



Parc national
de la Guadeloupe



Projet Guad3E

Rapport final – 1^{er} juillet 2021

Auteurs

Joévin Marques (joevin.marques@guadeloupe-parcnational.fr)

Jonathan Grondin (jonathan.grondin@spygen.com)

Marion Labeille (marionlabeille@yahoo.fr)

Estelle Lefrançois (estelle.lefrancois@eco-in-eau.fr)

Marie Robert (marie.robert@guadeloupe-parcnational.fr)

Alice Valentini (alice.valentini@spygen.com)

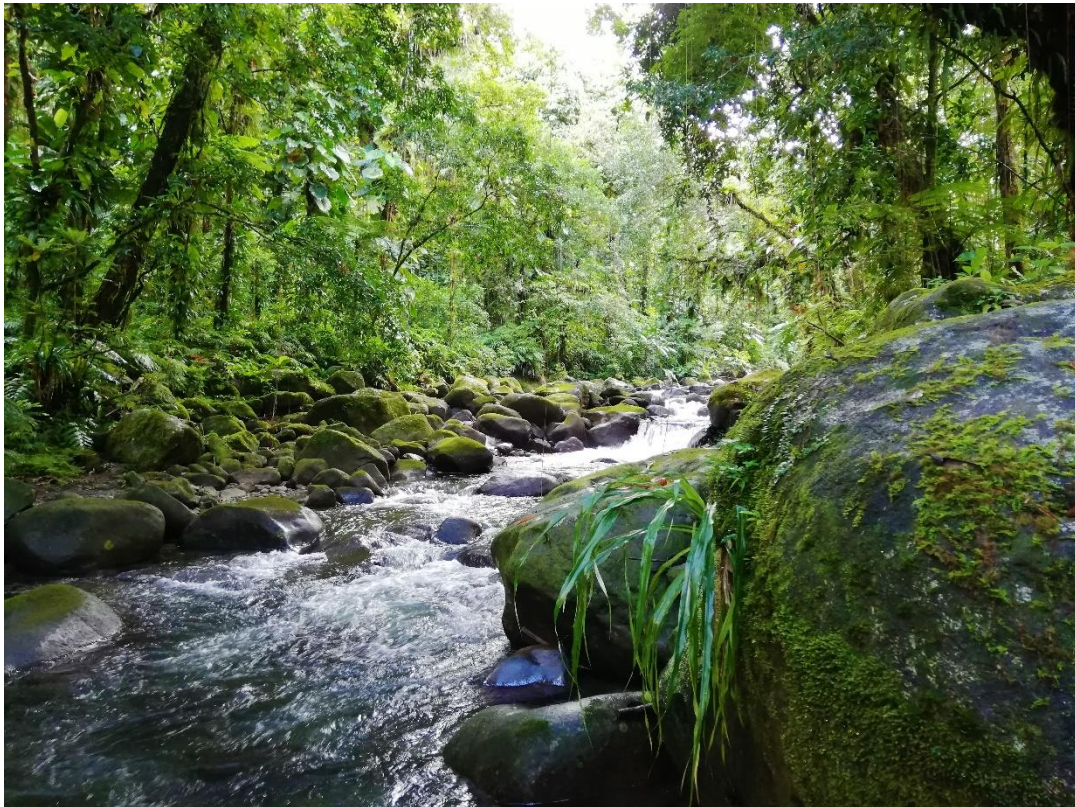


Table des matières

I.	Contexte, objectifs, financements et gouvernance du projet GUAD3E.....	4
I.1	Contexte	4
I.2	Objectifs	5
I.2.a	La méthode par ADNe : Définition	5
I.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	6
I.2.c	Tester la méthode d'inventaire par ADNe sous nos latitudes	6
I.3	Financement du projet.....	7
I.4	Gouvernance	8
II.	Choix des sites	9
II.1	Réflexion menée	9
II.2	Liste des rivières choisies	10
III.	Méthodes utilisées	11
III.1	Constitution d'une base de références génétiques.....	11
III.1.a	Collecte du matériel génétique	11
III.1.b	Bases de références génétiques Poissons et Crustacés	13
III.2	Application de la méthode ADNe	15
III.2.a	Protocole et matériel d'échantillonnage	16
III.2.b	Analyses ADNe	16
III.3	Protocole de pêche électrique	18
III.3.a	Réflexion concernant le choix du protocole	18
III.3.b	Protocole établi	19
III.4	Biométrie des espèces pêchées	20
III.5	Description de la station et mesures <i>in situ</i>	21
IV.	Résultats des campagnes de terrain	22
IV.1	Liste des espèces retenues pour les analyses.....	22
IV.2	Résultats des inventaires par pêche électrique	24
IV.3	Résultats des inventaires par la méthode ADNe avant nettoyage des données	24
V.	Comparaison des méthodes « pêche électrique » et « ADNe » en présence/absence	24
V.1	Comparaison des tableaux d'inventaires : détection des espèces en présence/absence ..	24
V.2	Comparaison des richesses spécifiques	28
V.3	Comparaison des communautés d'espèces obtenues par pêche électrique et par ADNe en présence/absence.....	29

Projet Guad3E : Rapport final

VI. Analyses d'un paramètre pouvant influencer la détection des espèces par la méthode ADNe : la taille des systèmes	31
VII. Discussion.....	32
VIII. Choix du protocole et mise en œuvre.....	35
IX. Conclusions.....	36
X. Bibliographie	38
XI. Annexes	40
Annexe 1.....	40
Annexe 2.....	41
Annexe 3.....	42
Annexe 4.....	43
Annexe 5.....	45
Annexe 6.....	46
Annexe 7.....	50
Annexe 8.....	54
Annexe 9.....	58
Annexe 10.....	60
Annexe 11.....	61

I. Contexte, objectifs, financements et gouvernance du projet GUAD3E

I.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. Par l'efficacité de leur système de reproduction, divers mécanismes de compétition mais également d'autres facteurs plus complexes, ces espèces arrivent à coloniser les habitats des espèces indigènes et s'approprient 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 les plus préoccupantes présente en milieu aquatique est un poisson d'aquarium communément appelée "Pléco". Il s'agit en fait d'un complexe d'espèces du genre *Ancistrus sp.*, au fort potentiel reproducteur et potentiellement très concurrente de *Sicydium sp.*, poisson autochtone du territoire. Une étude réalisée en juin 2015 par le Parc national de la Guadeloupe (Robert, 2015) confirme que l'espèce *Ancistrus sp.* valide les 4 étapes du processus d'invasion biologique (introduction, établissement, prolifération, impacts) telles que définies par le ministère de l'environnement. Dans l'état actuel de nos connaissances, le pléco a déjà colonisé la ravine Borine sur Saint-Claude, la ravine Monchéri aux Abymes et certaines mares de Grande Terre (Poucet, Port blanc).

D'autres espèces, figurant dans la liste des 100 espèces les plus envahissantes au monde (UICN, 2007), sont présentes dans le milieu dulçaquicole guadeloupéen : le tilapia (*Oreochromis mossambicus*) et la tortue de Floride (*Trachemys scripta elegans*). On les retrouve essentiellement en aval de rivières et dans les mares de Grande-Terre.

Ont également été introduits dans le milieu naturel *Poecilia reticulata* et *Poecilia vivipara* dans le cadre de la lutte contre les moustiques. Aucune étude de suivi de leur introduction n'a été mise en place à l'époque (1970). Il n'est donc pas possible de dire avec certitude que l'introduction de ces espèces dans le milieu ait impacté ou non la répartition des espèces comme *Ctenogobius sp.*, *Kryptolebias marmoratus*, *Eleotris perniger* ou *Arcos nudus*. Cependant, plusieurs références

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

bibliographies mettent en évidence un impact négatif de ces espèces sur les populations ichtyologiques autochtones dans d'autres pays (Walsh *et al.*, 2010 ; Bassar *et al.*, 2012).

On observe également la présence de *Xiphophorus hellerii* et *Xiphophorus maculatus*, venant à priori de relâchés d'aquarium dans le milieu naturel. En Australie et en Iran, l'introduction de ces espèces provoque des désordres écologiques sur les milieux colonisés (Warburton K., & Madden C., 2003 ; Esmaeili *et al.*, 2014).

La stratégie de suivi et de prévention de l'invasion biologique aux Antilles Françaises (DEAL, 2013) préconise une amélioration de la connaissance des invasions avérées ou potentielles sur le territoire. Cette connaissance implique la réalisation d'études et de recherches spécifiques permettant de mieux évaluer l'état actuel de l'importance de l'invasion et ainsi de prévoir l'évolution du phénomène.

Le projet Guad3E est cohérent avec cette stratégie et a pour but de tester une méthode de détection innovante et de surveillance des EEE aquatiques animales basées sur l'ADNe. Plus précisément de la tester pour les espèces de poissons et de crustacés de Guadeloupe en comparant les résultats aux inventaires réalisés par la méthode traditionnelle de pêche électrique.

I.2 Objectifs

Ce projet a plusieurs objectifs qui consistent :

- 1- Dans un premier temps de créer une **base de données de références génétiques** des espèces de poissons et crustacés des milieux dulçaquicoles de Guadeloupe
- 2- Dans un second temps, comme vu précédemment, de **tester la méthode d'inventaire par ADNe** sous nos latitudes tropicales en analysant les points suivants :
 - Est-ce que les inventaires ADNe sont aussi efficaces que les inventaires de pêche électrique traditionnellement réalisées pour les espèces aquatiques dulçaquicoles en présence/absence ?
 - Quel est le nombre de répliqués nécessaires sur le terrain pour la méthode ADNe aux Antilles ?
 - A quelle période de l'année est-il préférable de réaliser les inventaires ?
 - Quels paramètres peuvent influencer la méthode par ADNe ?

I.2.a La méthode par ADNe : Définition

L'ADN environnemental (ADNe) est l'ADN qui peut être extrait à partir d'échantillons environnementaux tels que le sol, l'eau ou l'air, sans avoir besoin d'isoler au préalable des individus cibles (Taberlet *et al.*, 2012). Il est constitué d'ADN intracellulaire provenant de cellules vivantes et d'ADN extracellulaire issu de cellules dont la structure a été dégradée. Il est caractérisé par un mélange complexe d'ADN nucléaire, mitochondrial ou chloroplastique provenant de différents organismes.

Il existe deux principales approches basées sur l'ADNe : l'ADNe **Barcoding** et l'ADNe **Metabarcoding**.

L'**ADNe Barcoding** vise à détecter une espèce cible dans l'environnement. Avec cette approche spécifique, l'ADN est extrait à partir d'un échantillon environnemental puis amplifié par PCR³ ou qPCR⁴ en utilisant un couple d'amorces spécifique pour l'espèce recherchée. L'espèce ciblée est considérée comme étant présente dans l'écosystème étudié lorsque son ADN est amplifié par les amorces. La principale limite de cette approche est qu'elle permet de détecter uniquement l'espèce recherchée, ce qui rend impossible la détection d'espèces non attendues dans l'écosystème étudié, comme par exemple des espèces exotiques.

L'**ADNe Metabarcoding** (ou approche multi spécifique) a été développé pour pallier les limites de l'approche ADNe Barcoding. L'ADN est extrait à partir d'un échantillon environnemental, amplifié en utilisant des amorces spécifiques à un groupe taxonomique donné (poissons, vertébrés, bactéries, etc.), puis séquencé à l'aide d'un séquenceur nouvelle génération (NGS). Cette approche « en aveugle » permet d'identifier simultanément plusieurs taxons appartenant à un même groupe taxonomique sans connaissance "a priori" des espèces susceptibles d'être présentes dans le milieu étudié (Taberlet *et al.*, 2012). De plus, à partir du même échantillon environnemental, plusieurs groupes taxonomiques peuvent être étudiés. L'ADNe Metabarcoding se révèle donc être un outil de veille environnementale performant pour étudier la biodiversité dans son ensemble tout en détectant efficacement la présence d'espèces exotiques ou menacées.

De nombreuses études (Biggs *et al.*, 2015 ; Dejean *et al.*, 2012) ont montré que cette méthode moléculaire peut être plus sensible que les méthodes classiques d'inventaire. La sensibilité différentielle entre les 2 types de méthode dépend néanmoins de l'espèce : les méthodes moléculaires sont généralement plus sensibles pour les espèces qui excrètent beaucoup d'ADN dans l'environnement comme les poissons et les batraciens. **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.**

I.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.

I.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 :

³ PCR : Polymerase Chain Reaction en anglais (réaction de polymérisation en chaîne), technique d'amplification enzymatique permettant d'obtenir un grand nombre de copies identiques d'un fragment d'ADN

⁴ qPCR (PCR quantitative), méthode de réaction en chaîne par polymérase permettant de mesurer la quantité initiale d'ADN

- 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 excréant 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 peuvent influencer sur la sensibilité de la méthode. Nos rivières, qui peuvent se charger très rapidement en cas de crue par exemple, peuvent poser des problèmes pour un échantillonnage (ratio volume d'eau/biomasse élevé et forte dilution de l'ADN présent).
- La faible teneur en matière organique des cours d'eau de la Guadeloupe fait que l'ADN 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 est important de la tester pour vérifier sa fiabilité aux Antilles où l'hydromorphologie, les espèces présentes, les conditions physico-chimiques des cours d'eau et les conditions environnementales au sens large sont très différentes.

I.3 Financement du projet

Le projet est un partenariat public-privé⁵ entre le Parc national de la Guadeloupe et le laboratoire d'analyse génétique « SPYGEN », accompagné des sociétés Eco In'Eau (Estelle Lefrançois) et Sentinelle Lab (Marion Labeille) spécialisées dans l'hydrobiologie des Antilles.

Le projet est financé par le Fonds européen de développement régional (FEDER)⁶, l'Office de l'eau Guadeloupe (OE971)⁷ et le Parc national de la Guadeloupe. La contribution de chaque financeur et les postes de dépense sont présentés ci-dessous :

Tableau 1 : Plan de financement du projet

Partenaire	Financeur	Suivi financier	Montant (€)	%
Autres partenaires récurrents	OE971	Sans objet	21 500.00	10.60
Union européenne	FEDER	Fonctionnement	127 114.63	62.69
Bénéficiaire	PNG	Autofinancement	54 137.37	26.70
TOTAL			202 752.00	100.00

⁵ Voir l'annexe technique du dossier de demande de subvention FEDER

⁶ Programme 2014-2020, axe 5 « protéger et valoriser l'environnement et le patrimoine culturel »

⁷ Programme pluriannuel d'intervention 2013-2018

Tableau 2 : Postes de dépense

Catégorie des postes de dépense	Libellé	Direct / indirect	Fonctionnement / investissement	Montant (€)
Autres dépenses (à spécifier)	Analyses	Indirect	Fonctionnement	18 300
Autres dépenses (à spécifier)	Coûts indirects	Indirect	Fonctionnement	4 430
Dépenses de communication	Communication	Direct	Fonctionnement	14 300
Dépenses de déplacement, de restauration, d'hébergement	Frais de déplacement Colloque	Direct	Fonctionnement	10 080
Dépenses de fonctionnement (frais généraux de structure)	Fournitures consommables	Direct	Fonctionnement	25 800
Dépenses de fonctionnement (frais généraux de structure)	Sous-traitance EcoinEau	Indirect	Fonctionnement	18 470
Dépenses de personnel	Frais de personnel	Direct	Fonctionnement	86 372
Dépenses de prestation externe de service	Prestation externe	Indirect	Fonctionnement	25 000
			TOTAL	202 752.00

I.4 Gouvernance

Deux instances de gouvernance garantissent le bon déroulement et la bonne gestion de ce projet.

Un **Comité Technique** qui réunit les 4 partenaires du projet (PNG, SPYGEN, Eco in'Eau, Sentinelle Lab), et décide des orientations techniques (suivi et déroulement des recherches, publication des résultats, poursuite des travaux, etc.).

Tableau 3 : Comité technique

Institution	Représentant	Fonction
PNG	ROBERT Marie	Chargée de mission « Milieux Aquatiques »
PNG	MARQUES Joévin	VSC « appui au projet Guad3E »
SPYGEN	GRONDIN Jonathan	Chef de projet
SPYGEN	VALENTINI Alice	Chargée de recherche
Eco In'Eau	LEFRANCOIS Estelle	Chef de projet
Sentinelle Lab	LABELLE Marion	Chef de projet Milieux aquatiques tropicaux

Un **Comité de Pilotage** qui regroupe les acteurs de la gestion et de la préservation des cours d'eau en Guadeloupe, ainsi que les financeurs. Il oriente l'équipe de projet sur les questions scientifiques (protocoles, analyses) et propose des orientations stratégiques.

Tableau 4 : Comité de pilotage

Institution	Représentant	Fonction
OE971	NASSO Isabelle	Directrice milieux aquatiques
Feder	FRENET Nina	Instructeur Feder
DEAL	KUBIK Aude	Chargée d'études "Connaissance et stratégie"
OFB	COQUELET Pierre	Responsable de l'unité connaissance Antilles Françaises
	CLEREMBAULT Lilian	VSC « Réseau EEE en Guadeloupe »
	POULET Nicolas	Chargé de mission biodiversité aquatique continentale
PRZH	VANDERSARREN Gaëlle	Coordinatrice du Pôle Relais Zones Humides Tropicales
UA	BEZAULT Etienne	Maître de conférences
PNG	MUSQUET Mylène	Directrice adjointe
	BEDEL Sophie	Chef du service Patrimoines
	CESAIRE Thomas	VSC « EEE »

II. Choix des sites

II.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 le nombre d'espèces mises en évidence par la méthode ADNe (richesse spécifique) est comparable à celui de 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 (ratio volume d'eau/biomasse espèce) pourrait influencer l'efficacité de la méthode. Il est donc important de diversifier la taille des systèmes choisis.
- **Des rivières pérennes.** Ce sont les compartiments poissons et crustacés qui sont étudiés. Le choix des sites se base sur la présence d'habitats colonisables par ces espèces. Les milieux lotiques (milieux d'eaux courantes) 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 ces deux altitudes (modification des assemblages d'espèces).

II.2 Liste des rivières choisies

Tableau 5 : Rivières sélectionnées pour l'étude

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

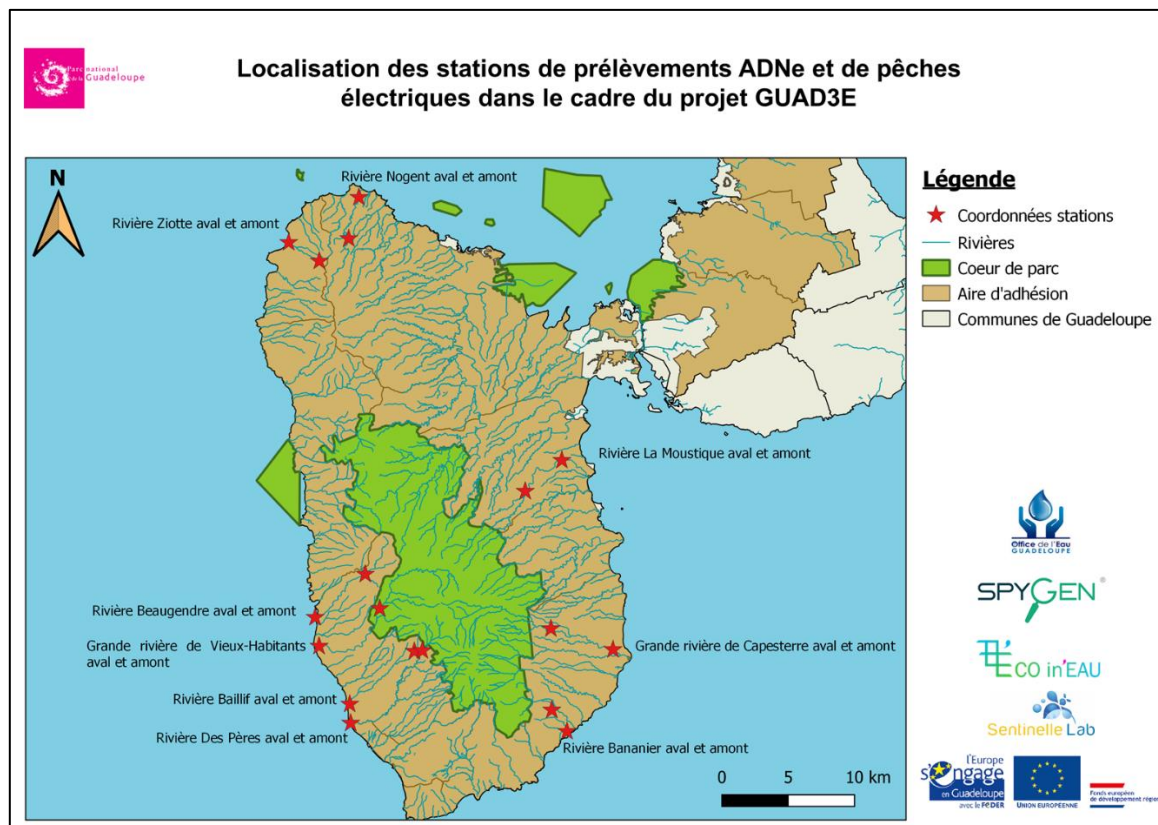


Figure 1 : Localisation des 18 stations du projet

Les coordonnées des stations amont et aval sont renseignées en Annexe 2.

III. Méthodes utilisées

III.1 Constitution d'une base de références génétiques

L'utilisation d'une base de références génétiques locale et exhaustive sur le territoire étudié permet de pallier aux problèmes liés aux bases de données publiques de GenBank®, à savoir le manque de séquences pour la région génétique ciblée (région 12s pour les poissons et 16s pour les crustacés), 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).

III.1.a Collecte du matériel génétique

Équipé de gants, le prélèvement de tissus a consisté à découper un morceau de nageoire inférieur à 1 cm², en choisissant la nageoire qui handicapera le moins le poisson, à l'aide d'une paire de ciseaux préalablement décontaminée de toutes traces d'ADN (imbibée d'alcool et brûlée à deux reprises entre chaque prélèvement). Pour les crustacés, selon la taille des individus, des morceaux de pattes ou d'individus entiers ont été prélevés. Les tissus sont conditionnés dans un tube de 2 ml contenant de l'éthanol absolu non dénaturé (voir protocole SPYGEN en Annexe 3).

Au cours de ce projet, un total de 149 échantillons de tissus de 27 espèces de poissons (dont 11 étant des espèces provenant de magasins d'aquariophilie) et 16 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 puis envoyés à leur laboratoire pour analyse. Pour compléter cette base de référence, dans un second temps, 48 échantillons de tissus de 14 espèces de poissons (dont 10 étant des espèces provenant de magasins d'aquariophilie) et 13 espèces de crustacés (dont 1 étant une espèce provenant de magasins d'aquariophilie) ont été prélevés.

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). Excepté *Kryptolebias marmoratus*, les 28 autres espèces ont été prélevées pour la constitution de la base de références génétiques.

De ce fait, il est prévu d'ajouter à la base de références *Kryptolebias marmoratus*, *Macrobrachium rosenbergii*, espèce introduite en Guadeloupe pour l'élevage susceptible d'être retrouvée dans le milieu naturel, *Ctenogobius sp.* ainsi que *Cherax quadricarinatus*, espèce vendue en magasin d'aquariophilie.

La liste des 172 échantillons prélevés dans le milieu naturel en vue de la constitution de la BDD de références est présentée dans le Tableau 6. Vingt espèces, dont *Poecilia reticulata* également prélevés en milieu naturel, ont été achetées en magasin d'aquariophilie (Tableau 7). Ces espèces couramment utilisées en aquariophilie sont susceptibles d'être libérées dans le milieu naturel.

Projet Guad3E : Rapport final

Tableau 6 : Liste des échantillons prélevés en milieu naturel pour la constitution de la BDD de références génétiques

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 en 2018	Lors de la 1 ^{ère} campagne 2019 GUAD3E	Lors de la 2 ^{ème} campagne 2019 GUAD3E
<i>Agonostomus monticola</i>	P	3		4
<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 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>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	2	3	
<i>Macrobrachium faustinum</i>	C	4	4	2
<i>Macrobrachium heterochirus</i>	C	3	2	4
<i>Micratya poeyi</i>	C	3		1
<i>Microphis brachyurus</i>	P	5		1
<i>Oerochromis mossambicus</i>	P	3		
<i>Palaemon pandaliformis</i>	C	4		
<i>Poecilia vivipara</i>	P	3		
<i>Poecilia reticulata</i>	P	4		
<i>Pomadasys croco</i>	P	2	1	
<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>Xiphocaris elongata (œil blanc / corps bleuté)</i>	C			1
<i>Xiphocaris elongata rostre court</i>	C	3	1	3
<i>Xiphocaris elongata rostre long</i>	C	3	3	2
Total		100	36	36

Tableau 7 : Listes des espèces achetées en magasin pour les prélèvements de tissus pour la constitution de la BDD de références génétiques

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 Patzuairensi</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 Hellerii</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 (La carte des différents sites de prélèvements et la liste détaillée sont présentés en Annexe 4). Concernant les espèces achetées en magasins, l'identification à l'espèce n'est pas toujours correcte, ce qui pourrait s'avérer pénalisant pour la fiabilité de la base de référence. Cependant, aucun genre vendu en aquariophilie n'est représenté à l'état naturel en Guadeloupe. Il suffit donc que la méthode ADNe soit capable de détecter tout taxon appartenant à un de ces genres importés (exemple : *Ancistrus sp.*).

