADN n'est pas détecté. Les différences constatées pour les poissons ne concernent que 4 espèces. Pour *A. nudus*, *E. perniger* et *M. brachyurus*, seul 1 individu a été observé en pêche, il est donc possible que l'abondance ne soit pas suffisante pour détecter des traces d'ADN. Pour *S. punctatum*, celui-ci possède des effectifs de 1 et 6 individus lorsqu'il n'a pas été détecté. Dans ce cas, il peut probablement s'agir d'une erreur d'identification avec *S. plumieri* qui lui a été détecté. Concernant les crustacés, les principales différences constatées sont liées aux espèces d'*Atya* pour lesquelles des problèmes d'identification sur le terrain peut expliquer ces différences. Comme expliqué précédemment pour *X. elongata*, l'espèce n'est pas détectée avec des effectifs inférieurs à 42 individus, il pourrait donc s'agir d'un problème de seuil de détection pour les faibles effectifs. Et pour les espèces de *P. potimirim* et *M. acanthurus*, il semble que leur détection ne soit pas encore correctement calibrée pour pouvoir détecter leur présence à tous les coups. Inversement, la méthode ADNe a permis de détecter des espèces difficilement capturables en pêche telles qu'entre autres, *A. rostrata* et *A. banana* pour les poissons et *G. dentata*, *M. carcinus* et *P. glabra* pour les crustacés.

V. CONCLUSIONS

Pour conclure, bien que la BDD ne soit pas encore complète, la méthode par ADNe présente actuellement de nombreux avantages aussi bien qualitatifs que semi-quantitatifs mis en avant dans ces analyses mais également des limites dans son application.

En effet, à partir de cette méthode et d'un point de vue qualitatif, cette méthode nous a permis d'observer de meilleures richesses spécifiques pour les poissons et les crustacés, de meilleures diversités des espèces (indice de Shannon) sur les stations ainsi que des peuplements

plus équilibrés (indice de Simpson). De plus, avec cette méthode et une BDD complète, l'identification des espèces est plus sûre que par la méthode classique d'analyse. D'un point de vue semi-quantitatif, à partir de cette méthode, nous avons pu obtenir des inventaires d'espèces plus complets qu'en pêche électrique et une corrélation significative entre l'abondance relative des espèces pêchées et le nombre de séquences ADN détectées a pu être démontrée. De plus, des espèces difficilement capturables en pêche ont pu être détectées sur nos stations, cela est intéressant dans le cadre de la détection d'espèces rares ou difficilement observables sur le terrain afin de détecter leur présence dans le milieu.

D'autres part, des limites de la méthode peuvent être mis en avant afin de les corriger et améliorer cette technique d'échantillonnage. Pour certaines espèces, la méthode a montré des limites dans la détection de séquences d'ADN. En effet, dans certains cas, des effectifs minimums sont nécessaires afin de pouvoir détecter la présence de l'espèce. De plus, l'hypothèse de persistance du signal ADN dans le milieu a été évoqué dans ce rapport pour des détections faites en amont et en aval de cours d'eau. Cela peut signifier que la détection pour ces espèces fonctionne correctement, cependant cela peut également poser un problème concernant la localisation exactes de ces espèces dans le cours d'eau.

La détection de l'espèce *A. lanipes* sur une station, si cela est confirmé, montre qu'à partir de cette méthode, de nouvelles espèces peuvent être détectée malgré que son ADN ne soit pas référencé dans la BDD. Ces résultats sont tout de même à analyser avec précaution.

Concernant les préconisations à mettre en place pour la future campagne de terrain, celles-ci sont liées aux risques de contaminations des échantillons. Nous avons pu constater pour une station qu'une contamination avait probablement eu lieu, rendant ainsi difficile de déterminer la présence exacte ou non des espèces détectées dans le cours d'eau. Il est donc important de respecter rigoureusement les procédures mises en place pour éviter tous risques de contamination. De plus, il convient également d'être vigilent sur l'observation de rejets urbains d'espèces marines dans les cours d'eau en notant la présence de carcasses de langoustes ou d'écailles de poissons, par exemple, lorsque ceux-ci sont observés sur le terrain.

Aux vues de ces premiers résultats obtenus durant cette campagne, cette méthode d'échantillonnage par ADNe semble démontrer sa capacité à obtenir de meilleurs résultats semi-quantitatifs et qualitatifs que la méthode de pêche électrique. Les données de la prochaine campagne vont permettre d'améliorer les capacités et les résultats de cette méthode afin de mettre en place par la suite une méthode de détection et de surveillance innovante pour les EEE.

BIBLIOGRAPHIE

Biggs J., Ewald N., Valentini A., Gaboriaud C., Dejean T., Griffiths R. A., Foster J., Wilkinson J. W., Arnell A., Brotherton P., Williams P., Dunn F. (2015, mars). Using eDNA to develop a national citizen science-based monitoring programme for the great crested newt (Triturus cristatus). *Biological Conservation volume 183*, pp. 19-28.

Cantera I., Cilleros K., Valentini A., Cerdan A., Dejean T., Iribar A., Taberlet P., Vigouroux R., Brosse S. (2019, février 28). Optimizing environmental DNA sampling effort for fish inventories in tropical streams and rivers. *Scientific Reports 9 : 3085*, pp. 1-11.

CDB. (1992). *Convention sur la diversité biologique.* Rio: Nations Unies.

CDB. (2010). *Plan stratégique 2011-2020 pour la diversité biologique, incluant les Objectifs d'Aichi pour la biodiversité*. Retrieved from Convention sur la diversité biologique: https://www.cbd.int/sp/targets/

Civade R, Dejean T, Valentini A, Roset N, Raymond J-C, Bonin A, Taberlet P., Pont D. (2016, june 30). Spatial Representativeness of Environmental DNA Metabarcoding Signal for Fish Biodiversity Assessment in a Natural Freshwater System. *Plos One 11(6): e0157366. doi:10.1371/journal.pone.0157366*, p. 19.

Commission Européenne. (2008, décembre 3). Communication de la Commission au Conseil, au Parlement européen, au Comité économique et social européen et au Comité des régions. *Vers une stratégie de l'Union européenne relative aux espèces envahissantes*. Bruxelles: Commission des Communautés Européennes.

Commission Européenne. (2011, mai 3). Communication de la Commission au Parlement européen, au Conseil, au Comité économique et social européen et au Comité des régions. *La biodiversité, notre assurance-vie et notre capital naturel - stratégie de l'UE à l'horizon 2020*. Bruxelles: Commission Europenne.

Conseil européen de Göteborg. (2001, juin 15 et 16). *Conclusions de la Présidence - Conseil européen de Göteborg des 15 et 16 juin 2001*. Göteborg.

Conservation International. (2019). *Hotspots.* Retrieved from Conservation International: https://www.conservation.org/how/pages/hotspots.aspx

COPIL n°1. (2019). *Compte-rendu du Comité de Pilotage n°1, Projet Guad3E.* Parc national de la Guadeloupe.

Dejean T., Valentini A., Duparc A., Pellier-Cuit S., Pompanon F., Taberlet P., Miaud C. (2011, août 8). Persistence of Environmental DNA in Freshwater Ecosystems. *Plos ONE volume 6 (8).*

Dejean T., Valentini A., Miquel C., Taberlet P., Bellemain E., Miaud C. (2012). Improved detection of an alien invasive species through environmental DNA barcoding: the example of the American bullfrog Lithobates catesbeianus. *Journal of Applied Ecology, 49*, pp. 953-959.

Frontier S. (1983). *L'échantillonnage de la diversité spécifique. In Stratégie d'échantillonnage en écologie.* Paris (Coll.d'Ecologie), XVIII + 494 p.: Frontier et Masson édit.

Frontier S. (1985). Diversity and structure in aquatic ecosystems. *Oceanogr. Mar. Biol., Annu. Rev., 23*, pp. 253-312.

Genovesi, P., Scalera, R., Brunel, S., Roy, D., Solarz, W. (2010). *Towards an early warning and information system for invasive alien species (IAS) threatening biodiversity in Europe.* European Environment Agency : 52.

Genovesi, P., Shine, C. (2004). *Stratégie européenne relative aux espèces exotiques envahissantes* . Conseil de l'Europe.

Grall J., Hily C. (2003). *Traitement des données stationnelles (faune).* REBENT.

Hily C. (1984). *Variabilité de la macrofaune benthique dans les milieux hypertrophiques de la Rade de Brest . Thèse de Doctorat d'Etat.* Université de Bretagne Occidentale, volume 1 p.359, volume 2 p.337.

Hostache G. (1992). *La vie dans les eaux douces de la Guadeloupe, poissons et crustacés.* Parc national de la Guadeloupe, 84p.

Legendre L., Legendre P. (1984). *Ecologie numérique. Tome 1 : Le traitement multiple des données écologiques.* Paris & Québec, VIII + 335 p.: Masson & les Presses de l'Université du Québec.

McNeely, J. A., Mooney, H. A., Neville, L. E., Schei, P. J., Waage, J. K. (2001). A global strategy on invasive alien. *IUCN, Gland, Switzerland and Canbridge, UK in collaboration with Global Invasive Species Programme*, p. 55.

Ministère de l'Environnement, de l'Energie et de la Mer. (2016). *Stratégie nationale relative aux espèces exotiques envahissantes.*

Monti D., Keith P., Vigneux E. (2010). *Atlas des poissons et des crustacés d'eau douce de Guadeloupe.* Museum National d'Histoire Naturelle. 125p.

Myers, N., Mittermeier, R. A., Mittermeier, C. G., da Fonseca, G. A. B., Kent, J. (2000). Biodiversity hotspots for conservation priorities. *Nature 403*, pp. 853-858.

Parlement européen et Conseil de l'Union européenne. (2014, octobre 22). Règlement (UE) N° 1143/2014 du Parlement européen et du Conseil, du 22 octobre 2014, relatif à la prévention et à la gestion de l'introduction et de la propagation des espèces exotiques envahissantes. *Journal officiel de l'Union européenne*, pp. 35-55.

PNG. (2016). *Compte-rendu n°2 sur la gestion de l'espèce Ancistrus sp., ravine Borine, Saint Claude.* Parc national de la Guadeloupe.

Pont D., Rocle M., Valentini A., Civade R., Jean P., Maire A., Roset N., Schabuss M., Zornig H., Dejean T. (2018, juillet 10). Environmental DNA reveals quantitative patterns of fIsh biodiversity in large rivers despite its downstream transportation. *Scientific Reports 8 : 10361*.

Rejmanek, M., Pitcairn. M. J. (2002). When is eradication of exotic pest plants a realistic goal? In Veitch C. R. and Clout M. N. (eds), *Turning the Tide: The Eradication of Island Invasives* (pp. 249-253). IUCN SSC Invasive Species Specialist Group. IUCN, Gland, Switzerland, and Cambridge, UK.

Runde, A. (2016). *Définition de l'aire de répartition de l'espèce Ancistrus triradiatus sur la ravine Borine.* Parc national de la Guadeloupe. Rapport de stage.

Schlaepfer R., Bütler R. (2002). *Analyse de la dynamique du paysage. Fiche d'enseignement 4.2.* Ecole polytechnique de Lausanne, 1p.

Shannon C. E. (1948). A mathematical Theory of Communication. *The Bell System Technical Journal 27*, pp. 379-423, 623-656.

Shannon C. E., Weaver, W. (1963). *The Mathematical Theory of Communication.* University of Illinois Press.

