



Parc national
de la Guadeloupe

TECO in'EAU

SPYGEN®

Marion Labeille

Projet Guad3E Rapport de campagne n°2 : saison pluie

Auteurs (par ordre alphabétique)

Jonathan Grondin

Marion Labeille

Estelle Lefrançois

Willem Louiserre

Joevin Marques

Marie Robert



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 <i>in situ</i>	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.....	16
4.1 Zoom météo.....	16
4.2 Déroulé d'une journée type (non prise en compte des délais de route).....	17
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.....	26
6. Prochaines étapes.....	28
Bibliographie.....	29
Annexes.....	30

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 :

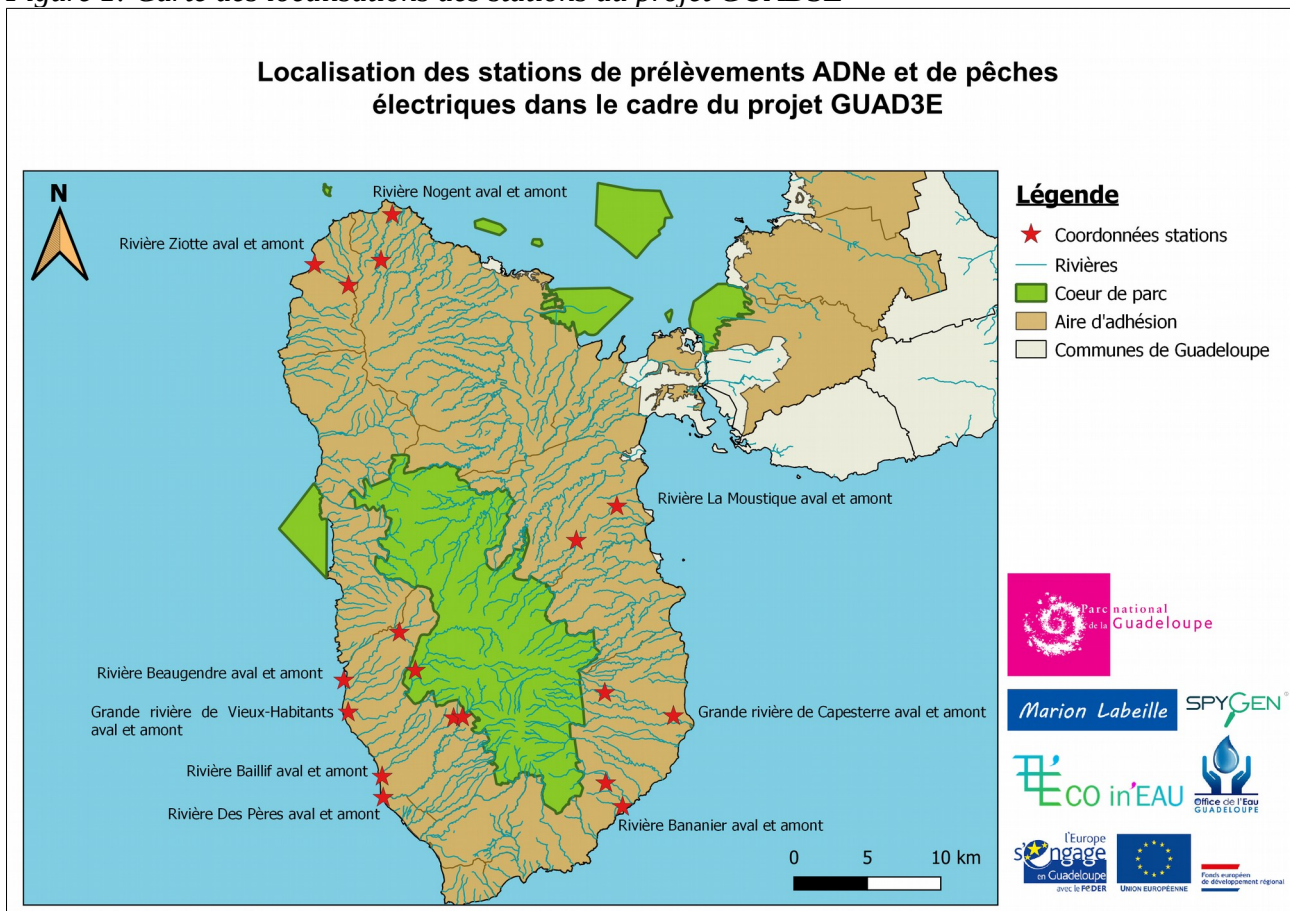
- **Une bonne biodiversité des espèces.** L'objectif de l'étude est de vérifier que la méthode ADNe fonctionne vis-à-vis de la richesse spécifique mise en évidence et de la comparer avec la méthode traditionnelle qu'est la pêche électrique. Travailler sur des cours d'eau à forte biodiversité permet d'extrapoler 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

Contrairement à la première campagne, l'étape de mesure de taille des individus dans le protocole de biométrie n'a pas été effectuée. En effet, les données de taille individuelle de chacun des individus étant nécessaire pour les besoins du stage, celle-ci était peu valorisables dans la suite du projet. De ce fait, seules des cohortes de tailles (de 3 cm pour les adultes) ont été réalisées.

Le protocole mis en place pour cette 2ème campagne 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

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
ESPÈCES MESURABLES	
1. Trier les individus par cohortes (30-60, 60-90, 90-120, etc... mm) 2. Renseigner le nombre d'individus par cohorte 3. Renseigner s'ils sont en mue, grainés ou parasités 4. Relever le taux de mortalité 5. Peser la masse totale de chacune des cohortes	

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.

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_e environnemental (ADN_e)



Figure 4 : Pompe de prélèvement

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_e 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).

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 répliquats 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

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

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.

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.

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.

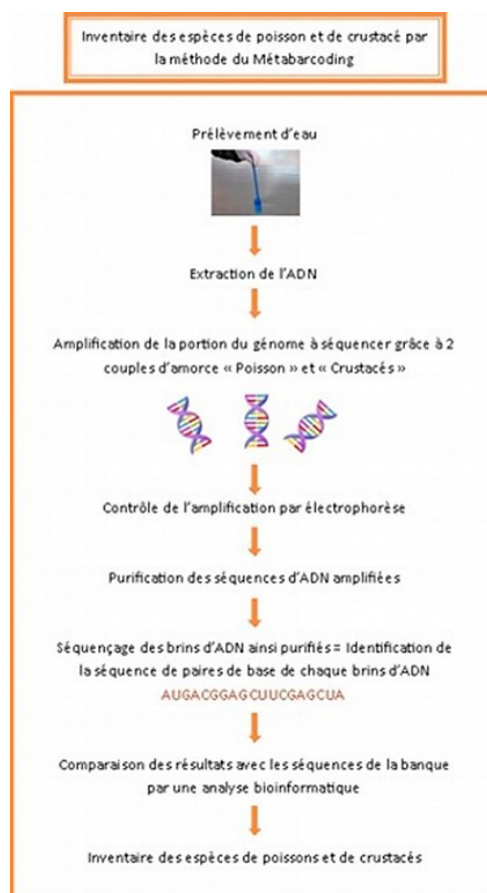


Figure 6: Etapes de la méthode Metabarcoding (Spygen)

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)