III.1.b Bases de références génétiques Poissons et Crustacés

Les analyses ADN à partir des tissus collectés ont été réalisées par SPYGEN. L'ADN a été extrait à partir de ces tissus, puis il a été amplifié par PCR. Les produits PCR ont été purifiés et séquencés à l'aide de la technologie NGS. Les séquences ont ensuite été analysées puis implémentées dans la base de références. Le protocole détaillé est présenté dans la publication de (Valentini *et al.*, 2016).

- **Poissons dulçaquicoles**

Concernant les Poissons, sur 82 tissus collectés, 71 ont pu être exploités pour la constitution d'une base de références génétiques, représentant 22 taxa différents. Toutes les espèces présentes en Guadeloupe ne sont pas encore présente dans la base de références présentée dans le Tableau 8, il manque notamment l'espèce *Kryptolebias marmoratus* pour laquelle aucun tissu n'a été collecté. De

plus, comme vu précédemment une particularité est que *Ancistrus cirrhosus* et *Ancistrus triradiatus* ne peuvent être identifiés génétiquement jusqu'au niveau de l'espèce et sont ainsi identifiés au niveau du genre sous *Ancistrus sp.*

- **Crustacés dulçaquicoles**

Concernant les Crustacés, sur 89 tissus collectés, 79 ont pu être exploités pour la constitution d'une base de références génétiques, représentant 15 taxa différents. Il manque actuellement des échantillons de *Cherax quadricarinatus* pour compléter la base de références (Tableau 8).

Tableau 8 : Liste des espèces de Poissons et Crustacés présentes dans la base de références ADNe / Guadeloupe

Poissons	Crustacés
<i>Agonostomus monticola</i>	<i>Atya innocous</i>
<i>Ancistrus sp.</i>	<i>Atya scabra</i>
<i>Anguilla rostrata</i>	<i>Cambarellus patzcuarensis</i>
<i>Arcos nudus</i>	<i>Guinotia dentata</i>
<i>Awaous banana</i>	<i>Jonga serrei</i>
<i>Danio rerio</i>	<i>Macrobrachium acanthurus</i>
<i>Dormitator maculatus</i>	<i>Macrobrachium carcinus</i>
<i>Eleotris perniger</i>	<i>Macrobrachium crenulatum</i>
<i>Gobiomorus dormitor</i>	<i>Macrobrachium faustinum</i>
<i>Microphis brachyurus</i>	<i>Macrobrachium heterochirus</i>
<i>Oreochromis sp.</i>	<i>Micratya poeyi</i>
<i>Poecilia reticulata</i>	<i>Palaemon pandaliformis</i>
<i>Poecilia sphenops</i>	<i>Potimirim glabra</i>
<i>Poecilia vivipara</i>	<i>Potimirim potimirim</i>
<i>Polypterus endiicherii</i>	<i>Xiphocaris elongata</i>
<i>Pomadasys crocro</i>	
<i>Sicydium plumieri</i>	
<i>Sicydium punctatum</i>	
<i>Xiphophorus hellerii</i>	

Les bases de références génétiques Poissons et Crustacés dulçaquicoles de Guadeloupe (Tableau 8) nécessiteront :

1. d'être complétées dans le futur, afin d'**intégrer l'ensemble des espèces connues** en Guadeloupe
2. de s'assurer d'avoir la **plus grande variabilité génétique possible** pour chaque espèce concernée et ainsi optimiser leur détection par l'ADNe.

Pour ce 2^{ème} point, le Tableau 8 présente les espèces pour lesquelles la base de références génétiques est considérée comme opérationnelle, **cependant** des tissus devront être prélevés de nouveau afin de s'assurer que plusieurs tissus ont bien été collectés pour tous les haplotypes identifiés pour chacune des espèces (variabilité génétique la plus exhaustive possible). Le Tableau 9 ci-dessous liste les espèces sur lesquelles doivent être collecté du matériel génétique supplémentaire afin d'avoir une détection la plus optimale les concernant.

Tableau 9 : Liste des espèces des bases de références pour lesquelles de nouveaux tissus sont nécessaires

Poissons	Crustacés
<i>Ancistrus cirrhosus</i>	<i>Armases roberti</i>
<i>Ancistrus dolichopterus</i>	<i>Atya innocous</i>
<i>Ancistrus triradiatus</i>	<i>Atya lanipes</i>
<i>Awaous banana</i>	<i>Atya scabra</i>
<i>Ctenogobius fasciatus</i>	<i>Cambarellus patzcuarensis</i>
<i>Danio rerio</i>	<i>Macrobrachium acanthurus</i>
<i>Dormitator maculatus</i>	<i>Macrobrachium carcinus</i>
<i>Eleotris perniger</i>	<i>Macrobrachium crenulatum</i>
<i>Hypostomus plecostomus</i>	<i>Macrobrachium faustinum</i>
<i>Microphis brachyurus</i>	<i>Macrobrachium heterochirus</i>
<i>Pangio kuhlii</i>	<i>Micratya poeyi</i>
<i>Poecilia reticulata</i>	<i>Palaemon pandaliformis</i>
<i>Poecilia sphenops</i>	<i>Potimirim glabra</i>
<i>Poecilia vivipara</i>	<i>Potimirim potimirim</i>
<i>Polypterus endiicherii</i>	<i>Probopyrus pandalicola</i>
<i>Pterygoplichthys gibbiceps</i>	<i>Procambarus alleni</i>
<i>Pomadasys crocro</i>	<i>Xiphocaris elongata</i>
<i>Sicydium plumieri</i>	
<i>Xiphophorus maculatus</i>	

Parmi les résultats ADNe obtenus, des espèces nommées *Sicydium sp.* et *Macrobrachium sp.* ont été détectées. Ces espèces correspondent pour la première à des haplotypes de *Sicydium plumieri* et pour la seconde à des haplotypes de *Macrobrachium faustinum* ou *Macrobrachium crenulatum* non encore prélevés en Guadeloupe, d'où la nécessité de prélever de nouveaux tissus pour compléter la base de références et obtenir une meilleure identification de l'espèce. Ils n'ont pas été pris en compte en tant que tel (*Sicydium sp.* et *Macrobrachium sp.*) pour les analyses car leur prise en compte reviendrait à considérer 2 nouvelles espèces détectées par la méthode ADNe. La détection de séquences de *Sicydium sp.* a été ignorée car *Sicydium plumieri* était systématiquement détecté sur les échantillons concernés. *Macrobrachium sp.* n'a été conservé que lorsque ni *Macrobrachium faustinum* ni *Macrobrachium crenulatum* n'étaient pas détectés.

III.2 Application de la méthode ADNe

Les échantillonnages ont été réalisés par le PNG, Eco In'Eau et Sentinelle Lab et les analyses ADNe ont été réalisés par SPYGEN selon les protocoles VigiDNA®.

Ces protocoles sont aujourd'hui validés et mis en œuvre dans le cadre d'études d'inventaire de la biodiversité aquatique, sur le territoire Métropolitain Français, en Outre-Mer (Guyane, Nouvelle Calédonie, Mayotte et Réunion) et à l'international.

L'équipe responsable des échantillonnages a préalablement été formée au protocole.

III.2.a Protocole et matériel d'échantillonnage

Les prélèvements ont été effectués dans la veine d'eau principale du cours d'eau. Pour chaque échantillon, l'eau est aspirée dans un tuyau à l'aide d'une pompe péristaltique et filtrée à travers une capsule de filtration (Capsule VigiDNA®) contenant une membrane d'une porosité de 0,45 µm. La filtration dure 30 min par échantillon à un débit de l'ordre de 1L/min (Figure 2).

Sur chaque station en cours d'eau, trois répliqués/filtrations sont réalisés. Ce nombre de répliqués (3) permettra de réaliser des analyses statistiques robustes (Pont *et al.*, 2018 ; Cantera *et al.*, 2019).

Le prélèvement ADN 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. Le volume d'eau filtrée sur le premier répliquat est 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 *et al.*, 2016).

La capsule de filtration est ensuite remplie d'un tampon de conservation (Tampon CL1 fourni avec les kits VigiDNA, Figure 3) 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 wadders 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.

III.2.b Analyses ADN

Les analyses ADN et celles nécessaires à la création de la base de références génétiques, ont été réalisées dans les laboratoires de SPYGEN adaptés au traitement des échantillons environnementaux contenant de l'ADN rare ou dégradé. Les laboratoires SPYGEN offrent un environnement de type « salle blanche » permettant d'éviter les contaminations extérieures et « entre échantillons ». Ils disposent de cinq salles d'analyses correspondant chacune à un niveau de rareté d'ADN différent (Figure 4), de pressions différentielles, d'un renouvellement d'air fréquent et d'un traitement UV. Pour éviter toute contamination, le personnel responsable des analyses doit respecter un ordre de passage dans les salles et dispose d'un équipement adapté (combinaison, gants, masque, charlotte et sur-chaussures à usage unique).



Figure 2 : Echantillonnage selon le protocole VigiDNA



Figure 3 : Capsule de filtration remplie d'un tampon de conservation

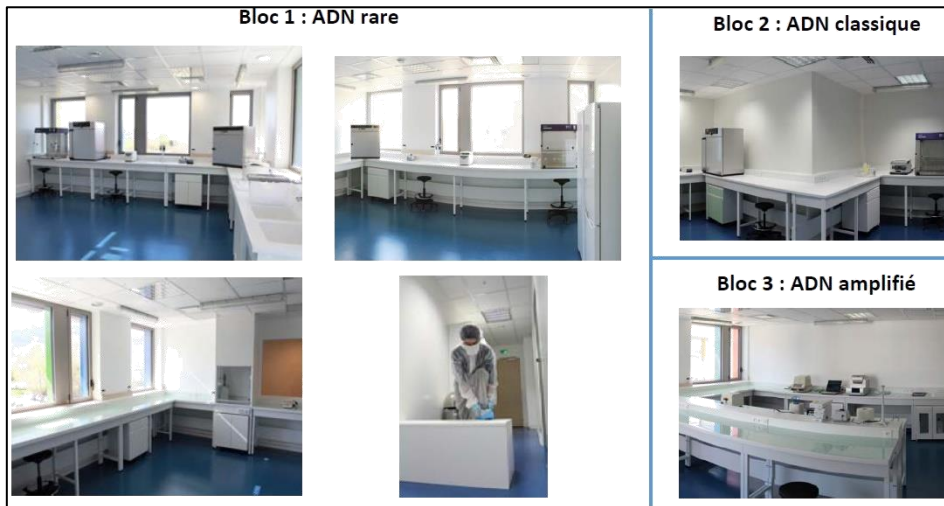


Figure 4 : Présentation des salles d'analyses des laboratoires SPYGEN

L'ADN est extrait à partir de la capsule de filtration utilisée sur le terrain puis amplifié par PCR à l'aide d'un couple d'amorces universelles pour chaque groupe taxonomique recherché (poissons et crustacés). Pour chaque échantillon, 12 répliquats PCR sont réalisés (Figure 5). Concernant les crustacés, le couple d'amorces universelles utilisé est actuellement à un stade expérimental.

Les ADN amplifiés sont ensuite séquencés à l'aide d'un séquenceur nouvelle génération puis les séquences obtenues sont analysées grâce à des outils bio-informatiques et comparées à la base de références génétiques locale, dans ce cadre celle des Poissons et Crustacés dulçaquicoles de Guadeloupe, et à la base de références publiques GenBank®.

Des contrôles négatifs sont effectués simultanément, à chaque étape du protocole d'analyse, afin de contrôler la pureté des consommables utilisés et de mettre en évidence une possible contamination croisée au cours de la manipulation. Le protocole détaillé est présenté dans la publication de (Pont *et al.*, 2018).

Les résultats sont présentés sous forme d'un tableau contenant le nom des taxons identifiés et le nombre de séquences ADN associées pour chaque échantillon.

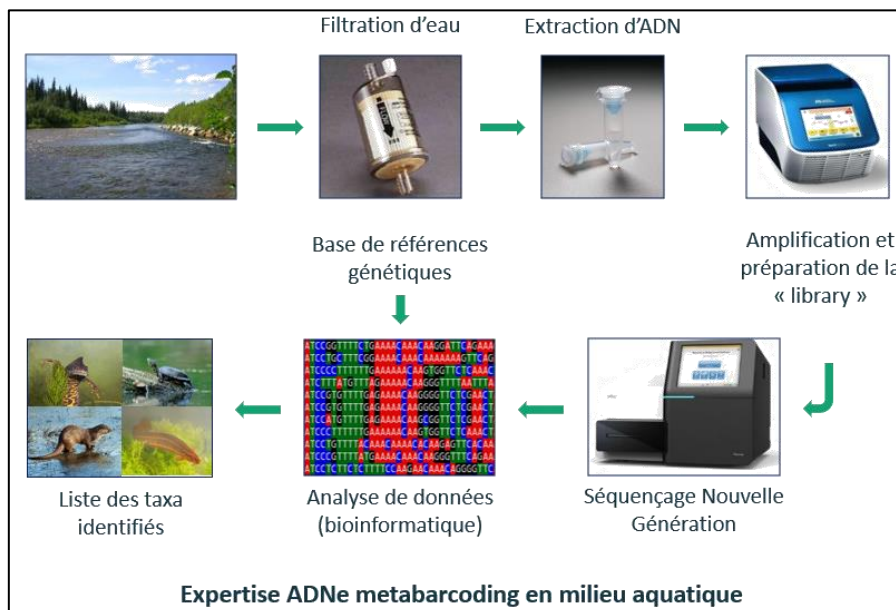


Figure 5 : Schéma explicatif de l'expertise ADNe Metabarcoding en milieu aquatique (©SPYGEN)

III.3 Protocole de pêche électrique

III.3.a Réflexion concernant le 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'Office Français pour la Biodiversité (OFB) 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), 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 par rapport à nos besoins est visible en Annexe 5.

Le protocole à mettre en place devait nous permettre d'obtenir la meilleure exhaustivité en termes de richesse spécifique sur les 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 était 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 protocole « réseau de suivi des peuplements des rivières de Guadeloupe » (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 à notre attente qui consiste à 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 :

1. dans un premier temps, réaliser une **pêche complète** avec 1 passage sans filet amont/aval, avec un filet sur l'anode, sur une surface de 250 m² maximum ;
2. dans un second temps, si la comparaison avec les données historiques montre que certaines espèces potentiellement présentes n'ont pas été pêchées sur la surface de pêche complète, il est possible d'effectuer jusqu'à **10 sous-échantillons complémentaires** maximum sur des habitats absents de la zone initiale (plus en amont) et choisis par l'opérateur 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 suivantes⁸ :

- 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 basse 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 (« wadders »), de cuissardes ou de bottes.** Ceux qui participent à la capture des poissons ou à la manipulation de l'appareillage électrique doivent être de plus, munis de gants de protection électrique en bon état et protégeant contre la tension mise en jeu lors de la pêche. **Les consignes de sécurités doivent être rappelées avant chaque début de pêche.**
- Concernant le voltage utilisé pour les pêches, celui-ci doit être réglé en fonction de la conductivité ainsi que des conditions hydrauliques (vitesse et profondeur) de façon à assurer une attractivité efficace sur le poisson sans le blesser.
- Les épuisettes doivent présenter un filet dont le vide de maille est inférieur ou égal à 5mm. La taille des épuisettes (largeur et forme d'ouverture, longueur de manche) doit être adaptée en fonction des conditions de pêche (vitesse de courant notamment) de façon à garantir la meilleure efficacité de capture possible.
- Des récipients adaptés (bassines, seaux) et facilement transportables sont à disposition en nombre suffisant pour transférer les poissons du lieu de capture au chantier de biométrie. Pour assurer le maintien des poissons dans de bonnes conditions de survie, des bulleurs sont également utilisés pour oxygéner les bacs d'eau.
- L'approche du chantier est interdite à toute personne ne portant pas d'équipements de protection.

III.3.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 ayant un vide de maille 4 mm) et de 2 épuisettes non électrifiées ayant un 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

⁸ 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

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 épumette non électriifiée chacun et un pêcheur d'un bac à poissons
6. Les pêcheurs doivent se placer à l'aval de la station



Figure 6 : Pêche électrique

Protocole de pêche électrique

1. Prospecter 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'épumettes situés de part et d'autre en retrait de l'anode. Cette opération est renouvelée sur toute la largeur du cours d'eau
3. Pour la prospection de parties plus profondes ou de zones où l'extraction du poisson peut être difficile (ex : embâcles, sous berges, ...), 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.
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 anecdotes) 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 ou que les données historiques indiquent la présence d'une espèce non capturée lors de la pêche complète.
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.



Figure 7 : Bacs de tri des espèces

III.4 Biométrie des espèces pêchées

Le protocole mis en place concernant le relevé des données de ces espèces est le suivant :

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 :

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	

Figure 8 : Protocole de biométrie pour les espèces pêchées

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**⁹.

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 via la plateforme Karunati : <https://karunati.fr>

III.5 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, composition de l'équipe (nom agents), 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

⁹ 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

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).

IV. Résultats des campagnes de terrain

Les méthodes d'inventaires ont été appliquées à deux groupes taxonomiques : les poissons et les crustacés. Dans un premier temps, les résultats des inventaires obtenus selon les 2 méthodes seront présentés puis dans un second temps, ces méthodes seront analysées.

IV.1 Liste des espèces retenues pour les analyses

À l'exception de *Macrobrachium ohione* et les espèces de *Cyprinidae*, seules les espèces identifiées grâce à la base de références génétiques conçue au cours de cette étude ont été conservées pour l'analyse des données, éliminant de fait les espèces marines (poissons et crustacés) qui n'étaient pas visées par cette étude. La liste des espèces identifiables par la méthode ADNe mais non prises en compte dans les analyses est présentée dans le Tableau 10.

Tableau 10 : Listes des données « espèces » non prises en compte dans les analyses

Espèces					
Poissons	Milieu	Commentaires	Crustacés	Milieu	Commentaires
<i>Aluterus monoceros</i>	Marin	-	<i>Achelous ordwayi</i>	Marin	-
<i>Anguilla sp.</i>	Eau douce	Référence Genbank non fiable ou haplotype non identifié en Guadeloupe	<i>Atya lanipes</i>	Eau douce	Référence Genbank non fiable ou haplotype non identifié en Guadeloupe
<i>Carangidae sp.</i>	Marin	-	<i>Atya margaritacea</i>	Eau douce	Ancien nom d' <i>Atya scabra</i> , haplotype de <i>A. scabra</i> non identifié en Guadeloupe
<i>Coryphaena hippurus</i>	Marin	-	<i>Callinectes sapidus</i>	Marin	-
<i>Exocoetidae</i>	Marin	-	<i>Callinectes sp.</i>	Marin	-
<i>Halichoeres maculipinna</i>	Marin	-	<i>Cardisoma guanhumí</i>	Marin	-
<i>Istiophoridae</i>	Marin	-	<i>Cardisoma sp.</i>	Marin	-
<i>Lutjanus sp.</i>	Marin	-	<i>Macrobrachium sp.</i>	Eau douce	Correspond vraisemblablement à un haplotype de <i>M. Faustinum</i> ou <i>M. crenulatum</i> non encore identifié en Guadeloupe
<i>Lutjanus argentimaculatus</i>	Marin	-			
<i>Lutjanus campechanus</i>	Marin	-			
<i>Lutjanus guttatus</i>	Marin	-			
<i>Lutjanus peru</i>	Marin	-			
<i>Mulloidichthys vanicolensis</i>	Marin	-			
<i>Pterois volitans</i>	Marin	-	<i>Ocypode quadrata</i>	Marin	-
<i>Scarus schlegeli</i>	Marin	-	<i>Panulirus argus</i>	Marin	-
<i>Sicydium sp.</i>	Eau douce	Correspond vraisemblablement à un haplotype de <i>Sicydium plumieri</i> non encore identifié en Guadeloupe ; <i>Sicydium sp.</i> a toujours été détecté en même temps que <i>Sicydium plumieri</i>			
<i>Sparisoma chrysopterygum</i>	Marin	-			
<i>Thunnus sp.</i>	Marin	-			

En effet, des espèces marines peuvent être détectées : intrusions d'espèces marines au niveau des embouchures, rejets de déchets alimentaires dans les rivières, nettoyage d'espèces marines directement dans le cours d'eau par les pêcheurs, etc. Il est donc important de prendre en compte ces particularités avant de réaliser les analyses.

En ce qui concerne les inventaires par pêche électrique, tous les individus de *Xiphocaris elongata* ont été regroupés pour les analyses, quelle que soit leur variété (*longirostris* ou *brevirostris*) car la base de référence ne permet actuellement pas de distinguer les 2 variétés.

Projet Guad3E : Rapport final

De plus, en pêche électrique, des individus juvéniles des genres *Atya*, *Macrobrachium* et *Sicydium* ont été pêchés dans des quantités très variables selon les stations et à ce stade de développement, l'identification à l'espèce est difficile. Pour les calculs de richesses spécifiques et la comparaison avec la méthode ADNe, ceux-ci n'ont pas été pris en compte en tant que « juvéniles », car cela reviendrait à considérer une nouvelle espèce que la méthode ADNe n'a aucune chance de détecter. De ce fait, la présence des juvéniles a été ignorée si des adultes de ce même genre avaient été pêchés sur la même station, ce qui était souvent le cas. Si aucun adulte du genre n'a été pêché, les juvéniles étaient comptabilisés comme une espèce pour les calculs de richesse spécifique.

Au total, 19 espèces de poissons et 16 de crustacés ont été retenues pour ces analyses de données. Les noms scientifiques et communs et les codes associés des espèces de poissons et de crustacés d'eau douce, pêchées ou détectées par la méthode ADNe sont consignés dans le Tableau 11.

Tableau 11 : Liste des espèces analysées

Espèces	Nom scientifique	Description	Nom commun	Code espèce
Poissons	<i>Agonostomus monticola</i>	Bancroft, 1834	Mulet de montagne	AMO
	<i>Ancistrus triradiatus</i>	Valenciennes, 1836	Pleco	ATR
	<i>Anguilla rostrata</i>	Le Sueur, 1817	Anguille	ARO
	<i>Arcos nudus</i>	Linnaeus, 1758	Poisson têtard	ANU
	<i>Awaous banana</i>	Valenciennes, 1837	Poisson banane	ABA
	<i>Ctenogobius sp.</i>	-	Gobie	CTE
	<i>Cyprinidae sp.</i>	-	Carpe	CYP
	<i>Dormitator maculatus</i>	Bloch, 1792	Ti-nèg	DMA
	<i>Eleotris perniger</i>	Cope, 1871	Petit-Dormeur	EPE
	<i>Gobiomorus dormitor</i>	Lacepède, 1800	Grand-Dormeur	GDO
	<i>Micropphis brachyurus</i>	Bleeker, 1854	Syngnathe à queue courte	MBR
	<i>Oreochromis sp.</i>	-	Tilapia	ORE
	<i>Poecilia reticulata</i>	Peters, 1859	Guppy	PRE
	<i>Poecilia vivipara</i>	Bloch & Schneider 1801	Golomine	PVI
	<i>Pomadasys crocro</i>	Cuvier, 1830	Grondeur crocro	PCR
	<i>Sicydium plumieri</i>	Bloch, 1786	Colle-Roche	SPL
	<i>Sicydium punctatum</i>	Perugia, 1896	Colle-Roche	SPU
	<i>Xiphophorus hellerii</i>	Heckel, 1848	Xipho porte-épée	XHE
	<i>Xiphophorus maculatus</i>	Günther, 1866	Platy	XMA
crustacés	<i>Armases roberti</i>	H. Milne Edwards, 1853	Crabe de berge	ARB
	<i>Atya innocous</i>	Herbst, 1792	Cacador	AIN
	<i>Atya scabra</i>	Leach, 1815	Cacador	ASC
	<i>Guinotia dentata</i>	Latreille, 1825	Crabe cirique	GDE
	<i>Jonga serrei</i>	Bouvier, 1909	-	JSE
	<i>Macrobrachium acanthurus</i>	Wiegmann, 1836	Grande-chevrette	MAC
	<i>Macrobrachium carcinus</i>	Linnaeus, 1758	Vrai ouassou	MCA
	<i>Macrobrachium crenulatum</i>	Holthuis, 1950	Queue-rouge	MCR
	<i>Macrobrachium faustinum</i>	De Saussure, 1857	Alexis gros-mordant	MFA
	<i>Macrobrachium heterochirus</i>	Wiegmann, 1836	Grand-Bras	MHE
	<i>Macrobrachium ohione</i>	Smith, 1874	Crevette de la rivière Ohio	MOH
	<i>Micratya poeyi</i>	Guérin-Méneville, 1855	Petit-bouc	MPO
	<i>Palaemon pandaliformis</i>	Stimpson, 1871	Crevette transparente	PPA
	<i>Potimirim glabra</i>	Kingsley, 1878	Petit-bouc glabre	PGL
	<i>Potimirim potimirim</i>	Mueller, 1881	Petit-bouc à rostre droit et lisse	PPO
	<i>Xiphocaris elongata</i>	Guérin-Méneville, 1855	Petite-chevrette	XEL

IV.2 Résultats des inventaires par pêche électrique

Les inventaires des pêches électriques effectués durant les deux campagnes sont présentés, pour chacune d'entre elle, dans un tableau général dans lequel sont renseignés « l'effectif » et « la masse totale des individus » de chaque espèce pêchée pour chacune des stations. Ces tableaux d'inventaire sont présentés en Annexe 6.

