



TECO in'EAU

SPYGEN®

Marion Labeille

Projet Guad3E Rapport de campagne n°1 : saison carême

Auteurs (par ordre alphabétique)

Jonathan Grondin

Marion Labeille

Estelle Lefrançois

Joevin Marques

Marie Robert



Fonds européen
de développement régional

Table des matières

1. Contexte et Objectifs.....	3
1.1 Contexte.....	3
1.2 Objectifs.....	3
1.2.a La méthode par ADNe : Définition.....	3
1.2.b Séquencer l'ADN de l'ensemble des espèces de poissons et crustacés indigènes, introduites ou envahissantes présentes dans les milieux aquatiques d'eau douce.....	4
1.2.c Tester la méthode d'inventaire par ADNe sous nos latitudes.....	4
2. Choix des sites.....	4
2.1 Réflexion menée.....	4
2.2 Liste des rivières choisies.....	5
3. Méthodes utilisées.....	6
3.1 Protocole de pêche électrique.....	6
3.1.a Choix du protocole.....	6
3.1.b Protocole établi.....	8
3.2 Biométrie des espèces pêchées.....	9
3.3 Description de la station et mesures in situ.....	10
3.4 Protocole ADNe.....	11
3.4.a Inventaires spécifiques par la méthode ADN environnemental (ADNe).....	11
3.4.b Constitution de la base de données (BDD) de référence.....	13
4. Déroulement du chantier.....	15
4.1 Zoom météo.....	15
4.2 Déroulé d'une journée type (non prise en compte des délais de route).....	16
4.3 Difficultés rencontrées et remarques.....	20
5. Premiers résultats.....	21
5.1 Pêches électriques.....	21
5.1.a Inventaire des espèces : données.....	21
5.1.b Richesse spécifique.....	25
6. Prochaines étapes.....	27
Bibliographie.....	28
Annexes.....	29

1. Contexte et Objectifs

1.1 Contexte

Le projet Guad3E est née d'une réflexion menée par des acteurs impliqués dans la gestion des milieux aquatiques (PNG – Asconit Consultants – DEAL et OE971), portant sur la mise en œuvre d'un programme de lutte contre les espèces exotiques envahissantes aquatiques en Guadeloupe.

En effet, les **Espèces Exotiques Envahissantes** (EEE) sont l'une des principales causes de l'appauvrissement de la biodiversité dans le monde¹. Les EEE sont constituées d'animaux, de plantes, de champignons et de micro-organismes introduits et installés dans l'environnement, en dehors de leur habitat naturel. De part, l'efficacité de leur système de reproduction, ces espèces arrivent à coloniser les habitats des espèces indigènes et s'approprie ainsi la ressource alimentaire. Les conséquences sont d'autant plus pénalisantes pour les milieux insulaires, par définition isolés, hébergeant de nombreuses espèces endémiques et dont les écosystèmes sont déjà très impactés par le réchauffement climatique, la destruction des habitats, le tourisme et diverses pollutions. Plus spécifiquement, dans les départements d'Outre-mer, les espèces introduites se trouvent parmi les principales pressions anthropiques affectant les organismes amphihalins² (Tabouret, 2012). En Guadeloupe, une des espèces exotiques envahissantes présente en milieu aquatique est un poisson d'aquarium communément appelée "Pléco". Il s'agit en fait d'un poisson du genre *Ancistrus sp.*, au fort potentiel reproducteur et très concurrente de *Sicydium sp.*, poisson autochtone du territoire. Dans l'état actuel de nos connaissances, le pléco a déjà colonisé la ravine Borine sur Saint-Claude et la ravine Monchéri aux Abymes.

Ce projet vise donc à mettre au point une méthode de détection innovante et de surveillance des EEE aquatiques animales en Guadeloupe : L'ADN environnemental. Il est financé par l'office de l'eau Guadeloupe et le FEDER. C'est un partenariat public-privé entre le Parc national de la Guadeloupe et un laboratoire d'analyse génétique Spygen accompagné de la société Eco In'Eau (Estelle Lefrançois) et de Marion Labelle³.

1.2 Objectifs

1.2.a La méthode par ADNe : Définition

La méthode ADNe est une méthode qui 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 un certain temps. La détection de séquences d'ADN dans les eaux douces est donc signe de la présence récente de l'espèce correspondante (Dejean & al. 2011).

La méthode ADNe peut s'appliquer à des échantillons d'eau (douce ou marine), de biofilm, de terre, des fèces, des contenus stomacaux ou encore au miel.

En pratique, après échantillonnage de l'eau, la première étape de l'analyse concerne l'amplification des séquences courtes d'ADN mitochondrial présentes dans l'environnement à l'aide d'une amorce spécifique de l'espèce recherchée (approche ADNe Barcoding - Biggs & al. 2015) ou d'une amorce universelle (type « poisson », « crustacés » ou même « organismes eucaryotes ») qui permet alors d'amplifier toutes les séquences d'ADN du groupe cible présentes

¹ <https://www.ecologique-solidaire.gouv.fr/strategie-nationale-biodiversite>

² Un organisme amphihalal ou une espèce amphihaline est un organisme aquatique migrateur qui, à des moments bien déterminés de son cycle de vie, passe de l'eau salée à l'eau douce et vice versa

³ Voir l'annexe technique du dossier de demande de subvention FEDER

dans l'échantillon récolté (approche ADNe Metabarcoding - Valentini & al. 2016). La méthode utilisée pour réaliser cet inventaire sera présentée plus en détail dans la partie « 3.2 Protocole ADNe ».

De nombreuses études (Biggs & al. 2015, Dejean & 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.

C'est pourquoi 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 d'espèces exotiques potentiellement envahissantes.

1.2.b Séquencer l'ADN de l'ensemble des espèces de poissons et crustacés indigènes, introduites ou envahissantes présentes dans les milieux aquatiques d'eau douce

Les banques mondiales de séquences, par exemple GenBank®, manquent parfois de fiabilité. Cette étude prévoit 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.

1.2.c Tester la méthode d'inventaire par ADNe sous nos latitudes

Bien que l'approche ADNe présente de nombreux avantages en termes d'exhaustivité, elle peut aussi parfois manquer de spécificité et/ou de sensibilité. Plusieurs raisons peuvent être invoquées :

- Deux espèces différentes peuvent avoir le même génome dans la portion amplifiée par les amorces. Dans ce cas, nous ne pourrions pas les distinguer.
- 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.
- 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 matière organique des cours d'eau de la Guadeloupe fait que l'ADNe y est possiblement particulièrement rare.
- Le rayonnement ultra-violet, connu pour accélérer la dégradation de l'ADN est plus fort sur le territoire antillais.

Même si la preuve de concept de la méthode a été faite en France métropolitaine, il convient de s'assurer qu'elle est extrapolable aux Antilles 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.