Simpson E. H. (1949). Measurement of diversity. *Nature 163(4148) : 688*.

Taberlet P., Coissac E., Hajibabaei M., Rieseberg L. H. (2012, avril 10). Environmental DNA. *Molecular Ecology volume 21*, pp. 1789-1793.

Tabouret, H. (2012). Les poissons migrateurs amphihalins des départements d'outre-mer : état des lieux. *Synthèse générale sur les DOM insulaires - Rapport final - ONEMA/MNHN*, 277.

Tilman D., Downing J.A. (1994). Biodiversity and stability in grasslands. In *Nature volume 367* (pp. 363-365). Nature Publishing Group.

UICN. (2000). *IUCN guidelines for the prevention of biodiversity loss due to biological invasion.*

UICN. (2018). *Directives relatives à la planification et à la gestion des espèces envahissantes dans les îles.* Cambridge, Royaume-Uni et Gland, Suisse : UICN. VIII + 44 pp.

UICN France (coord. Gargominy O., Bocquet A.). (2013). *Biodiversité d'Outre-mer.* UICN France, Paris et éditions Roger Le Guen.

UICN France. (2015). *Guide pratique pour la détection précoce et la réaction rapide face aux espèces exotiques envahissantes dans les collectivités françaises d'outre-mer. Principes généraux, lignes directrices et options de mise en œuvre.* Paris, France: UICN France.

Valentini A., Taberlet P., Miaud C., Civade R., Herder J., Thomsen P. F., Bellemain E., Besnard A., Coissac E., Boyer F., Gaboriaud C., Jean P., Poulet N., Roset N., Copp G. H., Geniez P., Pont D., Argillier C., Baudoin J-M., Peroux T. et al. (2015). Next-generation monitoring of aquatic biodiversity using environmental DNA metabarcoding. *Molecular Ecology volume 25 4*, pp. 929-942.

Vié, J.C, Hilton-Taylor, C., Stuart, S. N. (Eds.). (2009). *Wildlife in a Changing World - An Analysis of the 2008 IUCN Red List of Threatened Species.* World Conservation Union.

Wittenberg, R., Cock, M.J.W. (eds.). (2001). *Invasive Alien Species: A Toolkit of Best Prevention and Management Practices.* CAB International, Wallingford, Oxon, UK, XVII - 228.

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1: Liste des rivières sélectionnées pour le projet GUAD3E 15
Tableau 2 : Protocole de biométrie pour les espèces pêchées non mesurables 18
Tableau 3 : Protocole de biométrie pour les espèces pêchées mesurables 18
Tableau 4 : Comparaison des richesses spécifiques entre espèces et entre les stations aval/amont 27
Tableau 5 : Espèces capturées uniquement en amont des cours d'eau 28
Tableau 6 : Résultats des indices de Shannon et de Simpson pour les 18 stations 29
Tableau 7 : Comparaison des richesses spécifiques obtenues par la méthode ADNe 34
Tableau 8 : Espèces détectées sur des habitats inhabituels 35
Tableau 9 : Résultats des indices de Shannon et de Simpson pour les 13 stations 35
Tableau 10 : Nombre d'espèces détectées sur les 13 stations communes 37
Tableau 11 : Comparaison des richesses spécifiques entre les deux méthodes d'inventaire 39
Tableau 12 : Différences de typologie spatiale observées entre les deux méthodes d'inventaire 39
Tableau 13 : Comparaison de la diversité spécifique selon les deux méthodes d'inventaire 40
Tableau 14 : Comparaison des détections d'espèces sur les 13 stations 41

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Le territoire du Parc national de la Guadeloupe 5
Figure 2 : Stratégie de lutte en fonction de la dynamique d'invasion 11
Figure 3 : Carte des localisations des stations du projet GUAD3E 15
Figure 4 : Matériel de filtration 20
Figure 5 : Capsule de filtration remplie d'un tampon de conservation 20
Figure 6 : Etapes de la méthode Metabarcoding (Spygen) 21
Figure 7 : Les différentes salles d'analyse des laboratoires Spygen 21
Figure 8 : Etapes du séquençage des espèces (Spygen) 22
Figure 9 : Nombre d'individus pêchés sur les 18 stations du projet par rapport aux espèces de poissons potentiellement observables 25
Figure 10 : Nombre d'individus pêchés sur les 18 stations du projet par rapport aux espèces de crustacés potentiellement observables 26

Figure 11 : Les différentes richesses spécifiques (totale, poissons et crustacés) observées pour nos 18 stations 27
Figure 12 : Valeurs des indices de Shannon et de Simpson pour les 18 stations 30
Figure 13 : Les trois stades écologiques d'un assemblage d'espèces (diagrammes rang-fréquence en échelle logarithmique) 31
Figure 14 : Détermination des stades écologiques d'assemblage d'espèces pour nos 18 stations à partir des diagrammes rang-fréquence en échelle logarithmique 31
Figure 15 : Nombre de séquence ADN détectées pour les espèces de poissons sur les 13 stations 33
Figure 16 : Nombre de séquence ADN détectées pour les espèces de crustacés sur les 13 stations 33
Figure 17 : Les différentes richesses spécifiques (totale, poissons et crustacés) observées pour nos 13 stations 34
Figure 18 : Valeurs des indices de Shannon et de Simpson pour les 13 stations 36
Figure 19 : Détermination des stades écologiques d'assemblage d'espèces pour nos 13 stations à partir des diagrammes rang-fréquence en échelle logarithmique 36
Figure 20 : Les différentes richesses spécifiques (poissons et crustacés) obtenues selon les deux méthodes d'inventaire 38
Figure 21 : Comparaison des résultats obtenus à partir des DRF selon les deux méthodes 40
Figure 22 : Mise en application du protocole de pêche 56
Figure 23 : Transfert des espèces du bac à poissons (gauche) au chantier de biométrie (droite) 57
Figure 24 : Méthode jaugeage par dilution de traceur 58

LISTE DES ABREVIATIONS

ACP	Amplification en Chaîne par Polymérase
ADNe	ADN environnemental
AFB	Agence Française pour la Biodiversité
BDD	Base de données
CDB	Convention sur la diversité biologique
CSP	Centre de Surveillance des Pêches
DCE	Directive Cadre sur l'Eau
DEAL	Direction de l'Environnement, de l'aménagement et du Logement
DRF	Diagramme Rang - Fréquence
EE	Espèces envahissantes
EEE	Espèces exotiques envahissantes
FEDER	Fonds Européens de Développement Régional
PCR	Polymerase Chain Reaction
OE971	Office de l'Eau Guadeloupe
PNG	Parc national de la Guadeloupe
SNB	Stratégie nationale pour la biodiversité 2011 - 2020
UE	Union Européenne
UICN	Union internationale pour la conservation de la nature

ANNEXES

Annexe 1 : Liste des 24 cours d'eau pour le choix des stations du projet GUAD3E

Type de système	Rivière	Chronique disponible	Richesse spécifique moyenne et altitude
Grand	Grande rivière à Goyave*	Directive Cadre sur l'Eau (DCE)	8 (amont - Bras David) 8.4 (aval)
	Grande rivière de Vieux-Habitans*	DCE et PNG	6 (amont - DCE) 12 (aval)
	Rivière Des Pères (2 affluents amont pour 1 aval)	DCE et PNG	9 (aval) 4 (amont)
	Grande rivière de Capesterre* (2 affluents amont pour 1 aval)	DCE	amont ? 11 (aval)
	Rivière Lézarde (2 affluents amont pour 1 aval)	DCE et PNG	10 (amont) 10.5 (aval)
	Rivière Moreau	PNG	9 (amont) 11 (aval)
Moyen	Rivière Moustique	DCE et PNG	12.4 (amont) 10.6 (aval)
	Rivière Beaugendre	PNG	9 (amont) 20 (max - aval)
	Rivière Pérou	PNG	9.5 (amont) 12 (max - aval)
	Rivière Grand Carbet	DCE	NA (amont) 10.5 (aval)
	Rivière Bourceau	PNG	8.3 (amont) NA (aval)
	Rivière Nogent	DCE	NA (amont) 9.6 (aval max = 17, min = 4)
	Rivière Grande Plaine	DCE	Données basées sur 1 pêche : 4 (amont) 8 (aval)
	Rivière Lostau	- NA -	Données basées sur 1 pêche : 6 (amont) 10 (aval)
	Rivière Petite-plaine	DCE et PNG	12 (max amont) 12 (max aval)
	Rivière La Rose	DCE	NA (amont) 11.5 (aval avec max = 15)
	Rivière Grande Anse	DCE	4 (amont avec max = 6) 14 (max aval)
	Rivière Salée	- NA -	13 (max amont) 10 (max aval)
Petit	Rivière Bananier	- NA -	14 (max aval) 12 (max amont)
	Rivière de Baillif	- NA -	12 (max aval) 10 (max amont)
	Rivière Ziotte	- NA -	- NA -
	Rivière aux Herbes	DCE	4.2 (amont ou aval ?)
	Rivière Lamentin	- NA -	10 (max aval)
	Rivière du Plessis	DCE	2.6 (amont)
* Rivières avec le bassin versant le plus important			

Annexe 2 : Comparaison des différents protocoles de pêche utilisés aux Antilles

Protocoles	Informations	Domaine d'application	Avantages	Inconvénients	Données pour comparaison disponibles
Pêche complète	Un seul passage est considéré comme un effort suffisant pour évaluer la qualité du peuplement dans le cadre des réseaux	Cours d'eau peu profond entièrement prospectables à pied (limite 0,7m de profondeur, au delà réalisable seulement si bonnes conditions de sécurité par rapport à vitesse courant et obstacles sur le fond). Largeur moyenne en eau < 9m (+/- 1 m), ajustable en fonction des conditions de pêches.	Totalité du point de prélèvement prospecté à pied. Exhaustivité assurée.	Exhausitivtié impossible sur les grands cours d'eau (profondeur > 1,5 m ou largeur trop importante).	Réseau de suivi PNG
Pêche partielle par pioints	Métropole : 75 points pour cours d'eau > 9m Antilles : 50 points ? (pas de protocole établi) Remarque AFB : pêche complète plus exhaustive en métropole	Réservé au cours dont la largeur moyenne dépasse 9m (+/- 1m) et/ou non entièrement prospectables à pied	"Sous-échantillon représentatif" constitué d'unités d'échantillonnage régulièrement réparties sur les zones péchables du point de prélèvement. Si le point de prélèvement est entièrement procpectable à pied, représentativité des principaux faciès et habitats assurée. Sous échantillons complémentaires possibles.	Prospection régulière risque de ne pas couvrir certains habitats avec espèces présentes uniquement à cet endroit. Lorsqu'une part importante du point de prélèvement n'est pas péchable, pas de données concernant les zones non prospectables. Les points doivent être choisis au hasard (ne pas se laisser influencer par les hétérogénéités locales).	Office de l'eau Guadeloupe (DCE)
Méthode de Lury	Effort de pêche plus important que les précédentes méthodes car plusieurs passages à réaliser	Pêche réalisée en continu avec différenciation ou non des faciès (effort de pêche constant).	Permet de calculer statistiquement le peuplement le plus probable sur la portion pêchée.	Nécessite plusieurs passages sans remise à l'eau des captures entre les passages. Si largeur cours d'eau > 5 m, 2 anodes nécessaires.	Office de l'eau Martinique
Protocole CSP	Echantillonnage ponctuel d'abondance (EPA) ou échantillonnage complet	Rivière large > 8m de large : échantillonnage de type EPA (75 points). Petit cours d'eau : échantillonnage complet (2 anodes nécessaires pour cours d'eau > 4m de large).	Méthode permettant de prospecter tous les faciès compris dans la station (sans efforts de pêche démesurés).	Méthode ne permettant pas d'estimer précisément les densités (méthode non retenue en Martinique). Nécessite de 2 anodes pour des cours d'eau > 4m de large.	Office de l'eau Martinique
Méthode par ambiance	Génaralement utilisé pour les cours d'eau larges et profonds	La station est sous-échantillonnée avec une stratégie de prospection de type "captures par unité d'effort" de manière à obtenir un échantillon représentatif du tronçon. La stratification du milieu nécessaire à l'échantillonnage est ici l'ambiance.	Bonne couverture des habitats.	Pas d'évaluation de densité et de biomasse.	Office de l'eau Martinique
Méthode par faciès	Les zones pêchées correspondent aux faciès dominants et bien démarqués de la station	Le faciès peut être pêché partiellement ou entièrement selon sa taille. Si pêche partielle, alors pêche continue et non par points.	Permet de connaître les préférendum d'habitats des différentes espèces. L'inventaire réalisé dans les faciès dominants sera représentatif de la diversité en espèce de la station. Pêches sur zones restreintes = prélèvement de qualité avec un taux de capture efficace.	Totalité des individus n'est pas forcément prélevée avec cette technique donc 2 passages minimum pour chaque type de faciès à réaliser par campagne de pêches.	Office de l'eau Martinique