IV.3 Résultats des inventaires par la méthode ADNe avant nettoyage des données

Les inventaires obtenus à partir des prélèvements d'ADNe effectués durant les deux campagnes sont présentés dans un tableau général dans lequel sont renseignés les « pourcentages d'abondance des séquences ADN des espèces » et la « somme du nombre de séquences ADN » obtenu pour chaque espèce à partir des 3 prélèvements, sur chacune des stations.

Pour valider une espèce détectée par la méthode ADNe, il faut au préalable nettoyer les données. Une espèce n'est pas prise en compte, si et seulement si, il n'y a qu'un seul réplicat PCR positif (sur 12 réalisés) et que l'espèce n'est détectée que sur 1 seul réplicat terrain (sur 3 réalisés). Sur nos deux campagnes, l'ensemble des espèces de poissons et crustacés ont été validées.

Les tableaux d'inventaires obtenus par la méthode ADNe sont présentés en Annexe 7.

V. Comparaison des méthodes « pêche électrique » et « ADNe » en présence/absence

V.1 Comparaison des tableaux d'inventaires : détection des espèces en présence/absence

Afin de comparer les résultats obtenus sur les deux méthodes d'inventaire, un tableau général de comparaison a été réalisé pour les deux campagnes. Dans ce tableau, les inventaires sont présentés avec des renseignements sur « l'effectif de chaque espèce » obtenue par pêche électrique et le « nombre de séquences ADN » obtenues pour chacune des espèces détectées par la méthode ADNe. Ces tableaux de comparaison sont présentés en Annexe 8.

A partir de la comparaison de ces tableaux, des diagrammes de Venn ont été réalisés afin de visualiser les espèces uniquement détectées par ADNe ou les espèces uniquement capturées en pêche électrique.

Concernant le taxon « poissons » :

La Figure 9 montre que pour les stations en aval (C1 et C2 confondues), 5 espèces ont été détectées uniquement par la méthode ADNe : *Awaous banana*, *Cyprinidae sp.*, *Oreochromis sp.*, *Xiphophorus hellerii* et *Xiphophorus maculatus*.

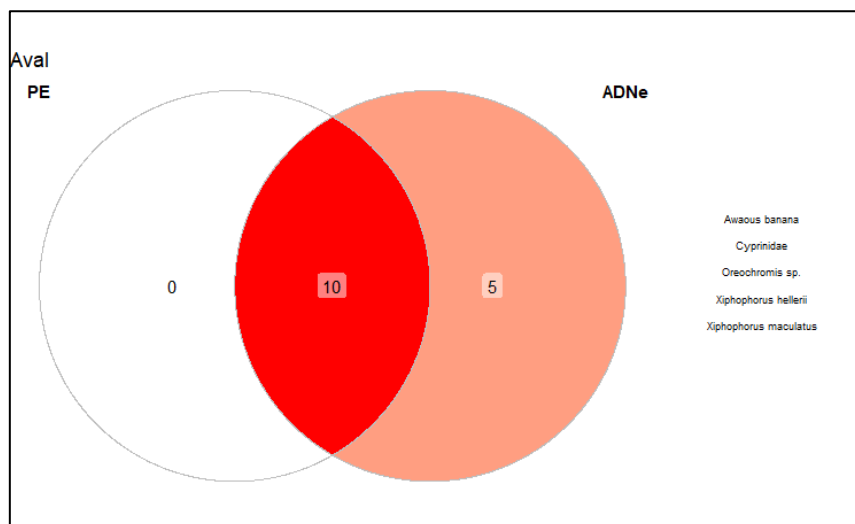


Figure 9 : Diagramme de Venn pour les stations en aval (Poissons, C1 et C2)

La Figure 10 montre que pour les stations en amont (C1 et C2 confondues), 1 espèce a été détectée uniquement par la méthode ADNe : *Awaous banana* à Nogent amont (C1 et C2).

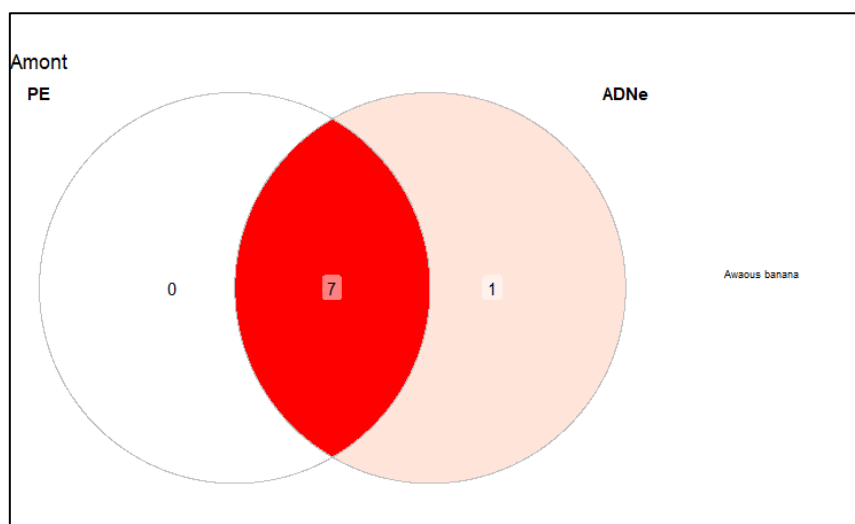


Figure 10 : Diagramme de Venn pour les stations en amont (Poissons, C1 et C2)

Points à retenir pour le taxon « Poissons » :

- **100% des espèces pêchées** ont été détectées au moins une fois par la **méthode ADNe** sur les 2 campagnes sur les stations amont et aval
- 4 espèces ont été détectées uniquement par ADNe, toutes stations confondues : 3 espèces exotiques (*Cyprinidae sp.*, *Oreochromis sp.* et *Xiphophorus maculatus*) et 1 espèce commune (*Awaous banana*). 1 espèce a été détectée uniquement par ADNe en aval (mais pêché en amont) : *Xiphophorus hellerii*
- Concernant *Cyprinidae sp.*, sa détection peut être dû à un rejet d'eau d'aquarium ou de bassins ornementaux

Concernant le taxon « crustacés » pour les stations en amont :

Les résultats obtenus pour les crustacés sur les stations en amont en C1 et en C2 obtiennent le même diagramme de Venn (Figure 11) avec une seule espèce n'ayant pas été détectée par la méthode ADNe : *Potimirim potimirim*.

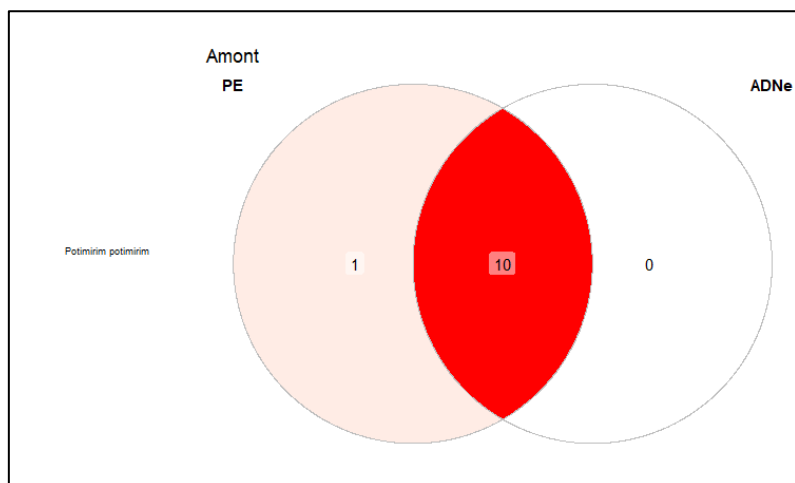


Figure 11 : Diagramme de Venn pour les stations en amont (crustacés, mêmes résultats pour C1 et C2)

Concernant le taxon « crustacés » pour les stations en aval :

La Figure 12 montre que sur les stations en aval de la première campagne, 4 espèces de crustacés ont été détectées uniquement par la méthode ADNe : *Armases roberti*, *Guinotia dentata*, *Macrobrachium ohione* et *Potimirim glabra*.

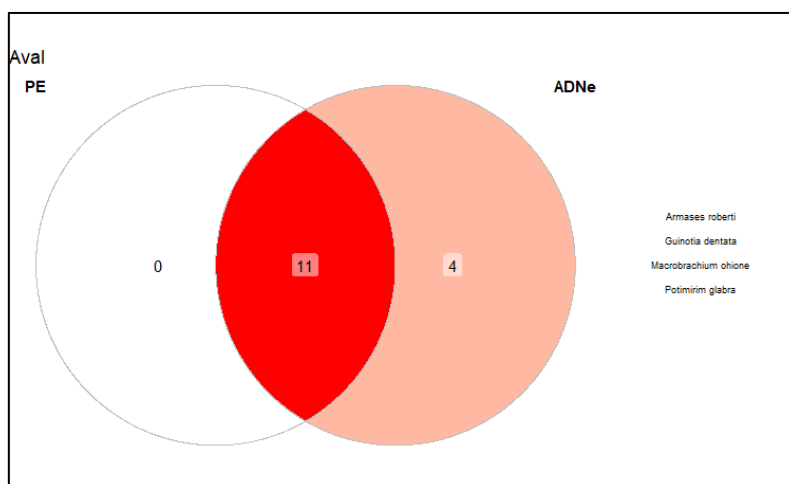


Figure 12 : Diagramme de Venn pour les stations en aval (crustacés, C1)

La Figure 13 montre que sur les stations en aval de la 2ème campagne, 1 espèce a été détectée uniquement par la méthode ADNe : *Potimirim glabra*.

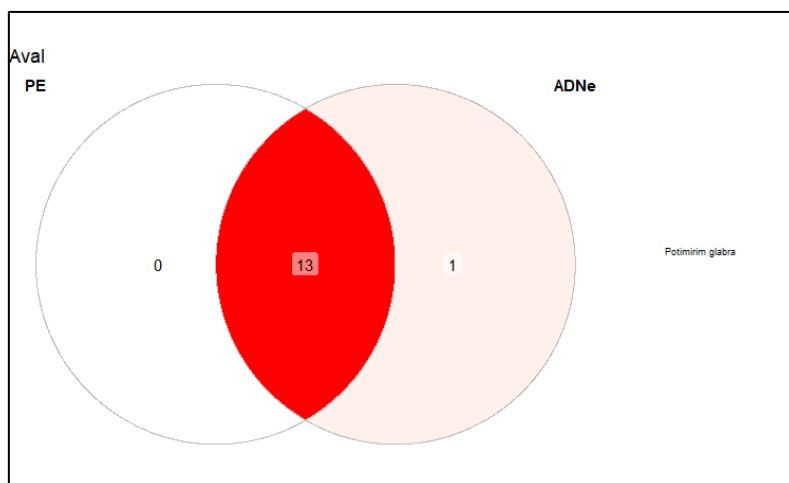


Figure 13 : Diagramme de Venn pour les stations avals (crustacés, C2)

Points à retenir pour le taxon « Crustacés » :

- **100% des espèces pêchées** ont été détectées au moins une fois par la **méthode ADNe** sur les 2 campagnes sur les stations en **aval**
- 4 espèces ont été détectées uniquement par ADNe sur les stations en aval (C1 et C2 regroupés) : 2 espèces communes (*Armases roberti* et *Guinotia dentata*), 1 espèce rare/cryptique (*Potimirim glabra*) et 1 espèce exotique si celle-ci est réellement présente (*Macrobrachium ohione*)
- Concernant *Macrobrachium ohione* (1 station en C1), sa détection est plus probablement dû à des rejets alimentaires, compte tenu du très faible nombre de séquences ADN détectés
- 1 espèce sur 11 n'a pas été détecté par la méthode ADNe sur les 2 campagnes sur les stations en amont (mais détectée en aval) : *Potimirim potimirim*. En revanche, s'agissant d'une espèce de petite taille difficilement identifiable, il existe un fort taux d'**erreur d'identification** sur le terrain qui peut expliquer l'absence de détection en ADNe.

Comparaison par espèces en présence/absence :

Au total, 15 espèces de poissons et 15 espèces de crustacés ont pu être soit pêchées ou soit détectées par ADNe, toutes stations confondues (liste dans le Tableau 12). Parmi celles-ci, onze espèces de poissons et 14 espèces de crustacés ont pu être observées de façon commune par les 2 méthodes d'inventaire.

A la lecture du Tableau 12, outre les espèces détectées uniquement par la méthode ADNe, la méthode génétique semble plus efficace pour détecter également les espèces de poissons *Anguilla rostrata* (59 % de détections uniquement par la méthode ADNe) et *Pomadasy crocro* (90%) ; et pour les crustacés, *Guinotia dentata* (71%), *Macrobrachium carcinus* (64%) et *Potimirim glabra* (57%).

Inversement, certaines espèces sont plus souvent inventoriées uniquement par pêche électrique : *Microphis brachyurus* (67% des cas) pour les poissons ; et *Macrobrachium acanthurus* (67%), *Potimirim potimirim* (45%) et *Xiphocaris elongata* (48%) pour les crustacés.

Tableau 12 : Comparaison de détections des espèces selon les 2 méthodes d'inventaire

Espèces	Campagne 1			Campagne 2			Campagne 1 + Campagne 2		
	Nb de fois détecté uniquement par ADNe	Nb de fois pêché uniquement	Nb de fois détecté par les 2 méthodes	Nb de fois détecté uniquement par ADNe	Nb de fois pêché uniquement	Nb de fois détecté par les 2 méthodes	Nb de fois détecté uniquement par ADNe	Nb de fois pêché uniquement	Nb de fois détecté par les 2 méthodes
<i>Agonostomus monticola</i>	2	0	9	3	1	8	22 %	4 %	74 %
<i>Anguilla rostrata</i>	5	0	2	5	1	4	59 %	6 %	35 %
<i>Arcos nudus</i>	2	0	8	1	0	7	17 %	0 %	83 %
<i>Awaous banana</i>	9	0	0	9	0	0	100 %	0 %	0 %
Cyprinidae	2	0	0	0	0	0	100 %	0 %	0 %
<i>Eleotris perniger</i>	0	0	9	2	0	7	11 %	0 %	89 %
<i>Gobiomorus dormitor</i>	0	0	4	1	0	3	13 %	0 %	88 %
<i>Microphis brachyurus</i>	1	1	0	0	1	0	33 %	67 %	0 %
<i>Oreochromis sp.</i>	3	0	0	2	0	0	100 %	0 %	0 %
<i>Poecilia reticulata</i>	2	0	2	1	1	2	38 %	13 %	50 %
<i>Pomadasy crocro</i>	4	0	0	5	1	0	90 %	10 %	0 %
<i>Sicydium plumieri</i>	2	0	14	1	0	15	9 %	0 %	91 %
<i>Sicydium punctatum</i>	0	0	18	0	1	16	0 %	3 %	97 %
<i>Xiphophorus hellerii</i>	2	0	1	1	0	2	50 %	0 %	50 %
<i>Xiphophorus maculatus</i>	0	0	0	1	0	0	100 %	0 %	0 %
<i>Armases roberti</i>	2	0	0	0	1	3	33 %	17 %	50 %
<i>Atya innocous</i>	6	1	11	6	1	8	36 %	6 %	58 %
<i>Atya scabra</i>	2	1	12	3	3	7	18 %	14 %	68 %
<i>Guinotia dentata</i>	9	0	2	6	0	4	71 %	0 %	29 %
<i>Jonga serrei</i>	0	0	2	0	1	2	0 %	20 %	80 %
<i>Macrobrachium acanthurus</i>	0	2	1	0	2	1	0 %	67 %	33 %
<i>Macrobrachium carcinus</i>	9	0	4	5	1	3	64 %	5 %	32 %
<i>Macrobrachium crenulatum</i>	6	0	8	6	2	6	43 %	7 %	50 %
<i>Macrobrachium faustinum</i>	1	3	11	2	4	8	10 %	24 %	66 %
<i>Macrobrachium heterochirus</i>	3	0	15	4	1	11	21 %	3 %	76 %
<i>Macrobrachium ohione</i>	1	0	0	0	0	0	100 %	0 %	0 %
<i>Micratya poeyi</i>	1	0	15	1	6	9	6 %	19 %	75 %
<i>Potimirim glabra</i>	8	1	4	4	3	1	57 %	19 %	24 %
<i>Potimirim potimirim</i>	1	2	2	3	3	0	36 %	45 %	18 %
<i>Xiphocaris elongata</i>	0	5	9	0	9	6	0 %	48 %	52 %
Légende des couleurs	Détecté à 100% par ADNe			Détecté dans plus de 50 % des cas par ADNe			Détecté dans plus de 50% des cas par pêche électrique		

Le détail des comparaisons des détections d'espèces selon les deux méthodes d'inventaire sur chaque station est présenté en Annexe 9.

Points à retenir :

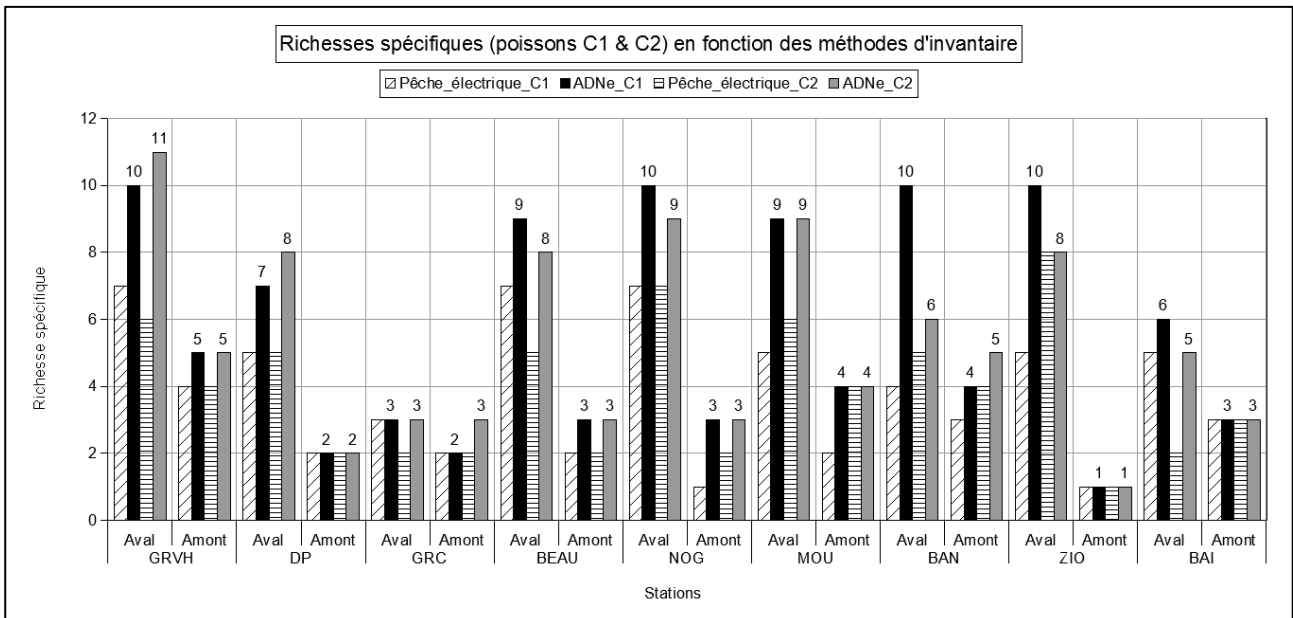
- La **méthode par ADNe** semble plus efficace pour détecter des **espèces rares/criptiques** (*Anguilla rostrata*, *Pomadasys crocro*, *Macrobrachium carcinus*, etc...) ou des **espèces exotiques** (*Cyprinidae sp.*, *Oreochromis sp.*, *Xiphophorus maculatus*, etc...)
- Inversement la méthode par ADNe semble mal détecter certaines espèces (*Macrobrachium acanthurus*, *Potimirim potimirim*, *Xiphocaris elongata*).

V.2 Comparaison des richesses spécifiques

A partir des précédents tableaux de synthèse, nous pouvons comparer les richesses spécifiques de chacune des stations obtenues selon les deux méthodes d'inventaire.

Sur les deux graphiques (Graphique 1 et Graphique 2) ci-dessous sont représentées les richesses spécifiques obtenues pour les poissons et pour les crustacés selon les deux méthodes d'inventaire.

Concernant les poissons, sur les 18 stations échantillonnées en campagne 1, les valeurs de richesse spécifique obtenues par ADNe sont significativement supérieures à celles obtenues par la méthode de pêche électrique sur 13 stations et significativement égales sur les 5 stations restantes ($P < 0,01$; test des rangs signés de Wilcoxon (détails des tests statistiques en Annexe 10)). Pour la campagne 2, les valeurs de richesse spécifique obtenues par ADNe sont également significativement supérieures à celles obtenues par la méthode de pêche électrique sur 13 stations et significativement égales sur 5 stations ($P < 0,01$; test des rangs signés de Wilcoxon).

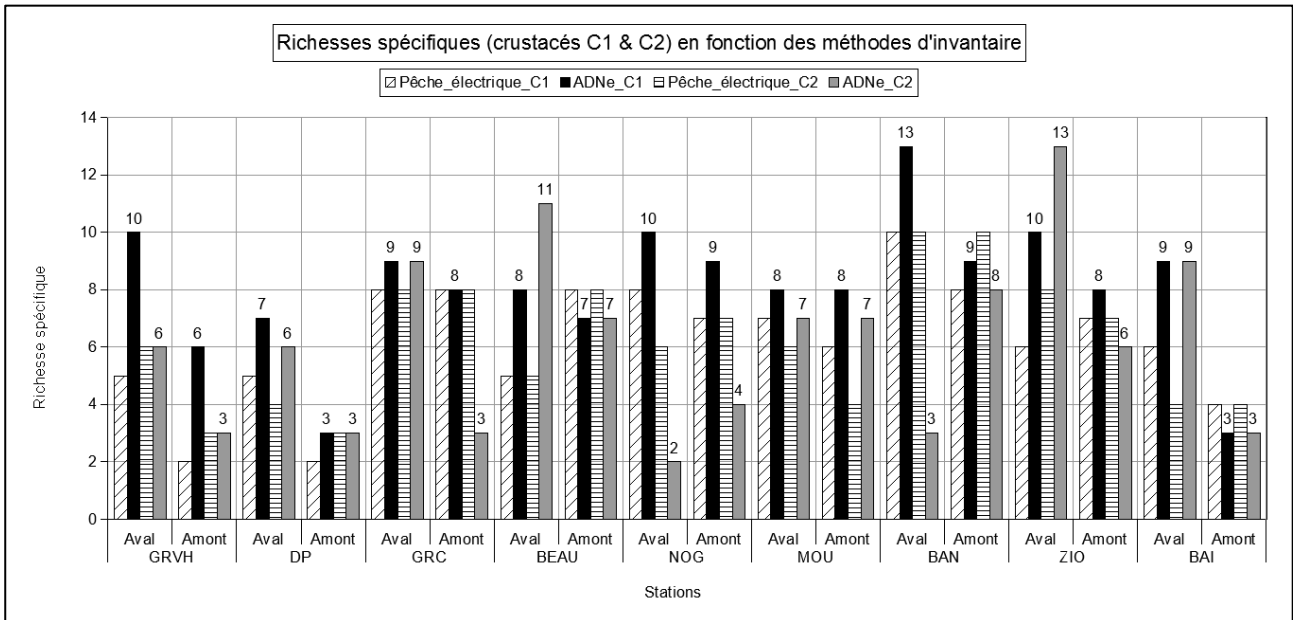


Graphique 1 : Comparaison des richesses spécifiques entre les deux méthodes (Poissons, C1 et C2)

Points à retenir :

- Les richesses spécifiques obtenues pour les **poissons** par la **méthode ADNe** sont significativement supérieures ou égales à celles obtenues par pêche électrique sur les **18 stations des deux campagnes**.

Concernant les crustacés, sur les 18 stations échantillonnées en campagne 1, les valeurs de richesse spécifique obtenues par ADNe sont significativement supérieures à celles obtenues par la méthode de pêche électrique sur 15 stations, significativement égales sur 1 station et significativement inférieures sur 2 stations ($P < 0,01$; test des rangs signés de Wilcoxon). Pour la campagne 2, le test des rangs signés de Wilcoxon nous indique que les différences de richesses spécifiques entre les deux méthodes d'inventaires ne sont pas significatives.