2. Choix des sites

2.1 Réflexion menée

A partir d'une liste de 24 rivières (annexe 1) sur lesquelles nous disposons de connaissances biologiques, géographiques, hydromorphologiques, le comité technique s'est réuni pour définir les 9 cours d'eau à suivre. Les critères retenus dans la sélection des sites à échantillonner sont :

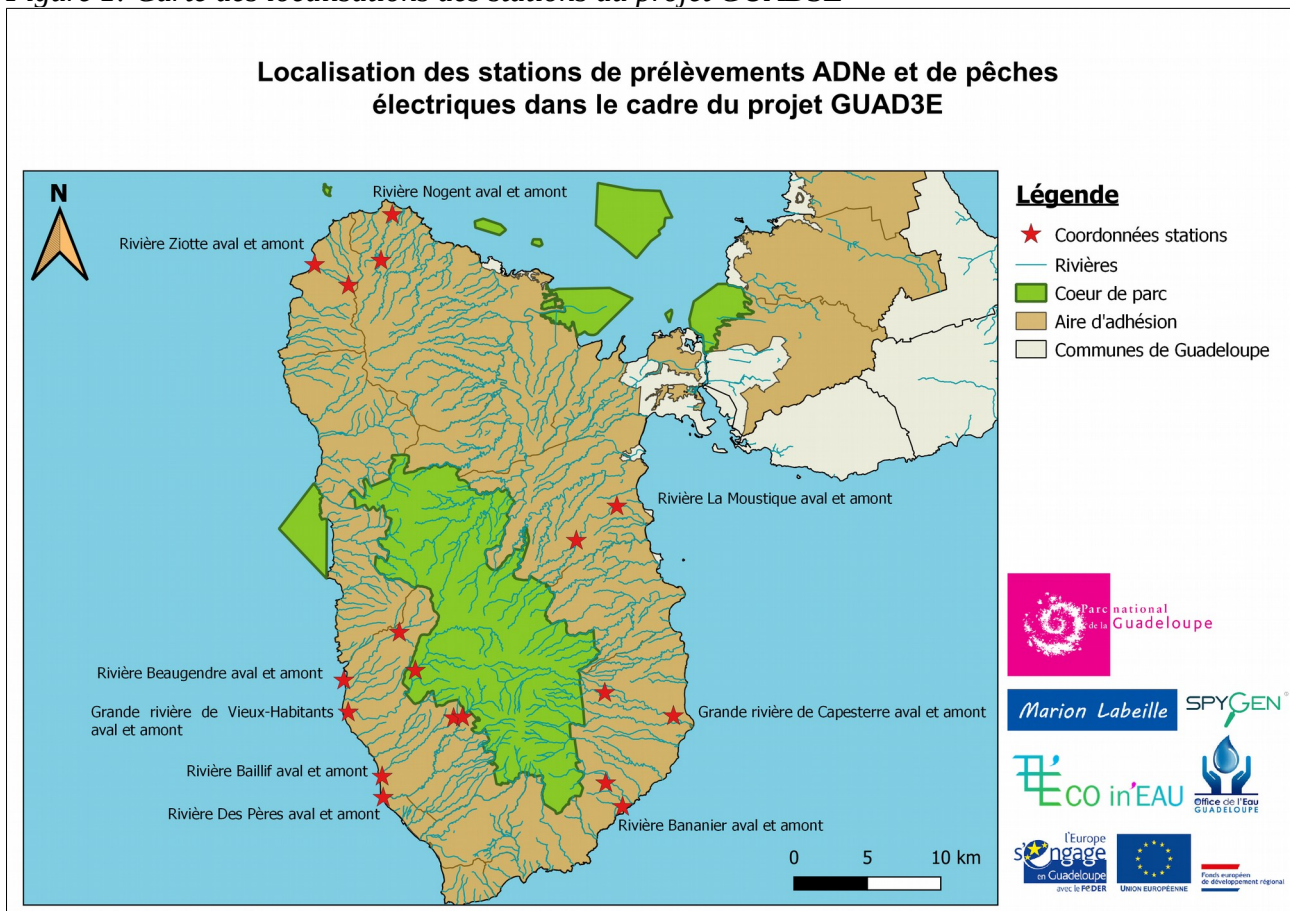
- **Une bonne biodiversité des espèces.** L'objectif de l'étude est de vérifier que la méthode ADNe fonctionne vis-à-vis de la richesse spécifique mise en évidence et de la comparer avec la méthode traditionnelle qu'est la pêche électrique. Travailler sur des cours d'eau à forte biodiversité permet d'extrapoler 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'habitat colonisable 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) permettant d'appréhender des peuplements souvent très différents entre ses deux altitudes (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).

2.2 Liste des rivières choisies

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

Tableau 1: Liste des rivières choisies pour l'étude

Figure 1: Carte des localisations des stations du projet GUAD3E



3. Méthodes utilisées

3.1 Protocole de pêche électrique

3.1.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 (utilisée lors des protocoles PNG), la pêche partielle par points (utilisée lors des protocoles DCE (Directive Cadre sur l'Eau) Antilles), 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, pour de très faibles et très fortes abondances, 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 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 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. 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 suivantes⁴ :

- 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.**

⁴ 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

- 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.

3.1.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.

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 individuel (EPI) et rappeler les consignes de sécurité
5. Installer l'appareil de pêche électrique sur le manipulateur d'anode en branchant l'anode et la cathode ; Équiper 2 pêcheurs d'une épuisette chacun et un pêcheur d'un bac à poissons
6. Les pêcheurs doivent se placer à l'aval de la station

Protocole de pêche électrique

1. Prospector la station (250m² maximum) par petites surfaces, qui sont pêchées jusqu'à complet épuisement du secteur, 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



Figure 2: Pêche électrique

3. Pour la prospection de parties plus profondes ou de zones où l'extraction du poisson peut être difficile (ex : embâcles, sous berges,...), 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 fraîche et oxygénée, jusqu'au moment du tri.



Figure 3: bacs de tri

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. 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. Ces prospections ne sont pas obligatoires, mais nécessaires lorsque l'opérateur considère que la prospection régulière risque de ne pas couvrir certains habitats.
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 triés par espèces.

3.2 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 < 100 individus	Si abondance par cohorte > 100 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

- 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.

3.3 Description de la station et mesures in situ

Sur chacune des stations, différents paramètres physico-chimiques de la rivière doivent être relevés 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 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 (selon la fiche Aquaref + ou - adaptée), composition de l'équipe, réglage de l'appareil (type de courant, voltage, fréquence), longueur et largeur 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 de mesure, 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).

3.4 Protocole ADN_e

3.4.a Inventaires spécifiques par la méthode ADN environnemental (ADN_e)

Le prélèvement d'eau

Le protocole pour réaliser les prélèvements d'échantillonnage de l'ADN_e a été élaboré par le laboratoire Spygen, spécialisé dans l'inventaire et le suivi de la biodiversité par l'ADN environnemental.

La première étape d'un prélèvement ADN_e concerne la filtration de l'eau. 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 péristaltique⁵ (figure 4). L'eau est aspirée dans un tuyau avant de passer à travers une capsule de filtration VigiDNA® (porosité 0,45 µm – stérile).



Figure 4: Pompe de prélèvement

Le prélèvement ADN_e 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 réplikat 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.

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.



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

⁵ 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.

L'analyse ADNe

L'ADN est extrait à partir de la capsule de filtration utilisée sur le terrain puis amplifié par PCR (polymerase chain reaction⁶) à l'aide d'un couple d'amorces universel pour chaque groupe taxonomique recherché (poissons et crustacés). Pour chaque échantillon, 12 réplicats 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.