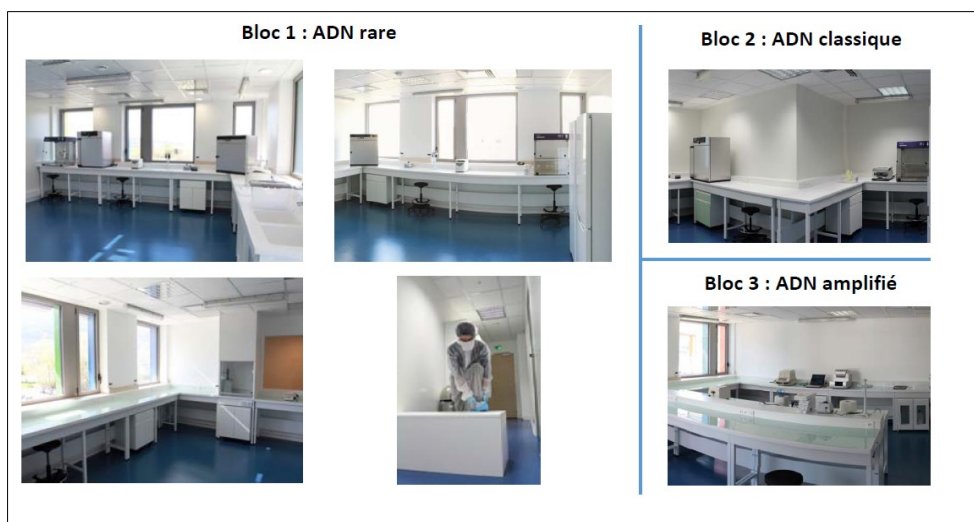


Figure 7 : Les différences salles d'analyse des laboratoires SPYGEN

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 les 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 dans un premier temps lors de pêches réalisées en 2018 (18 mai au 14 août) et lors de la 1ère campagne (11 février au 22 février 2019) selon le protocole SPYGEN présenté en annexe 3 puis envoyés à leur laboratoire pour analyse. Pour compléter cette base de référence, dans un second temps, 67 échantillons de tissus de 18 espèces de poissons (dont 10 étant des espèces provenant de magasins d'aquariophilie) et 17 espèces de crustacés (dont 1 étant une espèce provenant de magasins d'aquariophilie) ont été prélevés lors de cette 2ème campagne de terrain.

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 brachyrus* 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 205 échantillons prélevés dans le milieu naturel en vue de la constitution de la BDD de référence est présentée dans le tableau 3. Vingt espèces, dont *Poecilia reticulata* également prélevés en milieu naturel, ont été achetées en magasin d'aquariophilie (Tableau 4). Ces espèces couramment utilisées en aquariophilie sont susceptibles d'être libérées dans le milieu naturel.

Tableau 3 : 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	Lors de la campagne de pluie GUAD3E
<i>Agonostomus monticola</i>	P	3		4
<i>Ancistrus sp. (triradiatus ou Hypostomus plecostomus ?)</i>	P			1
<i>Ancistrus triradiatus</i>	P	1		
<i>Anguilla rostrata</i>	P	4		4
<i>Armases roberti</i>	C			2
<i>Atya innocous</i>	C	3	2	
<i>Atya lanipes ?</i>	C			3
<i>Atya scabra</i>	C	3	2	1
<i>Awaous Banana</i>	P	2		4
<i>Ctenogobius fasciatus</i>	P	1		
<i>Dormitator maculatus</i>	P	4		
<i>Eleotris perniger</i>	P	5		
<i>Eleotris sp. (perniger ou amblyopsis)</i>	P			3
<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	1
<i>Macrobrachium acanthurus</i>	C	3	2	1
<i>Macrobrachium carcinus</i>	C	3	2	
<i>Macrobrachium crenulatum</i>	C	3	3	
<i>Macrobrachium crenulatum ? (peut-être faustinum)</i>	C			2
<i>Macrobrachium faustinum</i>	C	4	4	
<i>Macrobrachium faustinum ? (peut-être crenulatum)</i>	C			4
<i>Macrobrachium heterochirus</i>	C	3	2	4
<i>Micratya poeyi</i>	C	3		1

<i>Micratya poeyi</i> (orange)	C			1
<i>Microphis brachyurus</i>	C	5		1
<i>Mugil curema</i>	P		4	4
<i>Oerochromis</i> sp. (<i>O. mossambicus</i> ?)	P	3		
<i>Palaemon pandaliformis</i>	C	4		
<i>Poecilia vivipara</i>	P	6		
<i>Poecilia reticulata</i>	P	4		1
<i>Pomadasys croco</i>	P	2	1	2
<i>Potimirim glabra</i>	C	4	1	4
<i>Potimirim potimirim</i>	C	4	3	1
<i>Probopyrus pandalicola</i>	C		3	
<i>Sicydium plumieri</i>	P	4	6	
<i>Sicydium punctatum</i>	P	3		
<i>Sicydium</i> sp. (orange)	P		1	
<i>Sicydium</i> sp. (juvenile et œufs)	P		2	
<i>Xiphocaris elongata</i> (œil blanc / corps bleuté)	C			1
<i>Xiphocaris elongata</i> rostre court	C	3	1	3
<i>Xiphocaris elongata</i> rostre long	C	3	3	2
Crustacé indéterminé (très petite taille)	C		3	
Total		104	46	55

Tableau 4 : Liste des espèces achetées en magasin et prélevées

Espèces achetées en magasin d'aquariophilie en Guadeloupe	Poissons(P) ou Crustacés (C)	Nb d'échantillons (individus entiers, portion d'individus, morceau de nageoires)	
		Pour la première campagne	Complément pour la deuxième campagne
<i>Ancistrus cirrhosus</i>	P	1	1
<i>Ancistrus dolichopterus</i>	P	1	
<i>Brachydanio rerio golden</i> (possiblement même espèce que <i>Danio rerio</i>)	P		1
<i>Branchydanio frankei</i> voile	P	1	
<i>Cambarellus Patzuarensi</i> (orange)	P	1	
<i>Danio rerio</i>	P	1	
<i>Danio rerio arc-en-ciel</i>	P		1
<i>Danio rerio doré</i>	P		1
<i>Danio rerio léopard</i>	P		1
<i>Danio rerio rayé</i>	P		1
<i>Hypostomus plecostomus</i>	P	1	
<i>Molly safran</i>	P	1	
<i>Plecostomus gibbiceps</i>	P	1	
<i>Poecilia reticulata</i>	P	2	
<i>Polypterus endlicheri</i>	P	1	
<i>Pangio kuhlii</i>	P		1
<i>Plecostomus doré</i> (possiblement <i>Hypostomus plecostomus</i>)	P		1
<i>Procambarus alleni</i>	C		1
<i>Xiphophorus Herrerii</i>	P	2	2
<i>Xiphophorus maculatus</i>	P		1
Total		13	12

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-sept 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 1er juillet 2019 et le 24 juillet 2019. Les conditions rencontrées dans les cours d'eau lors des différentes opérations ne correspondaient pas aux conditions attendues pour une campagne de saison des pluies et de hautes 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 juillet. Le début du mois a été plutôt sec et assez bien ensoleillé avec parfois une légère brume de poussières. De plus, la durée d'insolation mensuelle pour cette période de l'année a établi un nouveau record avec une moyenne de 7,6h/jour. En cette saison, les pluies significatives sont générées par le passage des ondes tropicales. Durant la campagne seule une onde aura traversé la Guadeloupe le 13 juillet. En dehors de cette date, le ciel était principalement dégagé avec plusieurs occurrences, parfois denses, de la poussière saharienne contrairement aux conditions plus nuageuses habituellement rencontrées à cette période de l'année. Au final, juillet 2019 aura été le mois de juillet le plus ensoleillé des 23 dernières années et n'aura pas permis de rencontrer les conditions de pluies et de hautes eaux prévues, généralement présentes à cette période de l'année, et recherchées pour cette deuxième campagne (Source : <http://www.meteofrance.gp/climat/suivi-climatique-recent>).

