



**HAL**  
open science

## Programme Sicydium Sentinelle - Rapport final

Alain Devaux, Marion Labeille, Estelle Lefrancois, Khedidja Abbaci, Thérèse Bastide, Aurelien Besnard, Sylvie Bony, Patrice Noury, Jean-Michel Olivier, Raphael Santos, et al.

► **To cite this version:**

Alain Devaux, Marion Labeille, Estelle Lefrancois, Khedidja Abbaci, Thérèse Bastide, et al.. Programme Sicydium Sentinelle - Rapport final. ENTPE; INRAE; Sentinelle Lab; Eco In'Eau; OFB, Office Français de la Biodiversité; Office de l'eau Guadeloupe; Office de l'eau Martinique. 2022. hal-04418537

**HAL Id: hal-04418537**

**<https://hal.science/hal-04418537>**

Submitted on 26 Jan 2024

**HAL** is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.

mars 2022

**Programme  
Sicydium  
sentinelle**



**Alain Devaux, USC INRAE 1369, UMR LEHNA 5023  
Marion Labeille, Sentinelle Lab  
Estelle Lefrancois, Eco in'Eau**

**Version 1**



**ENTPE**

**INRAE**



**Sentinelle Lab**

**E'CO in'EAU**





## Auteurs

### **Khédidja ABBACI**

UR Riverly, Equipe Ecotox  
5 rue de la Doua BP 32108, 69616  
Villeurbanne - cedex France  
[khedidja.abbaci@inrae.fr](mailto:khedidja.abbaci@inrae.fr)

### **Thérèse BASTIDE**

LEHNA-IAPHY  
UMR 5023  
ENTPE  
Rue Maurice Audin  
69518 Vaulx-en-Velin Cedex  
[Therese.bastide@entpe.fr](mailto:Therese.bastide@entpe.fr)

### **Aurélien BESNARD**

UMR 5175 CEFE - EPHE - PSL University  
Centre d'Ecologie Fonctionnelle et Evolutive  
Campus CNRS - 1919 route de Mende  
34293 Montpellier cedex 5 / France  
[Aurelien.BESNARD@cefe.cnrs.fr](mailto:Aurelien.BESNARD@cefe.cnrs.fr)

### **Sylvie BONY**

USC INRAE 1369, UMR LEHNA 5023  
ENTPE  
Rue Maurice Audin  
69518 Vaulx-en-Velin Cedex  
[Sylvie.BONY@entpe.fr](mailto:Sylvie.BONY@entpe.fr)

### **Alain DEVAUX**

USC INRAE 1369, UMR LEHNA 5023  
ENTPE  
Rue Maurice Audin  
69518 Vaulx-en-Velin Cedex  
[Alain.DEVAUX@entpe.fr](mailto:Alain.DEVAUX@entpe.fr)

### **Marion LABELLE**

Sentinelle Lab  
6 lot les hauts sous le vent  
Poinier  
97125 Bouillante  
[marionlabeille@yahoo.fr](mailto:marionlabeille@yahoo.fr)

### **Estelle LEFRANCOIS**

ECO in'EAU  
5 Imp Les lambrusques  
34980 MONTFERRIER sur LEZ  
[estelle.lefrancois@eco-in-eau.fr](mailto:estelle.lefrancois@eco-in-eau.fr)

### **Patrice NOURY**

Laboratoire d'écotoxicologie  
INRAE  
5 rue de la Doua - CS 20244, 69625  
Villeurbanne Cedex, France  
[patrice.noury@inrae.fr](mailto:patrice.noury@inrae.fr)

**Jean-Michel OLIVIER**

UMR 5023 - LEHNA, (UCBL, CNRS, ENTPE)

Laboratoire d'Ecologie des Hydrosystèmes  
Naturels et Anthropisés

3, rue Raphaël Dubois

F-69622 Villeurbanne Cedex France

[jean-michel.olivier@univ-lyon1.fr](mailto:jean-michel.olivier@univ-lyon1.fr)

**Raphael SANTOS**

[contact@raphael-santos-aquatic-biologist.com](mailto:contact@raphael-santos-aquatic-biologist.com)

**Nils TEICHERT**

Muséum National d'Histoire Naturelle  
CRESCO

38 Rue du Port Blanc

35800 Dinard

[nils.teichert@mnhn.fr](mailto:nils.teichert@mnhn.fr)

## Maitres d'ouvrage et financeurs

### **Office français de la biodiversité**

12, cours Lumière

94300 Vincennes

### **Office de l'Eau Guadeloupe**

Jardin Botanique de Basse-Terre

Circonvallation rue Allexandre Buffon

97100 BASSE-TERRE

### **Office de l'Eau Martinique**

7 avenue Condorcet

BP 32

97201 FORT DE FRANCE

*Nous tenons à remercier Ellen Feuten, Paul Gauthier, Antoine Gosset, Erwan le Foll, Céline Laperrousaz, Yann Doh, Alexandra Le Moal pour leur aide précieuse sur le terrain.*

## Sommaire général

Introduction.....	5
Partie I : Analyse de la sédentarité par approche de type Capture-Marquage-Recapture en Martinique.....	10
Partie II. Descriptif des stations, du plan d'échantillonnage et des prélèvements réalisés (analyses chimiques et biologiques) en Guadeloupe .....	49
Partie III : Étude du cycle reproducteur de <i>Sicydium</i> spp .....	98
Partie IV : Biomarqueurs d'exposition et d'effet mesurés chez <i>Sicydium</i> spp .....	146
Bibliographie.....	178
Annexes .....	202



## Introduction

Afin de surveiller l'intégrité des eaux continentales et des régions côtières, la directive-cadre européenne sur l'eau (DCE) vise à évaluer les effets des pressions hydro-morphologiques et chimiques pour mettre en œuvre des politiques correctives pertinentes dans le but d'atteindre à la fois le "bon état chimique et écologique" des eaux européennes d'ici 2027 (UE-WFD, 2000/60/CE). Dans ce contexte, l'UE-WFD préconise l'utilisation d'au moins trois éléments de qualité biologique parmi les diatomées, les macrophytes, les macro-invertébrés benthiques et les communautés de poissons pour évaluer l'état écologique des rivières dans les états membres (Hering et al., 2006 ; Birk et al., 2012 ; Marzin et al., 2012). Pour définir l'état chimique des masses d'eau, les substances dangereuses prioritaires préoccupantes à l'échelle de l'UE peuvent être surveillées à la fois dans la colonne d'eau et dans le biote (UE-WFD, 2000/60/CE ; UE-WFD, 2008/105/CE). Cependant, ni les méthodes de bioindication ni les analyses physico-chimiques ne permettent de comprendre les impacts physiologiques des polluants sur les organismes piscicoles et sur la structure des communautés (Burgeot et al., 2018). Pour évaluer la santé des organismes et des populations, des études écotoxicologiques nécessitant une bonne connaissance des espèces choisies doivent être réalisées.

La mise en œuvre de la DCE aux Antilles françaises nécessite des adaptations dans ces territoires où les conditions biogéographiques et climatiques d'une part, et la connaissance partielle de la faune et de la flore d'autre part, ne permettent pas d'appliquer les normes communautaires actuelles (Touron-Poncet, 2014 ; Ricklefs et Bermingham, 2008). Malgré l'existence de certaines adaptations comme l'intégration du chlordécone à la liste des substances spécifiques de l'état écologique analysées dans l'eau et le biote, le développement et la mise en place d'indices de biosurveillance des invertébrés et des diatomées conformes à la DCE (Bernardet, 2013 ; Touron-Poncet et al., 2014 ; Lefrançois et al., 2019), il subsiste toujours un besoin évident de définir certaines espèces aquatiques pertinentes dans les

rivières de la Martinique et de la Guadeloupe pour apporter des informations sur la qualité chimique et l'état écologique de l'eau dans le cadre de la mise en œuvre de la DCE.

Ces espèces dites sentinelles sont utilisées depuis de nombreuses décennies dans l'évaluation de la santé environnementale et la biosurveillance en métropole, car elles peuvent fournir des informations intégrées et pertinentes concernant la disponibilité et les effets des facteurs de stress environnementaux (Goldberg et al., 1983 ; Leblanc et Bain, 1997 ; Van de Schalie et al., 1999 ; Beeby, 2001 ; Friberg et al., 2011). Elles complètent efficacement les analyses chimiques qui n'identifient qu'une infime partie des polluants environnementaux, et les indices structuraux qui concernent essentiellement la pollution due à la matière organique et aux nutriments. Les espèces sentinelles permettent de prendre en compte les effets globaux du mélange complexe de polluants interagissant avec les facteurs de stress naturels et anthropiques dans les écosystèmes (Colin et al., 2016). Les critères requis pour considérer une espèce animale comme une espèce-clé sentinelle sont nombreux : biologie bien connue, distribution étendue, densité de population suffisante permettant une collecte de données de routine tout en limitant l'impact sur les populations en place, statut trophique élevé et capacité à bioaccumuler les polluants, maintien possible au laboratoire pour des études ultérieures, domaine vital restreint (Basu et al., 2007). En raison de leur taxonomie bien connue, de leur durée de vie, de leur rôle fonctionnel et de leur niveau trophique, les poissons peuvent être utilisés comme espèces sentinelles pertinentes dans un large éventail d'études d'évaluation des risques environnementaux (Barrett et Munkittrick, 2010 ; Ortiz-Zarragoitia et al., 2014 ; Colin et al., 2016 ; Dietz et al., 2019).

Les espèces de poisson patrimoniales les plus abondantes des cours d'eau des Antilles sont *Sicydium punctatum* et *plumieri* (Keith, 2003). Comme la macro-faune dulçaquicole de ces îles, *Sicydium* spp a la particularité d'être amphidrome. L'amphidromie est un type de migration diadrome qui s'effectue des rivières vers la mer et de la mer vers les rivières. Les particularités des espèces de poissons amphidromes sont : une reproduction en eau douce, la nécessité d'accomplir une migration de dévalaison sans délai après l'éclosion des larves (ou « embryons-libres »), la dispersion larvaire marine avec une période de croissance en mer

pouvant s'étendre sur plusieurs mois, la migration de montaison en eau douce au stade juvénile ou post-larve, une période de croissance en eau douce avant d'arriver à un stade adulte (McDowall, 2007 ; 2010). La réalisation complète de ce processus migratoire est primordiale pour le maintien des populations dans les cours d'eau. Les adultes peuvent vivre plusieurs années en eau douce et se reproduire à plusieurs reprises. Ces processus de dévalaison et de montaison peuvent être totalement ou partiellement interrompus par la présence d'obstacles naturels ou anthropiques sur le cours d'eau ne permettant pas de maintenir la continuité écologique (Kreutzenberger et al., 2019).

Si à ce jour, la migration des larves et des juvéniles est connue (pêche aux embouchures des pisiottes), bien que peu décrite dans les Antilles françaises, rien ne démontre clairement que les individus au stade adulte soient soumis à des phénomènes migratoires. En revanche, ces phénomènes migratoires sont mieux connus chez des espèces du genre *Sicyopterus* proches de *Sicydium* spp pour lesquelles les individus au stade adulte adoptent des comportements territoriaux et sédentaires, notamment en occupant des zones d'alimentation restreintes, ou en réalisant des micro-déplacements pour nidifier (Iida et al., 2013 ; Teichert et al., 2018). Ainsi, l'utilisation d'espèces aquatiques d'intérêt pour l'évaluation de la qualité chimique et écologique des milieux se heurte parfois au manque de connaissances de base sur leurs traits de vie, ce qui peut entraîner des difficultés dans l'interprétation des données. C'est le cas de *Sicydium* spp pour lequel cette carence a été soulignée dans des travaux précédents et en particulier dans le cadre de la fiche action 2013-2015 INERIS-ONEMA « Développement et utilisation des biomarqueurs pour la surveillance de la qualité des milieux et l'investigation environnementale ». Ces études ont fait apparaître clairement d'une part la nécessité de vérifier le niveau de sédentarité de *Sicydium* spp qui détermine en partie sa capacité à être une espèce indicatrice de la qualité du milieu, et d'autre part, la difficulté de capturer des poissons sexuellement matures en effectif suffisant pour des études de reprotoxicité sur des bassins anthropisés, du fait du manque de connaissances suffisamment précises sur le cycle reproducteur de ces espèces.

Les recherches actuelles en écotoxicologie, en particulier aquatique, mettent l'accent sur la recherche de marqueurs de la qualité chimique des milieux qui renseignent également sur le fonctionnement des populations, et *in fine* sur le maintien de la biodiversité. Les biomarqueurs enzymatiques dits « de défense ou d'exposition » et en particulier l'activité de l'enzyme EROD (éthoxyrésorufine-*O*-dééthylase) dépendante du cytochrome P450 constituent une réponse de défense de l'organisme aux polluants riche d'informations, cette dernière étant très étudiée dans un contexte écotoxicologique (Amiard et Amiard-Triquet, 2008). Les biomarqueurs dits « de dommage ou d'effet » renseignent sur un dysfonctionnement cellulaire et *in fine* physiologique chez les organismes exposés à un environnement perturbé. Parmi ceux-ci, la mesure de la déficience des systèmes de défense antioxydante éliminant l'excès d'entités réactives de l'oxygène qui peut entraîner notamment la peroxydation des lipides membranaires (TBARS), a démontré son intérêt en écotoxicologie aquatique (Vasseur et Cossu-Leguille, 2003 ; Valavanidis et al., 2006 ; Recabarren-Villalón et al., 2019). De la même manière, le développement de marqueurs de génotoxicité permettant d'évaluer l'impact à la fois chimique et physique du milieu sur l'intégrité de l'ADN, est en plein essor depuis plus de deux décennies (Devaux et al., 1998 ; Jha et al., 2004 ; Newman et Clements, 2008 ; Bolognesi et Cirillo, 2014 ; Devaux et al., 2015 ; Kumar et al., 2021 ; Mirzaee et al., 2021). Cet intérêt est justifié par le fait qu'un large panel de stressseurs de l'environnement peuvent agir sur l'ADN, un tiers des polluants chimiques retrouvés dans les eaux étant susceptibles de présenter un potentiel génotoxique (Claxton et al., 1998), par le rôle central que joue la macromolécule d'ADN dans l'homéostasie cellulaire et de l'organisme, et par son importance comme support de l'hérédité.

**Les objectifs du programme « *Sicydium sentinelle* » mis en œuvre dans les Antilles françaises (Martinique et Guadeloupe) ont été d'affiner dans une première et seconde étapes les connaissances sur des traits biologiques déterminants du poisson *Sicydium* spp (sédentarité et cycle reproducteur) afin de mieux comprendre son comportement dans le milieu et son cycle de vie. Une troisième étape a permis d'évaluer sa capacité à être**

une espèce sentinelle à travers la mesure de biomarqueurs pertinents d'exposition (biomarqueurs enzymatiques) et d'effet (biomarqueurs de génotoxicité et de reprotoxicité) fournissant des informations sur les risques encourus au niveau de l'individu et de la population sous pressions anthropiques, dans une perspective d'évaluation de la biodiversité (état écologique).

Le présent document comporte 4 parties principales que sont l'étude de la sédentarité de *Sicydium* spp en Martinique (partie I), le descriptif des stations, du plan d'échantillonnage et des prélèvements réalisés en Guadeloupe (partie II, pour les expérimentations en Guadeloupe qui concernent les parties III et IV suivantes), l'étude du cycle reproducteur de *Sicydium* spp (partie III), les biomarqueurs d'exposition et d'effet mesurés chez *Sicydium* spp (partie IV).

Partie I : Analyse de la sédentarité par  
approche de type Capture-Marquage-  
Recapture en Martinique

## Sommaire

Partie I : Analyse de la sédentarité par approche de type Capture-Marquage-Recapture en Martinique.....	10
I. Objectif.....	13
II. Prospection et choix du site d'étude.....	13
III. Méthodologie.....	16
1. Protocole de Capture-Marquage-Recapture (CMR).....	16
2. Les protocoles d'analyses des données PIT-Tag via les différents modèles.....	19
3. Dates d'intervention et participants.....	23
IV. Résultats.....	24
1. Caractérisation des stations.....	24
a. Les conditions hydroclimatiques à chaque campagne.....	24
b. Les caractéristiques hydromorphologiques des stations.....	24
c. Qualité écologique de chaque station.....	25
2. Le matériel biologique disponible : abondance des poissons sur chacune des stations	26
3. Marquage de groupe par station via élastomère.....	28
a. Abondance des individus marqués.....	28
b. Etude de la sédentarité - Taux de recapture sur les stations.....	29
c. Etude de la dispersion sur l'ensemble du linéaire lors de la campagne 6.....	30
4. Marquage individuel via PIT-Tag.....	32
a. Éléments de compréhension chiffrés.....	32
b. Présentation des résultats fournis par les modèles.....	34

5. Retour d'expérience sur le marquage et l'éthique .....	40
V. Synthèse et discussion .....	43

## **I. Objectif**

Comme la majorité des espèces de poissons et de macro-crustacés des Antilles, *Sicydium* spp est amphidrome. C'est-à-dire que le cycle biologique de l'espèce se partage entre eaux douces et eaux marines, plus précisément la phase larvaire se déroule en mer, puis les post-larves issues de la métamorphose migrent vers les embouchures permettant ainsi aux juvéniles de coloniser les cours d'eau (montaison des juvéniles).

Dans les Antilles, peu de connaissances sont disponibles en général pour les Sicydinae et en particulier pour *Sicydium* spp concernant les principes qui régissent cette colonisation et l'établissement des individus sur un tronçon de cours d'eau. Ainsi, la mise en place d'une approche de type Capture-Marquage-Recapture (CMR par la suite) a pour objectif d'évaluer le niveau de sédentarité de *S. plumieri* et de *S. punctatum* à l'âge adulte.

Le but de cette analyse est d'avoir une idée de la pertinence de l'utilisation de ces espèces en tant qu'espèces sentinelles dans un contexte de surveillance et d'évaluation de la qualité des milieux via l'analyse biologique de leur réponse à l'environnement (biomarqueurs) et l'analyse chimique de substances potentiellement bioaccumulables (éléments traces métalliques, molécules organiques...) chez des individus adultes fidèles à une portion d'un cours d'eau. En d'autres termes, si *Sicydium* spp est sédentaire à l'échelle d'un tronçon ou d'une station il pourrait permettre d'évaluer la qualité du cours d'eau à ces échelles, et dans le cas contraire son caractère sentinelle se situerait peut-être plus à l'échelle du bassin versant, si cela s'avérait utile.

## **II. Prospection et choix du site d'étude**

Les partenaires de cette étude ont décidé de mener cette première phase sur l'île de la Martinique. En effet, les bassins versants y sont moins vastes qu'en Guadeloupe et les hydrosystèmes associés y sont donc plus petits. Cela facilite la mise en œuvre et augmente l'efficacité des pêches électriques nécessaires à cette expérience de CMR.

Différents critères ont été définis pour choisir le cours d'eau sur lequel l'expérimentation a été menée. Ces critères sont les suivants :

1. Une abondance forte à très forte de *Sicydium* spp.

Les données piscicoles disponibles en Martinique et utilisées ont été les suivantes :

- ✓ Données des différents réseaux DCE suivis de 2005 à 2012.
  - ✓ Données de l'état des lieux piscicoles.
  - ✓ Données du PNA Chlordécone.
  - ✓ Pêches électriques pour la caractérisation de la franchissabilité de certains ouvrages.
  - ✓ Les autres études dont les données sont disponibles (réservoirs biologiques, inventaires, etc..).
2. Un cours d'eau pérenne et de taille raisonnable i) pour mener une pêche totale à trois épuisettes et ii) pour pouvoir définir trois stations espacées de 1 à 3 km.
  3. Des stations permettant un accès globalement facile (optimisation du temps d'accès et transport du matériel) et une zone de travail sécurisée tout au long de la journée et tout au long de l'année (tenant compte du risque de crue pour les recaptures ayant lieu en hivernage).
  4. Un cours d'eau présentant peu de tributaires pour augmenter les chances de recapture et diminuer les biais (Albanese et al., 2003).
  5. Si possible peu d'obstacles à la continuité, afin d'étudier le déplacement le plus naturel possible de *Sicydium* spp.

Les trois premiers critères doivent obligatoirement être réunis pour que le cours d'eau soit choisi, les deux derniers sont plus optionnels.

Une semaine a été consacrée à ce choix, en décembre 2017, lors de prospections sur différents cours d'eau. L'objectif était de vérifier les stocks de *Sicydium* spp présents sur les stations, les accès et la possibilité de définir trois stations sur le cours d'eau. La zone Nord de l'île a été principalement prospectée, car la morphologie de ses cours d'eau

correspond le mieux à *Sicydium* spp (relief, régime type torrentiel). L'équipe s'est donc déplacée sur les cours d'eau suivants :

- Zone Nord Caraïbes : Des Pères, Carbet, Fond Bourlet, Fond Lahaye, Roxelane, Claire, Case-Navire, Madame, Monsieur.
- Zone Nord Atlantique : Pocquet, Basse-pointe, Grande Anse, Rouge, Fond Massacre et Ravine Crochemort.

Tous ces hydrosystèmes, à l'exception d'un affluent de la rivière Roxelane à Saint-Pierre, la rivière du Jardin des Plantes (Figure 1), ont été écartés parce que les critères « obligatoires » n'étaient pas réunis : impossibilité de positionner une station amont / voire intermédiaire, *Sicydium* spp présents en densité insuffisante, cours d'eau trop important pour y faire une pêche totale, etc...

*In fine*, c'est la Rivière Saint James ou Rivière du Jardin des Plantes qui a été choisie pour la réalisation de ces travaux (Figure 1). Elle prend le nom de Rivière Mahault sur son cours amont (à la côte altitudinale 298,3). Elle est située dans le quart Nord-Ouest de la Martinique, dans le bassin versant de la Rivière Roxelane (20,17 km<sup>2</sup>) dans laquelle elle se jette quelques centaines de mètres avant l'embouchure. C'est un cours d'eau permanent long de 6622 m de la confluence avec la Roxelane à sa source. Trois stations de 150 m ont été positionnées sur le linéaire du cours d'eau. Les stations aval et intermédiaire sont distantes d'environ 1 Km alors qu'environ 1,6 Km séparent les stations intermédiaire et amont.

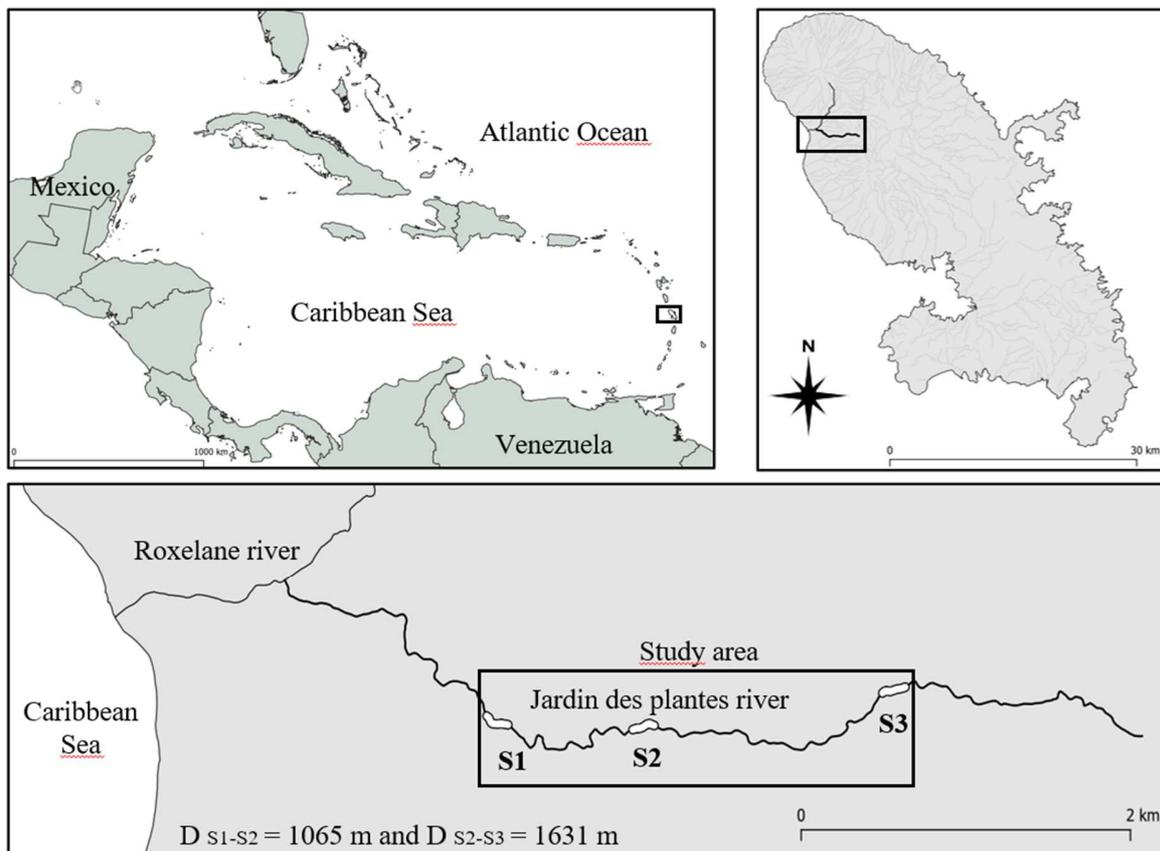


Figure 1. Localisation générale de la rivière du Jardin des Plantes (en haut) et des stations choisies (en bas)

### III. Méthodologie

#### 1. Protocole de Capture-Marquage-Recapture (CMR)

Avant d'effectuer les premières pêches de capture en mars 2018, chacune des stations a été divisée en 6 tronçons (ou sous-stations) d'environ 25 m.

Cela avait pour double objectif :

- De minimiser la distance de relâcher par rapport au lieu de capture de *Sicydium* spp en réalisant le protocole présenté ci-dessous à l'échelle de la sous-station et non de la station. Avant de reprendre la pêche à la station suivante, les

individus précédemment capturés ont été relâchés dans une zone calme de la sous-station.

- D'étudier les mouvements à l'échelle de la station pour les individus marqués à l'aide de PIT-Tag.

Les photos des stations et les coordonnées géographiques des sous-stations sont présentées respectivement en annexe 1 et 2.

Les pêches ont été effectuées avec un matériel électropêcheur portable de type LR-24, Smith-Root™ avec un courant pulsé de 250V (100Hz et 20% duty cycle) et trois épuisettes de vide de mailles égal à 4 mm. *S. plumieri* et *S. punctatum* ont été capturés et les autres espèces ont été relâchées directement. A la fin de la sous-station, la pêche a été arrêtée, les individus capturés ont été anesthésiés à l'eugénol. Chacun des individus a été identifié et mesuré (longueur totale).

#### Protocole et objectif de marquage pour la première campagne (mars 2018) :

En fonction de la taille de l'individu, trois protocoles ont été mis en œuvre lors de la première campagne :

- Les individus dont la taille était inférieure à 30 mm ont été identifiés à l'espèce et mesurés. Leur taille ne permet pas de les marquer, et ce même à l'élastomère.
- Les individus dont la taille était comprise entre 30 mm et 49 mm pour *S. plumieri* et 30 mm et 54 mm pour *S. punctatum* ont été marqués par injection sous-cutanée d'élastomère coloré (Visible Implant Elastomer (VIE) Tag, Northwest Marine Technology, Inc.) au niveau de la nageoire anale.

Les poissons de la station aval ont été marqués en jaune, ceux de la station intermédiaire en orange, et ceux de la station amont en bleu ou blanc, permettant ainsi un marquage par station (Figure 2).

- Les individus dont la taille était égale ou supérieure à 50 mm pour *S. plumieri* et à 55 mm pour *S. punctatum* ont été pesés et marqués par insertion abdominale

de PIT-tag (14 x 0,8 mm, 0.03 g Tiny-FD tag, Biolog-ID™) permettant une identification individuelle (Figure 2).

Après récupération dans un bac oxygéné, les poissons ont été relâchés sur une zone calme de la sous-station de capture.

**Remarque** : Lors des marquages réalisés pendant la première journée de pêche, il avait été tenté de marquer par PIT-Tag les individus *S. punctatum* dont la taille était inférieure ou égale à 54 mm. Il avait été constaté empiriquement que cela n'était pas réalisable. C'est pourquoi, une différence de traitement dans le marquage des deux espèces a été réalisée. Un paragraphe « retour d'expérience sur les aspects éthiques » est présenté dans la partie résultats.

Pour la première campagne, les objectifs initiaux étaient de :

- Marquer à minima 250 à 300 individus par PIT-Tag sur chaque station
- Marquer un maximum d'individus à l'élastomère.

Protocole et objectifs pour les campagnes de recapture (mai, juillet, septembre et novembre 2018) :

- Marquer une centaine d'individus par PIT-Tag sur chaque station (hormis pour la campagne de novembre) parmi les individus dont la taille était supérieure à 65 mm toutes espèces confondues.

**Remarque** : l'ensemble des individus dont la taille était supérieure à 65 mm n'a pas pu être marqué pour des raisons économiques.

- Recapter un maximum d'individus marqués par PIT-Tag et élastomère lors des campagnes précédentes.
- L'ensemble des *Sicydium* spp pêchés par station a été mesuré, et pesé uniquement pour les poissons étant marqués par un PIT-Tag.

**Remarque** : Afin d'évaluer la tenue du marquage à l'élastomère dans le temps, 202 individus marqués par PIT-Tag ont également été marqués à l'élastomère lors de la campagne de juillet.



**Figure 2. Illustration des marquages**

La photo de gauche montre un trocart pour le marquage par PIT-Tag, les 3 photos de droite illustrent le marquage à l'élastomère et la détection de la marque par éclairage avec une lampe UV.

#### Protocole et objectif de recapture pour la campagne du mois de juin 2019 :

Afin de vérifier la non dispersion des individus entre les stations une dernière campagne a été planifiée *a posteriori* à l'issue de la campagne de novembre 2018 et réalisée en juin 2019, soit sept mois après la dernière campagne de novembre 2018. L'objectif était de parcourir l'ensemble du linéaire inter-station et de vérifier la présence ou l'absence de poissons marqués. Le linéaire des trois stations a également été parcouru. Cela représente 2928 m parcouru, soit 47% du linéaire de la rivière du jardin des Plantes. Lors de cette ultime campagne, les individus capturés n'ont été ni mesurés, ni pesés. Seule l'espèce et la présence d'une marque ont été relevées. Des éléments complémentaires de justification de cette dernière campagne sont explicités dans le paragraphe suivant.

## **2. Les protocoles d'analyses des données PIT-Tag via les différents modèles**

Une pré-analyse des résultats a montré qu'une analyse séparée des deux espèces doit être menée car elles se comportent différemment en termes d'effets. Il y a notamment un effet taille à la première capture et des variations temporelles du taux de survie pour *S. punctatum*.

Ainsi, pour chaque espèce deux analyses ont été menées : la première sur les trois stations étudiées pendant les cinq campagnes et la seconde sur les six campagnes, la 6<sup>ème</sup> concernant les trois stations et la totalité du linéaire entre ces stations.

#### **Modèle à cinq campagnes :**

Un modèle de capture-recapture multi-états (appelé aussi multi-sites) a été utilisé, les états étant les stations de capture ou de recapture. Ce modèle permet d'estimer des taux de transition entre stations et des probabilités de survie entre les campagnes tout en gérant le fait que la probabilité de recapture des individus marqués n'est pas de 1. Comme aucun mouvement entre les stations n'a été détecté dans le jeu de données, aucun échange entre les stations n'a été modélisé. La survie a été estimée entre chaque campagne (environ 2 mois).

Un modèle général a tout d'abord été construit en tenant compte des variations spatiales (station) et temporelles (campagne) en interaction sur les probabilités de survie et de recapture. Il prend également en compte la longueur du poisson à la première capture en additif sur les probabilités de survie et de recapture. Une comparaison des différents modèles, basée sur l'AIC<sup>1</sup> (Burnham et Andersson, 2002), a été faite pour retenir celui qui décrit le mieux les données avec le moins de paramètres (critère de parcimonie). Le modèle initial a été simplifié, en commençant par simplifier le taux de recapture, en supprimant le critère « taille à la première capture », le critère « station et campagne en interaction », puis le critère « station » ou le critère « campagne ». La même procédure a été appliquée ensuite sur le taux de survie en partant du meilleur modèle obtenu lors de l'étape précédente sur la probabilité de recapture.

---

<sup>1</sup> Définition de l'AIC tirée de Santos et al. (2013) : L'AIC (Akaike Information Criterion) est un outil statistique couramment utilisé en écologie (Lebreton et al., 1992). Il est dérivé de la théorie de l'information et est particulièrement utile pour classer les modèles selon le principe de parcimonie. En effet la valeur AIC est calculée à partir de la valeur de vraisemblance d'un modèle ajusté pénalisé par le nombre de paramètres du modèle. Il fournit ainsi un équilibre optimal entre le pourcentage de déviance expliquée par un modèle et sa complexité. Le modèle avec l'AIC le plus bas est considéré comme le meilleur modèle. Deux modèles séparés par une différence AIC inférieure à 2 sont considérés comme équivalents, et une valeur de différence supérieure à 2 signifie que les modèles sont différents (Burnham et al., 2002).

Ces modèles, à cinq campagnes sur les trois stations, ont permis d'estimer la probabilité de survie locale, c'est-à-dire la probabilité qu'un individu survive et reste sur une station. C'est cette limite qui a conduit à ajouter une dernière campagne de recherche d'individus en inter-stations.

### **Modèle à six campagnes :**

Dans le cadre de cette seconde analyse, un modèle de capture-recapture multi-états a également été utilisé, avec un intervalle de temps inégal entre les campagnes (2 mois entre les 5 premières campagnes et 7 mois entre la 5<sup>ème</sup> et la 6<sup>ème</sup>). Les déplacements ont toujours été étudiés à l'échelle des stations, cependant pour la 6<sup>ème</sup> campagne toutes les captures effectuées sur le linéaire entre les stations ont été regroupées dans un quatrième site appelé « inter-stations ».

La structure du modèle est constituée de trois types de paramètres : les probabilités de survie entre les campagnes, les déplacements entre les sites et les probabilités de recapture.

Aucun mouvement entre les stations n'a été détecté. Par ailleurs, les probabilités de mouvement n'étaient possibles que des stations vers l'inter-station. En effet, comme le linéaire inter-station n'a été prospecté qu'à la dernière campagne il n'était pas possible d'estimer les allers-retours vers ou depuis l'inter-station. De fait de cette structure de l'échantillonnage tous les paramètres du modèle n'étaient pas estimables. Certains ont donc été contraints pour permettre d'estimer la survie réelle (et non locale comme pour l'analyse des 5 campagnes) qui nous intéresse avec cette analyse. En effet, les modèles CMR ne permettent pas d'estimer séparément les taux de recapture et la survie sur le dernier intervalle de temps lorsque les paramètres varient dans le temps (Lebreton, 1992). Il a donc été nécessaire de contraindre la probabilité de recapture sur le site 'inter-station' à être identique aux autres stations pour que la survie réelle et les probabilités de disperser vers l'inter-station soient estimables. En dehors de cette contrainte, les modèles testés ont été construits en se basant sur la structure du meilleur modèle de l'étape précédente (à cinq campagnes). Ainsi dans le modèle final construit i) les survies sont constantes dans le temps

et entre les stations, ii) les mouvements entre les sites sont constants dans le temps et ne varient pas entre les stations, et les probabilités de recapture comprennent une variation entre les campagnes et stations en interaction sauf pour la sixième campagne où le paramètre est constant sur les stations pour permettre d'estimer les transitions vers le site 'inter-station'.

Tous les modèles ont été construits et ajustés sur E-surge (Choquet et al., 2009). Toutes les estimations sont présentées avec leur intervalle de confiance à 95%.

***In fine*, chaque espèce a été analysée séparément. Pour les deux espèces, deux analyses ont été menées : une avec les cinq premières campagnes de capture-recapture réalisées sur les trois stations et une avec les six campagnes, la dernière étant réalisée sur l'ensemble du linéaire étudié. Les résultats disponibles seront :**

- Une probabilité de survie « locale » (modèle 5 campagnes) : probabilité que les individus survivent et restent sur une station entre deux campagnes successives.
- Une probabilité de survie « réelle » (modèle 6 campagnes) : probabilité que les individus survivent sur la totalité du linéaire étudié entre les campagnes successives.

Ces probabilités sont exprimées à différentes échelles de temps : mensuelle et annuelle.

A partir de la probabilité de survie estimée dans le modèle, une estimation de la durée de vie moyenne d'un individu marqué peut être calculée. Cette valeur est différente de la longévité, qui peut être beaucoup plus longue.

- Une probabilité de recapture : probabilité qu'un individu marqué présent sur la station soit recapturé lors d'une campagne donnée.

Les informations des modèles à six campagnes sont les plus informatives : elles prennent en compte les phénomènes de dispersion sur le linéaire inter-station alors que le modèle à cinq campagnes estime une survie locale c'est-à-dire au sein des stations.

### 3. Dates d'intervention et participants

L'ensemble des opérations décrites dans les paragraphes suivants a été réalisé par une équipe de cinq personnes. Les dates d'intervention et les participants pour chacune des campagnes sont présentés dans le tableau 1 ci-dessous.

**Tableau 1. Dates d'intervention et participants pour chacune des campagnes**

	Dates d'intervention			Participants
	Station 1 - Aval	Station 2 - Intermédiaire	Station 3 - Amont	
<b>Campagne 1</b>	5 et 6 mars 2018	7 et 8 mars 2018	9 et 10 mars 2018	Alain Devaux, Sylvie Bony, Estelle Lefrançois, Nils Teichert et Marion Labeille
<b>Campagne 2</b>	9 et 10 mai 2018	7 et 9 mai 2018	5 et 6 mai 2018	Alain Devaux, Sylvie Bony, Estelle Lefrançois, Jean-Michel Olivier, Marion Labeille
<b>Campagne 3</b>	11 et 12 juillet 2018	8, 9 et 10 juillet 2018	7 juillet 2018	Alain Devaux, Sylvie Bony, Ellen Feunteun, Antoine Gosset et Marion Labeille
<b>Campagne 4</b>	11 septembre 2018	9 et 10 septembre 2018	8 et 9 septembre 2018	Alain Devaux, Sylvie Bony, Paul Gauthier, Jean-Michel Olivier et Marion Labeille
<b>Campagne 5</b>	8, 9 et 10 novembre 2018	7 et 8 novembre 2018	5 et 6 novembre 2018	Alain Devaux, Céline Laperoussaz, Raphaël Santos, Jean-Michel Olivier et Marion Labeille
<b>Campagne 6</b>	17 juin 2019	20 juin 2019	18 juin 2019	Alain Devaux, Estelle Lefrançois, Nils Teichert, Jean-Michel Olivier et Marion Labeille

**Remarque** : le linéaire inter-stations a été parcouru à la campagne 6 aux dates suivantes :

- Inter-stations S1-S2 : les 17, 19 et 20 juin 2019
- Inter-stations S2-S3 : les 18, 22 et 23 juin 2019

## IV. Résultats

### 1. Caractérisation des stations

#### a. Les conditions hydroclimatiques à chaque campagne.

Les valeurs des paramètres mesurés par la sonde multiparamètres sont consignées dans le tableau 2 ci-dessous.

Tableau 2. Paramètres physico-chimiques mesurés sur chaque station

	Campagne 1			Campagne 2			Campagne 3			Campagne 4			Campagne 5		
	S1	S2	S3												
Température (°C)	23,3	23,5	22,6	24,3	24,3	22,5	25,9	25,5	24,0	26,8	25,7	24,1	24,2	24,4	23,1
Conductivité (µS/cm)	144	133	128	136	122	108	140	137	129	143	139	132	134	130	120
O <sub>2</sub> (mg/L)	7,7	7,8	7,8	7,79	7,74	7,8	7,5	7,5	7,5	7,4	7,4	7,5	7,8	7,6	7,7
Saturation en O <sub>2</sub> (%)	91,3	93,1	93,2	93,0	94,2	92,4	93,0	93,2	92,6	93,6	93,1	93,6	95,0	93,5	93,3

Les conditions hydroclimatiques rencontrées au cours des différentes campagnes ont varié selon les saisons sans jamais compromettre les manipulations prévues. Les détails ont été précisés dans chaque rapport de campagne et sont rappelés en annexe 3. Par ailleurs, on ne remarque pas de variations importantes sur les stations amont et aval sur les paramètres relevés.

#### b. Les caractéristiques hydromorphologiques des stations

Lors de la première campagne (mars 2018), la largeur mouillée du cours d'eau a été mesurée sur 3 transects par tronçon soit sur 18 transects par station.

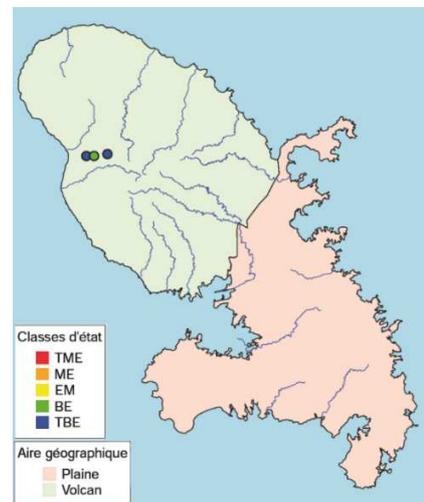
Les résultats sont consignés en Annexe 4. Le cours d'eau est de largeur relativement homogène sur les différentes stations choisies, comprise entre 2,70 m et 4,90 m. On observe globalement une légère diminution de la largeur mouillée du cours d'eau de l'aval vers l'amont. La proportion de chaque faciès d'écoulement (selon la classification de Malavoi) a été évaluée par observation du cours d'eau entre chaque transect, soit sur des distances d'environ 8 m.

Les proportions estimées de chaque faciès ont été intégrées en faisant la moyenne des valeurs observées par tronçon puis par station. La Figure 1 en annexe 4 illustre la répartition moyenne de chaque faciès pour chacune des stations. On constate que la proportion de plats courants et de radiers diminue globalement au profit des rapides et, dans une moindre mesure, des cascades, qui sont mieux représentés au fur et à mesure que la pente augmente et que la largeur mouillée du cours d'eau diminue. Ces observations sont également bien illustrées par une analyse en composantes principales (ACP) réalisée sur les données non moyennées (Figure 2 en annexe 4).

*In fine*, le cours d'eau et les stations choisis sont tout à fait caractéristiques du type petit cours d'eau sur lequel nous souhaitons travailler.

### c. Qualité écologique de chaque station

Afin de caractériser la qualité écologique des stations choisies, un prélèvement de diatomées benthiques a été réalisé lors de la première campagne, dans chacune d'elles, conformément à la norme NF T 90-354 d'avril 2016 et aux préconisations du guide méthodologique pour la mise en œuvre de l'Indice Diatomique Antillais (IDA). Les 3 échantillons ont été traités et analysés conformément aux protocoles validés. Les notes d'IDA ont ensuite été calculées sur la base des inventaires floristiques (Annexe 5) permettant de définir l'état écologique.



**Figure 3. État écologique des 3 stations étudiées. ©Irstea - Eco in'Eau**

Les espèces inventoriées sont communes pour la Martinique. Les peuplements de la station aval et de la station intermédiaire sont relativement comparables, caractérisés par une abondance de *Gomphonema designatum* et *Nitzschia inconspicua*, ce dernier taxon étant commun dans le quart Nord-Ouest de la Martinique. Le peuplement de la station amont est différent surtout dans les proportions relatives des

taxons inventoriés. Le peuplement y est dominé par des taxons du genre *Achnanthydium*, *Eolimna* sp6 et *Denticula* sp1. Très peu de taxons d'alerte ont été inventoriés. **Les 3 stations étudiées sont donc de bonne à très bonne qualité écologique selon l'IDA** (Figure 3).

## **2. Le matériel biologique disponible : abondance des poissons sur chacune des stations**

Les données biologiques acquises ont été renseignées dans un tableau Excel permettant d'identifier chaque individu pêché, sur chaque station. En fonction du protocole de marquage et de recapture, les données consignées pour chaque individu marqué étaient l'espèce, la taille, le poids, le numéro de la marque PIT-Tag. Conformément au souhait de l'Office de l'Eau de la Martinique, ces données ont été transmises au format sandre (code des stations et code espèce).

Au total 38 684 individus (*S. punctatum* et *S. plumieri*) ont été capturés et mesurés tous les deux mois pendant un an sur chacune des trois stations. Les données ainsi obtenues permettent de réaliser des histogrammes (Figure 4). Les données d'abondances par espèce et par station sont synthétisées dans le Tableau 3. Ces informations ne concernent pas la dernière campagne où l'ensemble du linéaire entre les stations 1 et 3 a été parcouru et pour laquelle seuls les individus marqués (élastomère ou PIT-Tag) ont fait l'objet de biométrie.

**Tableau 3. Abondance des individus capturés par espèce et par station**

Station	Espèces	Abondances des individus capturés pendant les 5 premières campagnes					Total
		Camp.1	Camp.2	Camp.3	Camp.4	Camp.5	
S1	<i>S. plumieri</i>	496	479	272	497	1114	<b>2858</b>
	<i>S. punctatum</i>	990	1609	1593	2524	2415	<b>9131</b>
Total		1486	2088	1865	3021	3529	<b>11989</b>
S2	<i>S. plumieri</i>	379	527	443	363	1031	<b>2743</b>
	<i>S. punctatum</i>	1543	2440	3001	3202	3065	<b>13251</b>
Total		1922	2967	3444	3565	4096	<b>15994</b>
S3	<i>S. plumieri</i>	68	34	30	80	105	<b>317</b>
	<i>S. punctatum</i>	1944	1318	1345	3162	2615	<b>10384</b>
Total		2012	1352	1375	3242	2720	<b>10701</b>
TOTAL		<b>5420</b>	<b>6407</b>	<b>6684</b>	<b>9828</b>	<b>10345</b>	<b>38684</b>

La grande majorité des poissons *Sicydium* spp présents sur les stations étudiées concerne *Sicydium punctatum*. *Sicydium plumieri* représente 15% des individus capturés pendant ces cinq campagnes. La répartition des individus entre les deux espèces reste globalement constante sur chaque station au cours des différentes campagnes. L'abondance de *S. plumieri* diminue vers l'amont (24% sur S1, 17% sur S2, 3% sur S3).

Cependant, le nombre de juvéniles de *S. punctatum* augmente de manière significative dès la campagne 2 pour les stations 1 et 2 et la campagne 3 pour la station 3. Une forte augmentation des juvéniles de *Sicydium plumieri* est, quant à elle, remarquée sur les stations 1 et 2 pour la campagne 5 (Figure 4). Cela est notamment dû au recrutement des juvéniles (< 30mm).

En général, une augmentation quasi constante de l'effectif total sur les trois stations au cours des différentes campagnes est visible.

In fine, 69% des *Sicydium* spp capturés sont de taille suffisante pour être marqués à l'aide de l'une ou l'autre des méthodes de marquage (soit > 30 mm).

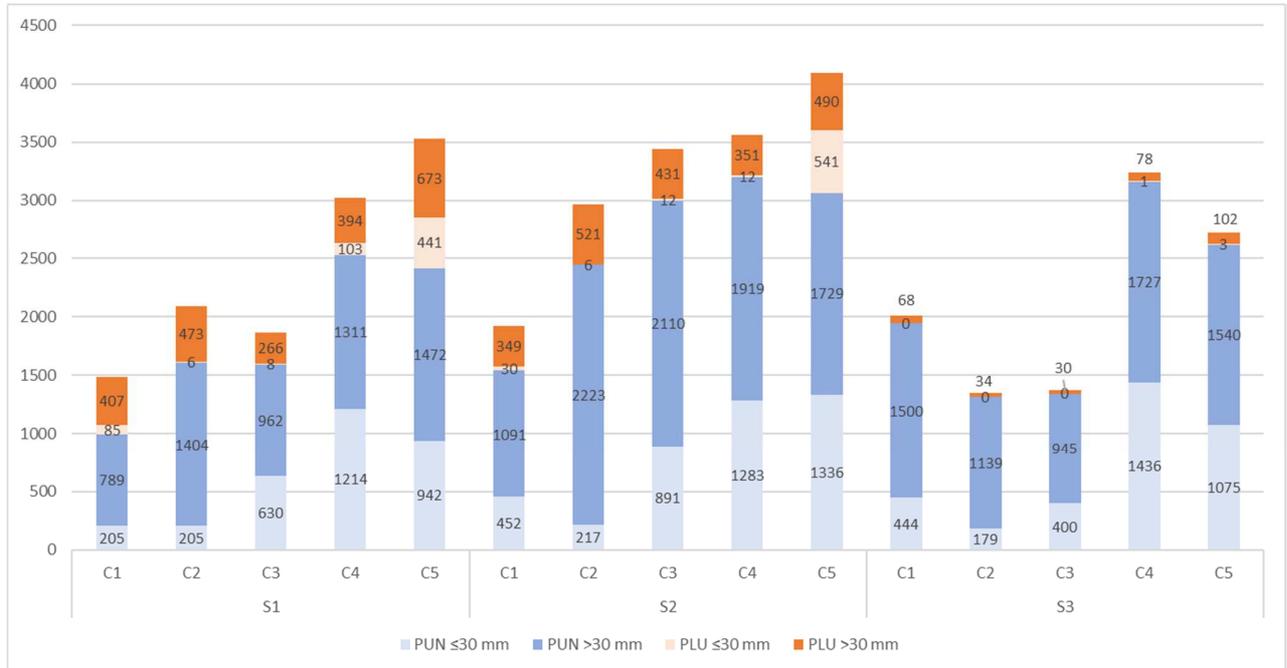


Figure 4. Abondance (en ordonnée) de *S. plumieri* (PLU) et *S. punctatum* (PUN) capturés sur chaque station en fonction de leur taille et de la campagne

### 3. Marquage de groupe par station via élastomère

#### a. Abondance des individus marqués

Sur les 5420 poissons (*Sicydium* spp) capturés lors de la campagne 1, 3120 ont été marqués par élastomère (Tableau 4).

Tableau 4. Nombre d'individus marqués à l'élastomère par espèce lors de la campagne 1

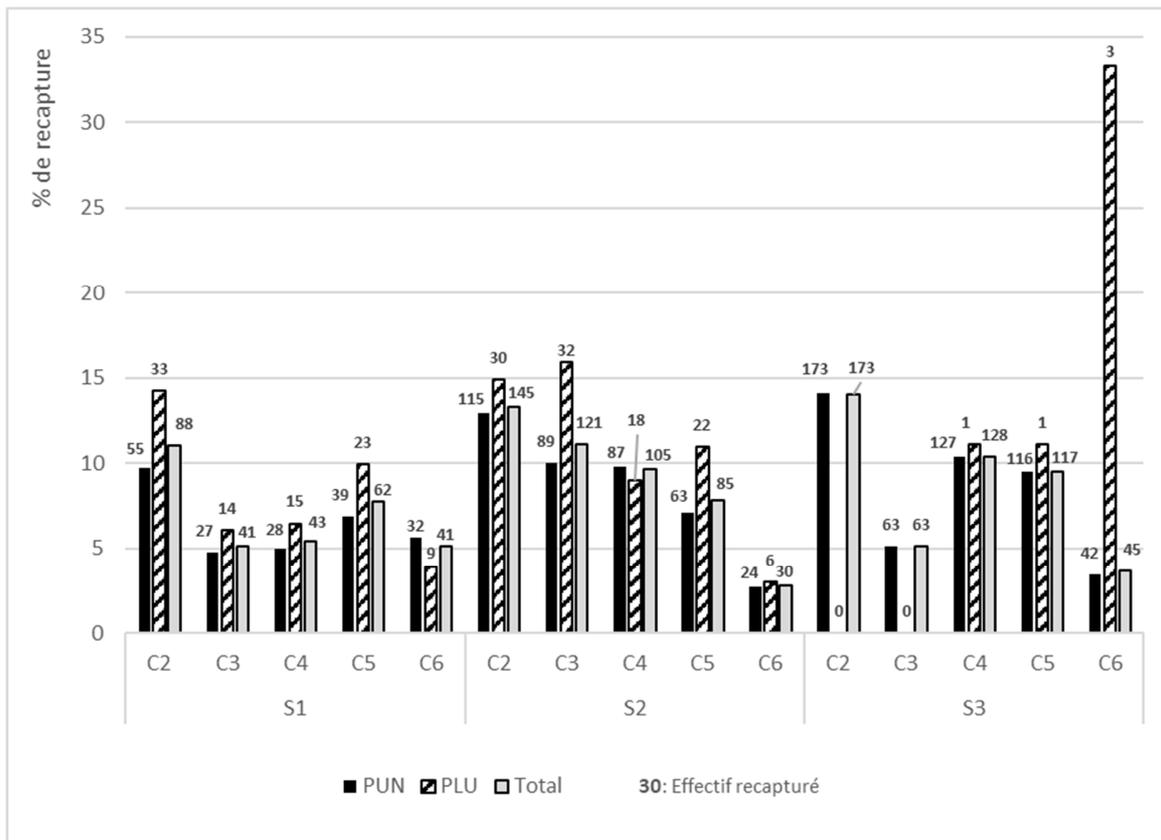
Station	PUN	PLU	Total
S1	566	232	798
S2	887	201	1088
S3	1225	9	1234
<b>Total</b>	<b>2678</b>	<b>442</b>	<b>3120</b>

Quelle que soit la station, le nombre de *S. punctatum* (PUN), marqués pendant la campagne C1 est supérieur à celui des *S. plumieri* (PLU) (nombre total = 2678 et 442, respectivement). Le nombre de PUN marqués est plus élevé en amont (n = 1225) que dans la station en aval (n = 566), contrairement aux PLU montrant une tendance opposée (n = 9 contre n = 232) (tableau 4).

### **b. Etude de la sédentarité - Taux de recapture sur les stations**

La figure 5 illustre le pourcentage de poissons recapturés pour chaque espèce, chaque station et chaque campagne (C2 à C6). Il reste relativement constant allant de 3 à 16% de poissons marqués recapturés, à l'exception des *S. plumieri* pendant la campagne C6 probablement en raison du très faible nombre de poissons initialement marqués à l'élastomère à cette station (marqués = 9 et recapturés = 3).

Sur les 3120 poissons marqués à l'élastomère lors de la campagne C1, 1296 recaptures (un même poisson pouvant être recapturé une ou plusieurs fois) ont été effectuées lors des campagnes suivantes C2 à C6 (où seules les trois stations ont été explorées y compris pour C6). Parmi elles, seules neuf recaptures, ne concernant que des *S. punctatum*, ont été observées dans une station différente de celle du marquage initial représentant ainsi 0,7% des poissons recapturés marqués à l'élastomère. Ces mouvements de poissons n'ont été observés qu'entre stations voisines, principalement de l'amont vers l'aval, sept de S2 à S1 à la campagne 2 et un de S3 à S2 pendant la campagne 4, un seul déplacement de poisson étant enregistré de S2 à S3 à la campagne 5. Ces résultats suggèrent que la dispersion entre les stations existe même si elle est très faible. La distance moyenne parcourue de ces neuf déplacements est d'environ 1200m. L'annexe 6 détaille ces résultats.



**Figure 5. Pourcentage de PUN et PLU marqués à l'élastomère et recapturés à chaque campagne**  
 Enfin, le taux de recapture pourtant faible ne baisse pas franchement de campagne en campagne. Deux hypothèses non exclusives peuvent être proposées : la mortalité est forte après la première capture (due à l'impact du marquage ?) et/ou le taux de recapture augmente avec le temps.

### c. Etude de la dispersion sur l'ensemble du linéaire lors de la campagne 6

Quatorze poissons, représentant 11% des recaptures de la campagne 6, ont été recapturés lors de la dernière campagne 6 dans les zones d'inter-station voisines, neuf poissons en aval et cinq poissons en amont de la station de leur marquage initial, soit 0,4% des poissons marqués lors de la campagne C1 (Figure 6).

Dans l'ensemble, les *S. punctatum* semblent se déplacer plus que les *S. plumieri* : 78% de *S. punctatum* vs 22% de *S. plumieri* sont recapturés dans une station ou une inter-station différente de la station de leur marquage d'origine.

La prospection du linéaire total en campagne 6 nous montre que la distance moyenne parcourue par les 14 poissons recapturés hors de leur station initiale est estimée à 278 m, principalement à l'aval. L'annexe 6 détaille ces informations.

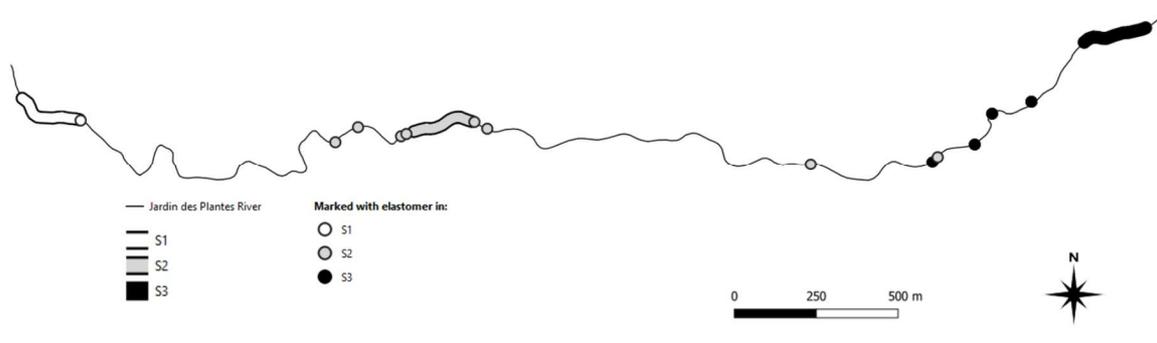


Figure 6. *Sicydium* spp marqués à l'élastomère et recapturés à la campagne 6 hors de leur station d'origine

**Rappel des principaux résultats « élastomère » :**

Le taux de recapture est constant et varie de 3 à 16% sur 16 mois en fonction de l'espèce et de la station.

La dispersion de *Sicydium* spp entre les stations et sur le linéaire inter-station est faible. 0,7% des poissons marqués et recapturés se sont déplacés d'une station à l'autre (entre C2 et C6) et 0,4% des poissons marqués et recapturés se sont déplacés sur le linéaire inter-station (C6).

## 4. Marquage individuel via PIT-Tag

### a. Éléments de compréhension chiffrés

#### i. Abondance des individus marqués et recapturés

Mille huit cent soixante-six (1866) *Sicydium* spp ont été marqués au cours des quatre premières campagnes. Le détail est présenté dans le Tableau 5.

Tableau 5. Nombre d'individus marqués par PIT-Tag présentés par espèce et par campagne

Station	Espèce	Campagne 1	Campagne 2	Campagne 3	Campagne 4	Total
S1	PLU	157	123	45	36	361
	PUN	193	76	52	68	389
<b>S1 total</b>		350	199	97	104	750
S2	PLU	153	109	68	74	404
	PUN	162	79	96	46	383
<b>S2 total</b>		315	188	164	120	787
S3	PLU	52	20	15	33	120
	PUN	109	50	25	25	209
<b>S3 total</b>		161	70	40	58	329
<b>Total</b>		826	457	301	282	1866

Cent quarante-sept (147) *Sicydium punctatum* marqués individuellement (15%) ont été recapturés au moins une fois. Environ les trois quarts (71,4%) d'entre eux ont été capturés une seule fois, 25,2% deux fois et 3,4% trois fois. Même si *S. plumieri* est moins abondant que *S. punctatum*, 158 des 885 individus marqués ont été recapturés, soit 18% des poissons recapturés. La fréquence de recapture était globalement similaire à celle de *S. punctatum* (respectivement 77,8% une fois, 17,7% deux fois, 4,4% 3 fois et 0,6% 4 fois).

Neuf *S. punctatum* et 16 *S. plumieri* (respectivement 31% et 66% des individus recapturés lors de la 6ème campagne) ont été marqués lors de la première ou de la deuxième campagne soit plus d'un an avant leur recapture.

## ii. Etude de la dispersion inter-stations et sur l'ensemble du linéaire à la campagne 6

De la deuxième à la cinquième campagne, tous les poissons recapturés l'ont été sur la station où ils ont été marqués.

Parmi les poissons recapturés lors de la 6e campagne, 84% des *S. punctatum* (n = 25) et 91% des *S. plumieri* (n = 22) ont été capturés à leur station de marquage initiale. La prospection du linéaire total en campagne 6 nous montre que i) seuls six poissons ont été recapturés hors de leurs stations d'origine et ii) la distance moyenne parcourue par ces 6 poissons est estimée à 477 m en moyenne, vers l'aval et vers l'amont (Figure 7). L'annexe 6 détaille ces informations.

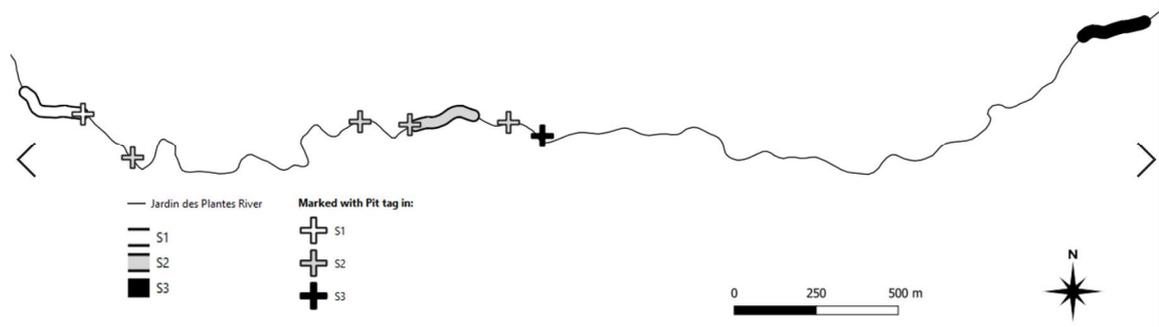


Figure 7. *Sicydium* spp marqués par PIT-Tag et recapturés à la campagne 6 hors de leur station d'origine

## iii. Etude de la dispersion intra-station

Parmi les poissons recapturés sur leur station de marquage quelle que soit la campagne, respectivement 189 *S. punctatum* et 194 *S. plumieri*, soit plus de 80% du total des recapturés, ont été recapturés sur le même tronçon et la plupart des individus en mouvement ne se sont éloignés que de 25 mètres de leur localisation initiale (tronçon voisin). La proportion de *S. plumieri* en mouvement d'un tronçon à l'autre est assez constante sur chaque station, compte

tenu de toutes les distances de déplacement (16% sur S1, 19% sur S2 et 19% sur S3) tandis que la proportion de *S. punctatum* en mouvement diminue de la station en aval à la station en amont (Figure 8).

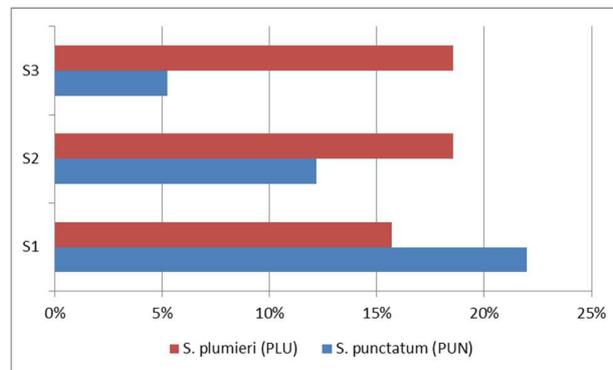


Figure 8. Proportion de *Sicydium* spp s'étant déplacés de tronçon au sein de chaque station

## b. Présentation des résultats fournis par les modèles

### i. *Sicydium plumieri*

- Modèle à cinq campagnes :

Après sélection de modèle, le meilleur modèle inclut i) une probabilité de survie constante, c'est-à-dire qu'il n'y a pas de différence entre les stations, pas de variation entre les campagnes et pas d'effet taille à la première capture, et ii) une probabilité de recapture variant en interaction entre les stations et dans le temps (Tableau 6).

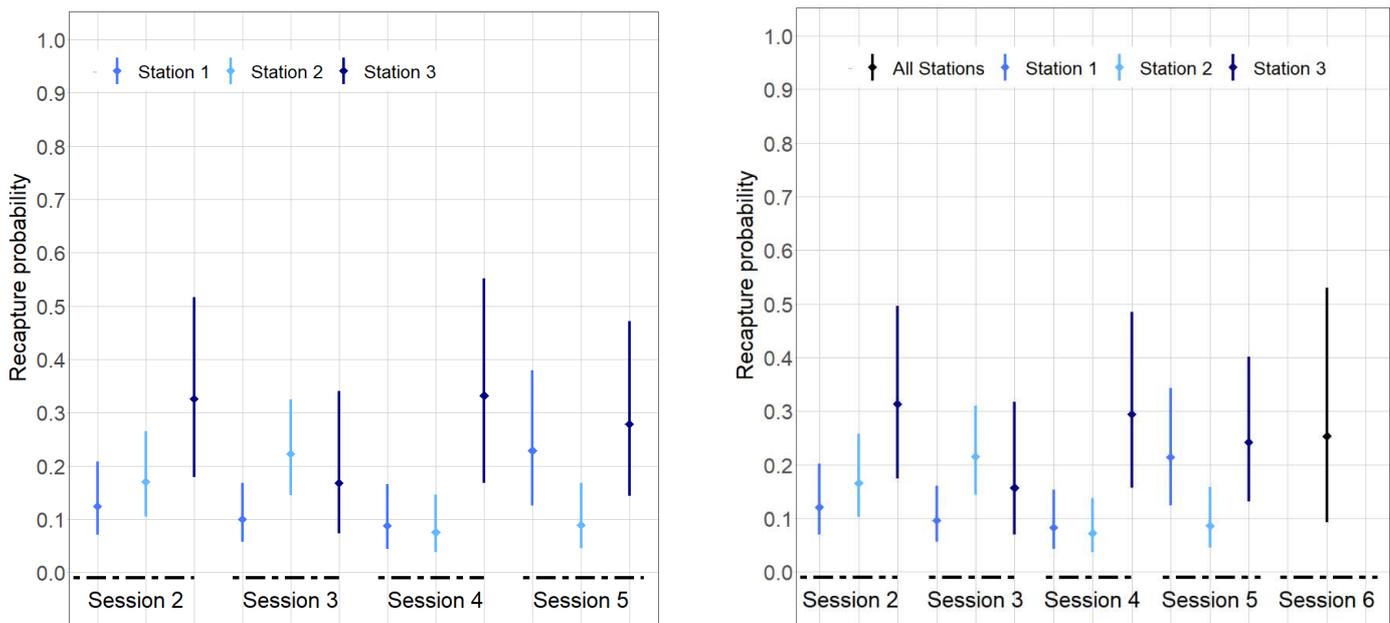
La probabilité de survie mensuelle est estimée à 0,81 [0,73-0,87] et celle de la survie annuelle à 0,08 [0,0002-0,19]. Les probabilités de recapture varient entre 0,07 [0,04-0,15] et 0,33 [0,17-0,55], il n'y a pas de patron net entre les stations ou entre les campagnes (Figure 9, graphique de gauche).

- Modèle à 6 campagnes :

La probabilité de survie mensuelle est estimée à 0,83 [0,77-0,88] soit une valeur très proche de celle estimée sans l'inter-station (logiquement un peu supérieure car ce modèle corrige pour le fait que quelques individus dispersent). Avec cette probabilité mensuelle, la

probabilité de survie annuelle est estimée à 0,11 [0,04-0,22]. Sur la base de ces résultats la durée de vie moyenne d'un individu marqué est estimée à 5-6 mois sur le linéaire.

La probabilité de recapture varie de 0,07 [0,04-0,14] à 0,31 [0,17-0,50] et la probabilité de recapture à la dernière campagne est estimée à 0,25 [0,09-0,53] (Figure 9, graphique de droite). La probabilité de rester sur une station entre deux campagnes espacées d'un mois est de 0,97 [0,90-0,99]. Cela se traduit par une probabilité de rester sur la station sur un an de 0,69 [0,28-0,89], en d'autres termes que 69% des individus resteraient toute l'année sur la station. L'intervalle de confiance est très large du fait du peu d'individus survivant lors de cette dernière campagne. Il est également important de rappeler que les individus en inter-station sont recapturés à proximité des stations donc ils dispersent sur de très faibles distances.



**Figure 9. Probabilité de recapture avec l'intervalle de confiance à 95% de *Sicydium plumieri* selon la station et la campagne (graphique de gauche pour les cinq premières campagnes, graphique de droite pour les six campagnes)**

**Tableau 6. Procédure de sélection du modèle mené sur les cinq premières captures-recaptures pour *Sicydium plumieri***

« s » signifie « probabilité de survie », « p » signifie « probabilité de recapture », « » signifie que le paramètre est constant, « station » signifie que le paramètre dépend de la station de capture, « campagne » signifie que le paramètre dépend de la campagne de recapture ; « \* » signifie que les covariables interagissent et « + » qu'elles sont additives.

Model	Nb				
	param	Deviance	AIC	deltaAIC	AICWeight
s(.) p(station*campagne)	15	2949.94	2980.40		0.77
s(station) p(station* campagne)	17	2949.75	2984.34	3.94	0.11
s(campagne) p(station* campagne)	17	2949.92	2984.51	4.11	0.10
s(station+ campagne) p(station* campagne)	19	2949.67	2988.40	8.01	0.01
s(station* campagne) p(station* campagne)	23	2944.53	2991.59	11.20	0.00
s(.) p(station)	6	2978.74	2990.82	10.43	0.00
s(.) p(station+ campagne)	9	2973.33	2991.50	11.10	0.00
s(station* campagne +length) p(station*campagne)	24	2944.30	2993.46	13.07	0.00
s(station* campagne +taille) p(station)	18	2960.31	2996.96	16.57	0.00
s(station* campagne + taille) p(station+ campagne)	20	2956.40	2997.21	16.81	0.00
s(station* campagne + taille) p(station* campagne + taille)	28	2940.69	2998.26	17.87	0.00
s(station* campagne + taille) p(.)	16	2965.40	2997.93	17.53	0.00
s(.) p(.)	4	2992.78	3000.82	20.42	0.00
s(.) p(campagne)	7	2987.22	3001.33	20.93	0.00
s(station* campagne + taille) p(campagne)	19	2963.61	3002.35	21.95	0.00

## ii. *Sicydium punctatum*

- Modèle à 5 campagnes :

Le meilleur modèle inclut une probabilité de survie qui dépend de la longueur du poisson à la première capture et une probabilité de recapture variant en interaction dans l'espace (entre les stations) et dans le temps (entre les campagnes) (Tableau 7).

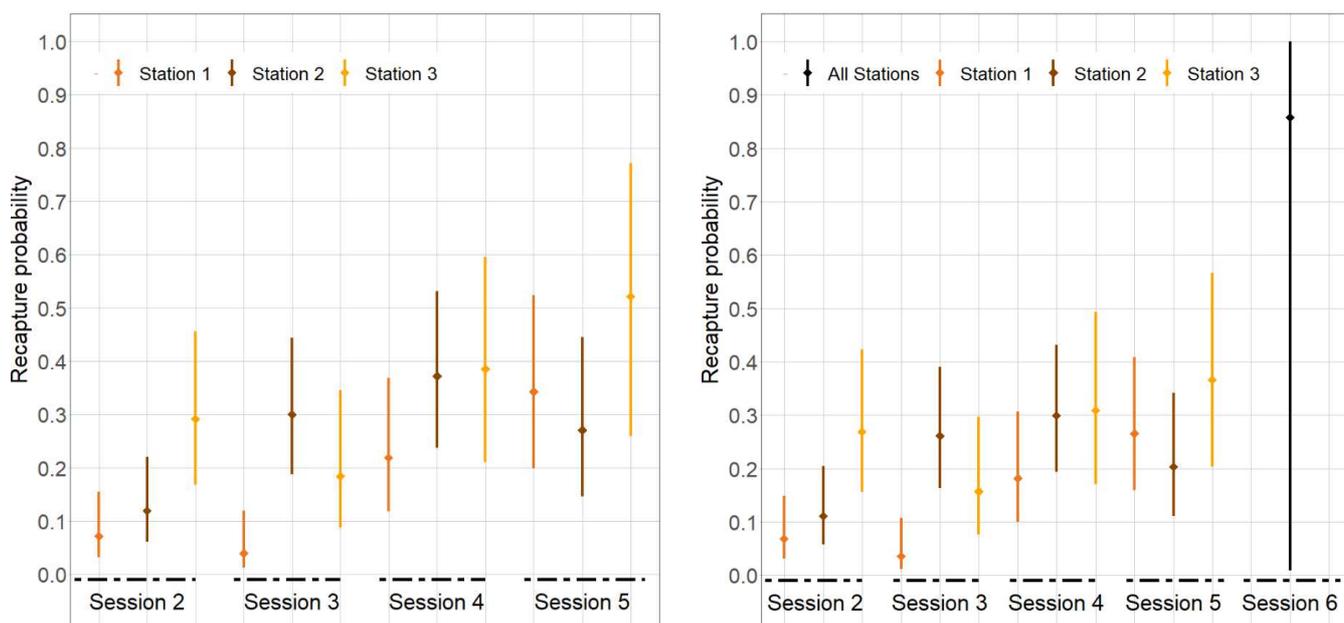
La probabilité de survie mensuelle moyenne sur l'ensemble des individus est estimée à 0,68 [0,62- 0,73]. Sur un an, la survie est donc estimée à 0,01 [0,002-0,02]. L'effet de la taille à la première capture est fort sur la probabilité de survie mensuelle qui varie de 0,58 [0,49-0,67) pour un individu de 50 mm à 0,80 [0,69-0,89] pour un individu de 85 mm.

Les probabilités de recapture varient 0,08 [0,03-0,17] à 0,46 [0,23-0,71] selon la station et la campagne (Figure 10, graphique de gauche). Elles semblent augmenter sensiblement au cours du temps mais les intervalles de confiance sont aussi très larges sur les dernières campagnes du fait du petit nombre d'individus survivants recapturés.

- **Modèle à six campagnes :**

La probabilité de survie mensuelle est estimée à 0,74 [0,71-0,76] soit 6 points de plus que la survie estimée dans l'étape précédente (en cohérence là encore avec le taux de dispersion estimé). Avec ce taux, la survie annuelle est de 0,03 [0,02-0,04]. Sur la base de ces résultats la durée de vie moyenne d'un individu marqué est estimée à 3 mois sur le linéaire.

Les probabilités de recapture varient 0,07 [0,03-0,15] à 0,37 [0,20-0,57] selon la station et la campagne et la probabilité de recapture de la dernière campagne est estimée à 0,86 [0,01-0,99] (Figure 10, graphique de droite). La probabilité de rester sur la station entre deux captures espacées d'un mois est de 0,94 [0,86-0,98]. Sur un an, cela se traduit par une probabilité de 0,48 [0,16-0,77]. En d'autres termes, 48% des individus resteraient sur leur station pendant un an.



**Figure 10. Probabilité de recapture avec l'intervalle de confiance à 95% de *Sicydium punctatum* selon la station et la campagne (graphique de gauche pour les cinq premières campagnes, graphique de droite pour les six campagnes)**

**Tableau 7. Procédure de sélection du modèle mené sur les cinq premières captures-recaptures pour *Sicydium punctatum***

« s » signifie « probabilité de survie », « p » signifie « probabilité de recapture », « » signifie que le paramètre est constant, « station » signifie que le paramètre dépend de la station de capture, « campagne » signifie que le paramètre dépend de la campagne de recapture ; « \* » signifie que les covariables interagissent et « + » qu'elles sont additives.

Model	Nb				
	param	Deviance	QAICc	deltaAIC	AICcWeight
s(taille) p(station*campagne)	16	3197.86	3230.35		0.60
s(station+ taille) p(station*campagne)	18	3197.05	3233.66	3.32	0.11
s(campagne+ taille) p(station*campagne)	19	3195.29	3233.97	3.63	0.10
s(.) p(station*campagne)	15	3204.65	3235.08	4.73	0.06
s(station*campagne + taille) p(station* campagne)	27	3181.20	3236.55	6.21	0.03
s(station*campagne + taille) p(station*campagne + taille)	28	3179.40	3236.86	6.52	0.02
s(station + campagne + taille) p(station* campagne)	21	3194.04	3236.87	6.52	0.02

Model	Nb		Deviance	QAICc	deltaAIC	AICcWeight
	param					
s(campagne) p(station* campagne)	17		3202.32	3236.86	6.51	0.02
s(station* campagne + taille) p(station)	18		3201.27	3237.88	7.53	0.01
s(station) p(station* campagne)	17		3204.58	3239.12	8.78	0.01
s(station* campagne) p(station* campagne)	26		3186.81	3240.07	9.73	0.00
s(station* campagne + taille) p(station+ campagne)	21		3197.78	3240.61	10.26	0.00
s(station+ campagne) p(station* campagne)	19		3201.96	3240.64	10.29	0.00
s(station* campagne + taille) p(.)	16		3210.12	3242.60	12.26	0.00
s(station* campagne + taille) p(campagne)	19		3206.94	3245.62	15.27	0.00

**Rappel des principaux résultats issus des modèles utilisés pour les 6 campagnes :**

**Pour *Sicydium plumieri* :**

**Probabilité de survie :** Elle est constante dans le temps et dans l'espace. 73% des individus survivent un mois sur le linéaire étudié et 11% des individus survivent un an sur le linéaire étudié. La durée de vie moyenne est estimée à 5-6 mois sur le linéaire.

**Sédentarité :** 97% des individus recapturés restent un mois sur la station étudiée et 70% des individus recapturés restent un an sur la station étudiée.