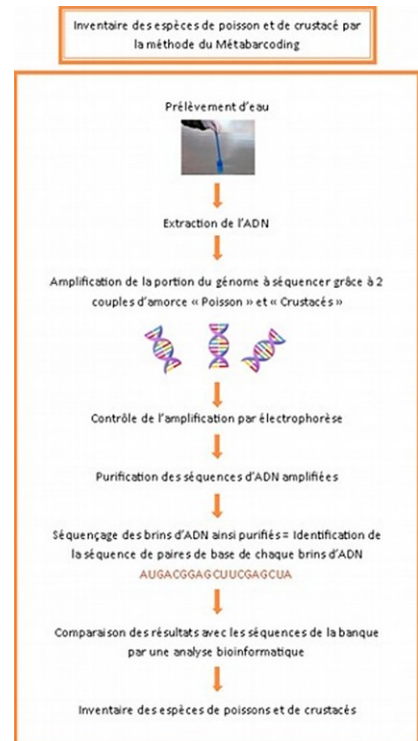


Figure 6: Etapes de la méthode Metabarcoding (Spygen)

Prévention des contaminations

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).

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.

⁶ En français, amplification en chaîne par polymérase (ACP)

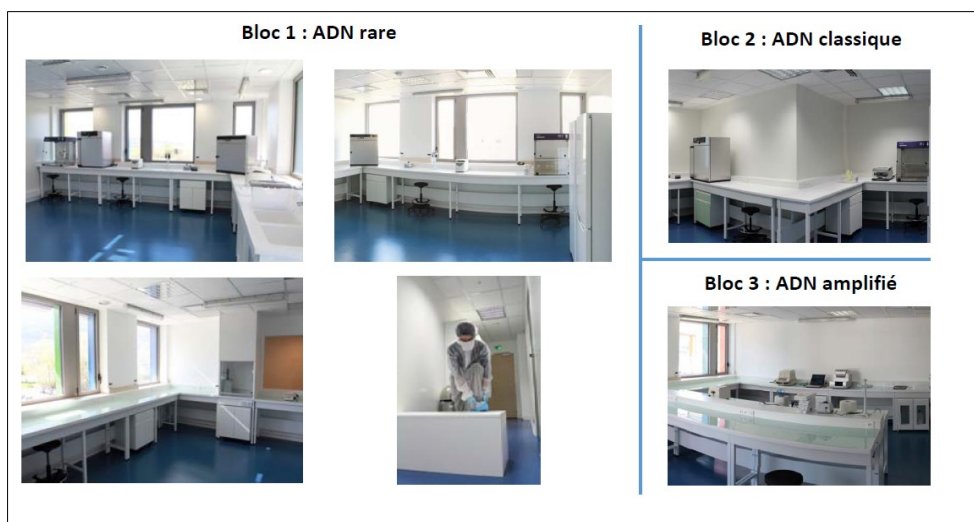


Figure 7 : Les différences salles d'analyse des laboratoires SPYGEN

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.

3.4.b 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 références locale et exhaustive sur le territoire étudié permet de pallier aux problèmes liés aux bases de données publiques, 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 et al., 2016).

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 11 étant des espèces provenant de magasins d'aquariophilie) et 17 espèces de crustacés, ont été prélevés du 18 mai au 14 août 2018 selon le protocole SPYGEN présenté en annexe 3 puis envoyés à leur laboratoire pour analyse.

Pour information, 29 espèces (15 poissons et 14 crustacés) ont été observées en Basse Terre et décrites dans l'Atlas des poissons et des crustacés d'eau douce de la Guadeloupe (Monti et al., 2010). **Toutes ces espèces ont été prélevées pour la constitution de la base de séquences de référence.**

Des prélèvements complémentaires ont été effectués afin de compléter la base de séquences de références :

- Quatre espèces de poisson : *Ancistrus triradiatus*, *Ctenogobius fasciatus*, *Mugil curema* et *Pomadasys croco* ;
- Trois spécimens du genre *Oerochromis* dont l'identification à l'espèce est incertaine ;
- Cinq spécimens de *Microphis brachyurus* alors que c'est l'espèce *Microphis lineatus* qui est décrite dans l'Atlas des poissons et des crustacés d'eau douce de la Guadeloupe ;

- Deux espèces de crustacé : *Probopyrus pandalicola* (parasite des branchies de l'espèce *Macrobrachium faustinum*) et une espèce indéterminée.

Enfin, il est prévu d'ajouter *Macrobrachium rosenbergii*, espèce introduite en Guadeloupe pour l'élevage susceptible d'être retrouvée dans le milieu naturel.

La liste des 150 échantillons prélevés dans le milieu naturel en vue de la constitution de la BDD de référence est présentée dans le tableau 4. Onze espèces, dont *Poecilia reticulata* également prélevés en milieu naturel, ont été achetées en magasin d'aquariophilie (Tableau 5). Ces espèces couramment utilisées en aquariophilie sont susceptibles d'être libérées dans le milieu naturel.

Tableau 4 : Liste des échantillons prélevés pour la constitution de la BDD de référence

Espèces prélevées	Poissons(P) ou Crustacés (C)	Nb d'échantillons (individus entiers, portion d'individus, morceau de nageoires)	
		A la faveur de pêche électrique réalisées par le PNG	Lors de la campagne de carême GUAD3E
<i>Agonostomus monticola</i>	P	3	
<i>Ancistrus triradiatus</i>	P	1	
<i>Anguilla rostrata</i>	P	4	
<i>Atya innocous</i>	C	3	2
<i>Atya scabra</i>	C	3	2
<i>Awaous Banana</i>	P	2	
<i>Ctenogobius fasciatus</i>	P	1	
<i>Dormitator maculatus</i>	P	4	
<i>Eleotris perniger</i>	P	5	
<i>Gobiesox nudus</i>	P	3	
<i>Gobiomorus dormitor</i>	P	4	
<i>Guinotia dentata</i>	C	3	
<i>Jonga serrei</i>	C	4	1
<i>Macrobrachium acanthurus</i>	C	3	2
<i>Macrobrachium carcinus</i>	C	3	2
<i>Macrobrachium crenulatum</i>	C	3	3
<i>Macrobrachium faustinum</i>	C	4	4
<i>Macrobrachium heterochirus</i>	C	3	2
<i>Micratya poeyi</i>	C	3	
<i>Microphis brachyurus</i>	C	5	
<i>Mugil curema</i>	P		4
<i>Oerochromis sp. (O. mos-sambicus?)</i>	P	3	
<i>Palaemon pandaliformis</i>	C	4	
<i>Poecilia vivipara</i>	P	6	
<i>Poecilia reticulata</i>	P	4	
<i>Pomadasys croco</i>	P	2	1
<i>Potimirim glabra</i>	C	4	1
<i>Potimirim potimirim</i>	C	4	3
<i>Probopyrus pandalicola</i>	C		3
<i>Sicydium plumieri</i>	P	4	6
<i>Sicydium punctatum</i>	P	3	
<i>Sicydium sp. (orange)</i>	P		1

Espèces prélevées	Poissons(P) ou Crustacés (C)	Nb d'échantillons (individus entiers, portion d'individu, morceau de nageoires)	
		A la faveur de pêche électrique réalisées par le PNG	Lors de la campagne de carême GUAD3E
<i>Sicydium sp.</i> (juvenile et œufs)	P		2
<i>Xiphocaris elongata</i> rostre court	C	3	1
<i>Xiphocaris elongata</i> rostre long	C	3	3
Crustacé indéterminé (très petite taille)	C		3
Total		104	46

Tableau 5 : Liste des espèces achetées en magasin et prélevées

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

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 4).