Annexe 3 : Protocole détaillée de pêche électrique pour le projet GUAD3E

Protocole de pêche électrique – GUAD3E

Pour rappel, les captures de poissons et de crevettes sont réalisées à l'aide d'un matériel portable de pêche à l'électricité (l'anode est équipée d'un filet) et de 2 épuisettes vide de maille 4 mm. L'appareil utilisé est de type Hans Grassl IG200-2 capable d'émettre 2 types de courant (continu ou pulsé), selon 3 niveaux d'ampérage et 4 niveaux de voltage. Les pêches s'effectuent toujours de l'aval vers l'amont.

A. Préparation avant pêche

1. Avant toute préparation, il est impératif d'attendre la fin du protocole ADNe
2. Mesurer la longueur et la largeur de la station et définir une surface de pêche de maximum 250m² comportant au moins 2 faciès
3. Noter la longueur totale et la surface de la station
4. Mettre les équipements de protection individuels et rappeler les consignes de sécurité
5. Installer l'appareil de pêche électrique sur l'opérateur principal en branchant l'anode et la cathode ; équiper 2 pêcheurs d'une épuisette chacun et un pêcheur d'un bac à poissons (Figure 22)
6. Les pêcheurs doivent se placer à l'aval de la station

B. Protocole de pêche électrique

Figure 22 : Mise en application du protocole de pêche

1. Prospecter la station (250m² maximum) par petites surfaces, qui sont pêchées sur toute la surface de la station, l'une après l'autre
2. Le manipulateur d'anode remonte le cours d'eau en effectuant de façon régulière un mouvement consistant à poser le cercle de l'anode devant lui puis à le ramener vers les manipulateurs d'épuisettes situés de part et d'autre en retrait de l'anode. Cette opération est renouvelée sur toute la largeur du cours d'eau
3. Pour la prospection de parties plus profondes ou de zones où l'extraction du poisson peut être difficile (ex : embâcles, sous berges, etc…), on aura recours à l'interruption du

circuit électrique (au moyen de l'interrupteur ou en sortant brièvement l'anode de l'eau) de façon à réamorcer le comportement de galvanotaxie du poisson

4. Tous les animaux sont recueillis dans le bac à poissons puis transférés régulièrement vers le chantier de biométrie en les conservant vivants dans des bacs remplis d'eau fraiche et oxygénée, jusqu'au moment du tri (Figure 23)

Figure 23 : Transfert des espèces du bac à poissons (gauche) au chantier de biométrie (droite)

5. À la fin de la pêche complète, 10 points complémentaires maximum librement choisis par l'opérateur peuvent être échantillonnés. Il s'agit d'unités d'échantillonnage ciblées sur des habitats peu représentés (voir anecdotiques) mais particulièrement attractifs pour l'ichtyofaune[14] et la carcinofaune[15] ; ces habitats sont choisis pour permettre de compléter le cas échéant la liste faunistique par la capture d'espèces rares, inféodées à des habitats très localisés et peu représentés sur la station précédemment pêchée
6. Noter les espèces vues mais non capturées lors de la pêche (ou après la pêche par prospection visuelle)
7. Toutes les crevettes et tous les poissons capturés sont ensuite transférés sur la zone de biométrie.

[14] Partie de la faune rassemblant les poissons
[15] Partie de la faune rassemblant les crustacés

Annexe 4 : Protocole de mesure du débit à partir d'un SalinoMADD

Mesure du débit des cours d'eau à partir de la méthode de jaugeage par dilution de traceur[16]

L'appareil SalinoMADD utilise la méthode de jaugeage par dilution de traceur pour déterminer le débit du cours d'eau mesuré.

Principe :

Le principe général de cette méthode consiste à injecter en un point du cours d'eau une solution concentrée d'un traceur. En aval, à une distance suffisamment grande pour que le mélange avec l'eau de la rivière soit bon, la concentration du traceur est mesurée pendant toute la durée de passage du nuage de traceur. Cette dilution est fonction du débit, supposé constant le long du tronçon concerné pendant la durée de la mesure.

Les conditions suivantes sont nécessaires pour que la méthode par dilution puisse être appliquée :

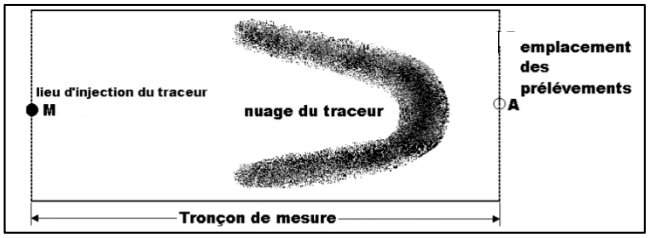

Figure 24 : Méthode jaugeage par dilution de traceur

- Le débit de la rivière doit rester à peu près constant pendant la mesure
- Le traceur doit passer dans sa totalité par l'emplacement de prélèvement des échantillons
- Au point de mesure, le mélange doit être tel qu'en chaque point de la section du cours d'eau, doit passer la même quantité de traceur

Selon les conditions ci-dessus, cette méthode de jaugeage s'applique tout particulièrement en cas de faibles profondeurs, de très forte vitesse ou en présence de turbulences ne garantissant pas une stabilité des vitesses, comme pour les rivières ou les torrents. Cependant, elle n'est pas adaptée pour des mesures de débit dans des canaux bétonnés où aucun obstacle ne permet le brassage de l'eau.

Le sel de cuisine comme traceur :

Le sel de cuisine, chlorure de sodium (NaCl), est un traceur idéal : il est très facile à trouver, bon marché et possède un haut degré de dilution dans l'eau. Par ailleurs, il n'est pas nocif pour la faune et la flore aux concentrations utilisées et il est peu absorbé par la végétation et les

[16] Source : MADD Technologies SARL – Mode d'emploi SalinoMADD

matériaux du lit du cours d'eau. Enfin, il est très facile de mesurer sa concentration avec une sonde de conductivité. Dans ce cas, on injecte dans le cours d'eau une masse connue de sel M diluée dans un volume d'eau de la rivière (Figure 24). En aval, on place une sonde de conductivité qui va mesurer la conductivité électrique de l'eau pendant toute la durée T du passage du nuage de sel. Une relation linéaire existe entre la conductivité de l'eau et sa concentration en sel dissous. On peut donc en déduire la courbe de concentration en fonction du temps C_t. Le débit Q est alors obtenu par intégration de la concentration au cours du temps :

$$Q = \frac{M}{\int_0^T (C_t - C_0)\, dt}$$

Avec :

Q : débit du cours d'eau [l/s]

M : masse de traceur injecté [mg]

C_t : salinité de l'eau au temps t [mg/l]

C_0 : salinité de base de l'eau [mg/l]

T : durée du prélèvement [s]

Annexe 5 : Protocole ADN environnemental transmis par Spygen

Protocole ADN environnemental – GUAD3E (Documents Spygen)

1. Précautions importantes transmises par Spygen

Vigi|DNA® TECHNOLOGIES

Précautions pour limiter les contaminations par l'ADN

- Les prélèvements doivent être réalisés en aval de la zone d'étude, préférentiellement dans la veine d'eau principale et après une zone de brassage.
- Pour éviter toute contamination ADN et transmission de pathogènes :
  - Après avoir enfilé les gants, il est impératif de ne pas toucher des zones sources de contamination d'ADN (peau, équipements et matériels de terrain) ;
  - Eviter que les zones sensilbles du matériel (extrémités des tuyaux, raccords, capsules, crépine, entonoire de la solution tampon) soient en en contact avec des sources de contamination ADN.
  - Avant l'intervention sur site et entre chaque site d'échantillonnage, il est impératif de nétoyer et désinfecter au Virkon® S (pulvérisation d'une solution de Virkon® S à 1 %) les equipements de terrain (bottes/cuissardes, support de filtration).
  - Prendre garde à toujours rester en aval de l'installation de filtration.
- Il est indispensable de noter la correspondance entre le numéro du filtre et le site étudié ainsi que toute information susceptible d'être utile pour l'analyse (ex. colmatage de la capsule). Le numéro du filtre sera l'unique identifiant de votre échantillon communiqué par SPYGEN.
- La détectabilité de l'espèce ou du groupe cible est fortement dépendante de la qualité de l'échantillonnage et donc du bon respect des protocoles d'échantillonnage.
- En cas de doute sur la mise en œuvre de ce protocole, contacter SPYGEN au 04.79.26.15.83 ou par mail à contact@spygen.com.