**Pour *Sicydium punctatum* :**

**Probabilité de survie :** Elle varie dans le temps et dans l'espace et un effet « taille à la première capture » est détecté : plus la taille à la première capture est faible plus la probabilité de survie est faible. 74% des individus survivent un mois sur le linéaire étudié et 3% des individus survivent un an sur le linéaire étudié. La durée de vie moyenne est estimée à 3 mois sur le linéaire.

**Sédentarité** : 94% des individus restent un mois sur la station étudiée et 48% des individus restent un an sur la station étudiée.

La probabilité de survie annuelle est faible en moyenne et l'exploration de tout le linéaire à l'occasion de la dernière campagne de terrain permet de conclure que ce résultat n'est pas un biais lié à la non-prospection de l'inter-station. Les survies « corrigées » grâce à la dernière campagne sont proches de celles des analyses sur le jeu de données des cinq premières campagnes.

Au bilan, ces résultats montrent la forte sédentarité de *Sicydium* spp sur l'hydrosystème étudié.

## 5. Retour d'expérience sur le marquage et l'éthique

**Double marquage et maintien de l'élastomère dans le temps :**

Parmi les 202 poissons doublement marqués (campagne C3), 54 ont été recapturés au moins une fois au cours des campagnes suivantes (C4 à C6) mais seuls 37 poissons présentaient encore les deux marques. Calculé à chaque campagne, le maintien des marques élastomères dans le temps peut être exprimé comme suit : 54% après 2 mois (C4), 38% après 4 mois (C5), 8% après 11 mois (C6).

Ces chiffres permettent de donner une indication sur la durée de maintien du marquage par élastomère mais qui reste approximative. En effet, cette observation complémentaire, non prévue initialement, a été effectuée à partir de la campagne 3 et les relevés de ces doubles marquages n'étaient pas prioritaires dans le cadre de l'étude. Une étude plus fine devrait être menée si des résultats consolidés sont souhaités.

Peu de bibliographie est disponible sur les taux de rétention de l'élastomère et des PIT-tags sur les petits poissons et le plus souvent les études sont plus courtes que la présente étude

(Griffiths, 2002 ; Bottom et al., 2005). Griffiths (2002) a comparé les taux de rétention sur élastomère et de tag alphanumérique sur des petits poissons de bassins de la zone intertidale. Après trois mois, la rétention moyenne est de  $77 \pm 19\%$  pour l'élastomère et  $32 \pm 20\%$  pour le tag alphanumérique. Des études plus longues ont montré que pour *Cottus bairdi* le taux de rétention de l'élastomère est de 90% après 16 mois en rivière et de plus de 95% après 428 jours d'essai en laboratoire pour *Percina caprodes* (Petty et Grossman, 2004 ; Roberts et al., 2008).

#### **Effet du marquage (poids PIT-tag vs poids poisson) :**

Pour minimiser les effets indésirables du marquage, il est traditionnellement suggéré que le ratio du poids du PIT-Tag et du poids du poisson ne doit pas dépasser 2% (Winter, 1996 ; Knaepkens et al., 2007). Le PIT-Tag utilisé pèse 0,031 g donc le poids minimum des poissons qui peuvent être marqués est de 1,55 g.

De ce fait, la taille minimum des poissons que nous avons acceptée empiriquement pour le marquage était de :

- 55 mm pour *S. punctatum*. Le poids moyen des *S. punctatum* marqués de 55 mm est 1,6 g (moyenne sur 28 individus). Le ratio poids de la marque sur le poids moyen des poissons est donc de 1.9%, ce qui est acceptable.
- 50 mm pour *S. plumieri*. Le poids moyen des *S. plumieri* marqués entre 51 et 54 mm est de 1,7 g. Le ratio poids de la marque sur le poids moyen des poissons est donc de 1.8%, ce qui est acceptable.

#### **Effet du marquage "petits poissons"**

Comme le soulignent Knaepkens et al. (2007), la plupart des études sur les potentiels effets indésirables des PIT-Tag implantés se sont uniquement concentrées sur des espèces de poissons de taille relativement importante, comme les salmonidés (Prentice et al., 1990 ; Ombredane et al., 1998 ; Grieset Letcher, 2002 ; Dare, 2003), tandis que les petites espèces benthiques sont souvent ignorées (Bruyndoncx et al., 2001). C'est aussi le cas pour le marquage élastomère.

Les poissons étudiés dont la taille est la plus proche de *Sicydium* spp sont *Cottus gobio* (chabot commun), *Gobiomorphus cotidianus* (common bully) et certains gobies et petits poissons de corail. Peu d'expérimentations ont été réalisées en milieu naturel et sur plus de 4 à 5 mois. Les résultats de Knaepkens et al. (2007) montrent qu'en laboratoire 7 semaines après marquage du chabot commun dont la taille est supérieure à 50 mm, il n'y a pas d'effet significatif sur la survie, la croissance et la capacité de nage. Le taux de rétention total des PIT-Tag est de 95%. Les résultats de cette étude suggèrent l'applicabilité des PIT-Tag pour les poissons dont la taille est supérieure à 50 mm.

En ce qui concerne les marquages par élastomère, Goldsmith (2003) montre qu'il n'y a pas de mortalité après 125 jours pour *Gobiomorphus cotidianus* et que la rétention des marques varie de 99% pendant 30 jours à 72% après 125 jours. Il n'y a pas de différence significative dans la longueur moyenne finale ou dans le poids des individus marqués et non marqués par élastomère.

Malone et al. (1999) évalue en milieu naturel, les effets de deux types de marques (micro tag et peinture acrylique), sur la croissance et la survie de petits poissons de récif, des gobiidae. Parmi les deux groupes (< 35 mm et > 35 mm), aucune différence de survie entre les poissons avec différents types de marque n'est observée. Des différences sont uniquement observées dans les taux de croissance (diminution du taux de croissance pour les petits poissons < 35 mm).

Enfin, Griffiths (2002) conclue que sur les petits poissons de récif, l'élastomère est recommandé pour marquer des lots de poissons de toutes tailles et que les poissons dont la taille est supérieure à 50 mm peuvent être marqués par des tags plus gros, type PIT-Tag ou tag alphanumériques.

Ainsi les rares informations disponibles tendent à montrer que l'impact des marquages du type PIT-Tag et élastomère est assez faible même sur les petits individus.

## V. Synthèse et discussion

L'objectif de ce travail était la mise en place d'une expérimentation de Capture-Marquage-Recapture (CMR) pour estimer le niveau de sédentarité de *Sicydium* spp dans le but d'évaluer sa pertinence en tant qu'espèce sentinelle pour le suivi de la qualité des milieux aquatiques (via la mesure de biomarqueurs d'exposition et d'effet) et de la contamination chimique du biote.

Les effectifs en place pour les deux espèces sur le cours d'eau choisi étaient assez abondants pour pouvoir réaliser les marquages à partir des deux techniques choisies : marquage de groupe par élastomère sur les petits individus et marquage individuel par PIT-Tag sur les grands individus. Les classes de tailles choisies pour marquer les individus via PIT-Tag répondent aux recommandations éthiques de bien-être animal, *i.e.* le ratio poids du PIT-Tag sur poids du poisson est inférieur à 2% en moyenne sur les plus petits individus marqués et permettent de marquer 70% des individus capturés. Les effectifs des deux espèces sont différents, avec *S. plumieri* qui représente 15% de l'effectif total capturé au cours des cinq premières campagnes. Alors que l'abondance de *S. punctatum* reste globalement constante sur les trois stations, une très faible abondance de *S. plumieri* est observée sur la station amont.

Les Sicydiinae et les espèces de gobies sont en général connus pour être territoriaux (Fitzsimmons et Nishimoto, 1990 ; Marquet et al., 2003). Cela n'est pas spécifiquement mis en évidence pour *S. punctatum* et *S. plumieri*. Des analyses microchimiques sur otolithes ont été réalisées sur *S. punctatum* et *S. plumieri* en Guadeloupe. Elles confirment bien leur caractère amphidrome (Tabouret et al., 2011 ; Frotté et al., 2019) et le fait qu'ils ne quittent pas la rivière pour l'estuaire ou la mer après le recrutement et le stade adulte (Tabouret et al., 2015). Cependant, chez certains individus, des modifications des conditions environnementales pour la phase adulte en eau douce sont observées, sans que l'ampleur et les raisons soient précisées. En utilisant également l'analyse microchimique sur otolithes, Smith et Kwak (2014b) confirment le fait que les adultes *Sicydium* spp des hydrosystèmes

de Porto-Rico ne retournent généralement pas en mer. Ils observent par ailleurs que 12% d'individus, tous des juvéniles, ne montrent aucun passage en mer.

Teichert et al. (2018) ont également utilisé la microchimie des otholithes sur *Sicyopterus lagocephalus*, l'un des espèces génétiquement la plus proche de *S. plumieri* et *S. punctatum* (Keith, 2011 ; Taillebois et al., 2014), pour évaluer les déplacements de l'espèce. *S. lagocephalus* montre une forte fidélité à un site donné du bassin versant et la détection du mouvement des adultes se fait entre des sites adjacents (neuf sites situés de 1,9 à 22,7 km de l'embouchure de la rivière ont été suivis pour estimer la signature individuelle de plusieurs affluents et tronçons de rivière).

Peu d'études CMR ont cherché à caractériser la distance de déplacement et la survie des individus aux stades adultes d'espèces diadromes antillais et/ou tropicales. Caupos et al. (2016) ont montré que cinq espèces de crustacé *Macrobrachium* de Martinique étaient sédentaires au moins durant les trois mois de leur étude. En effet, aucun déplacement n'a été observé entre les neuf stations séparées d'environ 1 km et ce lors des deux événements de recapture. Cependant un faible taux de recapture (< 6%) est observé et la probabilité de recapture obtenue par le modèle de Cornack-Jolly-Seber est extrêmement faible (< 0.005). A Porto-Rico, Smith et Kwak (2014a) ont confirmé la sédentarité des adultes de *Gobiomorus dormitor* et *Agonostomus monticola* (sans donner de valeur pour les probabilités de recapture). Pour ces deux espèces la probabilité de survie annuelle s'élève respectivement à 35% et 30%.

La plupart des études CMR sont réalisées sur des espèces de poissons donc le caractère sédentaire ou migrateur est déjà connu. Les auteurs cherchent à affiner les connaissances sur l'amplitude des déplacements et l'identification des facteurs qui affectent les déplacements. Ces études concernent des espèces connues comme migratrices ou fidèles à un site (Steingrimsson et Grant, 2003 ; Bottom et al., 2005 ; Diekmann et al., 2018), des espèces en déclin ou en danger (Otjacques et al., 2015 ; Roberts et al., 2008 ; Knaepkens et al., 2004), des espèces exotiques envahissantes dont on cherche à connaître la structure de

population (Sass et al., 2010 ; Booth et al., 2010), l'évolution du front de colonisation (Makrakis et al., 2007), ou l'efficacité de passes à poissons (Knaepkens et al., 2007).

Roberts et Angermeier (2007) ont étudié lors de deux recaptures (la première après trois à cinq mois, puis la seconde après 12 mois) trois espèces dont l'espace vital est restreint et les déplacements faibles. Les taux de recapture sont les suivants : pour *Etheostoma flabellare* entre 11-15% (recapture 1) et 2% (recapture 2), pour *E. podostemone* 19% (recapture 1) et 1% (recapture 2) et pour *Percina roanoka* 25-29% (recapture 1) et 3% (recapture 2). Knaepkens et al. (2004) ont étudié à l'occasion de deux campagnes de recapture, les mouvements de *Cottus gobio* connu pour être sédentaire : après deux à trois mois de marquage 39% des individus sont recapturés et après six à sept mois seuls 11% sont recapturés.

Par ailleurs, peu d'études CMR utilisent des modèles d'analyse statistique. Elles concernent souvent les espèces migratrices, d'intérêt halieutique/commerciale (Buchanan et Skalski, 2007 ; Zabel, 2005) ou en danger (Dzul et al., 2021), dont on souhaite affiner la connaissance des déplacements. Les auteurs relèvent que l'un de leur intérêt est l'estimation de la probabilité de survie entre les événements de recapture en plus de l'estimation de la probabilité de recapture.

Dans la présente étude, après marquage par groupe des petits individus grâce à l'élastomère, le taux de recapture varie de 3 à 16% en fonction des espèces, des stations et des campagnes. Ce taux de recapture se situe dans la fourchette des valeurs retrouvées dans la littérature pour les espèces sédentaires présentées ci-dessus. Un phénomène de dispersion existe, mais il est très faible. Moins de 1% des poissons initialement marqués se sont déplacés d'une station à l'autre entre les campagnes 2 et 6, et le plus souvent vers l'aval. Les mouvements concernent des stations voisines. Lors de la prospection du linéaire entre les stations, 0,4% des individus marqués ont été recapturés. Parmi ceux-ci 89% sont recapturés sur leur station initiale de marquage. Encore une fois le mouvement s'effectue préférentiellement vers l'aval. La distance moyenne parcourue par les quelques individus ayant quitté leur station d'origine (vers une autre station ou sur le reste du linéaire) est d'environ 900 m. Ainsi les petits

individus semblent fidèles à leur site de marquage et leur déplacement se limite à une courte dévalaison.

Pour les poissons marqués individuellement par PIT-Tag aucun mouvement entre stations n'est observé. L'analyse plus fine à l'échelle du tronçon montre que 20% des individus se sont déplacés préférentiellement sur un tronçon voisin (distance max parcourue = 50m). Quelques rares mouvements ont été observés sur le linéaire entre les stations. La distance moyenne parcourue est inférieure à 500 m et sans préférence entre l'amont et l'aval. Comme sur les petits individus, un phénomène de dispersion existe mais de faible ampleur (nombre de mouvements et distance parcourue). La probabilité de recapture varie entre deux campagnes de 0,07 à 0,37 pour *S. punctatum* et de 0,07 à 0,31 pour *S. plumieri*. Comme pour les petits individus marqués à l'élastomère, ces valeurs sont proches, voire plus élevées que celles décrites dans la littérature pour des espèces connues pour être fidèles à un site. Ces résultats sont concordants avec ceux décrits chez *S. lagocephalus* à La Réunion. Ces probabilités de recapture sont suffisantes pour permettre d'obtenir une estimation relativement précise de la survie, ce qui est une réelle plus-value de la construction de ce modèle (Buchanan et Skalski, 2007 ; Zabel, 2005, Dzul et al., 2021). La survie estimée est très faible pour les deux espèces. En plus de la mortalité naturelle, elle peut être liée soit à la mortalité due à l'impact de l'expérimentation (marquage et/ou captures), soit à la perte de marque, soit à la sortie du périmètre d'étude (en amont de la station amont et en aval de la station aval mais pas sur le linéaire inter-station) qui amènent à la sous-estimer. L'effet de la taille des individus sur la survie de *S. punctatum* suggère un effet de l'expérimentation. Cet effet est important puisque les plus petits individus (50 mm) présentent une survie mensuelle de 58% alors que les plus gros (80 mm) présentent une survie de 80%. Il est donc possible que l'expérimentation (marquage et/ou captures) soit impactante. Il est par ailleurs possible que la survie de *S. punctatum* soit naturellement plus faible chez les petits individus, en raison d'une compétition très importante pour l'habitat. En effet, eu égard à l'histoire de vie de ces espèces, un taux de mortalité élevé serait attendu, notamment lors de la phase d'installation en rivière.

Cette première expérimentation de grande ampleur a permis de montrer que la technique de CMR est utilisable sur le poisson le plus commun, mais également de plus petite taille, des cours d'eau des Antilles françaises, *Sicydium* spp. Il paraîtrait donc tout à fait opportun d'utiliser cette technique sur d'autres espèces de poissons inféodés à ces cours d'eau. Afin de valider son utilisation sur *Sicydium* spp, des essais complémentaires en laboratoire pourraient être menés pour préciser les taux de rétention et de mortalité du marquage par élastomère et par PIT-Tag, sur ces espèces de petite taille. Cela se révèle particulièrement important pour le marquage via PIT-Tag pour des individus de *S. punctatum* dont la taille moyenne est proche de 55 mm. A cette occasion, des tests pourraient être réalisés pour marquer par élastomère des individus de plus petite taille qui permettraient d'étudier les déplacements éventuels des juvéniles. Griffiths (2003) utilise cette technique pour marquer des individus dont la taille minimale est 20 mm. Nous avons utilisé dans la présente étude l'élastomère pour marquer des groupes d'individus. En fonction des objectifs, différents marquages (localisations et couleurs) peuvent permettre de faire des sous-groupes ou de remarquer les individus à chacune de leur recapture. Cette dernière technique pourrait notamment permettre de distinguer la probabilité de recapture et de survie également chez les individus de petite taille.

Les probabilités de recapture, de survie et de dispersion pourraient être affinées en couplant l'approche CMR par pêche électrique en disposant des antennes PIT-Tag autonome par exemple (Dzul et al., 2021 ; Conner, 2020), si le volume et le poids des PIT-Tag nécessaire n'est pas trop important pour *Sicydium* spp. Ces techniques pourraient également être employées pour étudier les capacités de franchissement d'obstacles naturels et/ou anthropiques de certaines espèces, l'impact de certains ouvrages sur la continuité écologique et l'efficacité d'aménagements (Knaepkens et al., 2007).

Si ce genre d'expérimentation est de nouveau réalisé sur des stations ciblées (et non sur la totalité du linéaire), les probabilités de recapture pourraient être augmentées en prospectant les zones pêchantes (souvent les radiers) les plus proches en aval et en amont de la station (Albanese et al., 2003 ; Roberts et Angermeier, 2007). Cependant, pour des

études exploratoires, il semble idéal de travailler sur la totalité d'un linéaire, en ciblant l'effort de recapture aux zones pêchantes (écoulement rapide et faible fond) quitte à passer plus rapidement sur les zones non pêchantes (mouille).

Afin d'avoir une estimation de la sédentarité sur la totalité du linéaire et d'affiner les connaissances sur l'histoire de vie, les zones aval et à la proximité de l'embouchure devraient être également étudiées.

**Au regard de la sédentarité et de la survie estimée sur la station, l'utilisation de *Sicydium* spp peut donc être jugée pertinente pour le suivi ultérieur de la contamination chimique du biote et de biomarqueurs d'exposition et d'effet renseignant sur l'état écologique sachant que la durée moyenne de séjour des poissons sur une station donnée est de l'ordre de plusieurs mois.**

## Partie II. Descriptif des stations, du plan d'échantillonnage et des prélèvements réalisés (analyses chimiques et biologiques) en Guadeloupe

Rappelons que les parties qui suivent concernent les analyses chimiques (eau, périphyton et poissons) et biologiques (poissons) effectuées sur les prélèvements réalisés en Guadeloupe. Il s'agit plus précisément pour les analyses biologiques i) de l'étude de la reproduction chez *Sicydium* spp par l'analyse histologique mensuelle de la gamétogenèse chez les individus pêchés dans un cours d'eau faiblement anthropisé, et ii) de l'étude de biomarqueurs de génotoxicité et du métabolisme chez *Sicydium* spp dans ce même cours d'eau et dans une rivière contaminée.

## **Sommaire**

Partie II. Descriptif des stations, du plan d'échantillonnage et des prélèvements réalisés (analyses chimiques et biologiques) en Guadeloupe .....	49
I. Critère de choix des sites d'étude.....	51
1. Rivière témoin .....	51
2. Rivière contaminée .....	52
II. Description des sites d'étude.....	52
1. Localisation des stations .....	52
2. Caractéristiques physico-chimiques et écologiques .....	55
III. La contamination chimique des stations étudiées.....	58
1. Remarques concernant les limites de quantification.....	58
2. La contamination de l'eau.....	60
3. La contamination du périphyton.....	64
4. La contamination du biote.....	68
5. Comparaison des 3 matrices étudiées .....	71
6. Les molécules communes aux 3 matrices .....	73
7. Analyse de la contamination du point de vue des molécules DCE.....	81
IV. Plan d'échantillonnage et prélèvements réalisés .....	90
1. Echantillonnage des poissons .....	92
2. Prélèvements réalisés sur les poissons.....	94

# **I. Critère de choix des sites d'étude**

Le premier critère de choix des stations dans le cadre de cette étude a été l'abondance de *Sicydium* spp ainsi que la constance des densités de population en place. Ce critère a été jugé essentiel à la bonne réalisation des expérimentations de terrain tout en minimisant l'impact des prélèvements réalisés tous les mois pendant une année sur la population. La représentativité des deux espèces a été prise en compte sans pour autant que ce critère ait été jugé prioritaire.

## **1. Rivière témoin**

L'acquisition de connaissances sur la reproduction des *Sicydium* spp doit être réalisée à partir d'individus pêchés dans une rivière la moins perturbée possible. L'étude de l'écotoxicité et de la reprotoxicité nécessite quant à elle d'identifier 2 cours d'eau les plus contrastés possibles d'un point de vue de leur contamination par les micropolluants : d'une part la rivière « témoin » qui vient d'être évoquée pour l'étude de la reproduction et d'autre part une rivière connue pour être significativement contaminée par les activités humaines (agriculture et urbanisation).

Le choix de la rivière témoin s'est porté sur la Grande Rivière de Vieux-Habitants, bien que ce cours d'eau ne soit pas totalement indemne de contamination comme le montrent les analyses réalisées par l'Office de l'eau de la Guadeloupe, dans le cadre du réseau de surveillance DCE et comme l'ont confirmé les analyses effectuées dans le cadre de cette étude (voir le chapitre III La contamination chimique des stations étudiées).

Les conditions d'accès à cette rivière, une des rivières ayant le plus fort débit de la Guadeloupe (superficie 11,5 km<sup>2</sup>, débit annuel moyen 7 m<sup>3</sup>/s)<sup>2</sup>, ont également été prises en compte et ont conditionné la localisation des 2 stations amont (Vm) et aval (Vv).

## 2. Rivière contaminée

La rivière contaminée a été choisie pour la sévérité de sa contamination comme en témoigne le nombre de molécules détectées, la fréquence de leur détection et les concentrations élevées analysées (voir le chapitre III La contamination chimique des stations étudiées). La Rivière aux Herbes, soumise à une contamination d'origine agricole et domestique (présence de médicaments), reflet de l'activité agricole et des nombreuses STEPs situées dans le bassin versant du cours d'eau, combine tous ces critères. Elle a de plus l'avantage d'être située dans le même secteur de la Basse-Terre que la Grande Rivière de Vieux-Habitants, facilitant les aspects logistiques de l'étude.

La Rivière aux Herbes ne faisant pas partie du réseau hydrométrique de la DEAL, les données de débit ne sont pas disponibles.

# II. Description des sites d'étude

## 1. Localisation des stations

Les figures 11 et 12 illustrent la localisation des stations amont (sur le linéaire de la Grande Rivière de Vieux-Habitants, rivière « témoin » (Vm et Vv) et de la Rivière aux Herbes, rivière contaminée (Hm et Hv).

---

<sup>2</sup> Les données du réseau hydrométrique de la DEAL n'étant actuellement pas disponible, nous avons recueillis cette information fournie par l'Institut Physique du Globe de Paris (IPGP). <https://www.ipgp.fr/fr/obsera/bassin-versant-de-vieux-habitants>

Des photographies des stations amont et aval de chaque rivière prises lors de la première campagne en janvier 2019 sont regroupées en annexe 7.

Afin d'éviter un appauvrissement possible des densités en *Sicydium* spp sur la station amont de la Grande Rivière de Vieux-Habitants (Vm), l'échantillonnage est réalisé à l'amont sur deux stations proches distantes de 500 m, respectivement la Ravine Auphrand à l'amont immédiat du gué, et une portion du cours d'eau située entre la Gravelière et Beauséjour (Figure 11).

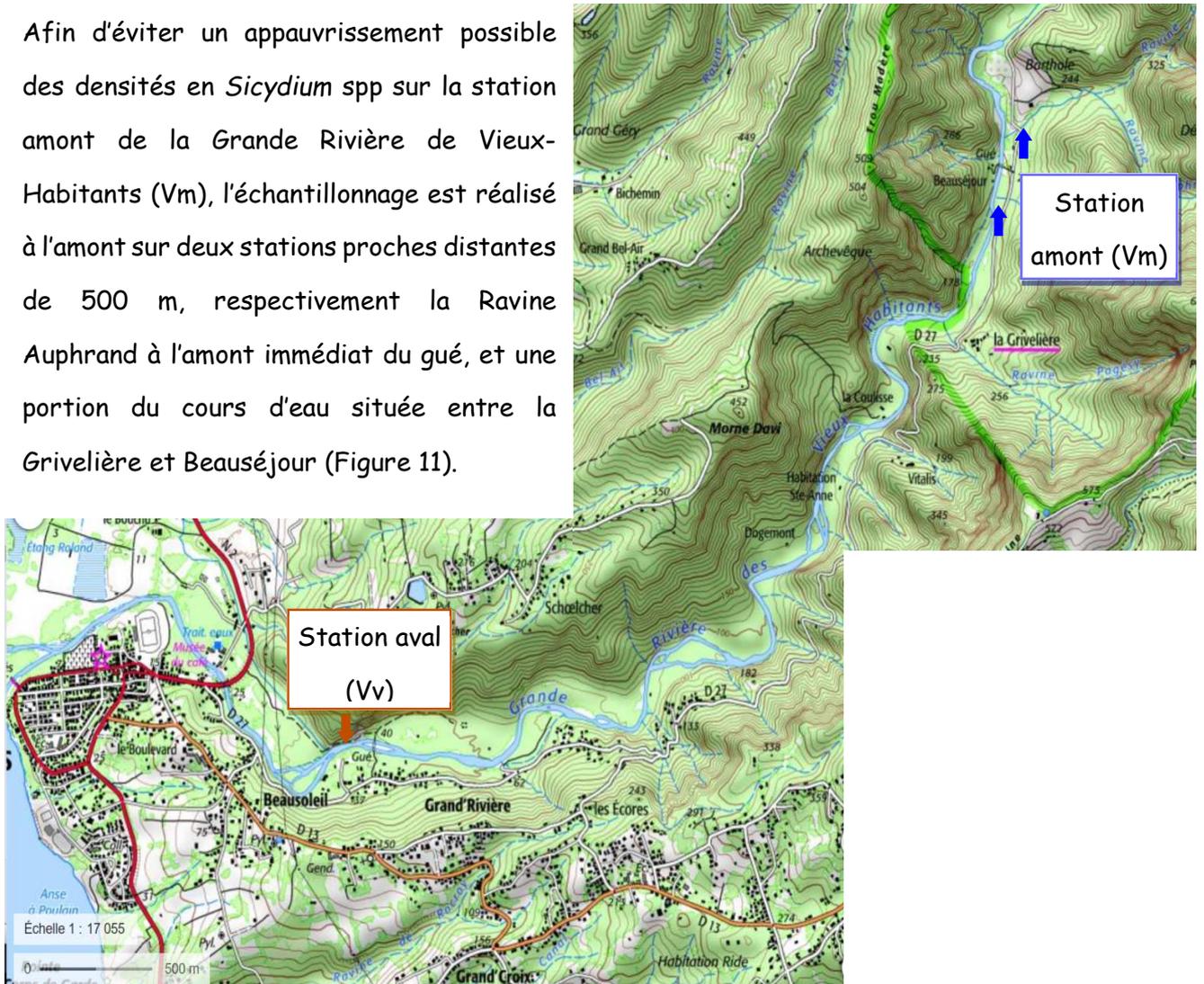


Figure 11. Localisation des stations aval et amont sur la Grande Rivière de Vieux-Habitants

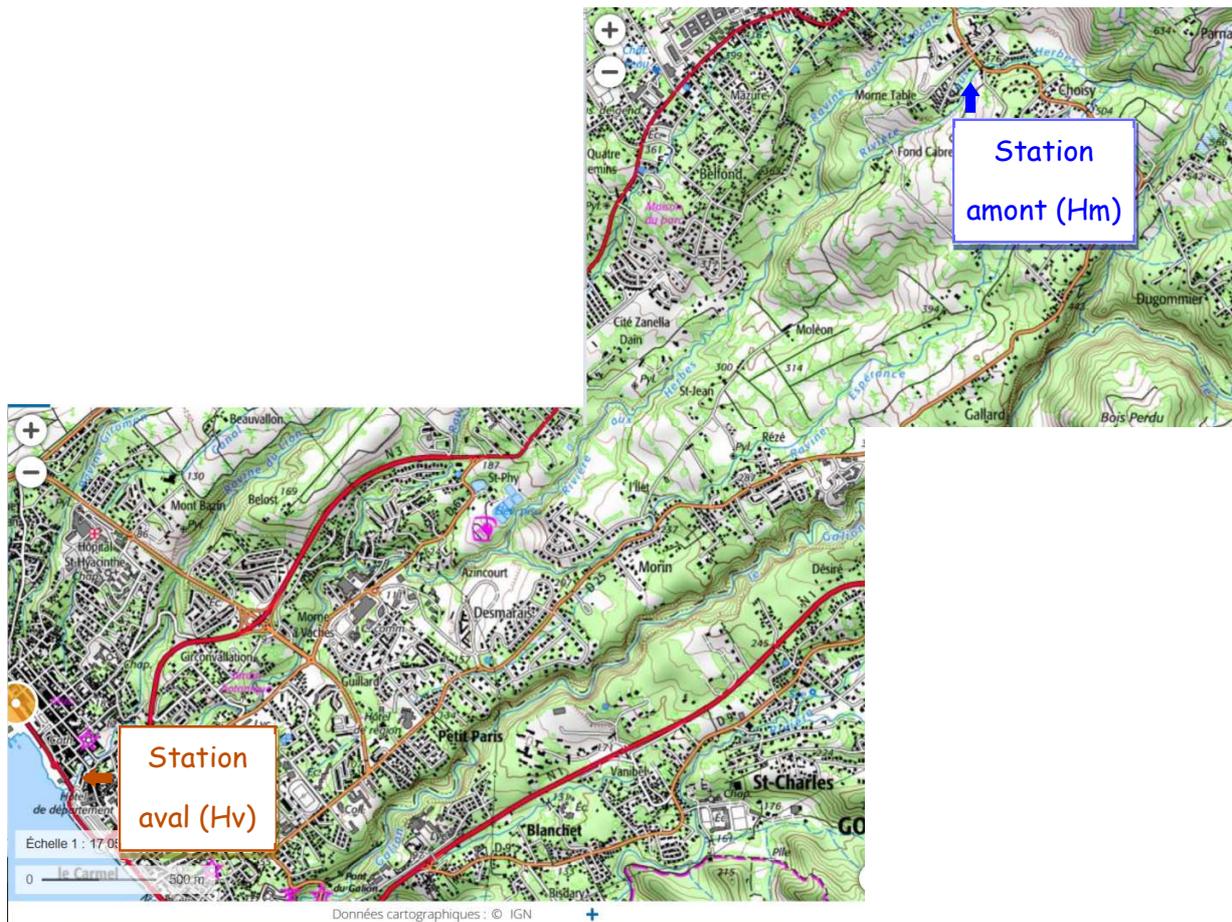


Figure 12. Localisation des stations aval et amont sur la Rivière aux Herbes

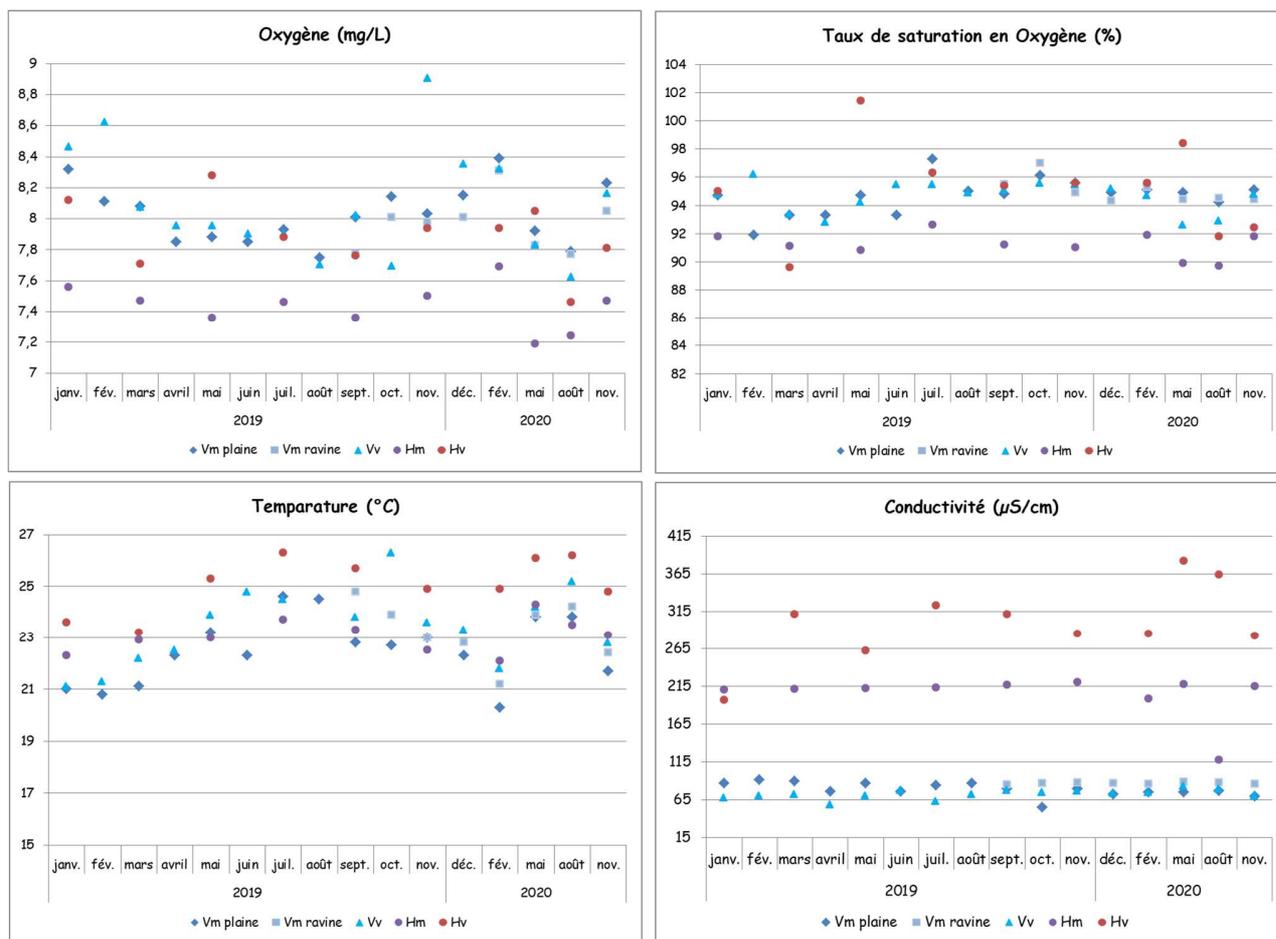
Les coordonnées GPS des stations sont consignées dans le tableau 8 ci-dessous.

Tableau 8 : Coordonnées géographiques et altitude des sites d'étude

Nom station	Code station	Point GPS		Altitude (m)
		(UTM 20 WGS 84)		
Rivière aux Herbes aval	Hv	635874	1768705	1
Rivière aux Herbes amont	Hm	639743	1771756	466
Grande Rivière de Vieux-Habitants aval	Vv	633819	1775625	49
Grande Rivière de Vieux-Habitants amont	Vm ravine	636161	1778129	212
	Vm plaine	636020	1777681	186

## 2. Caractéristiques physico-chimiques et écologiques

Certains paramètres physico-chimiques (taux d'oxygène dissous, saturation en oxygène, température, conductivité) ont été mesurés *in situ*. Les résultats, fournis en annexe 8 et illustrés par la figure 13, montrent que la station située à l'amont de la Rivière aux Herbes se distingue par une concentration en oxygène et un taux de saturation en oxygène faibles. La température mesurée à l'aval de la Rivière aux Herbes est systématiquement plus élevée que dans les autres stations. Les 2 cours d'eau et les stations amont et aval de la Rivière aux Herbes entre elles se distinguent particulièrement par leur conductivité, globalement inférieure à 100  $\mu\text{S}/\text{cm}$  sur la Grande Rivière de Vieux-Habitants alors qu'elle est supérieure à 200  $\mu\text{S}/\text{cm}$  sur la Rivière aux Herbes, très souvent encore plus élevée sur la station aval. Ces premiers éléments montrent que les conditions physico-chimiques des 2 cours d'eau sont bien contrastées.



**Figure 13. Résultats des paramètres physico-chimiques mesurés *in situ***

La contamination par les macropolluants (les matières en suspension, les matières organiques et les nutriments, comme l'azote et le phosphore) n'a pas été étudiée mais elle a été appréhendée pour chaque station à travers la qualité écologique basée sur les diatomées. Pour cela, le protocole appliqué pour l'ensemble des manipulations (prélèvement, traitement des échantillons, confection des lames permanentes, inventaires diatomiques, calcul de la note indiciaire) est celui qui est préconisé pour l'évaluation de l'état écologique des masses d'eau des Antilles (Martinique et Guadeloupe) dans l'arrêté d'évaluation du 7 août 2015<sup>3</sup>.

<sup>3</sup> Arrêté du 7 août 2015 modifiant l'arrêté du 25 janvier 2010 relatif aux méthodes et critères d'évaluation de l'état écologique, de l'état chimique et du potentiel écologique des eaux de surface pris en application des articles R. 212-10, R. 212-11 et R. 212-18 du code de l'environnement (annexe IV)

Les prélèvements de diatomées benthiques ont été effectués au cours de la campagne de février 2019, conformément à la norme NF T 90-354 d'avril 2016 et aux préconisations du guide méthodologique pour la mise en œuvre de l'Indice Diatomique Antillais (IDA). Les inventaires diatomiques (fournis en annexe 9) sont classiques pour la Guadeloupe et ont permis de calculer l'IDA (tableaux 9 et 10).

**Tableau 9. Résultats des notes indicielles calculées sur les 4 stations**

		Note IDA (/20)	Classe de qualité écologique selon l'IDA	Assise taxonomique (Nb de taxons inventoriés)	Proportion de taxons non pris en compte dans le calcul de l'IDA (%)
Grande Rivière de Vieux Habitants	Amont	19	BE	35	12
	Aval	19	BE	28	7
Rivière aux Herbes	Amont	17,6	EM	29	12
	Aval	16,1	EM	30	9

**Tableau 10. Limites des classes écologiques en Guadeloupe et code couleur associé (source : Arrêté d'évaluation du 7 août 2015)**

Zone Volcan (Nord de la Martinique et Guadeloupe)	
Notes d'IDA	Classe d'état
]0 - 6,674]	TME
]6,674 - 11,778]	ME
]11,778 - 17,961]	EM
]11,778 - 19,139]	BE
]19,139 - 20]	TBE

Les notes indicielles calculées mettent en évidence une différence de qualité écologique entre les 2 cours d'eau mais pas entre les 2 stations d'un même cours d'eau. La Grande Rivière

de Vieux-Habitants apparaît en bon état écologique selon les diatomées. La Rivière aux Herbes présente un état écologique moyen, ce qui témoigne d'une contamination par la matière organique et/ou les nutriments notable, l'IDA étant considéré comme peu pénalisant en Guadeloupe. Rappelons que l'IDA, tel qu'il a été conçu, ne peut rendre compte de la contamination par les micropolluants.

### **III. La contamination chimique des stations étudiées**

La contamination chimique des stations a été évaluée par des analyses de micropolluants réalisées sur 3 matrices : eau, périphyton et biote. Les prélèvements ont été réalisés sur les 4 stations (Rivière aux Herbes amont et aval, Grande Rivière de Vieux-Habitants amont et aval), tous les 2 mois en 2019 et lors des 4 campagnes effectuées en 2020. Au total 40 échantillons ont été prélevés et envoyés au LA DRÔME LABORATOIRE de Valence.

Les prélèvements d'eau ont été réalisés conformément aux protocoles en vigueur, et envoyés au laboratoire dans les meilleurs délais, ou ont été congelés avant leur envoi lorsque cela était nécessaire. Les prélèvements de périphyton ont été effectués en grattant 20 galets à l'aide d'une brosse à dent. Le matériel ainsi récupéré dans un minimum d'eau de rivière a été congelé et stocké à -20°C avant son transfert au laboratoire dans le respect de la chaîne du froid. De même les carcasses des poissons après dissection ont été stockées à -20°C avant leur transfert au même laboratoire.

#### **1. Remarques concernant les limites de quantification**

Les précisions apportées ci-dessous concernent les analyses pratiquées sur la matrice périphyton uniquement. Les matrices eau et biote sont couramment traitées au laboratoire et les protocoles sont donc aboutis, permettant ainsi de garantir des limites de quantification constantes entre les campagnes.

Après réception au laboratoire, le périphyton a été filtré et lyophilisé. Le filtre a été partagé en 4 en vue des 4 types d'analyses différents : chlordécone (CDC), multi pesticides, organostanneux et métaux.

Lors de certaines campagnes et pour certaines stations, la quantité de matériel périphytique s'est révélée insuffisante pour pratiquer les 4 types d'analyses.

De plus, les limites de quantification (LQ) indiquées par le laboratoire varient en fonction des stations et des campagnes car elles dépendent de la quantité extraite dite *prise d'essai*. Par exemple, pour l'échantillon de périphyton prélevé à l'amont de la Rivière aux Herbes en janvier, 1/4 du filtre contenait 0,018g de prise d'essai, ce qui a permis d'établir la LQ pour le chlordécone à 556  $\mu\text{g}/\text{kg}$ . L'échantillon de périphyton prélevé à l'aval de la Rivière aux Herbes lors de cette même campagne ne contenait que 0.003 g de prise d'essai, plaçant la LQ du chlordécone à 3333  $\mu\text{g}/\text{kg}$ . Il est probable qu'avec une LQ si élevée la présence de chlordécone soit "masquée". En effet, tant que sa concentration est inférieure à 3333  $\mu\text{g}/\text{kg}$ , qui est une valeur très importante, cette molécule apparaîtra comme non quantifiable. **Ainsi la contamination chimique mesurée dans le périphyton est donc globalement sous-estimée, à certaines stations et à certaines campagnes.**

Le fait que toutes les molécules n'aient pas pu être analysées systématiquement et que les limites de quantification évoluent en fonction de la quantité de matériel prélevé sont la conséquence de la faible biomasse du périphyton dans les cours d'eau antillais, de sa fluctuation dans le temps et possiblement de la présence de molécules interférant avec les processus d'analyses. Pour améliorer ce protocole, il conviendrait de filtrer et peser le périphyton *in situ*, permettant ainsi de s'assurer qu'une quantité minimale de matériel a été échantillonnée. L'évolution des protocoles analytiques mis en œuvre par le laboratoire LA DRÔME devrait également permettre d'améliorer les analyses de cette matrice.

## 2. La contamination de l'eau

Cinq cent onze molécules ont été recherchées dans la matrice eau (cf Tableau 1 en annexe 10). Cinq paramètres supplémentaires ont été calculés par le LDL :

- somme des DDT (2 isomères : 2,4'-DDT (code SANDRE 1147) et 44'-DDT (code SANDRE 1148)),
- somme des Chlorophénols (3 isomères),
- somme des Trichlorophénols (Isomères),
- somme des Dichlorophénols (Isomères),
- somme Endosulfan (Alpha+Béta+Sulfate)

Les résultats sont disponibles pour toutes les molécules, toutes les stations et toutes les campagnes à l'exception des Parabènes (butylparaben, éthyl paraben, méthylparaben et propylparaben) qui n'ont pas pu être analysés sur les 4 stations lors des campagnes de janvier 2019 (C1) et février 2020 (C13).

Sur les 511 molécules recherchées, 21 ont pu être quantifiées à des fréquences variant de 1 à 21 échantillons, soit une fréquence de quantification variant de 2,5 à 52,5% selon les molécules (Tableau 11 ci-dessous).

Les sources de contamination de l'environnement, les usages et les principales caractéristiques notamment la toxicité des molécules les plus fréquemment quantifiées sur les 3 matrices sont données dans le Tableau 10 en annexe 10.

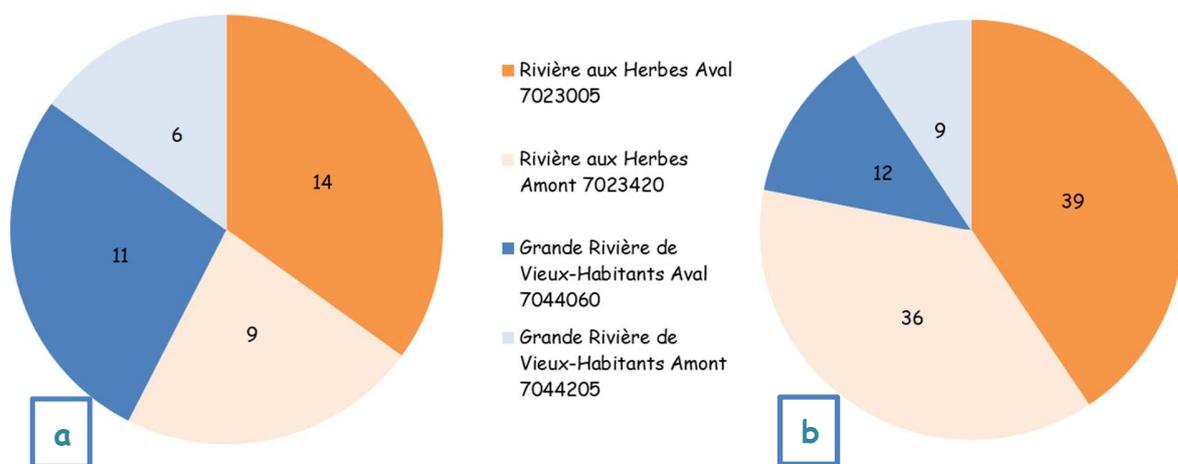
**Tableau 11. Liste des molécules quantifiées dans l'eau, classées par fréquence de quantification**

code SANDRE	Nom de la molécule	Toutes stations confondues	
		Fréquence de quantification	Concentration maximale mesurée (µg/L)
1866	Chlordécone	52,5%	1,23
1907	AMPA	42,5%	0,39
1506	Glyphosate	30,0%	0,33
2766	Bisphenol A	22,5%	0,22
1201	Hexachlorocyclohexane bêta	17,5%	0,07
1638	Méthylphénol-4	12,5%	0,60
1257	Propiconazole	10,0%	0,03
1713	Thiabendazole	10,0%	0,07
1636	Chloro-4 Méthylphénol-3	5,0%	0,11
1709	Piperonyl butoxyde	5,0%	0,01
1877	Imidaclopride	5,0%	0,05
2542	Monobutylétain cation	5,0%	0,03
1141	2,4-D	2,5%	0,02
1177	Diuron	2,5%	0,05
1549	Trichlorophénol-2,4,6	2,5%	0,02
1639	Méthylphénol-3	2,5%	0,05
1640	Méthylphénol-2	2,5%	0,05
1936	Tétrabutylétain	2,5%	0,01
1951	Azoxystrobine	2,5%	0,07
6372	Triphenylétain cation	2,5%	0,01
6644	Ethylparaben	3,1%	0,05

L'eau de la Rivière aux Herbes est contaminée par 14 molécules à l'aval et 9 à l'amont tandis que celle de la Grande Rivière de Vieux-Habitants contient 11 molécules à l'aval et 6 à l'amont. Les molécules sont nettement plus souvent quantifiées sur la Rivière aux Herbes que sur la Grande Rivière de Vieux-Habitants et plus fréquemment à l'aval des 2 cours d'eau (Tableau 2

en annexe 10 et Figure 14 ci-dessous). Les concentrations maximales mesurées (Tableau 11) sont cohérentes avec les concentrations régulièrement mesurées Aux Antilles (Tableau 12), comme par exemple dans la Rivière La Bambou (Martinique) ou la Grande Rivière de Capesterre aval (Guadeloupe) pour le chlordécone ou la Rivière Grande Anse aval (Guadeloupe) pour l'hexachlorocyclohexane bêta (HCH $\beta$ ).

**Figure 14. Répartition par station du nombre de molécules quantifiées (valeurs > LQ) toutes campagnes confondues (a) et du nombre de quantifications totales (b)**



**Tableau 12. Exemple de concentrations relevées dans les eaux de surface de la Guadeloupe et la Martinique à la faveur des suivis des réseaux de contrôle de surveillance (RCS) ou opérationnel (RCO) et du plan chlordécone 2008-2010<sup>4</sup>.**

**Source : Offices de l'eau de la Guadeloupe et de la Martinique**

Paramètre	Concentration (µg/L)	Station	Ile	Année	Etude
2,4 D	0,52	Amont Bourg Grande Pilote	Martinique	2018	RCS
AMPA	0,16	Amont Bourg Grande Pilote	Martinique	2018	RCS
	0,16	Dormante	Martinique	2018	RCS
	0,21	Dormante	Martinique	2019	RCS
	0,68	Petit Bourg	Martinique	2019	RCS
	0,73	Pont de Chaine	Martinique	2018	RCS
	1,1	Pont de Chaine	Martinique	2019	RCS
	0,17	Rivière aux Herbes Marché	Guadeloupe	2020	RCO
Chlordécone	0,74	AEP Vivé Capot	Martinique	2018	RCS
	0,99	Grand Galion	Martinique	2018	RCS
	1,05	Pont RD24 Sainte Marie	Martinique	2019	RCS
	1,32	Pont RN1	Martinique	2019	RCS
	3,04	Pont Séraphin 2	Martinique	2019	RCS
	2,12	Ressource	Martinique	2019	RCS
	3,03	Grande Rivière de Capesterre aval	Guadeloupe	2020	RCS/RCO
	2,65	Grande Anse aval	Guadeloupe	2021	RCO
	6,1	La Bambou	Martinique	2009	Plan
Chlordécone-5B-hydro	0,26		Martinique	2009	Chlordécone 2008-2010

<sup>4</sup> Office de l'eau de la Martinique, DEAL Martinique, ONEMA. Plan d'action Chlordécone 2008-2021. Détermination de la contamination des milieux aquatiques par le chlordécone. Rapport final. 2009. 91p.

[http://www.biodiversite-martinique.fr/sites/default/files/determination\\_de\\_la\\_contamination\\_des\\_milieux\\_aquatiques\\_par\\_le\\_chlordecone\\_volet\\_1\\_asconit\\_consultants\\_ode\\_deal\\_onema\\_2011.pdf](http://www.biodiversite-martinique.fr/sites/default/files/determination_de_la_contamination_des_milieux_aquatiques_par_le_chlordecone_volet_1_asconit_consultants_ode_deal_onema_2011.pdf)

Office de l'eau de la Martinique, DEAL Martinique, ONEMA. Plan d'action Chlordécone 2008-2021. Détermination de la contamination des milieux aquatiques par le chlordécone. Volet 2. 2011. 37p.

<https://www.documentation.eauetbiodiversite.fr/notice/determination-de-la-contamination-des-milieux-aquatiques-par-le-chlordecone-volet-2-investigations-c0>

Paramètre	Concentration ( $\mu\text{g/L}$ )	Station	Ile	Année	Etude
Glyphosate	0,11	Amont Bourg Grande Pilote	Martinique	2018	RCS
	0,11	Petit Bourg	Martinique	2018	RCS
	0,23	Pont Madeleine	Martinique	2018	RCS
	0,06	Petite Rivière à Goyaves aval	Guadeloupe	2020	RCO
	0,05	Rivière aux Herbes Marché	Guadeloupe	2020	RCO
Thiabendazole	0,14	Grand Galion	Martinique	2018	RCS
	0,23	Pont Séraphin 2	Martinique	2018	RCS
	0,92	Ressource	Martinique	2018	RCS
Hexachloro cyclohexane bêta	0,15	Rivière aux Herbes Choisy	Guadeloupe	2020	RCS
	0,13	Grande Anse aval	Guadeloupe	2020	RCO

### 3. La contamination du périphyton

Trois cent soixante-sept molécules ont été recherchées dans les 40 échantillons de périphyton envoyés au laboratoire (Tableau 3 en annexe 10). Vingt-trois d'entre elles n'ont pas pu être recherchées systématiquement du fait d'interférences ou de la quantité insuffisante de matériel (Tableau 4 en annexe 10).

Cinquante-six molécules ont pu être quantifiées, parfois dans un seul échantillon jusqu'à dans 38 échantillons, soit une fréquence de quantification variant de 2,5 à 95% selon les molécules (Tableau 13 ci-dessous).

**Tableau 13. Liste des molécules quantifiées dans le périphyton, classées par fréquence de quantification**

Code SANDRE	Nom de la molécule	Toutes stations confondues	
		Fréquence de quantification	Concentration max mesurée ( $\mu\text{g/Kg MS}$ à l'exception du mercure)
6616	Di(2-ethylhexyl)phtalate	95,0%	68225,00
1524	Phénanthrène	75,0%	2061,00
1517	Naphtalène	60,0%	1586,00
1387	Mercure (en mg/Kg MS)	57,5%	0,15
1462	n-Butyl Phtalate	57,5%	14646,70
1584	Biphényle	55,0%	61800,00
1618	Méthyl-2-Naphtalène	55,0%	3100,00
1623	Fluorène	55,0%	1641,00
1527	Diéthyl phtalate	52,5%	5893,00
1118	Benzo(g,h,i)pérylène	50,0%	449,00
2766	Bisphenol A	50,0%	2570,00
5325	Diisobutyl phtalate	50,0%	19029,00
1866	Chlordécone	45,0%	12608,00
1191	Fluoranthène	42,5%	952,50
3357	Oxyde de biphenyle	42,5%	2031,00
1476	Chrysène	40,0%	487,00
2763	Dibenzofuran	37,5%	497,00
1622	Acénaphtylène	35,0%	216,30
1453	Acénaphène	32,5%	472,50
1537	Pyrène	32,5%	641,90
1620	Pérylène	30,0%	184,80
1204	Indéno(1,2,3-cd)pyrène	27,5%	344,00
1460	Benzo(e)pyrène	27,5%	416,40
3000	Benzo(b,j)fluoranthènes	27,5%	225,00
1924	Butyl benzyl phtalate	25,0%	390,00

Code SANDRE	Nom de la molécule	Toutes stations confondues	
		Fréquence de quantification	Concentration max mesurée ( $\mu\text{g}/\text{Kg MS}$ à l'exception du mercure)
1458	Anthracène	22,5%	207,00
5990	PBDE 197	22,2%	0,00
1082	Benzo(a)anthracène	17,5%	461,70
1115	Benzo(a)pyrène	17,5%	375,90
1201	Hexachlorocyclohexane bêta	17,5%	24,40
2542	Monobutylétain cation	17,5%	334,00
1117	Benzo(k)fluoranthène	15,0%	242,30
7093	Dibenzo(a,e)pyrene	15,0%	376,50
1489	Phtalate de diméthyle	12,5%	205,30
3003	Cyclopenta(c,d)pyrène	12,5%	33,30
1621	Dibenzo(a,h)anthracène	10,0%	562,00
2013	Anthraquinone	10,0%	265,70
2610	4-tert-butylphénol	10,0%	2412,50
7092	Dibenzo(a,h)pyrene	10,0%	125,60
1523	Perméthrine	7,5%	132,10
7124	Triphenylene	7,5%	20,50
1176	Dinoterbe	5,0%	61,70
1246	PCB 180	5,0%	100,40
1959	4-tert-Octylphenol	5,0%	185,40
7074	Dibutylétain cation	5,0%	30,62
7094	Dibenzo(a,i)pyrene	5,0%	101,00
7496	Monooctyletain cation	5,0%	9,91
1116	Benzo(b)fluoranthène	3,6%	665,00
1242	PCB 101	2,5%	100,60
1244	PCB 138	2,5%	105,60
1245	PCB 153	2,5%	118,10
1254	Prométryne	2,5%	1,10

Code SANDRE	Nom de la molécule	Toutes stations confondues	
		Fréquence de quantification	Concentration max mesurée ( $\mu\text{g}/\text{Kg MS}$ à l'exception du mercure)
1614	Dichloronitrobenzène-3,4	2,5%	10,20
1815	Décabromodiphényl oxyde	2,5%	185,00
1847	Phosphate de tributyle	2,5%	51,90
7091	Dibenzo(a,l)pyrene	2,5%	252,00
7494	Diocyletain cation	2,5%	17,68

Le périphyton de la Rivière aux Herbes est contaminée par 52 molécules à l'aval et 47 à l'amont tandis que le périphyton de la Grande Rivière de Vieux-Habitants contient 34 molécules à l'aval et 31 à l'amont. Les molécules sont également plus souvent mesurées sur la Rivière aux Herbes que sur la Grande Rivière de Vieux-Habitants mais, contrairement à ce qui est observé sur la matrice eau, plus fréquemment à l'amont qu'à l'aval dans les 2 cours d'eau (Tableau 5 en annexe 10 et Figure 15 ci-dessous).

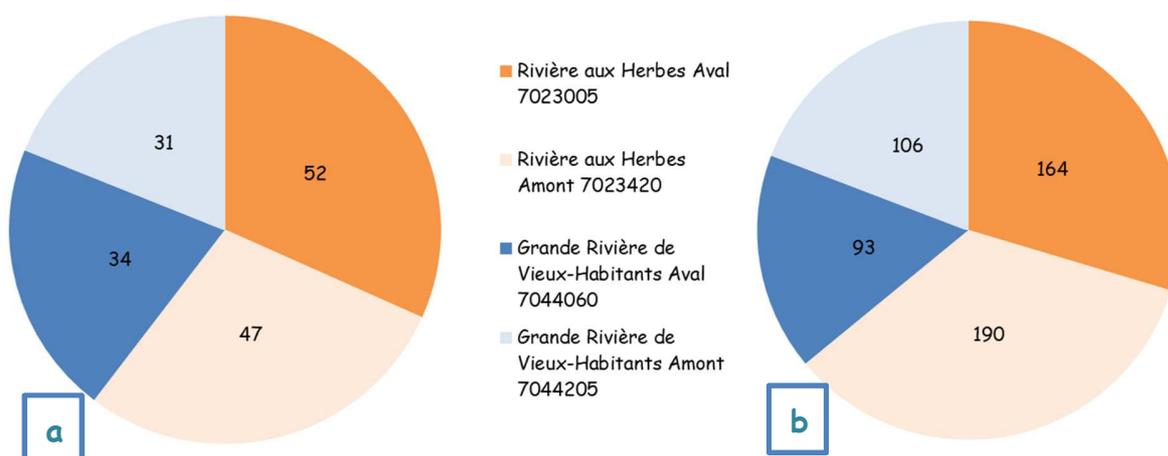


Figure 15. Répartition par station du nombre de molécules quantifiées (valeurs > LQ) toutes campagnes confondues (a) et du nombre de quantifications totales (b)

Les molécules fréquemment quantifiées dans le périphyton sont toutes des molécules hydrophobes, peu solubles, ayant tendance à s'adsorber facilement sur la fraction organique des matières en suspension et des sédiments ainsi que du périphyton. Beaucoup sont des hydrocarbures aromatiques polycycliques et des phtalates. La plupart de ces molécules sont toxiques à court ou long terme pour les organismes aquatiques. Elles sont également souvent suspectées ou considérées comme toxiques, cancérigènes et reprotoxiques pour les humains (Tableau 10 en annexe 10).

La concentration maximale de chlordécone mesurée au cours de cette étude est de 12608  $\mu\text{g}/\text{Kg MS}$ . À titre de comparaison, les concentrations dans le périphyton lors d'une étude réalisée en Martinique en 2009<sup>5</sup> était de 2520  $\mu\text{g}/\text{Kg MS}$  dans le site jugé contaminé (Basse Pointe).

#### **4. La contamination du biote**

Soixante-treize molécules ont été recherchées dans les 40 échantillons de biote envoyés au laboratoire (Tableau 6 en annexe 10).

Dix-huit molécules ont pu être quantifiées et un paramètre calculé, avec une occurrence de quantification variant de 4 à 39 échantillons, soit une fréquence de quantification variant de 10 à 97,5% selon les molécules (Tableau 14 ci-dessous). Contrairement au périphyton, les résultats sont exprimés en  $\mu\text{g}$  ou  $\text{mg}/\text{Kg}$  de poids frais (PF).

---

<sup>5</sup> Étude expérimentale sur substrats artificiels : accumulation du chlordécone dans les biofilms périphytiques en Martinique. 2010. Compte-rendu d'expérimentation 13p. DIREN Martinique.

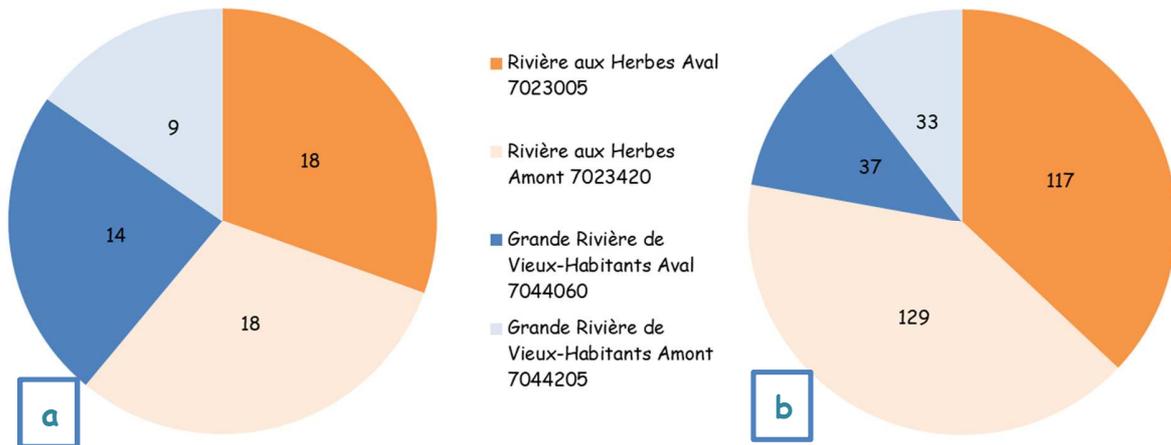
**Tableau 14. Liste des molécules quantifiées dans le biote, classées par fréquence de quantification**

Cde SANDRE	Nom de la molécule	Toutes stations confondues	
		Fréquence de quantification	Concentration max mesurée (µg/Kg PF à l'exception du mercure)
1866	Chlordécone*	97,5%	244922,00
1243	PCB 118*	82,5%	2309,00
1387	Mercure (en mg/Kg PF)*	75,0%	0,04
1627	PCB 105*	65,0%	701,00
2032	PCB 156*	55,0%	443,00
5435	PCB 157*	52,5%	87,00
5436	PCB 167*	52,5%	122,00
5434	PCB 123*	45,0%	67,00
5433	PCB 114*	37,5%	39,00
5437	PCB 189*	35,0%	30,00
6577	Chlordecone-5b-hydro	35,0%	1601,00
6695	Methylparaben	30,0%	41,93
1201	Hexachlorocyclohexane bêta	27,5%	14,35
1091	PCB 77*	25,0%	9,00
2766	Bisphenol A	25,0%	77,00
6693	Propylparaben	25,0%	48,67
2566	1,2,3,4,6,7,8,9-Octachlorodibenzodioxine*	20,0%	2,00
1959	4-tert-Octylphenol	10,0%	214,24
6600	p-octylphénols (mélange)	10,0%	214,24

\* Molécules recherchées dans le biote au titre de la DCE (Arrêté du 17 octobre 2018 modifiant l'arrêté du 25 janvier 2010 établissant le programme de surveillance de l'état des eaux en application de l'article R. 212-22 du code de l'environnement). Le chlordécone est la seule molécule recherchée en tant que polluant spécifique de l'état écologique, toutes les autres étant des substances prioritaires.

Le biote prélevé dans la Rivière aux Herbes à l'amont comme à l'aval est contaminée par les mêmes 18 molécules. Le biote prélevé dans la Grande Rivière de Vieux-Habitants contient 14 molécules à l'aval et 9 à l'amont. Les molécules sont nettement plus souvent quantifiées dans

la Rivière aux Herbes que sur la Grande Rivière de Vieux-Habitants. L'occurrence de quantification est légèrement supérieure à l'aval dans la Grande Rivière de Vieux Habitants et à l'amont dans la Rivière aux Herbes (Tableau 7 en annexe 10 et Figure 16 ci-dessous).



**Figure 16. Répartition du nombre de molécules quantifiées (valeurs > LQ), toutes campagnes confondues (a) et du nombre de quantifications totales (b)**

Les analyses pratiquées dans le cadre du plan chlordécone 2008-2010 sur le biote montrent qu'en Martinique, en 2009, le percentile 90 (valeur au-dessus de laquelle se situe 10% des échantillons) établi pour le chlordécone et pour le lot du poisson *Sicydium* spp était de 2695 µg/kg PF, soit pratiquement 135 fois la norme de l'époque (20 µg/Kg PF). Le HCHβ était la molécule la plus communément retrouvée dans le biote, contaminant 10 espèces.

La plus forte concentration pour le lot de *Sicydium* spp était de 527 µg/kg PF (station Pocquet RN1)<sup>6</sup>. En 2011, la concentration maximale de chlordécone mesurée sur un lot de *Sicydium* spp a atteint 13482 µg/Kg PF (Basse Pointe aval)<sup>3</sup>. Les analyses du biote réalisées en Guadeloupe en 2019 sur des plans d'eau et la Rivière Bananier révèlent la présence de 2 molécules : le mercure et le chlordécone. Les concentrations en chlordécone sont beaucoup plus faibles que

<sup>6</sup> Office de l'eau de la Martinique, DEAL Martinique, ONEMA. Plan d'ation Chlordécone 2008-2021. Détermination de la contamination des milieux aquatiques par le chlordécone. Rapport final. 2009. 91p.

celles mesurées en Martinique dans le cadre du plan chlordécone ou dans la Rivière aux Herbes au cours de la présente étude (Tableau 15). Les concentrations en mercure mesurées sur poisson en 2019 sont du même ordre que celles mesurées sur *Sicydium* spp. En revanche, les concentrations mesurées sur les crustacés, dans la Ravine Zombi et la Rivière Bananier sont de l'ordre de 1000 fois supérieures à celles mesurées sur *Sicydium* spp au cours de la présente étude.

**Tableau 15. Quelques exemples de concentrations en mercure et chlordécone mesurées dans le biote (poissons, *Sicydium* spp et crustacés) en Guadeloupe, dans le cadre de la mise en œuvre de la DCE (de 2011 à 2013, les valeurs minimales et maximales mesurées ont été retenues)  
Source : Office de l'eau de la Guadeloupe**

Paramètre	Concentration	Station (année)	Support
Chlordécone ( $\mu\text{g}/\text{Kg}$ PF)	12	Etang Capesterre Belle-Eau (2019)	Poissons
	22	Ravine Zombi (Capesterre Belle-Eau) (2019)	Poissons
	18	Grande Rivière de Vieux-Habitants aval (2013)	<i>Sicydium</i> spp
	6527	Rivière du Grand Carbet (2013)	<i>Sicydium</i> spp
	109	Rivière Moustique Petit-Bourg aval (2012)	<i>Sicydium</i> spp
	698	Rivière du Grand Carbet (2012)	<i>Sicydium</i> spp
	44	Rivière La Lézarde aval (2011)	<i>Sicydium</i> spp
	495	Rivière La Rose aval (2011)	<i>Sicydium</i> spp
	29	Ravine Zombi (Capesterre Belle-Eau) (2019)	Crustacés
	25	Rivière Bananier (2019)	Crustacés
Mercure	0,02 $\mu\text{g}/\text{Kg}$ PF	Etang Capesterre Belle-Eau (2019)	Poissons
	0,09 $\mu\text{g}/\text{Kg}$ PF	Ravine Zombi (Capesterre Belle-Eau) (2019)	Poissons
	0,02 mg/Kg PF	Ravine Zombi (Capesterre Belle-Eau) (2019)	Crustacés
	0,01 mg/Kg PF	Rivière Bananier (2019)	Crustacés

## 5. Comparaison des 3 matrices étudiées

Bien que beaucoup plus de molécules aient été recherchées dans la matrice eau, seulement 4,1% d'entre elles ont été quantifiées au moins une fois, alors que 15,3% des molécules

recherchées dans le périphyton et 24,7% de celles recherchées dans le biote ont été quantifiées (Tableau 16). De même les molécules sont plus fréquemment quantifiées dans le périphyton et le biote que dans l'eau. Ce résultat illustre bien le fait que la matrice eau donne une vision partielle et réduite de la contamination des milieux aquatiques. Le périphyton et le biote sont deux matrices dans lesquelles les molécules sont adsorbées et absorbées voire bioaccumulées ce qui optimise les chances de les détecter lors d'un prélèvement ponctuel. Rappelons que les analyses pratiquées sur le périphyton ayant pâti de limites de détection variables et souvent élevées, la contamination de cette matrice est sous-estimée. Les molécules identifiées dans les 2 matrices périphyton et biote sont essentiellement des molécules lipophiles présentant une forte affinité pour la matière organique au contraire de celles couramment identifiées dans l'eau. Malgré les limites des analyses pratiquées sur la matrice eau, la prise en compte des trois matrices reste donc complémentaire.

Parmi les 511 molécules recherchées dans l'eau, 93 sont des molécules recherchées au titre de la DCE selon l'Arrêté du 17 octobre 2018 : substances permettant d'établir l'état chimique, polluant spécifiques définissant l'état écologique, substances pertinentes à surveiller dont les substances appartenant à la liste complémentaire pour les DOM. Dix-huit des 24 molécules quantifiées au moins lors d'une campagne sont des molécules recherchées au titre de la DCE. Cela signifie que 6 molécules (5 dérivés du phénol et le propiconazole) ne font pas partie des molécules à surveiller dans les DOM au titre de la DCE mais sont présentes dans les eaux de surface de la Guadeloupe.

Quarante-six des 73 molécules recherchées dans le biote et 12 des 18 molécules quantifiées au moins lors d'une campagne sont des molécules listées dans l'Arrêté du 17 octobre 2018. Le chlordécone 5b Hydro, le parabenméthyl, l'HCH  $\beta$ , le bisphénol A, le propylparaben et l'octylphénol para-tert ne sont pas réglementairement à analyser dans le biote mais ont été recherchés dans la chair des *Sicydium* spp analysés.

**Tableau 16. Répartition globale des molécules quantifiées dans chaque matrice**

	Eau	Périphyton	Biote
Nombre total de molécules recherchées	511	367	73
dont molécules recherchées au titre de la DCE*	93	-	46
Nombre total de molécules quantifiées	21	56	18
dont molécules recherchées au titre de la DCE*	18	-	12
Proportion de molécules quantifiées	4,1%	15,3%	24,7%
Nombre total de résultats positifs	96	553	316
Fréquence moyenne de quantification par molécule	4,6	9,9	17,6

\* Molécules listées dans l'Arrêté du 17 octobre 2018 modifiant l'arrêté du 25 janvier 2010 établissant le programme de surveillance de l'état des eaux en application de l'article R. 212-22 du code de l'environnement

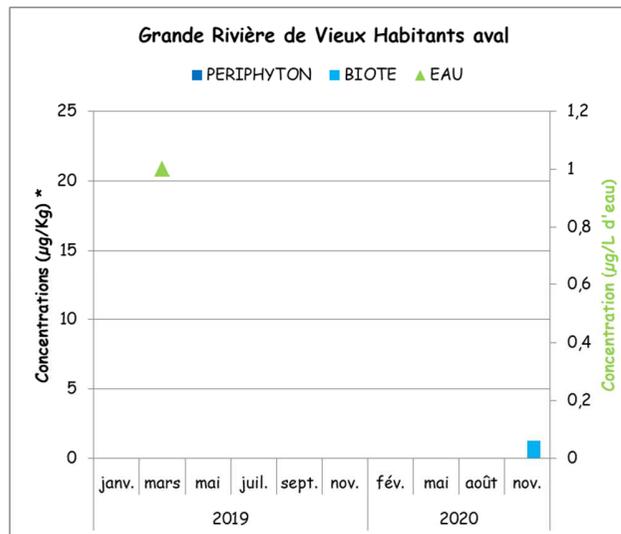
## 6. Les molécules communes aux 3 matrices

Parmi les 86 molécules quantifiées dans au moins une des matrices étudiées, 6 sont communes à 2 ou 3 matrices (Tableau 8 en annexe 10) :

- hexacyclohexane Beta (HCH $\beta$ ) (1201)
- mercure (Hg) (1387)
- chlordécone (CLC) (1866)
- octylphénol para-tert (4tOP) (1959)
- monobutylétain cation (2542)
- bisphénol A (BPA) (2766)

Les figures 17 à 23 ci-après illustrent les concentrations pour chacune de ces molécules et pour chaque station au cours des 10 campagnes de prélèvement. On note que la Rivière aux Herbes est nettement plus contaminée que la Grande Rivière de Vieux-Habitants par le HCH $\beta$ , le mercure et le chlordécone. Cette différence est moins évidente pour les 3 autres paramètres. L'amont de la Rivière aux Herbes est plus contaminé par le HCH $\beta$  que l'aval. Le contraire est observé pour le mercure tandis que les concentrations sont globalement équivalentes pour le chlordécone.

## Contamination par le hexacyclohexane Beta (HCH $\beta$ )



La Grande Rivière de Vieux -Habitants semble préservée de la contamination par le HCH $\beta$  à l'amont et faiblement contaminée à l'aval avec une seule détection de la molécule dans l'eau et dans le biote. En revanche les 3 matrices sont contaminées surtout à l'amont et beaucoup moins à l'aval de la Rivière aux Herbes.