4. Déroulement du chantier

L'ensemble des opérations s'est déroulé entre le 11 février 2019 et le 25 avril 2019. Les conditions rencontrées dans les cours d'eau lors des différentes opérations correspondaient tout à fait 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 ci-dessous.

4.1 Zoom météo

Les moyennes mensuelles des températures sont normales sur la Guadeloupe continentale pour le mois de février et de mars. Malgré le régime anormalement soutenu de l'alizé, les pluies restent de saison. On observe en février la présence, rare à cette période, de quelques averses

orageuses. Rappelons que normalement février est le mois le moins pluvieux de l'année avec le plus souvent des valeurs de cumuls mensuels dites "sèches". En mars les pluies sont fréquentes mais de très faible intensité en Guadeloupe continentale. Au final, alors que le reste de l'arc des Petites Antilles connaît une sécheresse sévère, la Guadeloupe conserve des valeurs de cumuls relativement normales en février et en mars. On note 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 Basse-Terre en mars (Source : <http://www.meteofrance.gp/climat/suivi-climatique-recent>).

Tableau 6 : Condition d'intervention 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
Ziote	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

4.2 Déroulé d'une journée type (non prise en compte des délais de route)

- Arrivée sur site et déchargement du matériel (10 min) si les conditions générales d'intervention sont réunies.
- Positionnement de la station de pêche puis de la station d'échantillonnage ADNe (entre 10 et 30 min)
- Échantillonnage de l'ADNe (réalisation des 3 réplicats) (entre 2h et 2h30)
- Mesure *in situ* et mesure du débit (entre 30 min et 1h)

- 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 (entre 15 et 30 min)
- Réalisation de la pêche complète et des 10 points complémentaires (entre 1h et 2h00)
- Réalisation de la biométrie dont l'installation entre 1h30 et 4h00
- Rangement et chargement (10 – 30 min)

Remarque : Lors de nos premières interventions chacun des points listés précédemment a été réalisé successivement dans le but 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...). 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 forte amplitude horaire) et avoir le plus de chance possible de réaliser la manipulation dans son intégralité lors de la saison des pluies (et donc de rester le moins longtemps possible sur la station). Ainsi, il a été décidé de :

- Installer les 2 préleveurs pour l'ADNe puis procéder au déchargement/installation général
- Réaliser les mesures *in situ* en aval immédiat et pendant les prélèvements ADNe.
- Procéder aux mesures de largeurs et préparer/s'installer pour 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 en outre de diminuer le risque de mortalité des individus pêchés.

Des informations descriptives de la station ont été relevées. Elles permettent de vérifier qu'aucune anomalie particulière n'est présente et d'éventuellement pouvoir pondérer/expliciter certaines données ADNe ou de pêche électrique. Ces informations sont synthétisées dans le tableau 7 suivant.

Lors des prélèvements des échantillons d'ADNe, les 3 numéros de réplicats ainsi que l'opérateur associé sont notés. 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 l d'eau minimum nécessaire à une bonne réalisation des analyses ADNe. Les 30 minutes ont été respectées sur l'ensemble des stations excepté pour le prélèvement N°2 de la station amont de la rivière Nogent. La quantité minimale de 30L a largement à elle été obtenue sur la majorité des stations. Seules les eaux des 5 stations suivantes n'ont pas permis de prélever cette quantité minimale : Vieux-Habitants aval et Bananier aval (29L), Ziotte aval (28L), Nogent aval (25L) et Nogent amont (10L).

Divers commentaires potentiellement utiles à l'interprétation des résultats ont été notés et consignés dans le tableau 8 ci-dessous.

Tableau 8 : Commentaires relatifs à chaque prélèvement ADNe

Rivière	Statbn	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) Pain, fruits déversés dans l'eau (uniquement N°3) et présence de cabrits et déchets alimentaires (pour les 3 répliquats)
			2	SPY182748	s.o.	Marion Labeille	
			3	SPY182743	s.o.	Marie Robert	
	amont	18/04/2019	1	SPY182774	45	Joevin Marquès	Passage régulier sur la prise d'eau et désableur netbyé pendant le prélèvement Remarque pêche électrique: Pêche uniquement en rive droite
			2	SPY182765	s.o.	Marie Robert	
			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 efface
			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 fn 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	Problème de pompe pendant ce réplikat
			2	SPY182783	s.o.	Marion Labeille	
			3	SPY182786	s.o.	Marie Robert	
	amont	24/04/2019	1	SPY182775	47	Marion Labeille	Remarque pêche électrique: Début de crue à la fn des points complémentaires
			2	SPY182749	s.o.	Marie Robert	
			3	SPY182769	s.o.	Marion Labeille	
Rivière Beaugendre	aval	11/02/2019	1	SPY182794	40	Estelle Lefrançois	Circulatbn d'air dans le mauvais sens
			2	SPY182744	s.o.	Marion Labeille	
			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. Réductbn du débit de pompage - filtratbn durant 30 minutes au total
			2	SPY182741	s.o.	Estelle Lefrançois	
			3	SPY182720	s.o.	Joevin Marquès	
	amont	25/04/2019	1	SPY182739	19	Marie Robert	Remarque pêche électrique: Zone de plat importante 10 min de prélèvement, risque de contaminatbn lors de la remise du tuyau
			2	SPY182728	s.o.	Marie Robert	
			3	SPY182759	s.o.	Joevin Marquès	
Rivière Mousttque	aval	15/02/2019	1	SPY182724	37	Marion Labeille	Pluie pendant les prélèvements Remarque pêche électrique: pluie par intermittence
			2	SPY182785	s.o.	Estelle Lefrançois	
			3	SPY182747	s.o.	Marion Labeille	
	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 Ziotté	aval	22/02/2019	1	SPY182755	28	Joevin Marquès	Bruine au début et colmatage à 16 minutes Pluie pendant le prélèvement et réductbn du débit de pompage à 12 min La totalité du tampon n'a pas été versée dans la capsule car renversé sur le terrain Pompage réduit
			2	SPY182753	s.o.	Marie Robert	
			3	SPY182768	s.o.	Joevin Marquès	
	amont	18/02/2019	1	SPY182782	38	Joevin Marquès	Colmatage au bout de 15 min. Réductbn du débit de pompage
			2	SPY182781	s.o.	Estelle Lefrançois	
			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 En général d'après les riverains relargage fréquent d'huile à bokit
			2	SPY182737	s.o.	Joevin Marquès	
			3	SPY182791	s.o.	Marion Labeille	
	amont	01/03/2019	1	SPY182758	31	Marie Robert	Carole S Lilian C
			2	SPY182766	s.o.	Marion Labeille	
			3	SPY182757	s.o.	Joevin Marquès	

Le tableau 9 présente 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).