Tableau 5 : Condition d'intervention lors de la campagne n°2

Rivière	Station	Date d'intervention	Hydrologie	Météo jours de l'intervention	Météo jours précédents
Vieux-Habitants	Aval	09/07/2019	Basses eaux	Sec et couvert	Pluie
	Amont	24/07/2019	Basses eaux	Sec et ensoleillé	Sec et ensoleillé
Des Pères	Aval	16/07/2019	Basses eaux	Sec et ensoleillé	Sec et ensoleillé
	Amont	02/07/2019	Basses eaux	Sec et couvert	Sec et couvert
Capesterre	Aval	19/07/2019	Moyennes eaux	Sec et ensoleillé	Sec et ensoleillé
	Amont	10/07/2019	Basses eaux	Sec et couvert	Sec et couvert
Beaugendre	Aval	12/07/2019	Basses eaux	Sec et ensoleillé	Sec et ensoleillé
	Amont	01/07/2019	Moyennes eaux	Sec et ensoleillé	Sec et ensoleillé
Nogent	Aval	04/07/2019	Basses eaux	Sec et ensoleillé	Sec et ensoleillé
	Amont	22/07/2019	Moyennes eaux	Sec et ensoleillé	Pluie
Moustique	Aval	17/07/2019	Basses eaux	Sec et ensoleillé	Sec et ensoleillé
	Amont	15/07/2019	Basses eaux	Sec et couvert	Pluie
Bananier	Aval	03/07/2019	Moyennes eaux	Sec et couvert	Sec et couvert
	Amont	08/07/2019	Moyennes eaux	Sec et couvert	Pluie
Ziotte	Aval	11/07/2019	Basses eaux	Sec et couvert	Sec et couvert
	Amont	05/07/2019	Basses eaux	Sec et couvert	Sec et ensoleillé
Baillif	Aval	18/07/2019	Basses eaux	Sec et couvert	Sec et couvert
	Amont	23/07/2019	Hautes eaux	Sec et ensoleillé	Pluie

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

Durée moyenne de chacune des étapes à réaliser :

- 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)
-  chantillonnage 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 p cher 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)

Lors de la première campagne en saison carême, il avait été décidé de réaliser certaines actions en parallèle afin de réduire la durée globale de l'opération. De ce fait, nous avons repris cette méthodologie de travail qui consistait à :

- 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 p ch s.

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 6 suivant.

Tableau 6 : Informations descriptives de la station

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	09/07/2019	71	25.5	8	103.8	784	non	non	limpide	ouvert
	Amont	24/07/2019	69	24.2	7.2	101.4	683	non	non	limpide	ouvert
Des Pères	Aval	16/07/2019	156	26.1	7.3	98.8	223	oui	non	limpide	ouvert
	Amont	02/07/2019	77	22.6	7.5	88.4	372	non	non	limpide	ouvert
Capesterre	Aval	19/07/2019	58	27.3	7.7	98.2	NA	non	non	limpide	ouvert
	Amont	10/07/2019	61	24.8	7.7	97.8	990	non	non	limpide	Semi ouvert
Beaugendre	Aval	12/07/2019	135	27.1	7.3	90	85.5	oui	non	limpide	ouvert
	Amont	01/07/2019	117	23.5	7.9	96.1	149	non	non	limpide	Semi ouvert
Nogent	Aval	04/07/2019	178	26.9	7.7	84.3	38.5	oui	non	légèrement trouble	complètement ombragé
	Amont	22/07/2019	98	25.8	7.1	92	49.3	oui	non	légèrement trouble	ouvert
Moustique	Aval	17/07/2019	80	27.1	6.5	95.6	855	oui	non	limpide	ouvert
	Amont	15/07/2019	58	25.2	7.2	99.6	482	non	non	limpide	ouvert
Bananier	Aval	03/07/2019	165	26	7.6	94.8	105	oui	non	limpide	Semi ouvert
	Amont	08/07/2019	201	25.7	7.5	96.3	72	oui	non	limpide	ombragé à semi ouvert
Ziotte	Aval	11/07/2019	328	27.4	7.7	76	NA	non	non	limpide	Semi ouvert
	Amont	05/07/2019	101	23.2	7.2	83.8	3	oui	non	limpide	complètement ombragé
Baillif	Aval	18/07/2019	79	28.1	6.7	93.8	NA	oui	non	limpide	ouvert
	Amont	23/07/2019	56	22.1	7.4	96.8	68.6	non	non	limpide	ouvert

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 la plupart des stations exceptés pour les prélèvement N°1 et 2 de la station de Baillif amont, le prélèvement N°1 de la station amont de la rivière Nogent, le prélèvement N°1 de la station Ziotte amont et le N°2 de la station Ziotte aval. La quantité minimale de 30L a largement été obtenue sur la majorité des stations. Seules les eaux des 3 stations suivantes n'ont pas permis de prélever cette quantité minimale : Baillif amont (16 et 20L), Nogent aval (27L) et Nogent amont (16, 11 et 11L).

Divers commentaires potentiellement utiles à l'interprétation des résultats ont été notés et consignés dans le tableau 7 suivant.