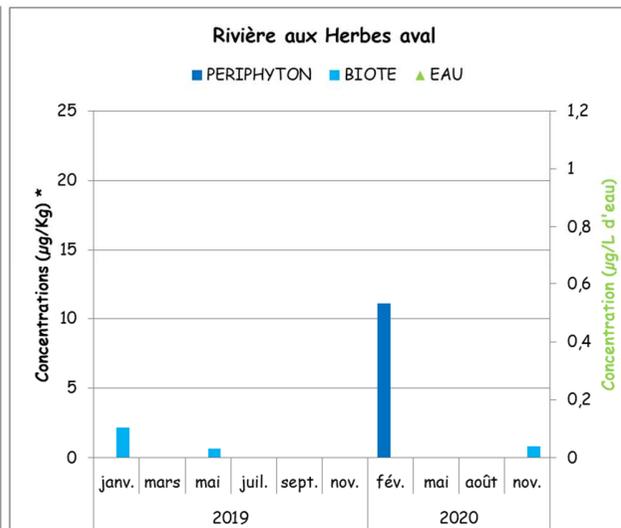
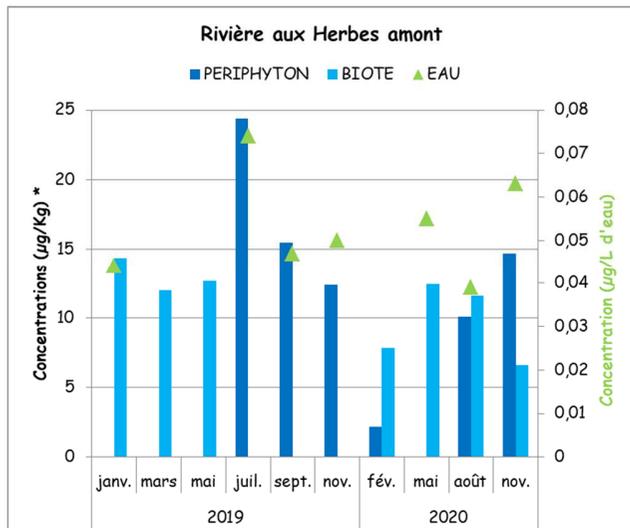


Figure 17 : Concentrations de HCH $\beta$  mesurées dans chaque matrice, sur chaque station, au cours des 10 campagnes.\* concentrations données par Kg de MS pour le périphyton et Kg de PF pour le biote

## Contamination par le mercure (Hg)

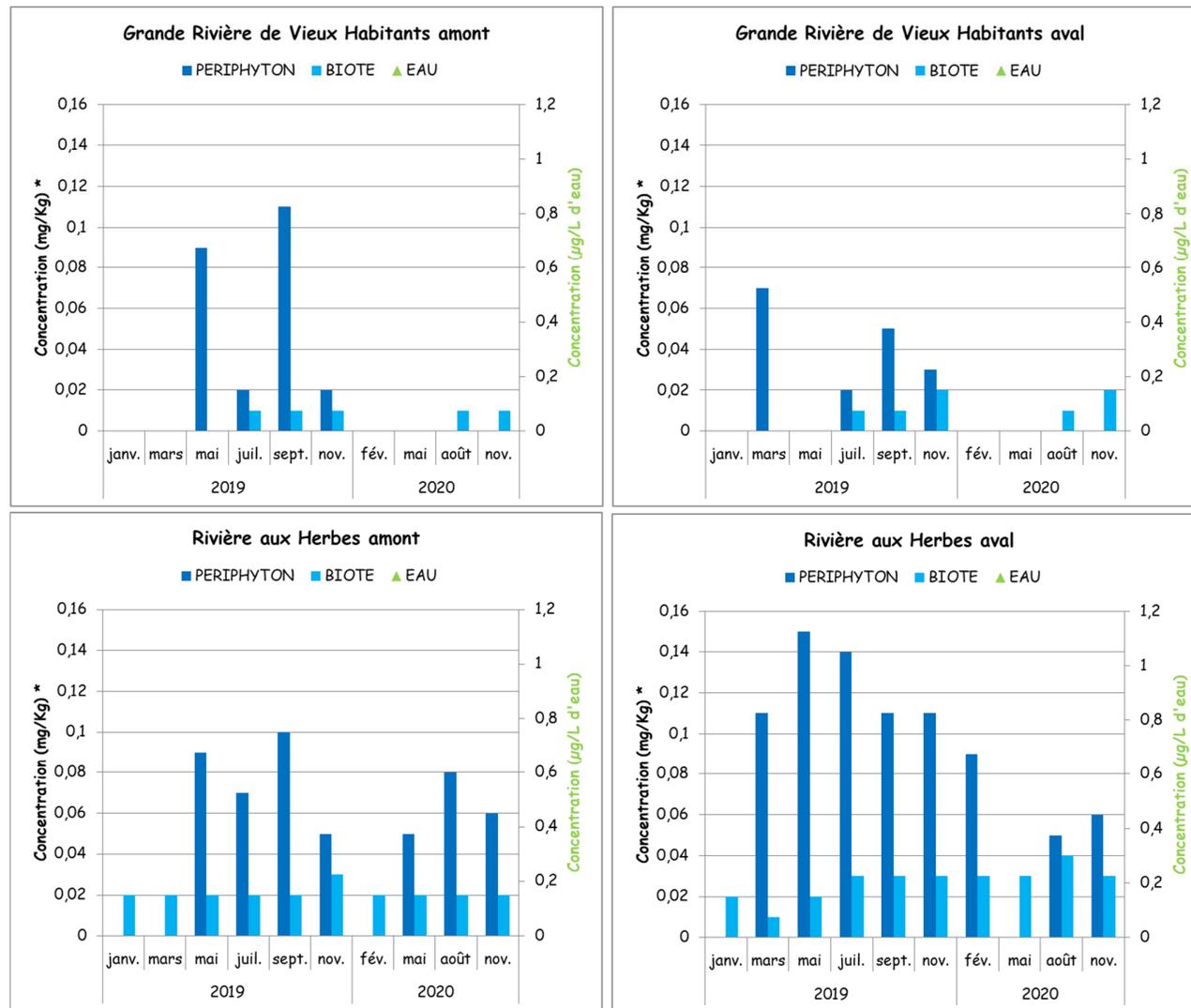
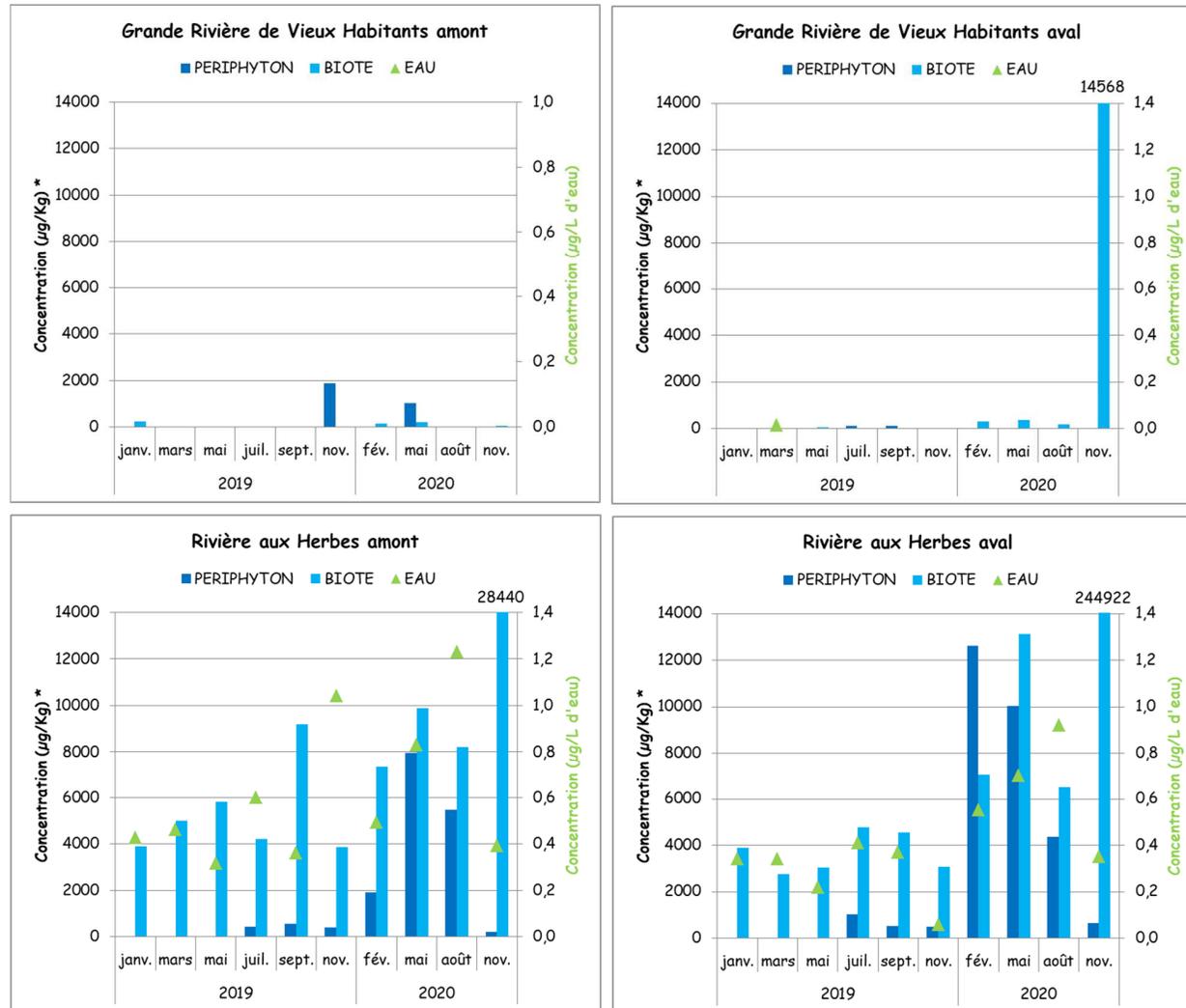


Figure 18 : Concentrations du Mercure (Hg) mesurées dans chaque matrice, sur chaque station, au cours des 10 campagnes.\* concentrations données par Kg de MS pour le périphyton et Kg de PF pour le biote

Alors que le mercure n'est jamais détecté dans l'eau, il est fréquemment quantifié dans le périphyton et le biote. Les concentrations dans le périphyton sont même systématiquement plus élevées que celles mesurées dans le biote. Ce résultat illustre la forte affinité du mercure pour le périphyton qui constitue de fait une voie de contamination du réseau trophique. Bien que la Grande Rivière de Vieux-Habitants ne soit pas indemne de la contamination par le mercure, la Rivière aux Herbes, notamment à l'aval, apparaît nettement et surtout plus constamment contaminée.

## Contamination par le chlordécone (CLC)

Figure 19 : Concentrations de chlordécone mesurées dans chaque matrice, sur chaque station, au cours des 10 campagnes.\* concentrations données par Kg de MS pour le périphyton et Kg de PF pour le biote



Les 3 matrices de la Rivière aux Herbes sont nettement plus contaminées par le chlordécone que celles de la Grande Rivière de Vieux -Habitants avec des concentrations très élevées mesurées dans le biote (28 mg/Kg de MS à l'amont et 245 mg/Kg de MS à l'aval) (Figure 19 ci-contre). Les plus fortes concentrations ont été mesurées lors des campagnes 13 à 16 soit en février, mai, août et novembre 2020. À l'exception de la campagne C3, l'eau n'apparaît pas contaminée sur la Grande Rivière de Vieux-Habitants alors que le périphyton et le biote révèlent la présence de la molécule même si les concentrations sont bien moindres que celles mesurées dans la Rivière aux Herbes. Le biote prélevé à l'aval de la Grande Rivière de Vieux- Habitants lors de la campagne C16 fait exception avec des concentrations de 14 mg/Kg.

## Contamination par l'octylphénol para-tert (4tOP)

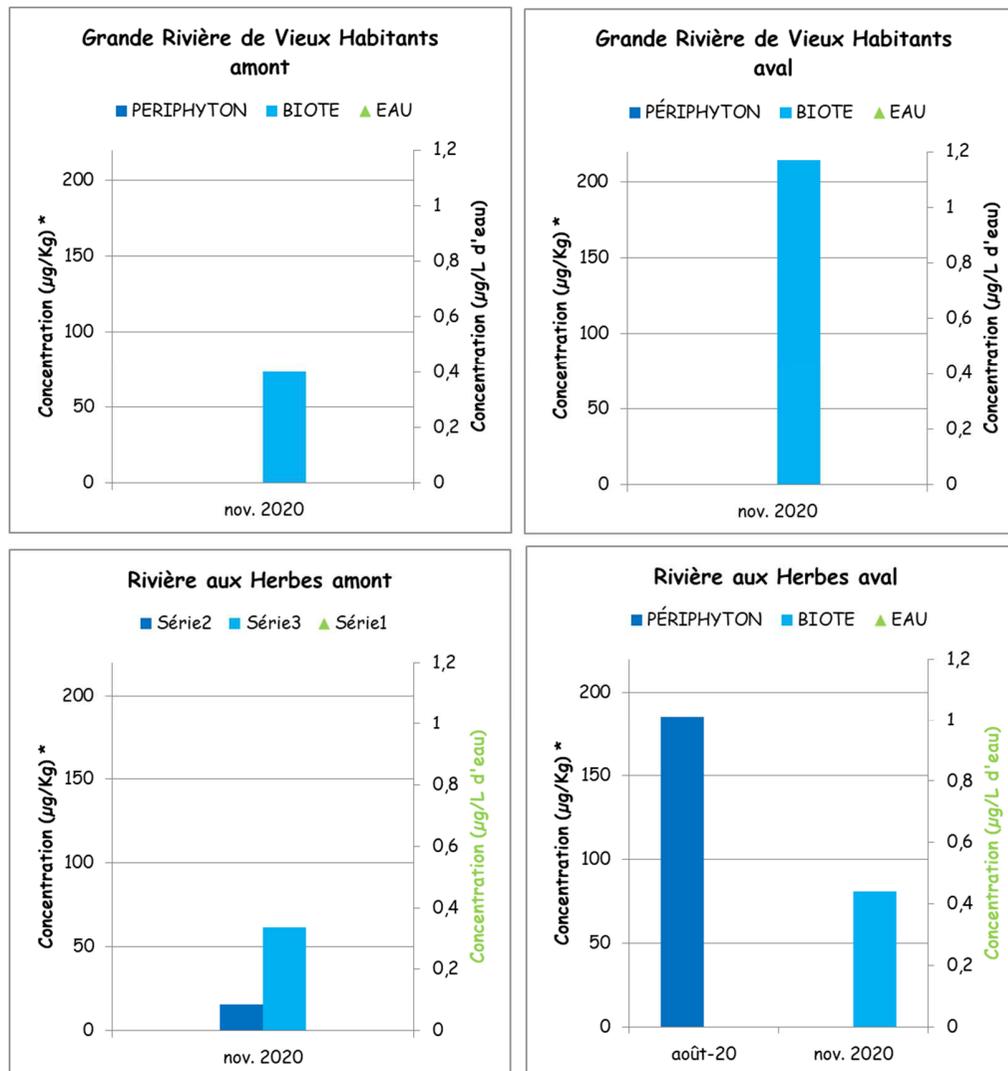
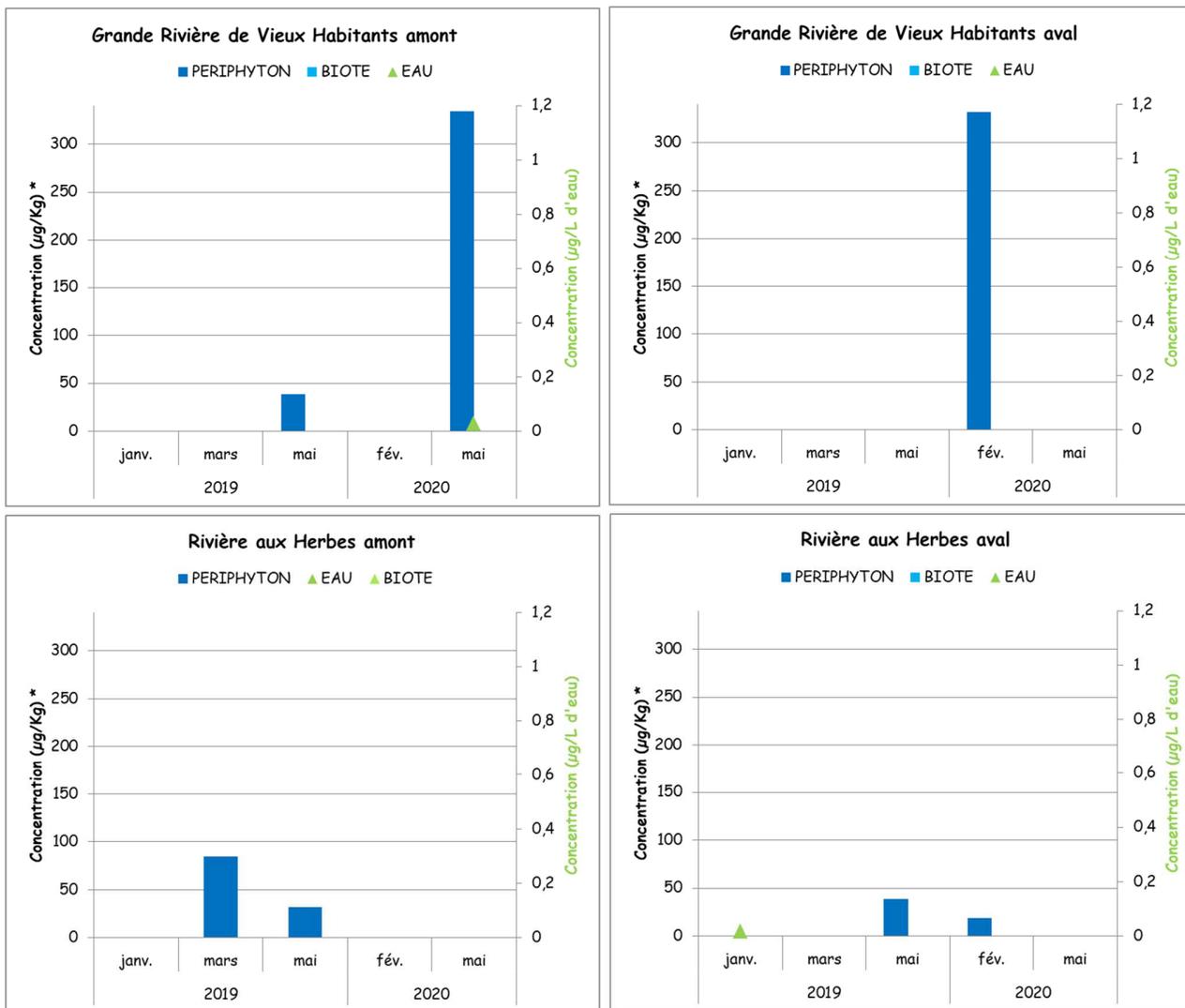


Figure 20. Concentrations de l'octylphénol para-tert mesurées dans chaque matrice, sur chaque station, au cours des 10 campagnes.\* concentrations données par Kg de MS pour le périphyton et Kg de PF pour le biote

Seul le biote prélevé lors de la campagne 16 (novembre 2020) semble contaminé par l'octylphénol para-ter dans la Grande Rivière de Vieux-Habitants. Périphyton et biote sont contaminés dans la Rivière aux Herbes mais la molécule n'y a été détectée que lors des campagnes d'août et novembre 2020. Ces résultats sont en faveur d'une contamination plus ponctuelle ou irrégulière des milieux aquatiques par cette molécule. Le fait que les 2 rivières soient contaminées laisse à penser que cette contamination pourrait être liée à une activité humaine saisonnière.

## Contamination par le monobutylétain cation



A l'exception d'une quantification dans l'eau sur la Rivière aux Herbes aval lors de la 1<sup>ère</sup> campagne (janvier 2019), le monobutylétain n'a été détecté que dans le périphyton lors de quelques campagnes 2019. Les concentrations semblent plus élevées sur la Grande Rivière de Vieux -Habitants.

Figure 21. Concentrations de monobutylétain cation mesurées dans chaque matrice, sur chaque station, au cours des 10 campagnes.\* concentrations données par Kg de MS pour le périphyton et Kg de PF pour le biote

## Contamination par le bisphénol A (BPA)

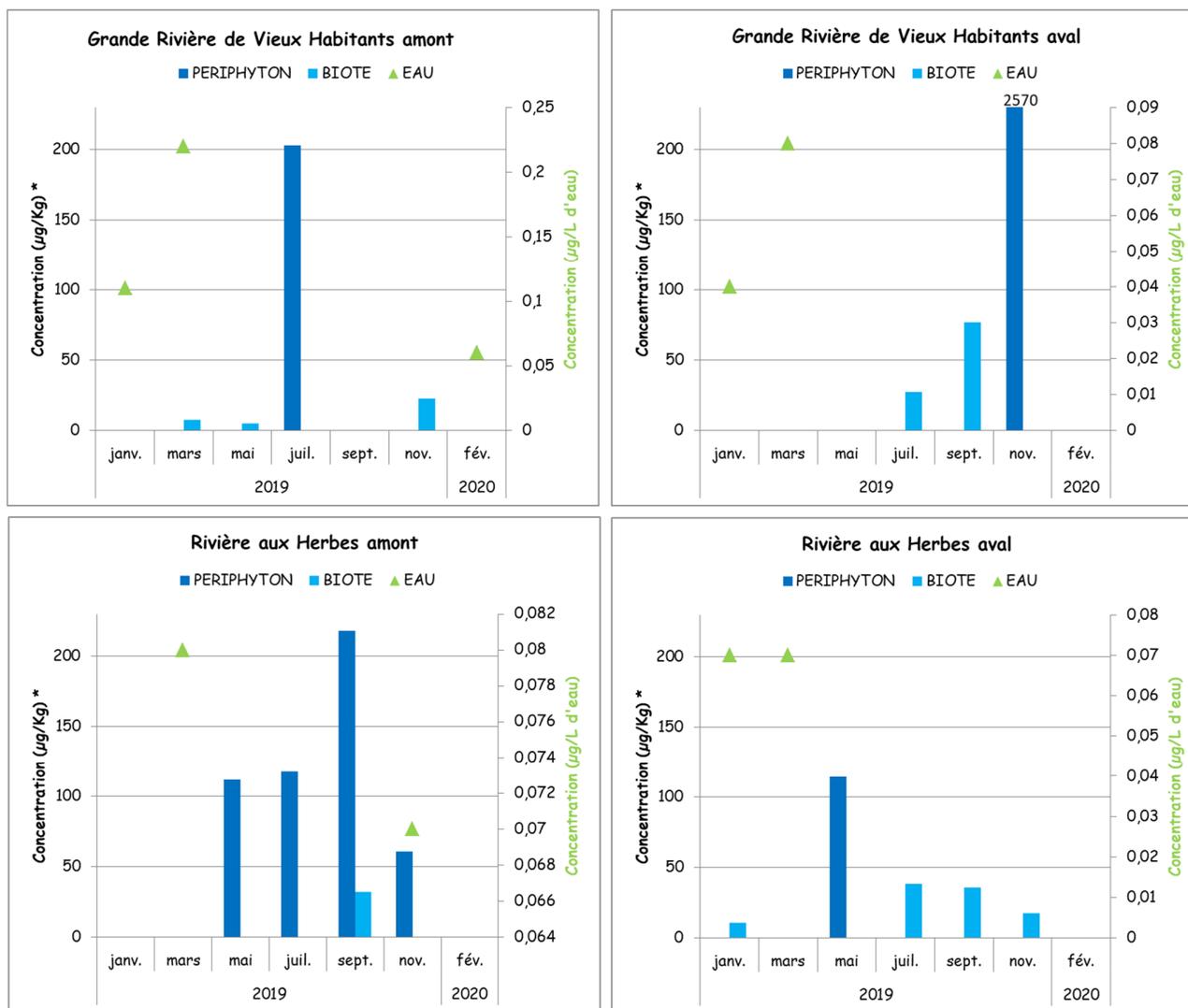
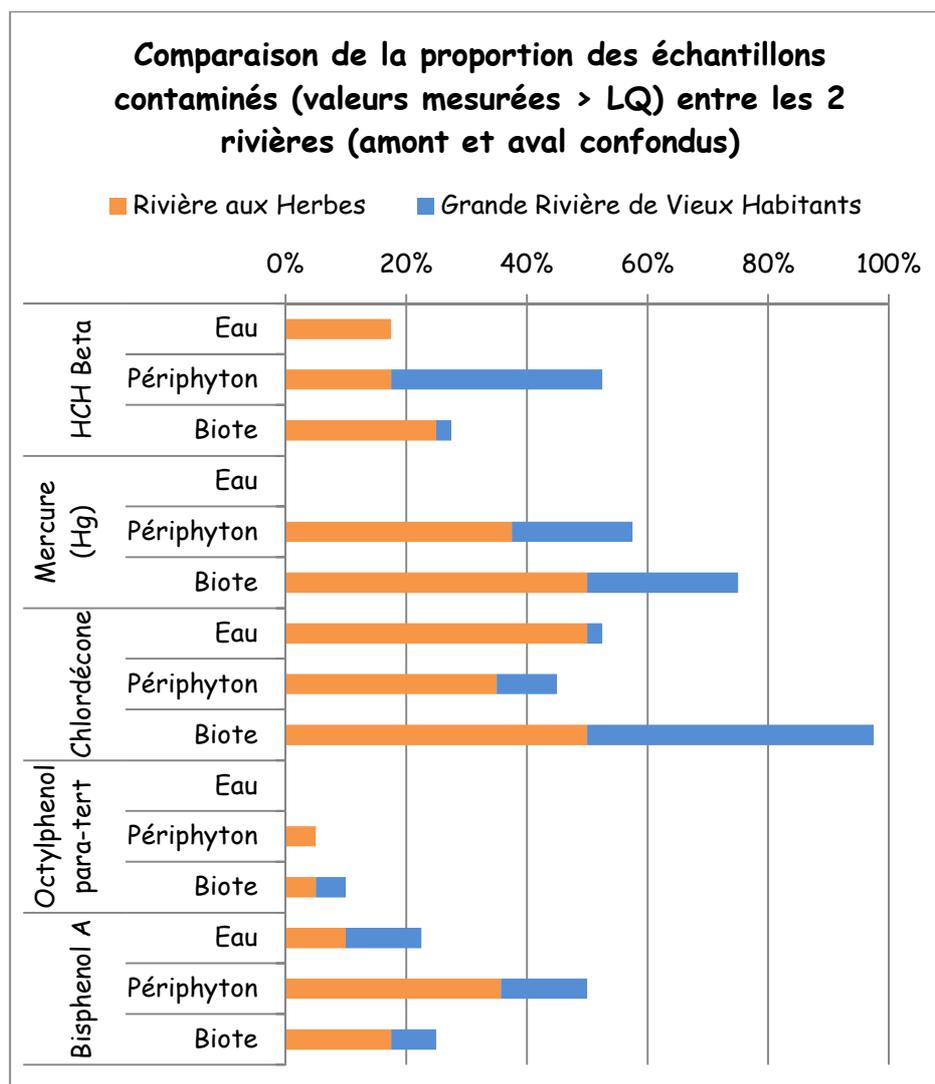


Figure 22 : Concentrations de bisphénol A mesurées dans chaque matrice, sur chaque station, au cours des 10 campagnes.\* concentrations données par Kg de MS pour le périphyton et Kg de PF pour le biote

Le bisphénol A est quantifié dans les 3 matrices mais rarement lors des mêmes campagnes. Comme le mercure, les concentrations les plus élevées sont mesurées dans le périphyton, qui pourrait donc constituer une voie d'entrée de la molécule dans les réseaux trophiques. Les 2 rivières sont contaminées.

La comparaison du nombre d'échantillons positifs pour ces 5 molécules communes montre que la Rivière aux Herbes est nettement plus contaminée que la Grande Rivière de Vieux-Habitants (Figure 23). Le biote apparaît plus fréquemment contaminé que le périphyton pour le chlordécone et le mercure. Au contraire c'est le périphyton qui est plus souvent contaminé que le biote pour le HCH $\beta$  (sur la Grande Rivière de Vieux-Habitants) et le bisphénol A, et ce malgré le fait que les limites de détection sont parfois très élevées pour cette matrice.



**Figure 23 : Proportion des échantillons contaminés par les 5 molécules communes dans les 2 cours d'eau et les 3 matrices étudiés.**

## 7. Analyse de la contamination du point de vue des molécules DCE

### a. Dans la matrice eau

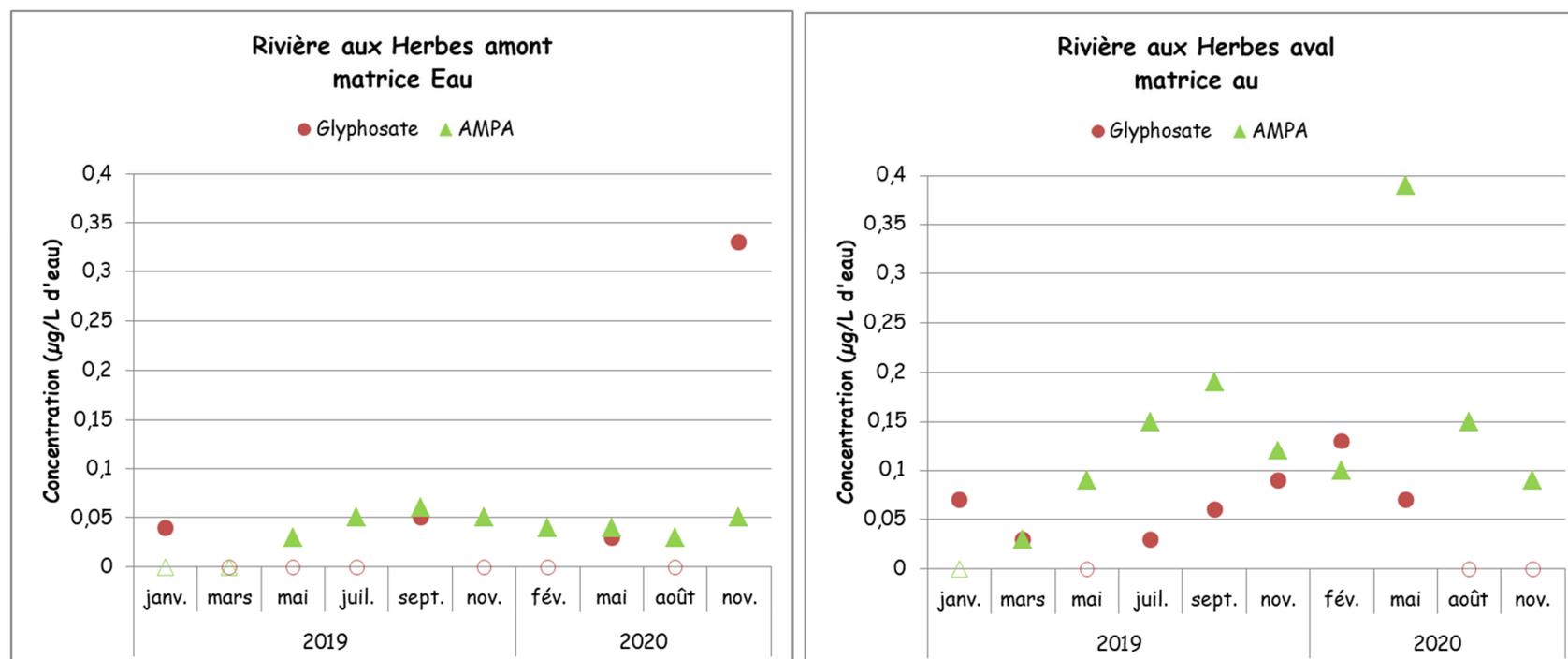
Parmi les 201 molécules ou groupes de molécules recherchés au titre de la DCE (Arrêté du 17 octobre 2018 modifiant l'arrêté du 25 janvier 2010 établissant le programme de surveillance de l'état des eaux en application de l'article R. 212-22 du code de l'environnement), seules 13 ont été quantifiées au moins 1 fois au cours des 10 campagnes (Tableau 17). Soixante molécules n'ont jamais été quantifiées et 127 n'ont pas fait l'objet d'analyses (Tableau 9 en annexe 10). Cinq des molécules quantifiées ne concernent théoriquement pas le bassin de la Guadeloupe (en gris dans le Tableau 17.17). Les 5 molécules les plus fréquemment quantifiées sont le chlordécone, l'AMPA, le glyphosate, le bisphénol A et le HCH $\beta$ . Le glyphosate et de son métabolite l'AMPA n'ont été quantifiées que dans la matrice EAU, essentiellement dans la Rivière aux Herbes (Figure 24).

**Tableau 17. Liste des molécules DCE quantifiées dans l'eau, classées par occurrence de quantification**  
**En bleu les molécules communes au trois matrices, dont les résultats ont été analysés précédemment pour chaque station**

Code Sandre	Paramètre	Substances prioritaires (Etat chimique)	Substances spécifiques Etat écologique	Substances pertinentes à surveiller		Usage Pesticide ou métabolite de pesticide	Famille chimique	Nombre de quantification (concentration > LQ)	Nombre de Valeur (< LQ)
				Liste commune métropole et DOM	Liste complémentaire DOM				
1866	<i>Chlordécone</i>		X			X	Composé organochloré	21	19
1907	AMPA	Ces 2 molécules sont considérées comme des substances spécifiques de l'état écologique dans tous les bassins de France métropolitaine et en Martinique mais pas en Guadeloupe				X	Métabolite du glyphosate	17	23
1506	Glyphosate					X	Composé organophosphoré non inhibiteur des choliestérases	12	28
2766	<i>Bisphenol A</i>			X			Alkylphénols, nonylphénols et bisphénols A	9	31
1201	<i>Hexachloro cyclohexane bêta</i>	X				X	Composé organochloré	7	33
1713	Thiabendazole	Substance spécifique de l'état écologique dans les bassins Rhin-Meuse et Martinique				X	Benzimidazoles	4	36
1709	Piperonyl butoxyde			X		X	Cycles aromatiques	2	38
1877	Imidaclopride				X	X	Neonicotinoïdes	2	38
1141	2,4-D		X			X	Phénoxy-herbicides (Herbicides auxiniques)	1	39
1177	Diuron	X				X	Urées substituées	1	39
1951	Azoxystrobine	Substance spécifique de l'état écologique dans le bassin Artois-Picardie				X	Strobilurines	1	39
2879	Tributylétain cation	X					Organoétains (ou organostanniques)	1	39
6644	Ethylparaben			X			Parabènes	1	31

## Contamination par le glyphosate et l'AMPA

Figure 24. Concentrations de glyphosate et d'AMPA mesurées dans la matrice eau, dans la rivière aux Herbes, au cours des 10 campagnes



Le glyphosate et son métabolite l'AMPA étant solubles dans l'eau, il est logique de ne retrouver ces molécules que dans la matrice eau et non dans le périphyton ou le biote. Le glyphosate a aussi été quantifié à l'aval de la Grande Rivière de Vieux-Habitants (0,05 µg/L) mais uniquement lors de la campagne de septembre 2019. Bien que ces molécules ne soient pas à rechercher en Guadeloupe au titre de la DCE, ces résultats montrent qu'elles sont ou ont été utilisées sur le territoire et que leur surveillance est pertinente.

Les concentrations en glyphosate sont comparables à celles mesurées sur le bassin de la Seine (0,02 à 0,11  $\mu\text{g/L}$ ) mais les concentrations en AMPA sont plus faibles, même à l'aval de la Rivière aux Herbes (Bassin versant de la Seine : 0,30 à 0,65  $\mu\text{g/L}$ )<sup>7</sup>. Au contraire, les concentrations mesurées dans le bassin Adour-Garonne sont nettement plus élevées<sup>8</sup> : concentration maximale en glyphosate de 35  $\mu\text{g/L}$  et 26% des échantillons prélevés entre 2012 et 2018 contaminés ; concentration maximale en AMPA de 105  $\mu\text{g/L}$  et 48,9% des échantillons contaminés.

La figure 25 ci-dessous illustre la contamination globale de l'eau de chaque station par les substances DCE. Elle montre que la Rivière aux Herbes est nettement plus contaminée que la Grande Rivière de Vieux-Habitants tant au regard du nombre de molécules quantifiées que de leurs concentrations. La contamination de la Rivière aux Herbes amont est dominée par le chlordécone, l'AMPA et l'HCH $\beta$  et dans une moindre mesure le glyphosate. À l'aval, on retrouve le chlordécone, l'AMPA et le glyphosate. Le plan d'échantillonnage et les résultats obtenus ne permettent pas de déterminer une période particulièrement propice à la détection des molécules dans l'eau.

---

<sup>7</sup> RICHOUX Robin, Erwan GARCIA GONZALEZ, Sabrina GUERIN, Claudia PAIJENS, Sam AZIMI, Vincent ROCHER (SIAAP - Service pilote : Rivières-Usine Métrologie Innovante). Suivi de la qualité de la Seine en agglomération parisienne. Bilan annuel 2020. Mai 2021. 88p

<sup>8</sup> <https://evolution-rivieres.eau-adour-garonne.fr/qualite/phytosanitaires>

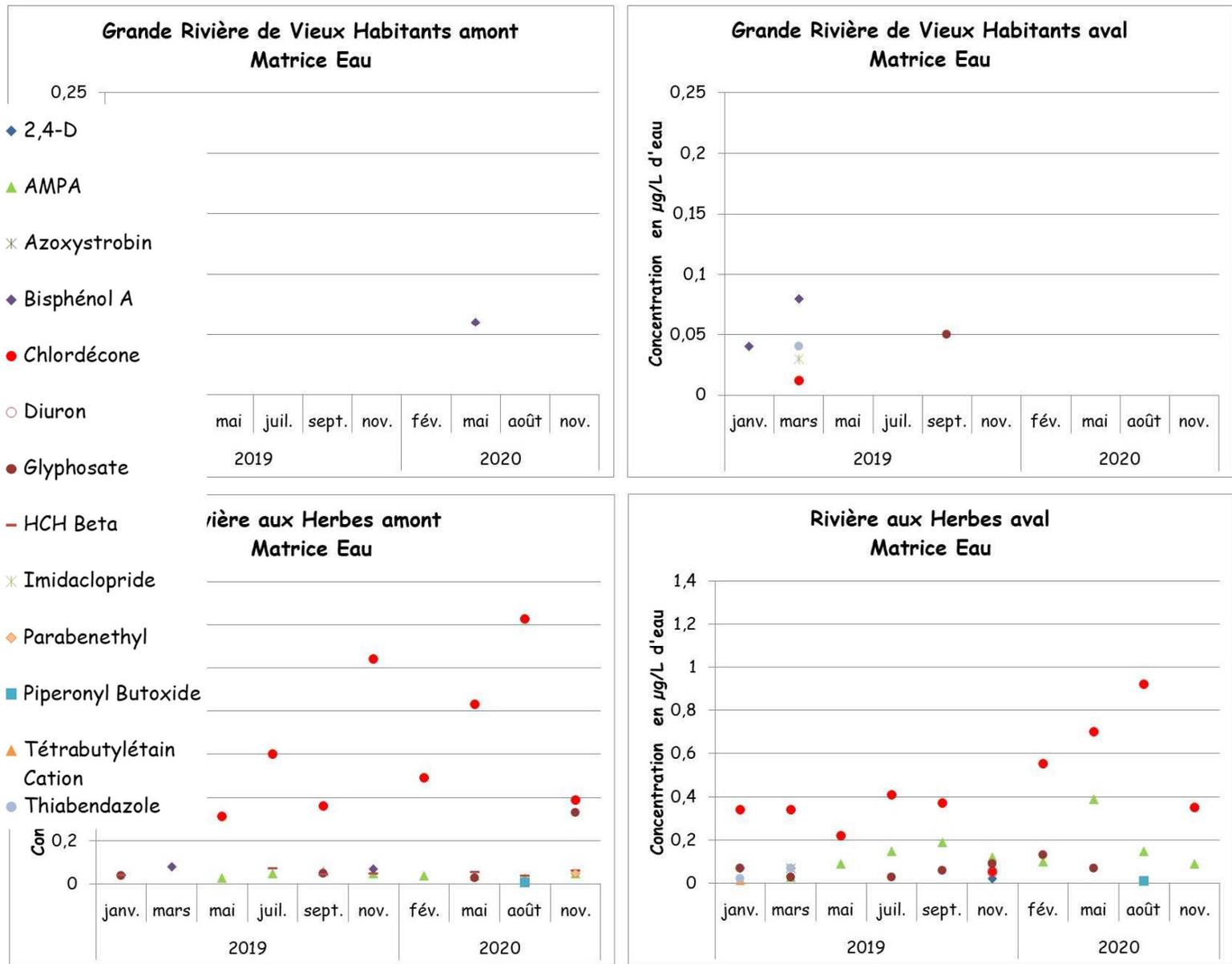
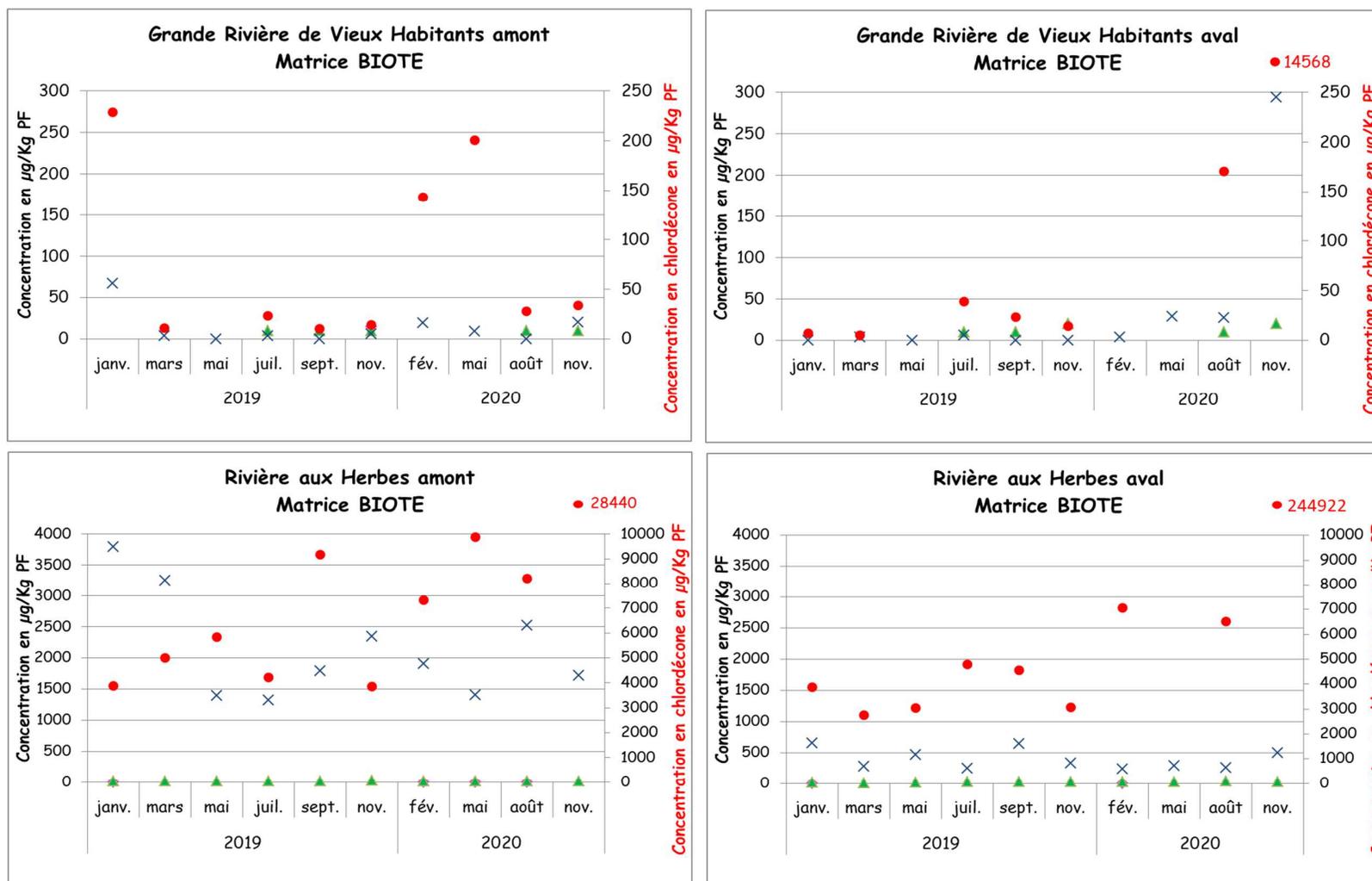


Figure 25. Contamination de la matrice eau par les substances prioritaires, les polluants spécifiques de l'état écologique et les substances pertinentes à surveiller au titre de la DCE

## b. Dans la matrice biote

Parmi les 57 molécules ou groupes de molécules recherchés au titre de la DCE (Arrêté du 17 octobre 2018 modifiant l'arrêté du 25 janvier 2010 établissant le programme de surveillance de l'état des eaux en application de l'article R. 212-22 du code de l'environnement), 12 ont été quantifiées au moins 1 fois au cours des 10 campagnes (Tableau 14, p.65), 34 n'ont jamais été quantifiées et 11 n'ont pas été recherchées au cours de cette étude.

La figure 26 ci-dessous illustre la contamination du biote prélevé sur chaque station par les substances DCE. Elle confirme que le biote prélevé dans la Rivière aux Herbes est beaucoup plus contaminé (plus de molécules quantifiées et des concentrations beaucoup plus élevées). Néanmoins, le biote prélevé sur la Grande Rivière de Vieux-Habitants se révèle tout de même contaminé par le chlordécone, le mercure et certains PCB (PCB105, PCB118). Les concentrations en chlordécone mesurées lors de la campagne de novembre 2020 (C16) sont particulièrement élevées, que ce soit sur la Rivière aux Herbes ou à l'aval de la Grande Rivière de Vieux-Habitants. L'ensemble des PCBs est systématiquement quantifié sur la Rivière aux Herbes à l'amont comme à l'aval.



◆ 1,2,3,4,6,7,8,9 Octachlorodibenzodioxine      ▲ Mercure (Hg)  
 × Somme des PCB (123,105,114,118,156,157,167,189,77)      ● Chlordécone

Figure 26. Contamination de la matrice biote par les substances prioritaires et les polluants spécifiques de l'état écologique au titre de la DCE

### c. Dans la matrice périphyton

Cette matrice n'est pas exploitée dans le cadre de la DCE mais nous avons procédé à l'analyse des résultats des molécules DCE habituellement recherchées dans le biote. Parmi ces 57 molécules, 5 ont été quantifiées dans le périphyton (le Di (2-ethylhexyle)-phthalate (DEHP), le mercure, le chlordécone, le fluoranthène et le benzo (a) pyrène), 26 n'ont été quantifiées dans aucun échantillon de périphyton et 26 autres n'ont pas été recherchées dans cette matrice. Seuls le mercure et le chlordécone sont quantifiés à la fois dans le biote et dans le périphyton. Les concentrations des 5 molécules DCE dans le périphyton sont illustrées par la figure 27 ci-après. Le chlordécone, comme les autres molécules à l'exception du DEHP, est plus fréquemment quantifiée sur la Rivière aux Herbes que sur la Grande Rivière de Vieux-Habitants. Les concentrations y sont également plus élevées surtout à l'aval. Les concentrations de DEHP sont également élevées, particulièrement à l'aval des 2 cours d'eau. La concentration la plus forte (68225  $\mu\text{g}/\text{Kg}$ ) étant mesurée en mai 2020 (C14) à l'aval de la Grande Rivière de Vieux-Habitants.

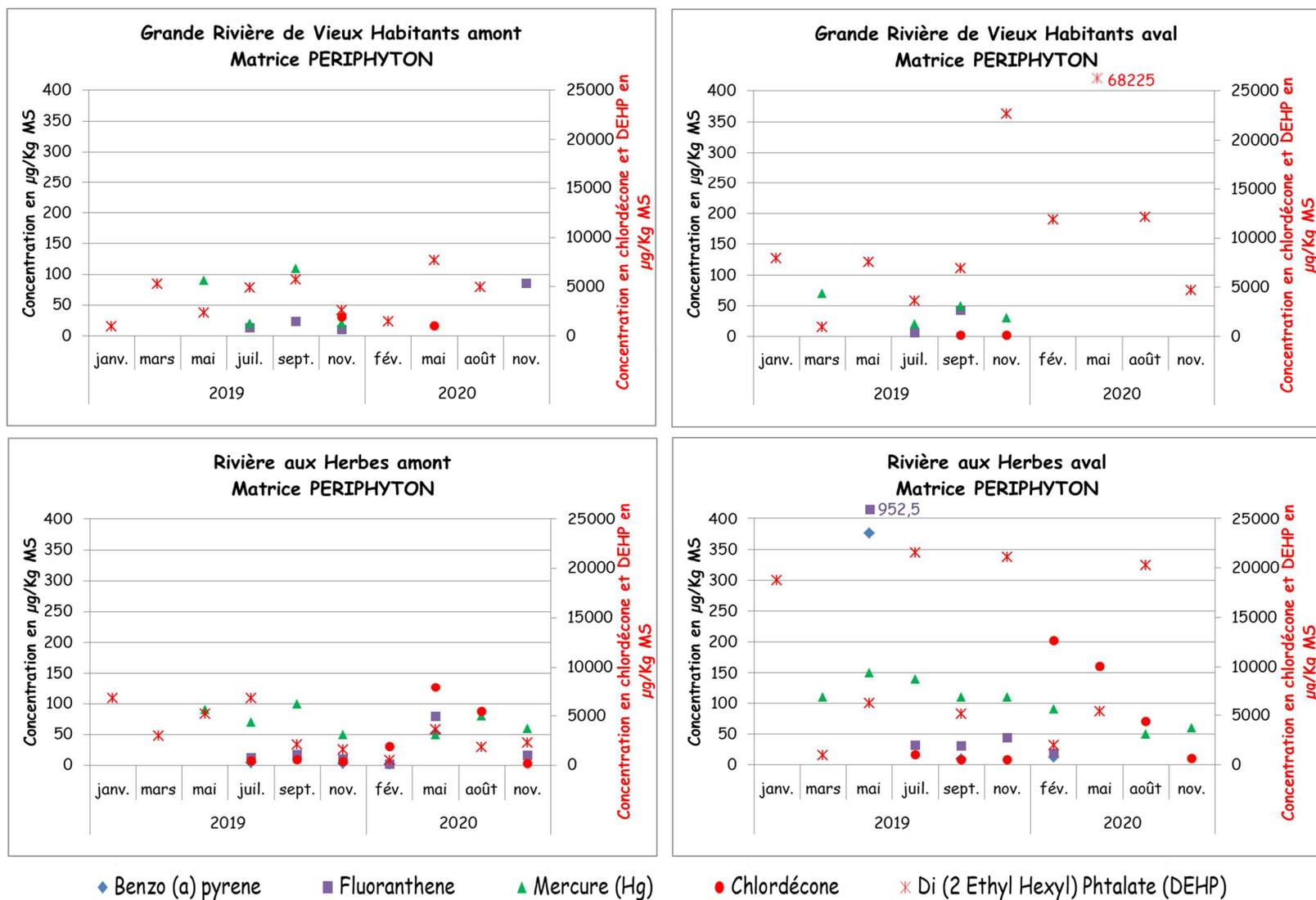


Figure 27. Contamination de la matrice périphyton par les substances prioritaires et les polluants spécifiques de l'état écologique retenu au titre de la DCE pour le biote

Les molécules recherchées sont proportionnellement plus nombreuses et plus souvent quantifiées dans le biote (24,7%) et le périphyton (15,3%) que dans l'eau (4,1%). Les molécules quantifiées dans le périphyton et biote sont essentiellement des molécules lipophiles présentant une forte affinité pour la matière organique au contraire de celles couramment quantifiées dans l'eau. Parmi les molécules recherchées, seules 6 molécules sont communes aux 3 matrices (l'hexacyclohexane Beta, le mercure, le chlordécone, l'octylphénol para-tert, le monobutylétain cation et le bisphénol A). La comparaison des molécules recherchées au titre de la DCE montre que, quel que soit le compartiment étudié, la Rivière aux Herbes est plus sévèrement contaminée que la Grande Rivière de Vieux-Habitants (nombre de molécules quantifiées, concentrations). La contamination du biote apparaît plus importante à l'aval qu'à l'amont de la Grande Rivière de Vieux-Habitants alors que le contraire est observé dans la Rivière aux Herbes où le biote prélevé à l'amont est particulièrement contaminé. Si on considère la matrice périphyton, les avals des 2 rivières sont plus contaminés que leurs amonts respectifs. Le périphyton de l'aval de la Grande Rivière de Vieux Habitants est fortement contaminé par le DEHP.

## **IV. Plan d'échantillonnage et prélèvements réalisés**

Douze campagnes d'échantillonnage ont eu lieu en 2019 :

- 6 sont consacrées à l'étude de la reproduction et de biomarqueurs de génotoxicité, du métabolisme et de reprotoxicité. Elles ont eu lieu sur les 4 stations précédemment décrites : 2 stations en rivière « témoin » (Vm et Vv) et 2 stations en rivière « contaminée » (Hm et Hv).
- 6 sont consacrées à l'étude de la reproduction uniquement, sur les 2 stations de la rivière « témoin » (Vm et Vv).

Ce schéma expérimental a été renouvelé en 2020 afin de confirmer d'éventuelles tendances à l'occasion de 4 campagnes trimestrielles de prélèvement.

Le tableau 18 précise la périodicité de chaque type d'échantillonnage sur le terrain, au laboratoire et les analyses biologiques qui seront réalisées pour chacune des campagnes (la périodicité des analyses chimiques sur eau, poisson et périphyton est à nouveau indiquée).

Les 16 campagnes d'échantillonnage ont eu lieu sans difficulté particulière et aux dates prévues initialement (Tableau 18). Chacune d'entre elles a fait l'objet d'un compte-rendu de terrain détaillé.

**Tableau 18 : Plan d'échantillonnage et d'analyse**

Manipulation sur chacun des 30 individus pêchés, identifiés à l'espèce, mesurés, pesés		2019												2020				
		janvier	février	Mars	avril	mai	juin	juillet	août	septembre	octobre	novembre	décembre	février	mai	août	novembre	
Code Campagne		C1	C2	C3	C4	C5	C6	C7	C8	C9	C10	C11	C12	C13	C14	C15	C16	
Suivi de la reproduction : Prélèvement des gonades		X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	Analyse histologique
	Grande Rivière de Vieux Habitants (amont et aval)																	
Analyses écotoxicologiques : Prélèvement du sang, réalisation d'un frottis sanguin ; Prélèvement du foie ; Congélation de la carcasse		X		X		X		X		X		X		X	X	X	X	Activité EROD ; Essai des comètes ; Tbars ; Dénombrement des micro-noyaux ; Analyses chimiques de l'eau, du biote et du biofilm
	Rivière aux Herbes et Grande Rivière de Vieux Habitants (amont et aval)																	

## 1. Echantillonnage des poissons

Pour chaque campagne et sur chaque station, la capture des poissons a été effectuée par pêche électrique, puis les individus ont été triés et sélectionnés (selon l'espèce et la taille) pour les analyses ultérieures, les individus non concernés étant relâchés sur place.

L'appareil de pêche électropêcheur portable de type LR-24, Smith-Root™ a été réglé sur 250 V et 40 Hz sur les stations de la Rivière aux Herbes et sur 500 V et 100 Hz sur les stations de la Grande Rivière de Vieux-Habitants pour tenir compte de la conductivité de chaque cours d'eau. En fonction de l'efficacité de pêche les réglages ont pu être légèrement modifiés pendant la pêche.

L'effort de pêche maximal consenti pour chaque opération est de 2 h. L'objectif est de pêcher une quinzaine de poissons de chaque espèce répartis sur 3 classes de taille : [46-55mm], [56-65mm],  $\geq 66$ mm. Quelques individus de petite taille ( $< 45$ mm), ont été prélevés pour inclusion *in toto* en vue de l'analyse histologique de leurs gonades. Ainsi, en général une première session de pêche a été effectuée. Les individus *Sicydium* spp ont été triés par espèce et par classe de taille. Si besoin, une seconde session a été réalisée afin de compléter les prélèvements et d'améliorer la représentativité de chaque espèce et chaque classe de taille.

Le nombre de poissons pêchés et disséqués lors de chaque campagne et la distribution des espèces sont donnés dans le Tableau 19 ci-après.

**Tableau 19 : Répartition par espèce et classe de taille des poissons capturés à chaque campagne sur chaque station**

Campagnes	Classe de tailles	Vieux-Habitants aval (Vv)		Vieux-Habitants amont (Vm)		Aux Herbes aval (Hv)		Aux Herbes amont (Hm)	
		PLU	PUN	PLU	PUN	PLU	PUN	PLU	PUN
janvier	< 46 mm	0	1	0	0	0	0	0	0
	46-55 mm	6	3	0	10	5	3	0	10
	56-65 mm	10	0	0	10	5	5	0	10
	≥ 66 mm	11	2	8	7	10	7	0	16
	<b>Total</b>	<b>27</b>	<b>6</b>	<b>8</b>	<b>27</b>	<b>20</b>	<b>15</b>	<b>0</b>	<b>36</b>
février	< 46 mm	0	9	0	2	-	-	-	-
	46-55 mm	3	2	0	7	-	-	-	-
	56-65 mm	8	1	0	8	-	-	-	-
	≥ 66 mm	9	1	6	5	-	-	-	-
	<b>Total</b>	<b>20</b>	<b>13</b>	<b>6</b>	<b>22</b>	<b>-</b>	<b>-</b>	<b>-</b>	<b>-</b>
mars	< 46 mm	0	4	0	0	0	0	0	0
	46-55 mm	2	5	0	6	5	5	0	10
	56-65 mm	6	1	0	8	5	5	0	9
	≥ 66 mm	12	0	8	8	5	5	0	11
	<b>Total</b>	<b>20</b>	<b>10</b>	<b>8</b>	<b>22</b>	<b>15</b>	<b>15</b>	<b>0</b>	<b>30</b>
avril	< 46 mm	0	4	0	0	-	-	-	-
	46-55 mm	6	4	0	7	-	-	-	-
	56-65 mm	6	1	0	7	-	-	-	-
	≥ 66 mm	10	1	8	8	-	-	-	-
	<b>Total</b>	<b>22</b>	<b>10</b>	<b>8</b>	<b>22</b>	<b>-</b>	<b>-</b>	<b>-</b>	<b>-</b>
mai	< 46 mm	0	0	0	2	0	1	0	0
	46-55 mm	3	7	0	5	5	4	0	10
	56-65 mm	8	0	1	7	5	5	0	10
	≥ 66 mm	12	1	8	7	5	5	0	10
	<b>Total</b>	<b>23</b>	<b>8</b>	<b>9</b>	<b>21</b>	<b>15</b>	<b>15</b>	<b>0</b>	<b>30</b>
juin	< 46 mm	5	0	0	1	-	-	-	-
	46-55 mm	3	0	0	8	-	-	-	-
	56-65 mm	10	1	0	8	-	-	-	-
	≥ 66 mm	12	0	8	7	-	-	-	-
	<b>Total</b>	<b>30</b>	<b>1</b>	<b>8</b>	<b>24</b>	<b>-</b>	<b>-</b>	<b>-</b>	<b>-</b>
juillet	< 46 mm	0	3	0	1	1	0	0	0
	46-55 mm	3	2	0	7	3	6	0	11
	56-65 mm	8	1	0	8	6	5	0	9
	≥ 66 mm	14	1	8	6	4	5	0	10
	<b>Total</b>	<b>25</b>	<b>7</b>	<b>8</b>	<b>22</b>	<b>14</b>	<b>16</b>	<b>0</b>	<b>30</b>
août	< 46 mm	0	2	0	1	-	-	-	-
	46-55 mm	2	5	1	6	-	-	-	-
	56-65 mm	9	2	0	7	-	-	-	-
	≥ 66 mm	11	0	8	7	-	-	-	-
	<b>Total</b>	<b>22</b>	<b>9</b>	<b>9</b>	<b>21</b>	<b>-</b>	<b>-</b>	<b>-</b>	<b>-</b>
septembre	< 46 mm	0	2	0	1	0	0	0	0
	46-55 mm	5	8	0	4	5	5	0	12
	56-65 mm	8	1	0	8	5	5	0	7
	≥ 66 mm	9	0	10	9	5	5	0	11
	<b>Total</b>	<b>22</b>	<b>11</b>	<b>10</b>	<b>22</b>	<b>15</b>	<b>15</b>	<b>0</b>	<b>30</b>
octobre	< 46 mm	0	6	0	1	-	-	-	-
	46-55 mm	4	4	0	7	-	-	-	-
	56-65 mm	4	1	0	10	-	-	-	-
	≥ 66 mm	17	0	8	6	-	-	-	-
	<b>Total</b>	<b>25</b>	<b>11</b>	<b>8</b>	<b>24</b>	<b>-</b>	<b>-</b>	<b>-</b>	<b>-</b>
novembre	< 46 mm	2	0	0	4	0	0	0	0
	46-55 mm	5	7	0	7	4	5	0	15
	56-65 mm	7	1	1	6	5	6	0	9
	≥ 66 mm	9	0	10	6	5	5	0	6
	<b>Total</b>	<b>24</b>	<b>8</b>	<b>11</b>	<b>23</b>	<b>14</b>	<b>16</b>	<b>0</b>	<b>30</b>
décembre	< 46 mm	2	2	0	2	-	-	-	-
	46-55 mm	5	6	0	8	-	-	-	-
	56-65 mm	9	1	0	8	-	-	-	-
	≥ 66 mm	9	0	0	12	-	-	-	-
	<b>Total</b>	<b>25</b>	<b>9</b>	<b>0</b>	<b>30</b>	<b>-</b>	<b>-</b>	<b>-</b>	<b>-</b>

2020	Campagnes	Classe de tailles	Vieux-Habitants aval (GRVHv)		Vieux-Habitants amont (GRVHm)		Aux Herbes aval (HERBv)		Aux Herbes amont (HERBm)	
			PLU	PUN	PLU	PUN	PLU	PUN	PLU	PUN
			février	< 46 mm	1	1	0	2	0	0
46-55 mm	5	6		0	7	4	6	0	13	
56-65 mm	7	1		0	7	5	4	0	9	
≥ 66 mm	11	0		9	7	6	5	0	8	
Total	24	8		9	23	15	15	0	30	
mai	< 46 mm	0	0	0	0	0	0	0	0	
	46-55 mm	5	6	1	8	2	5	0	10	
	56-65 mm	4	0	0	7	5	5	0	10	
	≥ 66 mm	13	1	8	6	7	6	0	10	
	Total	22	7	9	21	14	16	0	30	
août	< 46 mm	0	0	0	0	0	0	0	0	
	46-55 mm	2	7	0	7	4	5	0	10	
	56-65 mm	5	2	0	7	6	5	0	12	
	≥ 66 mm	7	0	8	7	5	5	0	9	
	Total	14	9	8	21	15	15	0	31	
novembre	< 46 mm	0	0	0	0	0	0	0	0	
	46-55 mm	6	2	2	10	5	4	0	10	
	56-65 mm	2	0	0	6	5	6	0	10	
	≥ 66 mm	5	0	7	5	5	5	0	10	
	Total	13	2	9	21	15	15	0	30	

Les poissons sont ramenés au laboratoire de terrain dans des bassines avec des bulleurs, le temps de trajet n'excédant pas 1 heure.

## 2. Prélèvements réalisés sur les poissons

Le protocole expérimental mis en œuvre au retour du terrain est décrit étape par étape ci-dessous :

1. Sélectionner un poisson. Procéder, dans la mesure du possible, classe de taille par classe de taille.
2. Le placer dans une bassine contenant un peu d'eau + 2 gouttes d'Eugénol pour l'anesthésier.
3. Une fois anesthésié, le mesurer (longueur total en mm), le peser (g).
4. Trancher la tête 2 mm à l'aval des yeux à l'aide d'un scalpel, d'un geste sûr en tenant le corps.
5. Prélèvement de sang (lors des campagnes de janvier, mars, mai, juillet, septembre, novembre 2019 et des 4 campagnes 2020) :
  - a. Hépariner un cône P10 et prélever le sang délicatement dans l'aorte, sans aspirer trop violemment ni enfoncer trop l'extrémité du cône.
  - b. Déposer la goutte de sang sur la lame numérotée.

- c. Reprendre 2  $\mu\text{l}$  dans un cône P10 préalablement hépariné et diluer ces 2  $\mu\text{l}$  dans 198  $\mu\text{l}$  de tampon de cryopréservation Vindelov dans un tube Eppendorf de 500  $\mu\text{L}$  préalablement identifié.
  - d. Placer immédiatement le tube dans l'azote liquide en vue de l'essai des comètes.
  - e. Reprendre rapidement la lame numérotée et faire un frottis. Après séchage à l'air libre, les lames sont rangées dans une boîte *ad hoc* en vue de la mesure des micronoyaux.
6. Dissection du foie (lors des campagnes de janvier, mars, mai, juillet, septembre, novembre 2019 et des 4 campagnes 2020) :
  - a. Étirer l'intestin pour visualiser le foie.
  - b. Isoler le foie de l'intestin, de la rate, de l'estomac.
  - c. Peser le foie dans un tube Eppendorf de 500  $\mu\text{L}$  préalablement taré et identifié.
  - d. Placer rapidement le tube dans l'azote liquide en vue de la mesure des Tbars.
7. Dissection des gonades (lors de toutes les campagnes, uniquement sur la Grande Rivière de Vieux-Habitants) :
  - a. Ouvrir l'abdomen du poisson.
  - b. Soulever les viscères délicatement à partir de l'anus en repérant les gonades qui tapissent le dos de la cavité abdominale le long de la colonne vertébrale.
  - c. Prélever délicatement les gonades sans prendre le péritoine (pigmenté).
  - d. Les étaler sur une cassette d'histologie préalablement tarée et identifiée.
  - e. Peser et placer la cassette dans le fixateur (Finefix) en vue des analyses histologiques.
8. Lors des campagnes de janvier, mars, mai, juillet, septembre, novembre 2019 et des 4 campagnes 2020, et une fois les organes prélevés, les carcasses des poissons ont

été regroupées dans une feuille de papier aluminium, identifiées (station, campagne, nombre d'individus, poids total) et conservées à une température de - 20 °C (Tableau 20).

**Tableau 20 : Nombre des carcasses destinées à l'analyse chimique et poids total**

	Campagne	date	Station	Nb individus	Poids (g)		Campagne	date	Station	Nb individus	Poids (g)
2019	janvier	28/01/2019	Hv	40	108,1	2020	novembre	22/11/2019	Vv	32	81
		29/01/2019	Hm	37	96,2			26/11/2019	Hv	30	77
		30/01/2019	Vv	35	111,3			23/11/2019	Hm	30	54
		31/01/2019	Vm	38	185,9			25/11/2019	Vm	30	113
	mars	29/03/2019	Hv	30	78,5		février	11/02/2020	Vv	32	86
		25/03/2019	Hm	31	72,4			13/02/2020	Hv	30	nd
		27/03/2019	Vv	30	90,3			10/02/2020	Hm	30	nd
		28/03/2019	Vm	30	196,6			12/02/2020	Vm	32	121,16
	mai	25/05/2019	Hv	33	86,5		mai	19/05/2020	Vv	29	63,7
		26/05/2019	Hm	30	176,6			20/05/2020	Vm	30	134,3
		27/05/2019	Vm	30	176,6			21/05/2020	Hm	30	59,4
		28/05/2019	Vv	33	86,2			18/05/2020	Hv	31	91,5
	juillet	29/07/2019	Hm	30	76,55		août	17/08/2020	Vm	29	142,8
		30/07/2019	Vv	29	83,77			18/08/2020	Vv	23	50,2
		31/07/2019	Vm	30	129,65			19/08/2020	Hm	31	52
		01/08/2019	Hv	32	93,9			20/08/2020	Hv	30	73,5
septembre	30/09/2019	Vv	31	76	novembre	23/11/2020	Vm	30	94		
	01/10/2019	Hv	30	77,8		24/11/2020	Vv	15	44,1		
	02/10/2019	Hm	30	60,9		25/11/2020	Hm	30	65,6		
	03/10/2019	Vm	30	148		26/11/2020	Hv	30	69		

## 9. Envoi des prélèvements

À la fin de chaque campagne, les prélèvements placés dans l'azote liquide (sang, foie) et au congélateur (carcasses de poissons) ont été transférés dans un congélateur - 80°C de l'INRAE (site de Prise d'eau, Petit-Bourg). Les flacons d'eau ont été envoyés directement au laboratoire départemental d'analyse de la Drôme par Chronopost ou congelés à une température de - 20°C à l'INRAE (site de Prise d'eau, Petit-Bourg) en attendant des conditions d'envoi favorables.

Deux à 3 fois par an, les échantillons conservés dans le congélateur - 80°C ont été envoyés par transporteur sous carboglace à l'ENTPE (Vaulx en Velin).

*NB : Les prélèvements de sang et de foie réalisés lors de la campagne C9 (septembre 2019) et congelés dans l'azote liquide ont été perdus suite à un défaut d'étanchéité du conteneur azote.*

# Partie III : Étude du cycle reproducteur de *Sicydium* spp

## Sommaire

Partie III : Étude du cycle reproducteur de <i>Sicydium</i> spp .....	98
I. Objectif.....	101
II. Rappel sur la reproduction chez les poissons.....	101
1. Généralités et méthodes d'analyse.....	101
a. Les Sicydiinae.....	102
b. La gamétogénèse .....	104
III. Du terrain à l'analyse du cycle reproducteur .....	117
1. Des prélèvements au sexage : .....	117
2. Répartition des individus par espèce et par classe de taille : .....	117
a. Répartition par espèce : .....	118
b. Répartition par classe de taille : .....	118
3. Répartition des individus par sexe : .....	119
IV. Résultats .....	121
1. Description du développement ovocytaire.....	121
2. Proportion d'individus matures/immatures.....	123
a. <i>Sicydium plumieri</i> .....	123
b. <i>Sicydium punctatum</i> .....	124
3. Analyse de la taille à la maturité.....	125
4. Analyse des phases de reproduction.....	128
a. <i>Sicydium plumieri</i> .....	128
b. <i>Sicydium punctatum</i> .....	129
5. Analyse du rapport gonado-somatique.....	132

a.	<i>Sicydium plumieri</i> .....	132
b.	<i>Sicydium punctatum</i> .....	133
6.	Analyse du rapport hépato-somatique.....	135
a.	<i>Sicydium plumieri</i> .....	135
b.	<i>Sicydium punctatum</i> .....	136
7.	Analyse du coefficient de condition .....	137
a.	<i>Sicydium plumieri</i> .....	138
b.	<i>Sicydium punctatum</i> .....	139
8.	Relation entre le RGS et les facteurs de régulation environnementaux.....	140
V.	Discussion et conclusion.....	142

## **I. Objectif**

L'étude de la reproduction de *Sicydium* spp s'inscrit dans le cadre de ce programme pour i) affiner les connaissances de son cycle reproducteur qui restent à ce jour parcellaires, ii) apporter des éléments de compréhension des résultats sur certains biomarqueurs dont les variations peuvent être expliquées par le sexe et la phase du cycle de reproduction des individus prélevés. Par ailleurs, nous souhaitons également étudier la pertinence d'un biomarqueur de reprotoxicité à partir de prélèvements de sperme nécessitant de choisir les périodes d'échantillonnage préférentielles, en dehors ou durant la période de reproduction en fonction des paramètres mesurés, ainsi que de sexer les individus prélevés, ce que l'examen des caractères sexuels secondaires ne permet pas toujours. D'un point de vue plus général, la connaissance des traits de reproduction des poissons est une information primordiale pour orienter les gestionnaires dans leur mission de préservation de la biodiversité.

## **II. Rappel sur la reproduction chez les poissons**

### **1. Généralités et méthodes d'analyse**

La gamétogénèse et la période de fraie sont les 2 parties essentielles du cycle reproducteur (Billard et Breton, 1981) :

- La gamétogénèse est à l'origine de la production des gamètes : les spermatozoïdes et les ovules. Ces cellules germinales élaborées proviennent de cellules souches peu différenciées, les gonies : les spermatogonies et les ovogonies. Ces dernières se multiplient activement. Chez les femelles, elles donnent naissance aux ovocytes primaires qui subiront une phase de croissance lente les conduisant aux stades

d'alvéole corticale, de pré-vitellogenèse puis de vitellogenèse. Chez les mâles, les spermatogonies donnent naissance aux spermatocytes se transformant directement en spermatides et enfin en spermatozoïdes. Des modifications endocriniennes, la synthèse de gonadotropines, accompagnent ce cycle reproducteur notamment.

- Pour la majorité des poissons, la fraie correspond à la libération des gamètes matures des gonades, pendant l'ovulation et la spermiation, puis des gamètes à l'extérieur du corps du poisson.

Dans ce projet l'étude de la reproduction se concentre sur la gamétogenèse. Pour cela des gonades ont été prélevées tout au long du cycle afin d'en faire l'examen histologique permettant la définition de la phase de développement majoritaire des gamètes et donc du statut reproducteur. C'est un examen complémentaire à l'observation macroscopique de la morphologie des poissons et de celle des gonades (Billard, 1974). L'augmentation du poids des gonades lors du développement du cycle reproducteur est appréciée avec le calcul du RGS ou rapport gonado-somatique (ratio du poids des gonades et du corps). C'est un critère fréquemment utilisé pour caractériser la phase de gamétogénèse d'un individu. D'autres organes que les gonades subissent des variations de poids au cours du cycle, notamment le foie qui est impliqué dans la vitellogenèse (Billard et Breton, 1981). Par ailleurs, pour la majorité des espèces de poissons téléostéens, les phases du cycle de reproduction sont dépendantes des variations climatiques que sont la température et la photopériode, ainsi que de l'hydrologie et des ressources alimentaires.

La caractérisation du cycle de reproduction a été réalisée sur les poissons *Sicydium* spp prélevés sur 2 stations amont et aval de la Grande Rivière de Vieux-Habitants pendant 2 ans (Année 1 - analyse mensuelle et Année 2 - analyse trimestrielle).

### **a. Les Sicydiinae**

Très peu d'études concernent la reproduction des Gobiidae et des Sicydiinae d'eau douce et ce notamment dans leur habitat naturel (Keith, 2003).

Les Sicydiinae ne montrent pas d'hermaphrodisme et sont souvent gonochoriques (un seul sexe biologique par individu) (Keith, 2003). Ils sont en général itéropares, *i.e.* ils se reproduisent plusieurs fois. Ils se reproduisent sur une période prolongée qui dépend des conditions locales environnementales. Ainsi, dans les régions tropicales et subtropicales, ils se reproduisent toute l'année (Manacop, 1953 ; Fitzsimons et al., 1993 ; Bell et al., 1995 ; Teichert et al., 2013, 2015), ou sur plus de la moitié de l'année (Kinzie, 1993 ; Yamasaki & Tachihara, 2006). Chez *S. lagocephalus* et *S. punctatum*, une différence est observée en fonction du gradient altitudinal et donc de la température, avec une reproduction toute l'année à l'aval et sur une période moins étendue à l'amont (Bell, 2009 ; Teichert et al., 2013, 2015). *Sicyopterus japonicus* se reproduit les 3 mois d'été en zone tempérée (Iida, 2011) et sur une période plus longue en zone subtropicale (Yamakasi et al., 2011 ; Yamakasi et Tachihara, 2006). La température affecte donc la période de reproduction des Sicydinae, comme on peut le voir chez d'autres familles de poissons.

En Dominique, *S. punctatum* peut être mature (critère basé sur l'observation d'une coloration bleue chez le mâle due à un dimorphisme sexuel) dès 30mm de longueur totale, et est itéropare (Bell, 2009). La ponte n'est pas saisonnière (*pan-seasonal*), les œufs adhésifs sont déposés sous les pierres et des nids sont observés sur la totalité du linéaire du cours d'eau (Bell et al., 1995). En aquarium les femelles peuvent pondre à un intervalle de 14 jours et des femelles de 45 mm de longueur peuvent pondre entre 20000 et 30000 œufs (Bell, 2009). En Martinique, la saison de reproduction correspondant à la saison des pluies, s'étend de septembre à janvier, et le RGS passe de 5.3% en avril à 9.8% en octobre (Lim et al., 2002).

A Porto-Rico, Erdman (1961) observe d'avril à juillet des femelles gravides de *S. plumieri* de 70 à 100 mm de longueur, présentant de larges ovaires jaunes. Il n'observe aucun mâle avec des testicules matures et émission de sperme.

Aucune étude plus précise n'a directement porté sur le développement du cycle reproducteur de *Sicydium* spp à notre connaissance.

## b. La gamétogénèse

### i. La description des phases de développement de la gamétogénèse

La terminologie utilisée dans cette étude pour décrire le développement de la reproduction chez les poissons a été standardisée par Brown-Peterson et al. (2011). Le terme « phase » décrit les différentes parties du développement du cycle de reproduction (Figure 28), tandis que le terme « stade » décrit les différentes étapes de la maturation des gamètes mâle ou femelle contenus dans la gonade (et non le développement de la gonade). Le stade des gamètes, caractérisé à partir de l'observation des coupes histologiques, est un critère qui permet de définir la phase du cycle de reproduction. D'autres observations histologiques, e.g. présence de follicules post-ovulatoires (i.e. Pofs) ou d'atrésie chez les femelles, présence d'une lumière dans le tube séminifère chez les mâles, ou macroscopiques (volume, couleur, forme...) peuvent venir compléter cette qualification.

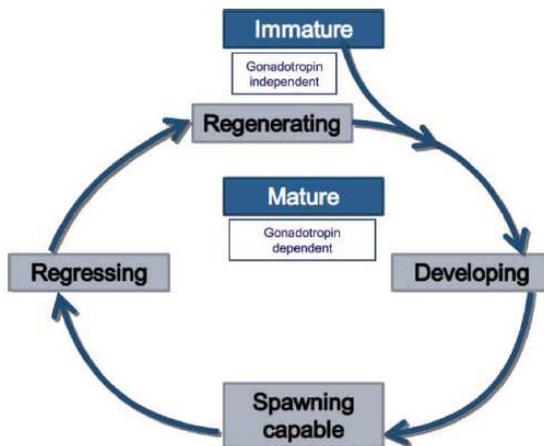


Figure 28. Modèle conceptuel de la terminologie des phases du cycle de reproduction. (Source : Brown-Peterson et al., 2011)

La terminologie pour décrire les phases de reproduction est la même pour les mâles et les femelles (Brown-Peterson et al., 2011) :

- **La phase immature** concerne la population qui ne s'est encore jamais reproduite. On peut aussi parler d'individus « juvéniles ». La phase immature n'est pas une phase

gonadotrope. Un individu quittant la phase immature, devenant sexuellement mature, ne quittera plus le cycle de reproduction et ne redeviendra jamais immature.

- **La phase de développement** est la phase de croissance des gonades avant la période de reproduction. C'est le début de la phase gonadotrope. Les individus entrant pour la première fois dans cette phase deviennent « matures » ou « adultes ».
- **La phase « capable de se reproduire »** correspond à la période pendant laquelle les individus sont potentiellement capables de se reproduire.
- **La phase de régression** définit la fin du cycle de reproduction. En général chez les poissons cette phase est assez courte.
- **La phase de régénération** est la période de repos des individus sexuellement matures. Ils sont inactifs sur le plan de la reproduction et ils préparent la phase de reproduction suivante. Les gamètes subissent un développement par mitose non gonadotrope (spermatogonie pour mâle et ovogonie pour femelle).

En fonction des espèces, des observations et des objectifs fixés il est possible de regrouper des phases ou d'en ajouter pour affiner la description du cycle de reproduction. Ces phases sont définies en fonction des observations macroscopiques et histologiques des gonades.

**Les deux paragraphes suivants présentent les observations histologiques réalisées dans cette étude en suivant le protocole détaillé dans l'annexe 11.**

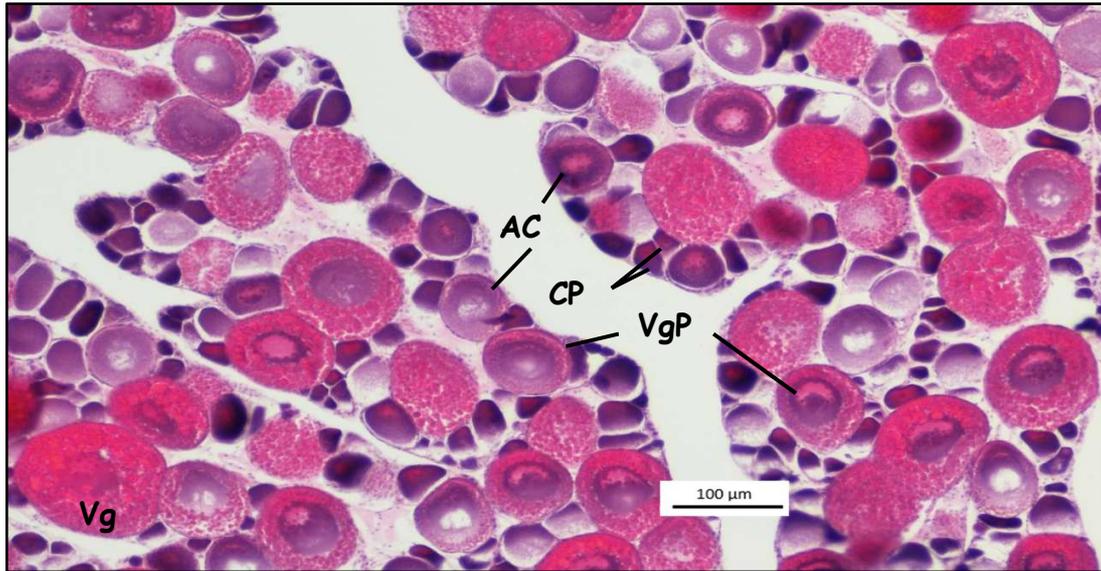
## ii. L'ovogénèse

L'ovogénèse consiste en la transformation d'ovogonies en cellules plus complexes, les ovocytes, dans lesquels s'accumulera le vitellus. Les ovocytes présentent tout d'abord un stade alvéole corticale, puis de vitellogenèse précoce suivi de la vitellogenèse. Après la vitellogenèse, une phase de maturation ovocytaire amènera à la formation d'un ovule. Les ovules sont ensuite expulsés via l'oviducte et l'orifice urogénital.