Graphique 2 : Comparaison des richesses spécifiques entre les deux méthodes (Crustacés, C1 et C2)

Points à retenir :

→ Les richesses spécifiques obtenues pour les **crustacés** par la **méthode ADNe** sont significativement supérieures ou égales à celles obtenues par pêche électrique sur 16 stations pour la **campagne 1**.

→ La différence entre les richesses spécifiques obtenues par les deux méthodes pour les **crustacés** sur la **campagne 2** n'est pas significative. Il n'y a pas de méthode strictement supérieure à l'autre par rapport à la richesse spécifique sur cette deuxième campagne.

→ Il existe une différence entre les 2 campagnes pour la détection par ADNe sur le taxon « crustacés »

V.3 Comparaison des communautés d'espèces obtenues par pêche électrique et par ADNe en présence/absence

Le détail des analyses statistiques réalisées pour ce chapitre sont présentés en Annexe 11. Des analyses de co-inertie ont ainsi été réalisées pour comparer les communautés de poissons et crustacés détectés par les 2 méthodes.

Tous les résultats ne peuvent être présentés dans ce rapport d'autant qu'ils sont généralement redondants. Les données poissons et crustacés ont été traitées séparément afin de mettre en évidence d'éventuelles différences de la méthode ADNe selon le compartiment biologique. Les analyses

préalables ayant montré que les résultats des 2 campagnes étaient de structures comparables pour les poissons, les données poissons des 2 campagnes ont été regroupées. Concernant les crustacés, les analyses précédentes ayant montré une différence selon les 2 saisons, les données crustacés des 2 campagnes ont été analysées séparément.

Analyse de la co-inertie – Poissons - Campagne 1&2

Les analyses de co-inertie pratiquées sur les jeux de données Pêche (présence/absence des individus) et ADNe (détection/absence des séquences) montrent que les structures des jeux de données « Poissons » sont significativement corrélées (Figure 14).

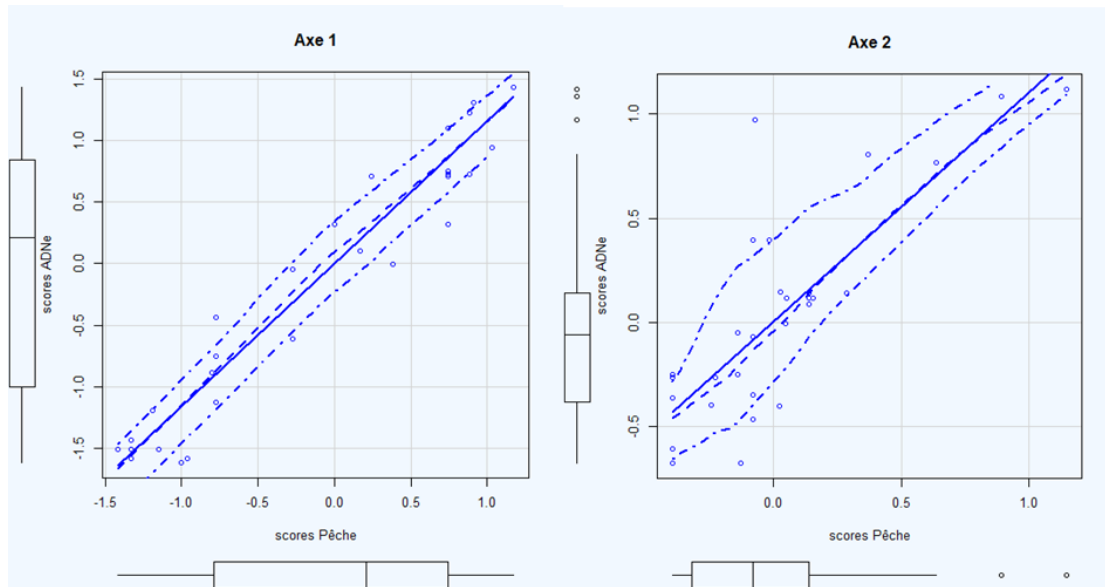


Figure 14 : Corrélation entre les scores Pêche et ADNe pour chaque axe de co-inertie (Poissons, C1 et C2)

Analyse de la co-inertie – Crustacés - Campagne 1

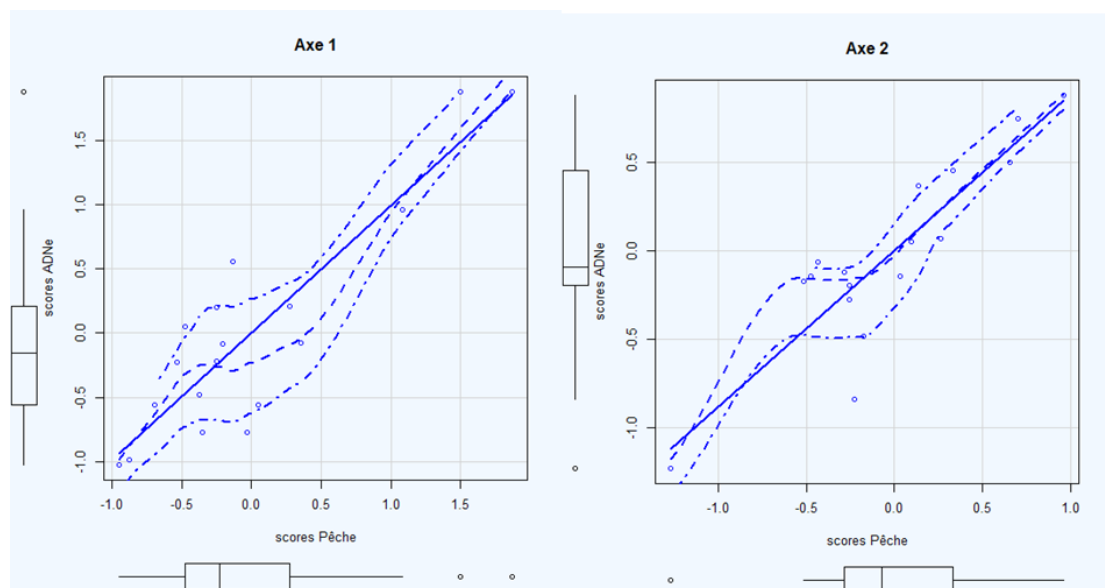


Figure 15 : Corrélation entre les scores Pêche et ADNe pour chaque axe de co-inertie (Crustacés, C1)

Les analyses de co-inertie pratiquées sur les jeux de données Pêche (présence/absence des individus) et ADNe (détection/absence des séquences) montrent que les structures des jeux de données « Crustacés » pour la Campagne 1 sont significativement corrélées (Figure 15).

Analyse de la co-inertie – Crustacés - Campagne 2

Les analyses de co-inertie pratiquées sur les jeux de données Pêche (présence/absence des individus) et ADNe (détection/absence des séquences) montrent également que les structures des jeux de données « Crustacés » pour la Campagne 2 sont significativement corrélées (Figure 16).

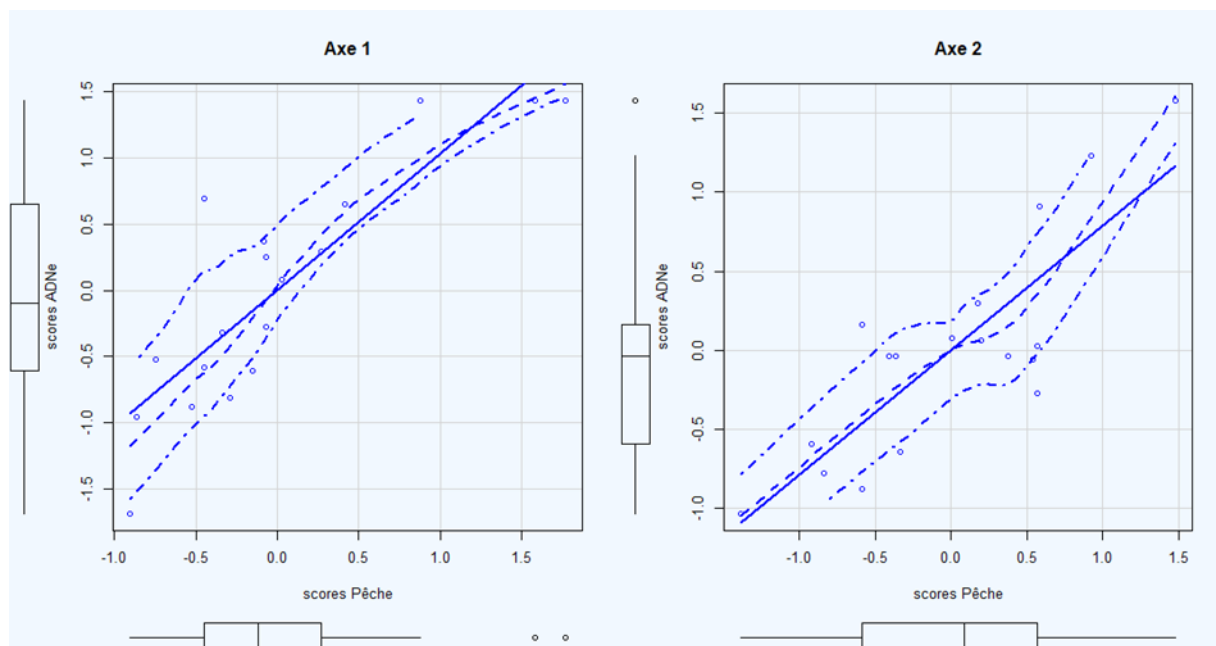


Figure 16 : Corrélation entre les scores de Pêche et ADNe pour chaque axe de co-inertie (Crustacés, C2)

Points à retenir :

→ Bien que les coefficients de corrélation des jeux de données « Crustacés » Pêche et ADNe soient un peu plus faibles que celui obtenu pour les jeux de données « Poisson », ces analyses de co-inertie montrent une **bonne corrélation** entre les structures des jeux de données obtenus **selon les 2 méthodes** comparées.

→ Les **communautés aquatiques** de poissons et crustacés (données en présence/absence) inventoriées selon les 2 méthodes sont donc similaires.

VI. Analyses d'un paramètre pouvant influencer la détection des espèces par la méthode ADNe : la taille des systèmes

Dans le choix de nos cours d'eau, la taille des systèmes était un des critères à prendre en compte afin de vérifier que la dilution de l'ADN (ratio volume d'eau/biomasse espèce) n'influe sur l'efficacité de la méthode ADNe. Nous avons donc fait en sorte de diversifier la taille des systèmes choisis, tel que présenté dans le Tableau 13 ci-dessous :

Tableau 13 : Ordre de grandeur des tailles de systèmes

Grands Systèmes	Grande Rivière de Vieux Habitants, Rivière des Pères, Grande Rivière de Capesterre	BV de l'ordre de 3000 ha
Moyens Systèmes	Rivières Beaugendre, Nogent, Moustique	BV de l'ordre de 1500 ha
Petits Systèmes	Rivières Bananier, Ziotte, Baillif	BV de l'ordre de 500 ha

Les analyses en composantes principales sur les données ADNé ainsi que les box-plots sur les détectabilités des espèces en fonction des tailles de systèmes pour les 2 campagnes (voir Figure 17) n'ont pas montré de différences significatives dans la comparaison des résultats par rapport à ce paramètre de « taille des systèmes ».

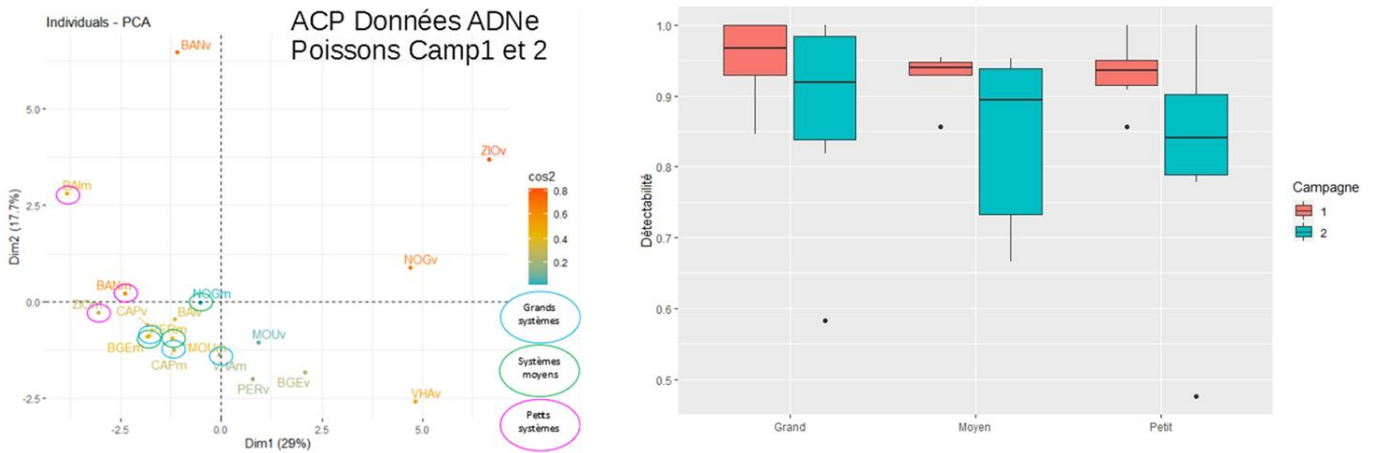


Figure 17 : Analyses en composantes principales pour les données ADNé sur les poissons en C1 et C2 et Box-Plots sur les détectabilités des espèces en fonction des tailles des systèmes pour C1 et C2

Point à retenir :

→ Le paramètre de taille des systèmes n'a pas influencé sur la détection de nos espèces pour la méthode par ADNé.

VII. Discussion

Pour rappel, les 2 objectifs principaux de ce projet consistent :

- Dans un premier temps de créer une **base de données de références génétiques** des espèces de poissons et crustacés des milieux dulçaquicoles de Guadeloupe
- Dans un second temps de **tester la méthode d'inventaire par ADNé** sous nos latitudes tropicales en analysant les points suivants :
 1. Est-ce que les inventaires ADNé sont aussi efficaces que les inventaires de pêche électrique traditionnellement réalisées pour les espèces aquatiques dulçaquicoles en présence/absence ?
 2. A quelle période de l'année est-il préférable de réaliser les inventaires ?
 3. Quel est le nombre de réplicats nécessaires sur le terrain pour la méthode ADNé aux Antilles ?
 4. Quels paramètres peuvent influencer la méthode par ADNé ?

➤ **Base de données de références génétiques :**

Au cours de ce projet, une base de données de références génétiques pour la Guadeloupe a été créée à la suite des prélèvements de tissus des différentes espèces de poissons et crustacés d'eau douce de Guadeloupe et d'espèce exotiques vendus en magasins d'aquariophilie. Cette base de données est actuellement opérationnelle pour la liste d'espèces de poissons et crustacés présentée dans ce rapport (voir Tableau 8). **Cependant**, il est très important de noter que cette base de données n'est pas encore

complète et finalisée. Ces bases de références génétiques Poissons et Crustacés dulçaquicoles de Guadeloupe nécessiteront d'être complétées dans le futur, afin :

- de s'assurer d'avoir la plus grande variabilité génétique possible pour chaque espèce concernée en collectant à nouveau des tissus sur des espèces pêchées sur des stations qui n'ont pas encore été prospectées dans le but d'optimiser leur détection par la méthode ADNe ;
- d'intégrer l'ensemble des espèces connues en Guadeloupe car toutes les espèces n'ont pas encore été prélevées et analysées (exemples : *Kryptolebias marmoratus* et *Cherax quadricarinatus*) ;
- d'intégrer de potentielles espèces exotiques ou espèces exotiques envahissantes n'étant pas encore présentes dans les cours de Guadeloupe.

Les séquences présentes sur cette base de données seront, dans un premier temps, accessibles sur demande auprès du Parc national de la Guadeloupe.

➤ Test de la méthode ADNe aux Antilles :

1. Est-ce que les inventaires ADNe sont aussi efficaces que les inventaires de pêche électrique traditionnellement réalisées pour les espèces aquatiques dulçaquicoles en présence/absence ?

Notre analyse montre qu'à partir des données actuelles, le protocole ADNe fonctionne en Guadeloupe pour une détection en présence/absence pour les deux taxons. En effet, les résultats obtenus par cette méthode ADNe indiquent qu'elle est aussi efficace que la méthode traditionnelle de pêche électrique pour réaliser des inventaires.

Le premier point à relever concernant la méthode ADNe est que cette technique a permis de détecter des espèces rares, cryptiques ainsi que des espèces exotiques envahissantes que la méthode de pêche n'a pas réussi à détecter, comme le montre le Tableau 14 ci-dessous (les espèces suivies du symbole « * » sont des espèces de petites tailles pouvant être difficilement repérables et celles suivies du symbole « ° » sont les espèces pour lesquelles il peut y avoir des erreurs d'identification par les opérateurs sur le terrain). On observe cette efficacité de détection aussi bien chez les poissons que chez les crustacés.

Il est également important de noter que pour certaines espèces, principalement chez les crustacés, la méthode ADNe se montre moins efficace que la pêche. Comme par exemple les individus de *Xiphocaris elongata* ou encore de *Potimirim potimirim*, qui dans plus de 40 % des cas, ne sont pas détectés à partir de leur ADN. Cependant, la méthode de pêche électrique ne permet pas non plus de détecter assurément l'ensemble des espèces présentes dans le milieu et **l'erreur d'identification** est possible sur certaines espèces (*Potimirim glabra* / *Potimirim potimirim* / *Micratya poeyi* ; *Macrobrachium faustinum* / *Macrobrachium crenulatum*), contrairement à la méthode génétique avec une base de données **fiable**.

Le deuxième point, qui concerne les résultats de richesses spécifiques, montre que pour les **poissons**, la méthode basée sur l'ADNe **est plus exhaustive que la pêche électrique**. Elle a permis d'obtenir des inventaires plus complets ou *a minima* aussi complets que la méthode de pêche lors des deux campagnes. Concernant les **crustacés**, la méthode par ADNe a aussi permis d'obtenir des inventaires plus complets ou *a minima* aussi complets que la méthode de pêche électrique sur la

campagne 1. En revanche, lors de la campagne 2, les résultats obtenus ne permettent pas de dire laquelle des deux méthodes est la plus exhaustive, les résultats varient selon les stations.

Tableau 14 : Tableau de synthèse des détections d'espèces selon les méthodes d'inventaire

Catégorie		Taxon « Poissons »			
Rare / cryptique / difficilement pêchable	<i>Anguilla rostrata</i>	<i>Awaous banana</i>	<i>Microphis brachyurus</i>	<i>Pomadasys crocro</i>	Légende
EEE	<i>Cyprinidae sp.</i>	<i>Oreochromis sp.</i>	<i>Poecilia reticulata</i>	<i>Xiphophorus hellerii</i>	
	<i>Xiphophorus maculatus</i>				
Commune	<i>Agonostomus monticola</i>	<i>Arcos nudus</i>	<i>Eleotris perniger</i>	<i>Gobiomorus dormitor</i>	
	<i>Sicydium plumieri</i>	<i>Sicydium punctatum</i>			
Détecté dans plus de 50% des cas que par ADNe					
Catégorie		Taxon « Crustacés »			
Rare / cryptique / difficilement pêchable	<i>Jonga serrei</i> *	<i>Macrobrachium carcinus</i>	<i>Macrobrachium ohione</i> °	<i>Potimirim glabra</i> *	Détecté dans plus de 50% des cas par les 2 méthodes
	<i>Potimirim potimirim</i> * °				
Commune	<i>Amases roberti</i>	<i>Atya innocous</i>	<i>Atya scabra</i>	<i>Guinotia dentata</i>	Détecté dans plus de 50% des cas que par pêche
	<i>Macrobrachium acanthurus</i>	<i>Macrobrachium crenulatum</i> °	<i>Macrobrachium faustinum</i> °	<i>Macrobrachium heterochirus</i>	
	<i>Micratya poeyi</i> *	<i>Xiphocaris elongata</i>			

Le troisième point à relever est que les résultats d'analyse sur les communautés d'espèces ont permis de montrer que les communautés aquatiques de poissons et de crustacés sont similaires entre les inventaires obtenus par la pêche électrique et par la méthode ADNe pour les deux campagnes en présence/absence. En d'autres termes, à partir de la méthode ADNe, on détecte correctement les espèces ayant pu être pêchées.

→ Les inventaires obtenus par la méthode ADNe sont aussi efficaces que les inventaires de pêche électrique réalisées pour les espèces aquatiques dulçaquicoles (poissons et crustacés) en présence/absence en Guadeloupe, avec de meilleurs résultats pour la détection d'espèces rares/cryptiques ou des EEE.

2. A quelle période de l'année est-il préférable de réaliser les inventaires ?

Concernant la période de l'année à laquelle il est préférable de réaliser les inventaires, les analyses montrent qu'une utilisation de la méthode ADNe en saison sèche apporte de bons résultats. N'ayant pas de données en saison humide, à cause de l'absence de pluie durant la 2^{ème} campagne, nous ne pouvons pas affirmer que la méthode ADNe est plus ou moins efficace que la pêche électrique en saison humide. Cependant, concernant les crustacés, la période d'inventaire correspondant à la campagne 1 semble plus propice. En revanche, pour obtenir une meilleure représentativité des espèces présentes en cours d'eau, il est quand même recommandé de réaliser des inventaires sur 2 saisons au cours de l'année. Mais si un seul inventaire doit être réalisé, il est préférable d'y aller en saison sèche compte tenu des conditions de terrain et de travail plus simple à cette période de l'année. La méthode fonctionne bien pour les deux taxons, elle est perfectible pour les crustacés, son amorce est en cours d'amélioration, mais peut être appliqué en Guadeloupe.

3. Quel est le nombre de réplicats nécessaires sur le terrain pour la méthode ADNe aux Antilles ?

Concernant le nombre de réplicats nécessaires sur le terrain pour la méthode ADNe, en termes de faisabilité d'application, il est recommandé de réaliser 2 réplicats pour s'assurer à la fois d'une bonne robustesse et une bonne exhaustivité dans les résultats et d'un coût acceptable. Réaliser 2

réplicats n'entraîne pas de réduction significative de la richesse spécifique par rapport à 3 réplicats (Cantera *et al.*, 2019 ; Pont *et al.*, 2018).

4. Quels paramètres peuvent influencer la méthode par ADNe ?

Concernant les paramètres pouvant influencer la méthode ADNe, les analyses n'ont pas montré de différences significatives dans la comparaison des résultats par rapport aux tailles des systèmes. De même, le colmatage des filtres sur certaines stations n'a pas eu d'influence sur la détection des espèces.

VIII. Choix du protocole et mise en œuvre

Le choix du protocole de la méthode ADNe ou de la pêche électrique sera à déterminer en fonction des besoins du projet.

➤ Résultats des analyses :

Concernant la pêche électrique, il existe de nombreux protocoles et les résultats obtenus peuvent varier en fonction de la rigueur des opérateurs. Ces résultats peuvent être qualitatifs (présence/absence) et quantitatifs (effectifs des espèces, masses, taille des individus, nombres de cohortes et donc détermination de l'âge des individus entre adultes et juvéniles). Ces données sont importantes pour obtenir des informations sur la dynamique des populations. Cependant, ces méthodes ont plus de difficultés pour détecter et capturer des espèces rares ou cryptiques, notamment dans des cours d'eau pour lesquelles il n'existe pas ou peu d'historiques sur les espèces présentes, mais aussi pour détecter et identifier les espèces de petites tailles (par exemple, *Potimirim glabra*, *Micratya poeyi* ou les juvéniles d'*Atya*). De plus, parmi les espèces capturées, certaines peuvent être difficile à distinguer (par exemple, *Macrobrachium crenulatum* et *Macrobrachium faustinum* ; *Atya innocous* et *Atya scabra* ; etc.). Cette méthode permet cependant d'obtenir des données instantanément.

Concernant la méthode par ADNe, les résultats obtenus sont uniquement qualitatifs (présence/absence). Ils permettent d'établir des inventaires plus précis en termes d'identification des espèces sous condition d'une base données fiable et renseignent sur la richesse spécifique du milieu avec des résultats plus exhaustifs, comme vu précédemment. Notamment en détectant aussi bien des espèces communes, cryptiques ou rares. Cette méthode est intéressante pour réaliser des premiers diagnostics ou faire un état des lieux des cours d'eau ; mais aussi pour aider dans le choix préliminaire des cours d'eau afin de travailler sur une espèce cible ou réaliser des suivis ; ou encore dans la réalisation de dossiers réglementaires sur l'eau. Du fait des technologies utilisées, un délai de 3 mois est actuellement nécessaire pour obtenir les résultats génétiques. A partir de ces résultats transmis par le laboratoire, avant toute interprétation, il est important qu'un expert travaille sur les données afin d'établir dans un premier temps un inventaire en prenant en compte toutes les possibles sources de contaminations du milieu : intrusions d'espèces marines au niveau des embouchures, rejets de déchets alimentaires dans les rivières (STEP, habitations, restauration), nettoyage d'espèces marines directement dans le cours d'eau par les pêcheurs etc. Dans un second temps, l'expert pourra fournir son avis d'écologue sur les communautés retrouvées dans le milieu.