Tableau 7 : 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	09/07/2019	1	SPY182760	47	Marion Labeille	Baignade en AMONT pendant les répliquats 1 et 2 Habitat en bord de rivière avec la présence de chèvres, de chiens et de déchets Un agent a traversé la rivière en amont du répliquat 3 + Un agent a fait tombé le sac à capuchon dans la zone stérile, Un bouchon a été perdu	
			2	SPY182751	s.o.	Joévin Marques		
			3	SPY182778	s.o.	Marion Labeille		
	amont	24/07/2019	1	SPY182727	52	Joévin Marques		Peut-être problème de contamination humaine
			2	SPY182709	s.o.	Marie Robert		
			3	SPY182712	s.o.	Marie Robert		
Rivière Des Pères	aval	16/07/2019	1	SPY182714	49	Marie Robert	répliquat 2 fait par Alexia et répliquat 3 fait par Willem répliquat 1 et 2 passage en amont de la zone de prélèvement Répliquat 1 : solution tampon versée au début sans le bouchon du dessous de la capsule répliquat 2 : solution tampon pas versée intégralement	
			2	SPY182716	s.o.	Marion Labeille		
			3	SPY182761	s.o.	Joévin Marques		
	amont	02/07/2019	1	SPY182698	48	Marie Robert		Répliquat 1 et 2 : l'agent a fait les mesures in situ en amont des prélèvements ADNe
			2	SPY192024	s.o.	Joévin Marques		
			3	SPY182693	s.o.	Estelle Lefrançois		
Grande Rivière de Capesterre	aval	19/07/2019	1	SPY182746	49	Joévin Marques	Un agent est tombé en aval du prélèvement Présence de pêcheurs en amont Débit 990 l/s Faciès péchés différents, Pas d'eau dans le bras de rivière de la première campagne	
			2	SPY182731	s.o.	Marie Robert		
			3	SPY182718	s.o.	Marion Labeille		
	amont	10/07/2019	1	SPY182763	47	Marie Robert		
			2	SPY182708	s.o.	Estelle Lefrançois		
			3	SPY182795	s.o.	Marie Robert		
Rivière Beaugendre	aval	12/07/2019	1	SPY182773	58	Marie Robert	Présence de chiens et de murènes sur le site d'échantillonnage Bas du filtre en contact avec l'eau filtré (répliquat 2)	
			2	SPY182752	s.o.	Joévin Marques		
			3	SPY182772	s.o.	Marion Labeille		
	amont	01/07/2019	1	SPY192023	s.o.	Estelle Lefrançois		Volume filtré effectué sur le dernier filtre
			2	SPY182689	s.o.	Marie Robert		
			3	SPY182694	50	Marion Labeille		
Rivière Nogent	aval	04/07/2019	1	SPY182701	27	Marie Robert	Répliquat 2 : crépine a touché la table (Contamination?) Répliquat 3 : pompage à fond (45 litres filtrés)	
			2	SPY182695	s.o.	Marion Labeille		
			3	SPY182696	45	Joévin Marques		
	amont	22/07/2019	1	SPY182722	16	Marion Labeille		répliquat 3 : pompage lent, 11 litres filtrés Répliquat 1 : pompage normal, 16 litres filtrés (9 minutes) eau limpide laiteuse
			2	SPY182793	11	Marie Robert		
			3	SPY182733	11	Marion Labeille		
Rivière Moustique	aval	17/07/2019	1	SPY182705	44	Marion Labeille	capsule 182796: pas la totalité du tampon. Répliquat 2 (Antoine) et répliquat 3 (Alexia)	
			2	SPY182713	s.o.	Joévin Marques		
			3	SPY182711	s.o.	Estelle Lefrançois		
	amont	15/07/2019	1	SPY182796	52	Joévin Marques		
			2	SPY182726	s.o.	Marie Robert		
			3	SPY182721	s.o.	Marie Robert		
Rivière Bananier	aval	03/07/2019	1	SPY182691	46	Estelle Lefrançois	Passage en amont du prélèvement par un agent non désinfecté et désinfecté (répliquat 1 et 2)	
			2	SPY182697	s.o.	Joévin Marques		
			3	SPY182692	s.o.	Marie Robert		
	amont	08/07/2019	1	SPY182690	51	Joévin Marques		Baignade de deux personnes pendant le répliquat 3
			2	SPY182707	s.o.	Marion Labeille		
			3	SPY182706	s.o.	Estelle Lefrançois		
Rivière Ziotte	aval	11/07/2019	1	SPY182734	30	Estelle Lefrançois	14 minutes de filtration seulement pour le répliquat 2	
			2	SPY182762	s.o.	Marion Labeille		
			3	SPY182754	s.o.	Joévin Marques		
	amont	05/07/2019	1	SPY182702	38	Estelle Lefrançois		Pied dans l'eau en amont du prélèvement répliquat 1 (contamination)
			2	SPY182703	s.o.	Joévin Marques		
			3	SPY182700	s.o.	Joévin Marques		
Rivière Baillif	aval	18/07/2019	1	SPY182710	45	Marion Labeille	répliquat 2 : tuyau a touché la table pendant l'installation crépine pas entièrement dans l'eau par moment pendant le prélèvement 2 Niveau d'eau très bas répliquat 2 pompage rapide pendant 9 min puis pompage lent entre 9 et 11 min et fin du pompage à 11 min 50s 14litres à 9min 16litres à 11min Contamination humaine probable sur le répliquat 2 répliquat 1: saturation a 22 min , 20litres prélevé. pompage ralenti a 9 min. Répliquat 3 pompage 30 min sans saturation (pompage lent au début puis rapide à la fin)	
			2	SPY182715	s.o.	Marie Robert		
			3	SPY182717	s.o.	Joévin Marques		
	amont	23/07/2019	1	SPY182729	20	Joévin Marques		
			2	SPY182738	16	Marie Robert		
			3	SPY182704	s.o.	Marion Labeille		

Le tableau 8 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 8 : Caractéristique technique en lien avec les opérations de pêches

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	09/07/2019	71	Pulsé	1000	16	8
	Amont	24/07/2019	69	Pulsé	750	16	15
Des Pères	Aval	16/07/2019	156	Pulsé	500	16	11
	Amont	02/07/2019	77	Pulsé	500	16	10
Capesterre	Aval	19/07/2019	58	Pulsé	500	100	8
	Amont	10/07/2019	61	Pulsé	1000	20	13
Beaugendre	Aval	12/07/2019	135	Pulsé	750	NA	5
	Amont	01/07/2019	117	Pulsé	500	20	6
Nogent	Aval	04/07/2019	178	Continu	250	NA	4
	Amont	22/07/2019	98	Continu	250	0	9
Moustique	Aval	17/07/2019	80	Pulsé	500	16	11
	Amont	15/07/2019	58	Pulsé	750	16	16
Bananier	Aval	03/07/2019	165	Continu	250	NA	7
	Amont	08/07/2019	201	Continu	250	NA	4
Ziotte	Aval	11/07/2019	328	Pulsé	500	16	3
	Amont	05/07/2019	101	Pulsé	500	NA	1
Baillif	Aval	18/07/2019	79	Pulsé	750	10	4*
	Amont	23/07/2019	56	Pulsé	750	NA	4
					*travaux sur le cours d'eau		

4.3 Difficultés rencontrées et remarques

- Météo intervention : l'ensemble des opérations s'est déroulée sans aléas particulier
- Mesure du débit : des mesures de débit n'ont pu être réalisées ou présentent des valeurs qui semblent aberrantes sur 3 stations (Capesterre, Ziotte et Baillif aval). Cela est principalement observé sur des tronçons présentant de "longues" zones de plat où le courant devient lentique ou sur des petits cours d'eau sinueux.
- Prélèvement ADNe et filtration (Cf, tableau 7): 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 9mn 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 3 stations dont 2 stations pour lesquelles le volume ne dépasse pas les 20L et 1 station pour laquelle le volume est très proche des 30L.

- Pêche et biométrie : Une très forte mortalité a été observée sur la station Bananier amont et dans une moindre mesure Des Pères aval.
- Compte tenu des commentaires du tableau 7, un risque de contamination du milieu pour certains échantillons est possible

En revanche :

- La présence d'une quatrième personne « permanente » supplémentaire sur les 5 personnes de l'équipe complète a permis d'être plus efficace que lors de la précédente campagne de terrain.

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 14 espèces de poissons sur 20 espèces présentes dans notre liste (ichtyofaune des rivières de la Guadeloupe et espèces potentiellement envahissantes) et 17 espèces de macro-crustacés parmi 18 espèces également recensées sur notre liste (carcinofaune des rivières de la Guadeloupe).