Tableau 9 : Caractéristique technique en lien avec les opérations de pêches

Rivière	Station	Date d'intervention	Conductivité (en $\mu\text{s}/\text{cm}$)	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
Banancier	Aval	12/02/2019	202.0	Continu	250	16	4
	Amont	02/03/2019	220.0	Pulsé	500	16	5
Zioté	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

4.3 Difficultés rencontrées et remarques

- Météo intervention : l'ensemble des opérations s'est déroulée sans aléas particulier
- Mesure du débit : Certaines mesures de débit n'ont pu être réalisées ou présentent des valeurs qui semblent aberrantes. Cela est principalement observé sur des tronçons présentant de "longues" zones de plat où le courant devient lentique, sur des petits cours d'eau sinueux ou présentant des infiltrations.
- Prélèvement ADNe et filtration : La majorité des prélèvements s'est bien déroulé. On peut noter :
 - Quelques colmatages des filtres ont eu lieu dont un ayant conduit à l'arrêt du prélèvement après 10mn de filtration. Pour les autres, la réduction du débit de pompage a permis de finaliser le prélèvement.
 - Le volume de 30 L non atteint sur 5 stations dont 2 stations pour lesquelles le volume est de 19L et 25L et 3 stations pour lesquelles le volume est très proche des 30L.

- Lors de la réception des échantillons par Spygen de nombreuses capsules ne contenaient pas la quantité attendue de solution tampon alors que la totalité avait été versée dans les capsules.
- Une pompe a cassé lors de la campagne. Une nouvelle pompe a été renvoyée.
- Pêche et biométrie : Une très forte mortalité a été observée sur la quasi-totalité des individus capturés sur la station Capesterre aval et dans une moindre mesure sur la station Bananier amont où ce sont surtout les *Macrobrachium* sp. qui sont concernées.
- Un turn over des 2 personnes “non permanentes” sur les 5 personnes de l’équipe complète ne permet pas une efficacité optimale. Cela pourrait poser un problème pour le bon déroulement de la campagne d’hivernage.
- Sur la station Bananier aval le prélèvement ADN a eu lieu quelques centaines de mètres en aval de la pêche électrique.

5. Premiers résultats

5.1 Pêches électriques

5.1.a Inventaire des espèces : données

Au cours de cette campagne de pêches électriques, les captures totales concernent 13 espèces de poissons sur 20 espèces présentes dans notre liste (ichtyofaune des rivières de la Guadeloupe et espèces potentiellement envahissantes) et 15 espèces de macro-crustacés parmi 16 espèces également recensées sur notre liste (carcinofaune des rivières de la Guadeloupe).

Parmi notre liste d’espèces de poissons et crustacés pouvant être observées dans les rivières choisies, 3 noms d’espèces 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 espèce, celle-ci avait une apparence morphologique d’un mugil de couleur rouge, nous l’avons donc nommé « *Mugil rouge* » et pour la dernière espèce, celle-ci avait l’apparence morphologique de gammares.

Nous pouvons retrouver dans le tableau 10 ci-dessous les résultats des pêches effectués sur les rivières de grands systèmes. Pour chacune des stations, l’effectif et la masse totale des individus de chaque espèce pêchée sont renseignés.

Tableau 10 : Résultats des pêches électriques pour les grands systèmes

Espèces \ stations		Grande rivière Vieux Habitants				Rivière des Pères				Grande rivière de Capesterre			
		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)
Poissons	<i>Agonostomus monticola</i>	7	18	7	98	47	46						
	<i>Ancistrus triradiatus</i>												
	<i>Anguilla rostrata</i>	1	0										
	<i>Arcos nudus</i>	15	96	3	79	6	45						
	<i>Awaous banana</i>												
	<i>Ctenogobius sp.</i>												
	<i>Dormitator maculatus</i>												
	<i>Eleotris perniger</i>	1	5			1	2			1	9		
	<i>Gobiomorus dormitor</i>	1	0										
	<i>Microphis brachyurus</i>												
	<i>Mugil curema</i>					6	4						
	<i>Mugil rouge*</i>												
	<i>Oerochromis mossambicus</i>												
	<i>Poecilia reticulata</i>												
	<i>Poecilia vivipara</i>												
	<i>Pomadasys Crocro</i>												
	<i>Sicydium juvénile</i>					84	16			56	12		
	<i>Sicydium orange*</i>					7	2						
	<i>Sicydium plumieri</i>	1	29	9	213	33	260	7	114	15	34	14	85
	<i>Sicydium punctatum</i>	4	0	23	67	43	59	127	249	37	20	87	53
<i>Xiphophorus hellerii</i>													
Richesse spécifique		7		4		7		2		3		2	
Crustacés	<i>Atya innocous</i>							577	3266	26	29	467	1091.1
	<i>Atya juvénile</i>	2300	23			4	0	34	10	277	61	43	11
	<i>Atya scabra</i>	1	5			1	7			623	1344	53	81
	<i>Gammare*</i>												
	<i>Guinotia dentata</i>												
	<i>Jonga serrei</i>												
	<i>Macrobrachium acanthurus</i>												
	<i>Macrobrachium carcinus</i>	1	252							1	2		
	<i>Macrobrachium crenulatum</i>									1	8	4	52
	<i>Macrobrachium faustinum</i>					14	23			27	25	8	10
	<i>Macrobrachium heterochirus</i>	1	0	7	85	2	2	11	180	47	171	87	245
	<i>Macrobrachium juvénile</i>	34	0			27	3			334	54		
	<i>Micratya poeyi</i>	1443	29	91	23	157	4			2608	144	1175	169
	<i>Palaemon pandaliformis</i>												
	<i>Potimirim glabra</i>											1	0
	<i>Potimirim potimirim</i>												
	<i>Xiphocaris elongata rostre court</i>											5	6
	<i>Xiphocaris elongata rostre long</i>	2	0			1	0			38	20		
<i>Xiphocaris elongata sp.</i>													
Richesse spécifique		5		2		5		2		8		8	
Total (effectif et masse)		3812	457	140	565	433	473	756	3819	4091	1933	1944	1803.1
Richesse spécifique totale		12		6		12		4		11		10	
<i>*attente de confirmation génétique pour le nom de l'espèce</i>													

Dans le tableau 11, nous pouvons retrouver les résultats des pêches effectuées sur les rivières de moyens systèmes.