Les stades ovocytaires utilisés dans cette étude sont ceux définis par Brown-Peterson (2007) et proposés par Nouel (1992) et Teichert (2012) pour *Sicyopterus lagocephalus*, l'une

des espèces les plus proches phylogénétiquement de *Sicydium* spp (Keith et al., 2011 ; Taillebois et al., 2014) :

- **Le stade croissance primaire (CP)** : Les ovocytes observés sont de petite taille avec un gros noyau central contenant à sa périphérie de nombreux nucléoles. Le cytoplasme basophile se colore en violet intense (après marquage à l'hématoxyline de Groat) et les membranes ovocytaires ne sont pas différenciées (Figure 29).
- **Le stade alvéole corticale (AC)** : Les ovocytes grossissent et des alvéoles corticales sont observées à la périphérie du cytoplasme et autour du noyau. Une mince thèque ovocytaire apparaît avec la différenciation des membranes ovocytaires. L'ovocyte est toujours violet intense et une structure granuleuse avec de petites alvéoles (Figure 29).
- **Le stade vitellogenèse précoce (VgP)** marque le début de la vitellogenèse avec l'accumulation de petits granules vitellins à la périphérie du noyau et la présence de petites gouttelettes lipidiques. Les membranes folliculaires sont bien différenciées. L'ovocyte prend une couleur rosée, avec des tendances violacées au centre de l'ovocyte (Figure 29).
- **Le stade vitellogenèse (Vg)** est marqué par un grand nombre de globules vitellins qui remplissent l'ensemble du cytoplasme et la présence d'une couronne de grosses gouttelettes lipidiques à la périphérie du noyau. Les ovocytes sont complètement roses (Figure 29).



CP : Ovocyte en croissance primaire, AC : Ovocyte au stade alvéole corticale, VgP : Ovocyte en vitellogenèse précoce, Vg : Ovocyte en vitellogenèse

Figure 29. Coupes histologiques d'ovaires de femelles de *Sicydium spp* présentant des ovocytes à différents stades ovocytaires

Chez *Sicydium spp*, les critères morphologiques et histologiques (Brown-Peterson et al., 2011) pour distinguer les différentes phases de développement des gonades femelles sont les suivants (Figures 30 à 33) :

- **La phase immature** : Les gonades sont fines et très claires. Les vaisseaux sanguins ne sont pas visibles. Seuls des ovogonies et des ovocytes en croissance primaire, jusqu'au stade périnucléaire, sont présents. La structure ovarienne est bien organisée avec peu de tissu conjonctif entre les follicules et peu d'espace entre les ovocytes. La paroi ovarienne est fine. Il n'y a pas de trace de reproduction précédente comme les atrésies, les fibres musculaires ou les follicules post-ovulatoire (Pofs).
- **La phase de développement** : les gonades se développent et les vaisseaux sanguins deviennent visibles. Les œufs sont macroscopiquement visibles et la gonade prend une teinte jaune. L'apparition des ovocytes au stade d'alvéole corticale (AC) marque

l'entrée dans la phase de développement et de la maturité sexuelle, mais les femelles ne sont pas encore prêtes à pondre. Des ovocytes en croissance primaire (CP) et/ou en vitellogenèse précoce (VgP) sont également observés. Pendant cette phase aucun Pofs n'est présent. Des atrésies peuvent être observées.

- **La phase « capable de se reproduire »:** Les gonades sont jaunes et volumineuses. Les œufs sont macroscopiquement visibles et les vaisseaux sanguins sont apparents. La majorité des ovocytes sont en vitellogenèse (Vg).
- **La phase post-ponte :** Les gonades sont flasques, assez larges et translucides (2 observées uniquement lors de cette étude). Des follicules post-ovulatoires (Pofs) et des ovocytes hydratés non pondus sont observés (Figure 32d). Des ovocytes au stade CP, AC et VgP peuvent être présents. Il s'agit des femelles venant de se reproduire dans les 48h précédentes. Cette phase peut être considérée comme une des étapes de la phase suivante (Brown-Peterson et al., 2011) ou de la phase précédente (Teichert, 2012).
- **La phase de régression :** Les gonades sont flasques et jaunâtres (pour la seule observée lors de cette étude). Cette phase marque la fin du cycle de reproduction quand il n'y a pas eu d'événement de ponte (conditions environnementales ou physiologiques non adéquates). Elle est caractérisée par la présence généralisée d'atrésies (Figure 30d), parfois de Pofs et d'un nombre très réduit d'ovocytes en vitellogénèse.
- **La phase de régénération :** Les gonades sont fines à moyennement fines, translucides et les vaisseaux sanguins peuvent-être observés. Sur les coupes histologiques, elle est très semblable à la phase immature avec seulement la présence d'ovogonies et d'ovocytes en croissance primaire. Les gonades d'individus immatures et en régénération peuvent être distinguées par 1) l'épaisseur de la paroi ovarienne fine chez les immatures, 2) la présence de plus d'espace, de tissu interstitiel et de capillaires autour des ovocytes en croissance primaire chez les individus en

régénération, 3) la présence d'anciens stades d'atrésie et de faisceaux musculaires chez les individus en régénération.

L'analyse des traits d'histoire de vie en lien avec la reproduction se concentre souvent sur les femelles. En effet, la production de la descendance est davantage limitée par la production d'ovules que par la production de spermatozoïdes (Helfman et al., 1997). De plus, La femelle contribue à l'alimentation de l'embryon en développement et donc, au moins pendant les tous premiers stades de la vie, le rôle maternel est plus important que le rôle paternel pour influencer la production de la descendance (Murua et Saborido-Rey, 2003). L'analyse du développement ovocytaire peut contribuer à affiner les connaissances sur la stratégie de reproduction des femelles qui peut se décrire à partir des critères suivants : l'organisation ovarienne, le type de fécondité et le type de ponte (Murua et Saborido-Rey, 2003).

**L'organisation ovarienne** peut-être de 3 types (Marza, 1938 ; Wallace et Selman, 1981) :

- **Synchrone** : tous les ovocytes se développent et l'ovulation a lieu au même moment. Ce type d'organisation est principalement rencontré chez les espèces sémelpares, *i.e.* ne se reproduisant qu'une fois au cours de leur vie (Murua et Saborido-Rey, 2003).
- **Groupe-synchrone** : à minima 2 populations d'ovocytes sont observées au même moment. Les ovocytes en vitellogénèse qui seront émis pendant la saison de reproduction en cours, sont accompagnés d'ovocytes plus petits aux stades précédents de développement. Ces derniers seront émis à la saison de reproduction suivante. Ce type d'organisation est souvent retrouvé chez les espèces itéropares (Murua et Saborido-Rey, 2003).
- **Asynchrone** : des ovocytes à tous les stades de développement sont présents, sans une population dominante particulière.

Tyler et Sumpter (1996) ont défini 2 **types de ponte** en fonction du rythme d'ovulation et donc de ponte :

- Dans le cas des pontes totales, les ovocytes sont tous matures au même moment et les œufs sont tous relâchés en un seul évènement.
- Les pontes par lot, ou par batch, caractérisent des pontes en plusieurs évènements durant lesquels sont émis les ovocytes matures. Ce second type de ponte pourrait augmenter la survie de la descendance (Lambert et Ware, 1984).

**La fécondité** des femelles peut être de 2 types (Hunter et al., 1992) :

- Dans le cadre de la fécondité déterminée, le nombre d'œufs relâchés dans la saison de reproduction correspond au nombre d'ovocytes en maturation dans les ovaires (fixé au début de la saison). Pour les espèces ayant une ponte par batch le nombre d'ovocytes en vitellogénèse restant dans l'ovaire diminue après chaque évènement de ponte (Murua et Saborido-Rey, 2003).
- Au contraire, dans le cadre de la fécondité indéterminée, le nombre d'œufs émis lors de la saison de reproduction n'est pas défini par le nombre d'ovocytes présents en début de saison. On observe un recrutement d'ovocytes au cours de la saison qui correspondra à une nouvelle ponte.

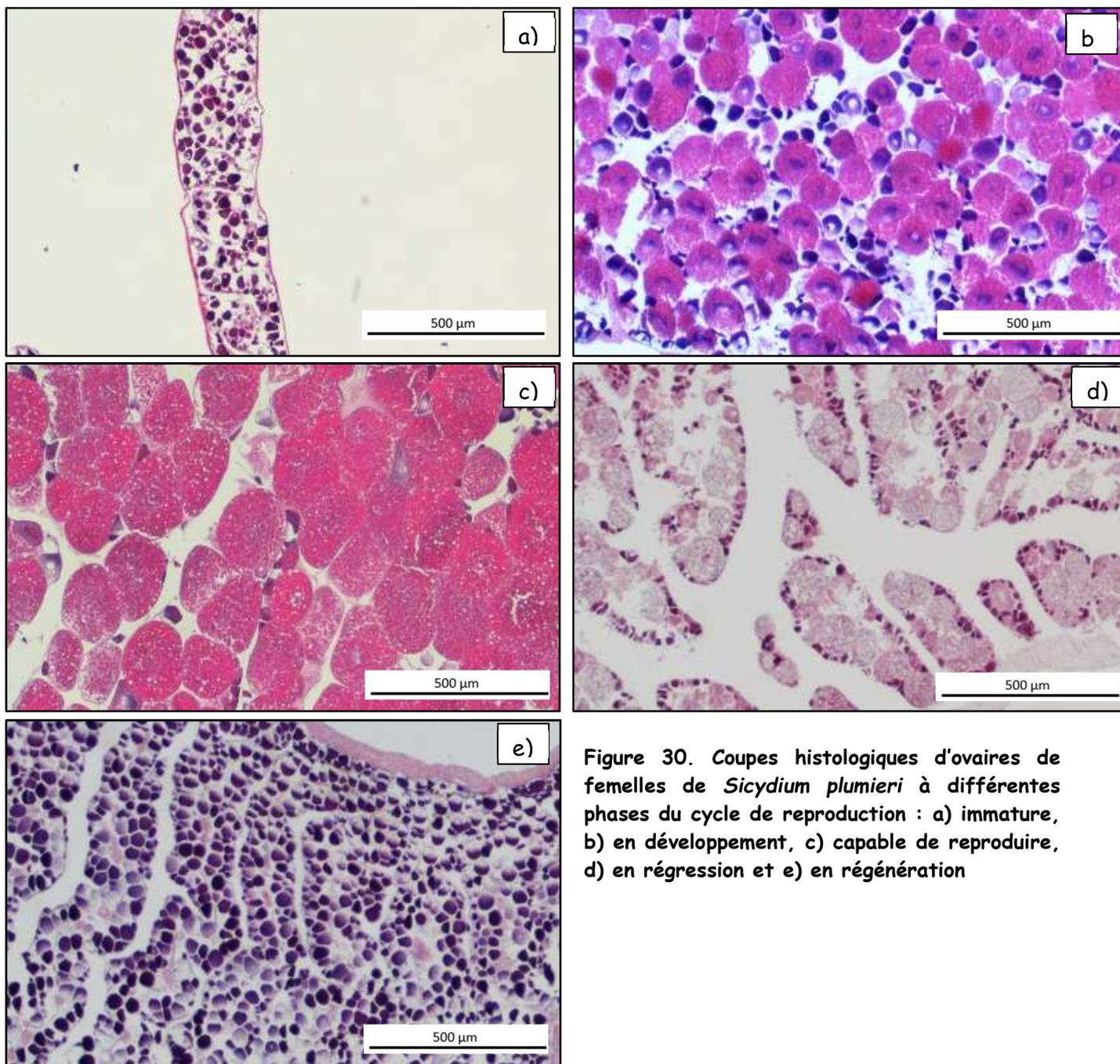


Figure 30. Coupes histologiques d'ovaires de femelles de *Sicydium plumieri* à différentes phases du cycle de reproduction : a) immature, b) en développement, c) capable de reproduire, d) en régression et e) en régénération

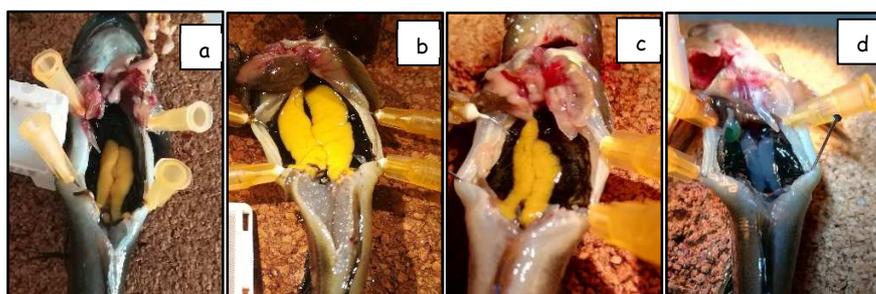


Figure 31. Photos d'ovaires de femelles de *Sicydium plumieri* à différentes phases du cycle de reproduction : a) en développement, b) capable de reproduire, c) en régression et d) en régénération

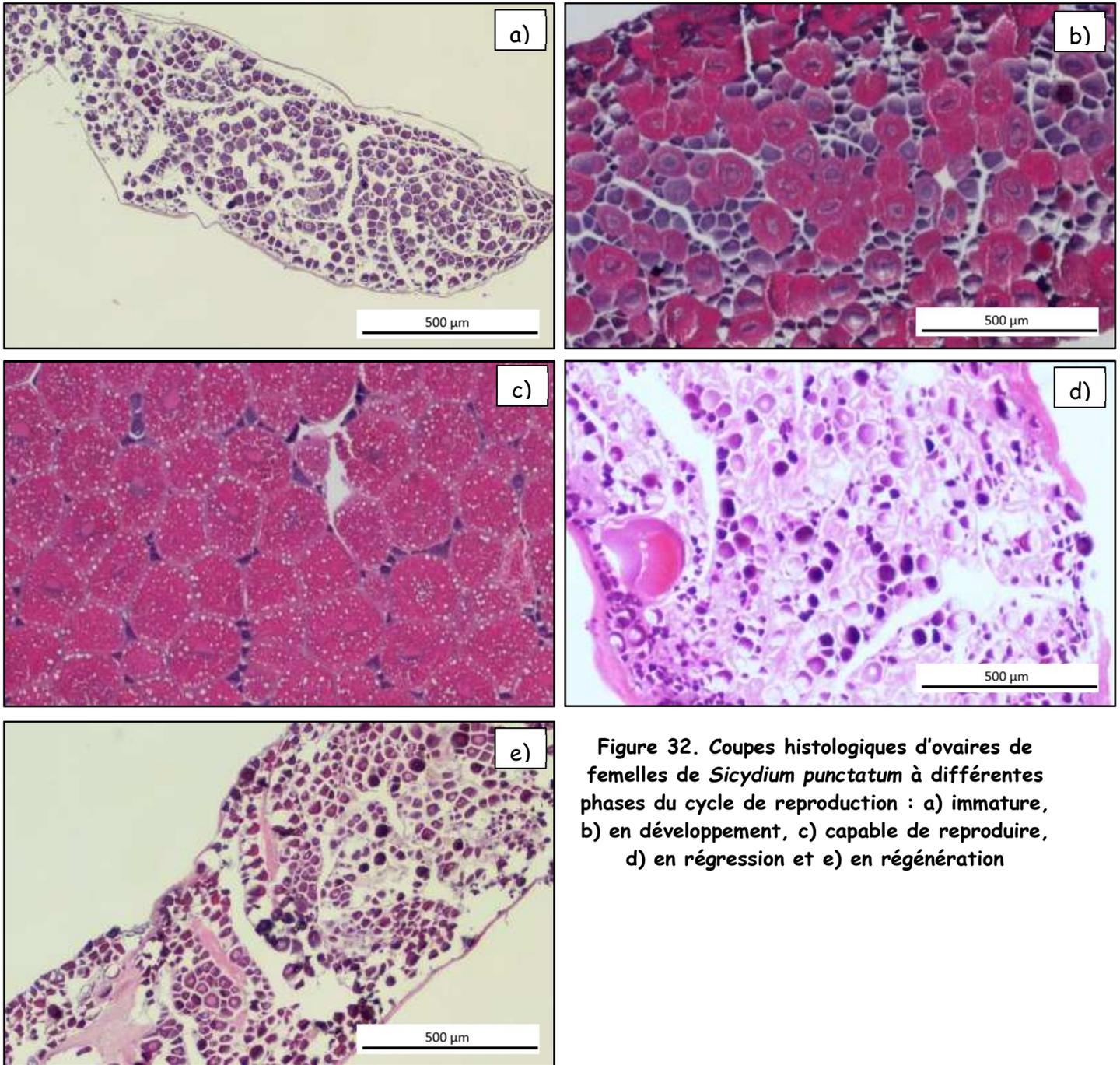


Figure 32. Coupes histologiques d'ovaires de femelles de *Sicydium punctatum* à différentes phases du cycle de reproduction : a) immature, b) en développement, c) capable de reproduire, d) en régression et e) en régénération

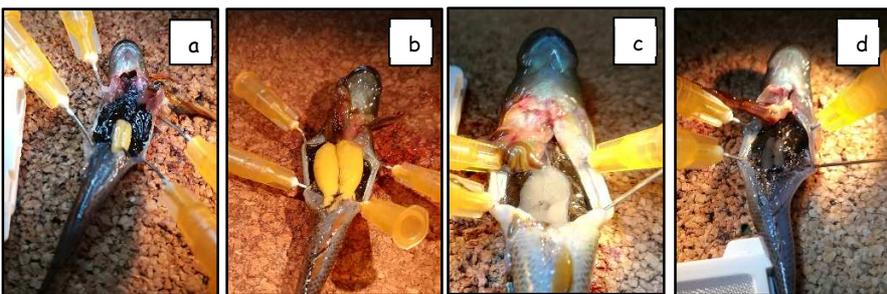


Figure 33. Photos d'ovaires de femelles de *Sicydium punctatum* à différentes phases du cycle de reproduction : a) en développement, b) capable de reproduire, c) post-ponde et d) en régénération

#### i. La spermatogénèse

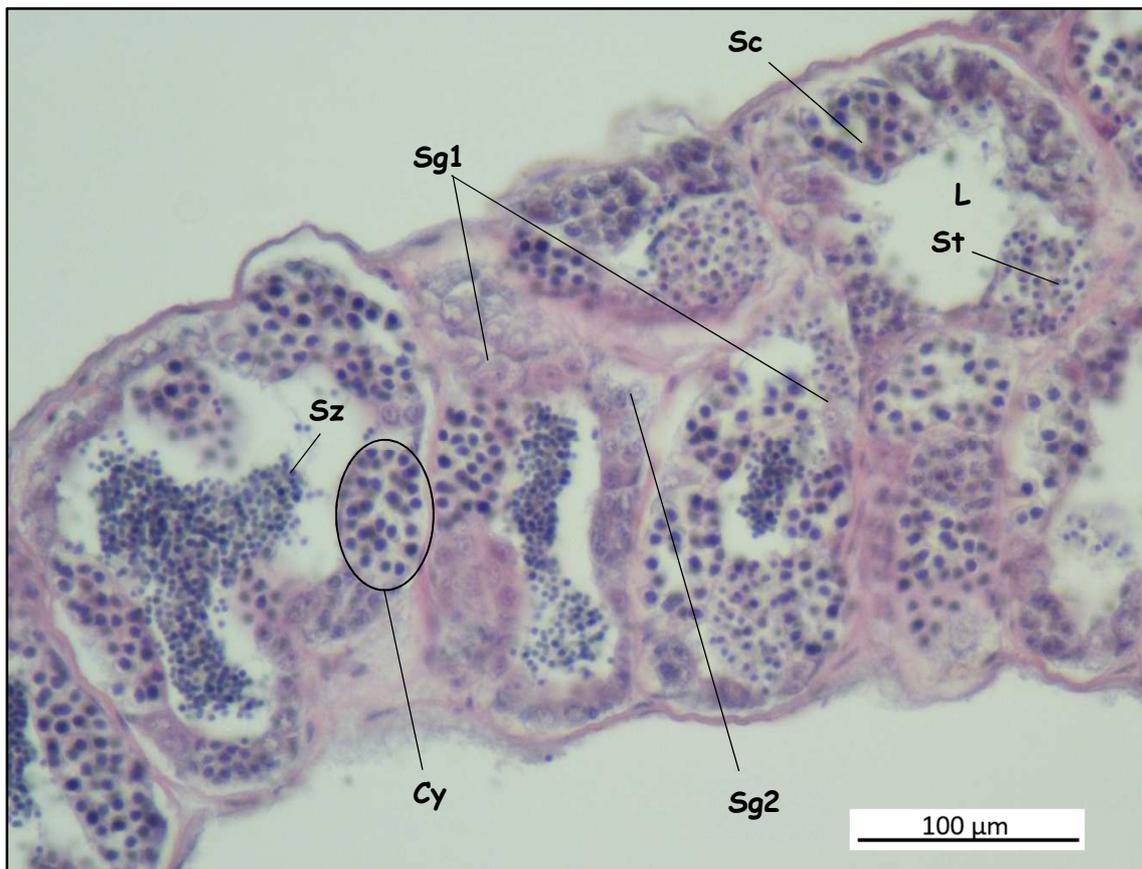
Le paragraphe suivant synthétise le cycle spermatogénétique (Billard, 1979 ; Billard et al, 1974 ; Loir, 1999 ; Bellaïche et al, 2014). La spermatogénèse a lieu dans le testicule au sein des lobules testiculaires. Elle correspond à la transformation des spermatogonies souches (Sg1), présentes en permanence dans la gonade, en spermatozoïdes (Sz). Les spermatogonies Sg1 appelées également « spermatogonies A indifférenciées » ne sont pas regroupées en cystes et sont caractérisées par leur grande taille. Les Sg 1 dans la couche de cellule de Sertoli tapissent le lobule séminifère. Après plusieurs cycles de prolifération, elles se divisent et forment des spermatogonies secondaires (Sg2) différenciées, appelées aussi « spermatogonies B » qui restent regroupées dans des cystes. Ces cellules sont plus petites et leur chromatine plus condensée est plus intensément colorée que celle des Sg1. Les Sg2 initient les 2 divisions de la méiose en se différenciant d'abord en spermatocytes primaires (Sc1). La première division de la méiose, dite division réductionnelle, aboutie à la formation des spermatocytes secondaires (Sc2). Ces cellules subissent la deuxième division de méiose, dite équationnelle, pour former les spermatides (St). Ces derniers pendant la spermiogenèse se différencient en spermatozoïdes (Sz) en formant un ou deux flagelles selon les espèces. A la fin du cycle spermatogénétique, les spermatozoïdes sont libérés des cystes et apparaissent dans la lumière des lobules. Les spermatozoïdes arriveront ensuite dans le canal déférent (canal collecteur) permettant la spermiation grâce à un processus d'hydratation du sperme. Lorsque la spermiation atteint son apogée (observation de laitance), les testicules ne contiennent plus que des spermatozoïdes et quelques Sg1 au bord des tubes séminifères. Cette étape n'est pas distinguable de la précédente par histologie.

**Les critères morphologiques et histologiques (Brown-Peterson et al. 2011) pour distinguer les différentes phases de reproduction des mâles chez *Sicydium* spp sont les suivants (Figures 34 à 36) :**

- **Phase immature** : les gonades sont filiformes et quasi-invisibles. Cette phase est caractérisée par l'unique présence de spermatogonies primaires (Sg1) dans

l'épithélium germinale et par la formation de lobules testiculaires. Les lobules ne présentent pas de lumière.

- **Phase de développement** : les gonades sont filiformes et peu visibles. Des cystes contenant des Sg2, Sc1, SC2, St et Sz sont présents le long du lobule. Les lobules présentent une lumière où aucun spermatozoïde n'est présent.
- **Phase « capable de se reproduire »** : Les gonades sont filiformes et tachetées de blanc. Cette phase est caractérisée par la présence de spermatozoïdes dans la lumière du lobule. La phase active de reproduction n'est pas mise en évidence par l'analyse histologique. Elle peut être observée sur le terrain par stripping qui permet de détecter la libération de la laitance, ce qui n'a jamais été observé dans la présente étude pour *Sicydium* spp.
- **Phase de régression** : les gonades sont filiformes et peu visibles. Elle est caractérisée par quelques spermatozoïdes résiduels dans les lumières des lobules et par quelques rares cystes contenant uniquement les stades avancés de la spermatogenèse (Sc2, St et Sz). Un début de prolifération de Sg est également observé.
- **Phase de régénération** : les gonades sont filiformes et peu visibles. Cette phase est caractérisée par une absence de cyste et par la prolifération de spermatogonies dans les lobules le long de la gonade. Contrairement aux immatures, une lumière de petite surface est distinguée dans la majorité des lobules et quelques spermatozoïdes résiduels peuvent y être aperçus.



**Sg1 : Spermatogonie 1, Sg2 : Spermatogonie 2, Sc : Spermatocyte, St : Spermatide, Sz : Spermatozoïde, L : lumière et Cy : Cyste**

**Figure 34. Coupe histologique de testicules de mâles de *Sicydium plumieri* présentant les différents stades de la spermatogénèse**

Nous avons choisi de simplifier nos critères d'analyses en identifiant les individus immatures, puis parmi les matures, les individus « capables » de se reproduire et ceux des autres phases plus complexes à observer.

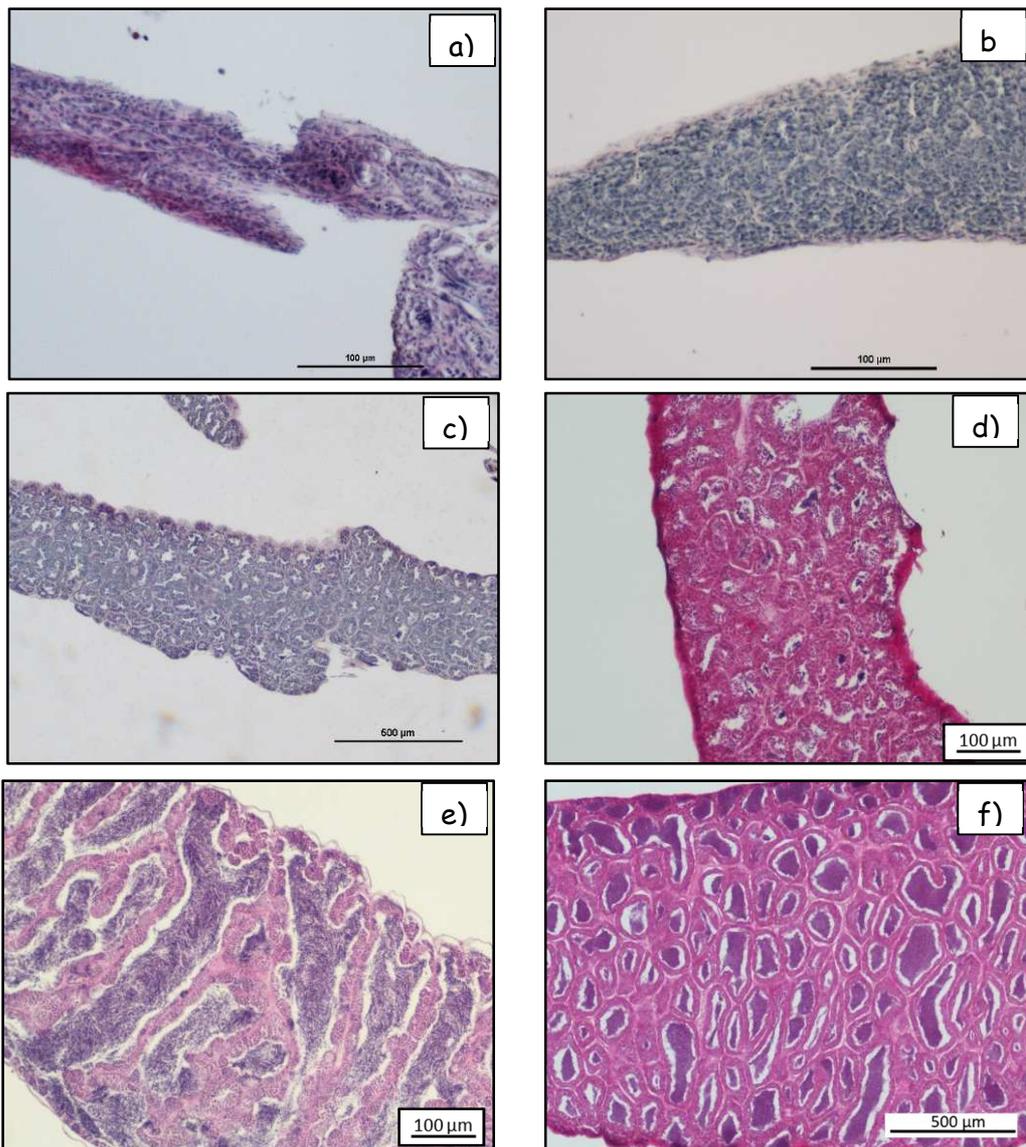


Figure 35. Coupes histologiques de testicules de mâles de *Sicydium punctatum* à gauche et *Sicydium plumieri* à droite, à différentes phases du cycle de reproduction : a) et b) immature, c) et d) hors reproduction, e) et f) capable de se reproduire



Figure 36. Photos de testicules de mâles de *Sicydium punctatum* à gauche et *Sicydium plumieri* à droite tous deux phase « capable de se reproduire ».

### **III. Du terrain à l'analyse du cycle reproducteur**

#### **1. Des prélèvements au sexage :**

Lors des 16 campagnes de prélèvement 981 individus ont été sacrifiés, dont 486 *S. plumieri* et 495 *S. punctatum*.

Le prélèvement des gonades pour les immatures et mâles hors phase de reproduction est assez complexe en raison de la très petite taille et de la transparence de la gonade peu visible sur un fond de péritoine très sombre. Sur 6% des individus, le prélèvement de gonade n'a pas pu être réalisé car les gonades n'étaient pas visibles. Par ailleurs, un peu moins d'un quart des échantillons prélevés n'ont pas permis d'obtenir de résultats. Des échantillons ont été « perdus » entre la fixation après le prélèvement et l'arrivée au labo et certaines photos des coupes histologiques ne sont pas utilisables. *In fine*, le sexe de 71% des individus prélevés a pu être déterminé : 64% sur *S. plumieri* et 78% sur *S. punctatum*.

Les chiffres présentés dans les parties suivantes ne concerneront que les individus dont le sexe a été déterminé, soit 698 individus au total.

#### **2. Répartition des individus par espèce et par classe de taille :**

Le plan d'échantillonnage initial a été construit pour avoir une répartition homogène des espèces par classe de taille et par station. La réalité du terrain n'a toutefois pas permis cela. Par ailleurs, il n'y a pas de critère morphologique permettant de distinguer les mâles et les femelles de *Sicydium* spp, hormis parfois une irisation bleu-vert chez les mâles de *S. punctatum* qui seraient en période de reproduction (Lim et al., 2002 ; Bell, 2009).

### a. Répartition par espèce :

Les effectifs des individus prélevés et sexés par station et par espèce sont présentés dans le tableau 21.

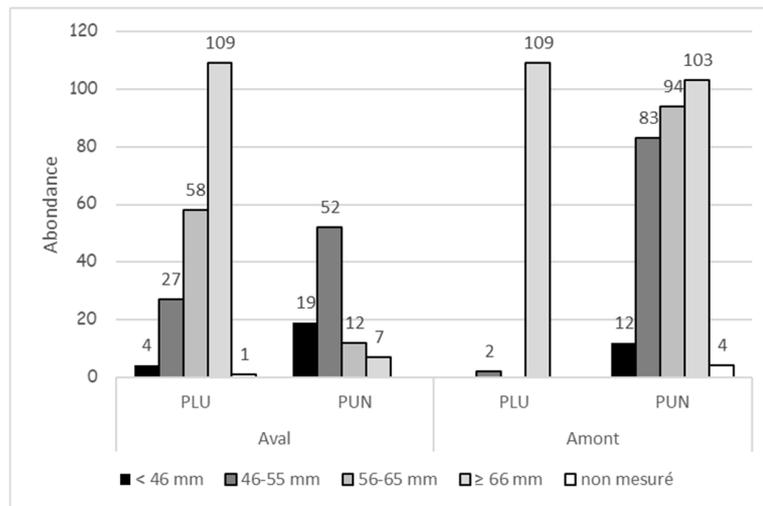
Tableau 21. Répartition spatiale des individus sexés pour chaque espèce

	PLU	PUN	Total
<b>Aval</b>	201	90	291
<b>Amont</b>	111	296	407
<b>Total</b>	312	386	698

Ainsi, malgré le fait que tous les individus prélevés n'aient pas pu être sexés, la répartition des individus reste assez équilibrée entre chacune des espèces. Sur les 698 individus dont le sexe a pu être déterminé, 55% sont des *S. punctatum* (386 individus) et 45% sont des *S. plumieri*. Environ 60% des individus sexés, soit 407, sont présents sur la station amont. Enfin, la répartition spatiale de chaque espèce est assez différente. En effet, on observe sur la station aval une forte prédominance de *S. plumieri* représentant environ 70% des individus (soit 201 individus). Au contraire la station amont est peuplée à 73% de *S. punctatum* (soit 296 individus).

### b. Répartition par classe de taille :

La figure 37 affiche la répartition des individus sexés par classe de taille. La majorité des PLU sexés sont des individus de grande taille (classe  $\geq 66$ mm). A l'amont, la plupart des individus sont de grande taille à l'exception de 2 individus de petite taille (classe 46-55 mm). La situation à l'aval est plus contrastée, l'ensemble des classes de taille y est retrouvé. Cependant, 55% des individus (soit 111) sont de grande taille également. Plus la classe de taille est petite plus l'effectif diminue. Seuls 4 individus de très petite taille (<46 mm) sur la station amont ont été étudiés.



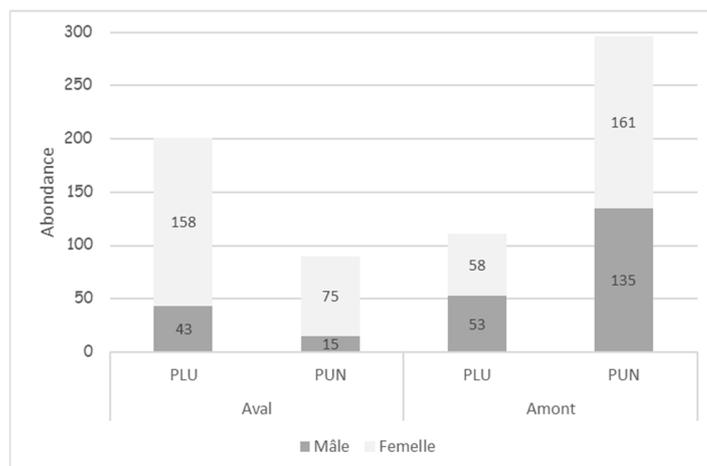
**Figure 37. Répartition des individus sexés par classe de tailles**

Pour *S. punctatum* l'ensemble des classes de taille est présente sur chacune des stations. La répartition est assez équilibrée à l'amont. A l'aval, ce sont les individus de petite taille (46-55 mm) qui sont les plus observées représentant 58% des individus sexés (soit 52).

Une classe de taille « très petite taille » a été ajoutée suite à la première campagne de terrain et à l'observation de petits individus semblant être en phase de reproduction (individus bleus ou possédant un « abdomen gonflé »). Seuls quelques individus de cette classe de taille ont été prélevés et ont pu être sexés : quelques *S. punctatum* à l'amont et à l'aval et 2 *S. plumieri* uniquement à l'aval.

### 3. Répartition des individus par sexe :

La répartition des individus par sexe, par espèce et par station est représentée sur la figure 38.



**Figure 38. Répartition des 698 individus par sexe, espèce et station**

On observe que pour l'effectif global les femelles sont plus représentées que les mâles. En effet, 65% des individus sont des femelles. La différence est plus importante sur la station aval où elles représentent 80% de l'effectif total de la station, alors qu'elles représentent 54% de l'effectif de la station amont. Ce déséquilibre du sex-ratio dans chacune des espèces est le suivant : environ 70% des individus prélevés sont des femelles chez *S. plumieri* et 60% chez *S. punctatum*. Ce déséquilibre est toujours plus marqué sur la station aval.

Aucune des gonades observées par histologie n'a montré d'inter-sexe.

**La majorité des individus prélevés à l'aval sont des *S. plumieri* et la majorité des individus prélevés à l'amont sont des individus *S. punctatum*. 65% des individus prélevés et sexés sont des femelles, et elles représentent 80% de l'effectif aval. 70% des individus sexés chez *S. plumieri* sont des femelles et 60% chez *S. punctatum*. Aucun inter-sexe n'a été observé.**

## IV. Résultats

### 1. Description du développement ovocytaire

Pour l'analyse du développement ovocytaire, 55 coupes de femelles *S. punctatum* ont été analysées. Les coupes ont été choisies de manière à pouvoir étudier la répartition des différents stades ovocytaires sur la gamme de RGS la plus étendue possible. Chez *S. punctatum* le RGS varie de 0 à 17,40%, et chez *S. plumieri* il varie de 0 à 13,87% avec 40 individus sur 41 dont le RGS est compris entre 0 et 5,68%.

Le logiciel Image J (1.53e) et le plugin Object J (1.05i) ont été utilisés pour mesurer les diamètres des ovocytes. A minima 30 ovocytes sont mesurés et classés en fonction des 4 stades de développement (CP, AC, VgP et Vg). La mesure s'effectue sur un ou plusieurs quadrats de  $100\ 000\ \mu\text{m}^2$ . Quand un nouveau quadrat est commencé le comptage doit être finalisé même si 30 ovocytes sont déjà mesurés.

Chez *S. plumieri* les diamètres des ovocytes observés aux différents stades sont :

- Croissance primaire : de 10 à 75  $\mu\text{m}$  (n=1219)
- Alvéole corticale : de 34 à 89  $\mu\text{m}$  (n=110)
- Vitellogénèse précoce : de 65 à 156  $\mu\text{m}$  (n=146)
- Vitellogénèse : de 100 à 324  $\mu\text{m}$  (n=107)

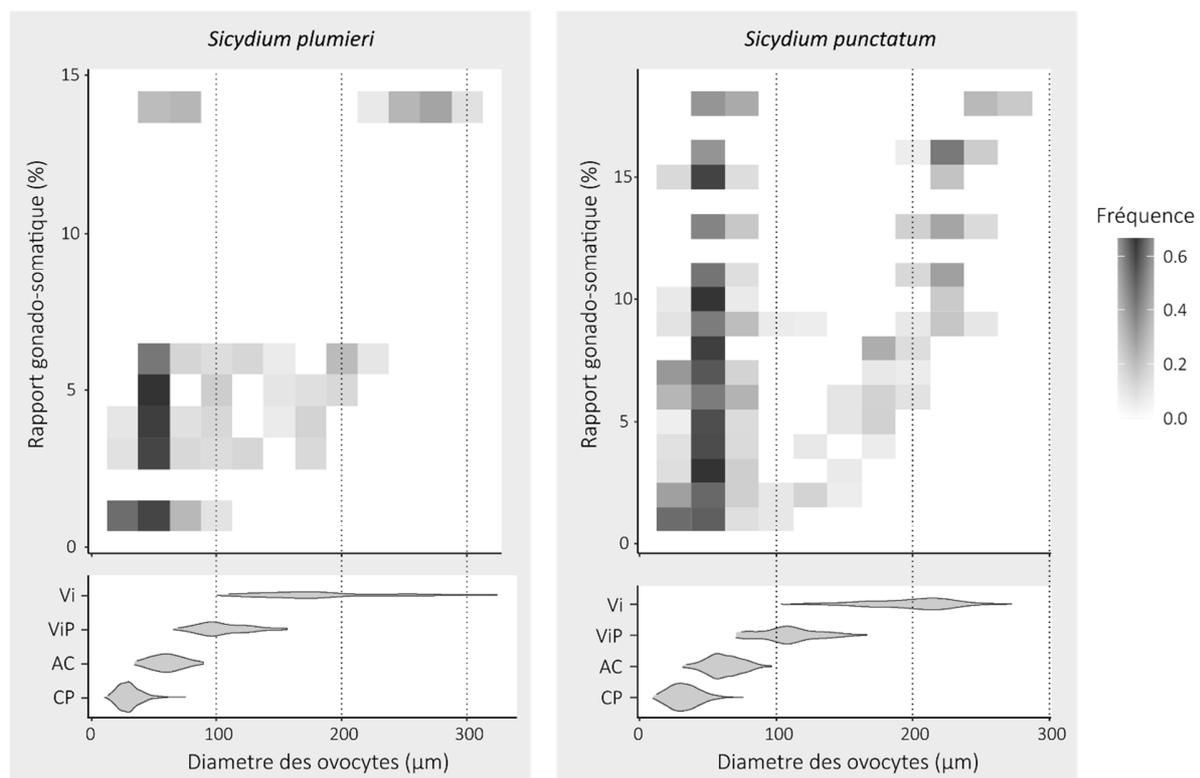
Chez *S. punctatum* les diamètres des ovocytes observés aux différents stades sont :

- Croissance primaire : de 10 à 76  $\mu\text{m}$  (n=1264)
- Alvéole corticale : de 32 à 97  $\mu\text{m}$  (n=390)
- Vitellogénèse précoce : de 71 à 167  $\mu\text{m}$  (n=146)
- Vitellogénèse : de 104 à 273  $\mu\text{m}$  (n=382)

Pour les deux espèces les diamètres des ovocytes aux stades CP, AC et VgP sont très proches. Les diamètres des ovocytes en vitellogénèse sont plus importants chez *S. plumieri*.

La Figure 39 permet de montrer que chez les femelles de *Sicydium* spp, le développement ovarien est de type groupe-synchrone. En effet au cours du développement ovocytaire, une cohorte d'ovocytes bien identifiée en maturation se détache du stock d'ovocytes en croissance primaire, puis poursuit sa maturation jusqu'à la ponte. Ce phénomène est bien visible pour *S. punctatum* en raison de la gamme étendue des valeurs de RGS.

Chez PLU le phénomène est plus difficile à observer en raison de l'absence de valeurs de RGS entre 5.7 et 13,9% qui ne permet pas de montrer de ségrégation nette des différents stades de croissance des ovocytes. Il n'y a qu'un seul individu avec un RGS très élevé (13,9%) montrant une ségrégation des ovocytes en vitellogénèse ce qui suggère le même type de développement.



**Figure 39. Fréquences des classes de taille ovocytaire en fonction du rapport gonado-somatique (%) utilisé en tant que proxy du développement ovarien chez les femelles de *Sicydium plumieri* (n = 41) et *Sicydium punctatum* (n = 55) sur la Grande Rivière de Vieux-Habitants. Les distributions de taille des différents stades de développement ovocytaire sont présentées dans les graphiques en dessous. CP : croissance primaire, AC : alvéole corticale ; ViP : vitellogénèse précoce, Vi : vitellogénèse.**

Les femelles de *Sicydium* spp ont un développement ovarien de type groupe-synchrone. Le RGS est un bon proxy du développement ovocytaire. Plus le RGS est important, plus le nombre d'ovocytes en vitellogénèse est élevé et plus l'événement de ponte est proche.

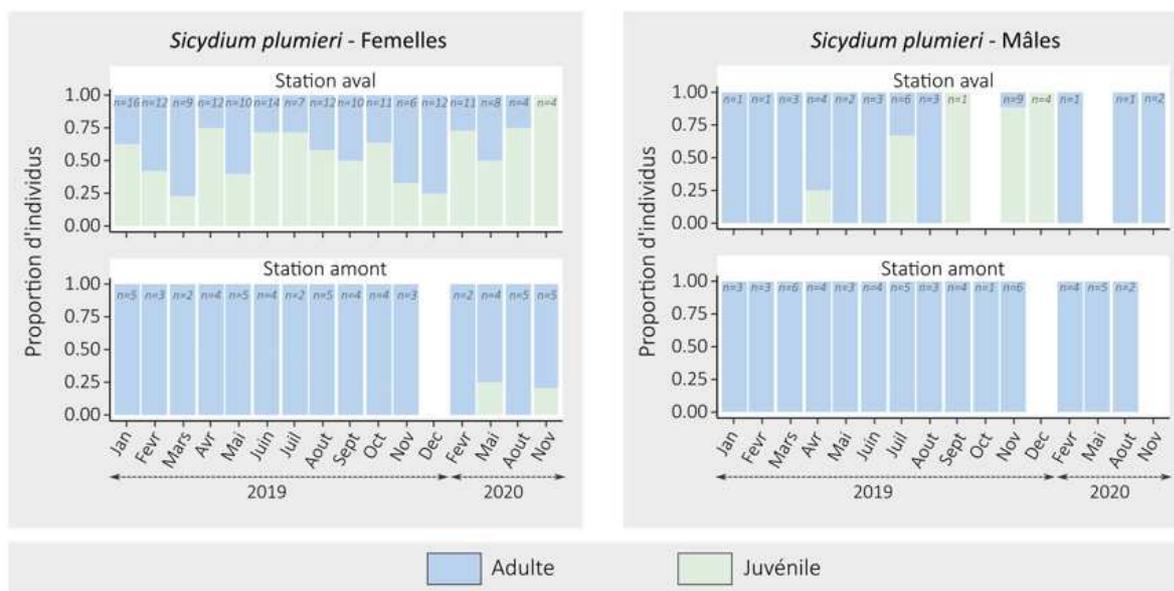
## 2. Proportion d'individus matures/immatures

Les individus immatures ont été identifiés lors de l'observation des coupes histologiques grâce aux critères précisés précédemment. L'analyse est menée sur les 692 individus prélevés, sexés et auxquels une phase de reproduction a pu être attribuée (pour 6 individus le sexe a pu être déterminé sans qu'une phase de reproduction puisse être associée) ; soit 241 mâles (94 *S. plumieri* et 147 *S. punctatum*) et 451 femelles (215 *S. plumieri* et 236 *S. punctatum*).

### a. *Sicydium plumieri*

La Figure 40 présente la répartition des individus matures, *i.e.* adultes, et immature, *i.e.* juvéniles, par station et par sexe. Parmi les 158 femelles prélevées à l'aval 56% sont immatures. Sur la station amont, seules 2 femelles sont immatures et 97% des 57 femelles prélevées sont adultes. Les femelles immatures sont présentes toute l'année sur la station aval, sans période préférentielle marquée sur les 2 années.

Parmi les 96 mâles prélevés sur les 2 stations, 2 ont pu être identifiés en tant que mâle sans que l'on puisse les classer dans une phase de développement. Ainsi sur les 41 mâles présents à l'aval 44% sont immatures. La totalité des mâles prélevés à l'amont sont des adultes. Les périodes où les mâles sont observés à l'aval sont plus restreintes que pour les femelles (5 campagnes sur 16). Cependant, le faible effectif ne permet pas d'apporter une réelle conclusion.

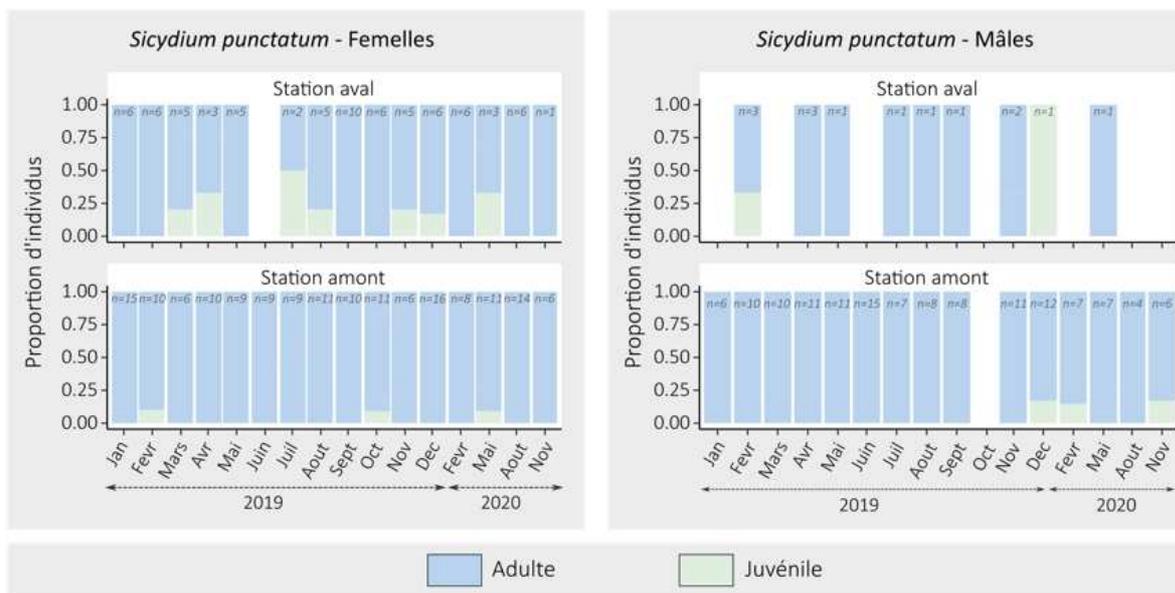


**Figure 40.** Proportion d'individus matures et immatures en fonction des mois d'échantillonnage chez les femelles (à gauche) et les mâles (à droite) de *Sicydium plumieri* sur les stations amont et aval de la Grande Rivière de Vieux-Habitants.

### b. *Sicydium punctatum*

La figure 41 présente la répartition des individus matures et juvéniles par station et par sexe. Parmi les 75 femelles prélevées à l'aval 9% sont immatures. Sur la station amont, seules 3 femelles sont immatures et 98% des 161 femelles prélevées sont adultes. Les femelles immatures sont observées de mars à décembre sur la station aval. Un pic observable en juillet est à pondérer en raison du faible effectif (2 individus).

Parmi les 150 mâles prélevés sur les 2 stations, 3 ont pu être identifiés en tant que mâle sans que l'on puisse les classer dans une phase de développement. Ainsi sur les 14 mâles présents à l'aval, seuls 2 sont immatures. Ils sont prélevés en décembre et en février. Sur les 133 mâles prélevés à l'amont, 4 sont des juvéniles et donc 97% de l'effectif est adulte. Les 4 individus immatures sont prélevés en novembre, décembre et février.



**Figure 41. Proportion d'individus matures et immatures en fonction des mois d'échantillonnage chez les femelles (à gauche) et les mâles (à droite) adultes de *Sicydium punctatum* sur les stations amont et aval de la Grande Rivière de Vieux-Habitants**

Chez *S. punctatum*, seul 4% de l'effectif prélevé sur les 2 stations est immature. Chez *S. plumieri*, c'est 32% de l'effectif qui est classé immature. Pour les deux espèces la quasi-totalité des effectifs à l'amont est constitué d'adultes. Sur la station aval de nombreuses femelles immatures de *S. plumieri* sont rencontrées.

### 3. Analyse de la taille à la maturité

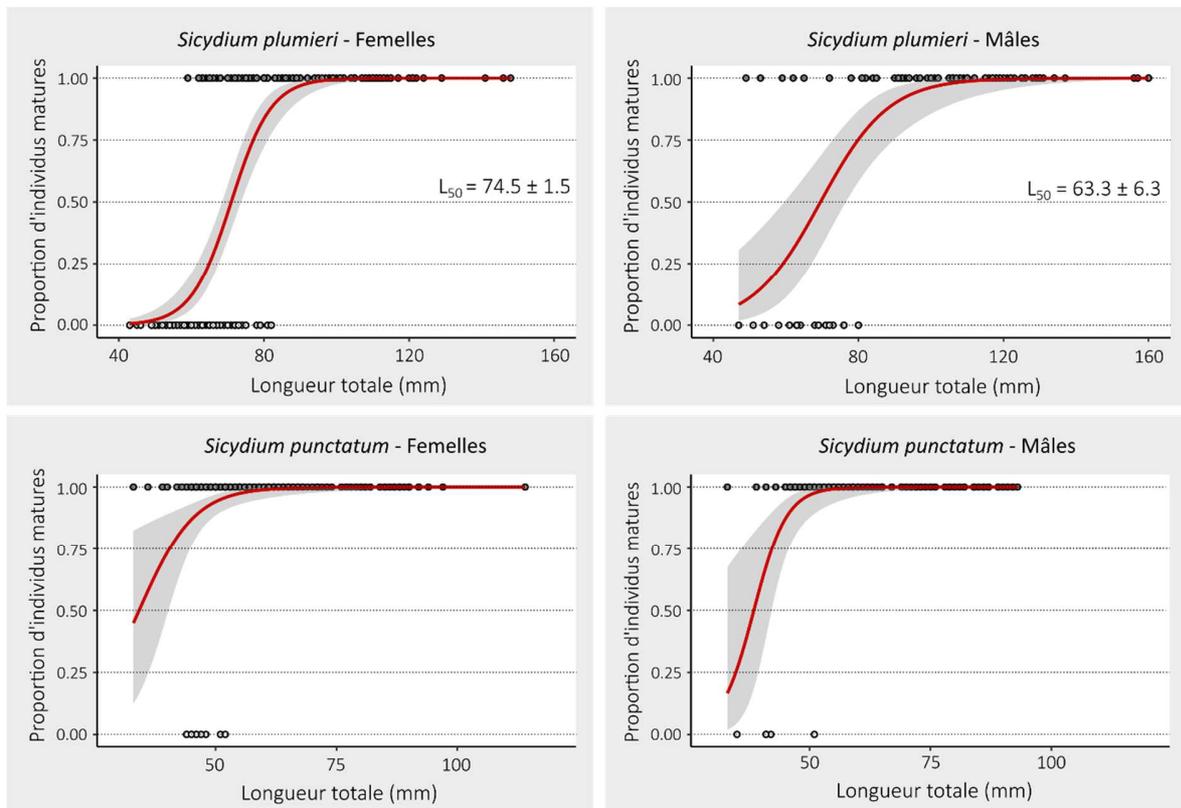
Comme pour le paragraphe précédent, cette analyse est menée sur les 692 individus prélevés, sexes et auxquels une phase de reproduction a pu être attribuée, soit :

- *S. plumieri* :
  - 215 femelles dont la taille varie de 43 à 148 mm et dont la taille moyenne est 80 mm ;
  - 94 mâles dont la taille varie de 47 à 160 mm et dont la taille moyenne est 101 mm ;
- *S. punctatum* :

- 236 femelles dont la taille varie de 33 à 114 mm et dont la taille moyenne est 60 mm ;
- 147 mâles dont la taille varie de 33 à 156 mm et dont la taille moyenne est 64 mm ;

Sur les graphiques de la figure 42, les tailles des individus immatures, *i.e.* juvéniles (proportion individus matures = 0) et matures, *i.e.* adultes (proportion individus matures = 1) sont respectivement réparties sur l'axe des abscisses. Comme précisé précédemment, le nombre d'individus immatures *S. punctatum* est très faible.

La probabilité d'être un individu mature augmente avec la taille chez les femelles (régression logistique,  $p < 0,001$ ) et les mâles ( $p < 0,001$ ) de *S. plumieri*. La  $L_{50}$  est la taille pour laquelle 50% de la population au moins a atteint la maturité. Elle permet d'apprécier la taille à maturité. Celle-ci était significativement plus faible chez les mâles ( $L_{50} = 63,3 \pm 6,3$  mm) que chez les femelles ( $L_{50} = 74,5 \pm 1,5$  mm ;  $p < 0,001$ ). La variabilité plus élevée chez les mâles s'explique par le faible nombre de mâles échantillonné, environ deux fois plus faible que les femelles. Pour comparaison la taille minimale de maturité observée chez *S. plumieri* pour un mâle est 49 mm et pour une femelle 59 mm.



**Figure 42. Estimation de la taille à maturité chez de *Sicydium plumieri* (femelle : n = 215 et mâle : n = 94) et *Sicydium punctatum* (femelle : n = 236 et mâle : n = 147) sur la Grande Rivière de Vieux-Habitants**

Pour *S. punctatum*, la probabilité d'être un individu mature augmente avec la taille pour les deux sexes (mâle :  $p = 0,002$  et femelle :  $p = 0,002$ ), mais les effectifs d'individus immatures sont trop faibles pour estimer la taille à maturité. Toutefois, l'observation d'individus matures présentant des tailles inférieures à 40 mm suggère que la taille à maturité est inférieure à celle observée chez *S. plumieri*. En effet, pour *S. punctatum*, la répartition des tailles des individus immatures est beaucoup plus faible que chez *S. plumieri* que ce soit chez les mâles (taille *S. punctatum* immature comprise entre 35 et 51 mm et taille *S. plumieri* immature comprise entre 47 et 80 mm) et chez les femelles (taille *S. punctatum* immature comprise entre 33 et 52 mm et *S. plumieri* immature comprise entre 33 et 52 mm et *S. plumieri* immature comprise entre 43 et 82 mm). Par ailleurs, la taille minimale à la maturité observée chez *S. punctatum* pour les mâles et femelle est de 33 mm. Cette valeur est beaucoup plus faible que celle observée chez *S. plumieri* pour les mâles (49 mm) et pour les femelles (59 mm).

Chez *S. plumieri*, la taille à la maturité,  $L_{50}$ , des mâles est de l'ordre de 63 mm et chez les femelles de l'ordre de 74 mm. Chez *S. punctatum* la taille à la maturité n'est pas estimable en raison du faible nombre d'individus immatures prélevés. Elle est cependant probablement plus faible que pour *S. plumieri*. La différence entre les mâles et les femelles semble moins marquée.

#### 4. Analyse des phases de reproduction

L'analyse des phases de reproduction est menée uniquement sur les individus ayant atteint la maturité sexuelle. Pour chaque espèce, les effectifs étudiés sont les suivants :

- *S. plumieri* :
  - Mâles : 23 à l'aval et 53 à l'amont
  - Femelles : 70 à l'aval et 55 à l'amont
- *S. punctatum* :
  - Mâles : 12 à l'aval et 129 à l'amont
  - Femelles : 68 à l'aval et 158 à l'amont

Cette analyse est menée à partir des photos des coupes histologiques. Une phase de reproduction a été attribuée aux femelles en fonction du stade de maturité des ovocytes présents en plus grand nombre, et de critères complémentaires, Pofs, atrésie, ovocytes hydratés entre autres. Pour les mâles la structure du testicule et le stade de développement des gamètes ont également été observés.

##### a. *Sicydium plumieri*

La totalité des femelles ayant atteint la maturité sexuelle à l'aval a des ovocytes en phase de régénération, ce qui correspond au stade de repos (Figure 43). Les femelles prélevées à toutes les campagnes à l'aval sont donc inactives et préparent la saison de reproduction suivante. À l'amont la situation est plus contrastée. Entre les mois d'avril et septembre des femelles dont les ovocytes sont en phase de développement et de reproduction sont présentes. Aucune femelle en phase de post-ponte n'a été observée. Cependant, une femelle

en régression, c'est à dire dont les ovocytes sont principalement atrétiques, est observée en octobre. La régression marque la fin de la saison de reproduction chez les femelles. De novembre à mars, la quasi-totalité des femelles de *S. plumieri* sont en régénération.

Le nombre de mâles ayant atteint la maturité est faible à l'aval. Cependant, parmi ceux-ci et contrairement aux femelles, des individus en phase de reproduction sont observés entre janvier et septembre. Ils représentent 40% de l'effectif des mâles à l'aval. À l'amont, des mâles en phase de reproduction sont observés quasiment à la même période : de janvier à octobre. La proportion d'individus en phase de reproduction est plus élevée qu'à l'aval puisqu'ils représentent 65% des mâles ayant atteint la maturité. Aucun mâle capturé n'est spermiant.

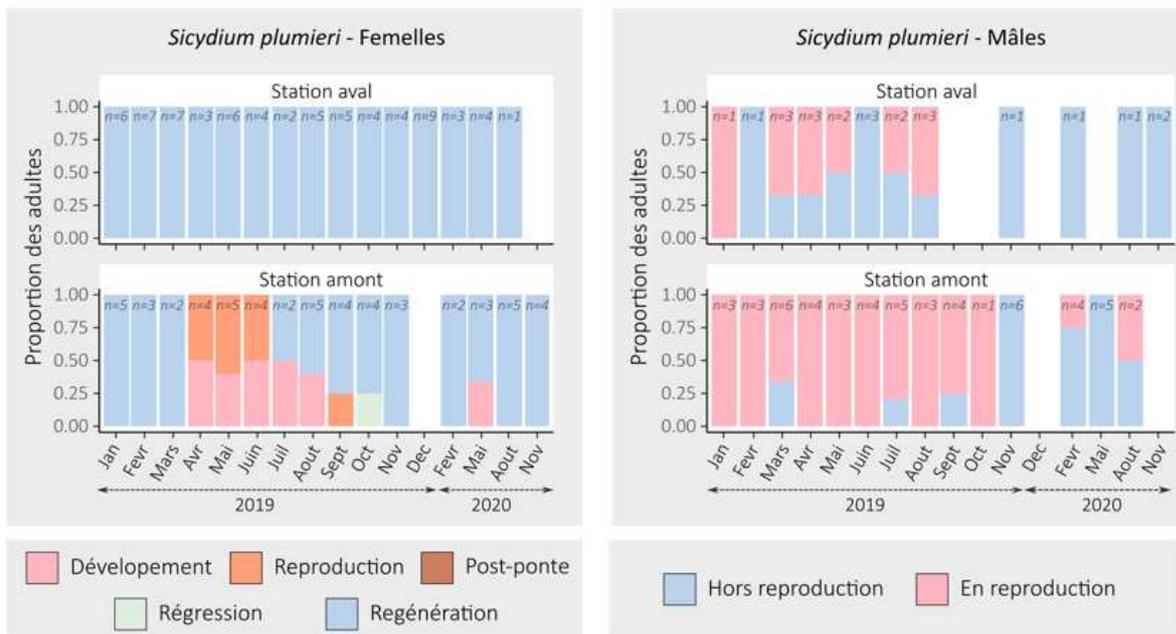


Figure 43. Variation mensuelle des phases de reproduction chez les femelles (à gauche) et les mâles (à droite) adultes de *Sicydium plumieri* sur les stations amont et aval de la Grande Rivière de Vieux-Habitants

### b. *Sicydium punctatum*

Parmi les 68 femelles ayant atteint la maturité sexuelle à l'aval, 53, soit 77%, ont la majorité de leurs gonades en phase de régénération (Figure 44). Les femelles étant dans une phase 'active' du cycle de reproduction ont des ovocytes en phase de développement et de

reproduction mais aucun Pofs (marquant un événement de ponte) ou ovocyte en atresie (marquant un phénomène de régression des ovocytes en vitellogénèse) n'est observé. La saison de reproduction semble commencer en mars et se finir en décembre. À l'amont, la majorité des femelles sexuellement matures est aussi au repos, mais dans une moindre proportion. Elles représentent en effet 52% des femelles présentes sur la station. 30% des femelles ont des ovocytes au stade de vitellogénèse marquant la capacité à se reproduire et 16% ont des ovocytes au stade pré-vitellogénique marquant l'initiation du cycle de reproduction. Enfin 2 femelles présentent des Pofs dans leurs ovocytes ce qui signe un événement de ponte récent (août et octobre). Ainsi pour les femelles sur la station amont la saison de reproduction semble débiter en mars et finir en décembre. En janvier (n=15) et février (n=17) toutes les femelles prélevées sont en phase de repos.

Pour les mâles matures, 94% des individus prélevés présentent des testicules dont la lumière est remplie de spermatozoïdes et sont donc capables de se reproduire. La situation est globalement la même à l'amont et à l'aval bien que l'effectif soit beaucoup plus restreint à l'aval. La période de reproduction chez les mâles de *S. punctatum* semble s'étendre toute l'année.

**Remarque** : Sur les 77 individus dont la coloration bleu-vert a été relevée, 94% sont des mâles en phase de reproduction. Aucun mâle spermiant même parmi les individus de couleur bleue n'a été rencontré.

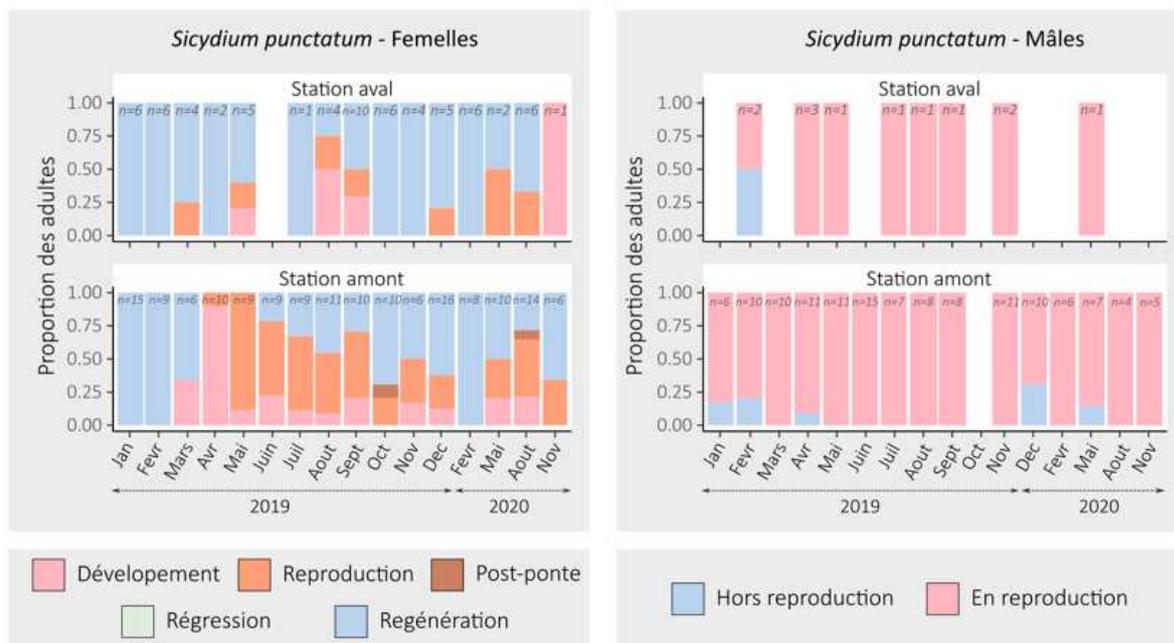


Figure 44. Variation mensuelle des phases de reproduction chez les femelles (à gauche) et les mâles (à droite) adultes de *Sicydium punctatum* sur les stations amont et aval de la Grande Rivière de Vieux-Habitants.

Chez les femelles de *S. plumieri* aucune période de reproduction n'a été observée sur la station aval. Au contraire, à l'amont une période de reproduction préférentielle est observée entre avril et septembre. Les mâles peuvent se reproduire sur une période plus longue entre janvier et octobre, à l'amont comme à l'aval. Chez *S. punctatum* aucune différence n'est observée entre l'amont et l'aval. Le cycle de reproduction débiterait en mars et se finirait en décembre pour les femelles. Les mâles semblent avoir la capacité de se reproduire toute l'année. Les coupes histologiques confirment que les individus bleu-vert sont des mâles. Aucun mâle spermiant n'a été observé.

## 5. Analyse du rapport gonado-somatique

Le rapport gonado-somatique (RGS) est calculé à partir de la formule suivante :

$$RGS = (P_{\text{Gonades}} / P_{\text{Corps}}) \times 100$$

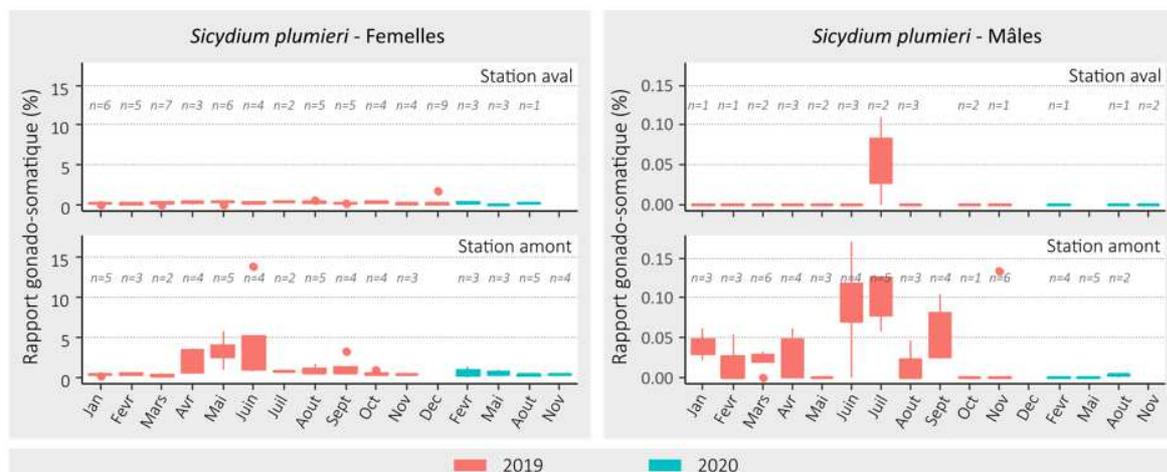
où  $P_{\text{Corps}}$  est le poids de la masse fraîche du poisson ( $P_{\text{Corps}} \pm 1\text{mg}$ ) et  $P_{\text{Gonades}}$  est le poids des gonades ( $P_{\text{Gonades}} \pm 1\text{mg}$ ).

Le RGS est calculé pour 365 *S. punctatum* (226 femelles et 139 mâles) et pour 303 *S. plumieri* (209 femelles et 94 mâles).

### a. *Sicydium plumieri*

Le rapport gonado-somatique des femelles adultes de *S. plumieri*, présenté sur la figure 45, varie significativement en fonction des dates d'échantillonnage (anova, effet date,  $F = 1,92$ ,  $p = 0,030$ ) et présente des différences significatives entre les stations (effet station,  $F = 15,99$ ,  $p < 0,001$ ), notamment en fonction des dates d'échantillonnage (interaction date x station,  $F = 2,01$ ,  $p = 0,027$ ). Ce résultat indique un investissement plus important dans la reproduction sur la station amont, associé à une différence dans la dynamique temporelle de la reproduction sur les deux stations. En effet, alors que les valeurs de RGS sur la station aval ne présentent pas de signes marqués d'augmentation, les valeurs sont plus élevées entre avril et juin sur la station amont. Les deux valeurs les plus élevées du RGS à l'amont sont 13,87% en juin puis 5,68% en mai. À l'aval la valeur maximale observée est 1,62% en décembre.

Le RGS des mâles varie également en fonction des dates (anova, effet date,  $F = 3,49$ ,  $p < 0,001$ ) et présente des différences significatives entre les stations (effet station,  $F = 9,91$ ,  $p = 0,002$ ), mais l'interaction entre la date et la station n'est pas significative ( $F = 0,87$ ,  $p = 0,568$ ). Ce résultat suggère un investissement plus faible dans la reproduction des mâles sur la station aval, alors que des valeurs élevées de RGS sont observées entre janvier et septembre sur la station amont. Les valeurs du RGS pour les mâles restent globalement très faibles et proches de 0. Le maximum relevé est 0,17% sur la station amont en juin.



**Figure 45. Variation du rapport gonado-somatique (%) en fonction des mois d'échantillonnage chez les femelles (à gauche) et les mâles (à droite) adultes de *Sicydium plumieri* sur les stations amont et aval de la Grande Rivière de Vieux-Habitants.**

### **b. *Sicydium punctatum***

Le rapport gonado-somatique des femelles adultes de *S. punctatum*, présenté sur la figure 46, varie significativement en fonction des dates d'échantillonnage (anova, effet date,  $F = 3,50, p < 0,001$ ) et présente des différences significatives entre les stations (effet station,  $F = 5,71, p = 0,017$ ), mais l'interaction entre la date et la station n'est pas significative ( $F = 0,87, p = 0,587$ ). Ce résultat suggère un investissement plus important dans la reproduction sur la station amont, mais que la dynamique de reproduction des femelles ne présente pas de différence entre les deux sites du cours d'eau. En effet, les valeurs de RGS sont élevées entre les mois de mai et décembre sur la station amont, alors que les valeurs de RGS sont plus variables sur la station aval, notamment en raison de l'effectif réduit de femelles adultes sur ce secteur. Les deux valeurs les plus élevées du RGS à l'amont sont obtenues en juin (17,40% puis 15,94%). Même si les valeurs sont généralement moins élevées à l'aval, la valeur maximale observée reste élevée : 14,64% (en mai).

Pour les mâles, les valeurs de RGS varient également en fonction des dates (anova, effet date,  $F = 2,35, p = 0,006$ ), mais ne présentent pas de différence significative entre les stations (effet station,  $F = 1,26, p = 0,263$ ), probablement en raison du faible effectif

échantillonné sur la station aval. Sur la station amont, les plus fortes valeurs de RGS sont observées entre les mois de janvier et août. La valeur maximale du RGS chez un mâle, 2,0%, est observée en novembre et à l'amont.

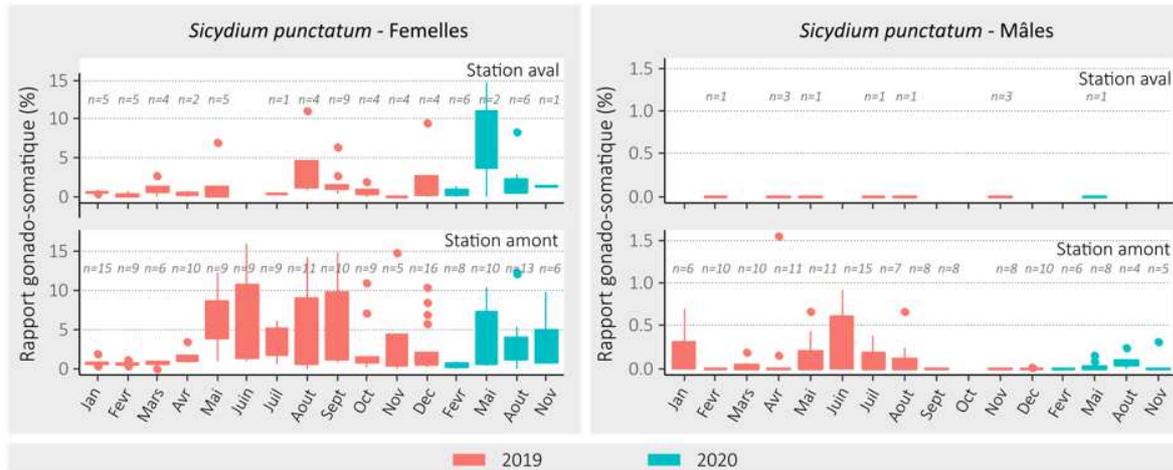


Figure 46. Variation du rapport gonado-somatique (%) en fonction des mois d'échantillonnage chez les femelles (à gauche) et les mâles (à droite) adultes de *Sicydium punctatum* sur les stations amont et aval de la Grande Rivière de Vieux-Habitants.

Chez *S. plumieri* le RGS montre que la reproduction des femelles semble plus fréquente et plus marquée à l'amont qu'à l'aval. À l'amont la reproduction se situerait entre les mois d'avril et juin. La reproduction des mâles semble plus fréquente et plus marquée à l'amont qu'à l'aval et ce notamment entre les mois de janvier et septembre. Chez *S. punctatum*, le RGS montre que la reproduction des femelles semble plus fréquente et plus marquée à l'amont qu'à l'aval. Cependant, la période de reproduction serait la même sur les 2 sites, *i.e.* entre mai et décembre. Pour les mâles la période de reproduction à l'amont se situerait entre janvier et août.

## 6. Analyse du rapport hépato-somatique

Chez les poissons, le rapport hépato-somatique (RHS) est considéré comme un bon proxy des réserves lipidiques qui peut influencer la maturation des gonades femelles (Yoneda et al., 1998).