➤ Mise en pratique sur le terrain :

La méthode par ADNe présente un faible impact sur les espèces lors de son application. En effet, cette méthode est beaucoup moins intrusive que la méthode de pêche électrique (2 personnes fixes contre *a minima* 4 personnes qui se déplacent avec des épuisettes dans le cours d'eau), les individus ne sont pas électroanesthésiés / déplacés / anesthésiés / manipulés et la mortalité des individus lors de la réalisation du protocole est nulle.

De plus, sa mise en œuvre est rapide, en comptant environ 1h30 à 2h de manipulation par station. Mais il est important de bien connaître la manipulation à réaliser en amont de la phase terrain, d'être formé au préalable aux techniques d'échantillonnage et de connaître les potentiels risques de contaminations génétiques.

Cette méthode est intéressante pour réaliser des inventaires en milieu difficilement accessibles, que ce soit pour la phase du transport du matériel jusqu'à la zone de prélèvement ou pour la manipulation dans le cours d'eau. Le point important à surveiller lors de sa mise en pratique est le colmatage des filtres dans certains cours d'eau.

Un des éléments à noter concernant l'application sur le terrain est que cette méthode par ADNe est une méthode basée sur l'ADN qui nécessite donc des kits à usage unique et génère alors des déchets plastiques ou autres (emballages des filtres, membranes, solutions de conservations et des gants). Une étude d'impact carbone sera réalisée par le PNG ultérieurement. Cependant, des filières de valorisation chez SPYGEN sont en cours de recherches afin de réduire ces déchets.

➤ Compétences hydrobiologiques et moyens humains :

En pêche électrique, il est nécessaire pour appliquer cette méthode d'avoir des personnes formées et habilitées à l'utilisation du matériel électrique, à l'identification des espèces, à leur manipulation et leurs conditions de stockage, au positionnement sur la station et à la détermination des différents faciès. De plus, sur le terrain, 4 personnes minimum sont nécessaires pour cette méthode.

La méthode par ADNe, quant à elle, nécessite au moins 2 personnes rigoureuses et formées à la mise en pratique du protocole qui demande une attention particulière tout au long du processus pour éviter toutes contaminations de l'ADN prélevé. Ces personnes doivent également avoir de bonnes connaissances des espèces dulçaquicoles et des milieux aquatiques pour s'assurer d'une bonne mise en œuvre sur le terrain, être sûr de répondre aux objectifs de l'étude et avoir une bonne interprétation des résultats d'ADNe. De plus, l'intervention de techniciens de laboratoires, appartenant au laboratoire d'analyses génétiques, est ensuite nécessaires pour analyser les échantillons de terrain et transmettre des premiers résultats.

- Des compétences hydrobiologiques sont indispensables pour réaliser ces 2 méthodes d'inventaire.
- Les formations sont obligatoires pour manipuler le matériel sur les 2 méthodes.

IX. Conclusions

Pour conclure, nous pouvons affirmer que la méthode par ADNe en Guadeloupe est satisfaisante en ce qui concerne le taxon « Poissons » avec une efficacité approuvée et une bonne détection des

espèces dulçaquicoles. Concernant les « crustacés », les résultats sont satisfaisants avec également une bonne efficacité de détection des espèces, notamment en période sèche. Les impacts des conditions environnementales et de la période de reproduction méritent d'être étudiés plus finement. En effet, la présence de traces d'ADN dans l'eau étant plus importante lors de la mue des crustacés ou lorsque ceux-ci sont grainés, on peut émettre l'hypothèse d'une influence de la période de reproduction des espèces (crustacés) sur l'exhaustivité des inventaires en méthode ADNe. Malheureusement, les données relevées lors de l'étude n'ont pas permis de vérifier cette hypothèse.

Il est également important de continuer à compléter la base de références génétiques de Guadeloupe pour ces deux groupes taxonomiques afin de perfectionner la détection des espèces à partir de cette méthode génétique.

Des travaux restent encore à réaliser afin de tester cette méthode dans d'autres conditions de travail pour contrôler son efficacité, notamment en période humide, avec des cours d'eau plus chargés où généralement la pêche électrique est moins praticable en raison des conditions de terrain. Il serait intéressant de vérifier que cette méthode est aussi efficace en cette période.

Néanmoins, cette méthode est très intéressante dans le cadre de la réalisation d'un état des lieux des rivières, pour réaliser des inventaires ou des suivis dans des zones difficilement accessibles, ou encore pour rechercher des espèces rares, cryptiques, difficiles à pêcher ou spécifiques comme les espèces exotiques envahissantes. **La méthode ADNe pourrait d'ailleurs être un bon outil pour réaliser une cartographie des EEE dans les cours d'eau de Guadeloupe et ainsi pouvoir organiser des moyens de lutte et de suivi à court, moyen et long terme de façon efficace.** Etant standardisée, la mise en œuvre de la méthode ADNe ne nécessite pas la présence du même opérateur tout au long des projets. Enfin, la méthode ADNe offre la possibilité de mettre à jour les données au gré des améliorations de la base de références génétiques, chose qui est impossible avec les méthodes actuelles.

De plus, il est important de noter que, même si la méthode par ADNe est plus simple à appliquer sur le terrain (pas d'utilisation d'un appareil de pêche, pas d'identification sur site, etc.), **l'intervention d'un expert en milieux aquatiques est tout de même nécessaire** afin de mettre en place ce protocole au sein d'un projet. En effet, le choix des stations, la connaissance des différents faciès/habitats des cours d'eau, de la présence d'affluents ou d'infrastructures en amont mais aussi la connaissance des conditions hydromorphologiques et des espèces présentes sur le territoire étudié sont des paramètres à maîtriser et à prendre en compte pour la mise en place d'un tel protocole et la lecture des résultats. Une expertise est donc nécessaire afin de bien interpréter les résultats et notamment savoir distinguer les espèces réellement présentes dans le milieu des potentielles contaminations (intrusions marines, déchets alimentaires, etc.). **Notre étude a montré que la réalisation d'inventaire par la méthode ADNe est efficace en Guadeloupe (pour les poissons et suivant la saison pour les crustacés) et pourrait donc servir d'outil complémentaire à la méthode traditionnelle de pêche électrique.**

<p>La méthode ADNe pourrait d'ailleurs être un bon outil pour réaliser une cartographie des EEE dans les cours d'eau de Guadeloupe et ainsi pouvoir organiser des moyens de lutte et de suivi à court, moyen et long terme de façon efficace.</p>
--

X. Bibliographie

- Bassar RD, Ferriere R, Lopez-Sepulcre A, Marshall MC, Travis J, Pringle CM, Reznick DN. (2012, August). Direct and indirect ecosystem effects of evolutionary adaptation in the Trinidadian guppy (*Poecilia reticulata*). *Am Nat*, 180(2):167-85. doi:10.1086/666611 PMID: 22766929
- 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, Dejean T, Valentini A, Roset N, Raymond J-C, Bonin A, Taberlet P., Pont D. (2016, june 30). Spatial Representativeness of Environmental DNA Metabarcoding Signal for Fish Biodiversity Assessment in a Natural Freshwater System. *Plos One 11(6)*: e0157366. doi:10.1371/journal.pone.0157366, p. 19.
- COFIL n°1. (2019). *Compte-rendu du Comité de Pilotage n°1, Projet Guad3E*. Parc national de la Guadeloupe.
- DEAL Guadeloupe et Martinique. (2013, Mars). Diagnostic sur l'invasion biologique Aux Antilles Françaises - Stratégie de suivi et de prévention. *DEAL*.
- 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.
- Esmaeili H. R., Teimori A., Owfi F., Abbasi K., Coad B. W. (2014, June). Alien and invasive freshwater fish species in Iran: Diversity, environmental impacts and management. *Iranian Society of Ichthyology*, I(2): 61-72.
- 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., Civade R., Jean P., Maire A., Roset N., Schabuss M., Zornig H., Dejean T. (2018, juillet 10). Environmental DNA reveals quantitative patterns of fish biodiversity in large rivers despite its downstream transportation. *Scientific Reports 8* : 10361.
- Robert Marie. (2015). *Compte-rendu n°1 sur la gestion de l'espèce *Ancistrus cirrhosus*, ravine Borine*. Saint-Claude: Parc national de la Guadeloupe.
- S. Lowe, M. B. (2007). 100 Espèces Exotiques Envahissantes parmi les plus néfastes au monde. *Une sélection de la Global Invasive Species Database, Première édition (en anglais), en tant qu'encart dans Aliens du 12 Décembre 2000. Version traduite et mise à jour: Juin 2007*, 12. Publié par le Groupe de spécialistes des espèces envahissantes (Invasive Species Specialist

Projet Guad3E : Rapport final

Group ISSG), un groupe de spécialistes de la Commission de la Sauvegarde des Espèces (CSE) et de l'Union Mondiale pour la Nature (UICN).

- Taberlet P., Coissac E., Hajibabaei M., Rieseberg L. H. (2012, avril 10). Environmental DNA. *Molecular Ecology volume 21*, pp. 1789-1793.
- Tabouret, H. (2012). Les poissons migrateurs amphihalins des départements d'outre-mer : état des lieux. *Synthèse générale sur les DOM insulaires - Rapport final - ONEMA/MNHN*, 277.
- Valentini A., Taberlet P., Miaud C., Civade R., Herder J., Thomsen P. F., Bellemain E., Besnard A., Coissac E., Boyer F., Gaboriaud C., Jean P., Poulet N., Roset N., Copp G. H., Geniez P., Pont D., Argillier C., Baudoin J-M., Peroux T. et al. (2016). Next-generation monitoring of aquatic biodiversity using environmental DNA metabarcoding. *Molecular Ecology volume 25 4*, pp. 929-942.
- Walsh M. R., Resznick D. N. (2010). Experimentally induced life-history evolution in a killfish in response to the introduction of Guppies. *Evolution, International Journal of Organic Evolution*. The Society for the Study of Evolution.
- Warburton K., & Madden C. (2003). Warburton, K., & Madden, C. (2003). Behavioural responses of two native Australian fish species (*Melanotaenia duboulayi* and *Pseudomugil signifer*) to introduced poeciliids (*Gambusia holbrooki* and *Xiphophorus helleri*) in controlled conditions. *Proceedings of The Linnean Society of New South Wales*, 124, 115-123.

XI. Annexes

Annexe 1

Annexe 1 : Liste des cours d'eau présélectionnés

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

* Rivières avec le bassin versant le plus important

Annexe 2

Annexe 2 : Localisation des stations du projet Guad3E


Rivières	Longueur rivière (m)	Distance entre deux points (m)	
		Embouchure → station aval	Station aval → Station amont
Grande Rivière de Vieux-Habiants	19019	394.9	7552.2
Des Pères	13756	97.1	10900.3
Grande rivière de Capesterre	14770	1239.2	5901.8
Beaugendre	6654	3.0	5598.7
Nogent	7292	1015.7	4571.3
La Moustique	15141	2839.5	6553.3
Bananier	3992	240.3	2230.6
Ziotte	3153	176.2	2820.8
Baillif	9357	160.8	7029.9

Rivière	Station	Aval de la station				Amont de la station			
		UTM 20 longitude	UTM 20 latitude	WGS84 latitude	WGS84 longitude	UTM 20 longitude	UTM 20 latitude	WGS84 latitude	WGS84 longitude
GDE_RIV_VIEUXHAB_	amont	636278	1778912	16.0864057811	-61.7258142773	636291	1778926	16.0865214933	-61.7256976850
GDE_RIV_VIEUXHAB_	aval	631932	1776030	16.0605924111	-61.7666018754	631944	1776027	16.0605659662	-61.7664940003
RIV_DESPERES_	amont	639405	1775780	16.0579117946	-61.6967753414	639446	1775806	16.0581558337	-61.6963885166
RIV_DESPERES_	aval	634243	1770520	16.0106688738	-61.7453161161	634268	1770496	16.0104404250	-61.7450871225
GDE_RIV_CAPESTERE_	amont	648674	1777388	16.0719046695	-61.6100340430	648664	1777431	16.0722945957	-61.6101247352
GDE_RIV_CAPESTERE_	aval	653219	1775937	16.0585158784	-61.5676424000	653188	1775970	16.0588189261	-61.5679384489
RIV_BEAUGENDRE_	amont	635253	1781244	16.1075314041	-61.7352642864	635259	1781262	16.1076993356	-61.7352170125
RIV_BEAUGENDRE_	aval	631642	1778115	16.0794545000	-61.7692044000	631697	1778132	16.0796024837	-61.7686888855
RIV_NOGENT_	amont	633897	1805427	16.3261751505	-61.7465640977	633928	1805429	16.3261982007	-61.7462708987
RIV_NOGENT_	aval	634580	1808410	16.3530971948	-61.7399938591	634531	1808373	16.3527618768	-61.7404527683
RIV_LAMOUSTIQUE_	amont	646777	1787285	16.1614648439	-61.6271547507				
RIV_LAMOUSTIQUE_	aval	649419	1789542	16.1817000154	-61.6023086105	649420	1789524	16.1815428967	-61.6022966243
RIV_BANANIER_	amont	648794	1771551	16.0191457858	-61.6092822701	648793	1771613	16.0197094688	-61.6092821863
RIV_BANANIER_	aval	649925	1770012	16.00516	-61.59880	649878	1770178	16.00666	61.59923
RIV_ZIOTTE_	amont	631777	1803789	16.3114896370	-61.7664923239	631856	1803669	16.3104017917	-61.7657695524
RIV_ZIOTTE_	aval	629551	1805095	16.3234141935	-61.7872558907	629565	1805038	16.3228916237	-61.7871325929
RIV_BAILLIF_	amont	638824	1775712	16.0573370056	-61.7022051383	638840	1775763	16.0577901732	-61.7020535097
RIV_BAILLIF_	aval	634171	1771873	16.0228923289	-61.7459109798	634236	1771895	16.0230944585	-61.7453013640

Annexe 3

Annexe 3 : Protocole d'échantillonnage de nageoire sur poisson vivant

PROTOCOLE D'ECHANTILLONNAGE




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.



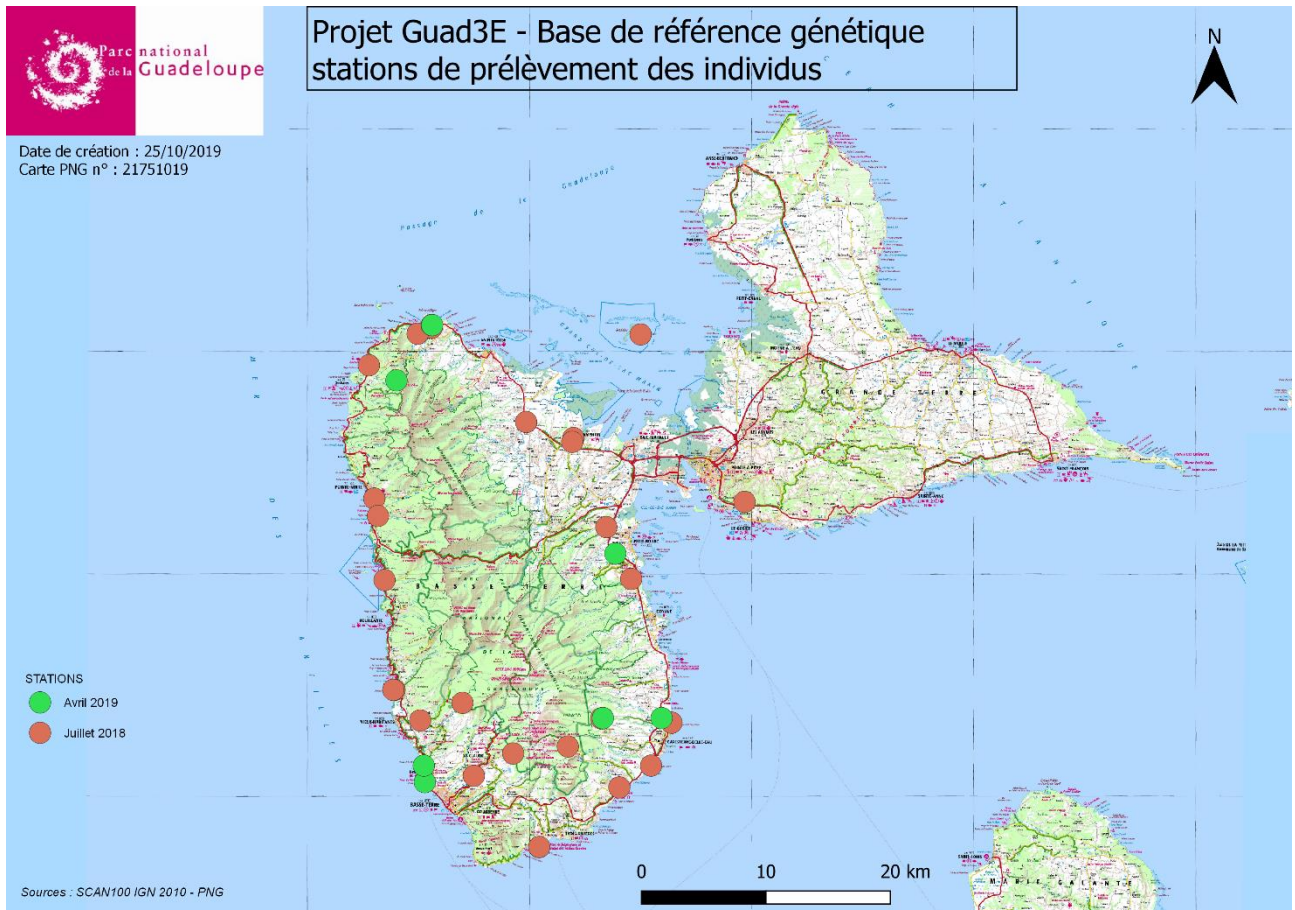
Annexe 4

Annexe 4 : Liste et carte 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)
Espèce			Espèce		
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 perniger</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 perniger</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 perniger</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 POUCKET	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 perniger</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

Projet Guad3E : Rapport final

Lieu de prélèvement	Nb d'échantillons	Nb d'échantillons	Lieu de prélèvement	Nb d'échantillons	Nb d'échantillons
Espèce	BDD - 07/2018	(Compléments C1 / C2 GUAD3E)	Espèce	BDD - 07/2018	(Compléments C1 / C2 GUAD3E)
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 perniger</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 perniger</i>		1
<i>Microphis brachyurus</i>	1		<i>Mugil curema</i>		1
<i>Palaemon pandaliformis</i>	1		<i>Pomadasy croco</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>Atya scabra</i>		1
<i>Xiphocaris elongata rostre long</i>	1		<i>Macrobrachium faustinum</i>		1
RIVIERE LOSTAU	1	0	<i>Pomadasy croco</i>		2
<i>Pomadasy 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>Atya 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 perniger</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				



Annexe 5

Annexe 5 : Comparaison de différentes méthodes de pêche électriques pour les besoins du projet

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 préférendum d'habitats des différentes espèces. L'inventaire réalisé dans les faciès dominants sera représentatif de la diversité en espèce de la station. Pêches sur zones restreintes = prélèvement de qualité avec un taux de capture efficace.	Totalité des individus n'est pas forcément prélevée avec cette technique donc 2 passages minimum pour chaque type de faciès à réaliser par campagne de pêches.	Office de l'eau Martinique

Annexe 6

Annexe 6 : Inventaire obtenus par pêche électrique pour la campagne 1 puis la campagne 2

Inventaire pêche électrique - Campagne 1																					
Espèces \ stations		Grande rivière Vieux Habitants				Rivière des Pères				Grande rivière de Capesterre				Rivière Beaugendre				Rivière Nogent			
		aval		amont		aval		amont		aval		amont		aval		amont		aval		amont	
Catégorie	Espèces	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)
Poissons	<i>Agonostomus monticola</i>	7	18	7	98	53	50							39	391			3	16		
	<i>Ancistrus triradiatus</i>																				
	<i>Anguilla rostrata</i>	1	<1															2	<1		
	<i>Arcos nudus</i>	15	96	3	79	6	45							21	71			2	9		
	<i>Awaous banana</i>																				
	<i>Ctenogobius sp.</i>																				
	<i>Dormitator maculatus</i>																				
	<i>Eleotris perniger</i>	1	5			1	2			1	9			33	500			19	40		
	<i>Gobiomorus dormitor</i>	1	<1											2	280			1	<1		
	<i>Microphis brachyurus</i>													1	<1						
	<i>Oerochromis mossambicus</i>																				
	<i>Poecilia reticulata</i>																				
	<i>Poecilia vivipara</i>																				
	<i>Pomadasys crocro</i>																				
	<i>Sicydium plumieri</i>	1	29	9	213	40	262	7	114	15	34	14	85	9	25	1	1	9	15		
	<i>Sicydium punctatum</i>	4	<1	23	67	43	59	127	249	37	20	87	53	1	0.5	7	4	6	4	7	3
<i>Xiphophorus hellerii</i>																					
	Richesse spécifique	7		4		5*		2		3*		2		7		2		7		1	
Crustacés	<i>Atya innocous</i>						577	3266	26	29	467	1091	34	<1	154	501			78	165	
	<i>Atya scabra</i>	1	5			1	7		623	1344	53	81	1	<1	3	4			1	1	
	<i>Guinotia dentata</i>														1	1					
	<i>Jonga serrei</i>																				
	<i>Macrobrachium acanthurus</i>																	1	1		
	<i>Macrobrachium carcinus</i>	1	252						1	2											
	<i>Macrobrachium crenulatum</i>								1	8	4	52			2	23	1	3			
	<i>Macrobrachium faustinum</i>					14	23		27	25	8	10	5	6	1	8	65	52	12	9	
	<i>Macrobrachium heterochirus</i>	1	<1	7	85	2	2	11	180	47	171	87	245	1	4	10	53	1	1		
	<i>Micratya poeyi</i>	1443	29	91	23	157	4			2608	144	1175	169	349	3	662	101	375	11	496	45
	<i>Palaemon pandaliformis</i>																				
	<i>Potimirim glabra</i>										1	<1								28	4
	<i>Potimirim potimirim</i>																	2	1	1	<1
	<i>Xiphocaris elongata rostre court</i>											5	6			5	7			274	203
<i>Xiphocaris elongata rostre long</i>	2	<1			1	<1			38	20							42	14			
<i>Xiphocaris elongata sp.</i>																					
	Richesse spécifique	5°		2		5°		2°		8°		8°		5°		8°		8°		7°	
Total (effectif et masse)		1478	434	140	565	318	454	722	3809	3424	1806	1901	1792	496	1280.5	846	703	529	167	897	430
Richesse spécifique totale		12		6		10		4		11		10		12		10		15		8	
* <i>Sicydium</i> juvéniles pêchés / ° <i>Atya</i> juvéniles pêchés / • <i>Macrobrachium</i> juvéniles pêchés (+1 de richesse spécifique si et seulement si juvéniles pêchés et adultes absents)																					

Xiphocaris elongata sp. est surligné en bleu car il s'agit des individus de *Xiphocaris elongata* pour lesquels la taille du rostre (court ou long) n'a pas pu être déterminée sur le terrain.