Nous pouvons retrouver dans le tableau 9 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 9 : Résultats des pêches électriques pour les grands systèmes lors de la 2^{ème} campagne

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>	3	1	7	74	41	87						
	<i>Ancistrus triradiatus</i>												
	<i>Anguilla rostrata</i>	1	1										
	<i>Arcos nudus</i>	27	82	1	9	7	70						
	<i>Awaous banana</i>												
	<i>Carangidae sp.</i>												
	<i>Ctenogobius sp.</i>												
	<i>Dormitator maculatus</i>												
	<i>Eleotris amblyopsis</i>												
	<i>Eleotris pemiger</i>	1	1			6	31						
	<i>Gobiomorus dormitor</i>												
	<i>Microphis brachyurus</i>												
	<i>Mugil curema</i>	1	1										
	<i>Oerochromis mossambicus</i>												
	<i>Poecilia reticulata</i>												
	<i>Poecilia vivipara</i>												
	<i>Pomadasys Crocro</i>												
	<i>Sicydium juvénile</i>					33	5			80	16		
	<i>Sicydium plumieri</i>	29	110	3	59	189	919	14	167	16	16	1	18
	<i>Sicydium punctatum</i>	21	12	8	15	314	329	246	304	58	23	7	4
<i>Xiphophorus hellerii</i>													
Richesse spécifique		7	4	5	2	2	2	2	2	2	2	2	
Crustacés	<i>Armases roberti</i>	1	1										
	<i>Atya innocous</i>							982	5975	42	189	131	501
	<i>Atya juvénile</i>	394	12			242	2			169	78	10	5
	<i>Atya scabra</i>	4	12			1	2			819	1790	27	44
	<i>Cardisoma sp.</i>												
	<i>Guinotia dentata</i>							1	57				
	<i>Jonga serrei</i>												
	<i>Macrobrachium acanthurus</i>												
	<i>Macrobrachium carcinus</i>									2	7	1	1
	<i>Macrobrachium crenulatum</i>									6	34	1	1
	<i>Macrobrachium faustinum</i>	12	7			42	59			67	71	1	1
	<i>Macrobrachium heterochirus</i>	3	27	4	29			5	94	96	415	3	11
	<i>Macrobrachium juvénile</i>	170	17			340	17			345	38	6	3
	<i>Micratya poeyi</i>	278	19	96	30	57	8			1573	112	347	44
	<i>Macrobrachium sp. (MacFau ou MacCre)</i>												
	<i>Palaemon pandaliformis</i>												
	<i>Panulirus argus</i>												
	<i>Potimirim glabra</i>												
	<i>Potimirim potimirim</i>												
	<i>Xiphocaris elongata rostre court</i>	1	1									7	6
<i>Xiphocaris elongata rostre long</i>			2	2	2	1			17	14			
Richesse spécifique		6	3	4	3	8	3	8	8	8	8	8	
Total (effectif et masse)		946	304	121	218	1274	1530	1248	6597	3290	2803	542	639
Richesse spécifique totale		13	7	9	5	10	10	10	10	10	10	10	

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

Dans le tableau 10, nous pouvons retrouver les résultats des pêches effectuées sur les rivières de moyens systèmes.

Tableau 10 : Résultats des pêches électriques pour les moyens systèmes lors de la 2^{ème} campagne

Catégorie	Espèces stations	Rivière Beaugendre				Rivière Nogent				Rivière Moustique				
		aval		amont		aval		amont		aval		amont		
	Espèces	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	
Poissons	<i>Agonostomus monticola</i>	40	499			1	4			21	103	1	1	
	<i>Ancistrus triradiatus</i>													
	<i>Anguilla rostrata</i>					1	73					1	1	
	<i>Arcos nudus</i>	9	39			2	2			1	7			
	<i>Awaous banana</i>													
	<i>Carangidae sp.</i>	1	2											
	<i>Ctenogobius sp.</i>													
	<i>Dormitator maculatus</i>													
	<i>Eleotris amblyopsis</i>	3	1											
	<i>Eleotris perniger</i>	30	494			9	38			5	124			
	<i>Gobiomorus dormitor</i>	1	335			3	136							
	<i>Microphis brachyurus</i>													
	<i>Mugil curema</i>	30	16											
	<i>Oerochromis mossambicus</i>													
	<i>Poecilia reticulata</i>													
	<i>Poecilia vivipara</i>													
	<i>Pomadasys Crocro</i>										2	17		
	<i>Sicydium juvénile</i>										2	1		
	<i>Sicydium plumieri</i>	2	19	10	55	10	26	5	20	5	52	1	1	
	<i>Sicydium punctatum</i>			30	19	11	6	30	7	7	17	3	13	
<i>Xiphophorus hellerii</i>														
Richesse spécifique		8		2		7		2		6		4		
Crustacés	<i>Armases roberti</i>	1	1											
	<i>Atya innocous</i>			244	681			181	391					
	<i>Atya juvénile</i>	4000	40							1300	65	68	2	
	<i>Atya scabra</i>			5	8			4	3	84	166	2	9	
	<i>Cardisoma sp.</i>													
	<i>Guinotia dentata</i>			1	1									
	<i>Jonga serrei</i>					35	1							
	<i>Macrobrachium acanthurus</i>					1	1							
	<i>Macrobrachium carcinus</i>			1	20									
	<i>Macrobrachium crenulatum</i>			10	84	1	2			1	16			
	<i>Macrobrachium faustinum</i>					29	15	35	73	43	60	13	25	
	<i>Macrobrachium heterochirus</i>				19	104				3	47			
	<i>Macrobrachium juvénile</i>	437	29	15	16	166	17			62	10	6	2	
	<i>Micratya poeyi</i>	8	1	797	113	257	18	556	65	5158	691	747	147	
	<i>Macrobrachium sp. (MacFau ou MacCre)</i>													
	<i>Palaemon pandaliformis</i>													
	<i>Panulirus argus</i>													
	<i>Potimirim glabra</i>							71	20					
	<i>Potimirim potimirim</i>							3	1					
	<i>Xiphocaris elongata rostre court</i>							303	188					
<i>Xiphocaris elongata rostre long</i>	2	1	13	16	37	23			1	1	29	20		
Richesse spécifique		3		8		6		7		6		4		
Total (effectif et masse)		4564	1477	1145	1117	563	362	1188	768	6695	1377	871	221	
Richesse spécifique totale		11		10		13		9		12		8		

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

Et pour finir, dans le tableau 11, nous pouvons retrouver les résultats des pêches effectuées sur les rivières de petits systèmes.

Tableau 11 : Résultats des pêches électriques pour les petits systèmes lors de la 2^{ème} campagne