Le RHS, ou rapport hépato-somatique, est calculé à partir de la formule suivante :

$$\text{RHS} = (P_{\text{Foie}} / P_{\text{Corps}}) \times 100$$

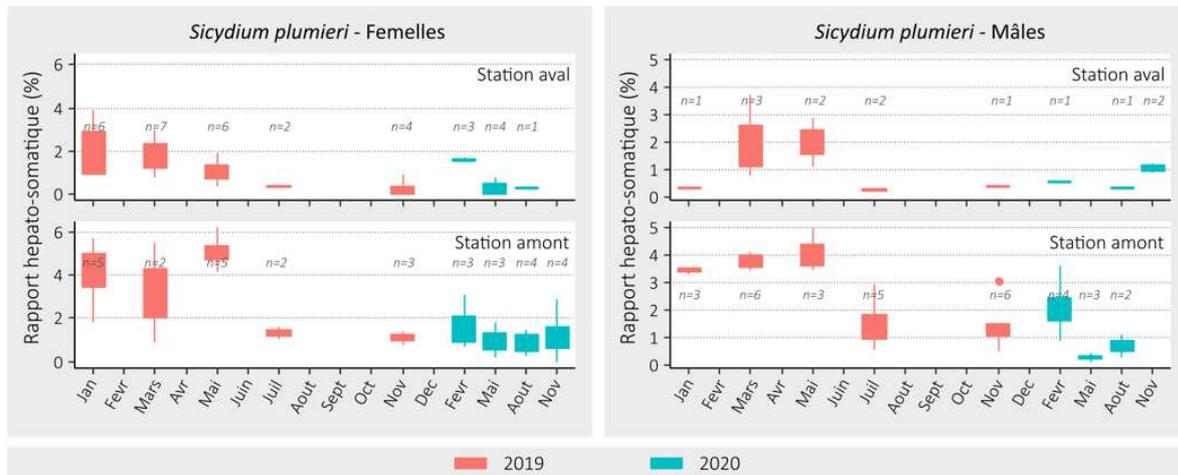
où  $P_{\text{Corps}}$  est le poids de la masse fraîche du poisson ( $P_{\text{Corps} \pm 1\text{mg}}$ ) et  $P_{\text{Foie}}$  est le poids du foie du poisson ( $P_{\text{Foie} \pm 1\text{mg}}$ )

Le RHS est calculé pour 189 *S. punctatum* (117 femelles et 72 mâles) et pour 163 *S. plumieri* (107 femelles et 56 mâles). Le foie n'a été prélevé qu'un mois sur deux en année 1 (excepté pour le mois de septembre) et lors de toutes les campagnes en année 2.

### a. *Sicydium plumieri*

Le rapport hépato-somatique des femelles adultes de *S. plumieri*, présenté sur la figure 47, varie significativement en fonction des dates d'échantillonnage (anova, effet date,  $F = 7,19$ ,  $p < 0,001$ ) et présente des différences significatives entre les stations (effet station,  $F = 36,95$ ,  $p < 0,001$ ), notamment en fonction des dates d'échantillonnage (interaction date x station,  $F = 3,50$ ,  $p = 0,004$ ). Ce résultat souligne que les femelles de la station aval présentent globalement des réserves hépatiques plus limitées que celles capturées en amont, bien que des différences en fonction des dates de capture soient observées. Les RHS des mâles varient également en fonction des dates (anova, effet date,  $F = 8,67$ ,  $p < 0,001$ ) et présentent des différences significatives entre les stations (effet station,  $F = 30,26$ ,  $p < 0,001$ ), mais l'interaction entre la date et la station n'est pas significative ( $F = 0,83$ ,  $p = 0,555$ ). De même que pour les femelles, ce résultat indique que même si les réserves hépatiques varient au cours de la saison, elles restent globalement inférieures sur la station aval. Pour les mâles et les femelles, les valeurs de RHS les plus élevées sont généralement

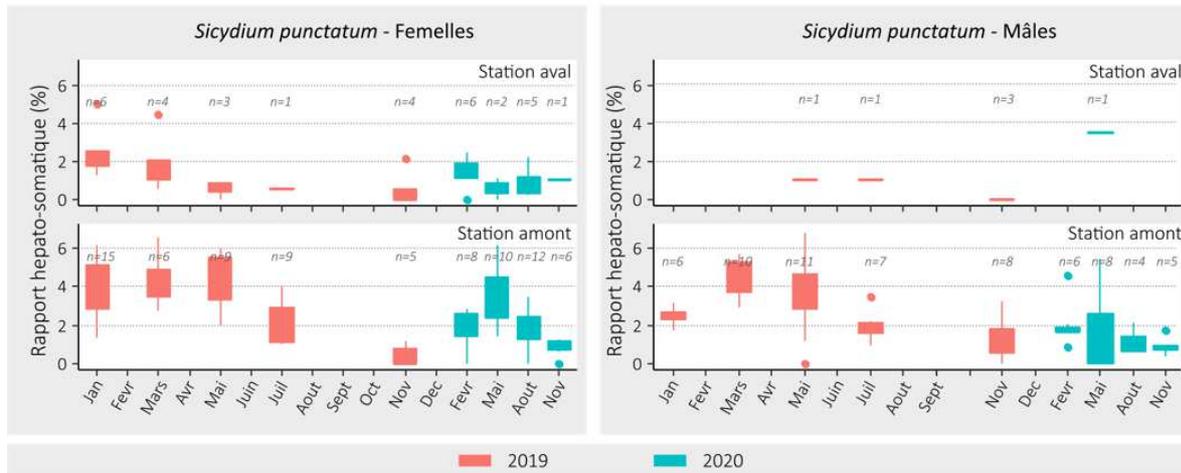
observées entre les mois de janvier et mai, puis diminuent fortement à partir du mois de juillet.



**Figure 47. Variation du rapport hépato-somatique (%) en fonction des mois d'échantillonnage chez les femelles (à gauche) et les mâles (à droite) adultes de *Sicydium plumieri* sur les stations amont et aval de la Grande Rivière de Vieux-Habitants**

### **b. *Sicydium punctatum***

Le rapport hépato-somatique des femelles adultes de *S. punctatum*, figure 48, varie significativement en fonction des dates d'échantillonnage (anova, effet date,  $F = 6,15$ ,  $p < 0,001$ ) et présente des différences significatives entre les stations (effet station,  $F = 17,36$ ,  $p < 0,001$ ), mais l'interaction entre la date et la station n'est pas significative ( $F = 1,56$ ,  $p = 0,146$ ). De même que pour *S. plumieri*, ce résultat souligne que les femelles présentes en aval ont globalement des réserves hépatiques inférieures à celles capturées sur la station amont. Les valeurs de RHS les plus élevées sont généralement observées entre les mois de janvier et mars, mais semblent diminuer plus précocement sur la station aval (à partir de mai) que sur la station amont (à partir de juillet). Les valeurs de RHS des mâles ont uniquement été mesurées sur la station amont en raison d'un effectif trop réduit sur le site aval. Les valeurs présentent des différences significatives en fonction des dates (anova, effet date,  $F = 2,21$ ,  $p = 0,038$ ), avec des RHS plus élevés entre les mois de mars et mai.



**Figure 48. Variation du rapport hépato-somatique (%) en fonction des mois d'échantillonnage chez les femelles (à gauche) et les mâles (à droite) adultes de *Sicydium punctatum* sur les stations amont et aval de la Grande Rivière de Vieux-Habitants**

Pour les mâles et femelles de *S. plumieri* et *S. punctatum* les réserves hépatiques sont plus faibles à l'aval qu'à l'amont. Chez *S. plumieri* les valeurs les plus élevées sont observées entre janvier et mai. Chez *S. punctatum*, les valeurs les plus élevées sont observées entre janvier et mars, et diminuent à l'aval dès mai et à l'amont à partir de juillet.

## 7. Analyse du coefficient de condition

Le facteur de condition (K), est calculé à partir de la formule suivante :

$$K = P_{\text{Corps}} / T_{\text{Totale}}^3$$

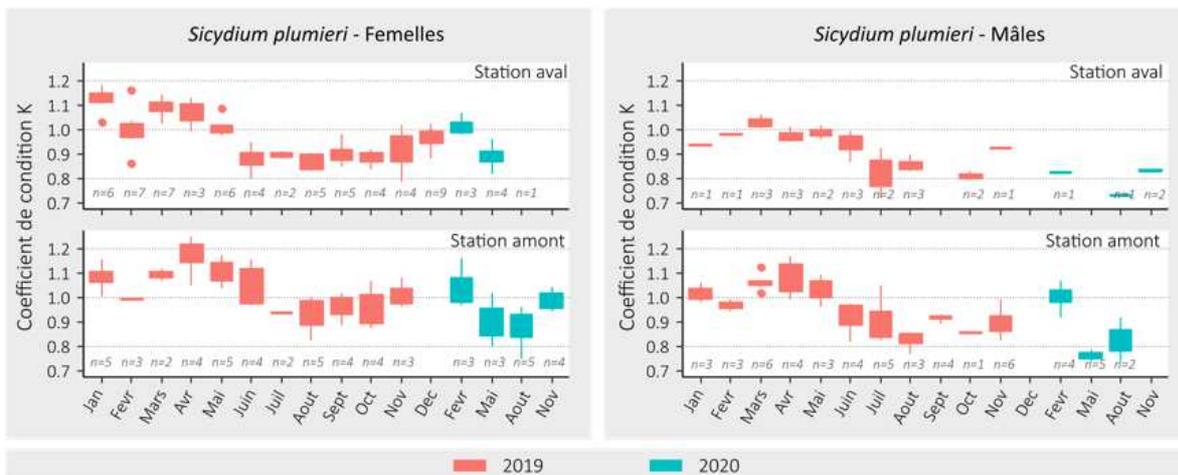
Où  $P_{\text{Corps}}$  est le poids de la masse fraîche du poisson ( $P_{\text{corps}} \pm 1\text{mg}$ ) et  $T_{\text{Totale}}$  est la longueur totale du poisson ( $T_{\text{Totale}} \pm 1\text{mm}$ ).

Le facteur de condition permet de caractériser l'état physiologique et l'embonpoint des poissons durant leur cycle vital (Oni et al., 1983). Le facteur de condition est calculé pour

382 *S. punctatum* (235 femelles et 147 mâles) et pour 311 *S. plumieri* (216 femelles et 95 mâles).

### a. *Sicydium plumieri*

Le coefficient de condition des femelles adultes de *S. plumieri*, présenté à la figure 49, varie significativement en fonction des dates d'échantillonnage (anova, effet date,  $F = 10,26$ ,  $p < 0,001$ ) et présente des différences significatives entre les stations (effet station,  $F = 3,92$ ,  $p = 0,049$ ), mais l'interaction entre la date et la station n'est pas significative ( $F = 0,59$ ,  $p = 0,851$ ). Ce résultat indique une saisonnalité dans la condition des femelles, avec des valeurs plus élevées entre janvier et juin, et des valeurs minimales entre juillet et octobre. De plus, le coefficient de condition est globalement plus élevé sur la station amont que la station aval. Un patron temporel similaire est observé pour les mâles dont la condition varie significativement en fonction des dates (anova, effet date,  $F = 10,04$ ,  $p < 0,001$ ), mais pas en fonction de la station (effet station,  $F = 3,60$ ,  $p = 0,063$ ), ni avec l'interaction entre la date et la station ( $F = 1,17$ ,  $p = 0,325$ ).



**Figure 49.** Variation du coefficient de condition (K de Fulton) en fonction des mois d'échantillonnage chez les femelles (à gauche) et les mâles (à droite) adultes de *Sicydium plumieri* sur les stations amont et aval de la Grande Rivière de Vieux-Habitants.

### b. *Sicydium punctatum*

Le coefficient de condition des femelles adultes de *S. punctatum* varie significativement en fonction des dates d'échantillonnage (anova, effet date,  $F = 6,01$ ,  $p < 0,001$ ) et présente des différences significatives entre les stations (effet station,  $F = 7,87$ ,  $p = 0,006$ ), ainsi qu'entre les dates (interaction date x station,  $F = 2,04$ ,  $p = 0,016$ ) (Figure 50). Ce résultat indique une saisonnalité dans la condition des femelles avec des différences entre les deux stations. Le coefficient de condition est globalement plus élevé en amont, mais la dynamique temporelle diffère également entre les stations. En aval, les plus fortes valeurs sont observées entre janvier et mars, alors qu'en amont elles sont maximales entre février et mai. Pour les mâles, le patron de variation est similaire, avec des différences significatives entre les dates (anova, effet date,  $F = 8,31$ ,  $p < 0,001$ ), mais pas en fonction de la station (effet station,  $F = 2,43$ ,  $p = 0,121$ ), ni avec l'interaction entre la date et la station ( $F = 0,76$ ,  $p = 0,621$ ).

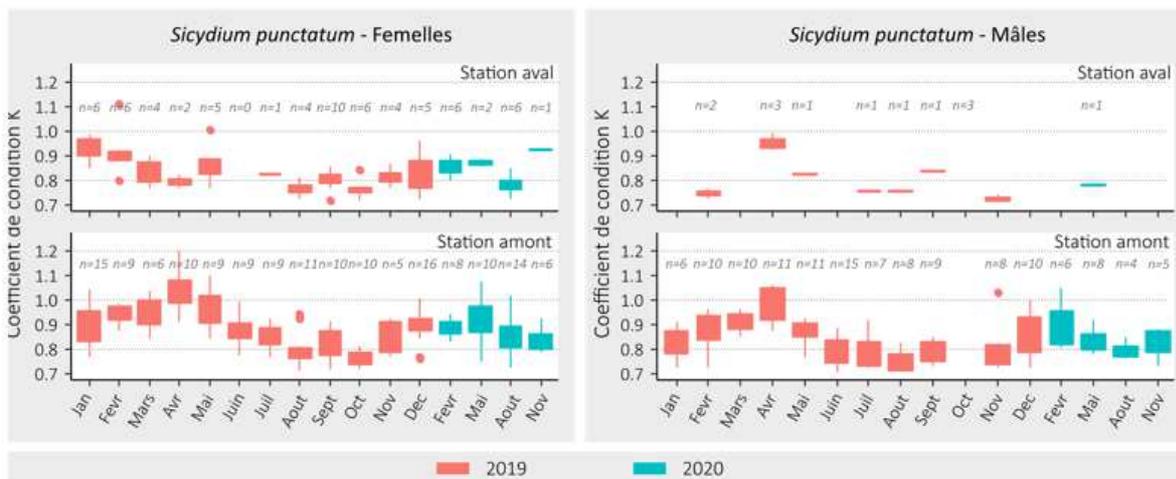


Figure 50. Variation du coefficient de condition (K de Fulton) en fonction des mois d'échantillonnage chez les femelles (à gauche) et les mâles (à droite) adultes de *Sicydium punctatum* sur les stations amont et aval de la Grande Rivière de Vieux-Habitants.

Chez les femelles de *S. plumieri* et de *S. punctatum*, le facteur de condition est plus élevé à l'amont qu'à l'aval, alors que chez les mâles aucune différence significative n'est observée entre les stations.

Chez les femelles de *S. plumieri*, une saisonnalité est observée, avec des valeurs maximales relevées entre janvier et juin et minimales entre juillet et octobre sur les 2 stations. Chez les mâles, le même patron temporel est observé.

Chez les femelles de *S. punctatum*, une saisonnalité est observée avec une différence entre les stations. À l'aval les valeurs maximales sont observées entre janvier et mars et en amont entre février et mai. Pour les mâles, les variations temporelles sont similaires.

## 8. Relation entre le RGS et les facteurs de régulation environnementaux

La température de l'eau est enregistrée en continu pendant toute la durée de l'expérimentation sur la station amont. Sur la station aval, la sonde installée en même temps que sur la station amont a été volée en septembre 2019. Avec les différents aléas subits au cours de l'année 2020 (sanitaires et climatiques notamment), la nouvelle sonde n'a pu être réinstallée que courant août 2020. Les sondes utilisées (HOBO data logger U22 Water Temp Pro V2) ont une précision de  $\pm 0,2^{\circ}\text{C}$ .

Les valeurs du rapport gonado-somatique ont été utilisés comme proxy de l'activité de reproduction afin d'analyser sa relation avec les facteurs de régulation environnementaux habituellement observés chez les poissons que sont la température et la photopériode (Figure 51).

Le RGS des femelles de *S. plumieri* est positivement corrélé à la photopériode (corrélation de rang de Spearman,  $\rho = 0.32$ ,  $p < 0.001$ ), mais pas à la température moyenne du cours d'eau ( $\rho = -0,15$ ,  $p = 0,324$ ). Pour *S. punctatum*, le RGS est positivement corrélé à la

photopériode ( $\rho = 0,41, p < 0,001$ ), ainsi qu'à la température de l'eau ( $\rho = 0,26, p < 0,001$ ). Pour les deux espèces, il est intéressant de noter que la photopériode est significativement mieux corrélée avec l'activité de reproduction qu'avec la température de l'eau. Ce résultat souligne l'importance de la photopériode dans la stimulation du développement ovarien, notamment en début de saison de reproduction.

Le RGS des mâles est significativement corrélé à la photopériode pour *S. plumieri* ( $\rho = 0,21, p = 0,041$ ) et pour *S. punctatum* ( $\rho = 0,29, p < 0,001$ ). En revanche, les valeurs de RGS ne sont pas significativement corrélées à la température de l'eau ( $p = 0,171$  et  $0,284$ , respectivement pour *S. plumieri* et *S. punctatum*).

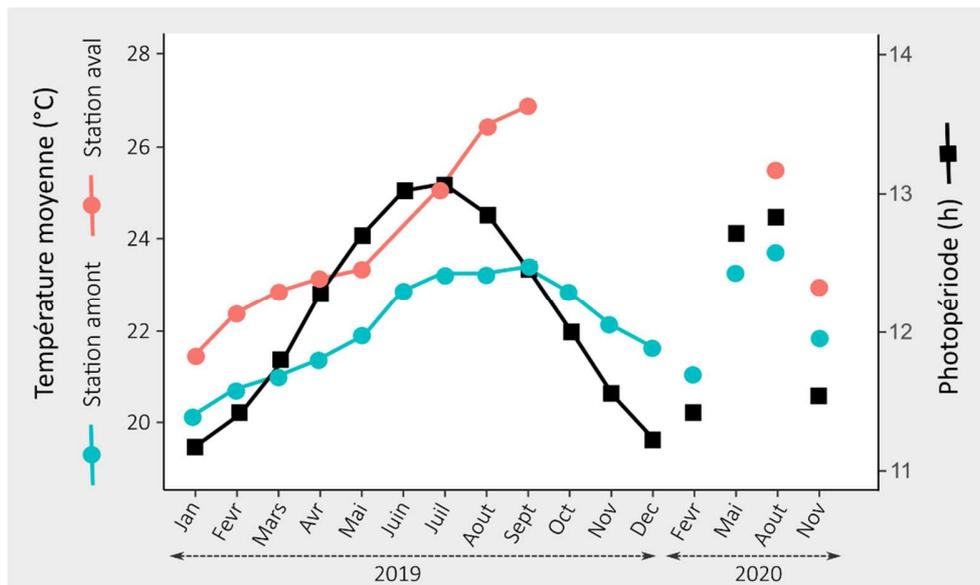


Figure 51. Variation mensuelle de la température moyenne et de la photopériode durant les mois d'échantillonnage sur les stations amont et aval de la Grande Rivière de Vieux-Habitants.

Chez les femelles et les mâles des deux espèces, la photopériode apparaît comme un facteur important pour la stimulation du développement de la reproduction. La température jouerait un rôle dans la reproduction chez les femelles de *S. punctatum* uniquement.

## V. Discussion et conclusion

L'objectif principal de cette étude de la reproduction de *Sicydium* spp était d'affiner les connaissances sur le cycle reproducteur encore peu connu à ce jour. L'autre objectif était de pouvoir expliquer les variations constatées sur certains biomarqueurs (mâle vs. femelle ; période de reproduction vs période de repos...) dans le dernier volet de cette étude et de cibler une période d'échantillonnage préférentielle d'individus sexuellement matures si nécessaire.

Dans un premier temps, les observations des coupes histologiques ont permis une première description des phases de développement de la gamétogénèse de *Sicydium* spp, ainsi que des premières observations sur les aspects morphologiques des gonades mâle et femelle en fonction de ces dernières.

Les plus-values de cette étude sont l'étude de la reproduction en milieu naturel, très rarement réalisée (Keith, 2003), ainsi que l'étude des mâles et des femelles. En effet, les études sur le cycle de reproduction sont souvent ciblées sur les femelles considérées comme le sexe limitant au regard du coût élevé lié à la production d'ovocytes (Murua et Saborido-Rey, 2003). Par ailleurs chez les Sicydiinae les gonades mâles sont parfois considérées comme trop légères pour pouvoir faire des mesures de poids fiables (Iida et al., 2011).

Cette étude en milieu naturel montre cependant quelques limites, notamment parce que l'identification du sexe n'est pas fiable par le seul examen visuel de la morphologie. Les deux espèces et les deux sexes n'ont pas pu être prélevés de manière équilibrée. *S. punctatum* est principalement échantillonné à l'amont et *S. plumieri* à l'aval et les femelles représentent 80% de l'effectif à l'aval. Trois hypothèses peuvent être envisagées quant à la répartition des sexes sur les 2 stations : 1) il s'agit de la répartition naturelle et la Grande Rivière de Vieux-Habitants abrite plus de femelles notamment à l'aval, 2) les mâles gardent les nids sous les cailloux et il est plus difficile de les capturer par pêche électrique, 3) les gonades mâles sont moins développées et donc plus complexes à prélever et/ou sont perdus par la suite lors des

bains successifs pour la préparation des blocs avant la réalisation des lames des coupes histologiques.

L'étude du développement ovocytaire permet de dire que *S. punctatum* et *S. plumieri* sont des espèces gonochoriques itéropares avec une organisation ovarienne de type groupe-synchrone. Elles relâchent le batch d'œufs en une ponte unique (pas de présence d'ovocytes en vitellogénèse chez les individus en post-ponte et en régénération). La présence d'une cohorte de petits ovocytes qui permet le recrutement synchrone d'ovocytes plus gros en maturation, est similaire à celui observé chez d'autres Sicydiinae, e.g. *S. lagocephalus* (Teichert et al., 2013), *C. acutipinnis* (Teichert et al., 2015), *S. extraneus* (Manacop, 1953) et *S. japonicus* (Iida et al., 2011).

L'étude des phases de reproduction permet de dissocier les juvéniles des adultes et de définir une taille à première maturité, ainsi que les périodes préférentielles de reproduction. Sans surprise au vu du cycle de vie amphidrome, les juvéniles sont en très grande majorité rencontrés sur la station aval. La taille à maturité ( $L_{50}$ ) a pu être estimée pour *S. plumieri*. Cette taille (63 mm chez les mâles et 74 mm chez les femelles) est plus importante que celle observée chez *S. lagocephalus* ( $43,6 \leq L_{50} \text{ (mm)} \leq 55$ ) et *C. acutipinnis* ( $28,6 \leq L_{50} \text{ (mm)} \leq 37,6$ ) par Teichert et al. (2013 ; 2015). Cela s'explique probablement par la taille de chacune des espèces, en effet *S. plumieri* peut atteindre 200 mm alors que *S. lagocephalus* et *C. acutipinnis* peuvent atteindre respectivement 130 et 140 mm (Teichert, 2012). La  $L_{50}$  n'a pas pu être estimée pour *S. punctatum* en raison du faible nombre d'individus immatures capturés, mais semble être plus faible que *S. plumieri* et présenter une différence mâle/femelle moins marquée.

Chez *S. plumieri*, l'analyse histologique des gonades permet de mettre en évidence chez les femelles une période et une période de reproduction préférentielle entre avril et septembre à l'amont. Les RGS les plus élevés sont observés entre avril et juin, où toutes les femelles capturées étaient en phase de développement ou de reproduction. Les réserves hépatiques, jouant un rôle dans la vitellogénèse, montrent une chute des réserves en mai, juste après le

début de la saison de reproduction. Les mâles, quant à eux, sont capables de se reproduire sur une période plus longue, entre janvier et octobre (histologie et RGS), à l'amont de manière plus marquée qu'à l'aval. Selon les résultats obtenus sur la Grande Rivière de Vieux-Habitants, la stimulation du développement des gamètes serait liée à la photopériode, mais pas à la température.

Chez *S. punctatum*, l'analyse histologique montre que chez les femelles la période de reproduction préférentielle se situerait entre les mois de mars et de décembre sur les 2 sites. Tout comme pour *S. plumieri* les valeurs de RGS viennent confirmer ces informations mais sur une plage plus courte (mai à décembre), et montrent que la reproduction est plus fréquemment observée à l'amont. Les deux événements de ponte (marqués par la présence de Pofs) sont observés en août et en octobre. Les mâles en phase de reproduction sont présents toute l'année sur les 2 sites, mais principalement à l'amont. Les valeurs de RGS sont plus élevées entre janvier et août. Chez les femelles étudiées sur la Grande Rivière de Vieux-Habitants, les valeurs de RGS seraient corrélées à la température ainsi qu'à la photopériode, alors que le RGS ne serait lié qu'à la photopériode chez les mâles.

Lors de cette étude aucun individu mâle spermiant n'a été capturé. Par ailleurs, l'examen histologique des *S. punctatum* bleu-vert confirme que cette coloration est bien liée à un caractère sexuel des mâles en reproduction (même s'il ne concerne pas tous les mâles en phase de reproduction).

Très peu de femelles dont les gonades sont en phase de post-ponte et de régénération ont été rencontrées. Cela peut s'expliquer car ce sont des phases courtes (post-ponte marquant la ponte d'un individu dans les 48h passées et régression durant quelques jours).

D'un point de vue général la reproduction semble moins marquée à l'aval pour les deux espèces. Cela est contradictoire avec les observations de certains auteurs qui montrent que d'autres Siciidinae se reproduisent en majorité sur les zones aval (Bell et al., 1995 ; Teichert et al., 2013, 2015) ou sur tout le linéaire (Iida et al., 2011). Cela pourrait s'expliquer sur la Grande

Rivière de Vieux-Habitants par les conditions de vie moins optimales qui s'illustrent par les faibles valeurs de K et RHS mesurées.

Pour compléter ces premières informations, il pourrait être intéressant de travailler sur des gammes de taille plus faibles sur *S. punctatum* pour pouvoir estimer une  $L_{50}$  et sur un effectif plus important de femelle de *S. plumieri* en reproduction afin de préciser le type de développement ovocytaire. Afin d'estimer la fécondité des deux espèces, des prélèvements de femelles gravides pourraient être réalisés lors des périodes de reproduction ciblées.

Ces informations et celles complémentaires à acquérir sont nécessaires pour la bonne compréhension des histoires de vie des Sicydiinae et à la bonne gestion des cours d'eau auxquels ils sont inféodés.

## Partie IV : Biomarqueurs d'exposition et d'effet mesurés chez *Sicydium* spp

## **Sommaire**

Partie IV : Biomarqueurs d'exposition et d'effet mesurés chez <i>Sicydium</i> spp .....	146
I. Méthodes .....	148
1. Mesure de l'activité EROD hépatique.....	148
2. Mesure de la peroxydation lipidique hépatique.....	148
3. Mesure de la génotoxicité sur l'ADN érythrocytaire.....	148
II. Résultats et discussion .....	149
1. Biomarqueur d'exposition : mesure de l'activité EROD hépatique .....	149
2. Biomarqueur d'exposition : mesure de la peroxydation lipidique.....	159
3. Biomarqueur d'exposition et d'effet : formation de micronoyaux érythrocytaires .	160
4. Biomarqueur d'exposition et d'effet : niveau de dommages primaires à l'ADN .....	166
III. Recommandations sur la mesure des biomarqueurs .....	174
1. Choix de l'espèce, du sexe, de la taille de l'individu et de l'effectif à analyser .....	175
2. Fréquence d'échantillonnage .....	176
3. Protocoles de mesure des biomarqueurs.....	176

# **I. Méthodes**

## **1. Mesure de l'activité EROD hépatique**

Afin de disposer d'une information sur le potentiel métabolique des poissons pêchés sur les différentes stations, la mesure de l'activité éthoxyrésorufine -o- dééthylase sur les échantillons de foie a été réalisée en collaboration avec Patrice Noury du laboratoire d'écotoxicologie INRAE à Villeurbanne. Chez les *Sicydium* spp prélevés, le foie étant dans la majorité des cas difficilement dissociable de la grasse abdominale, la concentration en protéines des échantillons a été mesurée en parallèle afin de normaliser les mesures de l'activité EROD. Les protocoles de la mesure de l'activité EROD et du dosage de protéines sont indiqués dans les annexes 12 et 13.

**Remarque** : le dosage de protéines a été réalisé selon la technique de Bradford et non de Lowry comme indiqué dans la fiche technique de l'IRSTEA concernant le dosage de l'activité EROD.

## **2. Mesure de la peroxydation lipidique hépatique**

La mesure de l'état de peroxydation lipidique des membranes cellulaires (Tbars) est réalisée sur les échantillons de foie selon la technique de Camejo et al. (1998) avec des adaptations décrites dans la fiche protocole « Dosage en microplaque des substances réagissant à l'acide thiobarbiturique (Tbars). Noury P. (2016), IRSTEA, pp.9 ».

## **3. Mesure de la génotoxicité sur l'ADN érythrocytaire**

Le potentiel génotoxique est évalué sur le sang de *Sicydium* spp par la mesure du niveau de dommages primaires à l'ADN dans le noyau des érythrocytes par l'essai des comètes en conditions alcalines selon Devaux et Bony (2013) d'une part, et d'autre part par la mesure du taux de micronoyaux également dans le noyau des érythrocytes selon Polard et al., (2011).

## **II. Résultats et discussion**

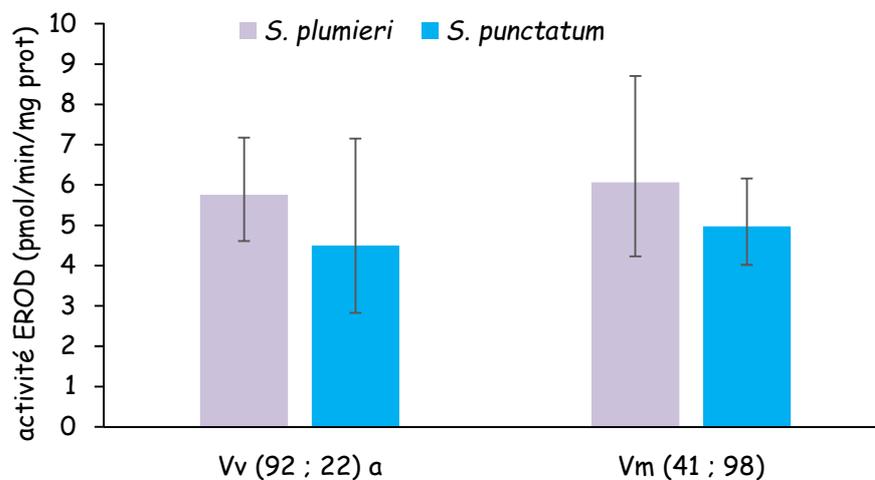
### **1. Biomarqueur d'exposition : mesure de l'activité EROD hépatique**

Rappelons que le but de cette mesure est de disposer d'un biomarqueur enzymatique dont l'activité est modulable par certains xénobiotiques (ex : PCBs, HAPs, pesticides halogénés, éléments-traces métalliques) et donc qui peut renseigner sur le niveau d'exposition des organismes sur un site donné (Adams, 2001 ; van der Oost et al., 2003).

Concernant le suivi de l'activité enzymatique EROD, l'influence possible de différents facteurs a été examinée : l'espèce (*Sicydium plumieri* ou *Sicydium punctatum*), le lieu de capture (station/rivière d'échantillonnage), le temps, la taille et le sexe.

#### **a. Activité EROD en fonction de l'espèce et de la station de capture**

Les figures 52 et 53 illustrent l'ensemble des valeurs de l'activité EROD hépatique mesurée en fonction de l'espèce et de la station de pêche durant les campagnes 1 à 16.

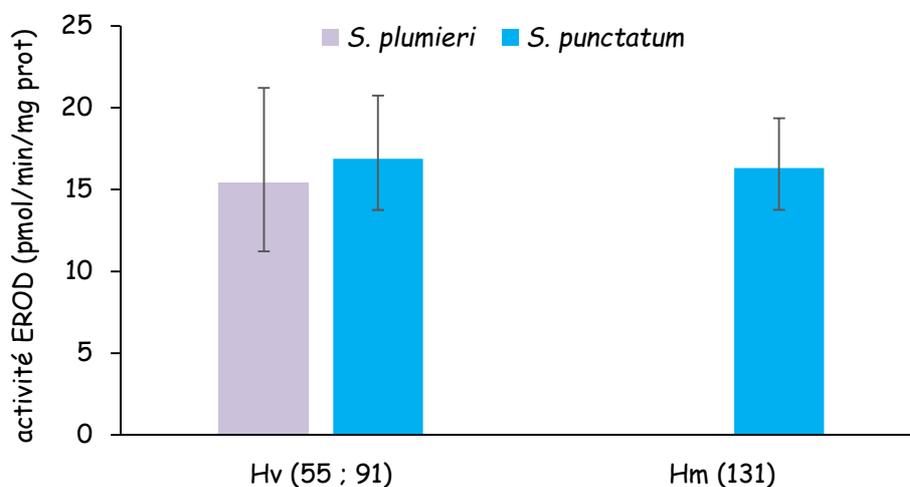


**Figure 52. Activité EROD hépatique en fonction de l'espèce sur la Grande Rivière de Vieux-Habitants.**

Les valeurs correspondent aux moyennes géométriques  $\pm$  IC 95%.

Vv, Vm : Grande Rivière de Vieux-Habitants aval, amont.

<sup>a</sup> Les effectifs des poissons analysés à chaque station sont indiqués entre parenthèses.



**Figure 53. Activité EROD hépatique en fonction de l'espèce sur la Rivière aux Herbes.**

Les valeurs correspondent aux moyennes géométriques  $\pm$  IC 95%.

Hv, Hm : Rivière aux Herbes aval, amont.

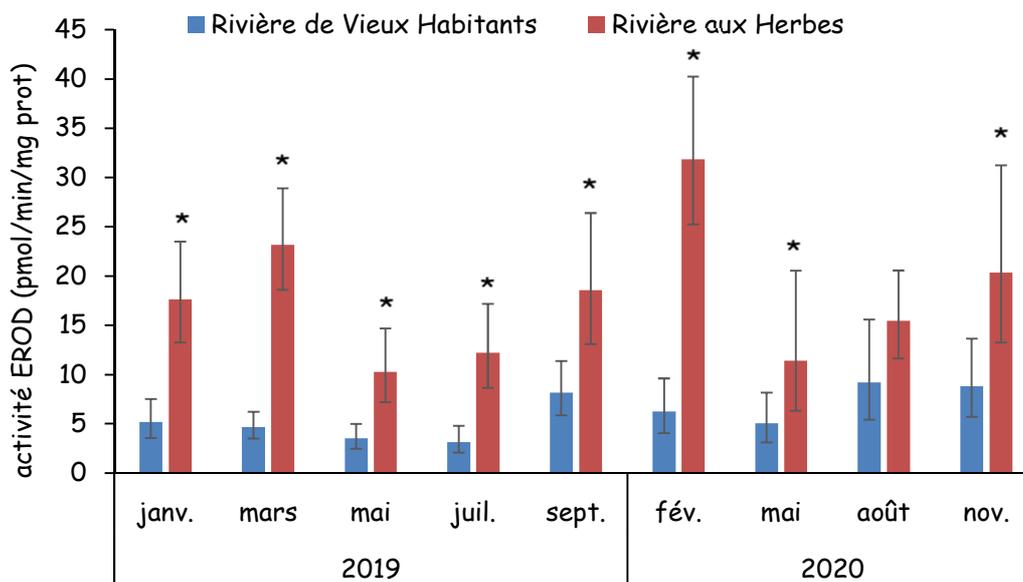
Les effectifs des poissons analysés à chaque station sont indiqués entre parenthèses.

On notera tout d'abord l'absence de *Sicydium plumieri* à l'amont de la Rivière aux Herbes (Hm), remarque qui sera valable pour les résultats des autres biomarqueurs étudiés.

Quelle que soit la station, l'activité EROD mesurée est comparable entre les deux espèces, variant d'environ 3 à 20 pmoles/min/mg de protéines. L'activité EROD hépatique n'ayant pas fait l'objet à ce jour de mesures chez *Sicydium* spp à notre connaissance, il est difficile d'interpréter de manière absolue ce niveau d'activité. Cependant, ces valeurs sont du même ordre de grandeur que celles mesurées chez d'autres familles de poissons tropicaux d'eau douce comme par exemple le cichlidé *Aequidens metae* (Corredor-Santamaria et al., 2021), le sciaenidé *Plagioscion squamosissimus* (Wunderlich et al., 2015), le serrasalmidé *Colossoma macropomum* (Sadauskas-Henrique et al., 2017), ou le prochilodontidé *Prochilodus lineatus* (Lunardelli et al., 2018). Il n'y a pas de différence d'activité EROD également entre l'amont et l'aval de chacun des hydrosystèmes pour *Sicydium* spp.

Du fait de l'absence de différence significative de l'activité EROD entre les deux espèces d'une part, et entre les stations amont et aval d'une rivière donnée d'autre part, les valeurs d'activité des 2 espèces et des 2 stations d'une même rivière sont regroupées pour les analyses suivantes.

Le niveau d'activité EROD des poissons échantillonnés au cours des différentes campagnes dans les deux rivières a été comparé (Figure 54).



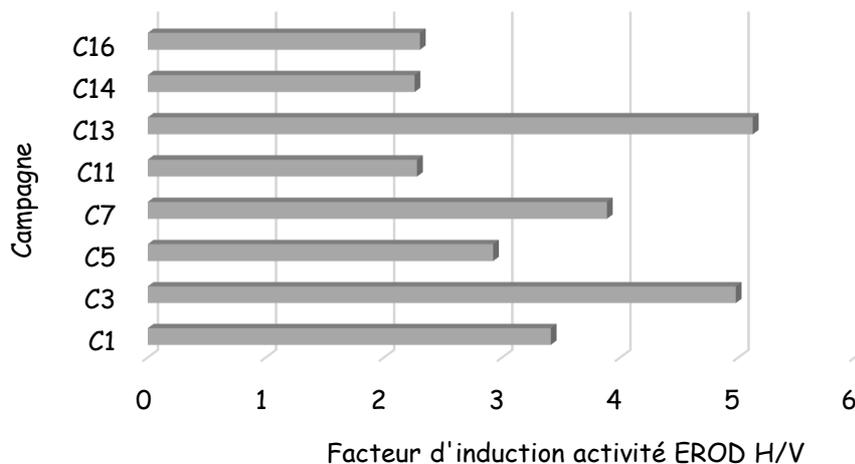
**Figure 54. Comparaison de l'activité EROD hépatique moyenne chez *Sicydium* spp de la Grande Rivière de Vieux-Habitants et de la Rivière aux Herbes au cours de l'étude.**

Les valeurs correspondent aux moyennes géométriques  $\pm$  IC 95%.

\* différence significative entre les rivières (test post-hoc de Tukey,  $p < 0,05$ )

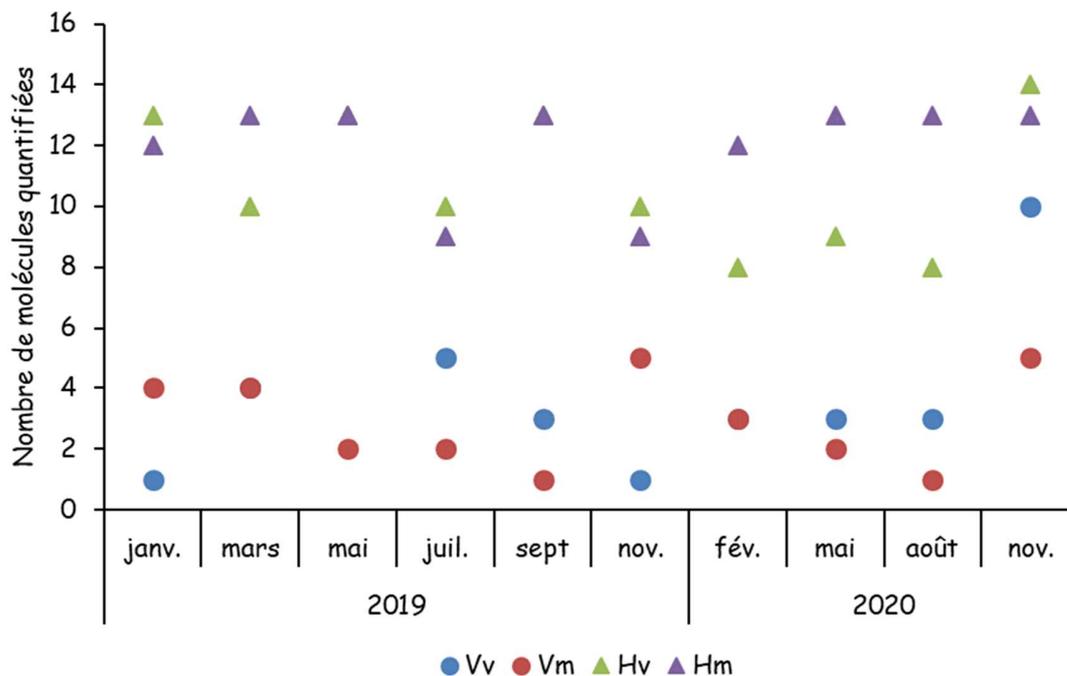
L'activité EROD hépatique des poissons issue de la Rivière aux Herbes est en règle générale significativement supérieure à celle des poissons provenant de la Grande Rivière de Vieux-Habitants (sauf pour les échantillons de la campagne C15). Elle présente d'autre part une variabilité importante au cours du temps qui suit un pattern identique observé durant les deux années successives de mesures (Figure 54).

Le taux d'induction (rapport activité EROD Rivière aux Herbes/activité EROD Grande Rivière de Vieux-Habitants) est illustré dans la figure 55.



**Figure 55. Taux d'induction de l'activité EROD hépatique moyenne chez *Sicydium* spp entre la Grande Rivière de Vieux-Habitants et la Rivière aux Herbes au cours de l'étude.**

Le taux d'induction de l'activité EROD hépatique (rapport de l'activité EROD des poissons de la Rivière aux Herbes sur celle des poissons de la Grande Rivière de Vieux-Habitants) varie de 2,3 à 5,1. Ce biomarqueur indique clairement un différentiel d'exposition de *Sicydium* spp entre les deux rivières en accord avec le différentiel de contamination globale retrouvé dans les différents compartiments (biote et eau, cf Partie II, chapitre Objectif III La contamination chimique des stations étudiées). Cependant, la variabilité de l'activité EROD observée au cours du temps chez les poissons de chacune des rivières ne peut être simplement expliquée par la contamination chimique. Ainsi la variation du niveau d'occurrence des polluants organiques mesurés dans le poisson au cours des différentes campagnes ne correspond pas à celle de l'activité EROD (Figure 56).



**Figure 56. Nombre de polluants organiques quantifiés dans les poissons des différentes stations lors des différentes campagnes.**

Il convient de rappeler qu'outre les conditions d'exposition (nature du cocktail de contaminants en termes de composition et de concentration, durée de l'exposition, nature du pool constitutif d'enzyme), l'inductibilité de cette activité peut être très variable d'une espèce à l'autre et que comme déjà précisé, l'activité EROD hépatique n'ayant pas fait l'objet à ce jour de mesures chez *Sicydium* spp à notre connaissance, des études ultérieures seront nécessaires pour définir le niveau de base de ce biomarqueur afin d'interpréter les inductions observées dans différents contextes (Whyte et al., 2000 ; Gagnon et Rawson, 2017). Cependant et de manière consensuelle avec l'abondante littérature scientifique sur ce sujet, les niveaux d'induction mesurés dans la présente étude qui sont supérieurs à 2 peuvent être considérés comme significatifs d'une réponse de *Sicydium* spp à son environnement et attestent à la fois de l'intérêt du suivi de ce biomarqueur d'exposition et de ces espèces comme organismes sentinelles. Compte tenu de la variabilité significative de l'activité au cours de l'année, il conviendrait dans la perspective d'utilisation de *Sicydium* spp comme

organisme sentinelle de disposer d'une valeur moyenne d'activité calculée à partir d'au moins 3 prélèvements espacés sur l'année.

### b. Activité EROD en fonction de la taille

Afin de vérifier l'absence d'effet de la taille qui peut être considérée comme un proxy de l'âge chez les organismes à croissance continue comme les poissons, et donc à un possible différentiel de durée d'exposition à l'environnement des poissons échantillonnés, les valeurs moyennes d'activité EROD ont été calculées pour les poissons de chaque rivière (données poolées pour les 2 espèces et pour toutes les campagnes) en fonction des 3 principales classes de taille de l'étude :  $L$  (longueur totale)  $\leq 55$  mm,  $56 \text{ mm} \leq L \leq 65$  mm,  $L \geq 66$  mm (Figure 57).

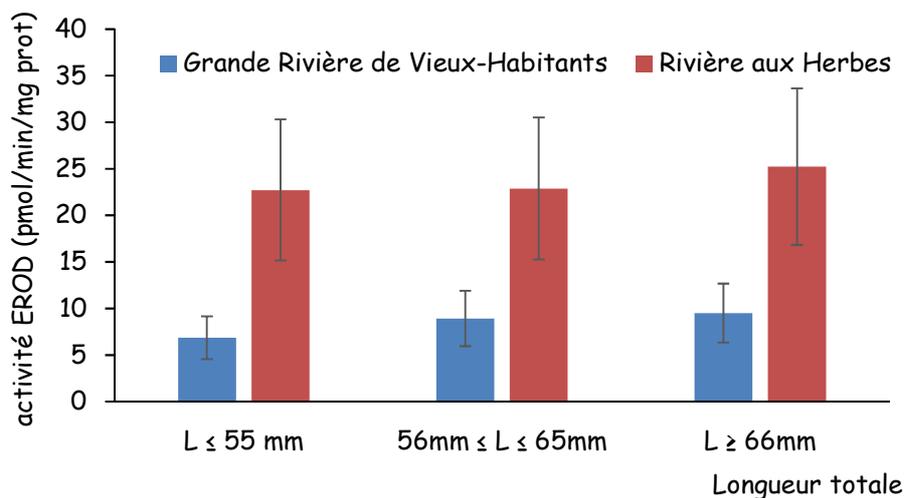


Figure 57. Activité EROD hépatique moyenne par rivière en fonction de la taille de *Sicydium* spp.

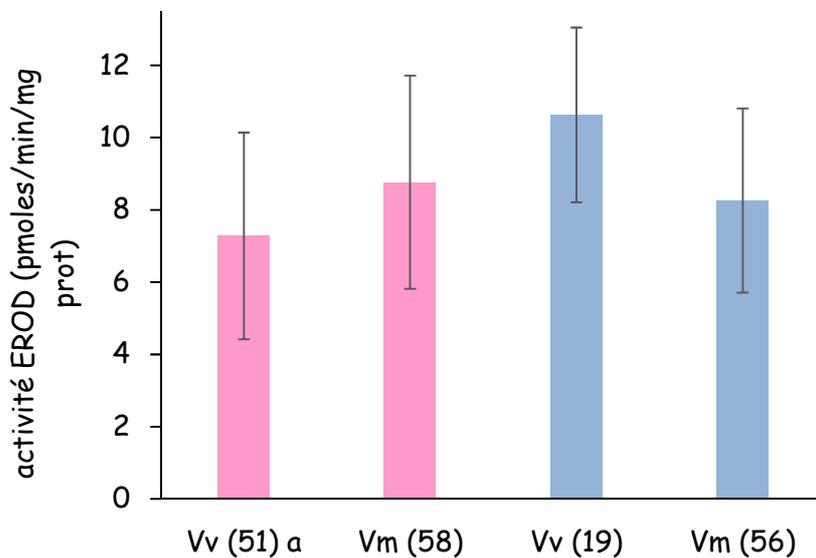
Les valeurs correspondent aux moyennes géométriques  $\pm$  SEM (erreur standard de la moyenne).

On constate une absence d'effet de la taille moyenne et par extrapolation de l'âge moyen de *Sicydium* spp sur le niveau d'activité EROD hépatique, ceci pour les deux rivières étudiées. La littérature est abondante sur ce sujet chez les poissons et montre des effets contrastés (absence d'effet, augmentation ou diminution de l'activité EROD) en fonction de l'espèce, de

la maturation sexuelle dépendant elle-même de l'âge, de la nutrition, et du niveau de contamination à la fois qualitatif (nature du cocktail de pollution) et quantitatif de l'environnement (Whyte et al., 2000 ; Couillard et al., 2004 ; Wunderlich et al., 2015).

### c. Activité EROD en fonction du sexe

Rappelons que dans cette étude le sexe de *Sicydium* spp ne pouvant être déterminé facilement sur le terrain sur la base de critères sexuels secondaires, il l'a été par analyse histologique des gonades, uniquement sur les poissons capturés dans la Grande Rivière de Vieux-Habitants. Le but étant de décrire la gamétogenèse chez *Sicydium* spp, il était nécessaire de s'affranchir d'un éventuel effet reprotoxique sur la Rivière aux Herbes considérée comme significativement plus polluée que la Grande Rivière de Vieux-Habitants. Les valeurs de l'activité EROD hépatique en fonction du sexe de *Sicydium* spp pêchés sur la Grande Rivière de Vieux-Habitants durant les campagnes 1 à 16 sont illustrées dans la figure 58 (données par station) et dans la figure 59 (données stations regroupées).

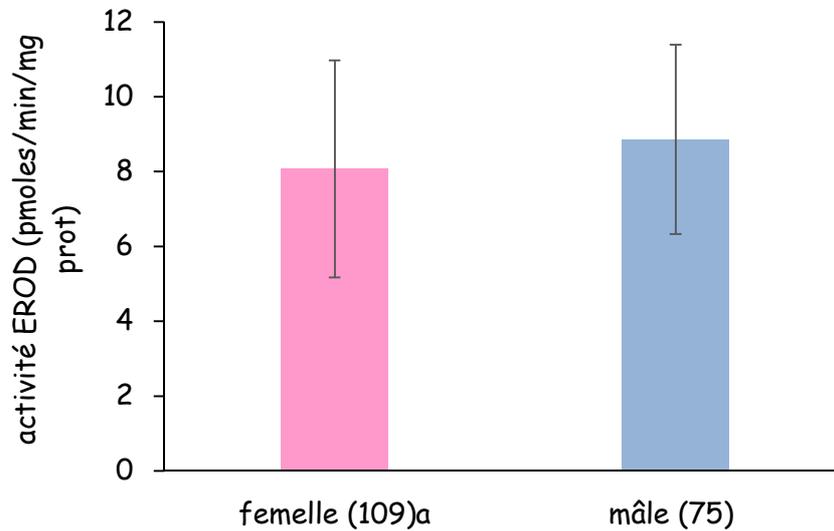


**Figure 58. Activité EROD hépatique moyenne par station en fonction du sexe chez *Sicydium* spp dans chaque station de la Grande Rivière de Vieux-Habitants.**

Les histogrammes en rose correspondent aux femelles, et en bleu aux mâles.

Les valeurs correspondent aux moyennes géométriques  $\pm$  IC 95%.

<sup>a</sup> Les effectifs des poissons analysés pour chaque sexe et chaque station sont indiqués entre-parenthèses.

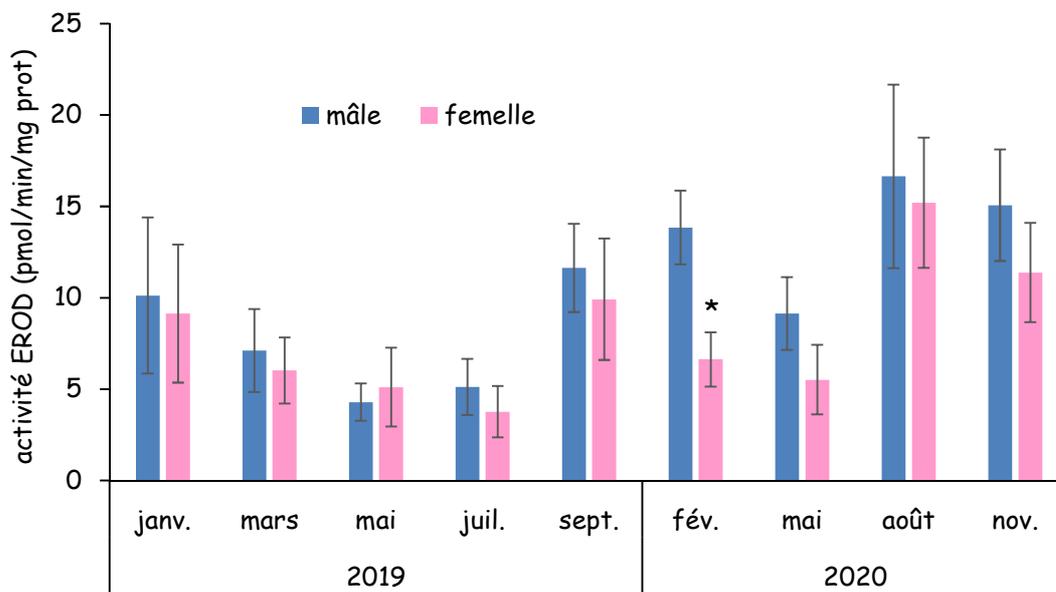


**Figure 59. Activité EROD hépatique moyenne en fonction du sexe chez *Sicydium* spp de la Grande Rivière de Vieux-Habitants.**

Les valeurs correspondent aux moyennes géométriques  $\pm$  IC 95%.

<sup>a</sup> Les effectifs des poissons analysés pour chaque sexe sont indiqués entre-parenthèses.

Aucune différence significative de l'activité EROD entre sexe n'est observée quelle que soit la station si on prend en compte l'activité EROD moyenne. Cependant et afin de vérifier l'existence éventuelle de variations saisonnières, en particulier une inhibition possible de l'activité EROD en période de reproduction chez les poissons femelles du fait du niveau des estrogènes circulants (essentiellement  $17\beta$ -estradiol) (Navas et Segner, 2000), la figure 60 ci-dessous montre l'évolution de l'activité EROD par sexe au cours des différentes campagnes.



**Figure 60. Activité EROD hépatique moyenne en fonction du sexe chez *Sicydium* spp de la Grande Rivière de Vieux-Habitants au cours de l'étude.**

Les valeurs correspondent aux moyennes géométriques  $\pm$  IC 95%.

\* différence significative entre les sexes (test post-hoc de Tukey,  $p < 0,05$ )

Si une variabilité importante de l'activité EROD hépatique est observée au cours du temps pour les deux sexes, seuls les poissons capturés durant la campagne C13 (février 2020) présentent une différence significative en fonction du sexe. Il est possible de conclure que l'activité EROD hépatique ne semble pas dépendre du sexe chez *Sicydium* spp et ainsi que l'état de maturation sexuelle chez la femelle n'affecte pas ce biomarqueur enzymatique. Il conviendrait cependant de confirmer ce résultat par d'autres mesures, puisqu'il est en contradiction avec l'inhibition de l'activité EROD observée généralement chez les poissons femelles matures.

## 2. Biomarqueur d'exposition : mesure de la peroxydation lipidique

Le dosage des substances réagissant à l'acide thiobarbiturique (Tbars) sur fraction S9 hépatique est indicateur de l'état de peroxydation lipidique des membranes cellulaires engendré par le stress oxydant après exposition à certains xénobiotiques qui activent la production de ROS (entités réactives de l'oxygène). Le niveau de peroxydation lipidique peut ainsi signer l'exposition des organismes à des polluants majeurs de l'environnement (HAPs, PCBs, pesticides, détergents, additifs alimentaires, éléments-traces métalliques, phycotoxines) et représenter de ce fait un biomarqueur potentiel d'exposition en particulier chez les poissons (Filho et al., 2001 ; Moraes et al., 2007 ; Bellasoued et al., 2013 ; Thyor et Pahwa, 2017 ; Recabarren-Villalón et al., 2019).

La figure 61 illustre le niveau de peroxydation lipidique (fraction S9 hépatique) en fonction de l'espèce et de la station de pêche (les données des différentes campagnes sont regroupées).

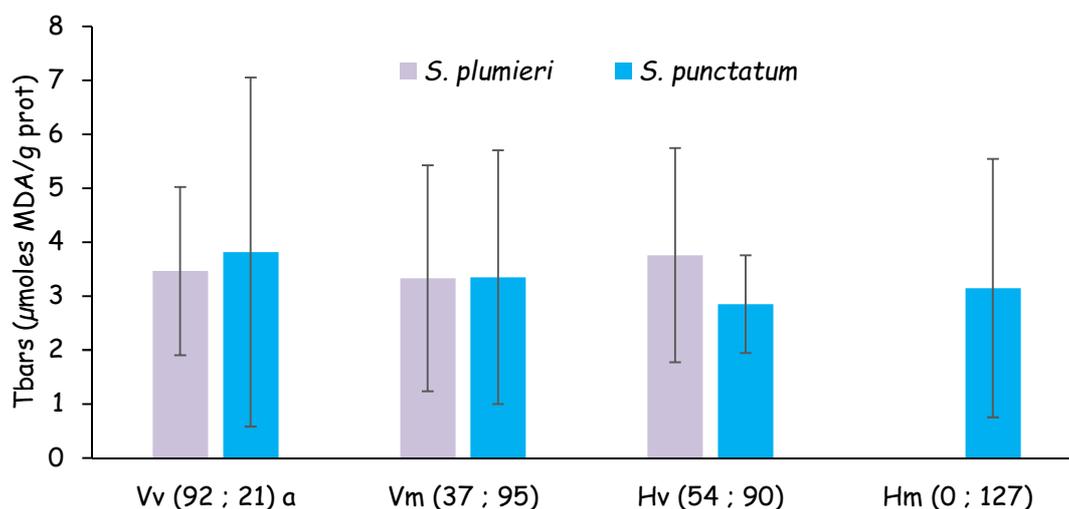


Figure 61. Niveau de peroxydation lipidique moyen mesuré dans le foie de *Sicydium punctatum* et *Sicydium plumieri* sur les stations aval et amont de chacune des rivières.

Les valeurs correspondent à la moyenne  $\pm$  SEM.

<sup>a</sup> Les effectifs des poissons analysés pour chaque espèce et chaque station sont indiqués entre parenthèses.

Vv, Vm : Grande Rivière de Vieux-Habitants aval, amont ; Hv, Hm : Rivière aux Herbes aval, amont.

Il faut noter la très importante variabilité du biomarqueur Tbars, ceci pour les deux espèces et quelle que soit la station d'origine des poissons. Le niveau de peroxydation lipidique n'est pas différent entre les deux espèces étudiées pour une même station d'une part et entre les stations aval et amont pour une même espèce d'autre part. Compte tenu de cette très forte variabilité enregistrée dont l'origine ne peut-être que biologique mais vraisemblablement due en partie au protocole de mesure de ce biomarqueur, les autres analyses concernant l'effet du sexe, de la taille et de la variation du biomarqueur au cours des campagnes n'ont pas été réalisées.

Pour autant, le niveau moyen de peroxydation lipidique hépatique voisin de 3  $\mu$ moles MDA/g protéines est en accord avec celui mesuré sur d'autres espèces de poisson tropicaux : 2  $\mu$ moles MDA/g protéines chez le boga d'eau douce *Leporinus obtusidens* (Moraes et al., 2007) ou 4  $\mu$ moles MDA/g protéines chez le poisson marin *Cynoscion guatucupa* (Recabarren-Villalón et al., 2019).

L'intérêt du suivi ultérieur de ce biomarqueur chez *Sicydium* spp exigerait certainement une meilleure optimisation du protocole de mesure pour réduire la variabilité observée des résultats. Ceci permettrait notamment d'étudier de possibles corrélations avec les biomarqueurs de génotoxicité liées à la production de ROS chez les organismes vivant dans des milieux chimiquement contaminés.

### **3. Biomarqueur d'exposition et d'effet : formation de micronoyaux érythrocytaires**

L'induction de micronoyaux mesurables dans les noyaux cellulaires est un biomarqueur de génotoxicité renseignant sur des anomalies chromosomiques produites par des agents

clastogènes (cassures double-brins de l'ADN) ou aneugènes (atteintes de l'appareil mitotique) (ex : cadmium, chrome, HAPs, PCBs, pesticides). Il a fait l'objet d'une abondante littérature scientifique dans le domaine environnemental, en particulier dans l'étude de l'impact des polluants sur les érythrocytes de poissons (Al-Sabti et Metcalfe, 1995 ; Chen et Whyte, 2004 ; Udroui, 2006 ; Da Rocha et al., 2009).

Concernant la mesure des micronoyaux, l'influence possible de différents facteurs a été examinée : l'espèce (*Sicydium plumieri* ou *Sicydium punctatum*), le lieu de capture (station/rivière d'échantillonnage), le temps, la taille et le sexe.

#### a. Taux de micronoyaux en fonction de l'espèce et de la station de capture

Les figures 62 et 63 montrent le taux de micronoyaux érythrocytaire mesuré chez *Sicydium plumieri* et *Sicydium punctatum* pêchés sur les stations amont et aval de chacune des rivières.

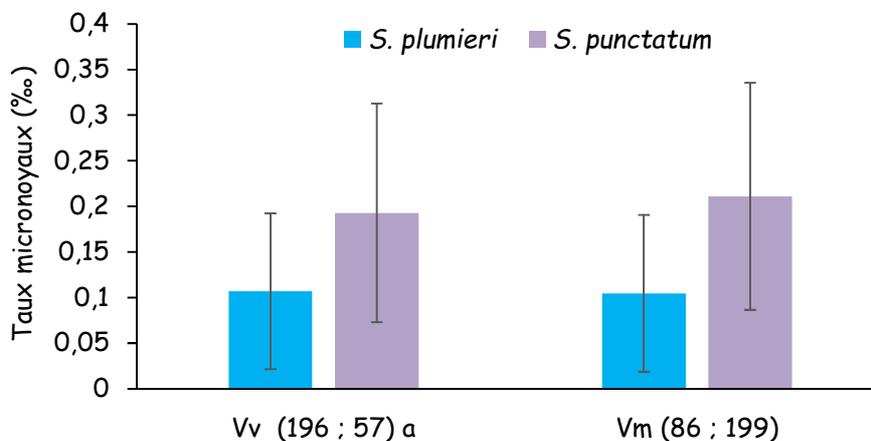
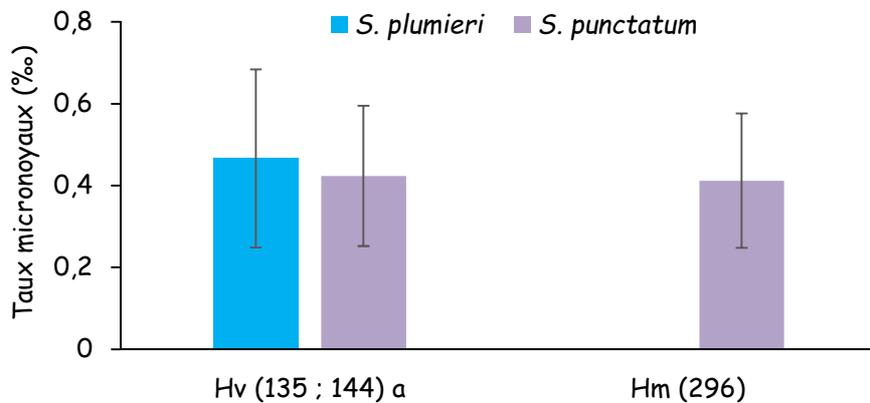


Figure 62. Taux de micronoyaux moyen en fonction de l'espèce sur la Grande Rivière de Vieux-Habitants.

Les valeurs correspondent aux moyennes  $\pm$  SEM.

Vv, Vm : Grande Rivière de Vieux-Habitants amont, aval.

<sup>a</sup> Les effectifs des poissons analysés à chaque station sont indiqués entre parenthèses.



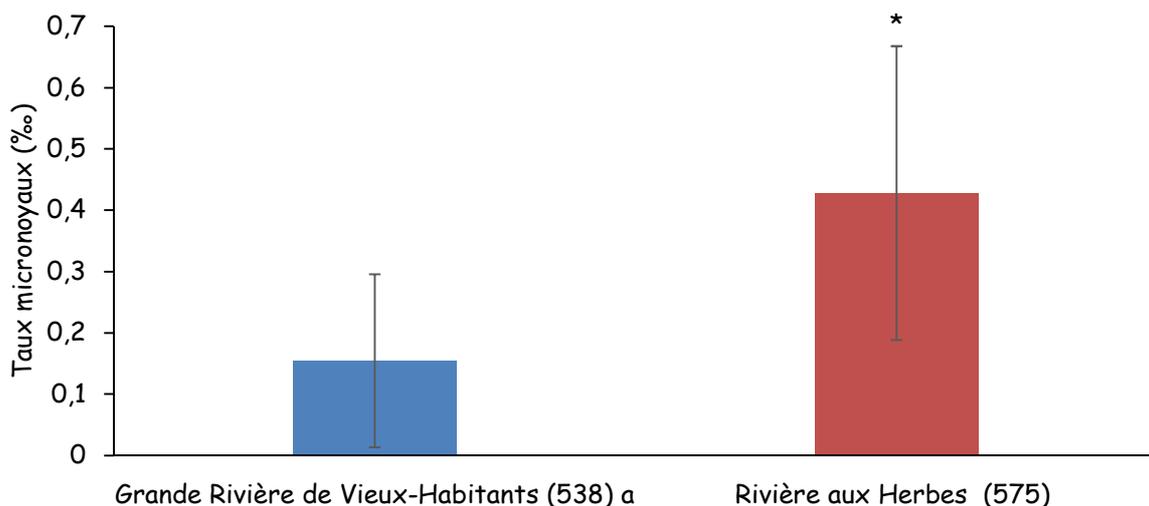
**Figure 63. Taux de micronoyaux moyen en fonction de l'espèce sur la Rivière aux Herbes.**

Les valeurs correspondent aux moyennes  $\pm$  SEM.

Hv, Hm : Rivière aux Herbes amont, aval.

<sup>a</sup> Les effectifs des poissons analysés à chaque station sont indiqués entre parenthèses.

Aucune différence significative du taux de micronoyaux n'est montrée entre les deux espèces d'une part, et entre l'amont et l'aval de chaque rivière d'autre part. Les données des deux espèces et des deux stations sont donc regroupées pour chaque rivière afin d'étudier l'effet rivière (Figure 64).



**Figure 64. Taux de micronoyaux moyen de *Sicydium* spp en fonction de la rivière.**

Les valeurs correspondent aux moyennes  $\pm$  SEM.

<sup>a</sup> Les effectifs des poissons analysés à chaque rivière sont indiqués entre parenthèses.

\*différence significative entre les rivières (test U de Mann-Whitney,  $p < 0,05$ ).

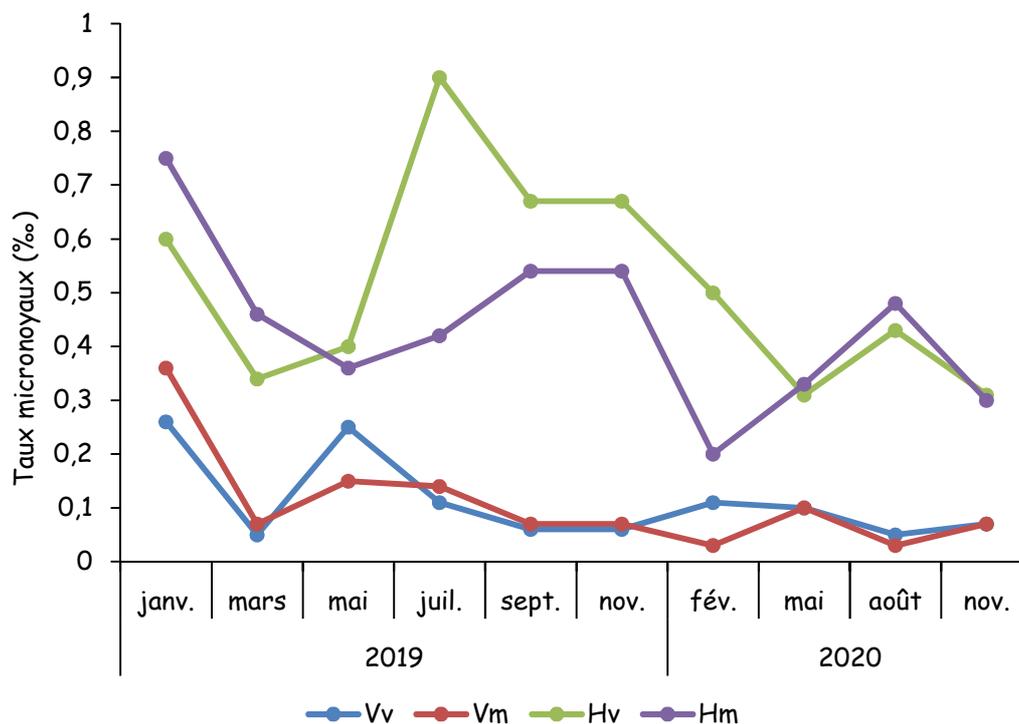
Le taux moyen de micronoyaux érythrocytaire des poissons issus de la Rivière aux Herbes est significativement supérieur à celui des poissons de la Grande Rivière de Vieux-Habitants, mais il reste très faible à savoir toujours inférieur à 1 ‰. Si ce biomarqueur peut indiquer ici un effet lié à la qualité de l'environnement, il convient d'être prudent sur la signification biologique d'une telle différence. A titre de comparaison, les niveaux de base du taux de micronoyaux chez de nombreuses espèces de poissons d'eau douce et marin sont dans la grande majorité des cas supérieurs à 1‰, et ils peuvent atteindre dans différents scénarii d'exposition *in situ* (ou au laboratoire) des valeurs proches de 50 ‰ (Morales de Andrade et al., 2004 ; Ali et al., 2009 ; Gutiérrez et al., 2015 ; Göney et Gazeloğlu, 2020).

### **b. Évolution du taux de micronoyaux au cours des campagnes**

La figure 65 illustre l'évolution du taux de micronoyaux au cours des différentes campagnes de pêche.

On constate que quelle que soit la station, le taux de micronoyaux varie entre les campagnes de pêche, et que quelle que soit la campagne, il est toujours supérieur chez les poissons issus de la Rivière aux Herbes comparé à celui des poissons de la Grande Rivière de Vieux-Habitants. Cependant, il convient à nouveau de garder à l'esprit que les valeurs maximales enregistrés restent inférieures à 1‰.

La variabilité du taux de micronoyaux au cours du temps est bien souvent contexte- et espèce-dépendante (Wirzinger et al., 2007). Par exemple, les périodes d'étiage peuvent augmenter les concentrations des cocktails polluants (Rodriguez-Cea et al., 2003), ou à l'opposé on peut constater un apport plus important de polluants du fait du ruissellement ou du non-traitement d'effluents qui ne rentrent pas en station d'épuration (by-pass) en saison des pluies (Bresler et al., 2001), avec pour conséquence l'expression possible d'une toxicité accrue.



**Figure 65. Taux de micronoyaux moyen de *Sicydium* spp à chaque campagne en fonction de la station.**

Les codes couleur renvoient aux stations aval et amont de la Grande Rivière de Vieux-Habitants (Vv, Vm) et de la Rivière aux Herbes (Hv, Hm).

Comme bilan provisoire, il conviendrait d'améliorer le pouvoir discriminant de ce biomarqueur chez *Sicydium* spp en élargissant la mesure à d'autres événements génotoxiques complémentaires comme les anomalies morphologiques nucléaires (gonflement nucléaire, noyaux multilobés, présence de vacuoles nucléaires) (Carrasco et al., 1990 ; Çavaş et Ergene-Gözükara, 2005). Bien que ces anomalies nucléaires aient été trouvées sur certains frottis dans la présente étude, leur quantification n'a pas été effectuée du fait du nombre déjà élevé de mesures à réaliser.

### c. Taux de micronoyaux en fonction de la taille

Comme pour l'activité EROD il est nécessaire de vérifier l'absence d'effet de la taille (proxy de l'âge chez les organismes à croissance continue comme les poissons), et donc à un possible différentiel de durée d'exposition à l'environnement des poissons échantillonnés. Les valeurs moyennes du taux de micronoyaux ont été calculées pour les poissons de chaque rivière (données poolées pour les 2 espèces et pour toutes les campagnes) en fonction des 3 principales classes de taille de l'étude :  $L$  (longueur totale)  $\leq 55$  mm,  $56 \text{ mm} \leq L \leq 65$  mm,  $L \geq 66$  mm (Figure 66).

La taille de *Sicydium* spp n'influence pas le taux de microyaux et ceci pour les poissons issus des deux rivières. Concernant ce point, la littérature scientifique décrit différents scénarii : présence ou absence de corrélation positive ou négative entre la longueur du poisson et le taux de micronoyaux selon l'espèce considérée (Wirzinger et al., 2007). Une explication peut être donnée par le cycle hématopoïétique (production des cellules sanguines fonctionnelles à partir de cellules souches) propre à chaque espèce, qui conditionne entre autres la durée du stade érythroblastique, la maturation cellulaire et la durée de vie des érythrocytes dans le sang circulant, qui est à mettre en regard avec la durée d'exposition à un environnement donné et donc de la taille (de l'âge) de l'individu. L'hypothèse d'un renouvellement élevé des érythrocytes circulants chez *Sicydium* spp peut ainsi être avancée pour expliquer ce résultat.

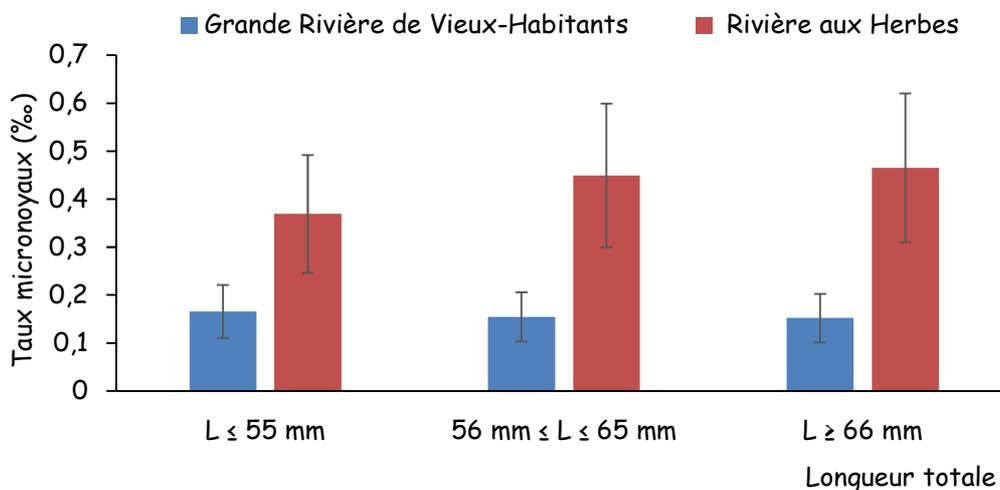


Figure 66. Taux de micronoyaux moyen par rivière en fonction de la taille de *Sicydium* spp.

Les valeurs correspondent aux moyennes  $\pm$  SEM (erreur standard de la moyenne).

#### 4. Biomarqueur d'exposition et d'effet : niveau de dommages primaires à l'ADN

Ce biomarqueur de génotoxicité mesurable par l'essai des comètes en conditions alcalines renseigne sur des dommages primaires à l'ADN (ex : coupures directes, sites alcali-labiles, erreurs de réparation) produits par certains xénobiotiques (HAPs, PCBs, pesticides, éléments traces métalliques, nanoparticules) et d'autres pressions environnementales (anoxie, augmentation de la température) sur les organismes aquatiques (Devaux et al., 1998 ; Mitchelmore et Chipman, 1998 ; Lee et Steinert, 2003 ; Jha, 2008 ; Devaux et Bony, 2013 ; de Lapuente et al., 2015 ; Mahaye et al., 2017).

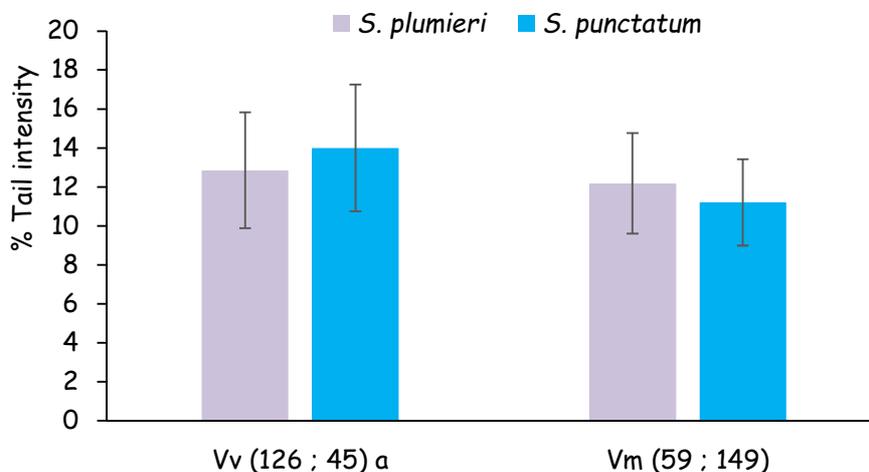
Il était initialement prévu dans ce projet d'évaluer le taux de dommages à l'ADN sur cellules somatiques (érythrocytes) et sur cellules germinales (spermatozoïdes) pour évaluer à la fois une pression génotoxique au niveau de l'individu (Bony et al., 2008) mais également reprotoxique avec des conséquences possibles sur la descendance (Devaux et al., 2011 ; Devaux et al., 2015). Cependant, du fait de l'impossibilité de collecter aisément du sperme

sur les mâles matures soit par stripping soit par dilacération des gonades après dissection, le volet évaluation de la reprotoxicité n'a pu être réalisé.

Comme pour les précédents biomarqueurs étudiés, l'influence possible de différents facteurs sur le niveau de dommages primaires à l'ADN des érythrocytes a été examinée : l'espèce (*Sicydium plumieri* ou *Sicydium punctatum*), la station/rivière d'échantillonnage, le temps, la taille et le sexe.

#### a. Niveau de dommages primaires à l'ADN en fonction de l'espèce et de la station de capture

Les figures 67 et 68 illustrent le niveau de dommages primaires à l'ADN mesuré chez *Sicydium plumieri* et *Sicydium punctatum* pêchés sur les stations amont et aval de chacune des rivières.