Inventaire pêche électrique - Campagne 1																	
Espèces \ stations		Rivière Moustique				Rivière Bananier				Rivière Ziotte				Rivière Baillif			
		aval		amont		aval		amont		aval		amont		aval		amont	
Catégorie	Espèces	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)
Poissons	<i>Agonostomus monticola</i>	2	31			1	1			1	<1			31	36		
	<i>Ancistrus triradiatus</i>																
	<i>Anguilla rostrata</i>																
	<i>Arcos nudus</i>	1	12							1	<1			1	8		
	<i>Awaous banana</i>																
	<i>Ctenogobius sp.</i>																
	<i>Dormitator maculatus</i>																
	<i>Eleotris perniger</i>	4	65			34	659			27	79			32	503		
	<i>Gobiomorus dormitor</i>									10	291						
	<i>Microphis brachyurus</i>																
	<i>Oerochromis mossambicus</i>																
	<i>Poecilia reticulata</i>								1	1						30	7
	<i>Poecilia vivipara</i>																
	<i>Pomadasys crocro</i>																
	<i>Sicydium plumieri</i>	2	36	4	217	3	8	13	28					58	309		
	<i>Sicydium punctatum</i>	2	3	12	46	3	3	81	69	1	1	7	8	198	163	54	37
<i>Xiphophorus hellerii</i>															10	4	
	Richesse spécifique	5		2		4		3		5		1		5 *		3	
Crustacés	<i>Atya innocous</i>	8	4	1	1	7	5	1604	5476			158	224			679	2095
	<i>Atya scabra</i>	3	3	1	1	22	35	36	45	1	<1			2	7		
	<i>Guinotia dentata</i>															3	119
	<i>Jonga serrei</i>					1	<1			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	<1			1	5		
	<i>Macrobrachium faustinum</i>	63	82	15	37	67	50	135	212	39	20	21	46	200	291		
	<i>Macrobrachium heterochirus</i>	6	61			11	31	104	234			7	10	13	74	4	17
	<i>Micratya poeyi</i>	4594	455	1261	206	44	<1	1250	125			155	8	152	6		
	<i>Palaemon pandaliformis</i>																
	<i>Potimirim glabra</i>							14	1			56	8			3	1
	<i>Potimirim potimirim</i>	1	<1	1	1												
	<i>Xiphocaris elongata rostre court</i>							368	270			88	50				
	<i>Xiphocaris elongata rostre long</i>			5	8												
<i>Xiphocaris elongata sp.</i>	1	<1			304	63			55	1			21	1			
	Richesse spécifique	7 °.		6 °.		10 °.		8 °.		6 °.		7 °.		6 °.		4 °.	
Total (effectif et masse)		4687	752	1300	517	512	1031	3621	6592	144	399	493	397	709	1403	783	2280
Richesse spécifique totale		12		8		14		11		11		8		11		7	
* <i>Sicydium</i> juvéniles pêchés / ° <i>Atya</i> juvéniles pêchés / ° <i>Macrobrachium</i> juvéniles pêchés (+1 de richesse spécifique si et seulement si juvéniles pêchés et adultes absents)																	

Inventaire pêche électrique - Campagne 2																						
Espèces \ stations		Grande rivière Vieux Habitants				Rivière des Pères				Grande rivière de Capesterre				Rivière Beaugendre				Rivière Nogent				
		aval		amont		aval		amont		aval		amont		aval		amont		aval		amont		
Catégorie	Espèces	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	
Poissons	<i>Agonostomus monticola</i>	4	2	7	74	41	87							70	515			1	4			
	<i>Ancistrus triradiatus</i>																					
	<i>Anguilla rostrata</i>	1	<1																1	73		
	<i>Arcos nudus</i>	27	82	1	9	7	70								9	39			2	2		
	<i>Awaous banana</i>																					
	<i>Carangidae sp.</i>														1	2						
	<i>Ctenogobius sp.</i>																					
	<i>Dormitator maculatus</i>																					
	<i>Eleotris perniger</i>	1	1			6	31								33	494			9	38		
	<i>Gobiomorus dormitor</i>														1	335			3	136		
	<i>Microphis brachyurus</i>																					
	<i>Oerochromis mossambicus</i>																					
	<i>Poecilia reticulata</i>																					
	<i>Poecilia vivipara</i>																					
	<i>Pomadasys crocro</i>																					
	<i>Sicydium plumieri</i>	29	110	3	59	189	919	14	167	16	16	1	18	2	19	10	55	10	26	5	20	
<i>Sicydium punctatum</i>	21	12	8	15	314	329	246	304	58	23	7	4			30	19	11	6	30	7		
<i>Xiphophorus hellerii</i>																						
	Richesse spécifique	6		4		5*		2		2*		2		6		2		7		2		
Crustacés	<i>Armases roberti</i>	1	<1											1	<1							
	<i>Atya innocous</i>							982	5975	42	189	131	501			244	681			181	391	
	<i>Atya scabra</i>	4	12			1	2			819	1790	27	44			5	8			4	3	
	<i>Cardisoma sp.</i>																					
	<i>Guinotia dentata</i>							1	57							1	<1					
	<i>Jonga serrei</i>																	35	<1			
	<i>Macrobrachium acanthurus</i>																	1	1			
	<i>Macrobrachium carcinus</i>									2	7	1	<1			1	20					
	<i>Macrobrachium crenulatum</i>									6	34	1	<1			10	84	1	2			
	<i>Macrobrachium faustinum</i>	12	7			42	59			67	71	1	<1					29	15	35	73	
	<i>Macrobrachium heterochirus</i>	3	27	4	29			5	94	96	415	3	11			19	104					
	<i>Micratya poeyi</i>	278	19	96	30	57	8			1573	112	347	44	8	<1	797	113	257	18	556	65	
	<i>Macrobrachium sp.</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>	1	1										7	6							303	188	
<i>Xiphocaris elongata rostre long</i>			2	2	2	<1			17	14				2	1	13	16	37	23			
	Richesse spécifique	6 °•		3		4 °•		3		8 °•		8 °•		5 °•		8 •		6 •		7		
Total (effectif et masse)		382	273	121	218	659	1505	1248	6597	2696	2671	526	628	127	1405	1130	1100	397	344	1188	768	
Richesse spécifique totale		12		7		9		5		10		10		11		10		13		9		
* Sicydium juvéniles pêchés / ° Atya juvéniles pêchés / • Macrobrachium juvéniles pêchés (+1 de richesse spécifique si et seulement si juvéniles pêchés et adultes absents)																						

Macrobrachium sp. est surligné en bleu car il s'agit des individus de *Macrobrachium* pour lesquels l'espèce (*crenulatum* ou *faustinum*) n'a pas pu être déterminée sur le terrain pour la station Ziotte amont.

Inventaire pêche électrique - Campagne 2

Espèces \ stations		Rivière Moustique				Rivière Bananier				Rivière Ziotte				Rivière Baillif			
		aval		amont		aval		amont		aval		amont		aval		amont	
Catégorie	Espèces	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)	Effectif	Masse(g)
Poissons	<i>Agonostomus monticola</i>	21	103	1	<1	1	1			16	26						
	<i>Ancistrus triradiatus</i>																
	<i>Anguilla rostrata</i>			1	<1	1	668			3	159						
	<i>Arcos nudus</i>	1	7							7	13						
	<i>Awaous banana</i>																
	<i>Carangidae sp.</i>																
	<i>Ctenogobius sp.</i>																
	<i>Dormitator maculatus</i>																
	<i>Eleotris perniger</i>	5	124							116	257			1	1		
	<i>Gobiomorus dormitor</i>									20	441						
	<i>Microphis brachyurus</i>									1	<1						
	<i>Oerochromis mossambicus</i>																
	<i>Poecilia reticulata</i>					1	1	5	1							58	12
	<i>Poecilia vivipara</i>																
	<i>Pomadasys croco</i>	2	17														
	<i>Sicydium plumieri</i>	5	52	1	<1	12	19	24	60	30	9						
	<i>Sicydium punctatum</i>	7	17	3	13	64	26	118	113	4	2	6	6	6	1	74	53
<i>Xiphophorus hellerii</i>							1	1							12	5	
	Richesse spécifique	6*		4		5		4*		8		1		2		3	
Crustacés	<i>Armases roberti</i>									2	7			1	<1		
	<i>Atya innocous</i>					17	18	1499	4613			378	234			1356	2339
	<i>Atya scabra</i>	84	166	2	9	25	46	40	133								
	<i>Cardisoma sp.</i>									1	<1						
	<i>Guinotia dentata</i>													1	<1	26	301
	<i>Jonga serrei</i>					8	1			32	<1						
	<i>Macrobrachium acanthurus</i>					2	9			3	3						
	<i>Macrobrachium carcinus</i>							5	51								
	<i>Macrobrachium crenulatum</i>	1	16			30	88	37	200			15	76				
	<i>Macrobrachium faustinum</i>	43	60	13	25	303	156	176	223	15	9	15	27				
	<i>Macrobrachium heterochirus</i>	3	47			12	11	66	127	1	1	3	11			2	11
	<i>Micratya poeyi</i>	5158	691	747	147	653	32	2212	193	2	1	43	9				
	<i>Macrobrachium sp.</i>											12	51				
	<i>Palaemon pandaliformis</i>																
	<i>Panulirus argus</i>													1	<1		
	<i>Potimirim glabra</i>							60	6			118	26			7	2
	<i>Potimirim potimirim</i>					1	1	2	1								
<i>Xiphocaris elongata rostre court</i>							238	68	111	9							
<i>Xiphocaris elongata rostre long</i>	1	1	29	20	1386	387					140	123					
	Richesse spécifique	6 °•		4 °•		10 °•		10 °•		9 °•		7 °•		5 °•		4	
Total (effectif et masse)		5331	1301	797	214	2516	1464	4483	5790	364	937	730	563	10	2	1535	2723
Richesse spécifique totale		12		8		15		14		17		8		7		7	
* <i>Sicydium</i> juvéniles pêchés / ° <i>Atya</i> juvéniles pêchés / • <i>Macrobrachium</i> juvéniles pêchés (+1 de richesse spécifique si et seulement si juvéniles pêchés et adultes absents)																	

Annexe 7

Annexe 7 : Inventaire obtenus par la méthode ADNe pour la campagne 1 puis la campagne 2

Inventaire par la méthode ADNe - Campagne 1

Catégorie	Nom scientifique	Base de référence	Grande rivière de Capesterre				Grande rivière de Vieux-Habitants				Rivière Baillif				Rivière Bananier				Rivière Beaugendre				
			Amont		Aval		Amont		Aval		Amont		Aval		Amont		Aval		Amont		Aval		
			Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	
Poissons	<i>Agonostomus monticola</i>	Guadeloupe					23.83 %	118 265	42.83 %	420 646			12.12 %	89 534			1.24 %	16 299	3.11 %	24 393	50.74 %	377 293	
	<i>Anguilla rostrata</i>	Guadeloupe					0.22 %	1 091	0.20 %	2 002							0.73 %	9 636			0.02 %	138	
	<i>Anguilla sp.</i>	GenBank																					
	<i>Arcos nudus</i>	Guadeloupe					14.18 %	70 379	17.80 %	174 854			0.17 %	1 238			0.07 %	886			16.15 %	120 067	
	<i>Awaous banana</i>	Guadeloupe							8.02 %	78 750			4.40 %	32 539			8.53 %	112 476			1.72 %	12 783	
	<i>Coryphaena hippurus</i>	GenBank											0.01 %	88									
	<i>Cyprinidae</i>	GenBank																			0.14 %	1 042	
	<i>Eleotris perniger</i>	Guadeloupe			1.87 %	16 022			2.09 %	20 574			6.40 %	47 283			13.78 %	181 852			3.18 %	23 657	
	<i>Exocoetidae</i>	Genbank							0.15 %	1 517													
	<i>Gobiomorus dormitor</i>	Guadeloupe							3.28 %	32 188											0.59 %	4 370	
	<i>Halichoeres maculipinna</i>	GenBank																					
	<i>Istiophoridae</i>	GenBank																					
	<i>Lutjanus sp.</i>	GenBank																			0.02 %	138	
	<i>Lutjanus campechanus</i>	GenBank																					
	<i>Lutjanus peru</i>	GenBank																			0.21 %	1 545	
	<i>Mulloidichthys vanicolensis</i>	GenBank																					
	<i>Microphis brachyurus</i>	Guadeloupe																1.24 %	16 424				
	<i>Oreochromis sp.</i>	Guadeloupe							1.33 %	13 052													
	<i>Poecilina reticulata</i>	Guadeloupe									4.41 %	44 052			0.98 %	8 163	10.58 %	139 564					
	<i>Pomadasys croco</i>	Guadeloupe							0.12 %	1 167													
<i>Sicydium plumieri</i>	Guadeloupe		40.40 %	191 927	34.45 %	294 398	41.96 %	208 282	15.13 %	148 651			25.69 %	189 822	28.11 %	233 319	23.65 %	311 944	44.21 %	347 102	17.18 %	127 727	
<i>Sicydium punctatum</i>	Guadeloupe		57.76 %	274 381	61.80 %	528 221	19.45 %	96 535	8.12 %	79 767	88.96 %	889 442	51.20 %	378 283	66.53 %	552 181	32.70 %	431 353	51.41 %	403 648	9.44 %	70 209	
<i>Sicydium sp.</i>	Guadeloupe		1.84 %	8 761	1.87 %	16 021	0.36 %	1 775	0.92 %	9 017					3.78 %	31 388	1.82 %	23 949	1.27 %	9 992	0.35 %	2 627	
<i>Sparisoma chrysopterygum</i>	GenBank																				0.26 %	1 955	
<i>Thunnus sp.</i>	GenBank																						
<i>Xiphophorus hellerii</i>	Guadeloupe									6.64 %	66 363			0.59 %	4 890	5.67 %	74 866						
	Richesse spécifique		2	3	5	11	3	7	4	10	3	12											
Crustacés	<i>Achelous ordwayi</i>	Genbank																			0.01 %	69	
	<i>Armases roberti</i>	Guadeloupe																			0.00 %	19	
	<i>Atya innocous</i>	Genbank								0.61 %	11 078			1.92 %	10 666	0.74 %	5 300	2.92 %	31 671				
	<i>Atya innocous</i>	Guadeloupe		21.01 %	68 532	13.08 %	46 921	11.82 %	21 281	0.71 %	1 755	90.39 %	1 629 906	8.18 %	13 014	73.05 %	405 907	21.82 %	157 077	56.56 %	614 060	16.86 %	182 978
	<i>Atya lanipes</i>	Genbank																					
	<i>Atya scabra</i>	Guadeloupe		4.38 %	14 270	52.69 %	189 062	1.26 %	2 271	18.52 %	45 741			19.55 %	31 116			20.00 %	144 009	1.72 %	18 622	18.21 %	197 597
	<i>Atya margaritacea</i>	Genbank				1.83 %	6 556																
	<i>Callinectes sapidus</i>	Genbank																					
	<i>Callinectes sp.</i>	Genbank																					
	<i>Cardisoma guanhumi</i>	Genbank																					
	<i>Cardisoma sp.</i>	Genbank																					
	<i>Guinotia dentata</i>	Guadeloupe		3.33 %	10 851	0.26 %	950	43.50 %	78 309	1.09 %	2 690	8.98 %	161 921			1.56 %	8 650	3.44 %	24 740	4.22 %	45 772		
	<i>Jonga serrei</i>	Guadeloupe																0.13 %	941				
	<i>Macrobrachium acanthurus</i>	Guadeloupe															0.19 %	1 368					
	<i>Macrobrachium carcinus</i>	Guadeloupe		0.08 %	249	0.28 %	1 022			0.04 %	109			3.25 %	5 168	0.24 %	1 316	3.12 %	22 477	1.81 %	19 679		
	<i>Macrobrachium crenulatum</i>	Guadeloupe		1.05 %	3 436	2.54 %	9 121	0.03 %	61	0.75 %	1 862			4.36 %	6 941	1.66 %	9 223	4.01 %	28 834	4.88 %	52 955	1.64 %	17 763
	<i>Macrobrachium faustinum</i>	Guadeloupe				0.72 %	2 583			3.66 %	9 049			16.62 %	26 444	2.17 %	12 079	2.65 %	19 096			2.49 %	27 037
	<i>Macrobrachium heterochirus</i>	Guadeloupe		1.45 %	4 744	3.98 %	14 272	8.62 %	15 518	3.39 %	8 377	0.01 %	270	7.32 %	11 653	4.90 %	27 248	1.61 %	11 592	5.27 %	57 195	1.70 %	18 423
	<i>Macrobrachium ohione</i>	Genbank												0.06 %	97								
	<i>Macrobrachium sp.</i>	Guadeloupe																			0.01 %	126	
<i>Micratya poeyi</i>	Guadeloupe		68.48 %	223 319	24.43 %	87 653	34.77 %	62 591	71.73 %	177 113			40.63 %	64 646	13.50 %	74 989	39.49 %	284 337	22.62 %	245 551	58.90 %	639 165	
<i>Ocypode quadrata</i>	Genbank																						
<i>Panulirus argus</i>	Genbank																				0.00 %	15	
<i>Potimirim glabra</i>	Guadeloupe		0.22 %	710	0.19 %	664			0.07 %	163			0.03 %	48	0.61 %	3 376	2.06 %	14 848			0.19 %	2 079	
<i>Potimirim potimirim</i>	Guadeloupe																0.24 %	1 712					
<i>Xiphocaris elongata</i>	Guadeloupe							0.02 %	56							0.40 %	2 212	0.50 %	3 603				
	Richesse spécifique		8	10	6	10	3	9	9	14	7	10											
	Total (abondance et nombre de séquences ADN) pour les poissons		100 %	475 069	100 %	854 662	100 %	496 327	100 %	982 185	100 %	999 857	100 %	738 787	100 %	829 941	100 %	1 319 249	100 %	785 135	100 %	743 551	
	Total (abondance et nombre de séquences ADN) pour les crustacés		100 %	326 111	100 %	358 804	100 %	180 031	100 %	246 915	100 %	1 803 175	100 %	159 127	100 %	555 666	100 %	719 945	100 %	1 085 631	100 %	1 085 145	
	Richesse spécifique totale		10	13	11	21	6	16	13	24	10	22											

Projet Guad3E : Rapport final

Inventaire par la méthode ADNe - Campagne 1

Catégorie	Nom scientifique	Base de référence	Rivière La Moustique				Rivière Ziotte				Rivière Des Pères				Rivière Nogent				
			Amont		Aval		Amont		Aval		Amont		Aval		Amont		Aval		
			Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	
Poissons	<i>Agonostomus monticola</i>	Guadeloupe	20.83 %	244 430	7.82 %	84 181			27.04 %	343 876			23.60 %	238 506			49.89 %	601 667	
	<i>Anguilla rostrata</i>	Guadeloupe			0.20 %	2 142			1.27 %	16 152							1.29 %	15 615	
	<i>Anguilla sp.</i>	GenBank							0.02 %	278									
	<i>Arcos nudus</i>	Guadeloupe	1.91 %	22 416	3.77 %	40 557			3.57 %	45 418			6.60 %	66 708			1.47 %	17 753	
	<i>Awaous banana</i>	Guadeloupe			2.92 %	31 391			13.59 %	172 791			0.31 %	3 084	31.04 %	277 547	11.50 %	138 636	
	<i>Coryphaena hippurus</i>	GenBank											0.04 %	452					
	<i>Cyprinidae</i>	GenBank															0.04 %	522	
	<i>Eleotris perniger</i>	Guadeloupe			2.20 %	23 687			16.63 %	211 539			0.24 %	2 444			4.72 %	56 976	
	<i>Exocoetidae</i>	Genbank																	
	<i>Gobiomorus dormitor</i>	Guadeloupe							14.36 %	182 696							7.84 %	94 579	
	<i>Halichoeres maculipinna</i>	GenBank											0.17 %	1 745					
	<i>Istiophoridae</i>	GenBank											0.02 %	179					
	<i>Lutjanus sp.</i>	GenBank																	
	<i>Lutjanus campechanus</i>	GenBank											0.05 %	538					
	<i>Lutjanus peru</i>	GenBank																	
	<i>Mulloidichthys vanicolensis</i>	GenBank											0.09 %	945					
	<i>Microphis brachyurus</i>	Guadeloupe																	
	<i>Oreochromis sp.</i>	Guadeloupe			0.77 %	8 325			0.11 %	1 420									
	<i>Poecilia reticulata</i>	Guadeloupe			0.89 %	9 609													
	<i>Pomadasyus crocro</i>	Guadeloupe							0.11 %	1 435			0.31 %	3 101			0.06 %	772	
	<i>Sicydium plumieri</i>	Guadeloupe		12.66 %	148 598	14.87 %	160 007		7.62 %	96 875	24.16 %	59 768	30.84 %	311 622	18.73 %	167 442	11.84 %	142 762	
	<i>Sicydium punctatum</i>	Guadeloupe		62.33 %	731 557	66.39 %	714 558	100.00 %	1 318 045	15.67 %	199 336	75.19 %	185 998	37.55 %	379 499	47.87 %	427 998	10.59 %	127 662
	<i>Sicydium sp.</i>	Guadeloupe		2.27 %	26 630	0.18 %	1 894					0.65 %	1 599			2.36 %	21 095	0.74 %	8 937
<i>Sparisoma chrysopteron</i>	GenBank																		
<i>Thunnus sp.</i>	GenBank											0.17 %	1 715						
<i>Xiphophorus hellerii</i>	Guadeloupe																		
	Richesse spécifique		4		9		1		11		2		13		3		10		
Crustacés	<i>Achelous ordwayi</i>	Genbank																	
	<i>Armases roberti</i>	Guadeloupe						0.03 %	63										
	<i>Atya innocous</i>	Genbank								0.28 %	3 248			0.01 %	72				
	<i>Atya innocous</i>	Guadeloupe	1.76 %	4 138			50.86 %	288 479	0.18 %	443	99.11 %	1 162 777	0.03 %	70	35.72 %	238 733	3.22 %	10 707	
	<i>Atya lanipes</i>	Genbank					2.74 %	15 530							3.22 %	21 517			
	<i>Atya scabra</i>	Guadeloupe	26.35 %	61 975	32.42 %	16 709			0.27 %	642			12.81 %	28 715	12.15 %	81 180	7.28 %	24 160	
	<i>Atya margaritacea</i>	Genbank											0.34 %	762					
	<i>Callinectes sapidus</i>	Genbank							0.25 %	599									
	<i>Callinectes sp.</i>	Genbank							0.01 %	17									
	<i>Cardisoma guanhumii</i>	Genbank							0.28 %	661									
	<i>Cardisoma sp.</i>	Genbank							0.08 %	185									
	<i>Guinotia dentata</i>	Guadeloupe	0.11 %	261			11.90 %	67 529			0.45 %	5 234							
	<i>Jonga serrei</i>	Guadeloupe							4.77 %	11 420									
	<i>Macrobrachium acanthurus</i>	Guadeloupe																	
	<i>Macrobrachium carcinus</i>	Guadeloupe	0.08 %	192	0.55 %	284	0.41 %	2 306					0.67 %	1 494	0.04 %	297	0.06 %	193	
	<i>Macrobrachium crenulatum</i>	Guadeloupe					2.07 %	11 727		12.74 %	30 525		0.02 %	42	3.19 %	21 315	1.06 %	3 521	
	<i>Macrobrachium faustinum</i>	Guadeloupe	0.62 %	1 452	11.66 %	6 007			9.13 %	21 878		1.63 %	3 652	0.39 %	2 630	3.61 %	11 995		
	<i>Macrobrachium heterochirus</i>	Guadeloupe	0.57 %	1 332	0.04 %	22	0.28 %	1 563	0.57 %	1 369	0.16 %	1 914	4.27 %	9 576	0.20 %	1 356	0.58 %	1 939	
	<i>Macrobrachium ohione</i>	Genbank																	
	<i>Macrobrachium sp.</i>	Guadeloupe					0.02 %	93	0.30 %	725					0.02 %	114			
	<i>Micratya poeyi</i>	Guadeloupe	70.51 %	165 856	50.62 %	26 088	23.18 %	131 486	69.61 %	166 768			79.68 %	178 614	42.07 %	281 161	83.00 %	275 562	
<i>Ocypode quadrata</i>	Genbank							1.54 %	3 681										
<i>Panulirus argus</i>	Genbank											0.55 %	1 234						
<i>Potimirim glabra</i>	Guadeloupe			0.68 %	349	8.20 %	46 502	0.07 %	172					2.76 %	18 467	0.06 %	195		
<i>Potimirim potimirim</i>	Guadeloupe			3.95 %	2 038											0.02 %	82		
<i>Xiphocaris elongata</i>	Guadeloupe	0.01 %	32	0.07 %	37	0.36 %	2 030	0.17 %	413					0.22 %	1 441	1.10 %	3 651		
	Richesse spécifique		8		8		9		15		3		9		10		10		
Total (abondance et nombre de séquences ADN) pour les poissons			100 %	1 173 631	100 %	1 076 351	100 %	1 318 045	100 %	1 271 816	100 %	247 365	100 %	1 010 538	100 %	894 082	100 %	1 205 881	
Total (abondance et nombre de séquences ADN) pour les crustacés			100 %	235 238	100 %	51 534	100 %	567 245	100 %	239 561	100 %	1 173 173	100 %	224 159	100 %	668 283	100 %	332 005	
Richesse spécifique totale			12		17		10		26		5		22		13		20		