Tableau 11 : Résultats des pêches électriques pour les moyens systèmes

Espèces \ stations		Rivière Beaugendre				Rivière Nogent				Rivière Moustique			
		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)
Poissons	<i>Agonostomus monticola</i>	16	377			2	15			2	31		
	<i>Ancistrus triradiatus</i>												
	<i>Anguilla rostrata</i>					2	0						
	<i>Arcos nudus</i>	21	71			2	9			1	12		
	<i>Awaous banana</i>												
	<i>Ctenogobius sp.</i>												
	<i>Dormitator maculatus</i>												
	<i>Eleotris perniger</i>	33	500			19	40			4	65		
	<i>Gobiomorus dormitor</i>	2	280			1	0						
	<i>Microphis brachyurus</i>	1	0										
	<i>Mugil curema</i>	16	9			1	1						
	<i>Mugil rouge*</i>	7	5										
	<i>Oerochromis mossambicus</i>												
	<i>Poecilia reticulata</i>												
	<i>Poecilia vivipara</i>												
	<i>Pomadasys Crocro</i>												
	<i>Sicydium juvénile</i>												
	<i>Sicydium orange*</i>	1	1										
	<i>Sicydium plumieri</i>	8	24	1	1	9	15			2	36	4	217
	<i>Sicydium punctatum</i>	1	0.5	7	4	6	4	7	3	2	3	12	46
<i>Xiphophorus hellerii</i>													
Richesse spécifique		10		2		8		1		5		2	
Crustacés	<i>Atya innocous</i>			154	501			78	165	8	4	1	1
	<i>Atya juvénile</i>	3	0	47	11	11	1	22	3	6	0		
	<i>Atya scabra</i>	1	1	3	4			1	1	3	3	1	1
	<i>Gammare*</i>	34	0										
	<i>Guinotia dentata</i>			1	1								
	<i>Jonga serrei</i>												
	<i>Macrobrachium acanthurus</i>					1	1						
	<i>Macrobrachium carcinus</i>												
	<i>Macrobrachium crenulatum</i>			2	23	1	3						
	<i>Macrobrachium faustinum</i>	5	6	1	8	65	52	12	9	63	82	15	37
	<i>Macrobrachium heterochirus</i>	1	4	10	53	1	1			6	61		
	<i>Macrobrachium juvénile</i>	67	1	6	1			10	1	404	62	5	1
	<i>Micratya poeyi</i>	349	3	662	101	375	11	496	45	4594	455	1261	206
	<i>Palaemon pandaliformis</i>												
	<i>Potimirim glabra</i>							28	4				
	<i>Potimirim potimirim</i>					2	1	1	0	1	0	1	1
	<i>Xiphocaris elongata rostre court</i>			5	7			274	203				
<i>Xiphocaris elongata rostre long</i>							42	14			5	8	
<i>Xiphocaris elongata sp.</i>									1	0			
Richesse spécifique		5		8		8		7		7		6	
Total (effectif et masse)		566	1282.5	899	715	540	168	929	434	5097	814	1305	518
Richesse spécifique totale		15		10		16		8		12		8	

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

Et pour finir, dans le tableau 12, nous pouvons retrouver les résultats des pêches effectuées sur les rivières de petits systèmes.

Tableau 12 : Résultats des pêches électriques pour les petits systèmes

Espèces \ stations		Rivière Bananier				Rivière Ziotte				Rivière Baillif			
		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)
Poissons	<i>Agonostomus monticola</i>					1	0			31	36		
	<i>Ancistrus triradiatus</i>												
	<i>Anguilla rostrata</i>												
	<i>Arcos nudus</i>					1	0			1	8		
	<i>Awaous banana</i>												
	<i>Ctenogobius sp.</i>												
	<i>Dormitator maculatus</i>												
	<i>Eleotris perniger</i>	34	659			27	79			32	503		
	<i>Gobiomorus dormitor</i>					10	291						
	<i>Microphis brachyurus</i>												
	<i>Mugil curema</i>	1	1										
	<i>Mugil rouge*</i>												
	<i>Oerochromis mossambicus</i>												
	<i>Poecilia reticulata</i>			1	1							30	7
	<i>Poecilia vivipara</i>												
	<i>Pomadasys Crocro</i>												
	<i>Sicydium juvénile</i>									298	55		
	<i>Sicydium orange*</i>												
	<i>Sicydium plumieri</i>	3	8	13	28					58	309		
<i>Sicydium punctatum</i>	3	3	81	69	1	1	7	8	198	163	54	37	
<i>Xiphophorus hellerii</i>											10	4	
Richesse spécifique		4		3		5		1		5		3	
Crustacés	<i>Atya innocous</i>	7	5	1604	5476			158	224			679	2095
	<i>Atya juvénile</i>	4	0	584	247	1	0	309	68	55	8	230	66
	<i>Atya scabra</i>	22	35	36	45	1	0			2	7		
	<i>Gammare*</i>												
	<i>Guinotia dentata</i>											3	119
	<i>Jonga serrei</i>	1	0			4	1						
	<i>Macrobrachium acanthurus</i>	9	60			4	6						
	<i>Macrobrachium carcinus</i>	2	96					1	43				
	<i>Macrobrachium crenulatum</i>	4	20	15	131	1	0			1	5		
	<i>Macrobrachium faustinum</i>	67	50	135	212	39	20	21	46	200	291		
	<i>Macrobrachium heterochirus</i>	11	31	104	234			7	10	13	74	4	17
	<i>Macrobrachium juvénile</i>	1218	181	429	139	228	28	9	4	299	71		
	<i>Micratya poeyi</i>	44	0	1250	125			155	8	152	6		
	<i>Palaemon pandaliformis</i>												
	<i>Potimirim glabra</i>			14	1			56	8			3	1
	<i>Potimirim potimirim</i>												
	<i>Xiphocaris elongata rostre court</i>			368	270			88	50				
<i>Xiphocaris elongata rostre long</i>													
<i>Xiphocaris elongata sp.</i>	304	63			55	1			21	1			
Richesse spécifique		10		8		6		7		6		4	
Total (effectif et masse)		1734	1212	4634	6978	373	427	811	469	1361	1537	1013	2346
Richesse spécifique totale		14		11		11		8		11		7	

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

Sur les Figures 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.

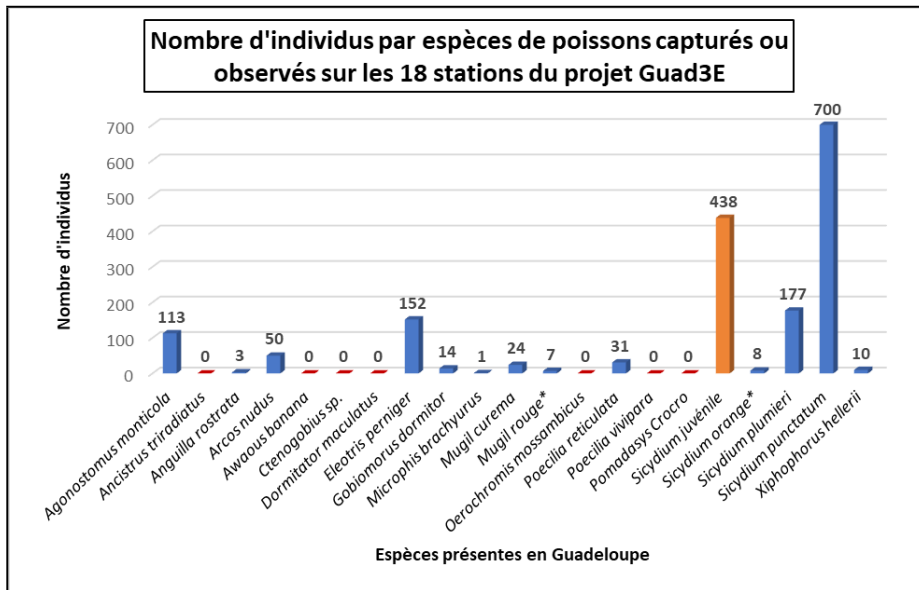


Figure 8 : Nombre d'individus pêchés sur les 18 stations du projet par rapport aux espèces de poissons potentiellement observables