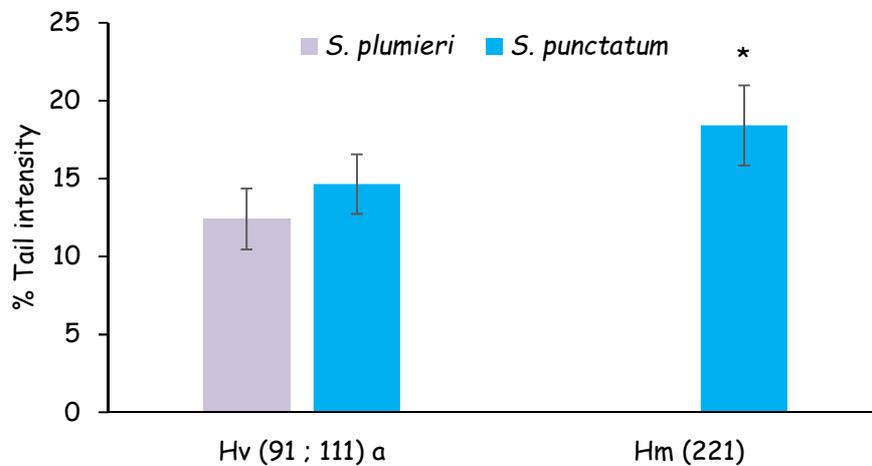


**Figure 67. Niveau de dommages primaires à l'ADN érythrocytaire en fonction de l'espèce sur la Grande Rivière de Vieux-Habitants.**

Les valeurs correspondent aux moyennes  $\pm$  SEM.

<sup>a</sup> les effectifs des poissons analysés à chaque station sont indiqués entre parenthèses.

Vv, Vm : Grande Rivière de Vieux-Habitants aval, amont.



**Figure 68.** Niveau de dommages primaires à l'ADN érythrocytaire en fonction de l'espèce sur la Rivière aux Herbes.

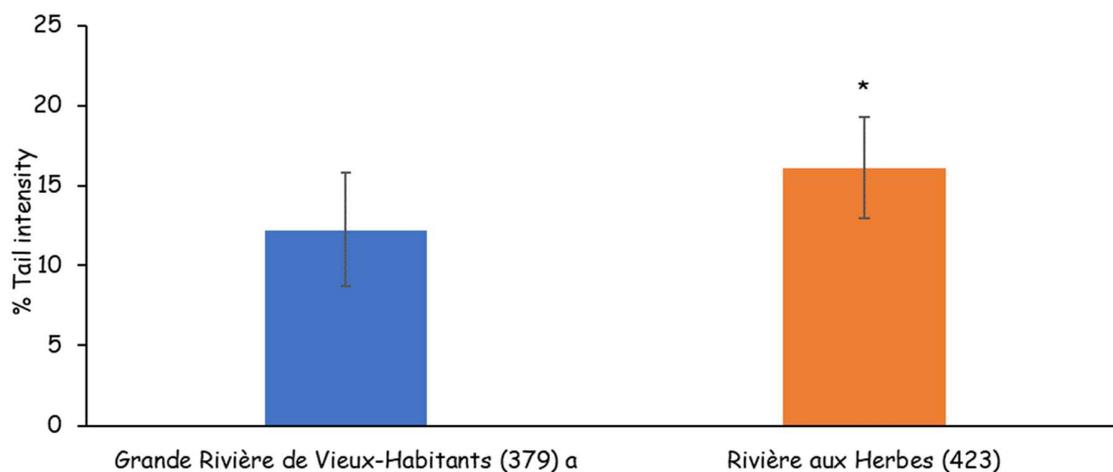
Les valeurs correspondent aux moyennes  $\pm$  SEM.

<sup>a</sup> les effectifs des poissons analysés à chaque station sont indiqués entre parenthèses.

Hv, Hm : Rivière aux Herbes aval, amont.

\* significativement différent de la station aval (Hv) (test U de Mann-Whitney,  $p < 0,05$ ).

Aucune différence significative du niveau de dommages à l'ADN n'est montrée entre les deux espèces pour une station donnée d'une part, et entre les stations amont et aval de la Grande Rivière de Vieux-Habitants d'autre part. En revanche, *Sicydium punctatum* présente un niveau de dommages à l'ADN plus élevé sur la station amont qu'à l'aval de la Rivière aux Herbes. Les données des deux espèces et des deux stations ont cependant été regroupées pour chaque rivière afin d'étudier l'effet rivière (Figure 69).



**Figure 69. Niveau de dommages primaires moyen à l'ADN érythrocytaire en fonction de la rivière.**

Les valeurs correspondent aux moyennes  $\pm$  SEM.

<sup>a</sup> Les effectifs des poissons analysés pour chaque rivière sont indiqués entre-parenthèses.

\*différence significative entre les deux rivières (test U de Mann-Whitney,  $p < 0,05$ ).

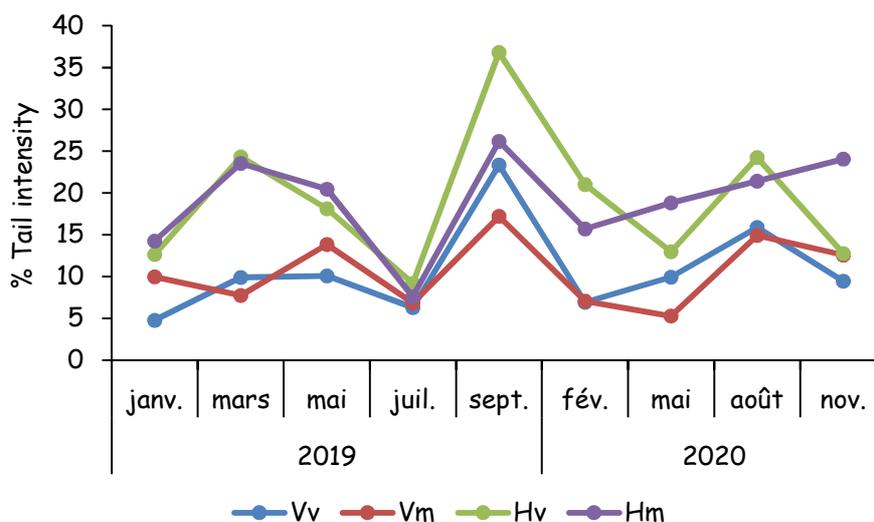
On observe un niveau de dommages primaires à l'ADN significativement supérieur chez les poissons de la Rivière aux Herbes comparé à ceux de la Grande Rivière de Vieux-Habitants. Bien que nous ne disposions d'aucune valeur de référence du taux basal de dommages à l'ADN érythrocytaire chez *Sicydium* spp, il convient de noter que la valeur moyenne mesurée sur les individus de la Grande Rivière de Vieux-Habitants, voisine de 11% tail intensity (% d'ADN dans la queue de la comète proportionnel aux taux de dommages), pourrait attester d'une qualité chimique partiellement dégradée de cette rivière, comme suggéré par les analyses chimiques réalisées sur la colonne d'eau, le périphyton et les poissons (voir paragraphe X). En effet, nos études précédentes utilisant le même protocole de mesure que celui de la présente étude et menées sur différentes espèces de poissons de la métropole (la truite *Salmo trutta fario*, le vairon *Phoxinus phoxinus*, la perche *Perca fluviatilis*, le lavaret *Coregonus lavaretus*) vivant dans des milieux peu anthropisés, situent le niveau basal moyen de dommages primaires à l'ADN des érythrocytes autour de 5% (Bony et al., 2008 ; Sotton et al., 2012a ; Sotton et al., 2012b).

L'augmentation du taux de dommages primaires observée reste modérée (taux d'induction de 1,3) en comparaison à ce qui a été observé dans des zones très anthropisées versus des zones témoins comme par exemple chez l'ablette *Alburnus alburnus* de la rivière Sava (taux d'induction de 2) ou du Danube (taux d'induction de 6) (Deutschmann et al., 2016 ; Kolarević et al., 2016), ou chez le chevaine *Leuciscus cephalus* (Devaux et al., 1998 ; Winter et al., 2004) ou le carassin *Carassius carassius* (Polard et al., 2011) exposés *in situ* ou au laboratoire à l'eau de rivières contaminées par différents cocktails de polluants (taux d'induction de 3 comparé à la rivière ou au lot témoin).

Cependant et de manière consensuelle avec l'abondante littérature scientifique sur ce sujet, les niveaux d'induction mesurés dans la présente étude peuvent être considérés comme significatifs d'une réponse de *Sicydium* spp à son environnement en accord avec le différentiel de contamination observé entre les deux rivières pour les trois compartiments eau, périphyton et poisson (voir Partie II, chapitre III. La contamination chimique des stations étudiées). Ils attestent à nouveau de l'intérêt du suivi de ce biomarqueur d'exposition et de *Sicydium* spp comme organisme sentinelle.

#### **b. Evolution du niveau de dommages primaires à l'ADN au cours des campagnes**

La figure 70 illustre l'évolution du niveau de dommages primaires à l'ADN au cours des différentes campagnes de pêche.

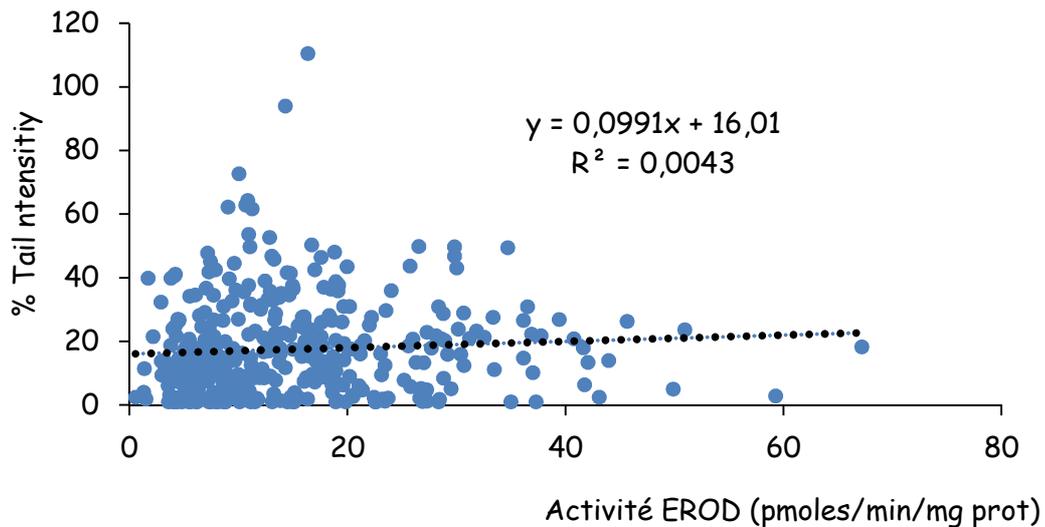


**Figure 70. Niveau de dommages primaires à l'ADN moyen de *Sicydium* spp à chaque campagne en fonction de la station.**

Les codes couleur renvoient aux stations aval et amont de la Grande Rivière de Vieux-Habitants (Vv, Vm) et de la Rivière aux Herbes (Hv, Hm). Par souci de clarté de la figure, seule la valeur moyenne est indiquée à chaque campagne.

On constate que le niveau de dommages à l'ADN chez les poissons issus de la Rivière aux Herbes est supérieur à celui des poissons de la Grande Rivière de Vieux-Habitants pour la majorité des campagnes avec des variations importantes au cours du temps. Comme observé pour les micronoyaux, la variabilité du niveau de dommages à l'ADN au cours du temps est bien souvent espèce- et contexte-dépendante, les différentes activités humaines sources de contamination (agricoles, industrielles et urbaines) pouvant être variables au cours du temps (Morales de Andrade et al., 2004 ; Scalon et al., 2010 ; Laroche et al., 2012 ; Ghisi et al., 2016 ; Talukdar et al., 2016 ; D'Costa et al., 2017 ; Kostic et al., 2017). Bien qu'il soit impossible d'expliquer simplement ces variations temporelles sur la base de variations de la contamination chimique observées dans le temps, il faut noter que les différentes analyses menées dans cette étude montrent une variabilité dans le temps des concentrations de polluants à la fois organiques et métalliques retrouvés dans les différentes matrices (eau, périphyton et poisson).

Notons enfin l'absence de corrélation observée entre le biomarqueur EROD et le niveau de dommages primaires à l'ADN chez *Sicydium* spp qui pourraient être induits par des contaminants différents, ce qui signe la complémentarité en termes d'évaluation de l'exposition et des effets entre ces deux biomarqueurs (Figure 71).

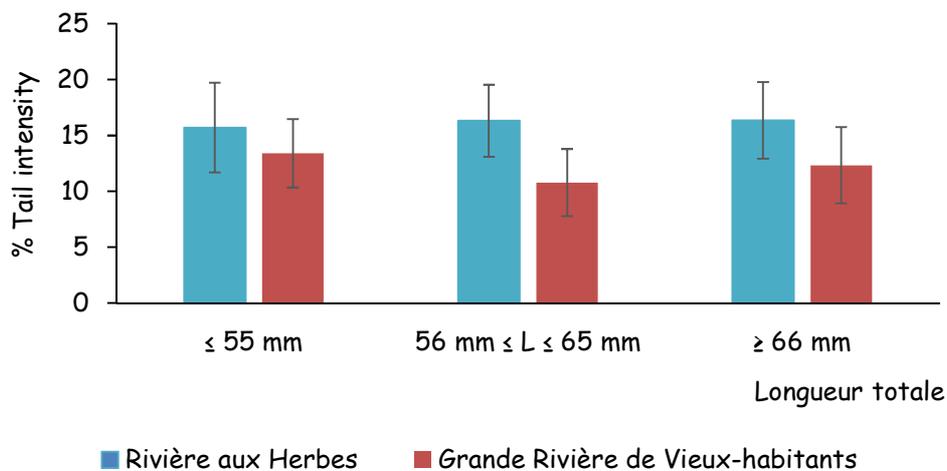


**Figure 71.** Relation entre le niveau de dommages primaires à l'ADN érythrocytaire moyen et l'activité EROD hépatique moyenne chez *Sicydium* spp.

La relation décrite entre les deux variables correspond à  $n=373$  poissons.

### **c. Niveau de dommages primaires à l'ADN en fonction de la taille**

La figure 72 montre le niveau moyen de dommages primaires à l'ADN de *Sicydium* spp en fonction des 3 principales classes de taille de l'étude.



**Figure 72. Niveau moyen de dommages primaires à l'ADN en fonction de la taille de *Sicydium* spp.**

Les valeurs correspondent aux moyennes  $\pm$  SEM (erreur standard de la moyenne).

Quelle que soit la rivière, la taille n'influe pas significativement sur le niveau de dommages primaires à l'ADN mesuré chez *Sicydium* spp, contrairement à ce qui est observé en règle général chez les poissons, la taille étant un proxy de l'âge et donc de la durée potentielle d'exposition à son environnement qui peut influencer sur la réponse de ce biomarqueur (Akcha et al., 2004 ; Wirzinger et al., 2007 ; Santos et al., 2016). Il convient cependant de prendre en compte à la fois la nature du cocktail de contaminants présents dans la rivière, les capacités de réparation de l'ADN et la durée du cycle hématopoïétique propres à chaque espèce qui conditionnent la pérennité du message toxique mesuré ici dans les érythrocytes circulants (Kienzler et al., 2013).

**Résultats marquants concernant les biomarqueurs étudiés :**

- La mesure de l'activité enzymatique hépatique EROD, du niveau de dommages primaires à l'ADN et, dans une moindre mesure, du taux de micronoyaux dans les érythrocytes, permettent de montrer une réponse à

une pression environnementale chez *Sicydium* spp qui peut donc être considéré comme espèce sentinelle de la qualité du milieu.

- Ces biomarqueurs peuvent être mesurés sur un échantillon de poissons indépendamment de l'espèce, le sexe et la taille. Concernant le sexe, il serait cependant préférable de mesurer l'activité EROD uniquement chez les mâles, en attendant la confirmation de l'absence de l'effet du sexe chez les femelles.
- Dans la perspective de l'utilisation de *Sicydium* spp comme espèce sentinelle, il conviendrait de travailler sur plusieurs échantillons annuels de poissons (au minimum  $n \geq 3$  répartis sur l'année) afin de prendre en compte la variabilité au cours de l'année observée lors de la mesure des biomarqueurs étudiés.
- Il conviendrait d'affiner la mesure du taux de micronoyaux en prenant en compte d'autres anomalies nucléaires et d'optimiser le protocole de mesure de la peroxydation lipidique afin de compléter la batterie de biomarqueurs opérationnels chez *Sicydium* spp.

### **III. Recommandations sur la mesure des biomarqueurs**

Suite aux différentes mesures de biomarqueurs réalisées dans la présente étude chez *Sicydium* spp (activité EROD hépatique, mesure du taux de micronoyaux dans les érythrocytes, dommages primaires à l'ADN érythrocytaire et taux de peroxydation lipidique),

il est possible de proposer un certain nombre de recommandations pour leur utilisation ultérieure dans le cadre du suivi des rivières antillaises.

## 1. Choix de l'espèce, du sexe, de la taille de l'individu et de l'effectif à analyser

- Les résultats ont montré que la mesure des différents biomarqueurs qui ont été choisis peut être réalisée indifféremment chez les deux espèces *Sicydium plumieri* et *Sicydium punctatum* et donc sur un pool des deux espèces pêchées sur une station donnée. Ceci est intéressant au plan opérationnel, sachant que *Sicydium plumieri* reste généralement moins abondant que *Sicydium punctatum* comme en témoigne par exemple son absence à l'amont de la Rivière aux Herbes.
- Le sexe n'influence pas les biomarqueurs qui ont été choisis. Après confirmation des résultats obtenus dans la présente étude pour l'activité EROD, ils peuvent donc être mesurés sans tenir compte du sexe. Ceci est un avantage au plan opérationnel, sachant qu'il est impossible de déterminer de manière fiable le sexe chez *Sicydium* spp par le seul examen de caractères morphologiques sexuels secondaires.
- Concernant la taille des individus et de l'effectif à échantillonner lors de chaque campagne, le facteur limitant est principalement le poids du foie minimum nécessaire aux dosages EROD et Tbars.

Pour *Sicydium punctatum* et pour la totalité de l'étude, sur 673 prélèvements de foie disponibles, 489 dosages EROD ont été réalisés, 104 sur des individus de longueur L telle que  $45 \leq L < 56$  mm et 385 sur des individus de longueur  $L \geq 56$  mm. Pour *Sicydium plumieri* et pour la totalité de l'étude, sur 495 prélèvements de foie disponibles, 188 dosages EROD ont été réalisés, 11 sur des individus de longueur L telle que  $45 \leq L < 56$  mm et 177 sur des individus de longueur  $L \geq 56$  mm.

Sur cette base, et pour s'assurer de mesurer les différents biomarqueurs sur un effectif minimum de 10 poissons quelle que soit l'espèce à chaque campagne, il est ainsi recommandé de prélever à chaque campagne de mesure 15 poissons de taille  $\geq 56$  mm ou à défaut 30 poissons de taille  $45 \leq L < 56$  mm, les échantillons de foie de ces derniers étant alors poolés par deux afin de disposer de suffisamment de matériel biologique pour doser EROD et Tbars.

## 2. Fréquence d'échantillonnage

Les résultats de différents biomarqueurs montrent une variabilité importante au cours de l'année dont l'origine ne peut être clairement identifiée car possiblement multiple (variation de débit de la rivière, variation saisonnière des activités humaines et donc des intrants sur le bassin versant, variation physiologique chez les organismes liée notamment à l'état de maturité sexuelle). Il est donc préconisé dans le cadre du suivi de la qualité d'une rivière de réaliser au minimum 3 prélèvements annuels répartis sur l'année pour disposer d'une moyenne intrinsèque pour chaque biomarqueur analysé.

## 3. Protocoles de mesure des biomarqueurs

- L'activité EROD hépatique est mesurée selon les préconisations du guide technique « *Mise au point des conditions pratiques d'utilisation du biomarqueur EROD dans un réseau de surveillance. Noury P., Migeon B., Garric J., Flammarion P. (2004), édition Cemagref, pp. 28* » et de la fiche protocole « *Dosage de l'activité EthoxyrésorufineO-dééthylase (EROD) sur microplaque. Noury P. (2016), IRSTEA, pp.14* ».
- La mesure des micronoyaux dans les érythrocytes est réalisée selon le protocole décrit par Polard et al. (2011) avec marquage de l'ADN à l'acridine orange auquel il conviendrait d'ajouter en complément de la quantification des micronoyaux celle des anomalies nucléaires décrites par Çavaş et Ergene-Gözükara (2005).

- La mesure des dommages primaires à l'ADN érythrocytaire est réalisée selon le protocole décrit par Devaux et Bony (2013) avec comme modification le remplacement du bromure d'éthidium par le SYBR green 1 comme fluorochrome pour le marquage de l'ADN.
- La mesure de l'état de peroxydation lipidique des membranes cellulaires (Tbars) est réalisée selon la technique de Camejo et al. (1998) avec des adaptations décrites dans la fiche protocole « *Dosage en microplaque des substances réagissant à l'acide thiobarbiturique (Tbars)*. Noury P. (2016), IRSTEA, pp.9 ».

## Bibliographie

Adams S. M. (2001). Biomarker/bioindicator response profiles of organisms can help differentiate between sources of anthropogenic stressors in aquatic ecosystems. *Biomarkers*, 6:33-44.

Akcha F., Leday G., Pfohl-Leszkowicz A. (2004). Measurement of DNA adducts and strand breaks in dab (*Limanda limanda*) collected in the field: effects of biotic (age, sex) and abiotic (sampling site and period) factors on the extent of DNA damage. *Mutation Research*, 552:197-207.

Albanese B. W., Angermeier P. L., Gowan C. (2003). Designing mark-recapture studies to reduce effects of distance weighting on movement distance distributions of stream fishes. *Transactions of the American Fisheries Society*, 132:925-939.

Ali D., Nagpure N. S., Kumar S., Kumar R., Kushwaha B., Lakra W. S. (2009). Assessment of genotoxic and mutagenic effects of chlorpyrifos in freshwater fish *Channa punctatus* (Bloch) using micronucleus assay and alkaline single-cell gel electrophoresis. *Food and Chemical Toxicology*, 47:650-656.

Al-Sabti K. & Metcalfe C. D. (1995). Fish micronuclei for assessing genotoxicity in water. *Mutation Research*, 343:121-135.

Amiard J.-C. & Amiard-Triquet C. (2008). Les biomarqueurs dans l'évaluation de l'état écologique des milieux aquatiques. *Lavoisier, Paris*, 375 pp.

Barrett T. J & Munkittrick K. R. (2010). Seasonal reproductive patterns and recommended sampling times for sentinel fish species used in environmental effects monitoring programs in Canada. *Environmental Reviews*, 18:115-135.

Basu N., Scheuhammer A. M., Bursiand S. J., Elliott J., Rouvinen-Watt K., Hing Man Chanb H. M. (2007). Mink as a sentinel species in environmental health. *Environmental Research*, 103:130-144.

Beeby, A. (2001). What do sentinels stand for? *Environmental Pollution*, 112:285-298.

Bell K.N.I., Pepin P., Brown J.A. (1995). Seasonal inverse cycling of length and age-at-recruitment in the diadromous gobies *Sicydium punctatum* and *Sicydium antillarum* in Dominica, West Indies. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 52:1535-1545.

Bell K. N. I. (2009). What comes down must go up: The migration cycle of juvenile-return anadromous taxa. *American Fisheries Society Symposium*, 69:321-341.

Bellaïche J., Lareyre J.J., Cauty C., Yano A., Allemand I., Le Gac F. (2014). Spermatogonial stem cell quest: nanos2, marker of a subpopulation of undifferentiated A spermatogonia in trout testis. *Biology of reproduction*, 90:1-14.

Bellasoued K., Hamza A., van Pelt J., Elfeki A. (2013). Seasonal variation of *Sarpa salpa* fish toxicity, as related to phytoplankton consumption, accumulation of heavy metals, lipids peroxidation level in fish tissues and toxicity upon mice. *Environmental Monitoring and Assessment*, 185:1137-1150.

Bernardet C., Tournon-Poncet H., Desrosiers C., Compin A., Bargier N., Céréghino R. (2013). Invertebrate distribution patterns and river typology for the implementation of the water framework directive in Martinique, French Lesser Antilles. *Knowledge and Management of Aquatic Ecosystems*, 408:1-15.

Billard R., Solari A.N., Escaffre A.-M. (1974). Méthode d'analyse quantitative de la spermatogénèse des poissons téléostéens. *Annales de Biologie Animale, Biochimie, Biophysique*, 14 :87-104.

Billard R. (1979). La gamétogénèse, le cycle sexuel et le contrôle de la reproduction chez les poissons téléostéens. *Bulletin français de pêche et pisciculture*, 273:117-136.

Billard R. & Breton B. (1981). Le cycle reproducteur chez les poissons téléostéens. *Cahiers du Laboratoire d'Hydrobiologie de Montereau*, 12:43-46.

Birk S., Bonne W., Borjac A., Brucet S., Courrat A., Poikane S., Solimini A., van de Bund W., Zampoukas N., Hering D. (2012). Three hundred ways to assess Europe's surface waters: An almost complete overview of biological methods to implement the Water Framework Directive. *Ecological Indicators*, 18:31-41.

Bolognesi C. & Cirillo S. (2014). Genotoxicity biomarkers in aquatic bioindicators. *Current Zoology*, 60:273-284.

Bony S., Gillet C., Bouchez A., Margoum C., Devaux A. (2008). Genotoxic pressure of vineyard pesticides in fish: Field and mesocosm surveys. *Aquatic Toxicology*, 89:197-203.

Booth A. J., Traas G. R. L., Weyl O. L. F. (2010). Adult African sharptooth catfish, *Clarias gariepinus*, population dynamics in a small invaded warm-temperate impoundment. *African Zoology*, 45:299-308.

Bottom D. L., Jones K. K., Cornwell T. J., Gray A., Simenstad C. A. (2005). Patterns of Chinook salmon migration and residency in the Salmon River estuary (Oregon). *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 64:79-93.

Bresler V. M., Fishelson L., Abelson A. (2001). Determination of primary and secondary responses to environmental stressors and biota health. In: Linkov I., Palma-Oliveira J. (eds) *Assessment and Management of Environmental Risks. NATO Science Series (Series IV: Earth and Environmental Series)*, vol 4. Springer, Dordrecht.

Brown-Peterson N.J., Lowerre-Barbieri S.K., Macewicz B.J., Saborido-Rey F., Tomkiewicz J., Wyanski D.M. (2007). An improved and simplified terminology for reproductive classification in fishes. *Conference: American Fisheries Society, San Francisco, CA, USA*.

Brown-Peterson N.J., Wyanski D.M., Saborido-Rey F., Macewicz B.J., Lowerre-Barbieri S.K. (2011). A standartized terminology for describing reproductive development in fishes. *Marine and Coastal Fisheries: Dynamics, Management and Ecosystem Science* 3:52-70.

Bruyndoncx L., Knaepkens G., Meeus W., Bervoets L., Eens M. (2001). The evaluation of passive integrated transponder (PIT) tags and visible implant elastomer (VIE) marks as new marking techniques for the bulhead. *Journal of Fish Biology*, 60:260-262.

Buchanan R. A. & Skalski J. R. (2007). A migratory life-cycle release-recapture model for Salmonid PIT-tag investigations. *Journal of Agricultural Biological and Environmental Statistics*, 12:325-345.

Burgeot T., Minier C., Cuny D., Cuny M. A., Bispo A., Grand C. (2018). Détection des impacts toxiques dans l'environnement. Du terrain à la réglementation. *ISTE Editions Ltd. Vol. 4. London, UK, 288 pp.*

Burnham K. P. & Anderson D.R. (2002). Model selection and multimodel inference: a practical information-theoretic approach. *Springer Verlag, New York, New York, USA.*

Camejo G., Wallin B., Enojärvi M. (1998). Analysis of oxidation and antioxidants using microtiter plates. In: *Free radical and antioxidant protocols, Methods in Molecular Biology vol. 108 (ed. D. Armstrong), pp. 377-386. Totawa, NJ: Humana Press Inc.*

Carrasco K. R., Tilbury K., Myers M. (1990). Assessment of the piscine micronucleus test as an in situ biological indicator of chemical contaminant effects. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences, 47:2123-2136.*

Caupos F., Chaput-Bardy A., Coutellec M. A., Vassaux D., Besnard A. L., Thomé J. P., Boulangé-Lecompte C., Devaux A., Bony S., Marchand F., Azam D. (2016). Utilisation de *Macrobrachium* spp comme organisme sentinelle de la qualité des eaux de surface aux Antilles (Martinique et Guadeloupe). *Fiche action 20, INRA-ONEMA MACROSENS, 83 pp.*

Çavaş T. & Ergene-Gözükar S. (2005). Micronucleus test in fish cells: A bioassay for in situ monitoring of genotoxic pollution in the marine environment. *Environmental and Molecular Mutagenesis, 46:64-70.*

Choquet R., Rouan L., Pradel R. (2009). Program E-SURGE: a software application for fitting multievent models. In: *Modeling demographic processes in marked populations, D. L. Thomson, E. G. Cooch, and M. J. Conroy, editors, pp.845-865. Springer Verlag, New-York, USA.*

Claxton L.D., Houk V.S., and Hughes T.J. (1998). Genotoxicity of industrial wastes and effluents: A mini review. *Mutation Research*, 410:237-243.

Conner M. M. , Budy P. E. , Wilkison R. A., Mills M. , Speas D. , Mackinnon P. D. , Mckinstry M. C. (2020). Estimating population abundance with a mixture of physical capture and passive PIT tag antenna detection data. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 77:1163-1171.

Chen G. & White P. A. (2004). The mutagenic hazards of aquatic sediments: a review. *Mutation Research*, 567:151-225.

Colin N., Porte C., Fernandes D., Barata C., Padrós F., Carrassón M., Monroy M., Cano-Rocabayera O., de Sostoa A., Piña B., Maceda-Veiga A. (2016). Ecological relevance of biomarkers in monitoring studies of macro-invertebrates and fish in Mediterranean rivers. *Science of the Total Environment*, 540:307-323.

Corredor-Santamaria W., Mora-Solarte D. A., Arbeli Z., Navas J. M., Velasco-Santamaria Y. M. (2021). Liver biomarkers response of the neotropical fish *Aequidens metae* to environmental stressors associated with the oil industry. *Heliyon*, 7:1-8.

Couillard C. M., Wirgin I. I., Lebeuf M., Légaré B. (2004). Reduction of cytochrome P4501A with age in Atlantic tomcod from the St. Lawrence Estuary, Canada: relationship with emaciation and possible effect of contamination. *Aquatic Toxicology*, 68:233-247.

Dare M.R. (2003). Mortality and long-term retention of passive integrated transponder tags by spring chinook salmon. *North American Journal of Fisheries Management* 23:1015-1019.

Da Rocha C. A. M., Santos R. A. D., Bahia M. D. O., Da Cunha L. A., Ribeiro H. F., Burbano M. R. (2009). The micronucleus assay in fish species as an important tool for xenobiotic exposure risk assessment—A brief review and an example using neotropical fish exposed to methylmercury. *Reviews in Fisheries Science*, 17:478-484.

D'Costa A., Shyama S. K., Kumar M. K. P. (2017). Bioaccumulation of trace metals and total petroleum and genotoxicity responses in an edible fish population as indicators of marine pollution. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 142:22-28.

de Lapuente J., Lourenço J., Mendo S. A., Borràs M., Martins M. G., Costa P. M., Pacheco M. (2015). The Comet Assay and its applications in the field of ecotoxicology: a mature tool that continues to expand its perspectives. *Frontiers in Genetics*, 6:1-20.

Deutschmann B., Kolarevic S., Brack W., Kaisarevic S., Kostic J., Kracun-Kolarevic M., Liska I., Paunovic M., Seiler T.-B., Shao Y., Sipos S., Slobodnik J., Teodorovic I., Vukovic-Gacic B., Hollert H. (2016). Longitudinal profile of the genotoxic potential of the River Danube on erythrocytes of wild common bleak (*Alburnus alburnus*) assessed using the comet and micronucleus assay. *Science of the Total Environment*, 573:1441-1449.

Devaux A., Flammarion P., Bernardon V., Garric J., Monod G. (1998). Monitoring of the chemical pollution of the river Rhône through measurement of DNA damage and cytochrome P450 1A induction in chub (*Leuciscus cephalus*). *Marine Environmental Research*, 46:257-262.

Devaux A., Fiat L., Gillet C., Bony S. (2011). Reproduction impairment following paternal genotoxin exposure in brown trout (*Salmo trutta*) and Arctic charr (*Salvelinus alpinus*). *Aquatic Toxicology*, 101:405-411.

Devaux A. & Bony S. (2013). Genotoxicity of contaminants: Comet assay. In: Féraud J.-F. & Blaise C. (eds) *Encyclopedia of aquatic ecotoxicology*. Springer Science+Business Media Dordrecht, 559-568.

Devaux A., Bony S., Plenet S., Sagnes P., Segura S., Suaire R., Novak M., Gilles A., Olivier J.-M. (2015). Field evidence of reproduction impairment through sperm DNA damage in the fish nase (*Chondrostoma nasus*) in anthropized hydrosystems. *Aquatic Toxicology*, 169:113-122.

Diekmann M., Simon J., Salva J. (2018). On the actual recruitment of European eel (*Anguilla anguilla*) in the River Ems, Germany. *Fisheries Management and Ecology*, 26:20-30.

Dietz R., Letcher R. J., Desforges J. -P., Eulaers I., Sonne C., Wilson S. et al. (2019). Current state of knowledge on biological effects from contaminants on arctic wildlife and fish. *Science of The Total Environment*, 696:1-40.

Directive 2000/60/CE du Parlement européen et du Conseil du 23 octobre 2000 établissant un cadre pour une politique communautaire dans le domaine de l'eau. (JO L 327 du 22.12.2000, p. 1-73).

Directive 2008/105/CE du Parlement européen et du Conseil du 16 décembre 2008 établissant des normes de qualité environnementale dans le domaine de l'eau, modifiant et abrogeant les directives du Conseil 82/176/CEE, 83/513/CEE, 84/156/CEE, 84/491/CEE, 86/280/CEE et modifiant la directive 2000/60/CE du Parlement européen et du Conseil. (JO L 348 du 24.12.2008, p. 84-97).

Dzul M. C., Kendall W. L., Yackulic C. B., Winkelman D. L., Van Haverbeke D. R., Yard M. (2021). Partial migration and spawning movements of humpback chub in the Little Colorado River are

better understood using data from autonomous PIT tag antennas, *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 78:1057-1072.

Erdman D.S. (1961). Notes on the biology of the gobiid fish *Sicydium plumieri* in Puerto-Rico. *Bulletin of Marine Science of the Gulf and Caribbean*, 11:448-456.

Filho D. M., Torres M. A., Tribess T. B., Pedrosa R. C., Soares C. H. I. (2001). Influence of season and pollution on the antioxidant defenses of the cichlid fish acará (*Geophagus brasiliensis*). *Brazilian Journal of Medical and Biological Research*, 34:719-726.

Fitzsimons J. M. & Nishimoto R. T. (1990). Territories and site tenacity in males of the Hawaiian stream goby *Lentipes concolor*, (Pisces: Gobiidae). *Ichthyological Exploration of Freshwaters*, 1:185-189.

Fitzsimons J.M., Nishimoto R.T., Yuen A.R. (1993). Courtship and territorial behavior in the native Hawaiian stream goby, *Sicyopterus stimpsoni*. *Ichthyological Exploration of Freshwaters*, 4:1-10.

Friberg N., Bonada N., Bradley D. C., Dunbar M. J., Edwards F. K., Grey J., Hayes R. B., Hildrew A. G., Lamouroux N., Trimmer M., Woodward G. (2011). *Advances in Ecological Research*, 44:1-68.

Frotté L., Ringelstein J., Monti D., Robert M., Pécheyran C., Améziane N., Tabouret H. (2019). Detection of full and limited amphidromous migratory dynamics of fish in Caribbean rivers. *Ecology of Freshwater Fish*, 29:132-144.

Gagnon M. M. & Rawson C. A. (2017). Biondicator species for EROD activity measurements: a review with 2 Australian fish as a case study. *Ecological Indicators*, 73:166-180.

Ghisi N. C., Oliveira E. C., Mota T. F. M., Vanzetto G. V., Roque A. A., Godinho J. P., Bettim F. L., da Silva de Assis H. C., Prioli A. J. (2016). Integrated biomarker response in catfish *Hypostomus ancistroides* by multivariate analysis in the Pirapo River, southern Brazil. *Chemosphere*, 161:69-79.

Gill H.S., Wise B.S., Potter I.C., Chaplin J.A. (1996). Biannual spawning periods and resultant divergent patterns of growth in the estuarine goby *Pseudogobius olorum*: Temperature induced? *Marine Biology*, 125:453-466.

Goldberg E.D., Koide M., Hodge V., Flegal A. R., Martin J. (1983). U.S. Mussel Watch: 1977-1978 results on trace metals and radionuclides. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 16:69-93.

Goldsmith R.J., Closs G.P., Steen H. (2003). Evaluation of visible implant elastomer for individual marking of small perch and common bully. *Journal of Fish Biology* 63:631-636.

Göney G. & Gazeloğlu C. (2020). Evaluation of fish micronucleus results in Turkish ecogenotoxicological studies. *COMU Journal of Marine Science and Fisheries*, 3:1-10.

Gries G. & Letcher B.H. (2002). Tag retention and survival of age-0 Atlantic salmon following surgical implantation with passive integrated transponder tags. *North American Journal of Fisheries Management* 22:219-222.

Griffiths S. P. (2002). Retention of visible implant tags in small rockpool fishes. *Marine Ecology Progress Series*, 236:307-309.

Griffiths S. P. (2003). Homing behaviour of intertidal rockpool fishes in south-eastern New South Wales, Australia. *Australian Journal of Zoology*, 51:387-398.

Gutiérrez J. M., Villar S., Plavan A. A. (2015). Micronucleus test in fishes as indicators of environmental quality in subestuaries of the Río de la Plata (Uruguay). *Marine Pollution Bulletin*, 91:518-523.

Hering D., Johnson R. K., Kramm S., Schmutz S., Szoszkiewicz K., Verdonshot P. F. M. (2006). Assessment of European streams with diatoms, macrophytes, macroinvertebrates and fish: a comparative metric-based analysis of organism response to stress. *Freshwater Biology*, 51:1757-1785.

Helfman G. S., Colette B.B., Facey D.E. (1997). The diversity of fishes. *Blackwell Science, London, England*, 529 pp.

Hunter J.R., Maciewicz B.J., Lo N.C.H., Kimbrell C.A. (1992). Fecundity, spawning, and maturity of female Dover Sole, *Microstomus pacificus*, with an evaluation of assumptions and precision. *Fishery Bulletin*, 90:101-128.

Iida M., Watanabe S., Tsukamoto K. (2009). Life history characteristics of a sicydiinae goby in Japan, compared with its relatives and other amphidromous fishes. In: Haro A.J., Smith K.L., Rulifson R.A. et al. (eds). *Challenges for diadromous fishes in a dynamic global environment. American Fisheries Society Symposium 69, Bethesda*, 355-373.

Iida M., Watanabe S., Tsukamoto K. (2011). Reproductive biology of the amphidromous goby *Sicyopterus japonicus* (Gobiidae: Sicydiinae). *Cybium*, 35:329-336.

Iida M., Watanabe S., Tsukamoto K. (2013). Riverine life history of the amphidromous goby *Sicyopterus japonicus* (Gobiidae: Sicydiinae) in the Ota River, Wakayama, Japan. *Environmental Biology of Fishes*, 96:645-660.

Jha A.N. (2004). Genotoxicological studies in aquatic organisms: an overview. *Mutation Research*, 552:1-17.

Jha A. N. (2008). Ecotoxicological applications and significance of the comet assay. *Mutagenesis*, 23:207-221.

Keith P. (2003). Biology and ecology of amphidromous Gobiidae of the Indo-Pacific and the Caribbean regions. *Journal of Fish Biology*, 63:831-847.

Keith P., Lord C., Lorion J., Watanabe S., Tsukamoto K., Couloux A., Dettai A. (2011). Phylogeny and biogeography of Sicydiinae (Teleostei: Gobiidae) inferred from mitochondrial and nuclear genes. *Marine Biology*, 158:311-326.

Kienzler A., Bony S., Tronchère X., Devaux A. (2013). Assessment of base-excision repair activity in fish cell lines: Toward a new biomarker of exposure to environmental contaminants? *Mutation Research/Genetic Toxicology and Environmental Mutagenesis*, 753:107-113.

Kinzie R.A. (1993). Reproductive biology of an endemic, amphidromous goby *Lentipes concolor* in Hawaiian streams. *Environmental Biology of Fishes*, 37:257-268.

Knaepkens G., Bruyndoncx L., Eens M. (2004). Assessment of residency and movement of the endangered bulhead (*Cottus gobio*) in two Flemish rivers. *Ecology of Freshwater Fish*, 13:317-322.

Knaepkens G., Maerten E., Eens M. (2007). Performance of a pool-and-weir fish pass for small bottom-dwelling freshwater fish species in a regulated lowland river. *Animal Biology*, 57:423-432.

Kolarević S., Aborgiba M., Kračun-Kolarević M., Kostić J., Simonović P., Simić V., Milošković A., Reischer G., Farnleitner A., Gačić Z., Milačić R., Zuliani T., Vidmar J., Pergal M., Piria M., Paunović M., Vuković-Gačić B. (2016). Evaluation of genotoxic pressure along the Sava River. *Plos One*, 11:1-23.

Kostic J., Kolarević S., Kračun-Kolarević M., Aborgiba M., Gačić Z., Paunović M., Višnjić-Jeftić Z., Rašković B., Poleksić V., Lenhardt M., Vuković-Gačić B. (2017). The impact of multiple stressors on the biomarkers response in gills and liver of freshwater breams during different seasons. *Science of the Total Environment*, 601-602:1670-1681.

Kreutzenberger K., Sagnes P., Valade P., Voegtli B. (2019). Évaluer le franchissement des obstacles par les poissons et les macro-crustacés dans les départements insulaires ultramarins : principes et méthode. *Agence française pour la biodiversité (service éditions). Comprendre pour agir (34), 178 pp.*

Kumar S., Paul T., Shukla S. P., Kumar K., Karmakar S., Bera K. K., Kumar C. B. (2021). Biomarkers-based assessment of triclosan toxicity in aquatic environment: A mechanistic review. *Environmental Pollution*, 286:1-15.

Lambert T.C. & Ware D.M. (1984). Reproductive strategies of demersal and pelagic spawning fish. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 41:1565-1569.

Laroche J., Gauthier O., Quiniou L., Devaux A., Bony S., Evrard E., Cachot J., Cherel Y., Larcher T., Riso R., Pichereau V., Devier M.-H., Budzinski H. (2012). Variation patterns in individual fish responses to chemical stress among estuaries, seasons and genders: the case of the European flounder (*Platichthys flesus*) in the Bay of Biscay. *Environmental Sciences and Pollution Research*, 20:738-748.

LeBlanc G. A. & Bain L. J. (1997). Chronic toxicity of environmental contaminants: Sentinels and biomarkers. *Environmental Health Perspectives*, 105:65-80.

Lee R. F. & Steinert S. (2003). Use of the single cell gel electrophoresis/comet assay for detecting DNA damage in aquatic (marine and freshwater) animals. *Mutation Research*, 544:43-64.

Lefrançois E., Eulin A., Guéguen J., Coste M., Delmas F., Monnier O. (2019). Guide pour la mise en œuvre d'indices biologiques en outre-mer. L'indice diatomique antillais - IDA. Agence française pour la biodiversité, collection Guides et protocoles, 68 pages.

Lebreton J., Burnham K.P., Clobert J., Anderson D.R. (1992). Modeling Survival and Testing Biological Hypotheses Using Marked Animals: A Unified Approach with Case Studies. *Ecological Monographs*, 62:67-118.

Lim P., Meunier J.F., Keith P., Noël P.Y. (2002). Atlas des poissons et des crustacés d'eau douce de la Martinique. *Patrimoines naturels (51)*, 120 pp.

Lair M. (1999). Spermatogonia of rainbow trout: I. Morphological characterization, mitotic activity, and survival in primary cultures of testicular cells. *Molecular Reproduction and Development*, 53:422-33.

Lunardelli B., Cabral M. T., Vieira C. E. D., Oliveira L. F., Risso W. E., Meletti P. C., Martinez C. B. R. (2018). Chromium accumulation and biomarker responses in the Neotropical fish *Prochilodus lineatus* caged in a river under the influence of tannery activities. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 153:188-194.

Mahaye N., Thwala M., Cowan D. A., Musee N. (2017). Genotoxicity of metal based engineered nanoparticles in aquatic organisms: A review. *Mutation Research/Reviews in Mutation Research*, 773:134-160.

Makrakis M. C., Miranda L. E., Makrakis S., Fernandez D. R., Garcia J. O., Dias J. H. P. (2007). Movement patterns of armado, *Pterodoras granulosus*, in the Parana River Basin. *Ecology of Freshwater Fish*, 16:410-416.

Malone J. C., Forrester G. E., Steele M. A. (1999). Effects of subcutaneous microtags on the growth, survival, and vulnerability to predation of small reef fishes. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 237:243-253.

Manacop P.R. (1953). The life history and habits of the goby, *Sicyopterus extraneus herre* (Anga) Gobiidae with an account of the goby fry fishery of Cagayan River, Oriental Misamis. *The Philippine Journal of Fisheries*, 2:1-60.

Marquet G., Keith P., Vigneux E. (2003). Atlas des poissons et des crustacés d'eau douce de Nouvelle-Calédonie. *Patrimoines naturels : 58*, Museum National d'Histoire Naturelle, Paris, 288 pp.

Marza V.D. (1938). Histophysiologie de l'ovogénèse. *Hermann, Paris*, 81pp.

Marzin A., Archaimbault V., Belliard J., Christian Chauvin C., Delmas F., Pont D. (2012). Ecological assessment of running waters: Do macrophytes, macroinvertebrates, diatoms and fish show similar responses to human pressures? *Ecological Indicators*, 23:56-65.

Mazzoldi C., Rasotto M.B. (2001). Extended breeding season in the marbled goby, *Pomatoschistus marmoratus* (Teleostei: Gobiidae), in the Venetian Lagoon. *Environmental Biology of Fishes*, 61:175-183.

McDowall R. M. (2007). On amphidromy, a distinct form of diadromy in aquatic organisms. *Fish and Fisheries*, 8:1-13.

McDowall R. M. (2010). Why be amphidromous: expatrial dispersal and the place of source and sink population dynamics? *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 20:87-100.

Mirzaee S. A., Noorimotlagh Z., Ahmadi M., Rahim F., Martinez S. S., Nourmohammadi A., Jaafarzadeh N. (2021). The possible oxidative stress and DNA damage induced in Diclofenac-exposed Non-target organisms in the aquatic environment: A systematic review. *Ecological Indicators*, 131:1-14.

Mitchelmore C. & Chipman J. K. (1998). DNA strand breakage in aquatic organisms and the potential value of the comet assay in environmental monitoring. *Mutation Research*, 399:135-147.

Moraes B. S., Loro V. L., Gluszcak L., Pretto A., Menezes C., Marchezan E., Machado S. O. (2007). Effects of four rice herbicides on some metabolic and toxicology parameters of teleost fish (*Leporinus obtusidens*). *Chemosphere*, 68:1597-1601.

Moraes de Andrade V., da Silva J., da Silva F. R., Heuser V. D., Yoneama L., de Freitas T. R. O. (2004). Fish as bioindicators to assess the effects of pollution in two southern Brazilian rivers using the Comet assay and micronucleus test. *Environmental and Molecular Mutagenesis*, 44:459-468.

Murua H. & Saborido-Rey F. (2003). Female reproductive strategies of commercially important fish species in the North Atlantic. *Journal of Northwest Atlantic Fishery Science*, 33:23-32.

Navas J. M., Segner H. (2000). Modulation of trout 7-ethoxyresorufin-O-deethylase (EROD) activity by estradiol and octylphenol. *Marine Environmental Research*, 50:157-162.

Newman M.C & Clements W.H. (2008). *Ecotoxicology - A comprehensive treatment*, CRC Press, 852 pp.

Ombredane D., Baglinière J.L., Marchand F. (1998). The effects of passive integrated transponder tags on survival and growth of juvenile brown trout (*Salmo trutta* L.) and their use for studying movement in a small river. *Hydrobiologia* 371/372:99-106.

Oni S. K., Olayemi J. Y., Adegboye J. D. (1983). Comparative physiology of three ecologically distinct freshwater fishes, *Alestes nurse* Rüppell, *Synodontis schall* Broch & Schneider and *Tilapia zillii* Gervais. *Journal of Fish Biology*, 22:105-409.

Ortiz-Zarragoitia M., Bizarro C., Rojo-Bartolomé I., Diaz de Cerio O., Cajaraville M. P., Cancio I. (2014). Mugilid fish are sentinels of exposure to endocrine disrupting compounds in coastal and estuarine environments. *Marine Drugs*, 12:4756-4782.

Otjacques W., Latli A., Bernard B., Ovidio M., Depiereux E., Kestemont P. (2015). Recent decline of roach *Rutilus rutilus* stock in a large river ecosystem in relation with its population dynamics. *Fundamental and Applied Limnology*, 187:151-163.

Petty T. & Grossman G. D. (2004). Restricted movement by mottled sculpin (Pisces: Cottidae) in a southern Appalachian stream. *Freshwater Biology*, 49:631-645.

Polard T., Jean S., Gauthier L., Laplanche C., Merlina G., Sánchez-Pérez J. M., Pinelli E. (2011). Mutagenic impact on fish of runoff events in agricultural areas in south-west France. *Aquatic Toxicology*, 101:126-134.

Prentice E.F., Flagg T.A., McCutcheon C.S. (1990). Feasibility of using implantable passive integrated transponder (PIT) tags in salmonids. *American Fisheries Society Symposium*, 7:317-322.

Recabarren-Villalón T., Ronda A. C., Arias A. H. (2019). Polycyclic aromatic hydrocarbons levels and potential biomarkers in a native South American marine fish. *Regional Studies in Marine Science*, 29:1-11.

Ricklefs R. E. & Bermingham E. History and the species-area relationship in Lesser Antillean birds. *The American Naturalist*, 163:227-239.

Roberts J. H. & Angermeier P. L. (2007). Spatiotemporal variability of stream habitat and movement of three species of fish. *Oecologia*, 151:417-430.

Roberts J. H., Rosenberger A. E., Albanese B. W., Angermeier P. L. (2008). Movement patterns of endangered Roanoke logperch (*Percina rex*). *Ecology of Freshwater Fish*, 17:374-381.

Rodriguez-Cea A., Ayllon F., Garcia-Vazquez E. (2003). Micronucleus test in freshwater fish species: an evaluation of its sensitivity for application in field surveys. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 56:442-448.

Sadauskas-Henrique H., Duarte R. M., Gagnon M. M., Almeida-Val V. M. F. (2017). Validation of a suite of biomarkers of fish health in the tropical bioindicator species, tambaqui (*Colossoma macropomum*). *Ecological Indicators*, 73:443-451.

Santos R., Joyeux A., Palluel O., Palos-Ladeiro M., Besnard A., Blanchard C., Porcher J.-M., Bony S., Devaux A., Sanchez W. (2016). Characterization of a genotoxicity biomarker in three-spined stickleback (*Gasterosteus aculeatus* L.): Biotic variability and integration in a battery of biomarkers for environmental monitoring. *Environmental Toxicology*, 31:415-426.

Sass G. G., Cook T. R., Irons K. S., McClelland M. A., Michaels N. N., O'Hara T. M., Stroub M. R. (2010). A mark-recapture population estimate for invasive silver carp (*Hypophthalmichthys molitrix*) in the La Grange Reach, Illinois River. *Biological Invasions*, 12:433-436.

Scalon M. C. S., Rechenmacher C., Siebel A. M., Kayser M. L., Rodrigues M. T., Maluf S. W., Rodrigues M. A. S., Silva L. B. (2010). Evaluation of Sinos River water genotoxicity using the comet assay in fish. *Brazilian Journal of Biology*, 70:1217-1222.

Smith W. E. & Kwak T. J. (2014a). A capture-recapture model of amphidromous fish dispersal. *Journal of Fish Biology*, 84:897-912.

Smith W. E. & Kwak T. J. (2014b). Otolith microchemistry of tropical diadromous fishes: spatial and migration dynamics. *Journal of Fish Biology*, 84:913-928.

Sotton B., Devaux A., Givaudan N., Guillard J., Domaizon I., Bony S., Anneville O. (2012a). Short-term uptake of microcystin-LR by *Coregonus lavaretus*: GST activity and genotoxicity. *Ecotoxicology*, 21:1788-1796.

Sotton B., Guillard J., Bony S., Devaux A., Domaizon I., Givaudan N., Crespeau F., Huet H., Anneville (2012b). Impact of toxic cyanobacterial blooms on Eurasian perch (*Perca fluviatilis*): Experimental study and in situ observations in a peri-alpine lake. *Plos One*, 7:1-12.

Steingrimsson S. O. & Grant J. W. (2003). Patterns and correlates of movement and site fidelity in individually tagged young-of-the-year Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 60:193-202.

Tabouret H., Lord C., Bareille G., Pécheyran C., Monti D., Keith P. (2011). Otolith microchemistry in *Sicydium punctatum*: Indices of environmental condition changes after recruitment. *Aquatic Living Resources*, 24:369-378.

Tabouret H., Monti D., Martin J., Berail S., Pécheyran C., Keith P., Bareille G. (2015). Do *Sicydium punctatum* adults move in the Caribbean estuaries? New insight from strontium isotopes. *Vie et Milieu*, 65:85-89.

Taillebois L., Castelin M., Lord C., Chabarria R., Dettāi A., Keith P. (2014). New Sicydiinae phylogeny (Teleostei: Gobioidi) inferred from mitochondrial and nuclear genes: Insights on systematics and ancestral areas. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 70:260-271.

Talukdar B., Kalita H. K., Baishya R. A., Basumatary S., Sarma D. (2016). Evaluation of genetic toxicity caused by acid mine drainage of coal mines on fish fauna of Simsang River, Garohills, Meghalaya, India. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 131:65-71.

Teichert, N. (2012). Variabilité des traits d'histoires de vie chez les Gobiidae (Sicydiinae) amphidromes de l'île de la Réunion : *Sicyopterus lagocephalus* (Pallas, 1770) et *Cotylopus acutipinnis* (Guichenot, 1863). Thèse de doctorat de l'Université de Pau et des Pays de l'Adour, 342 pp.

Teichert N., Valade P., Fostier A., Lagarde R., Gaudin P. (2013). Reproductive biology of an amphidromous goby, *Sicyopterus lagocephalus*, in La Réunion Island. *Hydrobiologia*, 726:123-141.

Teichert N., Valade P., Fostier A., Grondin H., Gaudin P. (2015). Reproductive biology of an endemic amphidromous goby, *Cotylopus acutipinnis*, from La Réunion Island. *Marine and Freshwater Research*, 67:526-536.

Teichert N., Tabouret H., Lagarde R., Grondin H., Ponton D., Pécheyran C., Bareille G. (2018). Site fidelity and movements of an amphidromous goby revealed by otolith multi-elemental signatures along a tropical watershed. *Ecology of Freshwater Fish*, 27:834-846.

Thyor A. K. & Pahwa K. (2017). Pollutants induced oxidative stress, DNA damage and cellular deformities in *Clarias gariepinus* (Burchell), from River Yamuna in Delhi region, India. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 99:33-38.

Touron Poncet H. (2014). Biodiversité des communautés d'invertébrés benthiques des rivières de la Guadeloupe et réponses aux perturbations anthropiques. Thèse de doctorat de l'Université Paul Sabatier, Toulouse, 256 pp.

Touron Poncet H., Compin A., Bargier N., Céréghino R. (2014). Implementing the Water Framework Directive in overseas Europe: a multimetric index for river bioassessment in Caribbean islands. *Limologica*, 47:34-43.

Tyler C.R. & Sumpter J.P. (1996). Oocyte growth and development in teleosts. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 6:287-318.

Udroiu I. (2006). The micronucleus test in piscine erythrocytes. *Aquatic Toxicology*, 79:201-204.

Valavanidis A., Vlahogianni T., Dassenakis M., Scoullou M. (2006). Molecular biomarkers of oxidative stress in aquatic organisms in relation to toxic environmental pollutants. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 64:178-189.

van der Oost R., Beyer J., Vermeulen N. P. E. (2003). Fish bioaccumulation and biomarkers in environmental risk assessment: A review. *Environmental Toxicology and Pharmacology*, 13:57-149.

van der Schalie W. H., Gardner H. S., Bantle J. A., De Rosa C. T., Finch R. A., Reif J. S., Reuter R. H., Backer L. C., Burger J, Folmar L. C., Stokes W. S. (1999). Animals as sentinels of human health hazards of environmental chemicals. *Environmental Health Perspectives*, 107:309-315.

Vasseur P. & Cossu-Leguille C. (2003). Biomarkers and community indices as complementary tools for environmental safety. *Environment International*, 128:711-717.

Wallace R. & Selman K. (1981). Cellular and dynamic aspects of oocyte growth in teleosts. *American Zoology*, 21:325-343.

Whyte J. J., Herbert K. L., Karrow N. A., Dixon D. G., Sivak J. G., Bols N. C. (2000). Effect of maintaining rainbow trout in creosote microcosms on lens optical properties and liver 7-

ethoxyresorufin-O-deethylase (EROD) activity. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 38:350-356.

Winter J. (1996). Advances in underwater biotelemetry. In: Murphy, B.R. & Willias D.W. eds. *Fisheries techniques*, 2nd edn. Bethesda, MD: American Fisheries Society, pp. 555-590.

Winter M. J., Day N., Hayes R. A., Taylor E. W., Butler P. J., Chipman J. K. (2004). DNA strand breaks and adducts determined in feral and caged chub (*Leuciscus cephalus*) exposed to rivers exhibiting variable water quality around Birmingham, UK. *Mutation Research/Fundamental and Molecular Mechanisms of Mutagenesis*, 552:163-175.

Wirzinger G., Weltje L., Gercken J., Sordyl H. (2007). Genotoxic damage in field-collected three-spined sticklebacks (*Gasterosteus aculeatus* L.): A suitable biomonitoring tool? *Mutation Research*, 628:19-30.

Wunderlich A. C., Silva R. J., Zica E. O. P., Rebelo M. F., Parente T. E. M., Vidal-Martinez V. M. (2015). The influence of seasonality, fish size and reproductive status on EROD activity in *Plagioscion squamosissimus*: Implications for biomonitoring of tropical/subtropical reservoirs. *Ecological Indicators*, 58:267-276.

Yamasaki N. & Tachihara K. (2006). Reproductive biology and morphology of eggs and larvae of *Stiphodon percnopterygionous* (Gobiidae: Sicydiinae) collected from Okinawa Island. *Ichthyological Research*, 53:13-18.

Yamasaki N., Kondo M., Maeda K., Tachihara K. (2011). Reproductive biology of the three amphidromous gobies, *Sicyopterus japonicus*, *Awaous melanocephalus* and *Stenogobius* sp., on Okinawa Island. *Cybium*, 35:345-359.

Yoneda M., Tokimura M., Fujita H., Takeshita N., Takeshita K., Matsuyama M., Matsuura S. (1998). Reproductive cycle and sexual maturity of the anglerfish *Lophiomus setigerus* in the East China Sea with a note on specialized spermatogenesis. *Journal of Fish Biology*, 53:164-178.

Zabel R.W., Wagner T., Congleton J.L., Smith S.G., Williams J.G. (2005). Survival and selection of migrating salmon from capture-recapture models with individual traits. *Ecological Applications*, 15:1427-1439.

# Annexes

**ANNEXE 1. Photographies des stations prises lors de la première campagne de pêche**

<b>Station 1</b>	
<b>Aval</b>	<b>Amont</b>
	
<b>Station 2</b>	
	

**Station 3**

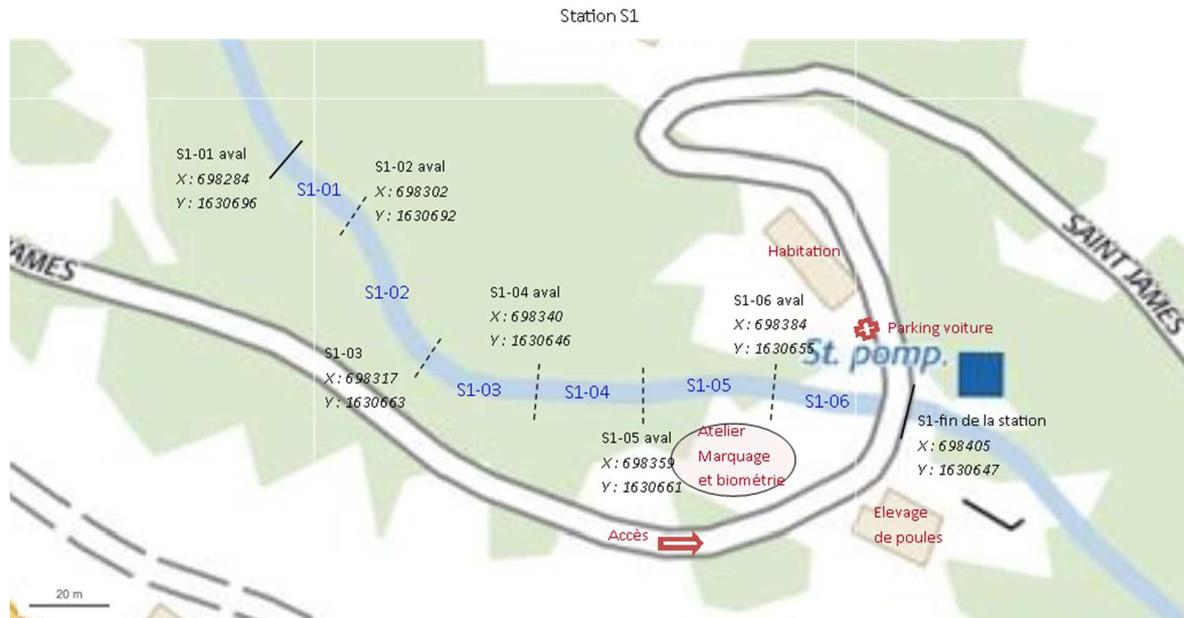
**Aval**



**Amont**



## ANNEXE 2. Répartition des tronçons sur la station 1 et coordonnées géographiques des limites de tronçons des 3 stations étudiées



### Coordonnées géographiques des limites de tronçons et stations étudiées.

Station	Tronçon	Coordonnées géographiques (WGS84 (UTM 20 N))			
		X aval tronçon	Y aval tronçon	X amont tronçon	Y amont tronçon
S1	1	698288	1630699	698305	1630683
	2	698305	1630683	698317	1630663
	3	698317	1630663	698341	1630654
	4	698341	1630654	698367	1630655
	5	698367	1630655	698392	1630654
	6	698392	1630654	698418	1630649
S2	1	699173	1630623	699196	1630629
	2	699196	1630629	699218	1630630
	3	699218	1630630	699241	1630641
	4	699241	1630641	699264	1630654
	5	699264	1630654	699283	1630653
	6	699283	1630653	699305	1630646
S3	1	700688	1630826	700709	1630837
	2	700709	1630837	700736	1630835
	3	700736	1630835	700758	1630841
	4	700758	1630841	700784	1630848
	5	700784	1630848	700810	1630852
	6	700810	1630852	700827	1630858

### **ANNEXE 3. Conditions hydroclimatiques pendant les interventions**

1<sup>ère</sup> campagne : On note une discrète augmentation de la concentration et de la saturation en oxygène de l'aval vers l'amont. La conductivité oscille entre 144  $\mu\text{S}/\text{cm}$  à la station aval et 128  $\mu\text{S}/\text{cm}$  à l'amont. Ce sont des valeurs courantes sur le territoire. On observe une légère diminution des valeurs de conductivité et de température sur la station S2 entre le 07/03, jour pluvieux, et le 08/03 marqué par la fin des averses et le retour à un temps sec.

2<sup>ème</sup> campagne : Les conditions hydroclimatiques se sont montrées optimales le 05 mai, sur la station amont (S3) et ont permis de pêcher 4 tronçons dans d'excellentes conditions. La matinée du 06 mai a été marquée par des averses de plus en plus fréquentes qui ont néanmoins permis de pêcher les tronçons 5 et 6 dans de bonnes conditions. Ces pluies ont entraîné une crue modérée en milieu de journée suivie d'un retour à la normale dans l'après-midi. Le temps était variable le 07 mai et a permis de pêcher les tronçons 1 à 3 de la station intermédiaire (S2). Les averses se sont intensifiées le lendemain et ont entraîné une soudaine et forte crue après la fin de la pêche du tronçon 4. Les 2 derniers tronçons ont été pêchés le lendemain alors que le cours d'eau avait retrouvé un aspect normal. Les conditions hydroclimatiques se sont montrées à nouveau optimales les 09 et 10 mai, au cours desquels la station aval (S1) a été pêchée.

Les paramètres physico-chimiques mesurés sont très stables par rapport aux valeurs mesurées lors de la 1<sup>ère</sup> campagne.

3<sup>ème</sup> campagne : Les conditions hydroclimatiques ont été typiques de la saison avec de fortes pluies localisées et ponctuelles engendrant des crues. Les pêches ont dû être interrompues momentanément (les 7 et 8 juillet) pour mettre les opérateurs en sécurité et surtout ne pas faire chuter l'efficacité de pêche pendant la montée, modérée, des eaux.

4<sup>ème</sup> campagne : La campagne de septembre s'est déroulée sans problème particulier par beau temps lors de l'ensemble des interventions.

5<sup>ème</sup> campagne : La campagne de novembre a été marquée par de fortes pluies typiques de la saison cyclonique. La campagne a pu être menée à bien, malgré les événements suivants :

- Le 6 novembre : diverses petites pluies et une petite crue accompagnée d'une légère coloration de l'eau sur la station S3\_2 en fin de pêche.
- Le 8 novembre : petites crues avec coloration de l'eau mais sans montée des eaux sur la station 2, à la fin du tronçon 4 et lors des pêches 5 et 6.
- Fortes pluies dans la nuit du 8 au 9 novembre, mais l'eau était claire lors des pêches.
- Le 9 novembre : fortes pluies tout l'après-midi entraînant une montée et une coloration des eaux. Arrêt des pêches à la fin du tronçon 3.

6<sup>ème</sup> campagne : Cette campagne a bénéficié de conditions climatiques idéales (temps globalement ensoleillé, rares averses). Le carême 2019 a été marqué par une sécheresse importante. Le niveau d'eau de la Rivière du Jardin des Plantes était donc bas et, en conséquence, les conditions de pêche parfois difficiles, mais idéales pour une bonne efficacité de pêche.

#### ANNEXE 4. Description des caractéristiques hydromorphologiques de chaque tronçon

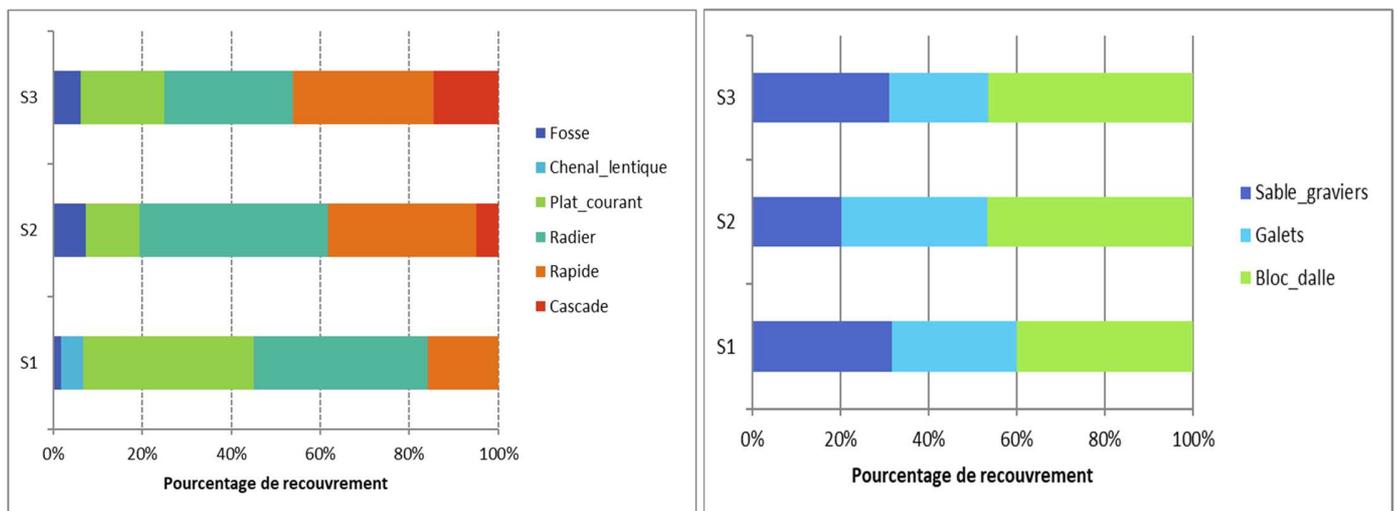
Lors de la première campagne (mars 2018), la largeur mouillée du cours d'eau a été mesurée sur 3 transects par tronçon soit sur 18 transects par station.

**Largeurs moyennes calculées pour chaque tronçon et station.**

Station	Tronçon	Largeur moyenne (m)	
S1	Tr1	4,13	4,09
	Tr2	3,73	
	Tr3	3,80	
	Tr4	3,80	
	Tr5	4,40	
	Tr6	4,67	
S2	Tr1	3,90	3,91
	Tr2	4,00	
	Tr3	3,27	
	Tr4	4,90	
	Tr5	3,37	
	Tr6	4,00	
S3	Tr1	3,81	3,29
	Tr2	4,23	
	Tr3	2,97	
	Tr4	2,68	
	Tr5	2,93	
	Tr6	3,13	

Le cours d'eau est de largeur relativement homogène sur les différentes stations choisies, comprise entre 2,70 m et 4,90 m. On observe globalement une légère diminution de la largeur mouillée du cours d'eau de l'aval vers l'amont.

La proportion de chaque faciès d'écoulement (selon la classification de Malavoi) a été évaluée par observation du cours d'eau entre chaque transect, soit sur des distances d'environ 8 m. Les proportions estimées de chaque faciès ont été intégrées en faisant la moyenne des valeurs observées par tronçon puis par station (Figure 1 ci-dessous). La figure 1 illustre aussi la répartition de la granulométrie au sein de chaque station. Celle-ci ne révèle aucune tendance particulière à l'échelle de la station.



**Figure 1. Proportion des faciès d'écoulement (à gauche) et de la granulométrie (à droite) au sein de chaque station.**

On constate que la proportion de plats courants et de radiers diminue globalement au profit des rapides et, dans une moindre mesure, des cascades, qui sont mieux représentés au fur et à mesure que la pente augmente et que la largeur mouillée du cours d'eau diminue.

Ces observations sont également bien illustrées par une analyse en composantes principales (ACP) réalisée sur les données non moyennées (Figure 2).

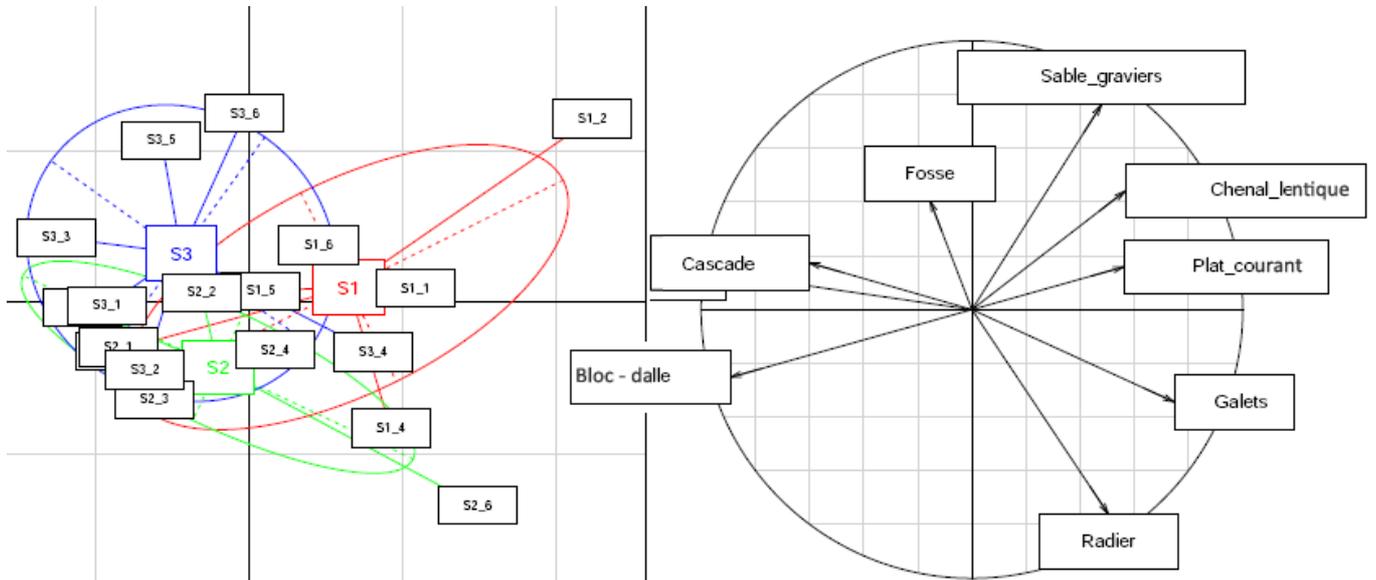


Figure 2. Répartition des tronçons sur le plan d'une ACP réalisée sur les proportions estimées de faciès d'écoulement.

## ANNEXE 5. Inventaire floristiques des 3 stations CMR

Inventaires floristiques des 3 stations étudiées ; abondance relative et profils écologiques des taxons.

Station	Désignation du taxon	Code	Abondance	Sensibilité et valence d'altération des taxons indicels*
Station 1 (Aval)	<i>Nitzschia inconspicua</i> Grunow	NINC	160	+
	<i>Gomphonema designatum</i> E. Reichardt	GDES	105	+
	<i>Eolimna</i> sp6	EO06	71	+
	<i>Achnanthidium subhudsonis</i> (Hustedt) H. Kobayasi	ADSH	70	+
	<i>Denticula</i> sp1	DEN1	49	+
	<i>Eolimna minima</i> (Grunow) Lange-Bertalot	EOMI	26	+
	<i>Sellaphora seminulum</i> (Grunow) D.G. Mann	SSEM	12	+
	<i>Gomphonema bourbonense</i> E. Reichardt et Lange-Bertalot	GBOB	11	+
	<i>Eolimna</i> sp2	EO02	10	+
	<i>Eolimna</i> sp1	EO01	8	+
	<i>Diadesmis</i> sp5	DI05	5	+
	<i>Sellaphora seminulum</i> forme 2	ND02	3	+
	<i>Nitzschia amphibia</i> Grunow f.amphibia	NAMP	3	-
	<i>Nitzschia frustulum</i> (Kützing) Grunow var.frustulum	NIFR	2	+
<i>Navicula incarum</i> Lange-Bertalot & Rumrich	NINK	1	+	
Station S2 (Intermédiaire)	<i>Gomphonema designatum</i> E. Reichardt	GDES	167	+
	<i>Eolimna</i> sp6	EO06	88	+
	<i>Nitzschia inconspicua</i> Grunow	NINC	86	+
	<i>Nitzschia</i> sp27	NI27	43	
	<i>Denticula</i> sp1	DEN1	19	+
	<i>Mayamaea permitis</i> (Hustedt) Bruder & Medlin	MPMI	19	+
	<i>Sellaphora seminulum</i> forme 2	ND02	12	+
	<i>Gomphonema bourbonense</i> E. Reichardt et Lange-Bertalot	GBOB	11	+
	<i>Naviculadicta nanogomphonema</i> Lange-Bertalot & Rumrich	NNGO	10	+
	<i>Sellaphora seminulum</i> (Grunow) D.G. Mann	SSEM	10	+
	<i>Achnanthidium subhudsonis</i> (Hustedt) H. Kobayasi	ADSH	7	+
	<i>Eolimna minima</i> (Grunow) Lange-Bertalot	EOMI	6	+
	<i>Navicula incarum</i> Lange-Bertalot & Rumrich	NINK	6	+
	<i>Diadesmis</i> sp5	DI05	3	+
	<i>Gomphonema designatum</i> E. Reichardt (valve déformée)	DEFO	2	
	<i>Eolimna</i> sp2	EO02	2	+
	<i>Gomphonema</i> sp81	GO81	2	+
	<i>Nitzschia amphibia</i> Grunow f.amphibia	NAMP	2	-
	<i>Sellaphora seminulum</i> forme 3	ND03	2	-
	<i>Nitzschia</i> sp41	NI41	2	+
	<i>Nupela rumrichorum</i> Lange-Bertalot	NURU	2	+
	<i>Tryblionella debilis</i> Arnott ex O'Meara	TDEB	2	+
	<i>Cocconeis euglypta</i> Ehrenberg	CEUG	1	+
	<i>Eolimna ruttneri</i> (Hustedt) Lange-Bertalot & Monnier	EORU	1	+
	<i>Gomphonema lagenula</i> Kützing	GLGN	1	+
	<i>Gomphosphenia</i> sp1	GPP1	1	+
	<i>Luticola</i> sp.	LUTI	1	
	<i>Navicula erifuga</i> forme 2	NER2	1	+
<i>Navicula humboldtiana</i> Lange-Bertalot & Rumrich	NHUB	1	-	
Station S3 (Amont)	<i>Achnanthidium minutissimum</i> (Kützing) Czarnecki	ADMI	5	+
	<i>Achnanthidium subhudsonis</i> (Hustedt) H. Kobayasi	ADSH	63	+
	<i>Achnanthes rupestoides</i> Hohn var. uniseriata Lange-Bertalot	ARPU	1	+
	<i>Diadesmis contenta</i> (Grunow ex V. Heurck) Mann	DCOT	3	+
	<i>Denticula</i> sp1	DEN1	85	+
	<i>Eolimna</i> sp6	EO06	143	+
	<i>Eolimna minima</i> (Grunow) Lange-Bertalot	EOMI	7	+
	<i>Eolimna ruttneri</i> (Hustedt) Lange-Bertalot & Monnier	EORU	1	+
	<i>Gomphonema bourbonense</i> E. Reichardt et Lange-Bertalot	GBOB	7	+
	<i>Gomphonema designatum</i> E. Reichardt	GDES	34	+
	<i>Sellaphora seminulum</i> forme 2	ND02	22	+
	<i>Sellaphora seminulum</i> forme 3	ND03	16	-
	<i>Navicula erifuga</i> forme 2	NER2	4	+
	<i>Nitzschia</i> sp41	NI41	4	+
	<i>Nitzschia inconspicua</i> Grunow	NINC	2	+
	<i>Navicula incarum</i> Lange-Bertalot & Rumrich	NINK	7	+
	<i>Naviculadicta nanogomphonema</i> Lange-Bertalot & Rumrich	NNGO	7	+
	<i>Navicula simulata</i> Manguin	NSIA	1	+
	<i>Nupela</i> sp1	NUP1	17	+
	<i>Sellaphora seminulum</i> (Grunow) D.G. Mann	SSEM	81	+

## ANNEXE 6. Distance de dispersion des individus marqués par élastomère et PIT-Tag

Tableau 1. Information sur les individus marqués à l'élastomère et ayant quitté leur station de marquage initiale.