1/1

Version 1.0

www.vigiDNA.com

2. Protocole détaillé[17] :

PROTOCOLE D'ECHANTILLONNAGE

SPYGEN®

Utilisation du kit RW2 en milieu aquatique courant

INFORMATIONS IMPORTANTES

- Ce kit peut être utilisé en milieu aquatique courant. Chaque kit RW2 contient :
  - Un sachet « Vampir tubing kit » contenant un tuyau avec une crépine et 2 paires de gants.
  - Deux sachets « CL1 buffer kit » contenant chacun un flacon de tampon de conservation, un entonnoir et 1 paire de gants.
  - Deux boîtes contenant chacune une capsule de filtration, deux bouchons et une étiquette.
- Ce kit doit être utilisé avec un Vampir Sampler (fourni avec son chargeur, ses batteries et son portoir). Des protections plastiques sont fournies pour la tige afin d'assurer la stérilité des prélèvements sur chaque site.
- Les prélèvements doivent être réalisés en aval de la zone d'étude, préférentiellement dans la veine d'eau principale et en aval d'un radier.
- La détectabilité de l'espèce ou du groupe cible est fortement dépendante de la qualité de l'échantillonnage et donc du bon respect des consignes décrites dans ce protocole.
- Il est indispensable de noter la correspondance entre le numéro du filtre et le site étudié. Le numéro du filtre sera l'unique identifiant de votre échantillon communiqué par SPYGEN.
- En cas de doute sur la mise en œuvre de ce protocole, contacter SPYGEN au 04.79.26.15.83 ou par mail à pauline.jean@spygen.com.

www.spygen.com

[17] Vampir Sampler = pompe péristaltique

PROTOCOLE D'ECHANTILLONNAGE

SPYGEN®

PROTOCOLE

1. Placer le portoir sur le côté du Vampir Sampler.
2. Ouvrir le sachet « Vampir tubing kit » et mettre une paire de gants neuve.
3. Sortir la capsule de filtration de son emballage et coller l'étiquette sur le côté de la capsule.
4. Sortir l'extrémité du tuyau sans crépine du sachet et insérer la capsule de filtration en respectant le sens d'écoulement (flèche « Flow » sur le côté de la capsule) puis fixer la capsule sur le côté du portoir.
5. Placer le tuyau dans le Vampir Sampler
6. Fixer l'extrémité du tuyau avec crépine sur une tige préalablement munie d'une protection plastique.
7. Filtrer l'eau à l'aide du Vampir Sampler (position 1) pendant 30 min (filtration d'1L/min soit 30 L filtrés au total) ou jusqu'à saturation de la capsule de filtration. Noter le temps total de filtration.
8. Expulser l'eau restante dans la capsule en filtrant de l'air.
9. Ouvrir le sachet « CL1 buffer kit » et mettre une nouvelle paire de gants.
10. Fermer le bas de la capsule à l'aide du bouchon prévu à cet effet et la détacher du tuyau.
11. Placer l'entonnoir sur le haut de la capsule et verser doucement le tampon de conservation jusqu'à atteindre le haut de la capsule.
12. Fermer le haut de la capsule à l'aide du second bouchon (bien l'insérer pour éviter toute fuite). Retourner le filtre, enlever le bouchon du bas et verser le reste du tampon de conservation à l'aide de l'entonnoir.
13. Refermer le bas de la capsule puis agiter vigoureusement pendant environ 1 min, en mettant la capsule dans le sens horizontal et en la faisant pivoter régulièrement.
14. Renseigner la date de prélèvement, le nom du préleveur et le temps total de filtration sur les deux étiquettes à l'aide d'un marqueur indélébile (non fourni).
15. Ranger la capsule dans sa boîte.
16. Prendre une nouvelle paire de gants dans le sachet « Vampir tubing kit ».
17. Sortir la deuxième capsule de sa boîte et coller l'étiquette correspondante. Insérer la capsule sur le tuyau en respectant le sens d'écoulement puis la fixer sur le côté du portoir.
18. Répéter les étapes 7 à 15.
19. Stocker les capsules à température ambiante en évitant les fortes variations de température et les renvoyer à SPYGEN sous un délai d'1 mois.

www.spygen.com

Annexe 6 : Protocole d'échantillonnage des tissus de poissons transmis par Spygen

SPYGEN®

PROTOCOLE D'ECHANTILLONNAGE

Protocole d'échantillonnage de nageoire sur poisson mort

MATÉRIEL À UTILISER

- Pour chaque poisson :
  - Une paire de gants,
  - Une lame de scalpel (non fourni),
  - Un tube de 2 mL contenant de l'éthanol.
- Pour chaque espèce, plusieurs individus provenant de populations différentes sont demandés (entre 3 et 4).
- En cas de doute sur la mise en œuvre de ce protocole, contacter SPYGEN par téléphone au 04.79.26.15.83 ou par email à contact@spygen.com.

PROTOCOLE

1. Mettre une nouvelle paire de gants.
2. A l'aide de la lame de scalpel, couper un bout de nageoire du poisson d'intérêt (inférieur à 1 cm^2).
3. Déposer le bout de nageoire dans le tube de 2 mL. Le bout de nageoire doit être totalement immergé dans l'éthanol. Faire attention à bien revisser le tube de façon à éviter toute fuite ou toute évaporation d'éthanol.
4. A l'aide d'un marqueur indélébile (non fourni), annoter le côté du tube avec le nom de l'espèce et un code unique. Reprendre sur une feuille annexe ce code, et renseigner à nouveau le nom de l'espèce, ainsi que le nom du préleveur, le lieu et la date du prélèvement.
5. Répéter les étapes 1 à 4 pour chacun des poissons.
6. Renvoyer tous les tubes ainsi que la feuille annexe à SPYGEN dans l'enveloppe fournie. Si possible, envoyer également les informations relatives aux échantillons sous format électronique.

www.spygen.com

PROTOCOLE D'ECHANTILLONNAGE

SPYGEN®

Protocole d'échantillonnage de nageoire sur poisson vivant

MATÉRIEL À UTILISER

- Matériel général :
  - Une paire de ciseaux (non fournie),
  - Un flacon de 40 ml contenant de l'éthanol (non fournie),
  - Un briquet (non fourni),
  - Un marqueur indélébile (non fourni).
- Pour chaque poisson :
  - Une paire de gants,
  - Un tube de 2 ml contenant de l'éthanol.
- Pour chaque espèce de poisson, 3 à 4 individus provenant de populations différentes sont demandés.
- En cas de doute sur la mise en œuvre de ce protocole, contacter SPYGEN au 04.79.26.15.83 ou par email à contact@spygen.com.

PROTOCOLE

1. Mettre une nouvelle paire de gants.
2. Plonger les ciseaux dans le flacon d'éthanol puis les passer au-dessus d'une flamme de façon à supprimer toute trace d'ADN préexistante sur les ciseaux. Répéter ces opérations deux fois.

   NB : Faire attention à ce que les ciseaux ne soient plus enflammés avant de les replonger dans l'éthanol. Si l'éthanol à l'intérieur du flacon s'enflamme, fermer immédiatement le flacon avec son bouchon (afin de stopper l'arrivée d'air et d'arrêter les flammes).
3. Couper un bout de nageoire du poisson d'intérêt (inférieur à 1 cm^2), en choisissant la nageoire qui handicapera le moins le poisson.
4. Déposer le bout de nageoire dans le tube de 2ml. Le bout de nageoire doit être totalement immergé dans l'éthanol. Faire attention à bien revisser le tube de façon à éviter toute fuite ou toute évaporation d'éthanol.
5. A l'aide d'un marqueur indélébile, annoter le côté du tube avec le nom de l'espèce et un code unique. Reprendre sur une feuille annexe ce code, et renseigner à nouveau le nom de l'espèce, ainsi que le nom du préleveur, le lieu et la date du prélèvement.
6. Répéter les étapes 1 à 5 pour chacun des poissons.
7. Renvoyer tous les tubes ainsi que la feuille annexe à SPYGEN dans l'enveloppe fournie. Si possible, envoyer également les informations relatives aux échantillons sous format électronique.

www.spygen.com

Annexe 7 : Liste des échantillons prélevés pour la constitution de la BDD de référence

		Nb d'échantillons (individus entiers, portion d'individus, morceau de nageoires)	
Espèces prélevées	Poissons(P) ou Crustacés (C)	A la faveur de pêche électrique réalisées par le PNG	Lors de la campagne de carême GUAD3E
Agonostomus monticola	P	3	
Ancistrus triradiatus	P	1	
Anguilla rostrata	P	4	
Atya innocous	C	3	2
Atya scabra	C	3	2
Awaous Banana	P	2	
Ctenogobius fasciatus	P	1	
Dormitator maculatus	P	4	
Eleotris perniger	P	5	
Arcos nudus	P	3	
Gobiomorus dormitor	P	4	
Guinotia dentata	C	3	
Jonga serrei	C	4	1
Macrobrachium acanthurus	C	3	2
Macrobrachium carcinus	C	3	2
Macrobrachium crenulatum	C	3	3
Macrobrachium faustinum	C	4	4
Macrobrachium heterochirus	C	3	2
Micratya poeyi	C	3	
Microphis brachyrus	C	5	
Mugil curema	P		4
Oerochromis sp. (O. mossambicus?)	P	3	
Palaemon pandaliformis	C	4	
Poecilia vivipara	P	6	
Poecilia reticulata	P	4	
Pomadasys croco	P	2	1
Potimirim glabra	C	4	1
Potimirim potimirim	C	4	3
Probopyrus pandalicola	C		3
Sicydium_plumieri	P	4	6
Sicydium punctatum	P	3	
Sicydium sp. (orange)	P		1
Sicydium sp. (juvénile et œufs)	P		2
Xiphocaris elongata rostre court	C	3	1
Xiphocaris elongata rostre long	C	3	3
Crustacé indéterminé (très petite taille)	C		3
Total		104	46

Annexe 8 : Liste des espèces achetées en magasin et prélevées

Espèces achetées en magasin d'aquariophilie en Guadeloupe	Nb d'échantillons (individus entiers, portion d'individus, morceau de nageoires)
Ancistrus cyrrhosus	1
Ancistrus dolichopterus	1
Branchydanio frankei voile	1
Cambarellus Patzuarensi (orange)	1
Danio rerio	1
Hypostomus plecostomus	1
Molly safran	1
Plecostomus gibbiceps	1
Poecilia reticulata	2
Polypterus endlicheri	1
Xiphophorus Hellerii	2
Total	13

Annexe 9 : Liste des rivières dont sont issus les échantillons prélevés pour la constitution de la BDD de référence

Lieu de prélèvement Espèce	Nb d'échantillons (PNG)	Nb d'échantillons (GUAD3E)
CANAL LEPELLETIER		
Guinotia dentata	1	
FAJOU		
Poecilia vivipara	3	
GRANDE RIV. DE VIEUX-HABITANTS		
Oerochromis sp. (O. mossambicus?)	3	
RAV BORINNE		
Ancistrus triradiatus	1	
Guinotia dentata	2	
Poecilia reticultata	1	
Poecilia vivipara	1	
RAVINE GRAND BOUCAN		
Dormitator maculatus	3	
Eleotris perniger	1	
Poecilia vivipara	1	
RIVIERE PEROU		
Palaemon pandaliformis	1	
RIVIERE BANANIER		
Atya innocous	1	
Atya scabra	1	
Eleotris perniger	1	
Macrobrachium acanthurus	1	
Macrobrachium carcinus	1	
Macrobrachium crenulatum	1	
Macrobrachium faustinum	1	
Macrobrachium heterochirus	1	
Micratya poeyi	1	
Sicydium plumieri	1	
Sicydium punctatum	1	
Xiphocaris elongata rostre long	1	
RIVIERE BEAUGENDRE		
Awaous Banana	1	
Crustacés indéterminé		2
Ctenogobius fasciatus	1	
Microphis brachyrus	1	
Mugil curema		3
Pomadasys croco	1	
Sicydium plumieri		1
Sicydium sp.		1
RIVIERE GRANDE ANSE		
Atya scabra	1	
Eleotris perniger	1	
Macrobrachium acanthurus	1	
Macrobrachium carcinus	1	
Macrobrachium crenulatum	1	
Macrobrachium faustinum	1	
Macrobrachium heterochirus	1	
Xiphocaris elongata rostre long	1	
RIVIERE GRANDE PLAINE		
Macrobrachium crenulatum	1	