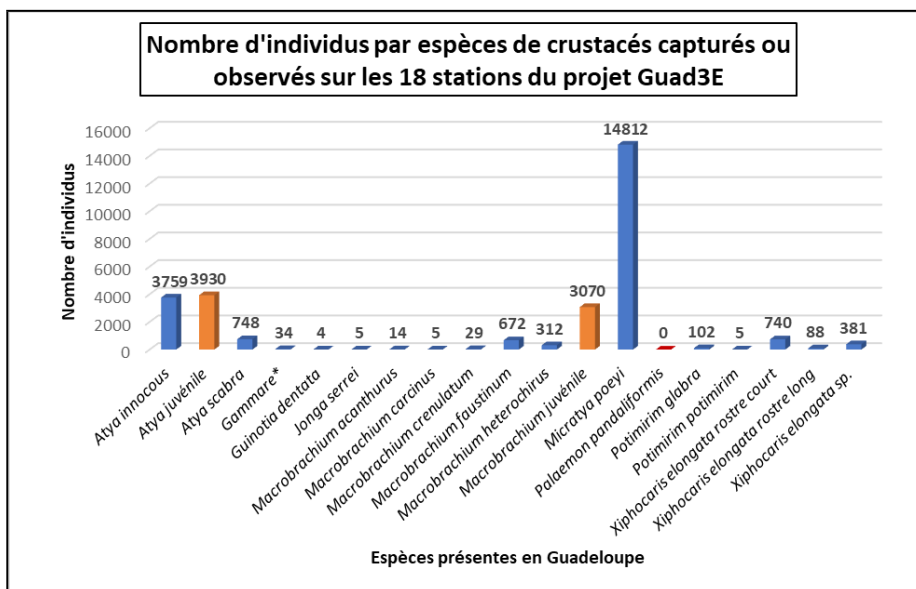


Figure 9 : Nombre d'individus pêchés sur les 18 stations du projet par rapport aux espèces de crustacés potentiellement observables

5.1.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 lorsque l'espèce est également recensée en taille adulte.

Nous pouvons donc voir sur la figure 10, les richesses spécifiques totale, en poissons et en crustacés pour nos 18 stations :

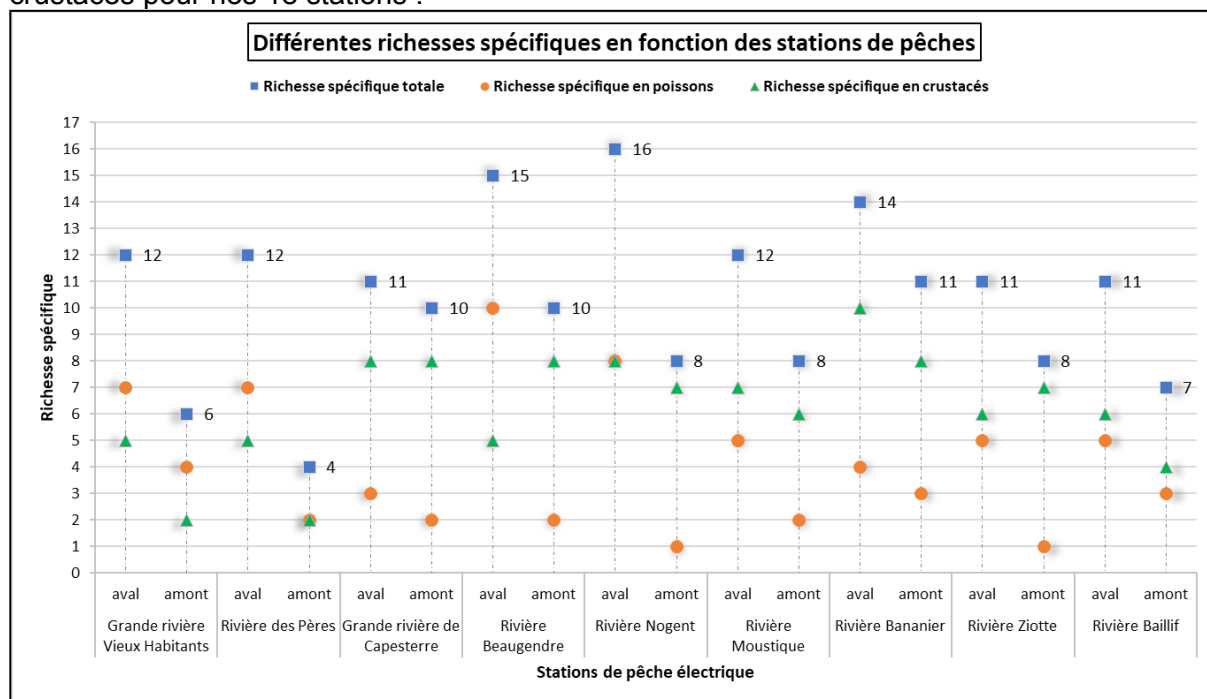


Figure 10 : Les différentes richesses spécifiques (totale, poissons et crustacés) observées pour nos 18 stations

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
- 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 13 ci-dessous :

Tableau 13 : 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

6. Prochaines étapes

Les prochaines étapes sont :

- L'analyse des 18 capsules ADNe de la première campagne
- La seconde campagne de terrain dénommée « saison des pluies » : elle est programmée du 1^{er} juillet au 24 juillet 2019.
- L'envoi des échantillons de la campagne n°2 au laboratoire SPYGEN à l'issue de celle ci
- Une réunion de COPIL en septembre 2019
- L'analyse des capsules « campagne n°2 » par SPYGEN (livraison des résultats vers Octobre/Novembre)
- Comparaison et analyse des données des deux méthodes
- Une réunion du COPIL final : fin 2019/début 2020
- Rédaction du rapport final
- Rédaction d'un article scientifique: 2020

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.

Civade, R. (2016). L'ADN environnemental, méthode moléculaire d'étude de la biodiversité aquatique Une approche innovante.

Civade, R., Dejean, T., Valentini, A., Roset, N., Raymond, J.-C., Bonin, A., Taberlet, P., and Pont, D. (2016). Spatial Representativeness of Environmental DNA Metabarcoding Signal for Fish Biodiversity Assessment in a Natural Freshwater System. *PLOS ONE 11*, e0157366.

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.

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

Pont, D., Rocle, M., Valentini, A., Jean, P., Maire, A., Roset, N., Schabuss, M., Zornig, H., and Dejean, T. (2018). Environmental DNA reveals quantitative patterns of fish biodiversity in large rivers despite its downstream transportation. *Sci. Rep. 8*.

Valentini, A., Taberlet, P., Miaud, C., Civade, R., Herder, J., Thomsen, P.F., Bellemain, E., Besnard, A., Coissac, E., Boyer, F., et al. (2016). Next-generation monitoring of aquatic biodiversity using environmental DNA metabarcoding. *Mol. Ecol. 25*, 929–942.

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*.

Annexes

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)
Petit	Rivière Salée	- NA -	13 (max amont) 10 (max aval)
	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 1: Liste des cours d'eau pré-sélectionnés

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.	Exhaustivité impossible sur les grands cours d'eau (profondeur > 1,5 m ou largeur trop importante).	Réseau de suivi PNG
Pêche partielle par points	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 pêchables du point de prélèvement. Si le point de prélèvement est entièrement prospectable 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 pêchable, 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	Généralement 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 préférences 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 2: Comparaison des différents protocoles de pêche utilisés aux Antilles

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 cm²), 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.