Catégorie	Espèces \ stations	Rivière Bananier				Rivière Ziotte				Rivière Baillif				Nombre d'individus pêchés sur les 18 stations	
		aval		amont		aval		amont		aval		amont			
	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	1			16	26							131	
	<i>Ancistrus triradiatus</i>													0	
	<i>Anguilla rostrata</i>	1	668			3	159							7	
	<i>Arcos nudus</i>					7	13							54	
	<i>Awaous banana</i>													0	
	<i>Carangidae sp.</i>													1	
	<i>Ctenogobius sp.</i>													0	
	<i>Dormitator maculatus</i>													0	
	<i>Eleotris amblyopsis</i>													3	
	<i>Eleotris permiger</i>					116	257			1	1			168	
	<i>Gobiomorus dormitor</i>					20	441							24	
	<i>Microphis brachyurus</i>					1	1							1	
	<i>Mugil curema</i>													31	
	<i>Oerochromis mossambicus</i>													0	
	<i>Poecilia reticulata</i>	1	1	5	1							58	12	64	
	<i>Poecilia vivipara</i>													0	
	<i>Pomadasys Crocro</i>													2	
	<i>Sicydium juvénile</i>				28	9									143
	<i>Sicydium plumieri</i>	12	19	24	60	30	9								351
	<i>Sicydium punctatum</i>	64	26	118	113	4	2	6	6	6	1	74	53	1007	
<i>Xiphophorus helleri</i>			1	1							12	5	13		
	Richesse spécifique	5		4		8		1		2		3			
Crustacés	<i>Amases roberti</i>					2	7			1	1			5	
	<i>Atya innocous</i>	17	18	1499	4613			378	234			1356	2339	4830	
	<i>Atya juvénile</i>	72	410	323	84	33	1			1	1			6612	
	<i>Atya scabra</i>	25	46	40	133									1011	
	<i>Cardisoma sp.</i>					1	1							1	
	<i>Guinotia dentata</i>									1	1	26	301	29	
	<i>Jonga serrei</i>	8	1			32	1							75	
	<i>Macrobrachium acanthurus</i>	2	9			3	3							6	
	<i>Macrobrachium carcinus</i>			5	51									9	
	<i>Macrobrachium crenulatum</i>	30	88	37	200			15	76					101	
	<i>Macrobrachium faustinum</i>	303	156	176	223	15	9	15	27					751	
	<i>Macrobrachium heterochirus</i>	12	11	66	127	1	1	3	11			2	11	217	
	<i>Macrobrachium juvénile</i>	540	96	202	71	691	63	5	3	2	1			2987	
	<i>Micratya poeyi</i>	653	32	2212	193	2	1	43	9					12784	
	<i>Macrobrachium sp. (MacFau ou MacCre)</i>							12	51					12	
	<i>Palaemon pandaliformis</i>													0	
	<i>Panulirus argus</i>									1	1			1	
	<i>Potimirim glabra</i>			60	6			118	26			7	2	256	
	<i>Potimirim potimirim</i>	1	1	2	1									6	
	<i>Xiphocaris elongata rostre court</i>			238	68	111	9							660	
<i>Xiphocaris elongata rostre long</i>	1386	387					140	123					1629		
	Richesse spécifique	10		10		9		7		5		4			
	Total (effectif et masse)	3128	1970	5036	5954	1088	1004	735	566	13	7	1535	2723		
	Richesse spécifique totale	15		14		17		8		7		7			

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

Sur les Figures 8 et 9 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.

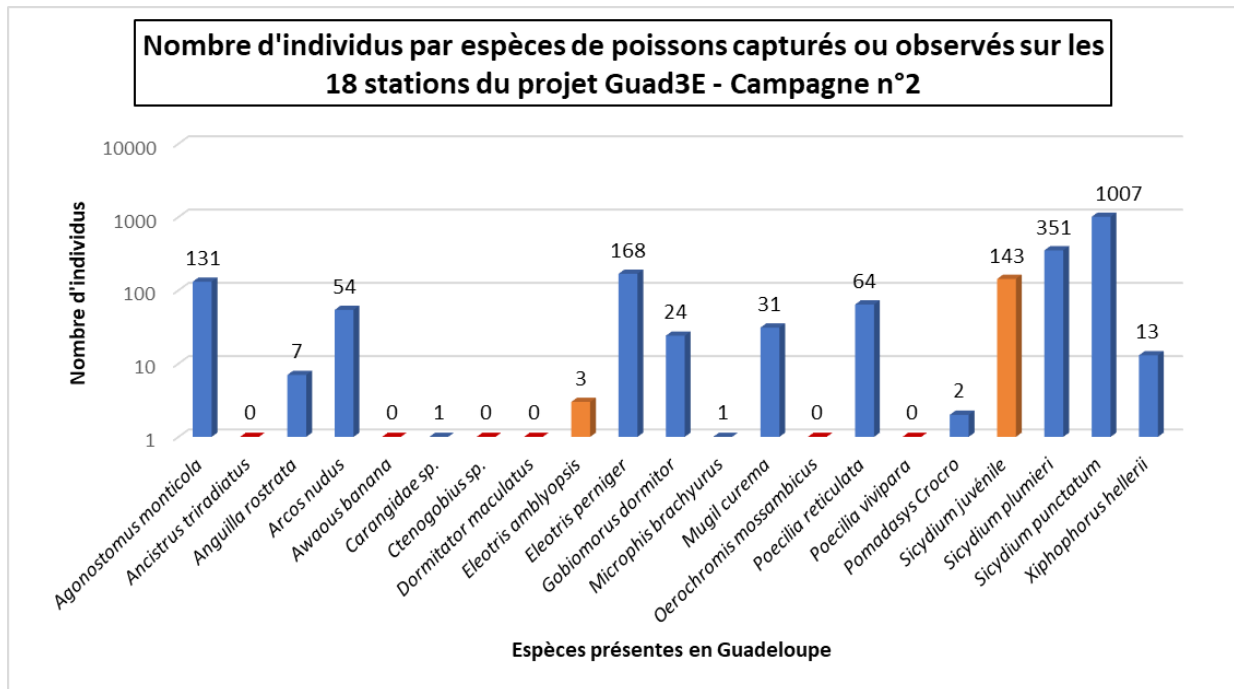


Figure 8 : Nombre d'individus pêchés ou observés sur les 18 stations du projet lors de la 2^{ème} campagne

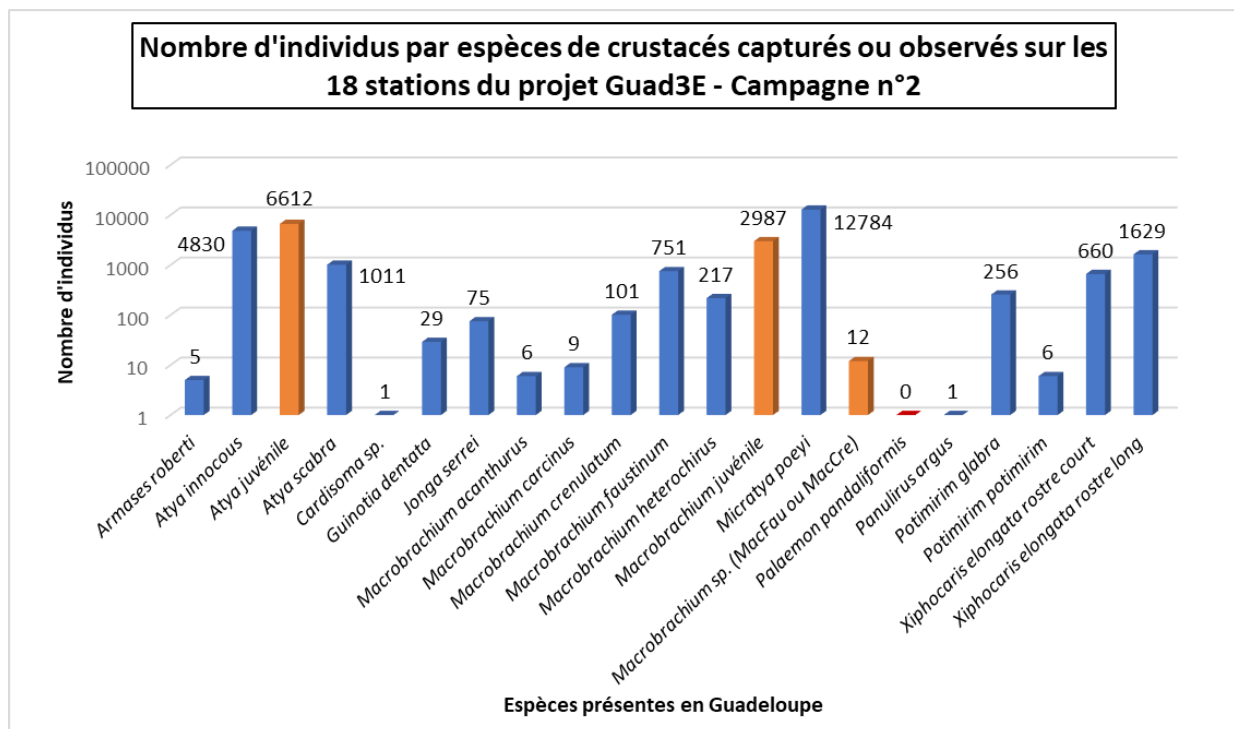


Figure 9 : Nombre d'individus pêchés ou observés sur les 18 stations du projet lors de la 2^{ème} campagne