Lieu de prélèvement Espèce	Nb d'échantillons (PNG)	Nb d'échantillons (GUAD3E)
RIVIERE PEROU		
Atya innocous	1	
Atya scabra	1	
Macrobrachium faustinum	1	
Macrobrachium heterochirus	1	
Micratya poeyi	1	
Potimirim glabra	1	
Sicydium plumieri	1	
Sicydium punctatum	1	
Sicydium sp.		1
Xiphocaris elongata rostre court	1	
RIVIERE PETITE PLAINE		
Gobiesox nudus	1	
Gobiomorus dormitor	1	
Jonga serrei	1	
Microphis brachyrus	1	
RIVIERE SARCELLE	1	
Potimirim potimirim	1	
RIVIERE VIEUX FORT	5	
Agonostomus monticola	1	
Anguilla rostrata	1	
Gobiesox nudus	1	
Gobiomorus dormitor	1	
Potimirim potimirim	1	
RIVIERE ZIOTTE		
Agonostomus monticola	1	
Atya innocous		1
Gobiomorus dormitor	1	
Jonga serrei		1
Macrobrachium acanthurus		1
Macrobrachium carcinus		1
Macrobrachium crenulatum		1
Macrobrachium faustinum		1
Macrobrachium heterochirus		1
Potimirim glabra		1
Sicydium plumieri	1	
Sicydium punctatum	1	
Xiphocaris elongata rostre court		1
RIVIERE BEAUGENDRE		
Anguilla rostrata	1	
RIVIERE DUPLESSIS	2	
Xiphocaris elongata rostre court	2	
RIVIERE GRAND CARBET	1	
Awaous Banana	1	
RIVIERE GRANDE ANSE	1	
Jonga Serrei	1	
RIVIERE NOGENT	2	
Anguilla rostrata	2	
SOURCE DE POUCET	3	
Poecilia reticultata	3	

RIVIERE GROSSE CORDE		
Potimirim glabra	2	
RIVIERE LAMENTIN		
Eleotris perniger	1	
Gobiomorus dormitor	1	
Macrobrachium acanthurus	1	
Macrobrachium faustinum	1	
Micratya poeyi	1	
Microphis brachyrus	1	
Palaemon pandaliformis	1	
Poecilia vivipara	1	
Potimirim glabra	1	
Potimirim potimirim	1	
Xiphocaris elongata rostre long	1	
RIVIERE LEZARDE		
Dormitator maculatus	1	
Eleotris perniger	1	
Jonga serrei	2	
Macrobrachium carcinus	1	
Microphis brachyrus	2	
Palaemon pandaliformis	2	
Potimirim potimirim	1	
RIVIERE LOSTAU		
Pomadasys croco	1	
RIVIERE NOGENT		
Agonostomus monticola	1	
Atya innocous	1	
Gobiesox nudus	1	
Macrobrachium acanthurus		1
Macrobrachium crenulatum		1
Macrobrachium faustinum		1
Potimirim potimirim		1
Sicydium plumieri	1	1
Xiphocaris elongata rostre long		1

GRANDE RIVIERE DE CAPESTERRE		8
Atya innocous		1
Atya scabra		1
Macrobrachium carcinus		1
Macrobrachium crenulatum		1
Macrobrachium faustinum		1
Macrobrachium heterochirus		1
Sicydium plumieri		1
Xiphocaris elongata rostre long		1
RIVIERE BAILLIF		2
Sicydium plumieri		1
Sicydium sp. (orange)		1
RIVIERE DES PERES		4
Crustacés indéterminé		1
Mugil curema		1
Podomosys croco		1
Sicydium plumieri		1
RIVIERE MOUSTIQUE PETIT-BOURG		9
Atya scabra		1
Macrobrachium faustinum		1
Potimirim potimirim		2
Prebopyrus pandalicola		3
Sicydium plumieri		1
Xiphocaris elongata rostre long		1

Annexe 10 : Conditions d'interventions lors de la campagne de carême

Rivière	Station	Date d'intervention	Hydrologie	Météo jours de l'intervention	Météo jours précédents
Vieux-Habitants	Aval	17/04/2019	Moyennes eaux	Sec et couvert	Sec et ensoleillé
	Amont	18/04/2019	Moyennes eaux	Sec et ensoleillé	Sec et couvert
Des Pères	Aval	13/02/2019	Basses eaux	Sec et ensoleillé	Sec et ensoleillé
	Amont	23/04/2019	Basses eaux	Sec et couvert	Pluie
Capesterre	Aval	19/02/2019	Basses eaux	Sec et ensoleillé	Pluie
	Amont	24/04/2019	Basses eaux	Sec et ensoleillé	Pluie
Beaugendre	Aval	11/02/2019	Moyennes eaux	Sec et couvert	Pluie
	Amont	28/02/2019	Moyennes eaux	Sec et couvert	Sec et couvert
Nogent	Aval	16/02/2019	Moyennes eaux	Sec et ensoleillé	Sec et couvert
	Amont	25/04/2019	Basses eaux	Sec et couvert	Sec et couvert
Moustique	Aval	15/02/2019	Moyennes eaux	Sec et couvert	Sec et ensoleillé
	Amont	21/02/2019	Basses eaux	Sec et couvert	Sec et ensoleillé
Bananier	Aval	12/02/2019	Moyennes eaux	Sec et couvert	Pluie
	Amont	02/03/2019	Basses eaux	Sec et couvert	Sec et couvert
Ziotte	Aval	22/02/2019	Basses eaux	Pluie	Sec et couvert
	Amont	18/02/2019	Moyennes eaux	Sec et ensoleillé	Sec et ensoleillé
Baillif	Aval	14/02/2019	Moyennes eaux	Sec et ensoleillé	Sec et ensoleillé
	Amont	01/03/2019	Moyennes eaux	Sec et couvert	Sec et couvert

*Annexe 11 : Informations descriptives de la station (les valeurs de débit avec des * sont aberrantes)*

Rivière	Station	Date d'intervention	Conductivité (en µs/cm)	Température de l'eau (en °C)	pH	Oxygène dissous (en %)	Débit (en L/s)	Présence de produits ligneux	Présence de boues	Présence de matière en suspension	ombre
Vieux-Habitants	Aval	17/04/2019	67	23.0	7.4	98.0	1350	non	non	limpide	Semi ouvert
	Amont	18/04/2019	51	20.0	7.6	98.2	cf .deal	non	non	limpide	ouvert
Des Pères	Aval	13/02/2019	195	23.1	8.0	99.0	NA*	non	non	limpide	ouvert
	Amont	23/04/2019	64	19.5	8.0	98.4	388	non	non	limpide	ouvert
Capesterre	Aval	19/02/2019	69	22.5	8.4	99.0	602	non	non	limpide	ouvert
	Amont	24/04/2019	52	21.1	7.1	98.2	cf .deal	non	non	limpide	ouvert
Beaugendre	Aval	11/02/2019	127	23.8	7.8	94.8	188	non	non	limpide	Semi ouvert
	Amont	28/02/2019	118	20.8	7.5	99.2	154	non	non	limpide	Semi ouvert
Nogent	Aval	16/02/2019	157	23.6	7.9	94.8	180*	oui	non	légèrement trouble	completement ombragé
	Amont	25/04/2019	117	24.7	7.3	99.8	18.3	oui	non	légèrement trouble	Semi ouvert
Moustique	Aval	15/02/2019	79	22.4	8.2	95.5	991	oui	non	limpide	ouvert
	Amont	21/02/2019	69	22.6	8.3	97.5	394	non	non	limpide	ouvert
Bananier	Aval	12/02/2019	202	24.2	7.4	94.0	177	oui	non	limpide	Semi ouvert
	Amont	02/03/2019	220	23.9	7.3	96.0	108	oui	non	limpide	ouvert
Ziotte	Aval	22/02/2019	317	23.0	8.2	87.4	NA	oui	non	limpide	Semi ouvert
	Amont	18/02/2019	NA	22.7	7.7	NA	5*	oui	non	limpide	completement ombragé
Baillif	Aval	14/02/2019	77	24.8	8.1	89.8	NA	oui	non	limpide	Semi ouvert
	Amont	01/03/2019	67	20.2	8.1	97.9	24	non	non	limpide	ouvert

Données en attente

Annexe 12 : Caractéristiques techniques en lien avec les opérations de pêches électriques

Rivière	Station	Date d'intervention	Conductivité (en µs/cm)	Type de courant	Voltage (en V)	Fréquence (en Hz)	largeur moyenne de la station (en m)
Vieux-Habitants	Aval	17/04/2019	67.0	Pulsé	1000	16	11
	Amont	18/04/2019	51.0	Pulsé	1000	16	17
Des Pères	Aval	13/02/2019	195.0	Pulsé	500	16	22
	Amont	23/04/2019	64.0	Pulsé	750	16	8
Capesterre	Aval	19/02/2019	69.0	Pulsé	500	16	35
	Amont	24/04/2019	52.0	Pulsé	750	16	8
Beaugendre	Aval	11/02/2019	127.0	Pulsé	750	16	37
	Amont	28/02/2019	118.0	Continu	250	16	5
Nogent	Aval	16/02/2019	157.0	Pulsé	500	16	5
	Amont	25/04/2019	117.0	Continu	250	16	8
Moustique	Aval	15/02/2019	79.0	Pulsé	500	16	15
	Amont	21/02/2019	69.0	Pulsé	500	16	19
Bananier	Aval	12/02/2019	202.0	Continu	250	16	4
	Amont	02/03/2019	220.0	Pulsé	500	16	5
Ziotte	Aval	22/02/2019	317.0	Continu	250	16	3
	Amont	18/02/2019	0.0	Continu	250	16	5
Baillif	Aval	14/02/2019	77.0	Pulsé	500	16	12
	Amont	01/03/2019	67.0	Pulsé	500	16	8