Annexe 4: Liste des rivières dont sont issus les échantillons prélevés pour la constitution de la BDD de référence

Lieu de prélèvement	Nb d'échantillons (PNG)	Nb d'échantillons (GUAD3E)	Lieu de prélèvement	Nb d'échantillons (PNG)	Nb d'échantillons (GUAD3E)
Espèce			Espèce		
CANAL LEPELLETIER			RIVIERE PEROU		
<i>Guinotia dentata</i>	1		<i>Atya innocous</i>	1	
FAJOU			<i>Atya scabra</i>	1	
<i>Poecilia vivipara</i>	3		<i>Macrobrachium faustinum</i>	1	
GRANDE RIV. DE VIEUX-HABITANTS			<i>Macrobrachium heterochirus</i>	1	
<i>Oerochromis sp. (O. mossambicus?)</i>	3		<i>Micratya poeyi</i>	1	
RAV BORINNE			<i>Potimirim glabra</i>	1	
<i>Ancistrus triradiatus</i>	1		<i>Sicydium plumieri</i>	1	
<i>Guinotia dentata</i>	2		<i>Sicydium punctatum</i>	1	
<i>Poecilia reticulata</i>	1		<i>Sicydium sp.</i>		1
<i>Poecilia vivipara</i>	1		<i>Xiphocaris elongata rostre court</i>	1	
RAVINE GRAND BOUCAN			RIVIERE PETITE PLAINE		
<i>Dormitator maculatus</i>	3		<i>Gobiesox nudus</i>	1	
<i>Eleotris perniger</i>	1		<i>Gobiomorus dormitor</i>	1	
<i>Poecilia vivipara</i>	1		<i>Jonga serrei</i>	1	
RIVIERE PEROU			<i>Microphis brachyurus</i>	1	
<i>Palaemon pandaliformis</i>	1		RIVIERE SARCELLE	1	
RIVIERE BANANIER			<i>Potimirim potimirim</i>	1	
<i>Atya innocous</i>	1		RIVIERE VIEUX FORT	5	
<i>Atya scabra</i>	1		<i>Agonostomus monticola</i>	1	
<i>Eleotris perniger</i>	1		<i>Anguilla rostrata</i>	1	
<i>Macrobrachium acanthurus</i>	1		<i>Gobiesox nudus</i>	1	
<i>Macrobrachium carcinus</i>	1		<i>Gobiomorus dormitor</i>	1	
<i>Macrobrachium crenulatum</i>	1		<i>Potimirim potimirim</i>	1	
<i>Macrobrachium faustinum</i>	1		RIVIERE ZIOTTE		
<i>Macrobrachium heterochirus</i>	1		<i>Agonostomus monticola</i>	1	
<i>Micratya poeyi</i>	1		<i>Atya innocous</i>		1
<i>Sicydium plumieri</i>	1		<i>Gobiomorus dormitor</i>	1	
<i>Sicydium punctatum</i>	1		<i>Jonga serrei</i>		1
<i>Xiphocaris elongata rostre long</i>	1		<i>Macrobrachium acanthurus</i>		1
RIVIERE BEAUGENDRE			<i>Macrobrachium carcinus</i>		1
<i>Awaous Banana</i>	1		<i>Macrobrachium crenulatum</i>		1
Crustacés indéterminé		2	<i>Macrobrachium faustinum</i>		1
<i>Ctenogobius fasciatus</i>	1		<i>Macrobrachium heterochirus</i>		1
<i>Microphis brachyurus</i>	1		<i>Potimirim glabra</i>		1
<i>Mugil curema</i>		3	<i>Sicydium plumieri</i>	1	
<i>Pomadasys croco</i>	1		<i>Sicydium punctatum</i>	1	
<i>Sicydium plumieri</i>		1	<i>Xiphocaris elongata rostre court</i>		1
<i>Sicydium sp.</i>		1	RIVIERE BEAUGENDRE		
RIVIERE GRANDE ANSE			<i>Anguilla rostrata</i>	1	
<i>Atya scabra</i>	1		RIVIERE DUPLESSIS	2	
<i>Eleotris perniger</i>	1		<i>Xiphocaris elongata rostre court</i>	2	
<i>Macrobrachium acanthurus</i>	1		RIVIERE GRAND CARBET	1	
<i>Macrobrachium carcinus</i>	1		<i>Awaous Banana</i>	1	
<i>Macrobrachium crenulatum</i>	1		RIVIERE GRANDE ANSE	1	
<i>Macrobrachium faustinum</i>	1		<i>Jonga Serrei</i>	1	
<i>Macrobrachium heterochirus</i>	1		RIVIERE NOGENT	2	
<i>Xiphocaris elongata rostre long</i>	1		<i>Anguilla rostrata</i>	2	
RIVIERE GRANDE PLAINE			SOURCE DE POU CET	3	
<i>Macrobrachium crenulatum</i>	1		<i>Poecilia reticulata</i>	3	

Lieu de prélèvement Espèce	Nb d'échantillons	Nb d'échantillons	Lieu de prélèvement Espèce	Nb d'échantillons	Nb d'échantillons
RIVIERE GROSSE CORDE			GRANDE RIVIERE DE CAPESTERRE		8
<i>Potimirim glabra</i>	2		<i>Atya innocous</i>		1
RIVIERE LAMENTIN			<i>Atya scabra</i>		1
<i>Eleotris perniger</i>	1		<i>Macrobrachium carcinus</i>		1
<i>Gobiomorus dormitor</i>	1		<i>Macrobrachium crenulatum</i>		1
<i>Macrobrachium acanthurus</i>	1		<i>Macrobrachium faustinum</i>		1
<i>Macrobrachium faustinum</i>	1		<i>Macrobrachium heterochirus</i>		1
<i>Micratya poeyi</i>	1		<i>Sicydium plumieri</i>		1
<i>Microphis brachyurus</i>	1		<i>Xiphocaris elongata</i> rostre long		1
<i>Palaemon pandaliformis</i>	1		RIVIERE BAILLIF		2
<i>Poecilia vivipara</i>	1		<i>Sicydium plumieri</i>		1
<i>Potimirim glabra</i>	1		<i>Sicydium sp. (orange)</i>		1
<i>Potimirim potimirim</i>	1		RIVIERE DES PERES		4
<i>Xiphocaris elongata</i> rostre long	1		Crustacés indéterminé		1
RIVIERE LEZARDE			<i>Mugil curema</i>		1
<i>Dormitator maculatus</i>	1		<i>Podomosys croco</i>		1
<i>Eleotris perniger</i>	1		<i>Sicydium plumieri</i>		1
<i>Jonga serrei</i>	2		RIVIERE MOUSTIQUE PETIT-BOURG		9
<i>Macrobrachium carcinus</i>	1		<i>Atya scabra</i>		1
<i>Microphis brachyurus</i>	2		<i>Macrobrachium faustinum</i>		1
<i>Palaemon pandaliformis</i>	2		<i>Potimirim potimirim</i>		2
<i>Potimirim potimirim</i>	1		<i>Prebopyrus pandalicola</i>		3
RIVIERE LOSTAU			<i>Sicydium plumieri</i>		1
<i>Pomadasys croco</i>	1		<i>Xiphocaris elongata</i> rostre long		1
RIVIERE NOGENT					
<i>Agonostomus monticola</i>	1				
<i>Atya innocous</i>	1				
<i>Gobiesox nudus</i>	1				
<i>Macrobrachium acanthurus</i>		1			
<i>Macrobrachium crenulatum</i>		1			
<i>Macrobrachium faustinum</i>		1			
<i>Potimirim potimirim</i>		1			
<i>Sicydium plumieri</i>	1	1			
<i>Xiphocaris elongata</i> rostre long		1			