Projet Guad3E : Rapport final

Inventaire par la méthode ADNe - Campagne 2

Catégorie	Nom scientifique	Base de référence	Grande rivière de Capesterre				Grande rivière de Vieux-Habitants				Rivière Ballif				Rivière Bananier				Rivière Beaugendre				
			Amont		Aval		Amont		Aval		Amont		Aval		Amont		Aval		Amont		Aval		
			Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	
Poissons	<i>Agonostomus monticola</i>	Guadeloupe	42.60 %	613 165			29.96 %	371 228	37.96 %	344 338			8.87 %	79 416					4.98 %	43 166	55.36 %	383 196	
	<i>Alterus monoceros</i>	GenBank											0.15 %	1 368									
	<i>Anguilla rostrata</i>	Guadeloupe					0.35 %	4 280	0.31 %	2 799					0.16 %	2 064	0.64 %	4 579			0.04 %	261	
	<i>Anguilla sp.</i>	GenBank																					
	<i>Arcos nudus</i>	Guadeloupe					7.66 %	94 942	13.61 %	123 428												29.48 %	204 053
	<i>Awaous banana</i>	Guadeloupe							24.17 %	219 268			5.28 %	47 309			2.82 %	20 184			1.81 %	12 544	
	<i>Coryphaena hippurus</i>	GenBank							0.29 %	2 595			2.53 %	22 623									
	Cyprinidae	GenBank																					
	<i>Eleotris perniger</i>	Guadeloupe			7.66 %	101 043			0.75 %	6 812			5.52 %	49 391			9.12 %	65 373			12.55 %	86 845	
	Exocoetidae	GenBank																					
	<i>Gobiomorus dormitor</i>	Guadeloupe							5.01 %	45 470											0.63 %	4 374	
	<i>Halichoeres maculipinna</i>	GenBank																					
	Istiophoridae	GenBank																					
	<i>Lutjanus sp.</i>	GenBank																					
	<i>Lutjanus argenti maculatus</i>	GenBank							1.09 %	9 911													
	<i>Lutjanus campechanus</i>	GenBank											0.07 %	606									
	<i>Lutjanus guttatus</i>	GenBank							0.32 %	2 862												0.01 %	73
	<i>Lutjanus peru</i>	GenBank																				0.10 %	679
	<i>Mulloidichthys vanicolensis</i>	GenBank																					
	<i>Microphis brachyurus</i>	Guadeloupe																					
	<i>Oreochromis sp.</i>	Guadeloupe							0.19 %	1 742													
	<i>Poecilia reticulata</i>	Guadeloupe									9.36 %	189 234			7.14 %	91 369							
	<i>Pterois volitans</i>	GenBank															12.67 %	90 795					
	<i>Pomadasys crocro</i>	Guadeloupe											0.32 %	2 903								0.01 %	45
	<i>Scarus schelgeli</i>	GenBank											1.06 %	9 573									
	<i>Sicydium plumieri</i>	Guadeloupe	16.76 %	241 200	38.01 %	501 379	41.64 %	515 931	10.16 %	92 183			37.88 %	339 243	23.80 %	304 431	35.85 %	256 866	43.18 %	374 441	0.02 %	147	
	<i>Sicydium punctatum</i>	Guadeloupe	37.06 %	533 461	50.48 %	665 814	16.51 %	204 497	2.88 %	26 160	88.53 %	1 789 930	39.27 %	351 658	62.53 %	799 970	33.42 %	239 455	49.53 %	429 532			
<i>Sicydium sp.</i>	Guadeloupe	3.59 %	51 686	3.85 %	50 823	3.88 %	48 019	0.84 %	7 617			0.44 %	3 917	5.24 %	67 058	1.52 %	10 906	2.31 %	20 054				
<i>Sparisoma chrysopterygum</i>	GenBank																						
<i>Thunnus sp.</i>	GenBank							1.03 %	9 365														
<i>Xiphophorus hellerii</i>	Guadeloupe									2.11 %	42 688			1.12 %	14 369	3.96 %	28 400						
<i>Xiphophorus maculatus</i>	Guadeloupe							0.02 %	161														
Richesse spécifique			3		3		5		16		3		8		5		7		3		10		
Crustacés	<i>Achelous ordwayi</i>	GenBank																					
	<i>Armases roberti</i>	Guadeloupe											0.03 %	50							0.03 %	656	
	<i>Atya innocous</i>	GenBank										5.40 %	10 295										
	<i>Atya innocous</i>	Guadeloupe	94.28 %	8 718	53.32 %	110 040	5.48 %	1 538			91.11 %	173 699	10.86 %	18 954	56.93 %	6 133			36.37 %	79 945	26.17 %	529 180	
	<i>Atya lanipes</i>	GenBank																					
	<i>Atya scabra</i>	Guadeloupe			15.65 %	32 287			25.91 %	16 036			35.76 %	62 439	0.10 %	11			2.19 %	4 811	6.24 %	126 110	
	<i>Atya margaritacea</i>	GenBank											0.23 %	397							0.00 %	22	
	<i>Callinectes sapidus</i>	GenBank																					
	<i>Callinectes sp.</i>	GenBank																					
	<i>Cardisoma guanhumi</i>	GenBank															29.55 %	78					
	<i>Cardisoma sp.</i>	GenBank																					
	<i>Guinotia dentata</i>	Guadeloupe			6.26 %	12 913	59.26 %	16 638			2.92 %	5 560	1.54 %	2 693	28.34 %	3 053			7.78 %	17 109	0.02 %	465	
	<i>Jonga serrei</i>	Guadeloupe															35.61 %	94					
	<i>Macrobrachium acanthurus</i>	Guadeloupe																					
	<i>Macrobrachium carcinus</i>	Guadeloupe	0.15 %	14	0.78 %	1 604			0.15 %	90			2.12 %	3 705	0.11 %	12	4.17 %	11			0.21 %	4 255	
	<i>Macrobrachium crenulatum</i>	Guadeloupe			0.75 %	1 548			2.66 %	1 649			7.38 %	12 893	2.21 %	238			5.58 %	12 258	1.03 %	20 735	
	<i>Macrobrachium faustinum</i>	Guadeloupe			2.50 %	5 166			5.53 %	3 420			3.93 %	6 861	6.93 %	747					1.87 %	37 866	
	<i>Macrobrachium heterochirus</i>	Guadeloupe	5.57 %	515	0.58 %	1 190	35.26 %	9 899	3.23 %	2 001	0.58 %	1 100	0.80 %	1 402	4.86 %	523			5.77 %	12 689	1.31 %	26 473	
	<i>Macrobrachium ohione</i>	GenBank																					
	<i>Macrobrachium sp.</i>	Guadeloupe											0.12 %	209			30.68 %	81	0.04 %	94	0.03 %	633	
<i>Micritya poeyi</i>	Guadeloupe			19.95 %	41 176			62.53 %	38 704			37.23 %	65 002					42.23 %	92 826	62.09 %	1 255 469		
<i>Ocypode quadrata</i>	GenBank																						
<i>Panulirus argus</i>	GenBank																						
<i>Potimirim glabra</i>	Guadeloupe																				1.00 %	20 207	
<i>Potimirim potimirim</i>	Guadeloupe																				0.00 %	21	
<i>Xiphocaris elongata</i>	Guadeloupe			0.21 %	435									0.51 %	55			0.03 %	64				
Richesse spécifique			3		9		3		6		3		10		8		4		7		12		
Total (abondance et nombre de séquences ADN) pour les poissons			100.00 %	1 439 512	100.00 %	1 319 059	100.00 %	1 238 897	100.00 %	907 187	100.00 %	2 021 852	100.00 %	895 531	100.00 %	1 279 261	100.00 %	716 558	100.00 %	867 193	100.00 %	692 217	
Total (abondance et nombre de séquences ADN) pour les crustacés			100.00 %	9 247	100.00 %	206 359	100.00 %	28 075	100.00 %	61 900	100.00 %	190 654	100.00 %	174 605	100.00 %	10 772	100.00 %	264	100.00 %	219 796	100.00 %	2 022 092	
Richesse spécifique totale			6		12		8		22		6		18		13		11		10		22		
Sicydium sp. détecté (+1 de richesse spécifique si et seulement si Sicydium plumieri absents) / Macrobrachium sp. détecté (+1 de richesse spécifique si et seulement si Macrobrachium crenulatum et Macrobrachium faustinum absents)																							

Projet Guad3E : Rapport final

Inventaire par la méthode ADN - Campagne 2

Catégorie	Nom scientifique	Base de référence	Rivière La Moustique				Rivière Ziotte				Rivière Desperes				Rivière Nogent				
			Amont		Aval		Amont		Aval		Amont		Aval		Amont		Aval		
			Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Abondance Nb séquences ADN par espèces	Total de Nb de séquences ADN par espèces	
Poissons	<i>Agonostomus monticola</i>	Guadeloupe GenBank	23.09 %	204 540	33.58 %	494 179			19.29 %	180 615			17.53 %	165 894			53.30 %	538 237	
	<i>Alterus monoceros</i>	Guadeloupe GenBank			0.11 %	1 655			1.35 %	12 679			0.01 %	94			0.64 %	6 420	
	<i>Anguilla rostrata</i>	Guadeloupe GenBank							0.04 %	350									
	<i>Anguilla sp.</i>	Guadeloupe GenBank																	
	<i>Arcos nudus</i>	Guadeloupe	1.28 %	11 333	9.45 %	139 024			11.74 %	109 917			8.67 %	82 091			9.26 %	93 539	
	<i>Awaous banana</i>	Guadeloupe			0.81 %	11 961			13.94 %	130 502			0.78 %	7 367	27.70 %	317 139	14.69 %	148 366	
	<i>Coryphaena hippurus</i>	GenBank																	
	<i>Cyprinidae</i>	GenBank																	
	<i>Eleotris perniger</i>	Guadeloupe			15.25 %	224 373			27.71 %	259 403			0.54 %	5 140			5.68 %	57 334	
	<i>Exocoetidae</i>	GenBank																	
	<i>Gobiomorus dormitor</i>	Guadeloupe							16.06 %	150 369								7.42 %	74 932
	<i>Halichoeres maculipinna</i>	GenBank																	
	<i>Istiophoridae</i>	GenBank																	
	<i>Lutjanus sp.</i>	GenBank																	
	<i>Lutjanus argentimaculatus</i>	GenBank																	
	<i>Lutjanus campechanus</i>	GenBank																	
	<i>Lutjanus guttatus</i>	GenBank			0.78 %	11 524													
	<i>Lutjanus peru</i>	GenBank																	
	<i>Mulloidichthys vanicolensis</i>	GenBank																	
	<i>Microphis brachyurus</i>	Guadeloupe																	
	<i>Oreochromis sp.</i>	Guadeloupe			1.80 %	26 441													
	<i>Poecilia reticulata</i>	Guadeloupe			0.33 %	4 871													
	<i>Pterois volitans</i>	GenBank																	
	<i>Pomadasys crocro</i>	Guadeloupe							0.09 %	812			0.31 %	2 964			0.11 %	1 160	
<i>Scarus schelgeli</i>	GenBank																		
<i>Sicydium plumieri</i>	Guadeloupe	15.34 %	135 865	11.90 %	175 102			9.70 %	90 828	38.62 %	412 682	41.06 %	388 595	19.01 %	217 598	6.09 %	61 474		
<i>Sicydium punctatum</i>	Guadeloupe	56.00 %	496 018	24.93 %	366 859	100.00 %	3 476 854			57.14 %	610 492	31.07 %	294 011	50.74 %	580 898	2.81 %	28 413		
<i>Sicydium sp.</i>	Guadeloupe	4.28 %	37 945	0.99 %	14 630			0.08 %	780	4.24 %	45 259			2.56 %	29 271				
<i>Sparisoma chrysopterum</i>	GenBank			0.06 %	871														
<i>Thunnus sp.</i>	GenBank											0.03 %	263						
<i>Xiphophorus hellerii</i>	Guadeloupe																		
<i>Xiphophorus maculatus</i>	Guadeloupe																		
Richesse spécifique			4		11		1		9		2		9		3		9		
Crustacés	<i>Achelous ordwayi</i>	GenBank																	
	<i>Armases roberti</i>	Guadeloupe						0.00 %	54										
	<i>Atya innocous</i>	GenBank						0.00 %	20										
	<i>Atya innocous</i>	Guadeloupe	2.95 %	10 445			18.10 %	2 596	0.28 %	4 731	76.10 %	47 447	3.74 %	7 568	63.17 %	4 227			
	<i>Atya lanipes</i>	GenBank																	
	<i>Atya scabra</i>	Guadeloupe	15.40 %	54 593	39.63 %	41 921			0.62 %	10 478			5.62 %	11 388					
	<i>Atya margaritacea</i>	GenBank																	
	<i>Callinectes sapidus</i>	GenBank							0.01 %	123									
	<i>Callinectes sp.</i>	GenBank							0.01 %	223									
	<i>Cardisoma guanhumi</i>	GenBank							0.66 %	11 193									
	<i>Cardisoma sp.</i>	GenBank							8.36 %	142 210									
	<i>Guinotia dentata</i>	Guadeloupe	3.37 %	11 943			3.37 %	483			13.70 %	8 543							
	<i>Jonga serrei</i>	Guadeloupe							0.03 %	563									
	<i>Macrobrachium acanthurus</i>	Guadeloupe							0.00 %	70									
	<i>Macrobrachium carinus</i>	Guadeloupe							0.00 %	31									
	<i>Macrobrachium crenulatum</i>	Guadeloupe			0.58 %	616	0.83 %	119	0.09 %	1 590			0.86 %	1 736	30.06 %	2 011	51.07 %	143	
	<i>Macrobrachium faustinum</i>	Guadeloupe	0.80 %	2 826	8.97 %	9 492			0.27 %	4 582			0.99 %	2 004	4.21 %	282			
	<i>Macrobrachium heterochirus</i>	Guadeloupe	0.35 %	1 252	0.49 %	516	0.52 %	74	0.04 %	648	10.19 %	6 356	1.74 %	3 528					
	<i>Macrobrachium ohione</i>	GenBank																	
	<i>Macrobrachium sp.</i>	Guadeloupe	0.01 %	26									0.46 %	923					
	<i>Micratya poeyi</i>	Guadeloupe	76.05 %	269 577	48.85 %	51 680	57.85 %	8 299	89.57 %	1 523 374			86.50 %	175 158					
	<i>Ocypode quadrata</i>	GenBank																	
	<i>Panulirus argus</i>	GenBank											0.09 %	189					
	<i>Potimirim glabra</i>	Guadeloupe	1.07 %	3 802			19.34 %	2 774	0.05 %	819							48.93 %	137	
<i>Potimirim potimirim</i>	Guadeloupe			1.41 %	1 489			0.00 %	21										
<i>Xiphocaris elongata</i>	Guadeloupe			0.07 %	74			0.01 %	112					2.56 %	171				
Richesse spécifique			7		7		6		17		3		7		4		2		
Total (abondance et nombre de séquences ADN) pour les poissons			100.00 %	885 701	100.00 %	1 471 490	100.00 %	3 476 854	100.00 %	936 255	100.00 %	1 068 433	100.00 %	946 419	100.00 %	1 144 906	100.00 %	1 009 875	
Total (abondance et nombre de séquences ADN) pour les crustacés			100.00 %	354 464	100.00 %	105 788	100.00 %	14 345	100.00 %	1 700 842	100.00 %	62 346	100.00 %	202 494	100.00 %	6 691	100.00 %	280	
Richesse spécifique totale			11		18		7		26		5		16		7		11		
			Sicydium sp. détecté (+1 de richesse spécifique si et seulement si Sicydium plumieri absents) / Macrobrachium sp. détecté (+1 de richesse spécifique si et seulement si Macrobrachium crenulatum et Macrobrachium faustinum absents)																

Annexe 8

Annexe 8 : Comparaison des tableaux d'inventaires : détection des espèces en présence/absence

Campagne 1																				
Catégorie	Nom scientifique	Base de référence	Grande rivière de Vieux-Habitants amont		Grande rivière de Vieux-Habitants aval		Rivière Des Pères amont		Rivière Des Pères aval		Grande rivière de Capesterre amont		Grande rivière de Capesterre aval		Rivière Beaugendre amont		Rivière Beaugendre aval		Rivière Nogent amont	
			Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces
Poissons	<i>Agonostomus monticola</i>	Guadeloupe	1	1	1	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0
	<i>Ancistrus triradiatus</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Anguilla rostrata</i>	Guadeloupe	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
	<i>Arcos nudus</i>	Guadeloupe	1	1	1	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0
	<i>Awaous banana</i>	Guadeloupe	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0
	<i>Ctenogobius sp.</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Cyprinidae</i>	GenBank	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
	<i>Dormitator maculatus</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Eleotris permiger</i>	Guadeloupe	0	0	1	1	0	0	1	1	0	0	1	1	0	0	1	1	0	0
	<i>Gobiomorus dormitor</i>	Guadeloupe	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0
	<i>Microphis brachyurus</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Oreochromis sp.</i>	Guadeloupe	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Poecilia reticulata</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Poecilia vivipara</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Pomadasys croco</i>	Guadeloupe	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Sicydium plumieri</i>	Guadeloupe	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	1
	<i>Sicydium punctatum</i>	Guadeloupe	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
	<i>Xiphophorus hellerii</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	CRUSTACÉS	<i>Armases roberti</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
<i>Atya innocuus</i>		Guadeloupe	0	1	0	1	1	1	0	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Atya scabra</i>		Guadeloupe	0	1	1	1	0	0	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Guinotia dentata</i>		Guadeloupe	0	1	0	1	0	1	0	0	0	1	0	1	1	1	0	0	0	0
<i>Jonga serrei</i>		Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Macrobrachium acanthurus</i>		Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Macrobrachium carcinus</i>		Guadeloupe	0	0	1	1	0	0	0	1	0	1	1	1	0	1	0	0	0	1
<i>Macrobrachium crenulatum</i>		Guadeloupe	0	1	0	1	0	0	0	1	1	1	1	1	1	0	1	0	1	1
<i>Macrobrachium faustinum</i>		Guadeloupe	0	0	0	1	0	0	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Macrobrachium heterochirus</i>		Guadeloupe	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	1
<i>Macrobrachium ohione</i>		GenBank	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Micritya poeyi</i>		Guadeloupe	1	1	1	1	0	0	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Palaemon pandaliformis</i>		Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Potimirim glabra</i>		Guadeloupe	0	0	0	1	0	0	0	0	1	1	0	1	0	0	1	1	1	1
<i>Potimirim potimirim</i>		Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
<i>Xiphocaris elongata</i>		Guadeloupe	0	0	1	1	0	0	1	0	1	0	1	0	1	0	0	0	1	1
Richesse spécifique en poissons			4	5	7	10	2	2	5	7	2	2	3	3	2	3	7	9	1	3
Espèces de poissons identiques			4		7		2		5		2		3		2		6		1	
Espèces pêche électrique uniquement			0		0		0		0		0		0		0		1		0	
Espèces ADN uniquement			1		3		0		2		0		0		1		3		2	
Richesse spécifique en crustacés			2	6	5	10	2	3	5	7	8	8	8	9	8	7	5	8	7	9
Espèces de crustacés identiques			2		5		2		4		6		7		6		5		6	
Espèces pêche électrique uniquement			0		0		0		1		2		1		2		0		1	
Espèces ADN uniquement			4		5		1		3		2		2		1		3		3	
Richesse spécifique totale			6	11	12	20	4	5	10	14	10	10	11	12	10	10	12	17	8	12
Nombre d'espèces identiques			6		12		4		9		8		10		8		11		7	
Espèces pêche électrique uniquement			0		0		0		1		2		1		2		1		1	
Espèces ADN uniquement			5		8		1		5		2		2		2		6		5	
Légende	Uniquement détecté par ADN		* Sicydium juvéniles pêchés / ° Atya juvéniles pêchés / • Macrobrachium juvéniles pêchés (+1 de richesse spécifique si et seulement si juvéniles pêchés et adultes absents)																	
	Uniquement détecté par pêche électrique																			
	Détection par les deux méthodes d'inventaire																			

Projet Quad3E : Rapport final

Campagne 1

Catégorie	Nom scientifique	Base de référence	Rivière Nogent aval		Rivière La Moustique amont		Rivière La Moustique aval		Rivière Bananier amont		Rivière Bananier aval		Rivière Ziotte amont		Rivière Ziotte aval		Rivière Baillif amont		Rivière Baillif aval	
			Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces
Poissons	<i>Agonostomus monticola</i>	Guadeloupe	1	1	0	1	1	1	0	0	1	1	0	0	1	1	0	0	1	1
	<i>Ancistrus triradiatus</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Anguilla rostrata</i>	Guadeloupe	1	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0
	<i>Arcos nudus</i>	Guadeloupe	1	1	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	1	1
	<i>Awaous banana</i>	Guadeloupe	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1
	<i>Ctenogobius sp.</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Cyprinidae</i>	GenBank	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Dormitator maculatus</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Eleotris permiger</i>	Guadeloupe	1	1	0	0	1	1	0	0	1	1	0	0	1	1	0	0	1	1
	<i>Gobiomorus dormitor</i>	Guadeloupe	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0
	<i>Microphis brachyurus</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Oreochromis sp.</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
	<i>Poecilia reticulata</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	1	1	1	0	1	0	0	0	0	1	1	0	0
	<i>Poecilia vivipara</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Pomadasys crocro</i>	Guadeloupe	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
	<i>Sicydium plumieri</i>	Guadeloupe	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0	1	1	0	0	1	1
	<i>Sicydium punctatum</i>	Guadeloupe	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
	<i>Xiphophorus hellerii</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	0	1	1	0	0
	<i>Armases roberti</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
	<i>Atya innocous</i>	Guadeloupe	Juveniles présents	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	1	1	1	1	Juveniles présents
<i>Atya scabra</i>	Guadeloupe	Juveniles présents	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0	1	1	0	0	0	1	1
<i>Guinotia dentata</i>	Guadeloupe	0	0	0	1	0	0	0	1	0	1	0	1	0	0	1	1	0	0	
<i>Jonga serrei</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	1	1	0	0	0	0	
<i>Macrobrachium acanthurus</i>	Guadeloupe	1	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	
<i>Macrobrachium carcinus</i>	Guadeloupe	0	1	0	1	0	1	0	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	1	
<i>Macrobrachium crenulatum</i>	Guadeloupe	1	1	0	0	0	0	1	1	1	1	0	1	1	1	0	0	1	1	
<i>Macrobrachium faustinum</i>	Guadeloupe	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0	1	1	
<i>Macrobrachium heterochirus</i>	Guadeloupe	1	1	0	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	1	1	1	1	1	
<i>Macrobrachium ohione</i>	GenBank	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	
<i>Micratya poeyi</i>	Guadeloupe	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	1	0	0	1	1	
<i>Palaemon pandaliformis</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
<i>Potimirim glabra</i>	Guadeloupe	0	1	0	0	0	1	1	1	0	1	1	1	0	1	1	0	0	1	
<i>Potimirim potimirim</i>	Guadeloupe	1	1	1	0	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	
<i>Xiphocaris elongata</i>	Guadeloupe	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0	1	0	
Richesse spécifique en poissons			7	10	2	4	5	9	3	4	4	10	1	1	5	10	3	3	5	6
Espèces de poissons identiques			7		2		5		3		4		1		5		3		5	
Espèces pêche électrique uniquement			0		0		0		0		0		0		0		0		0	
Espèces ADN uniquement			3		2		4		1		6		0		5		0		1	
Richesse spécifique en crustacés			8°	10	6	8	7	8	8	9	10	13	7	8	6	10	4	3	6	9
Espèces de crustacés identiques			6		5		6		7		10		6		5		3		5	
Espèces pêche électrique uniquement			1		1		1		1		0		1		1		1		1	
Espèces ADN uniquement			4		3		2		2		3		2		5		0		4	
Richesse spécifique totale			15	20	8	12	12	17	11	13	14	23	8	9	11	20	7	6	11	15
Nombre d'espèces identiques			13		7		11		10		14		7		10		6		10	
Espèces pêche électrique uniquement			1		1		1		1		0		1		1		1		1	
Espèces ADN uniquement			7		5		6		3		9		2		10		0		5	
Légende	Uniquement détecté par ADN		* <i>Sicydium</i> juvéniles pêchés / ° <i>Atya</i> juvéniles pêchés / • <i>Macrobrachium</i> juvéniles pêchés (+1 de richesse spécifique si et seulement si juvéniles pêchés et adultes absents)																	
	Uniquement détecté par pêche électrique																			
	Détection par les deux méthodes d'inventaire																			