Annexe 13 : Commentaires relatifs à chaque prélèvement ADNe

Rivière	Station	Date	N° Réplicat terrain	Code SPYGEN	Volume filtré (en L)	Nom du préleveur	Commentaires (prélèvements ADNe et pêche électrique)
Grande Rivière de Vieux-Habitants	aval	17/04/2019	1	SPY182788	29	Joevin Marquès	Remarque pêche électrique: Faciès assez uniforme (rapide)
			2	SPY182748	s.o.	Marion Labeille	
			3	SPY182743	s.o.	Marie Robert	Pain, fruits déversés dans l'eau (uniquement N°3) et présence de cabrits et déchets alimentaires (pour les 3 répliquats)
	amont	18/04/2019	1	SPY182774	45	Joevin Marquès	Passage régulier sur la prise d'eau et désableur nettoyé pendant le prélèvement
			2	SPY182765	s.o.	Marie Robert	Remarque pêche électrique: Pêche uniquement en rive droite
			3	SPY182723	s.o.	Marion Labeille	
Rivière Des Pères	aval	13/02/2019	1	SPY182789	35	Estelle Lefrançois	Remarque pêche électrique: la pêche semble peu efficace
			2	SPY182730	s.o.	Marion Labeille	
			3	SPY182780	s.o.	Joevin Marquès	
	amont	23/04/2019	1	SPY182770	40	Marion Labeille	Remarque pêche électrique: Pluie moyenne à la fin et pas de points complémentaires
			2	SPY182776	s.o.	Marie Robert	
			3	SPY182764	s.o.	Joevin Marquès	
Grande Rivière de Capesterre	aval	19/02/2019	1	SPY182792	51	Joevin Marquès	
			2	SPY182783	s.o.	Marion Labeille	
			3	SPY182786	s.o.	Marie Robert	Problème de pompe pendant ce réplicat
	amont	24/04/2019	1	SPY182775	47	Marion Labeille	
			2	SPY182749	s.o.	Marie Robert	Remarque pêche électrique: Début de crue à la fin des points complémentaires
			3	SPY182769	s.o.	Marion Labeille	
Rivière Beaugendre	aval	11/02/2019	1	SPY182794	40	Estelle Lefrançois	
			2	SPY182744	s.o.	Marion Labeille	Circulation d'air dans le mauvais sens
			3	SPY182719	s.o.	Estelle Lefrançois	
	amont	28/02/2019	1	SPY182771	45	Marion Labeille	Crabe cirique au pied de la pompe tout le prélèvement
			2	SPY182750	s.o.	Joevin Marquès	
			3	SPY182756	s.o.	Joevin Marquès	
Rivière Nogent	aval	16/02/2019	1	SPY182736	25	Joevin Marquès	Réplicat 1 et 2 : colmatage à 13 minutes 3 fois de suite. Réduction du débit de pompage - filtration durant 30 minutes au total
			2	SPY182741	s.o.	Estelle Lefrançois	
			3	SPY182720	s.o.	Joevin Marquès	Remarque pêche electrique: Zone de plat importante
	amont	25/04/2019	1	SPY182739	19	Marie Robert	
			2	SPY182728	s.o.	Marie Robert	10 min de prélèvement, risque de contamination lors de la remise du tuyau
			3	SPY182759	s.o.	Joevin Marquès	
Rivière Moustique	aval	15/02/2019	1	SPY182724	37	Marion Labeille	Pluie pendant les prélèvements
			2	SPY182785	s.o.	Estelle Lefrançois	
			3	SPY182747	s.o.	Marion Labeille	Remarque pêche électrique: pluie par intermittence
	amont	21/02/2019	1	SPY182725	39	Joevin Marquès	
			2	SPY182740	s.o.	Estelle Lefrançois	
			3	SPY182790	s.o.	Estelle Lefrançois	
Rivière Bananier	aval	12/02/2019	1	SPY182735	32	Marie Robert	
			2	SPY182745	s.o.	Joevin Marquès	
			3	SPY182779	s.o.	Joevin Marquès	
	amont	02/03/2019	1	SPY182742	39	Marie Robert	Pluie + présence d'ouvriers en amont pour défrichage de la zone
			2	SPY182767	s.o.	Marion Labeille	
			3	SPY182777	s.o.	Marion Labeille	
Rivière Ziotte	aval	22/02/2019	1	SPY182755	28	Joevin Marquès	Bruine au début et colmatage à 16 minutes
		22/02/2019	2	SPY182753	s.o.	Marie Robert	Pluie pendant le prélèvement et réduction du débit de pompage à 12 min La totalité du tampon n'a pas été versée dans la capsule car renversé sur le terrain
		22/02/2019	3	SPY182768	s.o.	Joevin Marquès	Pompage réduit
	amont	18/02/2019	1	SPY182782	38	Joevin Marquès	Colmatage au bout de 15 min. Réduction du débit de pompage
		18/02/2019	2	SPY182781	s.o.	Estelle Lefrançois	
		18/02/2019	3	SPY182787	s.o.	Marie Robert	
Rivière Baillif	aval	14/02/2019	1	SPY182784	29	Marie Robert	Tuyau percé pendant le prélèvement Nuages de poussière pendant prélèvement
		14/02/2019	2	SPY182737	s.o.	Joevin Marquès	En général d'après les riverains relargage fréquent d'huile à bokit
		14/02/2019	3	SPY182791	s.o.	Marion Labeille	
	amont	01/03/2019	1	SPY182758	31	Marie Robert	
		01/03/2019	2	SPY182766	s.o.	Marion Labeille	Carole S
		01/03/2019	3	SPY182757	s.o.	Joevin Marquès	Lilian C

Annexe 14 : Liste des espèces et nombre de tissus validés pour la base de données de référence à partir du premier lot de tissus transmis à Spygen

Poissons		Crustacés	
Espèces	**Nb individus OK**	**Espèces**	**Nb individus OK**
Agonostomus monticola	3	*Atya innocous*	3
Ancistrus cirrhosus	1	*Atya scabra*	3
Ancistrus dolichopterus	1	*Cambarellus patzcuarensis*	1
Ancistrus triradiatus	1	*Guinotia dentata*	3
Anguilla rostrata	4	*Jonga serrei*	4
Arcos nudus	3	*Macrobrachium acanthurus*	3
Awaous banana	2	*Macrobrachium carcinus*	3
Ctenogobius fasciatus	1	*Macrobrachium crenulatum*	3
Danio rerio	2	*Macrobrachium faustinum*	4
Dormitator maculatus	4	*Macrobrachium heterochirus*	3
Eleotris perniger	5	*Micratya poeyi*	3
Gobiomorus dormitor	4	*Palaemon pandaliformis*	4
Hypostomus plecostomus	1	*Potimirim glabra*	4
Microphis brachyurus	5	*Potimirim potimirim*	4
Oreochromis sp.	3	*Xiphocaris elongata*	6
Poecilia reticulata	6		
Poecilia sphenops	1		
Poecilia vivipara	6		
Polypterus endlicherii	1		
Pterygoplichthys gibbiceps	1		
Pomadasys crocro	2		
Sicydium plumieri	4		
Sicydium punctatum	3		
Xiphophorus hellerii	2		

Annexe 15 : Résultats des pêches électriques réalisées durant la campagne de terrain en saison de carême

Espèces \ stations		Grande rivière Vieux Habitants				Rivière des Pères				Grande rivière de Capesterre				Rivière Beaugendre				Rivière Nogent			
		aval		amont		aval		amont		aval		amont		aval		amont		aval		amont	
Catégorie	Espèces	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)
Poissons	*Agonostomus monticola*	7	18	7	98	47	46							16	377			2	15		
	Ancistrus triradiatus																				
	Anguilla rostrata	1	0															2	0		
	Arcos nudus	15	96	3	79	6	45							21	71			2	9		
	Awaous banana																				
	Ctenogobius sp.																				
	Dormitator maculatus																				
	Eleotris perniger	1	5			1	2			1	9			33	500			19	40		
	Gobiomorus dormitor	1	0											2	280			1	0		
	Microphis brachyurus													1	0						
	Mugil curema					6	4							16	9			1	1		
	*Mugil rouge**													7	5						
	Oerochromis mossambicus																				
	Poecilia reticulata																				
	Poecilia vivipara																				
	Pomadasys Crocro																				
	Sicydium juvénile					84	16			56	12										
	*Sicydium orange**					7	2							1	1						
	Sicydium plumieri	1	29	9	213	33	260	7	114	15	34	14	85	8	24	1	1	9	15		
	Sicydium punctatum	4	0	23	67	43	59	127	249	37	20	87	53	1	0.5	7	4	6	4	7	3
	Xiphophorus hellerii																				
	Richesse spécifique	7		4		7		2		3		2		10		2		8		1	
Crustacés	*Atya innocous*							577	3266	26	29	467	1091.1			154	501			78	165
	Atya juvénile	2300	23			4	0	34	10	277	61	43	11	3	0	47	11	11	1	22	3
	Atya scabra	1	5			1	7			623	1344	53	81	1	1	3	4			1	1
	*Gammare**													34	0						
	Guinotia dentata															1	1				
	Jonga serrei																				
	Macrobrachium acanthurus																	1	1		
	Macrobrachium carcinus	1	252							1	2										
	Macrobrachium crenulatum									1	8	4	52			2	23	1	3		
	Macrobrachium faustinum					14	23			27	25	8	10	5	6	1	8	65	52	12	9
	Macrobrachium heterochirus	1	0	7	85	2	2	11	180	47	171	87	245	1	4	10	53	1	1		
	Macrobrachium juvénile	34	0			27	3			334	54			67	1	6	1			10	1
	Micratya poeyi	1443	29	91	23	157	4			2608	144	1175	169	349	3	662	101	375	11	496	45
	Palaemon pandaliformis																				
	Potimirim glabra											1	0							28	4
	Potimirim potimirim																	2	1	1	0
	Xiphocaris elongata rostre court											5	6			5	7			274	203
	Xiphocaris elongata rostre long	2	0			1	0			38	20							42	14		
	Xiphocaris elongata sp.																				
	Richesse spécifique	5		2		5		2		8		8		5		8		8		7	
Total (effectif et masse)		3812	457	140	565	433	473	756	3819	4091	1933	1944	1803.1	566	1282.5	899	715	540	168	929	434
Richesse spécifique totale		12		6		12		4		11		10		15		10		16		8	

*attente de confirmation génétique pour le nom de l'espèce

Espèces \ stations		Rivière Moustique				Rivière Bananier				Rivière Ziotte				Rivière Baillif				Nombre d'individus pêchés sur les 18 stations
		aval		amont		aval		amont		aval		amont		aval		amont		
Catégorie	Espèces	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	
Poissons	*Agonostomus monticola*	2	31							1	0			31	36			113
	Ancistrus triradiatus																	0
	Anguilla rostrata																	3
	Arcos nudus	1	12							1	0			1	8			50
	Awaous banana																	0
	Ctenogobius sp.																	0
	Dormitator maculatus																	0
	Eleotris perniger	4	65			34	659			27	79			32	503			152
	Gobiomorus dormitor									10	291							14
	Microphis brachyurus																	1
	Mugil curema					1	1											24
	*Mugil rouge**																	7
	Oerochromis mossambicus																	0
	Poecilia reticulata							1	1							30	7	31
	Poecilia vivipara																	0
	Pomadasys Crocro																	0
	Sicydium juvénile													298	55			438
	*Sicydium orange**																	8
	Sicydium plumieri	2	36	4	217	3	8	13	28					58	309			177
	Sicydium punctatum	2	3	12	46	3	3	81	69	1	1	7	8	198	163	54	37	700
	Xiphophorus hellerii															10	4	10
	Richesse spécifique	5		2		4		3		5		1		5		3		
Crustacés	*Atya innocous*	8	4	1	1	7	5	1604	5476			158	224			679	2095	3759
	Atya juvénile	6	0			4	0	584	247	1	0	309	68	55	8	230	66	3930
	Atya scabra	3	3	1	1	22	35	36	45	1	0			2	7			748
	*Gammare**																	34
	Guinotia dentata															3	119	4
	Jonga serrei					1	0			4	1							5
	Macrobrachium acanthurus					9	60			4	6							14
	Macrobrachium carcinus					2	96					1	43					5
	Macrobrachium crenulatum					4	20	15	131	1	0			1	5			29
	Macrobrachium faustinum	63	82	15	37	67	50	135	212	39	20	21	46	200	291			672
	Macrobrachium heterochirus	6	61			11	31	104	234			7	10	13	74	4	17	312
	Macrobrachium juvénile	404	62	5	1	1218	181	429	139	228	28	9	4	299	71			3070
	Micratya poeyi	4594	455	1261	206	44	0	1250	125			155	8	152	6			14812
	Palaemon pandaliformis																	0
	Potimirim glabra							14	1			56	8			3	1	102
	Potimirim potimirim	1	0	1	1													5
	Xiphocaris elongata rostre court							368	270			88	50					740
	Xiphocaris elongata rostre long			5	8													88
	Xiphocaris elongata sp.	1	0			304	63			55	1			21	1			381
	Richesse spécifique	7		6		10		8		6		7		6		4		
Total (effectif et masse)		5097	814	1305	518	1734	1212	4634	6978	373	427	811	469	1361	1537	1013	2346	
Richesse spécifique totale		12		8		14		11		11		8		11		7		