Espèce	Station capture	Station recapture ( Campagne)	Distance dispersion (en m)	Dévalaison (en m)	Montaison (en m)	Ecart général à la station initiale (en m)
<b>Dispersion intra-station (C2 à C6)</b>						
PUN	S2	S1 (C2)	-1065	1065		1065
PUN	S2	S1 (C2)	-1065	1065		1065
PUN	S2	S1 (C2)	-1065	1065		1065
PUN	S2	S1 (C2)	-1065	1065		1065
PUN	S2	S1 (C2)	-1065	1065		1065
PLU	S2	S1 (C2)	-1065	1065		1065
PUN	S2	S1 (C2)	-1065	1065		1065
PUN	S2	S3 (C5)	+1635		1635	1635
PUN	S3	S2 (C4)	-1635	1635		1635
<b>Moyenne intra-station</b>				<b>1136</b>	<b>1635</b>	<b>1192</b>
<b>Dispersion inter-station (C6)</b>						
PLU	S1	Inter S1_S2 (C6)	+ 3		3	3
PLU	S2	Inter S1_S2 (C6)	- 210	210		210
PUN	S2	Inter S1_S2 (C6)	- 16	16		16
PUN	S2	Inter S1_S2 (C6)	- 31	31		31
PUN	S2	Inter S1_S2 (C6)	- 16	16		16
PUN	S2	Inter S2_S3 (C6)	+ 5		5	5
PLU	S2	Inter S2_S3 (C6)	+ 39		39	39
PLU	S2	Inter S2_S3 (C6)	+ 860		860	860
PUN	S2	Inter S2_S3 (C6)	+ 1185		1185	1185
PUN	S3	Inter S2_S3 (C6)	- 289	289		289
PUN	S3	Inter S2_S3 (C6)	- 185	185		185
PUN	S3	Inter S2_S3 (C6)	- 185	185		185
PUN	S3	Inter S2_S3 (C6)	- 489	489		489
PUN	S3	Inter S2_S3 (C6)	- 376	376		376
<b>Moyenne inter-station</b>				<b>200</b>	<b>418</b>	<b>278</b>

Tableau 2. Information sur les individus marqués par PIT-Tag et ayant quitté leur station de marquage initiale vers le linéaire inter-station.

N° Pit tag	Espèce	Provenance	Capture	Taille à la capture (en mm)	Ecart général au tronçon initial (en m)
4595173	PLU	S1_6	C4	67	+ 1
4642137	PUN	S2_6	C4	67	- 1039 (-922)
4593354	PLU	S2_6	C1	70	- 261 (-144)
4593664	PUN	S2_1	C3	65	- 11
4592697	PUN	S2_6	C1	57	+ 87
4642148	PUN	S3_1	C3	76	- 1463
<b>Moyenne dispersion (en m)</b>					<b>477</b>

**ANNEXE 7. Photographies des stations amont et aval de la Grande Rivière de Vieux-Habitants et de la Rivière aux Herbes**

<b>Stations amont de la Grande Rivière de Vieux-Habitants</b>	
Ravine Auphrand	Grande Rivière de Vieux Habitants ente la Grivelière et Beauséjour
	
<b>Station aval de la Grande Rivière de Vieux-Habitants</b>	
	
<b>Station amont de la Rivière aux Herbes</b>	<b>Station aval de la Rivière aux Herbes</b>
	

**ANNEXE 8. Valeurs des mesures in situ réalisées sur l'eau de la station de pêche à chaque campagne**

Campagne	Date	Station	Oxygène (mg/L)	Oxygène sat (%)	Température (°C)	Conductivité (µs/cm)
C1	28/01/2019	HERBv	8,12	95	23,6	197,1
	29/01/2019	HERBm	7,56	91,8	22,3	210,8
	30/01/2019	GRVHv	8,46	94,8	21,1	67,4
	31/01/2019	GRVHm	8,32	94,7	21	86,5
C2	25/02/2019	GRVHv	8,62	96,2	21,3	70,11
	26/02/2019	GRVHm	8,11	91,9	20,8	91,3
C3	26/03/2019	HERBm	7,47	91,1	22,9	211,8
	27/03/2109	GRVHv	8,07	93,4	22,2	71,8
	28/03/2019	GRVHm	8,08	93,3	21,1	89,2
	29/03/2019	HERBv	7,71	89,6	23,2	311
C4	30/04/2019	GRVHv	7,95	92,8	22,5	58,7
	29/04/2019	GRVHm	7,85	93,3	22,3	76,2
C5	25/05/2019	HERBv	8,28	101,4	25,3	262
	26/05/2019	HERBm	7,36	90,8	23	212,6
	27/05/2019	GRVHm	7,88	94,7	23,2	86,8
	28/05/2019	GRVHv	7,95	94,2	23,9	70,4
C6	27/06/2019	GRVHv	7,9	95,5	24,8	77,4
	28/06/2019	GRVHm	7,85	93,3	22,3	76,2
C7	29/07/2019	HERBm	7,46	92,6	23,7	213,2
	30/07/2019	GRVHv	7,9	95,5	24,5	63,5
	31/07/2019	GRVHm	7,93	97,3	24,6	84,3
	01/08/2019	HERBv	7,88	96,3	26,3	323
C8	02/09/2019	GRVHv	7,7	94,9	26,à	72
	03/09/2019	GRVHm	7,75	95	24,5	86,5
C9	30/09/2019	GRVHv	8,02	95,1	23,8	77,6
	01/10/2019	HERBv	7,76	95,4	25,7	311
	02/10/2019	HERBm	7,36	91,2	23,3	216,4
	03/10/2019	GRVHm plaine	8,01	94,8	22,8	79,6
GRVHm ravine		7,77	95,5	24,8	85	
C10	28/10/2019	GRVHv	7,69	95,6	26,3	75,2
	30/10/2019	GRVHm plaine	8,14	96,1	22,7	54,8
		GRVHm ravine	8,01	97	23,9	87
C11	22/11/2019	GRVHv	8,9	95,5	23,6	76,7
	26/11/2019	HERBv	7,94	95,6	24,9	285
	23/11/2019	HERBm	7,5	91	22,5	220
	25/11/2019	GRVHm plaine	8,03	95,6	23	79,7
	25/11/2019	GRVHm ravine	7,98	94,9	23	87,3
C12	20/12/2019	GRVHv	8,35	95,2	23,3	74,4
	19/12/2019	GRVHm plaine	8,15	94,9	22,3	72,5
	19/12/2019	GRVHm ravine	8,01	94,3	22,8	86,7

Campagne	Date	Station	Oxygène (mg/L)	Oxygène sat (%)	Température (°C)	Conductivité (µs/cm)
C13	11/02/2020	GRVHv	8,32	94,7	21,8	75,3
	13/02/2020	HERBv	7,94	95,6	24,9	285
	10/02/2020	HERBm	7,69	91,9	22,1	198,4
	12/02/2020	GRVHm plaine	8,39	95,1	20,3	74,6
	12/02/2020	GRVHm ravine	8,31	95,3	21,2	85,7
C14	19/05/2020	GRVHv	7,83	92,6	24,2	83
	20/05/2020	GRVHm plaine	7,92	94,9	23,8	74,9
	20/05/2020	GRVHm ravine	7,83	94,4	23,9	88,4
	21/05/2020	HERBm	7,19	89,9	24,3	217,4
	18/05/2020	HERBv	8,05	98,4	26,1	382
C15	17/08/2020	GRVHm plaine	7,79	94,2	23,8	76,7
	17/08/2020	GRVHm ravine	7,77	94,5	24,2	87,9
	18/08/2020	GRVHv	7,62	92,9	25,2	79,9
	19/08/2020	HERBm	7,24	89,7	23,5	118
	20/08/2020	HERBv	7,46	91,8	26,2	364
C16	23/11/2020	GRVHm plaine	8,23	95,1	21,7	69,6
	24/11/2020	GRVHm ravine	8,05	94,4	22,4	85,5
	25/11/2020	GRVHv	8,16	94,8	22,8	70,6
	26/11/2020	HERBm	7,47	91,8	23,1	215
	27/11/2020	HERBv	7,81	92,4	24,8	282

## ANNEXE 9. Inventaires diatomiques

Abondance brutes des diatomées prélevés lors de la campagne C2 (26/02/2019)

Dénomination du taxon	Code taxon	Code SANDRE	Sensibilité et valence d'altération des taxons indiciels*	HERBv	HERBm	GRVHv	GRVHm
Achnanthydium sp19	AD19	-	+			2	
Achnanthydium exiguum (Grunow) Czarnecki 1994	ADEG	10370	2-		2		
Achnanthydium minutissimum (Kützing) Czarnecki 1994	ADMI	7076	+		2		2
Achnanthydium subhudsonis (Hustedt) Kobayasi 2006	ADSH	10849	+	32	149	9	68
Adlafia muscora (Kocielek & Reviere) Moser, Lange-Bertalot & Metzeltin 1998	AMUS	11038	+	4		10	12
Amphora pediculus (Kützing) Grunow 1880	APED	7116	non indiciel	8			
Achnanthes rupestoides var. uniseriata Lange-Bertalot & Monnier 2003	ARPU	11177	+			1	3
Cocconeis euglypta Ehrenberg 1854	CEUG	11785	+	150	11	319	158
Caloneis lancetulla (Schulz) Lange-Bertalot & Witkowski 1996	CLCT	11981	+		1		
Craticula molestiformis (Hustedt) Mayama 1999	CMLF	12017	-	9			2
Cocconeis pediculus Ehrenberg	CPED	7226	non indiciel			1	
Cocconeis placentula var. lineata (Ehrenberg) Van Heurck 1885	CPLI	7232	+				1
Diademsis contenta (Grunow ex Van Heurck) D.G. Mann 1990	DCOT	7386	+			6	4
Diademsis confervacea f. rostrata (Krasske) Metzeltin & Lange-Bertalot 2007	DCRS	10650	+	2			
Denticula sp1	DEN1	-	+	3	20	22	11
Diademsis sp3	DI03	-	non indiciel		2		
Eolimna sp1	EO01	-	+	15	33	1	36
Eolimna sp3	EO03	-	+				2
Eolimna sp6	EO06	-	+		16	2	20
Eolimna sp10	EO10	-	+		1		
Eolimna minima (Grunow in Van Heurck) Lange-Bertalot 1998	EOMI	18294	+	6	75	2	13
Eolimna ruttneri (Hustedt) Lange-Bertalot & Monnier 2003	EORU	13271	+	29	2		
Eolimna subminuscula (Manguin) Moser, Lange-Bertalot & Metzeltin 1998	ESBM	13281	-	26			
Fragilaria fonticola Hustedt 1938	FFON	6673	+	1	9		
Fragilaria gouldarii (Brébisson) Lange-Bertalot 1981	FGOU	6678	+	1			8
Fallacia insociabilis (Krasske) D.G. Mann 1990	FINS	7583	-			2	
Fragilaria sp1	FR01	-	-		4		
Fragilaria sp2	FR02	-	2-			2	
Fallacia tenera (Hustedt) D.G. Mann 1990	FTNR	7589	+		2		
Gomphonema angustatum (Kützing) Rabenhorst 1864	GANG	7626	non indiciel		2		
Gomphonema bourbonense Reichardt 1997	GBOB	13826	+		30	4	2
Geissleria decussis (Østrup) Lange-Bertalot & Metzeltin 1996	GDEC	7606	+			39	8
Gomphonema designatum Reichardt 1997	GDES	13865	+	20	49	35	30
Gomphonema exilissimum (Grunow) Lange-Bertalot & Reichardt 1996	GEXL	7657	+				2
Geissleria ignota (Krasske) Lange-Bertalot & Metzeltin 1996	GINO	13939	non indiciel		2		
Gomphonema lagenula Kützing 1844	GLGN	13983	+	2			
Gomphonema sp49	GO49	-	non indiciel			8	
Gomphonema sp52	GO52	-	2-			2	
Gomphonema sp53	GO53	-	+			2	
Gomphonema sp54	GO54	-	+			1	2
Gomphonema sp62	GO62	-	+	56			
Gomphonema sp69	GO69	-	-	4			
Gomphonema parvulum var. parvulum (Kützing) Kützing 1849	GPAR	14114	+	8	1	2	8
Gyrosigma obtusatum (Sullivan & Wormley) Boyer 1922	GVOB	12900	non indiciel				2
Halamphora fontinalis (Hustedt) Levkov 2009	HFON	28363	non indiciel				2
Mayamaea permitis (Hustedt) Bruder & Medlin 2008	MPMI	14664	+	4	15		5
Navicula sp54	NA54	-	-		1		2
Nitzschia acidoclinata Lange-Bertalot 1976	NACD	8810	+				22
Nitzschia amphibia Grunow 1862	NAMP	8820	-	60	17		
Navicula arvensis Hustedt 1937	NARV	7807	2-	2			
Navicula cruxmeridionalis Metzeltin, Lange-Bertalot & Garcia-Rodríguez 2005	NEXM	15187	+	2		2	4
Sellaphora seminulum (Grunow) D.G. Mann 1989 forme 2 cf. Atlas diatomées Antilles	ND02	-	+	3	14	4	2
Sellaphora seminulum (Grunow) D.G. Mann 1989 forme 3 cf. Atlas diatomées Antilles	ND03	-	-		3		
Navicula difficillima Hustedt 1950	NDIF	7899	+				2
Navicula erifuga Lange-Bertalot 1985	NERI	7917	-				1
Navicula humboldtiana Lange-Bertalot & Rumrich 2000	NHUB	15585	-	1	2		
Nitzschia sp27	NI27	-	non indiciel	6	6		
Nitzschia sp41	NI41	-	+		1		7
Nitzschia frustulum var. frustulum (Kützing) Grunow 1880	NIFR	9368	+	7		3	
Nitzschia ingenua Hustedt 1935	NIGE	15656	non indiciel	1			1
Nitzschia inconspicua Grunow 1862	NINC	8934	+	20			
Navicula incarum Lange-Bertalot & Rumrich 2000	NINK	15647	+	3		1	21
Nitzschia palea (Kützing) W. Smith 1856 forme 2 cf. Atlas diatomées Antilles	NP02	-	-	13			
Nitzschia palea (Kützing) W. Smith 1856 forme 5 cf. Atlas diatomées Antilles	NP05	-	+	6		1	
Navicula rostellata Kützing 1844	NROS	8124	-	2	1		1
Navicula simulata Manguin 1942	NSIA	28493	+			4	7
Nupela sp1	NUP1	-	+			10	13
Nupela rumrichorum Lange-Bertalot 1994	NURU	16637	+		2		
Planothidium biporum (Hohn & Hellerman) Lange-Bertalot 1999	PLBI	17390	non indiciel				5
Planothidium frequentissimum (Lange-Bertalot) Lange-Bertalot 1999	PLFR	8393	+		2		
Planothidium robustius (Hustedt) Lange-Bertalot & Genkal 1999	PRBU	17715	+		4	2	7
Platessa sp1	PTS1	-	non indiciel				2
Rhopalodia sp1	RHO1	-	+			3	
Sellaphora seminulum (Grunow) D.G. Mann 1989	SSEM	8445	+	8	39		10
Ulnaria pseudogailonii (Kobayasi & Idei) Idei 2006	UPSG	29149	+				1
Total des valves comptées				514	520	502	509

## ANNEXE 10. Contamination chimique de l'eau, du périphyton et du biote

### Données relatives à l'EAU

Tableau 1. Liste des molécules recherchées dans la matrice Eau

Code paramètre	Nom du paramètre	Nb d'échantillons concernés	Code paramètre	Nom du paramètre	Nb d'échantillons concernés
1083	Chlorpyriphos Ethyl	40	1748	Heptachlore Exo Epoxyde	40
1092	Prosulfocarbe	40	1749	Heptachlore Endo Epoxyde	40
1093	Thiodicarbe	40	1757	Chlordane Béta	40
1094	Lambda Cyhalothrine	40	1758	Chlordane gamma	40
1101	Alachlore	40	1762	Penconazole	40
1102	Aldicarbe	40	1763	Ethidimuron	40
1103	Aldrine	40	1764	Benthiocarbe (Thiobencarbe)	40
1104	Amétryne	40	1765	Fluroxypyr	40
1107	Atrazine	40	1797	Metsulfuron méthyl	40
1108	Atrazine Déséthyl (DEA)	40	1805	Carbofuran-3-Hydroxy	40
1109	Atrazine Déisopropyl (DIA)	40	1806	Aldicarbe Sulfoxyde	40
1110	Azinphos Ethyl	40	1807	Aldicarbe Sulfone	40
1111	Azinphos Méthyl	40	1809	Esfenvalérate	40
1112	Benfluraline	40	1810	Clopyralide	40
1113	Bentazone	40	1812	Alphaméthrine	40
1119	Bifénox	40	1813	Chlorthiamide	40
1120	Bifenthrine	40	1814	Diflufénicanil	40
1123	Bromophos Ethyl	40	1829	Isophenphos	40
1124	Bromophos Méthyl	40	1831	Simazine 2 Hydroxy	40
1125	Bromoxynil	40	1832	Hydroxyatrazine (2 Hydroxy)	40
1126	Butraline	40	1850	Oxamyl	40
1127	Captafol	40	1859	Bromadiolone	40
1128	Captane	40	1860	Bromuconazole	40
1129	Carbendazime	40	1861	Bupirimate	40
1130	Carbofuran	40	1862	Buprofézine	40
1131	Carbophénothion	40	1863	Cadusaphos	40
1132	Chlordane	40	1864	Carbosulfan	40
1133	Chloridazone (Pyrason)	40	1865	Chinométhionate	40
1134	Chlorméphos	40	1866	Chlordécone	40
1136	Chlortoluron	40	1868	Clofentézine	40
1137	Cyanazine	40	1870	Diméfuron	40
1139	Cymoxanil	40	1871	Diniconazole	40
1140	Cyperméthrine	40	1874	Ethiophencarbe	40
1141	2,4-D	40	1875	Hexaflumuron	40

Code paramètre	Nom du paramètre	Nb d'échantillons concernés
1142	2,4-DB	40
1143	2,4' DDD	40
1144	4,4' DDD	40
1145	2,4' DDE	40
1146	4,4' DDE	40
1147	2,4' DDT	40
1148	DDT 44'	40
1149	Deltaméthrine	40
1153	Déméton S Methyl	40
1154	Déméton S Methyl Sulfone	40
1155	Desmétryne	40
1156	Diallate	40
1157	Diazinon	40
1159	Dichlofenthion	40
1169	Dichlorprop (2,4 DP)	40
1170	Dichlorvos	40
1171	Dichlofop Méthyl	40
1172	Dicofol	40
1173	Dieldrine	40
1175	Diméthoate	40
1176	Dinoterbe	40
1177	Diuron	40
1178	Endosulfan Alpha	40
1179	Endosulfan Béta	40
1181	Endrine	40
1182	EPTC	40
1183	Ethion (Diethion)	40
1184	Ethofumésate	40
1185	Fénarimol	40
1186	Fenchlorphos	40
1187	Fénitrothion	40
1188	Fenpropathrine	40
1189	Fenpropimorphe	40
1190	Fenthion	40
1192	Folpel	40
1193	Tau-Fluvalinate	40
1194	Flusilazole	40
1197	Heptachlore	40
1198	Heptachlore Epoxyde (Somme des isomères)	40
1199	Hexachlorobenzène	40
1200	HCH Alpha	40
1201	HCH Beta	40

Code paramètre	Nom du paramètre	Nb d'échantillons concernés
1876	Hexythiazox	40
1877	Imidaclopride	40
1878	Mépronil	40
1881	Myclobutanyl	40
1882	Nicosulfuron	40
1883	Nuarimol	40
1887	Pencycuron	40
1888	Pentachlorobenzène	40
1889	Profenophos	40
1890	Pyridabène	40
1891	Quinalphos	40
1892	Rimsulfuron	40
1894	Sulfotep	40
1895	Tébufénozide	40
1896	Tébufenpyrad	40
1897	Télubenzuron	40
1898	Teméphos	40
1900	Tétradifon	40
1901	Triazamate	40
1902	Triflumuron	40
1903	Acetochlor	40
1905	Difénoconazole	40
1906	Fenbuconazole	40
1907	AMPA (Acide Amino Méthyl Phosphonique )	40
1908	Furalaxyl	40
1910	Hepténophos	40
1911	Imazamétabenz-Méthyl	40
1912	Métosulam	40
1913	Thifensulfuron Méthyl	40
1914	Triasulfuron	40
1923	Sébuthylazine	40
1924	Benzyl Butyl Phtalate	40
1929	1-(3,4-DichloroPhényl)-3-MéthylUrée (DCPMU)	40
1930	1-(3,4-DichloroPhényl) Urée	40
1936	Tétrabutylétain	40
1937	Naptalam	40
1939	Flazasulfuron	40
1940	Thiaflumide (Flufenacet)	40
1941	Bromoxynil Octanoate	40
1942	Ioxynil Octanoate	40
1945	Isoxaflutole	40
1949	Prétilachlore	40

Code paramètre	Nom du paramètre	Nb d'échantillons concernés
1202	HCH Delta	40
1203	HCH Gamma (Lindane)	40
1205	Ioxynil	40
1206	Iprodione	40
1207	Isodrine	40
1208	Isoproturon	40
1209	Linuron	40
1210	Malathion	40
1212	2,4-MCPA	40
1213	2,4-MCPB	40
1214	Mecoprop (MCP)	40
1215	Métamitron	40
1216	Methabenzthiazuron	40
1217	Méthidathion	40
1218	Méthomyl	40
1221	Métolachlore (R+S)	40
1222	Métoxuron	40
1225	Métribuzine	40
1226	Mévinphos	40
1227	Monolinuron	40
1228	Monuron	40
1230	Ométhoate	40
1231	Oxydémeton Méthyl	40
1232	Parathion Ethyl	40
1233	Parathion Méthyl	40
1234	Pendimethaline	40
1235	Pentachlorophénol	40
1236	Phenmediphame	40
1237	Phosalone	40
1238	Phosphamidon	40
1253	Prochloraze	40
1254	Prométhryne	40
1255	Propargite	40
1256	Propazine	40
1257	Propiconazole	40
1258	Pyrazophos	40
1259	Pyridate	40
1260	Pyrimiphos Ethyl	40
1261	Pyrimiphos Méthyl	40
1262	Secbuméton	40
1263	Simazine	40
1264	2,4,5-T	40
1266	Terbuméton	40
1267	Terbuphos	40
1268	Terbutylazine	40
1269	Terbutryne	40

Code paramètre	Nom du paramètre	Nb d'échantillons concernés
1950	Kresoxim Méthyl	40
1951	Azoxystrobin	40
1952	Oxyfluorène	40
1954	Hydroxyterbutylazine	40
1965	Asulam	40
1966	Dithianon	40
1967	Fénoxycarbe	40
1968	Mefenacet	40
1970	Acifluorfen	40
1971	Phosmet	40
1972	Propaquizafop	40
1973	Fénoxaprop Ethyl	40
1974	Fluridone	40
1976	Isazofos	40
2008	Flurtamone	40
2009	Fipronil	40
2010	1,2,3,4 Tétrachlorobenzène	40
2011	2,6 Dichlorobenzamide	40
2012	Amidosulfuron	40
2013	Anthraquinone	40
2014	Azaconazol	40
2015	Azamétiphos	40
2016	Chlorbromuron	40
2017	Clomazone	40
2018	Cloquintocet Mexyl	40
2019	Coumatétralyl	40
2020	Famoxadone	40
2022	Fludioxonil	40
2023	Flumioxazine	40
2024	Flurprimidol	40
2025	Iodofenphos	40
2026	Lufénuron	40
2027	Ofurace	40
2028	Quinoxyfen	40
2029	Rotenone	40
2045	Terbutylazine Déséthyl	40
2046	HCH Epsilon	40
2047	Haloxifop	40
2051	Terbumeton Desethyl	40
2056	Fluquinconazole	40
2057	Fénamidone	40
2064	Tribénuron Méthyle	40
2068	Oxadiargyl	40
2069	Quizalofop	40
2070	Quizalofop Ethyl	40
2071	Thiometon	40

Code paramètre	Nom du paramètre	Nb d'échantillons concernés
1273	2,3,4,5 Tétrachlorophénol	40
1274	2,3,4,6 Tétrachlorophénol	40
1275	2,3,5,6 Tétrachlorophénol	40
1277	Tétrachlorvinphos	40
1280	Triadimenol	40
1281	Triallate	40
1287	Trichlorfon	40
1288	Triclopyr	40
1289	Trifluraline	40
1291	Vinchlozoline	40
1308	Amitraze	40
1310	Acrinathrine	40
1329	Bendiocarbe	40
1333	Carbétamide	40
1336	Chlorbufame	40
1341	Chloroneb	40
1353	Chlorsulfuron	40
1359	Cyprodinil	40
1360	Dichlofluanide	40
1402	Diethofencarbe	40
1403	Diméthomorphe	40
1404	Fluazifop-p-Butyl	40
1405	Hexaconazole	40
1406	Lénacile	40
1407	Bénomyl	40
1414	Propyzamide	40
1432	Pyriméthanil	40
1462	Di Butyl Phtalate	40
1463	Carbaryl	40
1464	Chlorfenvinphos	40
1471	2 Chlorophénol	40
1473	Chlorothalonil	40
1474	Chlorpropham	40
1480	Dicamba	40
1486	2,4 Dichlorophénol	40
1488	Diflubenzuron	40
1490	DiNitroOrthoCrésol (DNOC)	40

Code paramètre	Nom du paramètre	Nb d'échantillons concernés
2074	Benoxacor	40
2075	Fomesafen	40
2076	Mésotrione	40
2085	Sulfosulfuron	40
2090	Imazapyr	40
2095	Clodinafop-Propargyl (Clodinafop Propargyl Ester)	40
2096	Trinexapac Ethyl	40
2534	Prosulfuron	40
2537	2 Amino 4 Chlorophénol	40
2542	Monobutylétain Cation	40
2545	Paclobutrazole	40
2546	Dimétachlor	40
2547	Fluroxypyr Methyl Heptyl Ester	40
2563	Iodosulfuron Méthyl	40
2565	Flupyrsulfuron Méthyl	40
2567	Furathiocarbe	40
2568	Mefluidide	40
2576	Pyraclostrobin	40
2578	Mésosulfuron Méthyl	40
2664	Spiroxamine	40
2669	Picoxystrobine	40
2678	Trifloxystrobine	40
2729	Cycloxydime	40
2735	Tétrachlorobenzène	40
2737	Norflurazon Desméthyl	40
2738	Desméthylisoproturon (IPPMU)	40
2742	Fénazaquin	40
2743	Fenhéxamide	40
2744	Fosthiazate	40
2745	MCPA-1-Butyl Ester	40
2746	MCPA-2-Ethyl Hexyl Ester	40
2747	MCPA-Butoxy Ethyl Ester	40
2748	MCPA-Ethyl-Ester	40
2749	MCPA-Methyl-Ester	40
2750	Mecoprop-1-Octyl Ester	40
2751	Mecoprop-2,4,4- Trimethyl Pentyl Ester	40
2752	Mecoprop-2-butoxy Ethyl Ester	40

Code paramètre	Nom du paramètre	Nb d'échantillons concernés
1491	Dinosèbe	40
1492	Disulfoton	40
1495	Ethoprophos	40
1500	Fénuron	40
1502	Bioresméthrine	40
1503	Flutriafol	40
1504	Formotion	40
1506	Glyphosate	40
1510	Mercaptodiméthur	40
1511	Méthoxychlore	40
1515	Métobromuron	40
1516	Naled	40
1519	Napropamide	40
1520	Néburon	40
1523	Perméthrine	40
1525	Phorate	40
1527	Di Ethyl Phtalate	40
1528	Pirimicarbe	40
1529	Bitertanol	40
1531	Buturon	40
1532	Propanil	40
1533	Propétamphos	40
1535	Propoxur	40
1538	Quintozene	40
1540	Chlorpyriphos Méthyl	40
1542	Tébutiuron	40
1544	Triadimefon	40
1548	2,4,5 Trichlorophenol	40
1549	2,4,6 Trichlorophenol	40
1550	Déméton (O+S)	40
1631	1,2,4,5 Tétrachlorobenzène	40
1635	2 Chloro 5 Méthyl Phénol	40
1636	4 Chloro 3 Méthyl Phénol	40
1637	2 Nitrophénol	40
1638	Méthyl Phénol 4 (p-Crésol)	40
1639	Méthyl Phénol 3 (m-Crésol)	40
1640	Méthyl Phénol 2 (o-Crésol)	40
1641	2,4 Diméthylphenol	40
1642	2,3,6 Trichlorophénol	40

Code paramètre	Nom du paramètre	Nb d'échantillons concernés
2753	Mecoprop-2-Ethyl Hexyl Ester	40
2754	Mecoprop-2-Octyl Ester	40
2755	Mecoprop-Methyl Ester	40
2759	2 Chloro 6 Méthyl Phénol	40
2766	Bisphénol A	40
2810	Florasulam	40
2847	1-(4-IsopropylPhényl) Urée	40
2858	Zoxamide	40
2860	Imazaquine	40
2870	Mecoprop-n/iso-butyl ester (Melange)	40
2871	Ioxynil Methyl Ester	40
2872	2,4 D - Isopropyl-Ester	40
2873	2,4 D - Methyl-Ester	40
2879	Tributylétain Cation	40
2885	Tricyclohexylétain Cation	40
2886	Triocylétain Cation	40
2924	Benfuracarbe	40
2930	Mefenpyr-diéthyl	40
2937	Azimsulfuron	40
2938	Cinidon-Ethyl	40
2950	Chlorfluazuron	40
2951	Iprovalicarbe	40
2966	Chlorthal Diméthyl	40
2975	Carboxine	40
2976	Carfentrazone-Ethyl	40
2978	Clethodim	40
2980	Desmedipham	40
2981	Dichlorophène	40
2983	Difethialone	40
2984	Fluazinam	40
2985	Flutolanil	40
2988	Propamocarbe Hydrochloride (Hcl)	40
2990	Triazoxide	40
2992	Triticonazole	40
3209	Béta-Cyfluthrine	40
3342	Di-n-Octyl Phtalate	40
3395	3,4 Diméthylphenol	40
5416	Pymetrozine	40
5438	Mirex	40

Code paramètre	Nom du paramètre	Nb d'échantillons concernés
1643	2,3,5 Trichlorophénol	40
1644	2,3,4 Trichlorophénol	40
1645	2,3 Dichlorophénol	40
1646	3,5 Dichlorophénol	40
1647	3,4 Dichlorophénol	40
1648	2,6 Dichlorophénol	40
1649	2,5 Dichlorophénol	40
1650	4 Chlorophénol	40
1651	3 Chlorophénol	40
1657	Triazophos	40
1658	Tralomethrine	40
1659	Terbacile	40
1660	Tétraconazole	40
1661	Tébutame	40
1662	Sulcotrione	40
1663	Pyrifénox	40
1664	Procymidone	40
1665	Phoxime	40
1666	Oxadixyl	40
1667	Oxadiazon	40
1668	Oryzalin	40
1669	Norflurazon	40
1670	Métazachlore	40
1671	Methamidophos	40
1672	Isoxaben	40
1673	Hexazinone	40
1674	Fonofos	40
1675	Flurochloridone	40
1676	Flufénoxuron	40
1678	Diméthénamide	40
1679	Dichlobenil	40
1680	Cyproconazol	40
1681	Cyfluthrine	40
1682	Coumaphos	40
1683	Chloroxuron	40
1684	Chlorophacinone	40
1685	Bromopropylate	40
1686	Bromacil	40
1687	Bénalaxyl	40
1688	Aclonifen	40
1694	Tébuconazole	40
1696	Cycluron	40
1697	Allethrine (Depallethrine)	40
1698	Dimetilan	40

Code paramètre	Nom du paramètre	Nb d'échantillons concernés
5475	Thiofanox Sulfoxyde	40
5476	Thiofanox Sulfone	40
5483	Indoxacarbe	40
5499	Pyriproxyfen	40
5512	Bensulfuron-Methyl	40
5526	Boscalid	40
5531	Pirimicarbe Desmethyl	40
5533	Mepanipyrim	40
5545	Bifenazate	40
5546	Brodifacoum	40
5567	Cyazofamide	40
5569	Cyhalofop Butyl	40
5579	Acetamiprid	40
5581	Acibenzolar-s-Méthyl	40
5602	Propoxycarbazone Sodium	40
5609	Silthiopham	40
5610	Spinosad	40
5619	Dinocap	40
5622	Dodemorphe	40
5624	Etofenprox	40
5625	Etoxazole	40
5630	Fenpyroximate E	40
5633	Flocoumafen	40
5644	Hydramethylnon	40
5654	Metrafenone	40
5665	Picolinafen	40
5671	Thiaclopride	40
5675	Tolclofos Methyl	40
5968	Propazine-2-Hydroxy	40
6372	Triphénylétain Cation	40
6394	Penoxsulam	40
6398	Propamocarbe	40
6616	DEHP (Di (2 Ethyl Hexyl) Phtalate)	40
6644	Parabenethyl	40
6693	Parabenpropyl	40
6695	Parabenmethyl	40
6988	Parabenbutyl	40
7010	Chlordane alpha	40
7074	Dibutylétain Cation	40
7494	Diocetylétain Cation	40
7495	Diphénylétain Cation	40
7496	Monooctylétain Cation	40
7497	Monophénylétain Cation	40
	Dibutylétain	40

Code paramètre	Nom du paramètre	Nb d'échantillons concernés
1700	Fenpropidine	40
1703	Formétanate Hydrochloride	40
1704	Imazalil	40
1706	Métalaxyle	40
1707	Molinate	40
1709	Piperonyl Butoxide	40
1710	Promecarbe	40
1711	Prométon	40
1712	Propachlor	40
1713	Thiabendazole	40
1714	Thiazasulfuron	40
1715	Thiofanox	40
1717	Thiophanate Méthyl	40
1719	Tolyfluanide	40
1723	3,4,5 Trichlorophénol	40
1742	Endosulfan Sulfate	40
1744	Epoxyconazole	40

Code paramètre	Nom du paramètre	Nb d'échantillons concernés
	Diocylétain	40
	Diphenylétain	40
	Monobutylétain	40
	Monooctylétain	40
	Monophénylétain	40
	Tétrabutylétain Cation	40
	Tributylétain	40
	Tricyclohexylétain	40
	Triocylétain	40
	Triphenylétain	40
511 molécules analysées		20440 analyses
3268	Somme des DDT	40
5951	Somme Chlorophénols (3 isomères)	40
6161	Somme des Trichlorophénols (Isomères)	40
6461	Somme des Dichlorophenols (Isomères)	40
8129	Somme Endosulfan (Alpha+Béta+Sulfate)	40

**Tableau 2. Occurrence des quantifications dans la matrice EAU par station**

Cours d'eau		RIVIERE AUX HERBES		GRAND'RIVIERE VIEUX-HABITANTS		Nb total d'échantillons concernés
Station		AVALE	AMONT	AVALE	AMONT	
Code paramètre	Nom de la molécule	7023005	7023420	7044060	7044205	
1866	Chlordécone	10	10	1		21
1907	AMPA (Acide Amino Méthyl Phosphonique )	9	8			17
1506	Glyphosate	7	4	1		12
2766	Bisphénol A	2	2	2	3	9
1201	HCH Beta		7			7
1638	Méthyl Phénol 4 (p-Crésol)	1	2	1	1	5
1257	Propiconazole	1		1	2	4
1713	Thiabendazole	2		1	1	4
1636	4 Chloro 3 Méthyl Phénol	1		1		2
1709	Piperonyl Butoxide	1	1			2
1877	Imidaclopride			1	1	2

Cours d'eau		RIVIERE AUX HERBES		GRAND'RIVIERE VIEUX-HABITANTS		Nb total d'échantillons concernés
Station		AVAL	AMONT	AVAL	AMONT	
Code SANDRE		7023005	7023420	7044060	7044205	
Code paramètre	Nom de la molécule					
2542	Monobutylétain Cation	1			1	2
1141	2,4-D	1				1
1177	Diuron	1				1
1549	2,4,6 Trichlorophenol		1			1
1639	Méthyl Phénol 3 (m-Crésol)			1		1
1640	Méthyl Phénol 2 (o-Crésol)			1		1
1951	Azoxystrobin	1				1
6372	Triphénylétain Cation			1		1
6644	Parabenethyl		1			1
6372	Tétra-butylétain Cation	1				1
Total par station		39	36	12	9	96

Tableau 3. Molécules recherchées dans le biofilm - Nombre de quantification

Code paramètre	Nom de la molécule	Nombre de quantification (Valeur > LQ)	Valeur < LQ	Nb total d'échantillons concernés
1082	Benzo (a) Anthracene	7	33	40
1083	Chlorpyriphos Ethyl		40	40
1089	PCB 126		40	40
1090	PCB 169		40	40
1091	PCB 77		40	40
1092	Prosulfocarbe		40	40
1093	Thiodicarbe		40	40
1094	Lambda Cyhalothrine		40	40
1101	Alachlore		40	40
1103	Aldrine		40	40
1107	Atrazine		40	40
1110	Azinphos Ethyl		40	40
1111	Azinphos Méthyl		40	40
1113	Bentazone		40	40
1115	Benzo (a) pyrene	7	33	40
1116	Benzo (b) Fluoranthene	1	27	28
1117	Benzo (k) Fluoranthene	6	34	40
1118	Benzo (g,h,i) Perylene	20	20	40
1119	Bifénox		40	40
1120	Bifentrine		40	40
1125	Bromoxynil		40	40
1128	Captane		40	40
1129	Carbendazime		40	40
1132	Chlordane		40	40
1134	Chlormephos		40	40
1136	Chlortoluron		40	40
1140	Cyperméthrine		40	40
1141	2,4-D		40	40
1143	DDD 2,4'		40	40
1144	DDD 4,4'		40	40
1145	DDE 2,4'		40	40
1146	DDE 4,4'		40	40
1147	DDT 2,4'		40	40
1148	DDT 4,4'		40	40
1149	Deltamethrine		40	40
1157	Diazinon		40	40
1170	Dichlorvos		40	40
1172	Dicofol		40	40
1173	Dieldrine		40	40
1175	Diméthoate		40	40
1176	Dinoterbe	2	38	40
1177	Diuron		40	40
1178	Endosulfan Alpha		40	40
1179	Endosulfan Beta		40	40

Code paramètre	Nom de la molécule	Nombre de quantification (Valeur > LQ)	Valeur < LQ	Nb total d'échantillons concernés
1181	Endrine		40	40
1185	Fenarimol		40	40
1187	Fenitrothion		40	40
1188	Fenpropathrine		40	40
1190	Fenthion		40	40
1191	Fluoranthene	17	23	40
1192	Folpel		40	40
1193	Tau-Fluvalinate		40	40
1194	Flusilazole		40	40
1197	Heptachlore		40	40
1198	Heptachlore Epoxyde		40	40
1199	Hexachlorobenzene		40	40
1200	HCH Alpha		40	40
1201	HCH Beta	7	33	40
1202	HCH Delta		40	40
1203	HCH Gamma (Lindane)		40	40
1204	Indeno (1,2,3-cd) Pyrene	11	29	40
1205	Ioxynil		40	40
1206	Iprodione		40	40
1207	Isodrine		40	40
1208	Isoproturon		40	40
1209	Linuron		40	40
1210	Malathion		40	40
1212	2,4-MCPA		40	40
1213	2,4-MCPB		40	40
1214	Mecoprop (MCP)		40	40
1216	Methabenzthiazuron		40	40
1217	Méthidathion		40	40
1218	Méthomyl		40	40
1221	Metolachlore		40	40
1222	Métoxuron		40	40
1227	Monolinuron		40	40
1228	Monuron		40	40
1232	Parathion ethyl		40	40
1233	Parathion Méthyl		40	40
1234	Pendimethaline		40	40
1235	Pentachlorophenol		40	40
1237	Phosalone		40	40
1238	Phosphamidon		40	40
1239	PCB 28		40	40
1240	PCB 35		40	40
1241	PCB 52		40	40
1242	PCB 101	1	39	40
1243	PCB 118		40	40
1244	PCB 138	1	39	40
1245	PCB 153	1	39	40

Code paramètre	Nom de la molécule	Nombre de quantification (Valeur > LQ)	Valeur < LQ	Nb total d'échantillons concernés
1246	PCB 180	2	38	40
1253	Prochloraze		40	40
1254	Promethryne	1	39	40
1255	Propargite		40	40
1256	Propazine		40	40
1257	Propiconazole		40	40
1258	Pyrazophos		40	40
1260	Pyrimiphos Ethyl		40	40
1261	Pyrimiphos Méthyl		40	40
1263	Simazine		40	40
1264	2,4,5-T		40	40
1268	Terbutylazine		40	40
1269	Terbutryne		40	40
1280	Triadimenol		28	28
1283	1,2,4 Trichlorobenzène		40	40
1288	Triclopyr		40	40
1289	Trifluraline		40	40
1291	Vinchlozoline		40	40
1308	Amitraze		40	40
1310	Acrinathrine		40	40
1359	Cyprodinil		40	40
1360	Dichlofluanide		40	40
1387	Mercure (Hg)	23	17	40
1402	Diethofencarbe		40	40
1403	Diméthomorphe		40	40
1405	Hexaconazole		40	40
1406	Lenacile		24	24
1414	Propyzamide		40	40
1432	Pyrimethanil		40	40
1453	Acenaphthene	13	27	40
1458	Anthracene	9	31	40
1460	Benzo (e) Pyrene	11	29	40
1462	Di Butyl Phtalate	23	17	40
1463	Carbaryl		40	40
1464	Chlorfenvinphos		40	40
1473	Chlorothalonil		40	40
1474	Chlorpropham		40	40
1476	Chrysene	16	24	40
1480	Dicamba		40	40
1486	Dichlorophenol 2,4		40	40
1489	Dimethyl Phtalate	5	35	40
1492	Disulfoton		40	40
1500	Fénuron		40	40
1503	Flutriafol		40	40
1510	Mercaptodimethur (Methiocarb)		40	40
1515	Metobromuron		40	40

Code paramètre	Nom de la molécule	Nombre de quantification (Valeur > LQ)	Valeur < LQ	Nb total d'échantillons concernés
1517	Naphthalene	24	16	40
1519	Napropamide		40	40
1520	Néburon		40	40
1523	Permethrine	3	37	40
1524	Phenanthrene	30	10	40
1525	Phorate		40	40
1527	Diethyl Phtalate	21	19	40
1528	Pirimicarbe		40	40
1529	Bitertanol		40	40
1531	Buturon		40	40
1537	Pyrene	13	27	40
1538	Quintozene		40	40
1540	Chlorpyriphos Methyl		40	40
1544	Triadimefon		40	40
1548	2,4,5 Trichlorophenol		40	40
1549	2,4,6 Trichlorophenol		40	40
1584	Biphenyl	22	18	40
1614	Dichloronitrobenzene 3,4	1	39	40
1615	Dichloronitrobenzene 2,5		40	40
1617	2,3 Dichloronitrobenzene		40	40
1618	Methyl-2 Naphtalene	22	18	40
1619	Methyl-2 Fluoranthene		40	40
1620	Perylene	12	28	40
1621	Dibenzo (a,h) Anthracene	4	36	40
1622	Acenaphthylene	14	26	40
1623	Fluorene	22	18	40
1624	PCB 209		40	40
1625	PCB 194		40	40
1626	PCB 170		40	40
1627	PCB 105		40	40
1628	PCB 44		40	40
1629	1,3,5 Trichlorobenzene		40	40
1630	1,2,3 Trichlorobenzène		40	40
1631	1,2,4,5 Tétrachlorobenzène		40	40
1636	4 Chloro 3 Méthyl Phenol		40	40
1652	Hexachlorobutadiene		40	40
1657	Triazophos		40	40
1658	Tralomethrine		40	40
1660	Tétraconazole		40	40
1661	Tebutame		40	40
1663	Pyrifenox		40	40
1664	Procymidone		40	40
1665	Phoxime		40	40
1666	Oxadixyl		40	40
1667	Oxadiazon		40	40
1668	Oryzalin		40	40

Code paramètre	Nom de la molécule	Nombre de quantification (Valeur > LQ)	Valeur < LQ	Nb total d'échantillons concernés
1669	Norflurazon		24	24
1670	Metazachlore		40	40
1672	Isoxaben		40	40
1674	Fonofos		40	40
1676	Flufénoxuron		40	40
1678	Dimethenamide		40	40
1679	Dichlobenil		40	40
1680	Cyproconazol		40	40
1681	Cyfluthrine		40	40
1683	Chloroxuron		40	40
1684	Chlorophacinone		40	40
1685	Bromopropylate		40	40
1688	Aclonifen		40	40
1694	Tebuconazole		40	40
1696	Cycluron		40	40
1704	Imazalil		24	24
1706	Métalaxyle		40	40
1709	Piperonil butoxide		40	40
1713	Thiabendazole		40	40
1714	Thiazasulfuron		40	40
1719	Tolyfluanide		40	40
1742	Endosulfan Sulfate		40	40
1744	Epoxyconazole		40	40
1748	Heptachlore exo Epoxyde		40	40
1749	Heptachlore endo Epoxyde		40	40
1757	Chlordane Béta		40	40
1762	Penconazole		40	40
1763	Ethidimuron		40	40
1765	Fluroxypyr		40	40
1796	Metaldehyde		40	40
1797	Metsulfuron Methyl		40	40
1809	Esfenvalérate		40	40
1810	Clopyralide		40	40
1812	Alpha Cypermethryne		40	40
1813	Chlorthiamide		40	40
1814	Diflufenicanil		40	40
1815	BDE 209 (Decabromodiphenylether)	1	39	40
1847	Tributylphosphate	1	39	40
1848	Chlordane (oxy)		40	40
1859	Bromadiolone		40	40
1861	Bupirimate		40	40
1863	Cadusaphos		40	40
1864	Carbosulfan		40	40
1866	Chlordécone	18	22	40
1877	Imidaclopride		40	40
1879	Metconazole		40	40

Code paramètre	Nom de la molécule	Nombre de quantification (Valeur > LQ)	Valeur < LQ	Nb total d'échantillons concernés
1881	Myclobutanyl		40	40
1882	Nicosulfuron		40	40
1883	Nuarimol		24	24
1885	PCB 149		40	40
1886	PCB 31		40	40
1888	Pentachlorobenzene		40	40
1890	Pyridabène		40	40
1891	Quinalphos		40	40
1892	Rimsulfuron		40	40
1895	Tébufenozide		40	40
1896	Tébufenpyrad		40	40
1897	Teflubenzuron		40	40
1900	Tétradifon		40	40
1903	Acetochlor		40	40
1905	Difenoconazole		40	40
1906	Fenbuconazole		40	40
1920	Octylphenol p-n (Octylphenol)		40	40
1924	Benzyl Butyl Phtalate	10	30	40
1935	Cybuthrine (Irgarol)		40	40
1936	Tétrabutylétain		40	40
1941	Bromoxynil Octanoate		20	20
1945	Isoxaflutole		40	40
1950	Kresoxim Methyl		40	40
1951	Azoxystrobin		40	40
1955	Chloroalcanes C10-C13		40	40
1958	4 Nonylphénols Ramifiés		36	36
1959	Octylphenol para-tert	2	38	40
1966	Dithianon		40	40
1967	Fénoxycarbe		40	40
1971	Phosmet		40	40
2008	Flurtamone		40	40
2010	1,2,3,4 Tétrachlorobenzène		40	40
2011	2,6 Dichlorobenzamide		40	40
2013	Anthraquinone	4	36	40
2016	Chlorbromuron		40	40
2022	Fludioxonil		40	40
2023	Flumioxazine		40	40
2026	Lufénuron		40	40
2028	Quinoxyfen		40	40
2029	Rotenone		40	40
2032	PCB 156		40	40
2045	Terbutylazine Desethyl		40	40
2046	HCH Epsilon		40	40
2051	Terbumeton Desethyl		40	40
2056	Fluquinconazole		40	40
2096	Trinexapac Ethyl		28	28

Code paramètre	Nom de la molécule	Nombre de quantification (Valeur > LQ)	Valeur < LQ	Nb total d'échantillons concernés
2536	1,2,3,5 Tétrachlorobenzène		40	40
2542	Monobutylétain Cation	7	33	40
2546	Dimetachlor		40	40
2547	Fluroxypyr Methyl Heptyl Ester		40	40
2578	Mesosulfuron Methyl		40	40
2610	4 ter Butylphenol	4	36	40
2678	Trifloxystrobine		40	40
2742	Fénazaquin		40	40
2743	Fenhéxamide		28	28
2744	Fosthiazate		40	40
2763	Dibenzofuran	15	25	40
2766	Bisphenol A	7	7	14
2781	Orthophenylphénol		40	40
2806	Foramsulfuron		36	36
2810	Florasulam		36	36
2879	Tributylétain Cation		40	40
2885	Tricyclohexylétain Cation		40	40
2886	Triocylétain Cation		40	40
2910	BDE 183 (PBDE 183)		40	40
2911	BDE 154 (2,2',4,4',5,6' Hexabromodiphenylether)		40	40
2912	BDE 153 (2,2',4,4',5,5' Hexabromodiphenylether)		40	40
2913	BDE 138 (2,2',3,4,4',5' Hexabromodiphenylether)		40	40
2915	BDE 100 (2,2',4,4',6 Pentabromodiphenylether)		40	40
2916	BDE 99 (2,2',4,4',5 Pentabromodiphenylether)		40	40
2919	BDE 47 (2,2',4,4' Tetrabromodiphenylether)		40	40
2920	BDE 28 (2,4,4' Tribromodiphenylether)		40	40
2951	Iprovalicarbe		40	40
2982	Difenacoum		28	28
2983	Difethialone		40	40
3000	Benzo (b+j) Fluoranthene	11	29	40
3003	Cyclopenta (c,d) Pyrene	5	35	40
3164	PCB 18		40	40
3209	Béta-Cyfluthrine		40	40
3342	Di-n-Octyl Phtalate		40	40
3357	Oxyde de biphenyl (Equivalent Biphényl)	17	23	40
5325	Diisobutyl Phthalate	20	20	40
5432	PCB 81		40	40
5433	PCB 114		40	40
5434	PCB 123		40	40
5435	PCB 157		40	40
5436	PCB 167		40	40
5437	PCB 189		40	40

Code paramètre	Nom de la molécule	Nombre de quantification (Valeur > LQ)	Valeur < LQ	Nb total d'échantillons concernés
5438	Mirex		40	40
5474	Nonylphenol 4 n		40	40
5478	Diphenylamine		40	40
5526	Boscalid		40	40
5579	Acetamiprid		40	40
5619	Dinocap		40	40
5638	Fluoxastrobin		40	40
5748	Dimoxystrobin		40	40
5842	Trietazine		40	40
5921	Tétramethrine		40	40
5971	Trietazine Desethyl		40	40
5989	BDE 196 (PBDE 196)		40	40
5990	BDE 197 (2,2',3,3',4,4',6,6' Octabromodiphenylether)	4	14	18
5991	BDE 198 (PBDE 198)		40	40
6372	Triphénylétain Cation		40	40
6463	PCB 132		40	40
6465	PCB 193		40	40
6598	Nonylphenols		40	40
6616	Di (2 Ethyl Hexyl) Phtalate (DEHP)	38	2	40
6644	Parabenethyl		28	28
6693	Propylparaben		40	40
6695	Parabenmethyl		28	28
6800	Alachlore ESA		28	28
6853	Metolachlore OXA		40	40
6854	Metolachlore ESA		40	40
6855	Alachlore OXA		28	28
6856	Acetochlor ESA		24	24
6862	Acetochlor OXA		28	28
6988	Parabenbutyl		28	28
7010	Chlordane Alpha		40	40
7074	Dibutylétain Cation	2	38	40
7091	Dibenzo (a,l) Pyrene	1	39	40
7092	Dibenzo (a,h) Pyrene	4	36	40
7093	Dibenzo (a,e) Pyrene	6	34	40
7094	Dibenzo (a,i) Pyrene	2	38	40
7105	Dibenzo (a,c) Anthracene		40	40
7124	Triphenylene	3	37	40
7128	Hexabromocyclododecane (Somme Alpha, Beta, Gamma)		40	40
7155	5 Methyl Chrysene		40	40
7279	Benzo (c) fluorene		40	40
7345	Bixafen		36	36
7437	BDE 77 (PBDE 77)		40	40
7460	Benthiavalarbe Isopropyl		40	40
7494	Diocetylétain Cation	1	39	40

Code paramètre	Nom de la molécule	Nombre de quantification (Valeur > LQ)	Valeur < LQ	Nb total d'échantillons concernés
7495	Diphénylétain Cation		40	40
7496	Monooctylétain Cation	2	38	40
7497	Monophénylétain Cation		40	40
7499	Fluopicolide		40	40
8259	BDE 119 (2,3',4,4',6 Pentabromodiphenylether)		40	40
8260	PCB 50		40	40
8261	Rafoxanide		40	40
8262	Somme du PCB 160 et du PCB 163		40	40
367 molécules recherchées dont 57 détectées au moins 1 fois		557	13867	14424

**Tableau 4. Molécules non systématiquement recherchées pour cause d'interférences ou de quantité insuffisante de matériel**

Paramètres parfois non détectés ou non analysés		Nb d'échantillons concernés
code paramètre	Nom de la molécule	
1116	Benzo (b) Fluoranthene	12
1280	Triadimenol	12
1406	Lenacile	16
1669	Norflurazon	16
1704	Imazalil	16
1883	Nuarimol	16
1941	Bromoxynil Octanoate	20
1958	4 Nonylphénols Ramifiés	4
2096	Trinexapac Ethyl	12
2743	Fenhéxamide	12
2766	Bisphenol A	26
2806	Foramsulfuron	4
2810	Florasulam	4
2982	Difenacoum	12
5990	BDE 197 (2,2',3,3',4,4',6,6' Octabromodiphenylether)	22
6644	Parabenethyl	12
6695	Parabenmethyl	12
6800	Alachlore ESA	12
6855	Alachlore OXA	12
6856	Acetochlor ESA	16
6862	Acetochlor OXA	12
6988	Parabenbutyl	12
7345	Bixafen	4
<b>Total</b>	<b>23 molécules</b>	<b>296</b>

**Tableau 5. Répartition des molécules mesurées par station**

Cours d'eau		RIVIERE AUX HERBES		GRAND'RIVIERE VIEUX-HABITANTS		Nb total d'échantillons concernés
Station		AVAL	AMONT	AVAL	AMONT	
Code SANDRE		7023005	7023420	7044060	7044205	
Code paramètre	Nom de la molécule					
6616	Di (2 Ethyl Hexyl) Phtalate (DEHP)	9	10	10	9	38
1524	Phenanthrene	8	7	7	8	30
1517	Naphthalene	8	7	4	5	24
1387	Mercure (Hg)	8	7	4	4	23
1462	Di Butyl Phtalate	5	7	5	6	23
1584	Biphenyl	6	7	4	5	22
1618	Methyl-2 Naphtalene	7	7	3	5	22
1623	Fluorene	6	6	5	5	22
1527	Diethyl Phtalate	5	5	5	6	21
1118	Benzo (g,h,i) Perylene	6	6	4	4	20
5325	Diisobutyl Phthalate	5	5	5	5	20
1866	Chlordécone	7	7	2	2	18
1191	Fluoranthene	5	6	2	4	17
3357	Oxyde de biphenyl (Equivalent Biphényl)	4	4	4	5	17
1476	Chrysene	5	6	3	2	16
2763	Dibenzofuran	3	6	3	3	15
1622	Acenaphthylene	4	4	2	4	14
1453	Acenaphthene	3	4	2	4	13
1537	Pyrene	5	5		3	13
1620	Perylene	4	6		2	12
1204	Indeno (1,2,3-cd) Pyrene	3	5	2	1	11
1460	Benzo (e) Pyrene	4	5	1	1	11
3000	Benzo (b+j) Fluoranthene	3	5	2	1	11
1924	Benzyl Butyl Phtalate	4	2	1	3	10
1458	Anthracene	2	5	1	1	9
1082	Benzo (a) Anthracene	3	4			7
1115	Benzo (a) pyrene	3	4			7
1201	HCH Beta	1	6			7
2542	Monobutylétain Cation	2	2	1	2	7
2766	Bisphenol A	1	4	1	1	7
1117	Benzo (k) Fluoranthene	2	3	1		6
7093	Dibenzo (a,e) Pyrene	1	3	1	1	6
1489	Dimethyl Phtalate	1	1	1	2	5
3003	Cyclopenta (c,d) Pyrene	1	4			5
1621	Dibenzo (a,h) Anthracene	1	1	1	1	4
2013	Anthraquinone	2	2			4
2610	4 ter Butylphenol	1	1	1	1	4
7092	Dibenzo (a,h) Pyrene	1	2	1		4
1523	Permethrine		1	2		3
7124	Triphenylene	2	1			3

Cours d'eau		RIVIERE AUX HERBES		GRAND'RIVIERE VIEUX-HABITANTS		Nb total d'échantillons concernés
Station		AVAL	AMONT	AVAL	AMONT	
Code SANDRE		7023005	7023420	7044060	7044205	
Code paramètre	Nom de la molécule					
1176	Dinoterbe	1		1		2
1246	PCB 180	1	1			2
1959	Octylphenol para-tert	1	1			2
7074	Dibutylétain Cation	1	1			2
7094	Dibenzo (a,i) Pyrene	1	1			2
7496	Monooctylétain Cation	1	1			2
1116	Benzo (b) Fluoranthene	1				1
1242	PCB 101	1				1
1244	PCB 138	1				1
1245	PCB 153	1				1
1254	Promethryne		1			1
1614	Dichloronitrobenzene 3,4		1			1
1815	BDE 209 (Decabromodiphenylether)	1				1
1847	Tributylphosphate	1				1
7091	Dibenzo (a,l) Pyrene			1		1
7494	Diocetylétain Cation	1				1
Nb total d'échantillons		164	190	93	106	557

Tableau 6. Molécules recherchées dans le biote - Nombre de quantification

Code paramètre	Nom de la molécule	Nombre de quantification (Valeur > LQ)	Valeur < LQ	Nb total d'échantillons concernés
1089	PCB126		40	40
1090	PCB169		40	40
1091	PCB77	10	30	40
1115	Benzo (a) pyrene		40	40
1172	Dicofol		40	40
1191	Fluoranthene		40	40
1197	Heptachlore		40	40
1199	Hexachlorobenzene		40	40
1201	HCH Beta	11	29	40
1243	PCB118	33	7	40
1257	Propiconazole		40	40
1387	Mercure (Hg)	30	10	40
1480	Dicamba		40	40
1527	Diethyl Phtalate		40	40
1627	PCB105	26	14	40
1652	Hexachlorobutadiene		40	40
1748	Heptachlore exo Epoxyde		40	40
1749	Heptachlore endo Epoxyde		40	40
1866	Chlordécone	39	1	40
1905	Difenoconazole		40	40
1920	Octylphenol p-n (Octylphenol)		40	40
1936	Tétrabutylétain		40	40
1951	Azoxystrobin		40	40
1959	Octylphenol para-tert	4	36	40
2032	PCB156	22	18	40
2542	Monobutylétain Cation		40	40
2562	2,3,7,8 Tetrachlorodibenzodioxine		40	40
2566	1,2,3,4,6,7,8,9 Octachlorodibenzodioxine	6	34	40
2569	1,2,3,7,8 Pentachlorodibenzodioxine		40	40
2571	1,2,3,4,7,8 Hexachlorodibenzodioxine		40	40
2572	1,2,3,6,7,8 Hexachlorodibenzodioxine		40	40
2573	1,2,3,7,8,9 Hexachlorodibenzodioxine		40	40
2575	1,2,3,4,6,7,8 Heptachlorodibenzodioxine		40	40
2586	2,3,7,8 Tetrachlorodibenzofurane		40	40
2588	1,2,3,7,8 Pentachlorodibenzofurane		40	40
2589	2,3,4,7,8 Pentachlorodibenzofurane		40	40
2591	1,2,3,4,7,8 Hexachlorodibenzofurane		40	40
2592	1,2,3,6,7,8 Hexachlorodibenzofurane		40	40
2593	2,3,4,6,7,8 Hexachlorodibenzofurane		40	40
2594	1,2,3,7,8,9 Hexachlorodibenzofurane		40	40
2596	1,2,3,4,6,7,8 Heptachlorodibenzofurane		40	40

Code paramètre	Nom de la molécule	Nombre de quantification (Valeur > LQ)	Valeur < LQ	Nb total d'échantillons concernés
2597	1,2,3,4,7,8,9 Heptachlorodibenzofurane		40	40
2766	Bisphenol A	10	30	40
2879	Tributylétain Cation		40	40
2885	Tricyclohexylétain Cation		40	40
2886	Triocetylétain Cation		40	40
2911	BDE 154 (2,2',4,4',5,6' Hexabromodiphenylether)		40	40
2912	BDE 153 (2,2',4,4',5,5' Hexabromodiphenylether)		40	40
2915	BDE 100 (2,2',4,4',6 Pentabromodiphenylether)		40	40
2916	BDE 99 (2,2',4,4',5 Pentabromodiphenylether)		40	40
2919	BDE 47 (2,2',4,4' Tetrabromodiphenylether)		40	40
2920	BDE 28 (2,4,4' Tribromodiphenylether)		40	40
5248	1,2,3,4,6,7,8,9 Octachlorodibenzofurane		40	40
5432	PCB81		40	40
5433	PCB114	15	25	40
5434	PCB 123	18	22	40
5435	PCB157	21	19	40
5436	PCB167	21	19	40
5437	PCB189	14	26	40
5474	Nonylphenol 4 n		40	40
6372	Triphénylétain Cation		40	40
6561	Sulfonate de perfluorooctane (Sul PFOS)		40	40
6577	Chlordecone 5b Hydro	14	26	40
6598	Nonylphenols		40	40
6644	Parabenethyl		40	40
6693	Propylparaben	10	30	40
6695	Parabenmethyl	12	28	40
6988	Parabenbutyl		40	40
7074	Dibutylétain Cation		40	40
7494	Diocetylétain Cation		40	40
7495	Diphénylétain Cation		40	40
7496	Monooctylétain Cation		40	40
7497	Monophénylétain Cation		40	40
6600	Somme Octylphénols	4	12	16
Nombre total de résultats positifs		316	2604	2920

**Tableau 7. Répartition des molécules quantifiées dans le biote par station**

Cours d'eau		RIVIERE AUX HERBES		GRAND'RIVIERE VIEUX-HABITANTS		Nb total d'échantillons concernés
Station		AVAL	AMONT	AVAL	AMONT	
Code SANDRE		7023005	7023420	7044060	7044205	
Code paramètre	Nom de la molécule					
1866	Chlordécone	10	10	9	10	39
1243	PCB118	10	10	6	7	33
1387	Mercure (Hg)	10	10	5	5	30
1627	PCB105	10	10	3	3	26
2032	PCB156	10	10	1	1	22
5435	PCB157	10	10	1		21
5436	PCB167	10	10	1		21
5434	PCB 123	7	10	1		18
5433	PCB114	5	10			15
5437	PCB189	4	10			14
6577	Chlordecone 5b Hydro	7	6	1		14
6695	Parabenmethyl	4	2	3	3	12
1201	HCH Beta	3	7	1		11
1091	PCB77	6	4			10
2766	Bisphenol A	4	3	2	1	10
6693	Propylparaben	4	2	2	2	10
2566	1,2,3,4,6,7,8,9 Octachlorodibenzodioxine	2	4			6
1959	Octylphenol para-tert	1	1	1	1	4
Nombre total de molécules quantifiées		18	18	14	9	
Nombre total de résultats positifs		117	129	37	33	316

Les molécules communes aux 3 matrices

Tableau 8. Liste des 90 molécules quantifiées sur au moins une des 3 matrices étudiées

code paramètre	Nom de la molécule	Nombre de quantifications pour chaque matrice (Valeur > LQ)		
		EAU	PÉRIPHYTON	BIOTE
1082	Benzo (a) Anthracene		7	
1091	PCB77			10
1115	Benzo (a) pyrene		7	
1116	Benzo (b) Fluoranthene		1	
1117	Benzo (k) Fluoranthene		6	
1118	Benzo (g,h,i) Perylene		20	
1141	2,4-D	1		
1176	Dinoterbe		2	
1177	Diuron	1		
1191	Fluoranthene		17	
1201	HCH Beta	7	7	11
1204	Indeno (1,2,3-cd) Pyrene		11	
1242	PCB 101		1	
1243	PCB118			33
1244	PCB 138		1	
1245	PCB 153		1	
1246	PCB 180		2	
1254	Promethryne		1	
1257	Propiconazole	4		
1387	Mercure (Hg)		23	30
1453	Acenaphthene		13	
1458	Anthracene		9	
1460	Benzo (e) Pyrene		11	
1462	Di Butyl Phtalate		23	
1476	Chrysene		16	
1489	Dimethyl Phtalate		5	
1506	Glyphosate	12		
1517	Naphthalene		24	
1523	Permethrine		3	
1524	Phenanthrene		30	
1527	Diethyl Phtalate		21	
1537	Pyrene		13	
1549	2,4,6 Trichlorophenol	1		
1584	Biphenyl		22	
1614	Dichloronitrobenzene 3,4		1	
1618	Methyl-2 Naphtalene		22	
1620	Perylene		12	
1621	Dibenzo (a,h) Anthracene		4	
1622	Acenaphthylene		14	
1623	Fluorene		22	
1627	PCB105			26
1636	4 Chloro 3 Méthyl Phénol	2		
1638	Méthyl Phénol 4 (p-Crésol)	5		

		Nombre de quantifications pour chaque matrice (Valeur > LQ)		
code paramètre	Nom de la molécule	EAU	PÉRIPHYTON	BIOTE
1639	Méthyl Phénol 3 (m-Crésol)	1		
1640	Méthyl Phénol 2 (o-Crésol)	1		
1709	Piperonyl Butoxide	2		
1713	Thiabendazole	4		
1815	BDE 209 (Decabromodiphenylether)		1	
1847	Tributylphosphate		1	
1866	Chlordécone	21	18	39
1877	Imidaclopride	2		
1907	AMPA (Acide Amino Méthyl Phosphonique )	17		
1924	Benzyl Butyl Phtalate		10	
1936	Tétrabutylétain	1		
1951	Azoxystrobin	1		
1959	Octylphenol para-tert		2	4
2013	Anthraquinone		4	
2032	PCB156			22
2542	Monobutylétain Cation	2	7	
2566	1,2,3,4,6,7,8,9 Octachlorodibenzodioxine			6
2610	4 ter Butylphenol		4	
2763	Dibenzofuran		15	
2766	Bisphenol A	9	7	10
3000	Benzo (b+j) Fluoranthene		11	
3003	Cyclopenta (c,d) Pyrene		5	
3357	Oxyde de biphenyl (Equivalent Biphényl)		17	
5325	Diisobutyl Phthalate		20	
5433	PCB114			15
5434	PCB 123			18
5435	PCB157			21
5436	PCB167			21
5437	PCB189			14
6372	Triphénylétain Cation	1		
6577	Chlordecone 5b Hydro			14
6616	Di (2 Ethyl Hexyl) Phtalate (DEHP)		38	
6644	Parabenethyl	1		
6693	Propylparaben			10
6695	Parabenmethyl			12
7074	Dibutylétain Cation		2	
7091	Dibenzo (a,l) Pyrene		1	
7092	Dibenzo (a,h) Pyrene		4	
7093	Dibenzo (a,e) Pyrene		6	
7094	Dibenzo (a,i) Pyrene		2	
7124	Triphenylene		3	
7494	Diocetylétain Cation		1	
7496	Monooctylétain Cation		2	
Nombre total de molécules quantifiées		21	56	18
Nombre total de résultats positifs		96	553	316

Les molécules à rechercher au titre de la DCE

Tableau 9. Molécules à rechercher au titre de la DCE (dans l'eau ou le biote), non quantifiées ou non recherchées dans le cadre de cette étude

Code Sandre	Paramètre	Substances Etat chimique	Substances spécifiques Etat écologique	Substances pertinentes à surveiller		Usage Pesticide ou métabolite de pesticide	Famille chimique	Matrice(s) concernée(s)	Statut
				Liste commune métropole et DOM	Liste complémentaire DOM				
1083	Chlorpyrifos (éthylchlorpyrifos)	X						Eau	non quantifiée
1084	Cyanures libres			X			Autres éléments minéraux	Eau	non recherchée
1089	PCB 126	X						Périphyton, biote	non quantifiée
1089	PCB 126	X						Eau	non recherchée
1090	PCB 169	X						Périphyton, biote	non quantifiée
1090	PCB 169	X						Eau	non recherchée
1091	PCB 77							Périphyton	non quantifiée
1091	PCB 77	X						Eau	non recherchée
1101	Alachlore	X						Eau	non quantifiée
1103	Aldrine	X						Eau	non quantifiée
1105	Aminotriazole							Eau	non recherchée
1107	Atrazine	X						Eau	non quantifiée
1113	Bentazone							Eau	non quantifiée
1114	Benzène	X						Eau	non recherchée
1115	Benzo (a) pyrène	X						Biote	non quantifiée
1115	Benzo (a) pyrène	X						Eau	non recherchée

Code Sandre	Paramètre	Substances Etat chimique	Substances spécifiques Etat écologique	Substances pertinentes à surveiller		Usage Pesticide ou métabolite de pesticide	Famille chimique	Matrice(s) concernée(s)	Statut
				Liste commune métropole et DOM	Liste complémentaire DOM				
1119	Bifénox	X						Eau	non quantifiée
1129	Carbendazime			X		X	Carbamates	Eau	non quantifiée
1135	Trichlorométhane	X						Eau	non recherchée
1136	Chlortoluron		X					Eau	non quantifiée
1140	Cyperméthrine	X						Eau	non quantifiée
1144	DDD 44'	X						Eau	non quantifiée
1146	DDE 44'	X						Eau	non quantifiée
1147	DDT 24'	X						Eau	non quantifiée
1148	DDT 44'	X						Eau	non quantifiée
1149	Deltaméthrine			X		X	Divers (autres organiques)	Eau	non quantifiée
1161	1,2-dichloroéthane	X						Eau	non recherchée
1168	Dichlorométhane	X						Eau	non recherchée
1170	Dichlorvos	X						Eau	non quantifiée
1172	Dicofol	X						Eau, périphyton et biote	non quantifiée
1173	Dieldrine	X						Eau	non quantifiée
1178	Endosulfan alpha	X						Eau	non quantifiée
1179	Endosulfan bêta	X						Eau	non quantifiée
1181	Endrine	X						Eau	non quantifiée

Code Sandre	Paramètre	Substances Etat chimique	Substances spécifiques Etat écologique	Substances pertinentes à surveiller		Usage Pesticide ou métabolite de pesticide	Famille chimique	Matrice(s) concernée(s)	Statut
				Liste commune métropole et DOM	Liste complémentaire DOM				
1191	Fluoranthène	X						Biote	non quantifiée
1191	Fluoranthène	X						Eau	non recherchée
1197	Heptachlore	X						Eau, périphyton et biote	non quantifiée
1199	Hexachlorobenzène	X						Eau, périphyton et biote	non quantifiée
1200	Hexachlorocyclohexane alpha	X						Eau	non quantifiée
1202	Hexachlorocyclohexane delta	X						Eau	non quantifiée
1203	Hexachlorocyclohexane gamma	X						Eau	non quantifiée
1206	Iprodione							Eau	non quantifiée
1207	Isodrine	X						Eau	non quantifiée
1208	Isoproturon	X						Eau	non quantifiée
1209	Linuron		X					Eau	non quantifiée
1210	Malathion (*)				X	X	Organophosphorés	Eau	non quantifiée
1212	2,4 MCPA		X					Eau	non quantifiée
1221	Métolachlore			X		X	Organochlorés	Eau	non quantifiée
1234	Pendiméthaline							Eau	non quantifiée
1235	Pentachlorophénol	X						Eau	non quantifiée
1243	PCB 118							Périphyton	non quantifiée

Code Sandre	Paramètre	Substances Etat chimique	Substances spécifiques Etat écologique	Substances pertinentes à surveiller		Usage Pesticide ou métabolite de pesticide	Famille chimique	Matrice(s) concernée(s)	Statut
				Liste commune métropole et DOM	Liste complémentaire DOM				
1243	PCB 118	X						Eau	non recherchée
1263	Simazine	X						Eau	non quantifiée
1269	Terbutryne	X						Eau	non quantifiée
1272	Tétrachloro-éthylène	X						Eau	non recherchée
1276	Tétrachlorure de carbone	X						Eau	non recherchée
1278	Toluène							Eau	non recherchée
1283	Trichlorobenzène-1,2,4	X						Eau	non recherchée
1286	Trichloro-éthylène	X						Eau	non recherchée
1289	Trifluraline	X						Eau	non quantifiée
1359	Cyprodinil							Eau	non quantifiée
1361	Uranium (*)				X		Métaux et métalloïdes	Eau	non recherchée
1364	Lithium (*)				X		Métaux et métalloïdes	Eau	non recherchée
1368	Argent (*)				X		Métaux et métalloïdes	Eau	non recherchée
1369	Arsenic		X					Eau	non recherchée
1370	Aluminium (*)				X		Métaux et métalloïdes	Eau	non recherchée
1373	Titane (*)				X		Métaux et	Eau	non recherchée

Code Sandre	Paramètre	Substances Etat chimique	Substances spécifiques Etat écologique	Substances pertinentes à surveiller		Usage Pesticide ou métabolite de pesticide	Famille chimique	Matrice(s) concernée(s)	Statut
				Liste commune métropole et DOM	Liste complémentaire DOM				
							metal- loides		
1376	Antimoine			X			Métaux et metal- loides	Eau	non recherchée
1377	Béryllium (*)				X		Métaux et metal- loides	Eau	non recherchée
1379	Cobalt (*)				X		Métaux et metal- loides	Eau	non recherchée
1380	Etain (*)				X		Métaux et metal- loides	Eau	non recherchée
1382	Plomb et ses composés	X						Eau	non recherchée
1383	Zinc		X					Eau	non recherchée
1384	Vanadium (*)				X		Métaux et metal- loides	Eau	non recherchée
1385	Sélénium			X			Métaux et metal- loides	Eau	non recherchée
1386	Nickel et ses composés	X						Eau	non recherchée
1387	Mercure et ses composés	X						Eau	non recherchée
1388	Cadmium et ses composés	X						Eau	non recherchée
1389	Chrome		X					Eau	non recherchée
1392	Cuivre		X					Eau	non recherchée

Code Sandre	Paramètre	Substances Etat chimique	Substances spécifiques Etat écologique	Substances pertinentes à surveiller		Usage Pesticide ou métabolite de pesticide	Famille chimique	Matrice(s) concernée(s)	Statut
				Liste commune métropole et DOM	Liste complémentaire DOM				
1393	Fer (*)				X		Métaux et métalloïdes	Eau	non recherchée
1394	Manganèse			X			Métaux et métalloïdes	Eau	non recherchée
1395	Molybdène (*)				X		Métaux et métalloïdes	Eau	non recherchée
1396	Baryum (*)				X		Métaux et métalloïdes	Eau	non recherchée
1414	Propyzamide			X		X	Divers (autres organiques)	Eau	non quantifiée
1458	Anthracène	X						Eau	non recherchée
1462	n-Butyl Phtalate			X			Phtalates	Eau	non quantifiée
1464	Chlorfenvinphos	X						Eau	non quantifiée
1474	Chlorprophame							Eau	non quantifiée
1517	Naphtalène	X						Eau	non recherchée
1527	Diéthyl phtalate			X			Phtalates	Eau	non quantifiée
1584	Biphényle							Eau	non recherchée
1627	PCB 105							Périphyton	non quantifiée
1627	PCB 105	X						Eau	non recherchée
1629	Trichlorobenzène-1,3,5	X						Eau	non recherchée