5.1.b Richesse spécifique

La richesse spécifique est un indicateur sur le nombre d'espèces présentes dans notre milieu. 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 :

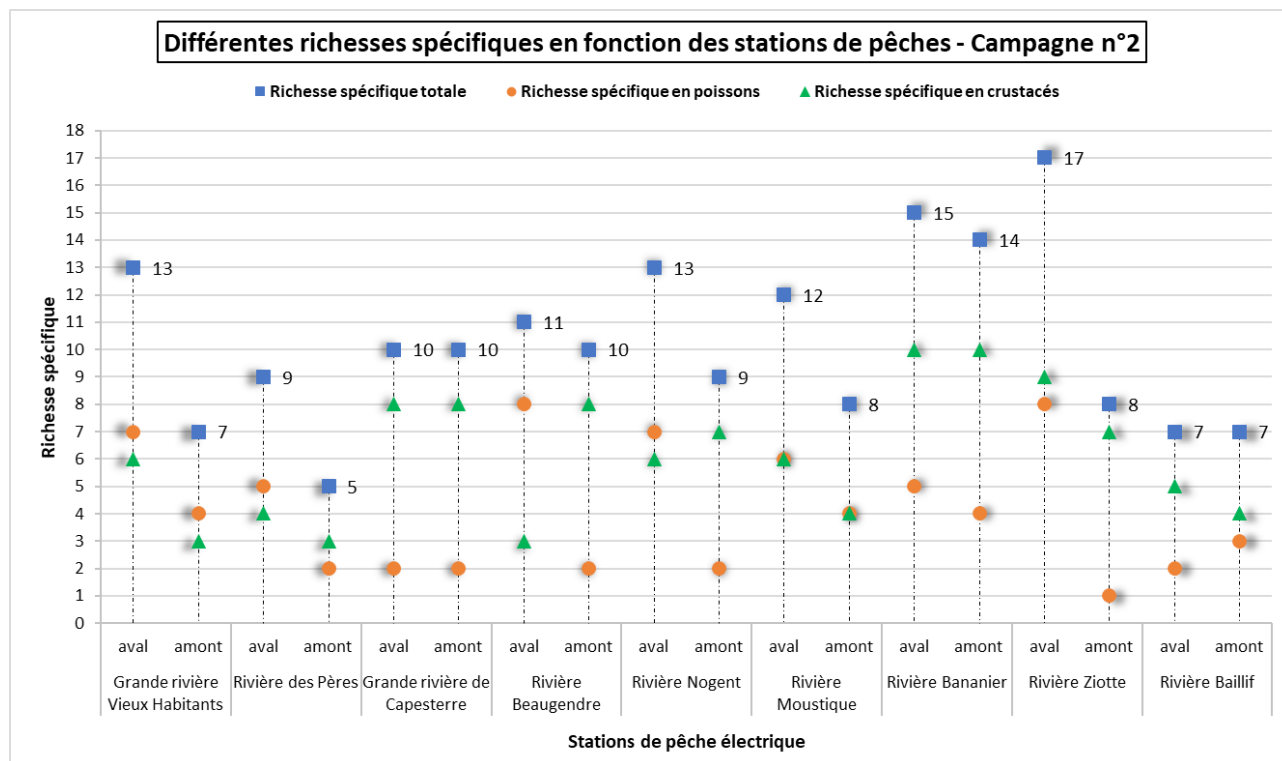


Figure 10 : Les différentes richesses spécifiques (totale, poissons et crustacés) observées pour nos 18 stations lors de la 2^{ème} campagne

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 17 espèces.
- Concernant les poissons, elle est de 4.1 espèces avec un maximum de 8.
- Pour les crustacés de 6.2 espèces avec un maximum de 10 espèces.

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 12 ci-dessous :

Tableau 12 : Comparaison des richesses spécifiques entre espèces et entre les stations aval/amont

Richesse spécifique	Totale = poissons + crustacés	Poissons	Crustacés
Moyenne aval	11.9	5.6	6.3
Moyenne amont	8.7	2.7	6.0
Maximum aval	17.0	8.0	10.0
Maximum amont	14.0	4.0	10.0
Moyenne sur 18 stations	10.3	4.1	6.2
Maximum sur 18 stations	17.0	8.0	10.0

6. Prochaines étapes

Les prochaines étapes sont :