*attente de confirmation génétique pour le nom de l'espèce

Annexe 16 : Résultats des analyses ADNe réalisées durant la campagne de terrain en saison de carême

Catégorie	Nom scientifique	Base de référence	Grande rivière de Capesterre aval		Rivière Baillif amont		Rivière Baillif aval		Rivière Bananier amont		Rivière Bananier aval		Rivière Beaugendre amont		Rivière Beaugendre aval	
			Abondance des espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance des espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance des espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance des espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance des espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance des espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance des espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces
Poissons	*Agonostomus monticola*	Guadeloupe					6.34%	43 103			0.03%	545	0.68%	11 672	21.06%	348 233
	Ancistrus triradiatus	Guadeloupe														
	Anguilla rostrata	Guadeloupe									0.48%	9 420				
	Anguilla sp.	GenBank														
	Arcos nudus	Guadeloupe													7.26%	120 067
	Awaous banana	Guadeloupe					3.66%	24 916			5.50%	107 701			0.27%	4 412
	Coryphaena hippurus	GenBank					0.01%	88								
	Ctenogobius sp.	Guadeloupe														
	Cyprinidae sp.	GenBank					0.01%	59							0.06%	1 042
	Dormitator maculatus	Guadeloupe														
	Eleotris perniger	Guadeloupe	1.33%	13 826			5.49%	37 341			15.05%	294 649			1.08%	17 892
	Gobiomorus dormitor	Guadeloupe													0.04%	718
	Halichoeres maculipinna	GenBank														
	Istiophoridae sp.	GenBank														
	Lutjanus sp1.	GenBank													0.01%	138
	Lutjanus sp2.	GenBank														
	Lutjanus sp3.	GenBank													0.09%	1 545
	Microphis brachyurus	Guadeloupe									0.84%	16 424				
	Mugil curema	NA														
	*Mugil rouge**	NA														
	Mulloidichthys sp.	GenBank														
	Oreochromis sp.	Guadeloupe														
	Poecilia reticulata	Guadeloupe			1.65%	44 052			0.69%	8 163	7.13%	139 547				
	Poecilia vivipara															
	Pomadasys crocro	Guadeloupe														
	*Sicydium orange**	NA														
	Sicydium plumieri	Guadeloupe	27.29%	283 569			21.81%	148 305	19.16%	227 118	15.95%	312 244	18.66%	319 642	4.40%	72 698
	Sicydium punctatum	Guadeloupe	37.48%	389 445	28.42%	759 885	39.29%	267 221	32.87%	389 740	14.48%	283 560	17.29%	296 293		
	Sparisoma chrysopterum	GenBank													0.12%	1 955
	Thunnus sp.	GenBank														
	Xiphophorus hellerii	Guadeloupe			2.48%	66 363			0.41%	4 890	3.78%	74 021				
	Richesse spécifique en poissons		3		3		7		4		9		3		10	
Crustacés	*Atya innocous*	Guadeloupe	4.52%	46 921	61.38%	1 640 984	1.91%	13 014	35.14%	416 573	8.29%	162 377	37.69%	645 731	11.06%	182 978
	Atya lanipes	GenBank														
	Atya scabra	Guadeloupe	18.19%	189 062			4.58%	31 116			7.35%	144 009	1.09%	18 622	11.95%	197 597
	Callinectes sapidus	GenBank														
	Cardisoma guanhumi	GenBank														
	Cardisoma sp.	GenBank														
	*Gammare**	NA														
	Guinotia dentata	Guadeloupe	0.09%	950	6.06%	161 921			0.73%	8 650	1.26%	24 740	2.67%	45 772		
	Jonga serrei	Guadeloupe									0.05%	941				
	Macrobrachium acanthurus	Guadeloupe									0.07%	1 368				
	Macrobrachium carcinus	Guadeloupe	0.10%	1 022			0.76%	5 168	0.11%	1 316	1.15%	22 477	1.15%	19 679		
	Macrobrachium crenulatum	Guadeloupe	0.88%	9 121			1.02%	6 941	0.78%	9 223	1.47%	28 834	3.09%	52 955	1.07%	17 763
	Macrobrachium faustinum	Guadeloupe	0.25%	2 583			3.89%	26 444	1.02%	12 079	0.98%	19 096			1.63%	27 037
	Macrobrachium heterochirus	Guadeloupe	1.37%	14 272	0.01%	270	1.71%	11 653	2.30%	27 248	0.59%	11 592	3.34%	57 195	1.11%	18 423
	Macrobrachium sp.	GenBank											0.01%	126		
	Micratya poeyi	Guadeloupe	8.44%	87 653			9.51%	64 646	6.33%	74 989	14.52%	284 337	14.33%	245 551	38.65%	639 165
	Ocypode quadrata	GenBank														
	Palaemon pandaliformis	Guadeloupe														
	Panulirus argus	GenBank														
	Potimirim glabra	Guadeloupe	0.06%	664			0.01%	48	0.28%	3 376	0.76%	14 836			0.13%	2 079
	Potimirim potimirim	Guadeloupe									0.09%	1 712				
	Xiphocaris elongata	Guadeloupe							0.19%	2 212	0.18%	3 603				
	Richesse spécifique en poissons		9		3		8		9		13		8		7	
Total (abondance et nombre de séquences ADN)			400%	1 039 088	400%	2 673 475	800%	680 063	500%	1 185 577	1000%	1 958 033	400%	1 713 238	1100%	1 653 742
Richesse spécifique totale			12		6		15		13		22		11		17	

Catégorie	Nom scientifique	Base de référence	Rivière La Moustique amont		Rivière La Moustique aval		Rivière Ziotte amont		Rivière Ziotte aval		Rivière Desperes aval		Rivière Nogent aval		Nb total de séquences ADN détectées par espèces sur les 13 stations
			Abondance des espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance des espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance des espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance des espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance des espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance des espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	
Poissons	*Agonostomus monticola*	Guadeloupe	17.03%	199 805	4.00%	35 174			24.25%	314 824	19.41%	197 885	44.05%	583 822	1 735 063
	Ancistrus triradiatus	Guadeloupe													0
	Anguilla rostrata	Guadeloupe			0.19%	1 662			1.20%	15 614			1.15%	15 267	41 963
	Anguilla sp.	GenBank							0.02%	278					278
	Arcos nudus	Guadeloupe	1.79%	20 997	3.77%	33 133			3.16%	41 054	6.27%	63 952	1.08%	14 346	293 549
	Awaous banana	Guadeloupe			2.52%	22 156			13.31%	172 791			10.14%	134 365	466 341
	Coryphaena hippurus	GenBank									0.04%	452			540
	Ctenogobius sp.	Guadeloupe													0
	Cyprinidae sp.	GenBank											0.04%	522	1 623
	Dormitator maculatus	Guadeloupe													0
	Eleotris perniger	Guadeloupe			1.74%	15 314			16.69%	216 764			4.02%	53 221	649 007
	Gobiomorus dormitor	Guadeloupe							14.07%	182 696			7.01%	92 956	276 370
	Halichoeres maculipinna	GenBank									0.17%	1 745			1 745
	Istiophoridae sp.	GenBank									0.02%	179			179
	Lutjanus sp1.	GenBank													138
	Lutjanus sp2.	GenBank									0.05%	538			538
	Lutjanus sp3.	GenBank													1 545
	Microphis brachyurus	Guadeloupe													16 424
	Mugil curema	NA													0
	*Mugil rouge**	NA													0
	Mulloidichthys sp.	GenBank									0.09%	945			945
	Oreochromis sp.	Guadeloupe			0.95%	8 325			0.11%	1 420					9 745
	Poecilia reticulata	Guadeloupe			0.81%	7 105									198 867
	Poecilia vivipara														0
	Pomadasys crocro	Guadeloupe							0.11%	1 435	0.30%	3 101	0.06%	772	5 308
	*Sicydium orange**	NA													0
	Sicydium plumieri	Guadeloupe	11.33%	132 852	13.46%	118 357			3.95%	51 269	27.18%	277 129	7.40%	98 088	2 041 271
	Sicydium punctatum	Guadeloupe	49.80%	584 203	66.71%	586 607	69.22%	1 275 158	4.73%	61 392	24.39%	248 746			5 142 250
	Sparisoma chrysopterum	GenBank													1 955
	Thunnus sp.	GenBank									0.17%	1 715			1 715
	Xiphophorus hellerii	Guadeloupe													145 274
	Richesse spécifique en poissons		4		9		1		11		11		9		
Crustacés	*Atya innocous*	Guadeloupe	0.35%	4 138			15.66%	288 479	0.03%	443			0.81%	10 707	3 412 345
	Atya lanipes	GenBank					0.84%	15 530							15 530
	Atya scabra	Guadeloupe	5.28%	61 975	1.90%	16 709			0.05%	642	2.82%	28 715	1.82%	24 160	712 607
	Callinectes sapidus	GenBank							0.05%	599					599
	Cardisoma guanhumi	GenBank							0.05%	661					661
	Cardisoma sp.	GenBank							0.01%	185					185
	*Gammare**	NA													0
	Guinotia dentata	Guadeloupe	0.02%	261			3.67%	67 529							309 823
	Jonga serrei	Guadeloupe							0.88%	11 420					12 361
	Macrobrachium acanthurus	Guadeloupe													1 368
	Macrobrachium carcinus	Guadeloupe	0.02%	192	0.03%	284	0.13%	2 306			0.15%	1 494	0.01%	193	54 131
	Macrobrachium crenulatum	Guadeloupe					0.64%	11 727	2.35%	30 525			0.27%	3 521	170 610
	Macrobrachium faustinum	Guadeloupe	0.12%	1 452	0.68%	6 007			1.68%	21 878	0.36%	3 652	0.91%	11 995	132 223
	Macrobrachium heterochirus	Guadeloupe	0.11%	1 332			0.08%	1 563	0.11%	1 369	0.94%	9 576	0.15%	1 939	156 432
	Macrobrachium sp.	GenBank							0.02%	197					323
	Micratya poeyi	Guadeloupe	14.14%	165 856	2.97%	26 088	7.14%	131 486	12.84%	166 768	17.52%	178 614	20.79%	275 562	2 340 715
	Ocypode quadrata	GenBank							0.28%	3 681					3 681
	Palaemon pandaliformis	Guadeloupe													0
	Panulirus argus	GenBank									0.12%	1 234			1 234
	Potimirim glabra	Guadeloupe			0.04%	349	2.52%	46 502	0.01%	172			0.01%	195	68 221
	Potimirim potimirim	Guadeloupe			0.23%	2 038									3 750
	Xiphocaris elongata	Guadeloupe					0.11%	2 030	0.03%	400			0.28%	3 651	11 896
	Richesse spécifique en poissons		7		6		9		14		6		9		
Total (abondance et nombre de séquences ADN)			500%	1 173 063	1000%	879 308	200%	1 842 310	1200%	1 298 477	1200%	1 019 672	1000%	1 325 282	
Richesse spécifique totale			11		15		10		25		17		18		

Annexe 17 : Tableau de synthèse pour les analyses croisées : ADNe & pêche électrique