Projet Guad3E : Rapport final

Campagne 2

Catégorie	Nom scientifique	Base de référence	Grande rivière de Vieux-Habitants amont		Grande rivière de Vieux-Habitants aval		Rivière Desperes amont		Rivière Desperes aval		Grande rivière de Capesterre amont		Grande rivière de Capesterre aval		Rivière Beaugendre amont		Rivière Beaugendre aval		Rivière Nogent amont	
			Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces
Poissons	<i>Agonostomus monticola</i>	Guadeloupe	1	1	1	1	0	0	1	1	0	1	0	0	0	1	1	1	0	0
	<i>Ancistrus tiradatus</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Anguilla rostrata</i>	Guadeloupe	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
	<i>Arcos nudus</i>	Guadeloupe	1	1	1	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0
	<i>Awaous banana</i>	Guadeloupe	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0
	<i>Ctenogobius sp.</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Cyprinidae</i>	GenBank	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Dormitator maculatus</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Electris perniger</i>	Guadeloupe	0	0	1	1	0	0	1	1	0	0	1	0	0	1	1	0	0	0
	<i>Gobiomorus dormitor</i>	Guadeloupe	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0
	<i>Microphis brachyurus</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Oreochromis sp.</i>	Guadeloupe	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Poecilia reticulata</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Poecilia vivipara</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Pomadasys croco</i>	Guadeloupe	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
	<i>Sicydium plumieri</i>	Guadeloupe	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
	<i>Sicydium punctatum</i>	Guadeloupe	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0	1	1	1
	<i>Xiphophorus hellerii</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Xiphophorus maculatus</i>	Guadeloupe	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Crustacés	<i>Armases roberti</i>	Guadeloupe	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0
<i>Atya innocuus</i>		Guadeloupe	0	1	0	0	1	1	0	1	1	1	1	1	1	Atya juv présents	1	1	1	1
<i>Atya scabra</i>		Guadeloupe	0	0	1	1	0	0	1	1	1	0	1	1	1	Atya juv présents	1	1	0	0
<i>Guinotia dentata</i>		Guadeloupe	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	1	1	1	0	1	0	0	
<i>Jonga serrei</i>		Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
<i>Macrobrachium acanthurus</i>		Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
<i>Macrobrachium carinus</i>		Guadeloupe	0	0	0	1	0	0	0	0	1	1	1	1	1	Mac juv présents	1	0	0	0
<i>Macrobrachium crenulatum</i>		Guadeloupe	0	0	0	1	0	0	0	1	1	0	1	1	1	Mac juv présents	1	0	1	1
<i>Macrobrachium faustinum</i>		Guadeloupe	0	0	1	1	0	0	1	1	1	0	1	1	0	Mac juv présents	1	1	1	1
<i>Macrobrachium heterochirus</i>		Guadeloupe	1	1	1	1	1	1	0	1	1	1	1	1	1	Mac juv présents	1	0	0	0
<i>Micratya poeyi</i>		Guadeloupe	1	0	1	1	0	0	1	1	1	0	1	1	1	1	1	1	1	0
<i>Palaemon pandaliformis</i>		Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Potimirim glabra</i>		Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0
<i>Potimirim potimirim</i>		Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0
<i>Xiphocaris elongata</i>		Guadeloupe	1	0	1	0	0	0	1	0	1	0	1	1	1	1	1	0	1	1
Richesse spécifique en poissons			4	5	6	11	2	2	5	8	2	3	2	3	2	3	5	8	2	3
Espèces de poissons identiques			4		6		2		5		2		2		2		5		2	
Espèces pêche électrique uniquement			0		0		0		0		0		0		0		0		0	
Espèces ADN uniquement			1		5		0		3		1		1		1		3		1	
Richesse spécifique en crustacés			3	3	6	6	3	3	4	6	8	3	8	9	8	7	5*	11	7	4
Espèces de crustacés identiques			1		4		3		3		3		8		7		2		3	
Espèces pêche électrique uniquement			2		2		0		1		5		0		1		1		4	
Espèces ADN uniquement			2		2		0		3		0		1		0		9		1	
Richesse spécifique totale			7	8	12	17	5	5	9	14	10	6	10	12	10	10	10	19	9	7
Nombre d'espèces identiques			5		10		5		8		5		10		9		7		5	
Espèces pêche électrique uniquement			2		2		0		1		5		0		1		1		4	
Espèces ADN uniquement			3		7		0		6		1		2		1		12		2	
Légende	Uniquement détecté par ADN		* Sicydium juvéniles pêchés / ° Atya juvéniles pêchés / • Macrobrachium juvéniles pêchés (+1 de richesse spécifique si et seulement si juvéniles pêchés et adultes absents)																	
	Uniquement détecté par pêche électrique																			
	Détection par les deux méthodes d'inventaire																			

Projet Guad3E : Rapport final

Campagne 2

Catégorie	Nom scientifique	Base de référence	Rivière Nogent aval		Rivière La Moustique amont		Rivière La Moustique aval		Rivière Bananier amont		Rivière Bananier aval		Rivière Ziotte amont		Rivière Ziotte aval		Rivière Baillif amont		Rivière Baillif aval		
			Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique	Total de Nb de séquences ADN par espèces	Effectif obtenu par pêche électrique
Poissons	<i>Agonostomus monticola</i>	Guadeloupe	1	1	1	1	1	1	0	0	1	0	0	0	1	1	0	0	0	0	
	<i>Ancistrus tiradiatus</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	<i>Anguilla rostrata</i>	Guadeloupe	1	1	1	0	0	0	1	0	1	1	0	0	1	1	0	0	0	0	
	<i>Arcos nudus</i>	Guadeloupe	1	1	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	
	<i>Awaous banana</i>	Guadeloupe	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	
	<i>Ctenogobius sp.</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	Cyprinidae	GenBank	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	<i>Dormitator maculatus</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	<i>Electris perniger</i>	Guadeloupe	1	1	0	0	1	1	0	0	1	0	0	0	1	1	0	0	1	1	
	<i>Gobiomorus dormitor</i>	Guadeloupe	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	
	<i>Microphis brachyurus</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	
	<i>Oreochromis sp.</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	<i>Poecilia reticulata</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	1	1	1	1	0	0	0	0	0	1	1	0	0	
	<i>Poecilia vivipara</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	<i>Pomadasys crocro</i>	Guadeloupe	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	
	<i>Sicydium plumieri</i>	Guadeloupe	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0	1	1	0	0	0	1	
	<i>Sicydium punctatum</i>	Guadeloupe	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	1	1	1	1	
	<i>Xiphophorus hellerii</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	1	1	0	1	0	0	0	1	1	0	0	0	
	<i>Xiphophorus maculatus</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	Crustacés	<i>Armases roberti</i>	Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	1	1
<i>Atya innocuus</i>		Guadeloupe	0	0	0	1	0	0	1	1	1	0	1	1	Atya juv présents	1	1	1	Atya juv présents	1	
<i>Atya scabra</i>		Guadeloupe	0	0	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0	Atya juv présents	1	0	0	Atya juv présents	1	
<i>Guinotia dentata</i>		Guadeloupe	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	1	1	1	
<i>Jonga serrei</i>		Guadeloupe	1	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	1	1	0	0	0	0	
<i>Macrobrachium acanthurus</i>		Guadeloupe	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	1	0	0	0	0	
<i>Macrobrachium carcinus</i>		Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	1	1	0	1	0	0	0	1	0	0	0	Mac juv présents	1
<i>Macrobrachium crenulatum</i>		Guadeloupe	1	1	0	0	1	1	1	1	1	Mac sp détecté	1	1	0	1	1	0	0	Mac juv présents	1
<i>Macrobrachium faustinum</i>		Guadeloupe	1	0	1	1	1	1	1	1	1	Mac sp détecté	1	0	1	1	0	0	0	Mac juv présents	1
<i>Macrobrachium heterochirus</i>		Guadeloupe	0	0	0	1	1	1	1	1	1	0	1	1	1	1	1	1	1	Mac juv présents	1
<i>Micratya poeyi</i>		Guadeloupe	1	0	1	1	1	1	1	1	1	0	1	1	1	1	1	0	0	0	1
<i>Palaemon pandaliformis</i>		Guadeloupe	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Potimirim glabra</i>		Guadeloupe	0	1	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	1	0	1	1	0	0	0
<i>Potimirim potimirim</i>		Guadeloupe	0	0	0	0	0	1	1	1	0	1	0	0	0	1	1	0	0	0	0
<i>Xiphocaris elongata</i>		Guadeloupe	1	0	1	0	1	1	1	1	1	0	1	0	1	1	0	0	0	0	0
Richesse spécifique en poissons			7	9	4	4	6	9	4	5	5	6	1	1	8	8	3	3	2	5	
Espèces de poissons identiques			7		3		5		4		3		1		6		3		2		
Espèces pêche électrique uniquement			0		1		1		0		2		0		2		0		0		
Espèces ADN uniquement			2		1		4		1		3		0		2		0		3		
Richesse spécifique en crustacés			6	2	4	7	6	7	10	8	10	3*	7	6	8°	13	4	3	4*	9	
Espèces de crustacés identiques			1		3		6		7		1		5		7		3		2		
Espèces pêche électrique uniquement			5		1		0		3		9		2		0		1		0		
Espèces ADN uniquement			1		4		1		1		1		1		6		0		7		
Richesse spécifique totale			13	11	8	11	12	16	14	13	15	9	8	7	16	21	7	6	6	14	
Nombre d'espèces identiques			8		6		11		11		4		6		13		6		4		
Espèces pêche électrique uniquement			5		2		1		3		11		2		2		1		0		
Espèces ADN uniquement			3		5		5		2		4		1		8		0		10		
Légende	Uniquement détecté par ADN		* Sicydium juvéniles pêchés / ° Atya juvéniles pêchés / • Macrobrachium juvéniles																		
	Uniquement détecté par pêche électrique		pêchés (+1 de richesse spécifique si et seulement si juvéniles pêchés et adultes absents)																		
	Détection par les deux méthodes d'inventaire																				

Annexe 9

Annexe 9 : Comparaison des détections d'espèces selon les deux méthodes d'inventaire

Comparaison des détections d'espèces selon les deux méthodes d'inventaire C1						
Espèces	Rivière	Station	Nb. d'espèces en commun	Nb. d'espèces détectées uniquement par la méthode ADNe	Nb. d'espèces capturées uniquement par pêche électrique	Coefficient de Spearman (p-value)
Poissons	Grande Rivière de Vieux-Habians	aval	7	3 ABA / ORE / PCR	0	0.7349 (p-value : 0.0155)
		amont	4	1 ARO	0	0.7 (p-value : 0.2333)
	Des Pères	aval	5	2 ABA / PCR	0	0.7748 (p-value : 0.0408)
		amont	2	0	0	1 (p-value : 1) (3 observations nécessaires pour le test)
	Grande rivière de Capesterre	aval	3	0	0	1 (p-value : 0.3333)
		amont	2	0	0	1 (p-value : 1) (3 observations nécessaires pour le test)
	Beaugendre	aval	6	3 ARO / ABA / CYP	1 MBR (1)	0.7201 (p-value : 0.0188)
		amont	2	1 AMO	0	1 (p-value : 0.3333)
	Nogent	aval	7	3 ABA / CYP / PCR	0	0.4801 (p-value : 0.1603)
		amont	1	2 ABA / SPL	0	0.866 (p-value : 0.3333)
	Moustique	aval	5	4 ARO / ABA / ORE / PRE	0	0.6473 (p-value : 0.0595)
		amont	2	2 AMO / ANU	0	0.6325 (p-value : 0.3675)
	Bananier	aval	4	6 ARO / ANU / ABA / MBR / PRE / XHE	0	0.6512 (p-value : 0.0414)
		amont	3	1 XHE	0	1 (p-value : 0.0833)
Ziotte	aval	5	5 ARO / ABA / ORE / PCR / SPL	0	0.7277 (p-value : 0.0170)	
	amont	1	0	0	1 (p-value : 1)	
Baillif	aval	5	1 ABA	0	0.8857 (p-value : 0.0333)	
	amont	3	0	0	0.5 (p-value : 1)	
Crustacés	Grande Rivière de Vieux-Habians	aval	5	5 AIN / GDE / MCR / MFA / PGL	0	0.1377 (p-value : 0.7045)
		amont	2	4 AIN / ASC / GDE / MCR	0	0.2704 (p-value : 0.6042)
	Des Pères	aval	4	3 AIN / MCA / MCR	1 XEL (1)	0.6629 (p-value : 0.0732)
		amont	2	1 GDE	0	0.5 (p-value : 1)
	Grande rivière de Capesterre	aval	7	2 GDE / PGL	1 XEL (38)	0.6464 (p-value : 0.0435)
		amont	6	2 GDE / MCA	2 MFA (8) / XEL (5)	0.561 (p-value : 0.0916)
	Beaugendre	aval	5	3 ARB / MCR / PGL	0	0.8716 (p-value : 0.0048)
		amont	6	1 MCA	2 MFA (1) / XEL (5)	0.6092 (p-value : 0.0816)
	Nogent	aval	6	4 AIN / ASC / MCA / PGL	1 MAC (1)	0.2678 (p-value : 0.4260)
		amont	6	3 MCA / MCR / MHE	1 PPO (1)	0.517 (p-value : 0.1260)
	Moustique	aval	6	2 MCA / PGL	1 AIN (8)	0.2689 (p-value : 0.4841)
		amont	5	3 GDE / MCA / MHE	1 PPO (1)	0.3795 (p-value : 0.3137)
	Bananier	aval	10	3 GDE / PGL / PPO	0	0.2044 (p-value : 0.5029)
		amont	7	2 GDE / MCA	1 ASC (36)	0.6201 (p-value : 0.0558)
	Ziotte	aval	5	5 ARB / AIN / MHE / MPO / PGL	1 MAC (4)	0.024 (p-value : 0.9443)
		amont	6	2 GDE / MCR	1 MFA (21)	0.3347 (p-value : 0.3786)
Baillif	aval	5	4 AIN / MCA / MOH / PGL	1 XEL (21)	0.4565 (p-value : 0.1848)	
	amont	3	0	1 PGL (3)	0.6325 (p-value : 0.3675)	

Projet Guad3E : Rapport final

Comparaison des détections d'espèces selon les deux méthodes d'inventaire C2						
Espèces	Rivière	Station	Nb. d'espèces en commun	Nb. d'espèces détectées uniquement par la méthode ADNe	Nb. d'espèces capturées uniquement par pêche électrique	Coefficient de Spearman (p-value)
Poissons	Grande Rivière de Vieux-Habians	Aval	6	5 ABA / GDO / ORE / PCR / XMA	0	0.4588 (p-value : 0.1558)
		Amont	4	1 ARO	0	0.6 (p-value : 0.35)
	Des Pères	Aval	5	3 ARO / ABA / PCR	0	0.9027 (p-value : 0.0021)
		Amont	2	0	0	1 (p-value : 1)
	Grande rivière de Capesterre	Aval	2	1 EPE	0	1 (p-value : 0.3333)
		Amont	2	1 AMO	0	-0.5 (p-value : 1)
	Beaugendre	Aval	5	3 ARO / ABA / PCR	0	0.7319 (p-value : 0.0390)
		Amont	2	1 AMO	0	1 (p-value : 0.3333)
	Nogent	Aval	7	2 ABA / PCR	0	-0.1177 (p-value : 0.7631)
		Amont	2	1 ABA	0	0.5 (p-value : 1)
	Moustique	Aval	5	4 ARO / ABA / ORE / PRE	1 PCR (2)	0.7779 (p-value : 0.0081)
		Amont	3	1 ANU	1 ARO (1)	0.6708 (p-value : 0.2152)
	Bananier	Aval	3	3 ABA / EPE / XHE	2 AMO (1) / POEsp (1)	0.2518 (p-value : 0.5474)
		Amont	4	1 ARO	0	1 (p-value : 0.0167)
	Ziotte	Aval	6	2 ABA / PCR	2 MBR (1) / SPU (4)	0.5915 (p-value : 0.0717)
		Amont	1	0	0	1 (p-value : 1)
Baillif	Aval	2	3 AMO / ABA / SPL	0	0.4472 (p-value : 0.4502)	
	Amont	3	0	0	1 (p-value : 0.3333)	
Crustacés	Grande Rivière de Vieux-Habians	Aval	4	2 MCA / MCR	2 ARB (1) / XEL (1)	0.7758 (p-value : 0.0237)
		Amont	1	2 AIN / GDE	2 MPO (96) / XEL (2)	-0.5263 (p-value : 0.3622)
	Des Pères	Aval	3	3 AIN / MCR / MHE	1 XEL (2)	0.2224 (p-value : 0.6317)
		Amont	3	0	0	0.5 (p-value : 1)
	Grande rivière de Capesterre	Aval	8	1 GDE	0	0.3167 (p-value : 0.4101)
		Amont	3	0	5 ASC (27) / MCR (1) / MFA (1) / MPO (347) / XEL (7)	0.0839 (p-value : 0.8435)
	Beaugendre	Aval	2	9 AIN / ASC / GDE / MCA / MCR / MFA / MHE / PGL / PPO	1 XEL (2)	-0.0643 (p-value : 0.8427)
		Amont	7	0	1 MCA (1)	0.6347 (p-value : 0.0909)
	Nogent	Aval	1	1 PGL	5 JSE (35) / MAC (1) / MFA (29) / MPO (257) / XEL (37)	-0.6742 (p-value : 0.0967)
		Amont	3	1 MCR	4 ASC (4) / MPO (556) / PGL (71) / PPO (3)	-0.0761 (p-value : 0.8579)
	Moustique	Aval	6	1 PPO	0	0.7207 (p-value : 0.0676)
		Amont	3	4 AIN / GDE / MHE / PGL	1 XEL (29)	0.1142 (p-value : 0.7878)
	Bananier	Aval	1	1 MCA	9 AIN (17) / ASC (25) / MAC (2) / MCR (30) / MFA (303) / MHE (12) / MPO (653) / PPO (1) / XEL (1386)	-0.4989 (p-value : 0.1182)
		Amont	7	1 GDE	3 MPO (2212) / PGL (60) / PPO (2)	0.0642 (p-value : 0.8512)
	Ziotte	Aval	7	6 AIN / ASC / MCA / MCR / PGL / PPO	0	-0.0839 (p-value : 0.7852)
		Amont	5	1 GDE	2 MFA (15) / XEL (140)	0.2108 (p-value : 0.6162)
Baillif	Aval	2	7 AIN / ASC / MCA / MCR / MFA / MHE / MPO	0	-0.6211 (p-value : 0.0743)	
	Amont	3	0	1 PGL (7)	0.8 (p-value : 0.3333)	

Annexe 10

Annexe 10 : Test des rangs signés de Wilcoxon pour la comparaison des richesses spécifiques

Test des rangs signés de Wilcoxon pour deux échantillons appariés			Campagne 1		P-value C1	Campagne 2		P-value C2	P-value C1 + C2 (36 observations au lieu de 18)
Espèces	Rivières	Stations	Richesse spécifique			Richesse spécifique			
			Pêche	ADNe		Pêche	ADNe		
Poissons	Grande Rivière de Vieux-Habians	Aval	7	10	P=0.0015 Ho rejetée avec P<0,01	6	11	P=0.0013 Ho rejetée avec P<0,01	P=6.95E-6 Ho rejetée avec P<0,01 Différence significative entre les 2 inventaires Différence significative entre les 2 inventaires
		Amont	4	5		4	5		
	Des Pères	Aval	5	7		5	8		
		Amont	2	2		2	2		
	Grande rivière de Capesterre	Aval	3	3	Différence significative entre les 2 inventaires	2	3	Différence significative entre les 2 inventaires	
		Amont	2	2		2	3		
	Beaugendre	Aval	7	9		5	8		
		Amont	2	3		2	3		
	Nogent	Aval	7	10	Méthode : Wilcoxon signed rank test with continuity correction ; Alternative : two.sided	7	9	Méthode : Wilcoxon signed rank test with continuity correction ; Alternative : two.sided	
		Amont	1	3		2	3		
	Moustique	Aval	5	9		6	9		
		Amont	2	4		4	4		
	Banancier	Aval	4	10	5	6			
		Amont	3	4	4	5			
Ziotte	Aval	5	10	8	8				
	Amont	1	1	1	1				
Baillif	Aval	5	6	2	5				
	Amont	3	3	3	3				
Crustacés	Grande Rivière de Vieux-Habians	Aval	5	10	P=0.0011 Ho rejetée avec P<0,01	6	6	P=0.9772 H0 ne peut pas être rejetée	Différence non significative Différence non significative
		Amont	2	6		3	3		
	Des Pères	Aval	5	7		4	6		
		Amont	2	3		3	3		
	Grande rivière de Capesterre	Aval	8	9	Différence significative entre les 2 inventaires	8	9	Différence non significative	
		Amont	8	8		8	3		
	Beaugendre	Aval	5	8		5	11		
		Amont	8	7		8	7		
	Nogent	Aval	8	10	Méthode : Wilcoxon signed rank test with continuity correction ; Alternative : two.sided	6	2	Méthode : Wilcoxon signed rank test with continuity correction ; Alternative : two.sided	
		Amont	7	9		7	4		
	Moustique	Aval	7	8		6	7		
		Amont	6	8		4	7		
	Banancier	Aval	10	13	10	3			
		Amont	8	9	10	8			
Ziotte	Aval	6	10	8	13				
	Amont	7	8	7	6				
Baillif	Aval	6	9	4	9				
	Amont	4	3	4	3				
Présentation									
Ce test permet de comparer deux mesures d'une variable quantitative effectuées sur les mêmes sujets (mesures définies par les modalités de la variable qualitative). C'est une alternative au test t de Student lorsque les hypothèses de ce dernier ne sont pas valables (distribution normale de la variable quantitative, égalité des variances dans les deux groupes). Ce test fonctionne également lorsqu'on souhaite tester si la distribution d'une variable ordinale est identique dans deux groupes.									
Définition de l'hypothèse nulle									
HO :	la différence moyenne entre les deux mesures est nulle ($\theta=0$)								

Annexe 11

L'analyse multidimensionnelle permet de croiser toutes les variables d'un ou de plusieurs jeux de données simultanément et de synthétiser l'information. Ce sont des méthodes exploratoires, en général elles ne permettent pas directement de tester des hypothèses et encore moins d'inférer des causalités. L'objectif de ces analyses est de montrer dans quelle mesure les résultats des inventaires obtenus respectivement par la méthode ADNe et la pêche électrique sont globalement comparables.

Données et méthode :

Les données ont été traitées séparément pour les poissons et crustacés afin de mettre en évidence d'éventuelles différences selon les groupes taxonomiques, les campagnes ou les métriques analysées :

- Poisson vs Crustacés,
- 1ère campagne vs 2nde campagne pour les crustacés
- en prenant en compte les inventaires spécifiques en présence/absence,
- et enfin en prenant en compte les données d'abondance de séquence d'ADN (somme des séquences de chaque réplicat), les données d'abondance des individus pêchés ou de leur masse.

Différentes méthodes ont été mises en œuvre :

- le positionnement multidimensionnel (Non-metric multidimensional scaling ou NMDS), adapté aux données écologiques dont les résultats ont été présentés lors de 1er COPIL (non présentés dans ce document) ;
- l'analyse de co-inertie entre les analyses en composantes principales (ACP) pratiquées sur les données Pêche et les données ADNe, qui permet d'analyser les relations entre ces 2 jeux de données. Les 2 ACP initiales permettent de projeter les stations sur 2 plans. L'analyse de co-inertie permet de rechercher un nouveau plan défini par 2 axes dits de co-inertie, maximisant la covariance entre les coordonnées des projections des stations (Torre et Chessel 1995; Dufour 2009). L'interprétation se fait visuellement et grâce aux valeurs fournies par le logiciel R, notamment le coefficient RV (défini par Robert and Escoufier, 1976; Schlich, 1996). Le coefficient RV est une généralisation du coefficient de Pearson élevé au carré. Il est compris entre 0 et 1. Plus le coefficient RV est proche de 1, plus les matrices sont similaires. Sa significativité statistique doit être testée par un test de Monte-Carlo. Les données sont centrées par défaut et n'ont pas été réduites dans le cas des données en présence/absence.

Tous les résultats ne peuvent être présentés dans ce rapport d'autant qu'ils sont généralement redondants. Les données poissons et crustacés ont été traitées séparément afin de mettre en évidence d'éventuelles différences de la méthode ADNe selon le compartiment biologique. Les analyses préalables ayant montré que les 2 résultats des 2 campagnes étaient de structures comparables pour les poissons, les données poissons des 2 campagnes ont été regroupées.

Analyse de la co-inertie – Poissons - Campagne 1&2 :

La Figure 14 représente les stations projetées selon leurs scores Pêche et ADNe respectivement pour l'axe 1 et l'axe 2 de co-inertie. Les 2 droites de régression entre ces scores Pêche et ADNe sont

intégralement contenues dans l'intervalle de confiance délimité par les courbes en pointillé (-.-), ce qui est cohérent avec le coefficient RV significativement égal à 0,87 (p-value=0,01, test de Monte-carlo) et qui illustre une bonne corrélation entre la structure des 2 jeux de données.

Un test de Shapiro-Wilk a permis de confirmer la distribution normale des résidus pour l'axe 1 uniquement (p-value axe 1 = 0,29 ; p-value axe 2 = 0,002), ce qui n'est pas rédhibitoire pour l'interprétation de l'analyse de co-inertie et reste acceptable compte-tenu de la taille du jeu de données et de l'aspect visuel de la distribution des résidus. Un test de Breusch-Pagan montre que les résidus ont une distribution homogène selon les 2 axes (p-value axe 1 = 0,99 ; p-value axe 2 = 0,64).

Les analyses de co-inertie pratiquées sur les jeux de données Pêche (présence/absence des individus) et ADNe (détection/absence des séquences) montrent que les structures des jeux de données « Poissons » sont significativement corrélées.

Analyse de la co-inertie – Crustacés - Campagne 1 :

Le coefficient Rv de ces analyses, égal à 0,63, est statistiquement significatif (p-value = 0,01, test de Monte-carlo), ce qui témoigne de la bonne corrélation entre la structure des 2 jeux de données.

Les droites de régression sur la Figure 15 ne sont pas totalement contenues dans les intervalles de confiance. Cependant les résidus ont une distribution normale selon le test de Shapiro-Wilk (p-value axe 1 = 0,84 ; p-value axe 2 = 0,17), et homogènes selon le test de Breusch-Pagan (p-value axe 1 = 0,90 ; p-value axe 2 = 0,22).

Analyse de la co-inertie – Crustacés - Campagne 2 :

Le coefficient RV de ces analyses, égal à 0,56, est statistiquement significatif (p-value = 0,01, test de Monte-carlo), ce qui témoigne de la bonne corrélation entre la structure des 2 jeux de données.

La droite de régression de l'axe 1 (Figure 16) est parfaitement contenue dans son intervalle de confiance alors que celle de l'axe 2 ne l'est pas parfaitement. Cependant les résidus ont une distribution normale selon le test de Shapiro-Wilk (p-value axe 1 = 0,66 ; p-value axe 2 = 0,63), et homogènes selon le test de Breusch-Pagan (p-value axe 1 = 0,35 ; p-value axe 2 = 0,24).