- La présentation des premiers résultats au congrès Caribbean Science and Innovation Meeting à l'Université des Antilles
- Une réunion de COPIL le 29 octobre 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 BDD – 07/2018	Nb d'échantillons (Compléments C1 / C2 GUAD3E)	Lieu de prélèvement	Nb d'échantillons BDD – 07/2018	Nb d'échantillons (Compléments C1 / C2 GUAD3E)
ESPECE			ESPECE		
CANAL LEPelletier	1	0	RIVIERE PEROU	9	1
<i>Guinotia dentata</i>	1		<i>Atya innocous</i>	1	
FAJOU	3	0	<i>Atya scabra</i>	1	
<i>Poecilia vivipara</i>	3		<i>Macrobrachium faustinum</i>	1	
GRANDE RIV. DE VIEUX-HABITANTS	3	4	<i>Macrobrachium heterochirus</i>	1	
<i>Micratya poeyi</i>		1	<i>Micratya poeyi</i>	1	
<i>Mugil curema</i>		1	<i>Potimirim glabra</i>	1	
<i>Macrobrachium heterochirus</i>		1	<i>Sicydium plumieri</i>	1	
<i>Oerochromis sp. (O. mossambicus?)</i>	3		<i>Sicydium punctatum</i>	1	
<i>Xiphocaris elongata rostre long</i>		1	<i>Sicydium sp.</i>		1
RAV BORINNE	5	0	<i>Xiphocaris elongata rostre court</i>	1	
<i>Ancistrus triradiatus</i>	1		RIVIERE PETITE PLAINE	4	0
<i>Guinotia dentata</i>	2		<i>Gobiesox nudus</i>	1	
<i>Poecilia reticulata</i>	1		<i>Gobiomorus dormitor</i>	1	
<i>Poecilia vivipara</i>	1		<i>Jonga serrei</i>	1	
RAVINE GRAND BOUCAN	5	0	<i>Microphis brachyurus</i>	1	
<i>Dormitator maculatus</i>	3		RIVIERE SARCELLE	1	0
<i>Eleotris permiger</i>	1		<i>Potimirim potimirim</i>	1	
<i>Poecilia vivipara</i>	1		RIVIERE VIEUX FORT	5	0
RIVIERE PEROU	1	0	<i>Agonostomus monticola</i>	1	
<i>Palaemon pandaliformis</i>	1		<i>Anguilla rostrata</i>	1	
RIVIERE BANANIER	12	2	<i>Gobiesox nudus</i>	1	
<i>Anguilla rostrata</i>		1	<i>Gobiomorus dormitor</i>	1	
<i>Atya innocous</i>	1		<i>Potimirim potimirim</i>	1	
<i>Atya scabra</i>	1		RIVIERE ZIOTTE	4	18
<i>Eleotris permiger</i>	1		<i>Agonostomus monticola</i>	1	
<i>Macrobrachium acanthurus</i>	1		<i>Anguilla rostrata</i>		2
<i>Macrobrachium carcinus</i>	1		<i>Armases roberti</i>		1
<i>Macrobrachium crenulatum</i>	1		<i>Atya innocous</i>		1
<i>Macrobrachium faustinum</i>	1		<i>Atya sp. (A. lanipes ?)</i>		3
<i>Macrobrachium heterochirus</i>	1		<i>Gobiomorus dormitor</i>	1	
<i>Micratya poeyi</i>	1		<i>Jonga serrei</i>		1
<i>Potimirim potimirim</i>		1	<i>Macrobrachium acanthurus</i>		1
<i>Sicydium plumieri</i>	1		<i>Macrobrachium carcinus</i>		1
<i>Sicydium punctatum</i>	1		<i>Macrobrachium crenulatum</i>		3
<i>Xiphocaris elongata rostre long</i>	1		<i>Macrobrachium faustinum</i>		2
RIVIERE BEAUGENDRE	4	15	<i>Macrobrachium heterochirus</i>		1
<i>Agonostomus monticola</i>		3	<i>Potimirim glabra</i>		1
<i>Armases roberti</i>		1	<i>Sicydium plumieri</i>	1	
<i>Awaous Banana</i>	1		<i>Sicydium punctatum</i>	1	
Crustacés indéterminé		2	<i>Xiphocaris elongata rostre court</i>		1
<i>Ctenogobius fasciatus</i>	1		RIVIERE DUPLESSIS	2	0
<i>Eleotris permiger</i>		2	<i>Xiphocaris elongata rostre court</i>	2	
<i>Macrobrachium faustinum</i>		1	RIVIERE GRAND CARBET	1	0
<i>Microphis brachyurus</i>	1		<i>Awaous Banana</i>	1	
<i>Mugil curema</i>		3	RIVIERE GRANDE ANSE	1	0
<i>Pomadasys croco</i>	1		<i>Jonga Serrei</i>	1	
<i>Sicydium plumieri</i>		1	RIVIERE NOGENT	2	0
<i>Sicydium sp.</i>		1	<i>Anguilla rostrata</i>	2	
<i>Xiphocaris elongata rostre long</i>		1	SOURCE DE POU CET	3	0
RIVIERE GRANDE ANSE	8	0	<i>Poecilia reticulata</i>	3	
<i>Atya scabra</i>	1		GRANDE RIVIERE DE CAPESTERRE	0	11
<i>Eleotris permiger</i>	1		<i>Atya innocous</i>		1
<i>Macrobrachium acanthurus</i>	1		<i>Atya scabra</i>		2
<i>Macrobrachium carcinus</i>	1		<i>Macrobrachium carcinus</i>		1
<i>Macrobrachium crenulatum</i>	1		<i>Macrobrachium crenulatum</i>		1
<i>Macrobrachium faustinum</i>	1		<i>Macrobrachium faustinum</i>		1
<i>Macrobrachium heterochirus</i>	1		<i>Macrobrachium heterochirus</i>		2
<i>Xiphocaris elongata rostre long</i>	1		<i>Sicydium plumieri</i>		1
RIVIERE GRANDE PLAINE	1	0	<i>Xiphocaris elongata rostre court</i>		1
<i>Macrobrachium crenulatum</i>	1		<i>Xiphocaris elongata rostre long</i>		1

Lieu de prélèvement	Nb d'échantillons BDD – 07/2018	Nb d'échantillons (Compléments C1 / C2 GUAD3E)	Lieu de prélèvement	Nb d'échantillons BDD – 07/2018	Nb d'échantillons (Compléments C1 / C2 GUAD3E)
Espèce			Espèce		
RIVIERE GROSSE CORDE	2	0	RIVIERE BAILLIF	0	6
<i>Potimirim glabra</i>	2		<i>Macrobrachium heterochirus</i>		2
RIVIERE LAMENTIN	11	0	<i>Potimirim glabra</i>		2
<i>Eleotris permyer</i>	1		<i>Sicydium plumieri</i>		1
<i>Gobiomorus dormitor</i>	1		<i>Sicydium sp. (orange)</i>		1
<i>Macrobrachium acanthurus</i>	1		RIVIERE DES PERES	0	5
<i>Macrobrachium faustinum</i>	1		Crustacés indéterminé		1
<i>Micratya poeyi</i>	1		<i>Eleotris permyer</i>		1
<i>Microphis brachyurus</i>	1		<i>Mugil curema</i>		1
<i>Palaemon pandaliformis</i>	1		<i>Pomadasys crocro</i>		1
<i>Poecilia vivipara</i>	1		<i>Sicydium plumieri</i>		1
<i>Potimirim glabra</i>	1		RIVIERE MOUSTIQUE PETIT-BOURG	0	11
<i>Potimirim potimirim</i>	1		<i>Alya scabra</i>		1
<i>Xiphocaris elongata rostre long</i>	1		<i>Macrobrachium faustinum</i>		1
RIVIERE LOSTAU	1	0	<i>Pomadasys crocro</i>		2
<i>Pomadasys croco</i>	1		<i>Potimirim potimirim</i>		2
RIVIERE NOGENT	4	18	<i>Prebopyrus pandalicola</i>		3
<i>Agonostomus monticola</i>	1	1	<i>Sicydium plumieri</i>		1
<i>Anguilla rostrata</i>		1	<i>Xiphocaris elongata rostre long</i>		1
<i>Alya innocous</i>	1		RIVIERE AUX HERBES	0	10
<i>Gobiesox nudus</i>	1		<i>Ancistrus sp.</i>		1
<i>Jonga serrei</i>		1	<i>Awaous banana</i>		4
<i>Macrobrachium acanthurus</i>		2	<i>Microphis lineatus</i>		1
<i>Macrobrachium crenulatum</i>		1	<i>Mugil curema</i>		3
<i>Macrobrachium faustinum</i>		3	<i>Poecilia reticulata</i>		1
<i>Micratya poeyi</i>		1	RIVIERE LEZARDE	10	0
<i>Potimirim glabra</i>		2	<i>Dormitator maculatus</i>	1	
<i>Potimirim potimirim</i>		1	<i>Eleotris permyer</i>	1	
<i>Sicydium plumieri</i>	1	1	<i>Jonga serrei</i>	2	
<i>xiphocaris elongata(oeil blanc/corps bleuté)</i>		1	<i>Macrobrachium carcinus</i>	1	
<i>xiphocaris elongata rostre court</i>		2	<i>Microphis brachyurus</i>	2	
<i>Xiphocaris elongata rostre long</i>		1	<i>Palaemon pandaliformis</i>	2	
RIVIERE BEAUGENDRE	1	0	<i>Potimirim potimirim</i>	1	
<i>Anguilla rostrata</i>	1				