Catégorie	Nom scientifique	Base de référence	Grande rivière de Capesterre aval		Rivière Baillif amont		Rivière Baillif aval		Rivière Bananier amont		Rivière Bananier aval		Rivière Beaugendre amont	
			Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces
Poissons	*Agonostomus monticola*	Guadeloupe					31	43 103				545		11 672
	Ancistrus triradiatus	Guadeloupe												
	Anguilla rostrata	Guadeloupe										9 420		
	Anguilla sp.	GenBank												
	Arcos nudus	Guadeloupe					1							
	Awaous banana	Guadeloupe						24 916				107 701		
	Coryphaena hippurus	GenBank						88						
	Ctenogobius sp.	Guadeloupe												
	Cyprinidae	GenBank						59						
	Dormitator maculatus	Guadeloupe												
	Eleotris perniger	Guadeloupe	1	13 826			32	37 341			34	294 649		
	Gobiomorus dormitor	Guadeloupe												
	Halichoeres maculipinna	GenBank												
	Istiophoridae	GenBank												
	Lutjanus sp1.	GenBank												
	Lutjanus sp2.	GenBank												
	Lutjanus sp3.	GenBank												
	Microphis brachyurus	Guadeloupe										16 424		
	Mugil curema	NA									1			
	*Mugil rouge**	NA												
	Mulloidichthys sp.	GenBank												
	Oreochromis sp.	Guadeloupe												
	Poecilia reticulata	Guadeloupe			30	44 052			1	8 163		139 547		
	Poecilia vivipara	Guadeloupe												
	Pomadasys crocro	Guadeloupe												
	*Sicydium orange**	NA												
	Sicydium plumieri	Guadeloupe	15	283 569			58	148 305	13	227 118	3	312 244	1	319 642
	Sicydium punctatum	Guadeloupe	37	389 445	54	759 885	198	267 221	81	389 740	3	283 560	7	296 293
	Sparisoma chrysopterum	GenBank												
	Thunnus sp.	GenBank												
	Xiphophorus hellerii	Guadeloupe			10	66 363				4 890		74 021		
Crustacés	*Atya innocous*	Guadeloupe	26	46 921	679	1 640 984	Juvéniles ?	13 014	1604	416 573	7	162 377	154	645 731
	Atya lanipes	GenBank												
	Atya scabra	Guadeloupe	623	189 062			2	31 116	36		22	144 009	3	18 622
	Callinectes sapidus	GenBank												
	Cardisoma guanhumi	GenBank												
	Cardisoma sp.	GenBank												
	*Gammare**	NA												
	Guinotia dentata	Guadeloupe		950	3	161 921				8 650		24 740	1	45 772
	Jonga serrei	Guadeloupe									1	941		
	Macrobrachium acanthurus	Guadeloupe									9	1 368		
	Macrobrachium carcinus	Guadeloupe	1	1 022				5 168		1 316	2	22 477		19 679
	Macrobrachium crenulatum	Guadeloupe	1	9 121			1	6 941	15	9 223	4	28 834	2	52 955
	Macrobrachium faustinum	Guadeloupe	27	2 583			200	26 444	135	12 079	67	19 096	1	
	Macrobrachium heterochirus	Guadeloupe	47	14 272	4	270	13	11 653	104	27 248	11	11 592	10	57 195
	Macrobrachium sp.	GenBank												126
	Micratya poeyi	Guadeloupe	2608	87 653			152	64 646	1250	74 989	44	284 337	662	245 551
	Ocypode quadrata	GenBank												
	Palaemon pandaliformis	Guadeloupe												
	Panulirus argus	GenBank												
	Potimirim glabra	Guadeloupe		664	3			48	14	3 376		14 836		
	Potimirim potimirim	Guadeloupe										1 712		
	Xiphocaris elongata	Guadeloupe	38				21		368	2 212	304	3 603	5	
Richesse spécifique en poissons			**3**	**3**	**3**	**3**	**5**	**7**	**3**	**4**	**4**	**9**	**2**	**3**
Espèces de poissons identiques			3		3		4		3		3 (*Mugil curema* pas dans BDD)		2	
Espèces pêche électrique uniquement			0		0		1		0		1 (dont 1 espèce non identifiable en ADNe actuellement)		0	
Espèces ADNe uniquement			0		0		3		1		6 (dont 2 espèces introduites)		1	
Richesse spécifique en crustacés			**8**	**9**	**4**	**3**	**6**	**8**	**8**	**9**	**10**	**13**	**8**	**8**
Espèces de crustacés identiques			7		3		5		7		10		6	
Espèces pêche électrique uniquement			1 (*Xiphocaris elongata*)		1		1 (*Xiphocaris elongata*)		1		0		2 (dont *Xiphocaris elongata*)	
Espèces ADNe uniquement			2		0		3		2 (dont *Macrobrachium carcinus*)		3 (dont 2 espèces de Potimirim)		2 (dont *Macrobrachium carcinus*)	
Richesse spécifique totale			**11**	**12**	**7**	**6**	**11**	**15**	**11**	**13**	**14**	**22**	**10**	**11**
Nombre d'espèces identiques			10		6		9		10		13		8	
Espèces pêche électrique uniquement			1		1		2		1		1 (dont 1 espèce non identifiable en ADNe actuellement)		2	
Espèces ADNe uniquement			2		0		6		3		9		3	

Catégorie	Nom scientifique	Base de référence	Rivière Beaugendre aval		Rivière La Moustique amont		Rivière La Moustique aval		Rivière Ziotte amont		Rivière Ziotte aval		Rivière Desperes aval		Rivière Nogent aval	
			Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces
Poissons	*Agonostomus monticola*	Guadeloupe	16	348 233		199 805	2	35 174			1	314 824	47	197 885	2	583 822
	Ancistrus triradiatus	Guadeloupe														
	Anguilla rostrata	Guadeloupe						1 662				15 614			2	15 267
	Anguilla sp.	GenBank										278				
	Arcos nudus	Guadeloupe	21	120 067		20 997	1	33 133			1	41 054	6	63 952	2	14 346
	Awaous banana	Guadeloupe		4 412				22 156				172 791				134 365
	Coryphaena hippurus	GenBank												452		
	Ctenogobius sp.	Guadeloupe														
	Cyprinidae	GenBank		1 042												522
	Dormitator maculatus	Guadeloupe														
	Eleotris perniger	Guadeloupe	33	17 892			4	15 314			27	216 764	1		19	53 221
	Gobiomorus dormitor	Guadeloupe	2	718							10	182 696			1	92 956
	Halichoeres maculipinna	GenBank												1 745		
	Istiophoridae	GenBank												179		
	Lutjanus sp1.	GenBank		138												
	Lutjanus sp2.	GenBank												538		
	Lutjanus sp3.	GenBank		1 545												
	Microphis brachyurus	Guadeloupe	1													
	Mugil curema	NA	16										6		1	
	*Mugil rouge**	NA	7													
	Mulloidichthys sp.	GenBank												945		
	Oreochromis sp.	Guadeloupe						8 325				1 420				
	Poecilia reticulata	Guadeloupe						7 105								
	Poecilia vivipara	Guadeloupe														
	Pomadasys crocro	Guadeloupe										1 435		3 101		772
	*Sicydium orange**	NA	1										7			
	Sicydium plumieri	Guadeloupe	8	72 698	4	132 852	2	118 357				51 269	33	277 129	9	98 088
	Sicydium punctatum	Guadeloupe	1		12	584 203	2	586 607	7	1 275 158	1	61 392	43	248 746	6	
	Sparisoma chrysopterum	GenBank		1 955												
	Thunnus sp.	GenBank												1 715		
	Xiphophorus hellerii	Guadeloupe														
Crustacés	*Atya innocous*	Guadeloupe		182 978	1	4 138	8		158	288 479		443			Juvéniles?	10 707
	Atya lanipes	GenBank								15 530						
	Atya scabra	Guadeloupe	1	197 597	1	61 975	3	16 709			1	642	1	28 715	Juvéniles ?	24 160
	Callinectes sapidus	GenBank										599				
	Cardisoma guanhumi	GenBank										661				
	Cardisoma sp.	GenBank										185				
	*Gammare**	NA	34													
	Guinotia dentata	Guadeloupe				261				67 529						
	Jonga serrei	Guadeloupe									4	11 420				
	Macrobrachium acanthurus	Guadeloupe									4				1	
	Macrobrachium carcinus	Guadeloupe				192		284	1	2 306				1 494		193
	Macrobrachium crenulatum	Guadeloupe		17 763						11 727	1	30 525			1	3 521
	Macrobrachium faustinum	Guadeloupe	5	27 037	15	1 452	63	6 007	21		39	21 878	14	3 652	65	11 995
	Macrobrachium heterochirus	Guadeloupe	1	18 423		1 332	6		7	1 563		1 369	2	9 576	1	1 939
	Macrobrachium sp.	GenBank										197				
	Micratya poeyi	Guadeloupe	349	639 165	1261	165 856	4594	26 088	155	131 486		166 768	157	178 614	375	275 562
	Ocypode quadrata	GenBank										3 681				
	Palaemon pandaliformis	Guadeloupe														
	Panulirus argus	GenBank												1 234		
	Potimirim glabra	Guadeloupe		2 079				349	56	46 502		172				195
	Potimirim potimirim	Guadeloupe			1		1	2 038							2	
	Xiphocaris elongata	Guadeloupe			5		1		88	2 030	55	400	1		42	3 651
Richesse spécifique en poissons			**10**	**10**	**2**	**4**	**5**	**9**	**1**	**1**	**5**	**11**	**7**	**11**	**8**	**9**
Espèces de poissons identiques			5 (3 espèces pas dans BDD)		2		5		1		5		4 (2 espèces pas dans BDD)		6 (1 espèce pas dans BDD)	
Espèces pêche électrique uniquement			5 (dont 3 espèces non identifiables en ADNe actuellement)		0		0		0		0		3 (dont 2 espèces non identifiables en ADNe actuellement)		2 (dont 1 espèce non identifiable en ADNe actuellement)	
Espèces ADNe uniquement			5		2		4 (dont 1 espèce introduite)		0		6		7		3	
Richesse spécifique en crustacés			**5**	**7**	**6**	**7**	**7**	**6**	**7**	**9**	**6**	**14**	**5**	**6**	**8**	**9**
Espèces de crustacés identiques			4		4		4		6		5		4		5	
Espèces pêche électrique uniquement			1 (dont 1 espèce non identifiable en ADNe actuellement)		2 (dont *Xiphocaris elongata*)		3 (dont *Xiphocaris elongata*)		1		1		1 (*Xiphocaris elongata*)		3 (dont *Atya juvéniles* détectés mais pas classées)	
Espèces ADNe uniquement			3 (dont *Potimirim glabra*)		3 (dont *Macrobrachium carcinus*)		2 (*Macrobrachium carcinus* et *Potimirim glabra*)		3		9 (contamination des prélèvements)		2 (dont *Macrobrachium carcinus*)		4 (dont *Potimirim glabra*)	
Richesse spécifique totale			**15**	**17**	**8**	**11**	**12**	**15**	**8**	**10**	**11**	**25**	**12**	**17**	**16**	**18**
Nombre d'espèces identiques			9		6		9		7		10		8		11	
Espèces pêche électrique uniquement			6 (dont 4 non identifiables en ADNe actuellement)		2		3		1		1		4 (dont 2 espèces non identifiables en ADNe actuellement)		5 (dont 1 espèce non identifiable en ADNe actuellement et Atya non classée)	
Espèces ADNe uniquement			8		5		6		3		15		9		7	