Code Sandre	Paramètre	Substances Etat chimique	Substances spécifiques Etat écologique	Substances pertinentes à surveiller		Usage Pesticide ou métabolite de pesticide	Famille chimique	Matrice(s) concernée(s)	Statut
				Liste commune métropole et DOM	Liste complémentaire DOM				
1630	Trichlorobenzène-1,2,3	X						Eau	non recherchée
1652	Hexachlorobutadiène	X						Biote, périphyton	non quantifiée
1652	Hexachlorobutadiène	X						Eau	non recherchée
1667	Oxadiazon		X					Eau	non quantifiée
1670	Métazachlore							Eau	non quantifiée
1688	Aclonifène	X						Eau	non quantifiée
1694	Tebuconazole							Eau	non quantifiée
1700	Fenpropidine			X		X	Divers (autres organiques)	Eau	non quantifiée
1748	Heptachlore époxyde exo cis	X						Eau, périphyton et biote	non quantifiée
1749	Heptachlore époxyde endo trans	X						Eau, périphyton et biote	non quantifiée
1780	Xylène							Eau	non recherchée
1796	Métaldéhyde							Eau	non recherchée
1814	Diflufenicanil							Eau	non quantifiée
1847	Phosphate de tributyle							Eau	non recherchée
1882	Nicosulfuron							Eau	non quantifiée
1888	Pentachlorobenzène	X						Eau, périphyton	non quantifiée
1888	Pentachlorobenzène	X						Biote	non recherchée
1903	Acétochlore			X		X	Divers (autres)	Eau	non quantifiée

Code Sandre	Paramètre	Substances Etat chimique	Substances spécifiques Etat écologique	Substances pertinentes à surveiller		Usage Pesticide ou métabolite de pesticide	Famille chimique	Matrice(s) concernée(s)	Statut
				Liste commune métropole et DOM	Liste complémentaire DOM				
							organiques)		
1924	Butyl benzyl phtalate (*)				X		Phtalates	Eau	non quantifiée
1935	Cybutryne	X						Eau	non recherchée
1955	Chloroalcanes C10-C13							Périphyton	non quantifiée
1955	Chloroalcanes C10-C13	X						Eau, biote	non recherchée
1958	Nonylphénols (4-nonylphénol)	X						Eau	non recherchée
1959	Octylphénols (4-1,1', 3,3'-tétraméthylbutyl phénol)	X						Eau	non recherchée
2028	Quinoxifène	X						Eau	non quantifiée
2032	PCB 156							Périphyton	non quantifiée
2032	PCB 156	X						Eau	non recherchée
2555	Thallium (*)				X		Métaux et métalloïdes	Eau	non recherchée
2562	2,3,7,8-Tetrachloro dibenzo-p-Dioxine	X						Biote	non quantifiée
2562	2,3,7,8-Tetrachloro dibenzo-p-Dioxine	X						Eau, périphyton	non recherchée
2566	1,2,3,4,6,7,8,9-Octachloro dibenzo-dioxine	X						Eau, périphyton	non recherchée

Code Sandre	Paramètre	Substances Etat chimique	Substances spécifiques Etat écologique	Substances pertinentes à surveiller		Usage Pesticide ou métabolite de pesticide	Famille chimique	Matrice(s) concernée(s)	Statut
				Liste commune métropole et DOM	Liste complémentaire DOM				
2569	1,2,3,7,8-Pentachloro dibenzo-p-dioxine	X						Biote	non quantifiée
2569	1,2,3,7,8-Pentachloro dibenzo-p-dioxine	X						Eau, périphyton	non recherchée
2571	1,2,3,4,7,8-hexachlorodibenzo [b, e] [1,4] dioxine	X						Biote	non quantifiée
2571	1,2,3,4,7,8-hexachloro dibenzo [b, e] [1,4] dioxine	X						Eau, périphyton	non recherchée
2572	1,2,3,6,7,8-Hexachloro dibenzo-p-dioxine	X						Biote	non quantifiée
2572	1,2,3,6,7,8-Hexachloro dibenzo-p-dioxine	X						Eau, périphyton	non recherchée
2573	1,2,3,7,8,9-Hexachloro dibenzo-p-dioxine	X						Biote	non quantifiée
2573	1,2,3,7,8,9-Hexachloro dibenzo-p-dioxine	X						Eau, périphyton	non recherchée
2575	1,2,3,4,6,7,8-Heptachlorodibenzodioxine	X						Biote	non quantifiée
2575	1,2,3,4,6,7,8-Heptachloro dibenzodioxine	X						Eau, périphyton	non recherchée

Code Sandre	Paramètre	Substances Etat chimique	Substances spécifiques Etat écologique	Substances pertinentes à surveiller		Usage Pesticide ou métabolite de pesticide	Famille chimique	Matrice(s) concernée(s)	Statut
				Liste commune métropole et DOM	Liste complémentaire DOM				
2586	2,3,7,8-Tetrachloro dibenzo-furane	X						Biote	non quantifiée
2586	2,3,7,8-Tetrachloro dibenzo-furane	X						Eau, périphyton	non recherchée
2588	1,2,3,7,8-Pentachloro dibenzo-furane	X						Biote	non quantifiée
2588	1,2,3,7,8-Pentachloro dibenzo-furane	X						Eau, périphyton	non recherchée
2589	2,3,4,7,8-Pentachloro dibenzo-furane	X						Biote	non quantifiée
2589	2,3,4,7,8-Pentachloro dibenzo-furane	X						Eau, périphyton	non recherchée
2591	1,2,3,4,7,8-hexachloro dibenzo-furane	X						Biote	non quantifiée
2591	1,2,3,4,7,8-hexachloro dibenzo-furane	X						Eau, périphyton	non recherchée
2592	1,2,3,6,7,8-Hexachloro dibenzo-furane	X						Biote	non quantifiée
2592	1,2,3,6,7,8-Hexachloro dibenzo-furane	X						Eau, périphyton	non recherchée

Code Sandre	Paramètre	Substances Etat chimique	Substances spécifiques Etat écologique	Substances pertinentes à surveiller		Usage Pesticide ou métabolite de pesticide	Famille chimique	Matrice(s) concernée(s)	Statut
				Liste commune métropole et DOM	Liste complémentaire DOM				
2593	2,3,4,6,7,8-Hexachloro dibenzo-furane	X						Biote	non quantifiée
2593	2,3,4,6,7,8-Hexachloro dibenzo-furane	X						Eau, périphyton	non recherchée
2594	1,2,3,7,8,9-Hexachloro dibenzo-furane	X						Biote	non quantifiée
2594	1,2,3,7,8,9-Hexachloro dibenzo-furane	X						Eau, périphyton	non recherchée
2596	1,2,3,4,6,7,8-Heptachloro dibenzo-furane	X						Biote	non quantifiée
2596	1,2,3,4,6,7,8-Heptachloro dibenzo-furane	X						Eau, périphyton	non recherchée
2597	1,2,3,4,7,8,9-Heptachloro dibenzo-furane	X						Biote	non quantifiée
2597	1,2,3,4,7,8,9-Heptachloro dibenzo-furane	X						Eau, périphyton	non recherchée
2911	BDE154	X						Biote, périphyton	non quantifiée
2911	BDE154	X						Eau	non recherchée
2912	BDE153	X						Biote, périphyton	non quantifiée
2912	BDE153	X						Eau	non recherchée

Code Sandre	Paramètre	Substances Etat chimique	Substances spécifiques Etat écologique	Substances pertinentes à surveiller		Usage Pesticide ou métabolite de pesticide	Famille chimique	Matrice(s) concernée(s)	Statut
				Liste commune métropole et DOM	Liste complémentaire DOM				
2915	BDE100	X						Biote, périphyton	non quantifiée
2915	BDE100	X						Eau	non recherchée
2916	BDE99	X						Biote, périphyton	non quantifiée
2916	BDE99	X						Eau	non recherchée
2919	BDE47	X						Biote, périphyton	non quantifiée
2919	BDE47	X						Eau	non recherchée
2920	BDE28	X						Biote, périphyton	non quantifiée
2920	BDE28	X						Eau	non recherchée
5248	Octachloro dibenzo-furanne	X						Biote	non quantifiée
5248	Octachloro dibenzo-furanne	X						Eau, périphyton	non recherchée
5296	Carbamazépine			X			Divers (autres organiques)	Eau	non recherchée
5325	Diisobutyl phthalate			X			Phtalates	Eau	non recherchée
5349	Diclofénac			X			Divers (autres organiques)	Eau	non recherchée
5350	Ibuprofène			X			Divers (autres organiques)	Eau	non recherchée
5353	Ketoprofène			X			Divers (autres organiques)	Eau	non recherchée

Code Sandre	Paramètre	Substances Etat chimique	Substances spécifiques Etat écologique	Substances pertinentes à surveiller		Usage Pesticide ou métabolite de pesticide	Famille chimique	Matrice(s) concernée(s)	Statut
				Liste commune métropole et DOM	Liste complémentaire DOM				
5354	Paracétamol			X			Divers (autres organiques)	Eau	non recherchée
5356	Sulfaméthoxazole			X			Divers (autres organiques)	Eau	non recherchée
5372	Diazepam (*)				X		Divers (autres organiques)	Eau	non recherchée
5374	Lorazepam (*)				X		Divers (autres organiques)	Eau	non recherchée
5375	Oxazepam			X			Divers (autres organiques)	Eau	non recherchée
5396	Estrone (*)				X		Stéroïdes et stéroïdes (oestrogènes, progestogènes)	Eau	non recherchée
5400	Noréthindrone (*)				X		Stéroïdes et stéroïdes (oestrogènes, progestogènes)	Eau	non recherchée
5430	Triclosan			X			Autres phénols	Eau	non recherchée
5432	PCB 81	X						Biote, périphyton	non quantifiée

Code Sandre	Paramètre	Substances Etat chimique	Substances spécifiques Etat écologique	Substances pertinentes à surveiller		Usage Pesticide ou métabolite de pesticide	Famille chimique	Matrice(s) concernée(s)	Statut
				Liste commune métropole et DOM	Liste complémentaire DOM				
5432	PCB 81	X						Eau	non recherchée
5433	PCB 114							Périphyton	non quantifiée
5433	PCB 114	X						Eau	non recherchée
5434	PCB123							Périphyton	non quantifiée
5434	PCB123	X						Eau	non recherchée
5435	PCB 157							Périphyton	non quantifiée
5435	PCB 157	X						Eau	non recherchée
5436	PCB 167							Périphyton	non quantifiée
5436	PCB 167	X						Eau	non recherchée
5437	PCB189							Périphyton	non quantifiée
5437	PCB189	X						Eau	non recherchée
5526	Boscalid							Eau	non quantifiée
6219	Perchlorate			X			Autres éléments minéraux	Eau	non recherchée
6366	4-nonylphenol monoethoxylate (mélange d'isomères)				X		Alkylphénols, nonylphénols et bisphénols A	Eau	non recherchée
6509	Acide perfluorodecanoïque			X			PFC (PFOA, PFOS)	Eau	non recherchée
6525	Sulfaméthazine (*)				X		Divers (autres)	Eau	non recherchée

Code Sandre	Paramètre	Substances Etat chimique	Substances spécifiques Etat écologique	Substances pertinentes à surveiller		Usage Pesticide ou métabolite de pesticide	Famille chimique	Matrice(s) concernée(s)	Statut
				Liste commune métropole et DOM	Liste complémentaire DOM				
							organiques)		
6533	Ofloxacin			X			Divers (autres organiques)	Eau	non recherchée
6561	Acide perfluorooctanesulfonique et ses dérivés (perfluorooctanesulfonate PFOS)	X						Biote	non quantifiée
6561	Acide perfluorooctanesulfonique et ses dérivés (perfluorooctanesulfonate PFOS)	X						Eau	non recherchée
6561	Acide perfluorooctanesulfonique et ses dérivés (perfluorooctanesulfonate PFOS)							Périphyton	non recherchée
6616	Di (2-ethylhexyle)-phthalate (DEHP)	X						Eau	non quantifiée
6616	Di (2-ethylhexyle)-phthalate (DEHP)	X						Biote	non recherchée

Code Sandre	Paramètre	Substances Etat chimique	Substances spécifiques Etat écologique	Substances pertinentes à surveiller		Usage Pesticide ou métabolite de pesticide	Famille chimique	Matrice(s) concernée(s)	Statut
				Liste commune métropole et DOM	Liste complémentaire DOM				
6651	Alpha 1,2,5,6,9,10-HBCDD	X						Eau, périphyton et biote	non recherchée
6652	Beta 1,2,5,6,9,10-HBCDD	X						Eau, périphyton et biote	non recherchée
6653	Gamma 1,2,5,6,9,10-HBCDD	X						Eau, périphyton et biote	non recherchée
6693	Propylparaben			X			Divers (autres organiques)	Eau	non quantifiée
6695	Méthylparaben			X			Divers (autres organiques)	Eau	non quantifiée
6725	Carbamazépine époxyde			X			Divers (autres organiques)	Eau	non recherchée
6755	Metformine			X			Divers (autres organiques)	Eau	non recherchée
6853	Métolachlore OXA			X		X	Divers (autres organiques)	Eau	non recherchée
6854	Métolachlore ESA			X		X	Divers (autres organiques)	Eau	non recherchée
6870	2-(3-trifluorométhylphénoxy)nicotinamide			X			Divers (autres organiques)	Eau	non recherchée
6989	Triclocarban			X			Divers (autres organiques)	Eau	non recherchée

Code Sandre	Paramètre	Substances Etat chimique	Substances spécifiques Etat écologique	Substances pertinentes à surveiller		Usage Pesticide ou métabolite de pesticide	Famille chimique	Matrice(s) concernée(s)	Statut
				Liste commune métropole et DOM	Liste complémentaire DOM				
							organiques)		
7136	Acetazolamide (*)				X		Divers (autres organiques)	Eau	non recherchée
7140	Midazolam (*)				X		Divers (autres organiques)	Eau	non recherchée
7141	1,3,5-Benzenetriol (*)				X		Divers (autres organiques)	Eau	non recherchée
7594	Bisphenol S (*)				X		Divers (autres organiques)	Eau	non recherchée
	DDT total et para-para-DDT	X						Eau	non recherchée
	Dioxines et composés de type dioxine	X						Eau, périphyton et biote	non recherchée
	Diphényléthers bromés	X						Eau, périphyton et biote	non recherchée
	Endosulfan	X						Eau	non recherchée
	Heptachlore et époxyde d'heptachlore	X						Eau, périphyton et biote	non recherchée
	Hexabromocyclododécane (HBCDD)	X						Eau, périphyton et biote	non recherchée
	Hexachlorocyclohexane	X						Eau	non recherchée

Code Sandre	Paramètre	Substances Etat chimique	Substances spécifiques Etat écologique	Substances pertinentes à surveiller		Usage Pesticide ou métabolite de pesticide	Famille chimique	Matrice(s) concernée(s)	Statut
				Liste commune métropole et DOM	Liste complémentaire DOM				
	Hydrocarbures aromatiques polycycliques (HAP)	X						Eau, périphyton et biote	non recherchée
	Pesticides cyclodiènes	X						Eau	non recherchée
	Trichlorobenzène	X						Eau	non recherchée

**Tableau 10. Principales caractéristiques des 12 molécules les plus fréquemment quantifiées dans l'eau et le périphyton et de la totalité (18) molécules quantifiées dans le biote. Les données INERIS sont disponibles sur le site : <http://www.ineris.fr/substances/fr/>**

Code paramètre	Nom de la molécule	Famille	Principales caractéristiques	Source	Matrice		
					Eau	Périphyton	Biote
1118	Benzo (g,h,i) Pérylène	Hydrocarbure aromatique polycyclique (HAP)	Cette molécule provient des échappements d'automobiles, du raffinage du pétrole, de la distillation du charbon, de la combustion de bois, de charbon, d'huile, de propane ou de fioul et est associée aux émissions particulaires (dont celles des incinérateurs). Il n'existe pas d'utilisation industrielle connue du benzo (g,h,i) pérylène. Le benzo (g,h,i) pérylène est préférentiellement associé à la phase particulaire dans le milieu aquatique et il est peu mobile dans les sols. Il présente un fort potentiel de bioaccumulation et est considéré comme une substance persistante, bioaccumulable et toxique (PBT).	Institut national de l'environnement industriel et des risques (INERIS) - Fiche de données toxicologiques et environnementales des substances chimiques : DRC-11-117259-10334A Version N°2-2 - septembre 2011 <a href="https://echa.europa.eu/fr/substance-information/-/substanceinfo/10.005.350">https://echa.europa.eu/fr/substance-information/-/substanceinfo/10.005.350</a>		X	
1201	Hexachloro cyclo Hexane beta (HCHβ)	Composé organique organochloré	En agriculture, le lindane (HCHγ) était utilisé contre les organismes suceurs et rongeurs, dans le traitement des sols, des semences et des plantes. Il était utilisé pour la protection du bois d'œuvre. Il était également employé pour ses propriétés antiparasitaires dans les mesures d'hygiène humaine et vétérinaire (traitement de la gale et l'élimination des poux). En France, le lindane n'est plus utilisé en agriculture depuis le 1er juillet 1998 et depuis 2009 dans le reste du monde. Aucune préparation pharmaceutique renfermant du lindane n'est plus autorisée à la vente depuis 2009, le lindane technique (contenant un mélange des isomères) n'étant déjà plus employé depuis longtemps. Néanmoins les nombreuses années d'utilisation en agriculture avant son interdiction expliquent sa présence dans les sols et les chaînes alimentaires. C'est principalement par les aliments que la population dans son ensemble est exposée au HCHβ. Le HCHβ, le plus persistant des 7 isomères font de cette molécule un contaminant universel de l'environnement. Il est volatile, peu soluble et	INERIS, 2007. Données technico-économiques sur les substances chimiques en France : HEXACHLOROCYCLOHEXANE, 22p. <a href="https://echa.europa.eu/fr/substance-information/-/substanceinfo/10.005.703">https://echa.europa.eu/fr/substance-information/-/substanceinfo/10.005.703</a>	X	X	X

Code para mètre	Nom de la molécule	Famille	Principales caractéristiques	Source	Matrice		
					Eau	Péri phyton	Biote
			a fortement tendance à s'adsorber sur les sédiments. Il est considéré comme un polluant organique persistant (POP) par la réglementation REACH.				
1257	Propiconazole	Composé de la famille chimique des Triazoles	Le propiconazole est un fongicide utilisé pour éviter la prolifération de champignons sur un certain nombre de cultures, d'arbres fruitiers et de noix, des plantes ornementales et le gazon. Il est également utilisé pour la conservation du bois et en tant que fongicide dans les colles, adhésifs papier, textiles... La molécule a une faible mobilité et aura tendance à s'adsorber de façon modérée sur les sédiments et les matières en suspension. Elle n'est pas facilement biodégradable dans l'eau.	INERIS : Fiche Valeur Guide Environnementale. Propiconazole - Version 2 : 11/02/2016 Page 1 DRC-15-136849-12780B	X		
1387	Mercure (Hg)	Métal	Le mercure ou les composés mercuriels sont ou ont été utilisés pour divers usages : piles et accumulateurs, équipements électriques et électroniques, emballages, antifouling des coques de bateaux, flotteurs, filets et tous autres appareils ou équipement utilisé pour la conchyliculture ou la pêche, conservation du bois, imprégnation des textiles résistants, traitement des eaux industrielles, produits phytosanitaires et biocides, cosmétiques (démaquillants), dispositifs de mesures, amalgames dentaires. La source d'exposition majeure au méthylmercure (MeHg) pour l'homme est la consommation de poissons. Le mercure est neurotoxique et reprotoxique sous ses formes organométalliques (monométhylmercure et diméthylmercure), de sels (calomel, cinabre, etc.) et sous sa forme liquide en elle-même. Il est particulièrement bio-accumulable surtout sous sa forme organométallique. Selon la réglementation REACH, le mercure est mortel en cas d'inhalation, peut nuire à l'enfant à naître, provoque des lésions aux organes en cas d'exposition prolongée ou répétée, est très toxique pour la vie aquatique avec des effets à long terme.	INERIS, 2008. Données technico-économiques sur les substances chimiques en France : MERCURE ET SES PRINCIPAUX COMPOSES, 112 p. <a href="https://echa.europa.eu/fr/substance-information/-/substanceinfo/10.028.278">https://echa.europa.eu/fr/substance-information/-/substanceinfo/10.028.278</a>		X	X
1462	Di Butyl Phtalate (DBP)	Composé organique de la famille	La présence de ce composé dans l'environnement provient de matériaux de construction extérieurs ou intérieurs, de	<a href="https://echa.europa.eu/fr/substance-information/">https://echa.europa.eu/fr/substance-information/</a>		X	

Code para mètre	Nom de la molécule	Famille	Principales caractéristiques	Source	Matrice		
					Eau	Péri phyton	Biote
		des phtalates	produits de la vie courante contenant du plastique (véhicules, machines, appareils mécaniques et produits électriques/électroniques), de piles et accumulateurs électriques. Selon la réglementation REACH, cette substance peut nuire à la fertilité ou à l'enfant à naître, est toxique pour la vie aquatique avec des effets à long terme. Elle est considérée comme reprotoxique et comme un perturbateur endocrinien (PE). Elle est en cours d'évaluation en tant que substance persistente, bioaccumulative et toxique (PBT).	<a href="#">/substanceinfo/100.001.416</a>			
1506	Glyphosate	Composé organo phosphoré non inhibiteur des cholin estérases	Le glyphosate est un herbicide systémique non sélectif, utilisé en agriculture (grandes cultures, viticultures, arboriculture), par la SNCF pour la gestion des voies ferrées, et par des professionnels pour la gestion des espaces fermés au public. Le glyphosate est modérément soluble dans l'eau et insoluble dans la plupart des solvants organiques. Le glyphosate contenu dans le sol, peut avec les phénomènes d'érosion et de pluie être transféré vers les eaux de surfaces, ce qui explique que le glyphosate et son métabolite l'AMPA sont fréquemment retrouvés dans les eaux de surfaces. Les molécules de Glyphosate peuvent aussi s'adsorber sur les particules du sol (notamment argileux) ou du sédiment, leur temps de dégradation étant alors plus long. La molécule est considérée comme toxique pour les milieux aquatiques avec des effets à long terme.	Institut national de l'environnement industriel et des risques, GLYPHOSATE ET SES PRINCIPAUX COMPOSES, Verneuil-en-Halatte : Ineris - 181229 - v2.0, 27/03/2020.	X		
1517	Naphthalène	Hydrocarbure aromatique polycyclique (HAP)	Cette molécule est utilisée comme répulsif contre les mites est maintenant surtout utilisée pour synthétiser les phtalates et divers agents plastifiants, résines, teintures, insecticides ou répulsifs, etc. Sa présence dans l'environnement vient de combustions incomplètes du bois et du charbon et de la sublimation du naphthalène utilisé comme insecticide. Le naphthalène est aussi présent dans la fumée de cigarette. Il est très volatile et il serait bioaccumulable chez plusieurs espèces de poissons, de moules et	INERIS - Fiche de données toxicologiques et environnementales des substances chimiques : DRC-10-109974-00932B Version N°4.1 - 2015. <a href="https://echa.europa.eu/fr/substanc">https://echa.europa.eu/fr/substanc</a>		X	

Code para mètre	Nom de la molécule	Famille	Principales caractéristiques	Source	Matrice		
					Eau	Péri phyton	Biote
			d'huîtres. Il est très toxique pour la vie aquatique avec des effets à long terme et nocif en cas d'ingestion. Il est considéré comme potentiellement cancérigène (REACH).	<a href="https://echa.europa.eu/fr/substanceinfo/10.001.863">e-information/-/substanceinfo/10.001.863</a>			
1524	Phénanthrène	Hydrocarbure aromatique polycyclique (HAP)	Le phénanthrène est utilisé dans la production de colorants, d'explosifs, de produits pharmaceutiques, de conducteurs électriques pour les batteries et les cellules photovoltaïques. Dans l'environnement, il provient de la combustion des hydrocarbures, du bois ou du charbon (inserts, foyers fermés faiblement alimentés en air), de la fumée de tabac, des échappements de moteur Diesel ou à essence. On le trouve aussi dans les viandes grillées au charbon de bois (barbecue), dans les huiles moteur usagées...Il est très peu soluble dans l'eau et volatile dans l'air (à température ambiante), préférant s'adsorber sur les particules grasses ou la matière organique (lipides notamment). C'est un polluant organique persistant (POP). Selon la réglementation REACH, cette molécule est très toxique pour la vie aquatique avec des effets à long terme et nocive en cas d'ingestion.	Institut national de l'environnement industriel et des risques, Phénanthrène, Verneuil-en-Halatte : Ineris - 200845 - v1.0, 18/01/2021. <a href="https://echa.europa.eu/fr/substanceinfo/10.001.437">https://echa.europa.eu/fr/substanceinfo/10.001.437</a>		X	
1527	Diéthyl Phtalate (DEP)	Composé organique de la famille des phtalates	La présence dans l'environnement de cette molécule est due à l'utilisation intérieure et extérieure de liquides de lavage/détergents pour machines, produits d'entretien automobile, peintures et revêtements ou adhésifs...Elle provient aussi de divers produits comme les parfums et fragrances, les produits chimiques de laboratoire, les produits pharmaceutiques, cosmétiques et produits de soins personnels, les cires et cirages, les produits de revêtement et de remplissage (mastics, plâtres, pâte à modeler, polymères). Cette molécule est insoluble dans l'eau. Elle pourrait être tératogène selon des études menées chez le rat et pourrait être un PE notamment en mélange avec d'autres phtalates ou d'autres PE (en cours d'évaluation selon la réglementation REACH).	<a href="https://echa.europa.eu/fr/substanceinfo/10.001.409">https://echa.europa.eu/fr/substanceinfo/10.001.409</a>		X	

Code para mètre	Nom de la molécule	Famille	Principales caractéristiques	Source	Matrice		
					Eau	Péri phyton	Biote
1584	Biphényle	Hydro carbure aromatique	Il est utilisé comme fluide caloporteur, Intermédiaire dans l'industrie chimique, pharmaceutique et agrochimique (biocide) ou encore conservateur alimentaire (numéro E230) pour éviter la formation de moisissures (le plus souvent en combinaison avec l'orthophénylphénol (E231) et l'imazalil) sur les peaux des agrumes). Il est insoluble dans l'eau et est considéré comme très toxique pour la vie aquatique avec des effets à long terme, pouvant provoquer une grave irritation des yeux, une irritation de la peau et une irritation respiratoire.	INERIS, 2018. Données technico-économiques sur les substances chimiques en France : Biphényle, DRC-18-158744-00413A, p.26 <a href="https://echa.europa.eu/fr/substance-information/-/substanceinfo/100001967">https://echa.europa.eu/fr/substance-information/-/substanceinfo/100001967</a>		X	
1618	Méthyl-2 Naphthalène	Hydro carbure aromatique polycyclique (HAP)	Il sert de précurseur à des composés pharmaceutiques et est un des principaux réactifs pour la synthèse de la vitamine K. Il est insoluble dans l'eau et est considéré comme toxique pour la vie aquatique avec des effets à long terme et nocif en cas d'ingestion (règlementation REACH).	INERIS - Fiche de données toxicologiques et environnementales des substances chimiques ( <a href="https://substances.ineris.fr/fr/substance/217">https://substances.ineris.fr/fr/substance/217</a> ); <a href="https://echa.europa.eu/fr/substance-information/-/substanceinfo/100001890">https://echa.europa.eu/fr/substance-information/-/substanceinfo/100001890</a>		X	
1623	Fluorène	Hydro carbure aromatique polycyclique (HAP)	Le fluorène est un intermédiaire chimique dans divers procédés de fabrication (résines, teintures, matières plastiques, colorants, pesticides) et dans la production de médicaments antidiabétiques et antiarythmiques. Il est présent dans les émissions d'incinérateurs d'ordures ménagères, les émissions de raffineries de pétrole. Il est présent dans les goudrons des routes. On en trouve aussi des traces dans la combustion de l'essence ou du diesel. Il est presque insoluble dans l'eau et est considéré comme très toxique pour la vie aquatique avec des effets à long terme (règlementation REACH).	Institut national de l'environnement industriel et des risques, Fluorène, Verneuil-en-Halatte : Ineris - 200845 - v1.0, 28/01/2021. <a href="https://echa.europa.eu/fr/substance-information/-/substanceinfo/100001541">https://echa.europa.eu/fr/substance-information/-/substanceinfo/100001541</a>		X	
1636	4 Chloro 3 Méthyl Phénol	Composé de la famille	Le Chlorocrésol est bactéricide et fongicide, principalement employé dans des produits de désinfection professionnels, comme agent de	Institut national de l'environnement	X		

Code para mètre	Nom de la molécule	Famille	Principales caractéristiques	Source	Matrice		
					Eau	Péri phyton	Biote
	(Chloro crésol)	des chloro phénols	conservation dans la tannerie et les textiles. Il est peu soluble dans l'eau, biodégradable et sensible à la photolyse dans l'eau (en particulier dans les eaux chargées en acide humique) et le sol. Son adsorption sur le carbone organique est modérée. Des effets sur la reproduction des invertébrés ou des poissons sont observés à des niveaux équivalents ou légèrement plus bas que ceux correspondant à des effets sur la mortalité ou la croissance sans que des perturbations du système endocrinien des organismes n'aient pu être prouvées. Cette molécule ne fait l'objet d'aucun classement cancérogénèse, mutagénèse, reproduction.	industriel et des risques, 4-chloro-3-méthylphénol (Chlorocrésol), Verneuil-en-Halatte : Ineris - 203228 - v1.0, 28/06/2021. INERIS : Fiche norme de qualité environnementale : 4-CHLORO-3-METHYLPHENOL - n° CAS : 59-50-7			
1638	Méthyl Phénol 4 (p-Crésol)	Composé de la famille des phénols	Cette molécule est un monomère de différents polymères utilisés dans la fabrication de semi-conducteurs, de revêtements industriels (revêtement de boîte métallique de conserve). Elle est aussi un intermédiaire de synthèse pour la production de Butyl Hydroxy Toluène qui entre dans la composition d'additifs agroalimentaires, cosmétiques et de pesticides. Le p-Crésol est aussi utilisé comme solvant à usage industriel. Il est émis significativement, via la digestion de protéines, dans les déjections humaines et animales, ce qui est une cause naturelle de sa présence dans l'environnement. Il est considéré comme toxique pour l'homme.	Institut national de l'environnement industriel et des risques, Méthylphénol 4 - P-Cresol, Verneuil-en-Halatte : Ineris - DRC-19-158744-02073B.	X		
1709	Piperonyl Butoxide (PBO)	Composé de la famille des benzo dioxoles	Le Piperonyl Butoxide est un synergisant, produit chimique qui améliore les propriétés pesticides d'autres produits chimiques, généralement les composés de la famille des pyréthriinoïdes. Il est employé en agriculture conventionnelle, dans la lutte contre les moustiques, dans des aérosols et répulsifs insecticides vétérinaire et pour les vêtements humains et la literie. Le PBO est rapidement dégradé par photolyse mais pas par hydrolyse. Il est facilement adsorbé sur la matière organique. Il est toxique chez les poissons d'eau douce (CL50 - 96 h de 1900 µg/L chez la truite arc-en-ciel) et les invertébrés aquatiques d'eau douce (CE50 -	Fiche Sage Pesticides éditée par le Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec ( <a href="https://www.sagepesticides.qc.ca/Recherche/RechercheMatiere/DisplayMatiere?MatiereActiveId=233">https://www.sagepesticides.qc.ca/Recherche/RechercheMatiere/DisplayMatiere?MatiereActiveId=233</a> )	X		

Code para mètre	Nom de la molécule	Famille	Principales caractéristiques	Source	Matrice		
					Eau	Péri phyton	Biote
			48 h de 510 µg/L pour <i>Daphnia magna</i> ). Il est classé comme cancérigène possible chez l'humain mais il est considéré comme non neurotoxique, ni génotoxique, ni perturbateur endocrinien.				
1713	Thiabendazole	Composé de la famille des benzimidazoles	Le Thiabendazole est un fongicide et un antihelminthique, utilisé en agriculture (traitement de surface des fruits ou des légumes, comme les bananes ou les oranges) et en élevage mais aussi comme additif alimentaire (E233). Ce fongicide possède une faible toxicité aiguë chez les animaux de laboratoire mais il est toxique chez les poissons (CL50-96h de 560 µg/L chez la truite arc-en-ciel) et les invertébrés aquatiques (CL50-48h de 310 µg/L chez <i>Daphnia magna</i> ). Peu biodégradable dans les sols, le thiabendazole est rapidement métabolisé par les microorganismes aquatiques en présence d'oxygène (demi-vie de 1,6 jour) et rapidement phototransformé dans l'eau (demi-vie de 1,2 jour). Il est bien adsorbé sur la matière organique. Ce fongicide est cancérigène possible et perturbateur endocrinien potentiel mais non génotoxique ni neurotoxique chez l'humain.	Fiche Sage Pesticides éditée par le Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec ( <a href="https://www.sagepesticides.qc.ca/Recherche/RechercheMatiere/DisplayMatiere?MatiereActiveID=174">https://www.sagepesticides.qc.ca/Recherche/RechercheMatiere/DisplayMatiere?MatiereActiveID=174</a> )	X		
1866	Chlordécone (CLD)	Composé organo chloré	Insecticide utilisé pour lutter contre le charançon du bananier et contre d'autres nuisibles comme la fourmi-manioc de 1972 à 1993 en Guadeloupe. La molécule présente une forte affinité et capacité de rétention pour les sols et la matière organiques, une affinité élevée pour les composés hydrophobes, une faible volatilité, une faible solubilité dans l'eau, ce qui en fait un POP. Selon la réglementation REACH, le CLD est toxique en cas d'ingestion, toxique par contact avec la peau, très toxique pour la vie aquatique avec des effets à long terme et est suspectée de provoquer le cancer. La CLD n'est pas génotoxique directement, mais peut agir comme un cancérigène épigénétique et un promoteur de tumeur, notamment par un effet proangiogénique. Elle est dotée de propriétés œstrogéniques et peut par conséquent être qualifiée de perturbateur	Bodiguel X., Bertrand J. A. et J. Fremery, 2011. Devenir de la chlordécone dans les réseaux trophiques des espèces marines consommées aux Antilles (CHLORETRO). Rapport final de Convention Ifremer, ODE Martinique et DSV Martinique. Ifremer, Martinique. <a href="https://archimer.i">https://archimer.i</a>	X	X	X

Code para mètre	Nom de la molécule	Famille	Principales caractéristiques	Source	Matrice		
					Eau	Péri phyton	Biote
			endocrinien. La chlordécone, en raison de son caractère extrêmement lipophile, est une substance particulièrement bioaccumulable dans les organismes marins (poissons et algues), mais aussi dans les plantes et les animaux terrestres. La CLD est doté de propriétés œstrogéniques et peut par conséquent être qualifié de perturbateur endocrinien.	<a href="http://fremer.fr/doc/00036/14684/">fremer.fr/doc/00036/14684/</a> Mouvet C. et al., 2018. Comparaison des propriétés proangiogéniques in vivo de la chlordécone et de trois de ses dérivés déchlorés formés par réduction chimique. Rapport final. BRGM/RP-66893-FR. 40 p., 12 fig., 4 tab.			
1877	Imidaclopride	Composé de la famille des néonicotinoïdes	Les 7 molécules néonicotinoïdes exploitées sur le marché sont utilisées pour leur action insecticide dans le domaine agricole (insecticide systémique) et comme biocide dans les domaines domestiques et professionnels. L'imidaclopride est classé nocif en cas d'ingestion, très toxique pour les organismes aquatiques et entraîne des effets à long terme (annexe VI du règlement 1272/2008). L'imidaclopride est hydrosoluble. De façon générale, les substances néonicotinoïdes semblent présenter des solubilités importantes et une persistance élevée dans le compartiment aquatique qu'ils contaminent facilement par lessivage des sols. L'imidaclopride est légèrement toxique chez les poissons d'eau douce (CL50 - 96 h > 83000 µg/L chez la truite arc-en-ciel), les invertébrés aquatiques d'eau douce (CL50 - 48 h de 10440 µg/L pour <i>Daphnia magna</i> ) et les algues vertes (CE50 - 96 h > 10000 µg/L pour <i>Scenedesmus subspicatus</i> ). Il est peu bioaccumulable.	INERIS, 2015. Données technico-économiques sur les substances chimiques en France : Néonicotinoïdes, DRC-15-136881-07690B, p. 43 Fiche Sage Pesticides éditée par le Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec ( <a href="https://www.sagepesticides.qc.ca/Recherche/RechercheMatiere/DisplayMatiere?MatiereActiveID=137">https://www.sagepesticides.qc.ca/Recherche/RechercheMatiere/DisplayMatiere?MatiereActiveID=137</a> )	X		
1907	AMPA (Acide Amino Méthyl Phosphonique)	Principal produit de dégradation du glyphosate dans les	L'AMPA provient de la dégradation dans l'environnement du glyphosate et des phosphonates (agents anti-tartre que l'on trouve dans les produits d'entretien domestiques ainsi que dans les détergents) présents dans les eaux usées et/ou les eaux pluviales. L'AMPA, fortement adsorbé sur les	Institut national de l'environnement industriel et des risques, GLYPHOSATE ET SES PRINCIPAUX COMPOSES,	X		

Code para mètre	Nom de la molécule	Famille	Principales caractéristiques	Source	Matrice		
					Eau	Péri phyton	Biote
		plantes, le sol et l'eau.	particules des sols, se retrouve aussi dans les cours d'eau et les eaux de surface par ruissellement lors des événements pluvieux. Il peut être biodégradé dans les sols et les sédiments dans lesquels il a tendance à s'accumuler mais sa photodégradation est très limitée dans les eaux.	Verneuil-en-Halatte : Ineris - 181229 - v2.0, 27/03/2020. Résumé de l'article : S.Piel, A Grandcoin, E Baurès.2019. L'acide aminométhylphosphonique (AMPA) dans les eaux naturelles et les filières de traitement : origines, comportement et devenir TSM 4 - 45-56 - <a href="https://doi.org/10.1051/tsm/201904045">https://doi.org/10.1051/tsm/201904045</a>			
1959	Octylphenol para-tert (4tOP)	Composés de la famille des alkylphénols	Le 4tOP est utilisé pour la fabrication de résines phénoliques et de dérivés éthoxylés d'octylphénol, eux-même employés comme émulsifiants pour la fabrication de polymères et de pesticides. La présence d'octylphénol dans l'environnement provient d'émissions industrielles, d'émissions en provenance des stations de traitement des eaux usées (où il n'est pas traité) et d'émissions diffuses provenant d'articles contenant du 4tOP. Le 4tOP étant une molécule non volatile, lipophile et faiblement dégradable, il est essentiellement adsorbé sur les particules en suspension et les sédiments. Il est considérée comme très toxique pour les organismes aquatiques, entraînant des effets néfastes à long terme. Il a tendance à se bioaccumuler dans les tissus gras des organismes. C'est un perturbateur endocrinien reconnu. Il figure dans la liste des « substances extrêmement préoccupantes » (SVHC) de la réglementation REACH.	INERIS, 2016. Données technico-économiques sur les substances chimiques en France : DRC-16-158744-11472A.		X	X

Code para mètre	Nom de la molécule	Famille	Principales caractéristiques	Source	Matrice		
					Eau	Péri phyton	Biote
2466	1,2,3,4,6,7,8,9 Octachloro dibenzodioxine (OCDD)	Composés de la famille des polychlorodi benzo-para-dioxines (PCDDs)	Les PCDDs proviennent de la plupart des processus de combustions naturelles et industrielles et en particulier de procédés faisant intervenir de fortes températures (incinération de déchets (ménagers, industriels ou médicaux), métallurgie...). Elles peuvent formées lors de la synthèse chimique de dérivés aromatiques chlorés ainsi qu'au cours de processus biologiques et de réactions photochimiques naturelles. La contamination des eaux résulte du dépôt des particules atmosphériques associées aux PCDDs, des rejets industriels, des débordements d'égouts, des pesticides à base de chlorophénol et du lessivage par les précipitations des décharges contaminées. Les PCDDs sont hydrophobes et sont donc adsorbées sur les particules en suspension et dans les sédiments ou associées à la matière organique dissoute. Les PCDDs semblent principalement éliminées de l'environnement par photodégradation. Elles semblent également se bioaccumuler dans les organismes aquatiques. Elles induisent un stress oxydant par induction des cytochromes P450 et ont des propriétés cancérigènes. Les cytochromes induits ont aussi la propriété de métaboliser l'oestradiol.	Institut national de l'environnement industriel et des risques, 1,2,3,4,6,7,8,9 Octachlorodibenzodioxine, Verneuil-en-Halatte : Ineris - DRC-02-25590-02DF46.doc - Version N 2-1 avril 2005			X
2542	Monobutyl étain Cation	Composé de la famille des organo étains ou organo stanniques	Le monobutylétain cation (et le dibutylétain cation) sont utilisés de façon notable comme stabilisateurs pour le PVC, comme catalyseurs dans le revêtement électrolytique, les silicones, l'estérification, les polyuréthanes et dans le revêtement du verre. Les organoétains sont des contaminants lipophiles moyennement solubles dans l'eau et facilement adsorbés sur la matière particulaire dans les milieux aquatiques. Ils ont tendance à s'accumuler dans les poissons et d'autres organismes aquatiques. L'adsorption du monobutylétains est irréversible dans les sols. Il est considéré comme facilement biodégradable, avec 69% de dégradation au bout de 28 jours dans les milieux aquatiques.	INERIS, 2014. Données technico-économiques sur les substances chimiques en France : Mono et dibutylétain cation, DRC-14-136881-07006A, p. 26.	X	X	X

Code para mètre	Nom de la molécule	Famille	Principales caractéristiques	Source	Matrice		
					Eau	Péri phyton	Biote
2766	Bisphénol A (BPA)	Composé organique de la famille des bisphénols	Le bisphénol A est majoritairement utilisé dans la fabrication du polycarbonate (plastiques rigides et transparents) et de résines, en tant qu'additif destiné à rendre les corps plus durs et transparents. Il entre ainsi dans la composition de nombreux produits à usage domestique et industriel. Il est aussi utilisé en tant que révélateur dans les papiers thermiques. Le BPA n'est pas volatile. Dans l'environnement, il est présent majoritairement dans les eaux. Le BPA, considéré comme potentiellement reprotoxique et PE pour les humains et l'environnement, a été récemment inscrit sur la liste candidate pour autorisation ou liste des molécules SVHC de la réglementation REACH.	INERIS, 2010. Données technico-économiques sur les substances chimiques en France : Bisphénol A, INERIS -DRC-10-102861-01251B, 77 p. <a href="https://echa.europa.eu/fr/candidat-e-list-table/-/dislist/details/0b0236e180e22414">https://echa.europa.eu/fr/candidat-e-list-table/-/dislist/details/0b0236e180e22414</a>	X	X	X
5325	Diisobutyl Phthalate (DIBP)	Composé organique de la famille des phtalates	Cette molécule est utilisée dans les produits de revêtement (mastics, plâtres, argiles, polymères...) et comme agent de liaison dans les peintures et les revêtements ou les adhésifs. Elle entre aussi dans la composition de nombreux produits de la vie courante (pneus, plaquettes de freins, textiles, peintures...). Elle est insoluble dans l'eau. Selon la réglementation REACH, le DIBP peut être mortel en cas d'ingestion et de pénétration dans les voies respiratoires, peut nuire à la fertilité ou à l'enfant à naître, est très toxique pour la vie aquatique avec des effets à long terme. Elle est considérée comme reprotoxique et comme un PE. Elle est parfois considérée comme une substance persistente, bioaccumulative et toxique (PBT).	<a href="https://echa.europa.eu/fr/substance-information/-/substanceinfo/100.001.412">https://echa.europa.eu/fr/substance-information/-/substanceinfo/100.001.412</a>		X	
6577	Chlordecone 5b Hydro (CLC 5b hydro)	Composé organo chloré, métabolite de la Chlordécone	Initialement considéré comme une impureté mélangée à la Chlordécone dans les produits commerciaux (Mirex®, Curlone®), il est maintenant admis que la Chlordecone 5b Hydro est un métabolite de la Chlordécone issu de la réduction du groupe carbonyle hydraté. Chez les animaux, cette réduction se produit grâce à l'activité d'une enzyme de type réductase détectée au niveau du cytosol hépatique, la molécule étant ensuite éliminée majoritairement par excrétion biliaire dans	Martial, 2014, «Chlordécone»: Le douloureux réveil. L'évaluation et la prévention de l'impact sanitaire et environnemental de ce pesticide en Martinique. Thèse pour le diplôme			X

Code para mètre	Nom de la molécule	Famille	Principales caractéristiques	Source	Matrice		
					Eau	Péri phyton	Biote
			les fèces. La CLC 5b hydro est plus soluble dans l'eau et moins lipophile que la CLC. De ce fait elle est plus facilement absorbée par les plantes à partir du sol.	d'état de docteur en pharmacie. Damien A. Devault et al. Natural transformation of chlordecone into 5b-hydrochlordecone in French West Indies soils: statistical evidence for investigating long-term persistence of organic pollutants. Environmental Science and Pollution Research, Springer Verlag, 2016, vol. 23 (n° 1), pp. 81-97. <a href="https://hal.archives-ouvertes.fr/hal-01347150">https://hal.archives-ouvertes.fr/hal-01347150</a>			
6616	Di (2 Ethyl Hexyl) Phtalate (DEHP)	Composé organique de la famille des phtalates	Ce composé organique a été couramment utilisé comme plastifiant pour matière plastique (notamment la fabrication des PVC souples) avant d'être progressivement retiré du marché européen entre 2014 et 2015. La présence de DEHP dans l'environnement est essentiellement due aux déchets contenant du DEHP (incinération, décharges, déchiquetage de voitures, déchets restant dans l'environnement). Cette molécule, pratiquement insoluble dans l'eau, est considérée comme une perturbateur endocrinien féminisant et une substance reprotoxique selon la réglementation REACH : le DEHP peut nuire à la fertilité ou à l'enfant à naître, il est toxique pour la vie aquatique avec des effets à long terme.	INERIS : Fiche Données technico-économiques sur les substances chimiques en France. DRC - MECO. Version N°1-mai 05. <a href="https://echa.europa.eu/fr/substance-information/-/substanceinfo/100003829">https://echa.europa.eu/fr/substance-information/-/substanceinfo/100003829</a>		X	

Code para mètre	Nom de la molécule	Famille	Principales caractéristiques	Source	Matrice		
					Eau	Péri phyton	Biote
6423 Somme des 7 PCBs	Les polychloro biphényles (PCB)	Composés aromatiques organo chlorés dérivés du biphényle	Ces composés sont synthétisés en mélange (chaque noyau phényle pouvant comporter jusqu'à 5 atomes de chlore en substitution des atomes d'hydrogène : du monochloro-biphényle au décachloro-biphényle). Les PCB sont répartis selon 2 catégories, PCB de type dioxine (PCB dioxinlike (PCB-DL)) et les autres PCB (PCB Non dioxin Like (PCB-NDL)), établies en prenant en compte uniquement les effets tératogènes. Les PCB étaient employés dans les transformateurs électriques, les condensateurs de puissance et les «petits» condensateurs (électroménager, éclairage). Ils ont aussi été employés dans les échangeurs thermiques et hydrauliques, les plastiques, les revêtements, les peintures, laques, vernis, colles, encres et les traitements phytosanitaires. Ils ne sont plus employés en France depuis 1987 mais l'usage de certains appareils contenant moins de 500ppm de PCB reste autorisé et responsable des contaminations actuelles de l'environnement (air, eau, sol). Les PCB sont considérés comme très toxiques pour les organismes aquatiques, pouvant entraîner des effets néfastes à long terme pour l'environnement aquatique. Ils présentent aussi un danger d'effets cumulatifs et un risque présumé d'effets graves pour les organes à la suite d'expositions répétées ou d'une exposition prolongée. Ils sont considérés comme sensibilisant, mutagène, cancérigène, reprotoxique. Les PCB sont des composés persistants voire très persistants (à partir des Pentachlorobiphényl) dans l'environnement, leur stabilité augmentant avec le nombre d'atomes de chlore (à titre d'exemple la demi-vie dans l'eau augmente de 0,67 années pour le Monochlorobiphényl à 6 années pour le Décachlorobiphényl). Ils sont insolubles dans l'eau et fortement adsorbés sur les particules en suspension, les sédiments et la matière organique et ce d'autant plus qu'ils sont fortement chlorés.	INERIS, 2011. Données technico-économiques sur les substances chimiques en France : Les polyChloroBiphenyles (PCB), DRC-11-118962-11081A, 89 p.			X
6693	Propyl paraben	Composés de la famille	Les parabènes ayant des propriétés antibactériennes et antifongiques sont	INERIS, 2015. Données technico-			X

Code para mètre	Nom de la molécule	Famille	Principales caractéristiques	Source	Matrice		
					Eau	Péri phyton	Biote
6695	Methyl paraben	des esters de l'acide parahydrox y benzoïque	utilisés comme conservateurs dans les cosmétiques, les produits pharmaceutiques, mais aussi, de manière plus marginale, dans les aliments ou dans des produits de nettoyage. Du fait de leur potentiel effet perturbateur endocrinien, cinq parabènes ont été récemment interdits mais quatre parabènes restent admis par la réglementation européenne dont le méthyl et le propyl-parabènes. Ces 2 parabènes sont considérés comme toxique, irritant, sensibilisant et narcotique. Malgré la biodégradation rapide des parabènes à chaine courte dans l'eau, ils sont fréquemment trouvés dans les eaux de surface qu'ils contaminent directement ou par les eaux usées.	économiques sur les substances chimiques en France : Parabènes, DRC-15-136881-10349A, p. 40.			X

**ANNEXE 11. Protocole mis en œuvre pour la réalisation des observations histologiques des gonades (Extrait du rapport de stage de Delphine Jacquemet, 2<sup>ème</sup> année de DUT Génie Biologique option Analyses Biologiques et Biochimiques à l'IUT de Lyon 1)**

**La silanisation des lames**

Afin que les coupes histologiques adhèrent correctement aux lames de verre, sans risque de se détacher au cours de la coloration, nous avons préalablement traité les lames au silane selon le protocole ci-dessous (Tableau 1) :

*Tableau I : Mode opératoire de la silanisation des lames*

<i>Bains</i>	Acétone	Acétone + silane 2%	Eau distillée	Eau distillée
<i>Temps d'immersion</i>	2-3 min	1 min	1 min	1 min

Les lames sont disposées dans un panier facilitant leur passage d'un bain à un autre. À chaque passage, les lames sont égouttées. La solution d'acétone et de silane à 2% se compose de 4 ml de silane et de 196 mL d'acétone. Les autres bains contiennent environ 200 mL de chaque solution. Le 1<sup>er</sup> bain d'eau distillée est remplacé après deux rinçages. Le 2<sup>nd</sup> bain doit être changé à chaque passage. Au terme de différents bains les lames sont placées à l'étuve pendant une nuit à 60°C.

**La déshydratation & imprégnation des échantillons**

La déshydratation est une étape nécessaire avant l'inclusion si celle-ci se fait dans la paraffine comme dans le cas présent. En effet, la paraffine étant hydrophobe il est nécessaire de déshydrater les prélèvements avant inclusion. Elle consiste à faire passer les prélèvements dans des bains successifs d'éthanol de degré croissant (70° - 2 bains -, 96° - 2 bains - et 100° - 3 bains -) puis se poursuit par des bains dans un liquide miscible à la fois à la paraffine et l'alcool : ici nous avons choisi le butanol. Enfin, les échantillons sont imprégnés de paraffine à un point de fusion 55°C. Nous avons réalisé la déshydratation et l'imprégnation à l'aide du Processeur de tissus Modèle STP-120, selon le protocole suivant :

<i>Bains</i>	<i>Temps d'immersion</i>
Ethanol à 70° (2 bains)	1h30
Ethanol à 96° (2bains)	1h30
Ethanol à 100° (3bains)	45 min
Butanol	2h
Butanol	4h
Paraffine	2h
Paraffine	10h

### **La mise en blocs ou inclusion**

L'inclusion a pour but de former des blocs et de rendre rigide les prélèvements afin de pouvoir ensuite les découper en tranches fines sans les déformer. Pour cela nous avons utilisé le Shandon Histocentre 3 de Thermo Electron Corporation).

La paraffine en fusion est contenue dans un bac central et délivrée par une buse. Pour former les blocs, nous avons déposé un moule, adapté à la taille de chaque prélèvement, que nous avons rempli de paraffine. Par la suite, nous avons déposé une gonade de *Sicydium* sp et introduit un fond de cassette d'inclusion par-dessus. Enfin nous avons laissé refroidir les moules sur la plaque réfrigérante de l'appareil pendant un quart d'heure environ puis nous les avons démoulés. Les blocs sont ensuite taillés en forme de trapèze à l'aide d'un scalpel.

### **La réalisation des coupes**

Les coupes histologiques sont réalisées à l'aide d'un microtome semi-automatique Leica RM 2245 et de lames de rasoir en acier MM 35 ultra. Le bloc sur un porte-objet, est amené sur le fil de la lame, grâce à une manivelle. Ainsi, des coupes se créent et adhèrent ensemble ce qui forme un ruban.

Les coupes sont d'une épaisseur de 7µm, elles doivent être propres et les tissus inclus intacts. Ensuite, nous avons déposé, sur une lame silanée, recouverte d'eau distillée, un certain nombre de coupes. En fonction de la taille du bloc de paraffine, il est possible de déposer entre 2 et 4 rubans de coupes sur une lame.

Puis, les lames sont transférées sur une platine chauffante durant quelques secondes à environ 37°C. Enfin, nous avons éliminé l'eau au moyen d'un papier absorbant. Les lames sont déposées sur un portoir afin de les sécher quelques temps à l'air libre puis une nuit à l'étuve à 37°C. Ces dernières étapes permettent d'assurer le collage des coupes sur les lames. Les coupes permettent, ensuite, d'observer les prélèvements au microscope optique et de reconstituer le prélèvement en trois dimensions si elles sont superposées.

### **Le déparaffinage & la réhydratation des coupes**

Cette manipulation permet d'ôter la paraffine entourant les coupes sur les lames et de les réhydrater avant de les colorer. Pour effectuer le déparaffinage des coupes les lames subissent, comme pour la déshydratation, un passage dans des bains successifs d'abord dans de l'HistoChoice® puis de l'alcool et enfin de l'eau pour la réhydratation. A l'inverse de précédemment, le degré d'alcool est décroissant (100°, 95° et 70°). Après le dernier bain, les lames sont transférées dans un bac où l'eau circule en formant un courant léger. Elles peuvent rester dans ce bac pour une durée très variable, c'est une étape dite d'attente. Pour cette manipulation nous avons appliqué le protocole détaillé dans le tableau suivant :

Bains	Temps d'immersion	Action
HistoChoice® (2 bains)	5 min / bain	Déparaffinage
Butanol	5 min	Liquide de transition
Ethanol à 100°	5 min	Déparaffinage
Ethanol à 95°	5 min	Déparaffinage
Ethanol à 70°	5 min	Déparaffinage
Eau courante	≥ 5 min (étape d'attente)	Réhydratation

### **La coloration ou contraste**

Le contraste des coupes histologiques est une procédure impliquant des substances dites colorantes. Ils peuvent être d'origine naturelle ou synthétique et de différentes natures (sels, molécules ionisables, etc.). En fonction de l'ion responsable de la coloration un colorant

peut être cationique (basique) ou anionique (acide). Cet ion est appelé chromophore. En outre, la coloration a pour but de permettre l'identification des différents constituants du tissu.

En effet, certains composants cellulaires retiennent les colorants de différentes façons, créant ainsi des contrastes entre les différents organites et constituants cellulaire. Cette variation est due aux liaisons qui se forment entre les composants du tissu et le chromophore. Par exemple, il peut se former des liaisons hydrogènes ou covalentes ou encore des interactions électrostatiques.

En histologie il existe deux types de colorations : directes ou indirectes. Nous avons choisi le second type qui nécessite un mordant. Un mordant est une molécule intermédiaire qui permet la fixation du chromophore. Dans ce type de coloration, il y a formation d'un complexe entre le site de fixation, le mordant et l'ion colorant.

Pour colorer nos lames nous avons choisi l'hématoxyline de Groat, qui se fixe avec les constituants nucléaires en formant des liaisons covalentes. Ce colorant est cationique d'où son affinité pour les noyaux qui sont chargés négativement. L'hématoxyline nécessite un mordant l'alun de fer. Nous avons couplé cette première coloration à l'éosine, un colorant anionique qui se fixe par affinité électrostatique sur les régions électropositives telles que le cytoplasme et le collagène des cellules.

Ces deux colorants permettent donc de distinguer les noyaux colorés en violet foncé du reste des tissus colorés en rose-rouge. Avant de colorer les coupes nous avons préparé l'hématoxyline.

La coloration a été réalisée immédiatement après la déshydratation/ réhydratation, selon le mode opératoire suivant :

Bain	Temps
Héματοxyline	5 à 10 min
Eau courante	≥ 5 min (étape d'attente)
Eosine	5 à 10 min
Eau distillée	Deux rinçages rapides (30 s dans 2 bains)
Ethanol 100°	5 min
Butanol	5 min
HistoChoice® (2 bains)	5 min / bain

Les lames sont d'abord immergées dans l'héματοxyline puis, comme pour le déparaffinage, les lames sont transférées dans un bac où l'eau circule, ce qui permet le rinçage et le mordantage des coupes. Ensuite, les lames sont placées dans l'éosine, puis rincées brièvement dans des bains d'eau distillée. Ils servent à ôter l'excédent d'éosine. Les lames passent ensuite dans de l'éthanol absolu pour être déshydratées et contrastées. Si les coupes semblent trop colorées par l'éosine, un passage rapide dans de l'éthanol à 70° est réalisé afin de contraster les coupes. Enfin, le butanol permet la transition entre l'éthanol et l'HistoChoice®. Celui-ci permet de faciliter le montage.

Les temps dans les bains de colorants dépendent de l'ancienneté des colorants, plus ils sont anciens plus le temps de coloration sera long.

### **Le montage et observation des lames**

Finalement, au terme de tous ces traitements nous avons effectué le montage de coupes entre lame-lamelle aussitôt après le dernier bain d'HistoChoice®. Ce liquide est un solvant miscible dans le milieu de montage. Ce dernier permet la conservation des tissus entre lame-lamelle. Les lamelles doivent être déposées délicatement en évitant la formation de bulles dans la préparation. Il est possible de les chasser en exerçant une légère pression sur la lamelle. Le montage est maintenu en place à l'aide d'un milieu de montage solidifiable, transparent miscible dans l'HistoChoice. Les lames sont ensuite laissées à l'air libre pour

sécher sur une surface plane pendant au moins une nuit. Ce montage permet la conservation et l'observation des coupes durant plusieurs années. Enfin, les lames sont observées et prises en photos à l'aide d'un microscope relié à une caméra. Les photos sont prises à trois grossissements différents, une lame par échantillon : x5 x10 x20 pour les gonades femelles et x10 x20 x40 pour les gonades mâles.

## ANNEXE 12. Protocole mis en œuvre pour la mesure de l'activité EROD hépatique

Ce protocole décrit la mesure de l'activité enzymatique EROD (Ethoxy-Résorufine-O-Dééthylase) sur fraction post-mitochondriale (S9) d'homogénat de foie de poisson par une méthode fluorimétrique sur microplaque 96 puits. Cette mesure peut être réalisée à partir d'homogénats de foies de poissons pêchés sur le terrain ou exposés en laboratoire à des effluents ou des substances. Elle permet le diagnostic de l'exposition des poissons à des inducteurs du système CYP1A témoignant de la présence de polluants de type : PCB, HAP, dioxines...

La méthode utilisée est adaptée de la norme AFNOR NFT 90-385 (sept. 2001).

Les conditions d'application et de mise en œuvre du biomarqueur EROD pour la bio-surveillance des milieux aquatiques sont exposées en détails dans le guide technique :

*« Mise au point des conditions pratiques d'utilisation du biomarqueur EROD dans un réseau de surveillance ; Noury P. Migeon B., Garric J., Flammarion P. ; 2002 ; Cemagref »*

- **Fraction S9** : surnageant obtenu après centrifugation 15 minutes à 9000g des homogénats.
- **PMSF** : PhenylMethylSulfonylFluorure.
- **DMSO** : Diméthyl sulfoxyde
- **EROD** : Ethoxy-Resorufine-O-Dééthylase.
- **BSA** : Bovine Serum Albumine
- **CYP1A** : Cytochrome P4501A
- **NADPH** : Nicotinamide Adénine Dinucléotide Phosphate
- **PCB** : Polychlorobiphényle
- **HAP**: Hydrocarbure Aromatique Polycyclique
- **BNF** : Beta Naphtoflavone
- **FCR** : Force Centrifuge Relative

On mesure la transformation par l'enzyme à cytochrome P450 de la 7 éthoxyrésorufine en résorufine (celle-ci étant 100 fois plus fluorescente). La cinétique de fluorescence est mesurée en microplaques et calibrée à l'aide d'une gamme de résorufine.

L'activité enzymatique est rapportée à la concentration totale en protéines dans le S9. Au laboratoire Ecotoxicologie d'Irstea Villeurbanne, ce dosage protéique est réalisé selon la méthode colorimétrique de Lowry et coll. (1951). La concentration en protéines de chaque échantillon est déterminée à partir d'une gamme étalon de BSA :

<b>PRODUIT</b>	<b>N° CAS</b>	<b>REF.</b>
Disodium Hydrogénophosphate (Na <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub> , 12 H <sub>2</sub> O)	10039-32-4	Sigma # 71650
Potassium dihydrogenophosphate, (KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> )	7778-77-0	Sigma # P5655
Potassium chlorure (KCl)	7447-40-7	Sigma # P9333
7-Ethoxyresorufine	5725-91-7	Sigma # E3763
Résorufine	34994-50-8	Sigma # R3257
Diméthyl sulfoxyde (DMSO)	67-68-5	Sigma # D5879
Nicotinamide Adenine Dinucléotide Phosphate (NADPH)	2646-71-1	Sigma # N6505
Bovine Serum Albumine (BSA)	9048-46-8	Sigma # A7906
Réactif de Lowry		Sigma # L3540
Réactif de Folin		Sigma # F9252
PhenylMethylSulfonylFluorure (PMSF)	329-98-6	Sigma # P7626
Glycérol 99,5%,	56-81-5	Sigma # G9012
Beta-Naphtoflavone,	6051-87-2	Sigma # N3633

- Tampon phosphates (100 mM, pH 7,8)

solution A : 35,8 g de Na<sub>2</sub>HPO<sub>4</sub> , 12H<sub>2</sub>O (358 g.mol<sup>-1</sup>) dans 1l d'eau ultra pure.

solution B : 3,4 g de KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> (136 g.mol<sup>-1</sup>) dans 250ml d'eau ultra pure

La solution A est ajustée à pH 7,8 avec la solution B. Se conserve au frais (3-7°C) jusqu'à 6 mois. Verrerie spécifique

- Tampon de broyage : Pour la réalisation des homogénats de foie et leur conservation le tampon phosphate doit être additionné de 20% de glycérol (masse/masse). On peut aussi ajouter du PMSF (MM=174,2), un anti protéase, à raison de 35 mg pour 1 litre de tampon phosphate (0,2mM final)). Verrerie spécifique. Comme ce produit est peu soluble dans l'eau il est conseillé de le dissoudre préalablement dans 1 ml de DMSO.
- Solution de 7 éthoxyrésorufine 1,5 mM (241,2 g.mol<sup>-1</sup>): Préparer une solution mère de 7 éthoxyrésorufine dans du DMSO à la concentration de 1,5 mM, concentration proche de la saturation. Par exemple, mélanger précautionneusement dans un flacon brun une dose commerciale de 5 mg à 13,82 ml de DMSO. À température ambiante et à l'obscurité cette solution se conserve 12 mois. Le jour du dosage préparer la solution de travail. Préalablement déterminer de manière colorimétrique la concentration précise de la solution mère: mesurer l'absorbance à 482 nm de 100µl de cette solution dans 3 ml de DMSO et calculer la concentration à l'aide du coefficient d'extinction suivant =  $2,25 \times 10^4 \text{ M}^{-1} \cdot \text{cm}^{-1}$ . Calculer ensuite la dilution ad hoc pour la solution une solution de travail à 46 µM (le calcul montre que le taux de dilution à appliquer à la solution mère est égal à Absorbance x 29). La solution de travail se conserve à l'obscurité à température ambiante pendant au moins une semaine.
- Solution de NADPH (5,76 mM): Le matin du dosage, préparer un volume juste nécessaire (environ 1 ml /plaque) de solution de NADPH (833,4 g.mol<sup>-1</sup>) à 4,8 mg.ml<sup>-1</sup> dans de l'eau ultra pure. La solution est à utiliser le jour même de préférence mais peut se conserver 2 jours au frais (3-7°C). Verrerie spécifique.
- Résorufine, solution mère (SM): Dissoudre à l'obscurité et en agitant pendant 2h, 10,8 mg de résorufine (235,2 g.mol<sup>-1</sup>) dans 100 ml de diméthyl sulfoxyde (DMSO) pour obtenir une concentration de 460 µM (459 exactement). Aliquoter cette solution en tube de verre bouché et conserver 1 an maximum au congélateur -20°C (congélateur biochimie)
- Résorufine, solution de travail (ST): On dilue la solution mère au 1/40 dans le DMSO pour obtenir la solution de travail.

- Solutions mère de BSA : Préparer une solution mère (SM) de BSA à 0,3 g.l<sup>-1</sup> dans de l'eau pure. (Attention lors de la pesée, la BSA est un produit électrostatique qui se colle aux parois des récipients en plastique)
- Réactif de Lowry : le jour même préparer la solution de Lowry en ajoutant 40 ml d'eau ultra pure dans un flacon de réactif (Attention dissolution un peu longue, agiter grâce à un petit barreau aimanté). Le contenu d'un flacon suffit pour 2 microplaques de protéines.
- Réactif de Folin : Extemporaneément, préparer le réactif de Folin. (diluer au 1/4 du Folin 2N dans de l'eau pure). Exemple pour une plaque : 2ml de Folin 2N + 6ml d'eau pure.
- Microtubes Eppendorf 1,5ml
- Bonbonne d'Azote liquide
- Congélateur -80°C
- Spectrofluorimètre à microplaques: appareil permettant de lire des microplaques de 96 puits, avec une longueur d'onde d'excitation de 532nm et une longueur d'onde d'émission de 587nm
- Centrifugeuse réfrigérée.
- Verrerie et pipettes automatiques
  - Verrerie courante de laboratoire
  - Pipettes automatiques monocanal (10µl, 200µl 1000 µlet 5000 µl) et multicanaux (8 canaux - volumes 50-300µl)
  - Embouts pour pipettes
  - Réservoirs multipipette
  - Microplaques 96 puits sans couvercle à fond plat : soit transparente (Greiner) ou noire (Costar) pour une meilleure sensibilité

Au terme du bio-essai ou de la pêche électrique, les poissons sont euthanasiés, puis des échantillons individuels de foie sont rapidement prélevés en évitant le percement de la vésicule biliaire. Pour chaque poisson l'échantillon de foie est lavés dans une solution de KCL

puis homogénéisés dans du tampon phosphate + glycérol. À noter que la concentration en foie dans l'homogénat doit être ajustée pour obtenir une concentration en protéines totale dans le S9 comprise entre 5 et 10 g.l<sup>-1</sup>. Cela correspond environs à 0,2 g de foie par ml de tampon.

Pour une homogénéisation au broyeur de Potter Elvehgem, le broyage est de préférence réalisé juste après la dissection, introduit dans des tubes cryogéniques (préalablement numérotés) et congelés dans de l'azote liquide.

Pour une homogénéisation au broyeur à bille il est apparait nécessaire de congeler préalablement à sec les échantillons dans des microtubes à vis puis, le jour du dosage d'ajouter le tampon et d'effectuer le broyage.

Jusqu'à la réalisation des dosages enzymatiques et protéiques les échantillons sont stockés à -80°C (ou dans l'azote liquide). Un stockage à -20°C n'est pas suffisant pour maintenir l'intégrité enzymatique mais pourrait être utilisé en cas d'urgence pour des durées inférieures à 24 heures.

- Allumer et régler la centrifugeuse (4°C, FCR= 9000, 15 min)
- Décongeler en bain glacé (2-5°C) les échantillons nécessaires à la réalisation d'une microplaque. Centrifuger les homogénats à 9000g, à 4 °C pendant 15 minutes. La centrifugeuse permet de centrifuger 24 microtubes.
- Récupérer les surnageants (fraction S9) et les conserver à 4°C (2-5°C) en microtubes jusqu'au dosage EROD à effectuer dans l'heure. Le dosage des protéines est préférentiellement réalisé après le dosage enzymatique sauf s'il s'avère nécessaire de connaître les concentrations en protéines des S9 pour l'ajuster ensuite entre 5 et 10 g.L<sup>-1</sup> pour le dosage EROD.

A partir de la solution de travail réaliser une gamme étalon de résorufine dans le DMSO par dilution successive (exemple : raison 2/3). Chaque solution Filles (SF) de cette gamme est ensuite diluée au 1/23 dans le tampon (+BSA), soit directement dans les puits de microplaque soit en tube de verre.

Répartir 230 µl de gamme étalon en triplicat dans les puits de la microplaque les 7 concentrations de 0,04 à 0,5 µM. Ensuite pour chaque échantillon et en triplicat ajouter :

- 200 µl de tampon phosphate (pipette multicanaux)
- 10 µl de surnageant S9 (pipette monocanal)
- 10 µl de solution d'éthoxyrésorufine (multipette) (conc. finale 2µM)
- 10 µl de solution de NADPH (multipette) (conc. finale = 250 µM)

L'ajout de NADPH implique le début de la cinétique enzymatique : lire immédiatement.

Les opérations du calcul de l'activité EROD se décomposent comme suit :

1. À chaque temps de la cinétique, pour chaque triplicat d'échantillon ou point de la gamme, calculer la moyenne arithmétique, l'écart type et le pourcentage de variation ( $Ecartype/Moyenne * 100$ ). Si la variabilité dépasse 20% repérer et écarter le replicat excentrique et recalculer pour l'ensemble de la cinétique, moyenne, écart type et pourcentage de variation. Si la forte variabilité entre replicats persiste ou si elle est homogène (pas de valeur excentrique à éliminer) réaliser si possible un nouveau le dosage de l'échantillon. Résultat en UF (Unité de Fluorescence).

2. Pour chaque échantillon, à partir des moyennes de chaque temps, calculer la pente de la cinétique de fluorescence. Choisir la portion linéaire de la courbe qui se situe généralement entre 0 et 4-6 min.

3. Établir le facteur de conversion entre UF et concentration en résorufine au moyen de la gamme étalon ( $UF = A \times [reso]$ ), puis l'appliquer à chaque cinétique de fluorescence (résultat en pmol/ml/min).

4. Multiplier le résultat de 3. par 0,23 ml pour obtenir la quantité de résorufine produite par puit de microplaque et par min. Résultat en pmol/puit/min.

5. Diviser le résultat de 4. par la quantité de protéines<sup>1</sup> (en mg) contenu dans le puit pour obtenir l'activité EROD tel qu'elle est communément exprimée : en pmol/min/mg de protéines.

$$EROD = (P/A) * V / Q. \text{ (mg) exprimé en pmol/min/mg prot}$$

$P$  = pente de la cinétique de fluorescence de l'échantillon  $A$  = pente de la courbe étalon de résorufine

$V$  = volume réactionnel en ml = 0,23 ml

$Q$  = quantité de protéine dans le puit =  $[\text{prot.59 mg.ml}^{-1}] \times 0,01\text{ml}$

Nous posons au départ l'hypothèse que toutes les réponses EROD des poissons d'un même lot (même station de pêche, même espèce, même sexe...) peuvent être considérées comme indépendantes.

La variable EROD ayant une distribution log-normale, nous réalisons une transformation de variable (transformation logarithmique) ce qui permet de présenter les résultats en log ( $\pm$  écart-type). À l'aide d'un logiciel de statistique tel que R ou STATISTICA, tester en premier lieu la normalité de distribution d'un même lot et l'homogénéité des variances (par un test de Levene). Dans un deuxième temps réaliser l'ANOVA et les calculs des probabilités du test  $t$  de Student.

Pour présenter les résultats en pmol/min/mgprot. et non en logarithme, sachant que la moyenne arithmétique  $\pm$  écart-type n'est pas un bon descripteur de la distribution EROD on préférera présenter les résultats sous forme de moyenne géométrique avec intervalle de confiance ou bien sous forme de médiane.

## ANNEXE 13. Protocole mis en œuvre pour le dosage des protéines totales par la méthode de Bradford lors de la mesure de l'activité EROD

### Principe

La méthode de Bradford est basée sur le changement de couleur du bleu de Coomassie après liaison (complexification) avec les acides aminés basiques (arginine, histidine, lysine) et les résidus hydrophobes des acides aminés présents dans la ou les protéines. L'intensité de la coloration bleue est mesurée à 595 nm et étalonnée au moyen d'une courbe étalon d'albumine sérique de bovin.

### Produits utilisés

Nom	N° CAS	Ref. Fournisseur	Localisation
Disodium Hydrogenophosphate ( $\text{Na}_2\text{HPO}_4, 12 \text{ H}_2\text{O}$ )	10039-32-4	Sigma # 71650	Armoire 1 (E9)
Potassium dihydrogenophosphate, ( $\text{KH}_2\text{PO}_4$ )	7778-77-0	Sigma # P5655	Armoire 1 (C7)
Réactif de Bradford (bleu de coomassie)	(6104-58-1)	Sigma # B6916	Frigo Licorne
Serum Albumine Bovine (BSA)	9048-46-8	Sigma # A7906	Frigo Sifi

### Solutions préparées

- Tampon phosphate (100 mM, pH 7,8)
  - solution A : 35,8 g de  $\text{Na}_2\text{HPO}_4, 12\text{H}_2\text{O}$  ( $358 \text{ g}\cdot\text{mol}^{-1}$ ) dans 1l d'eau ultra pure.
  - solution B : 3,4 g de  $\text{KH}_2\text{PO}_4$  ( $136 \text{ g}\cdot\text{mol}^{-1}$ ) dans 250ml d'eau ultra pure

La solution A est ajustée à pH 7,8 avec la solution B. Se conserve au frais ( $3-7^\circ\text{C}$ ) jusqu'à 6 mois. Verrerie spécifique.

- Tampon d'extraction

Le tampon de broyage est du tampon phosphate (100mM, pH7,8) additionné de PMSF ( $\text{MM}=174,2$ ), un anti protéase, à raison de 35 mg pour 1 litre de tampon phosphate (0,2mM

final)). Verrerie spécifique. Comme ce produit est peu soluble dans l'eau, les 35 mg sont préalablement dissous dans 1 ml de DMSO.

### **Extraction et préparation de la fraction S9**

- Allumer et régler la centrifugeuse (4°C, FCR= 9000, 15 min)
- Sortir les échantillons du congélateur en les maintenant en bain de glace et au fur et à mesure transférer dans chaque tube de broyage un mélange de bille de verre 1 et 2 mm de diamètre.
- Ajouter volume de tampon d'extraction proportionnel à la masse d'échantillon et au rapport de 1/10 (m/V)
- Placer ensuite les tubes dans le broyeur à bille et lancer le premier broyage (vitesse 6 - 20 secondes)
- Sortir les tubes du broyeur et les placer 5 minutes dans la glace avant de lancer le deuxième broyage (même réglage)
- Placer ensuite les tubes en centrifugeuse réfrigérée à 4°C
- Centrifuger 15 minutes à 9000 g
- Transférer le surnageant (S9) en microtube et conserver en bain de glace jusqu'au dosage.

### **Dosage des protéines**

- Mode opératoire
1. Prendre 5µl de surnageant S9 prédilué au 1/5 dans du tampon phosphate pH 7,8 et l'introduire dans une plaque 96 puits en triplicat (15 µl au total).
  2. Ajouter 250 µl de réactif de Bradford
  3. Mélanger 30 secondes à l'agitateur de plaque, vitesse max.
  4. Lecture à 595 nm après 5 min d'incubation à température ambiante
    - Étalonnage à la BSA
      - Préparer une solution mère (SM) de BSA à 1mg/ml de tampon phosphates.

- Préparer une gamme d'étalonnage en micro tube comme ci-dessous
- Transférer 5  $\mu$ l en de chaque tube en triplicat dans une microplaque puis continuer à partir de l'étape 2 ci-dessus

	0	1	2	3	4	5
Concentration (mg)	0	0,132	0,198	0,296	0,667	1,00
Volume solution mère ( $\mu$ l)	0	600 de 2	600 de 3	600 de 4	600 de 5	1000 de SM
Volume tampon ( $\mu$ l)	300	300	300	300	300	0

- Calculs

- Moyenner les valeurs des triplicats en éliminant éventuellement la donnée excentrique
- Soustraire la valeur du blanc aux valeurs de de la gamme et des échantillons
- Déterminer avec la gamme le facteur de conversion entre absorbance et mg par ml (relation linéaire)
- Déterminer ainsi la concentration en protéines des échantillons (mg/ml)