

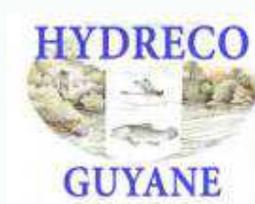
# Analyse de l'état initial et environnemental du site Ariane 6

*Phase 1 : Etat initial Faune/Flore/Habitats terrestres et  
aquatiques – Note méthodologique*

Juin 2015



**Agence ANTILLES GUYANE**  
Implantation Guyane  
18, Rue Raymond CRESSON  
97310 Kourou  
Tél. : 05.94.32.15.57  
Fax : 05.94.32.15.57



**Laboratoire Environnement de Petit  
Saut**  
BP 823  
97388 Kourou  
Tél : 05 64 32 40 79  
Fax : 05 94 32 21 29



**Biotope**  
30 Domaine de MONTABO  
97300 Cayenne  
Tél : 05 64 32 18 02  
Fax : 05 94 98 01 00

# Sommaire

<b>1</b>	<b>ETAT INITIAL FAUNE/FLORE ET HABITATS TERRESTRES .....</b>	<b>3</b>
1.1	L'EQUIPE DE TRAVAIL.....	3
1.2	PLANNING D'INTERVENTION FAUNE/FLORE TERRESTRE .....	3
1.3	LA BIBLIOGRAPHIE ET CONSULTATION.....	4
1.3.1	<i>Sources cartographiques</i> .....	4
1.3.2	<i>Sources bibliographiques</i> .....	4
1.4	RELEVES DE TERRAIN .....	4
1.4.1	<i>Les habitats naturels et la flore</i> .....	4
1.4.2	<i>La faune</i> .....	6
1.4.2.1	Les reptiles et les amphibiens.....	6
1.4.2.2	Les oiseaux .....	9
1.4.2.3	Les grands mammifères.....	10
1.4.2.4	Les micro-mammifères (étude réalisé par l'association Kwata) .....	12
<b>2</b>	<b>ETAT INITIAL FAUNE/FLORE ET HABITATS AQUATIQUES .....</b>	<b>13</b>
2.1	MATERIELS ET METHODES .....	13
2.1.1	<i>Méthodes d'échantillonnage</i> .....	13
2.1.1.1	L'ichtyofaune .....	13
2.1.1.2	Les invertébrés aquatiques.....	15
2.1.1.3	L'eau et les sédiments .....	17
2.2	ANALYSE DES DONNEES.....	19
2.2.1	<i>Les poissons</i> .....	19
2.2.2	<i>Les invertébrés aquatiques</i> .....	19
2.2.3	<i>Le mercure</i> .....	<b>Erreur ! Signet non défini.</b>

# 1 Etat initial Faune/Flore et habitats terrestres

## 1.1 L'équipe de travail

Ce rapport a été élaboré par l'équipe Biotope Amazonie - Caraïbes. La constitution d'une équipe pluridisciplinaire a été nécessaire dans le cadre de cette étude :

**Tableau 1 Membres de l'équipe biotope mise à disposition pour l'étude**

<b>Vincent Rufroy</b>	<i>Responsable d'agence,</i>	Responsable de l'étude, suivi général inventaire ornithologique, contrôle qualité
<b>Vincent Pelletier</b>	<i>Chargé d'études</i>	Inventaire et expertise Botanique et ornithologique, rédaction enjeux botaniques
<b>Ludovic Salomon</b>	<i>Chef de projet</i>	Inventaire et expertise Botanique
<b>Antoine Baglan</b>	<i>Chargé d'études</i>	Inventaire et expertise faune, Cartographie, rédaction enjeux faunistiques
<b>Julien Bonaud</b>	<i>Chargé d'études</i>	Inventaire et expertise faune,
<b>Vincent Premel</b>	<i>Stagiaires</i>	Inventaire herpétologique
<b>Timothée Fouqueray</b>	<i>Stagiaires</i>	Aide Botaniste
<b>Benoit de Thoisy</b>	<i>Directeur et conseiller scientifique</i>	Kwata (sous traitant de Biotope concernant les micro-invertébrés).

## 1.2 Planning d'intervention Faune/Flore terrestre

Date	BSB/BIP	UPG	ZL4
5/5/2014			x
6/5/2014			x
7/5/2014			x
11/5/2014	x		
12/5/2014			x
13/5/2014			x
15/5/2014	x		
20/5/2014			x
26/5/2014			x
11/6/2014	x	x	

Date	BSB/BIP	UPG	ZL4
12/6/2014	x	x	X
23/6/2014			x
25/6/2014			x
26/6/2014			x
20/7/2014			x
21/7/2014			x
22/7/2014			x
30/7/2014			x
31/07/2014			x
27/8/2014	x	x	
28/8/2014	x	x	

## 1.3 La bibliographie et consultation

*La phase de recherche bibliographique et cartographique est indispensable et déterminante. Elle permet de recueillir une somme importante d'informations orientant par la suite les prospections de terrain.*

### 1.3.1 Sources cartographiques

- Fonds IGN : 1/50 000° et 1/100 000°.
- Orthophotographies IGN de 2005.
- Photographies aériennes noir et blanc de 1950.
- Couches SIG des espaces naturels remarquables et protégés, DEAL
- Couches cartographiques du projet fournis par le CNES.

L'ensemble des données cartographiques générées sont géo-référencées.

### 1.3.2 Sources bibliographiques

Les ressources bibliographiques utilisées sont :

- Les guides naturalistes de Guyane française et du plateau des Guyane pour la détermination des espèces animales et végétales observées.
- Les données sur la répartition des espèces, le statut des espèces mentionnées par différentes listes locales ou Internationale (Liste Rouge UICN, Espèces protégées, Espèces patrimoniales, Espèces déterminantes ZNIEFF, Espèces Exotiques Envahissantes,...).
- Les rapports, articles, publications et documents cadres concernant la zone d'étude.
- Bases de données botaniques en ligne : consultation du site de l'Herbier de Cayenne et du Global Biodiversity Information Facility (requête sur les espèces référencées sur le site d'étude).
- Base de données participative Faune-Guyane (<http://www.faune-guyane.fr/>)

La liste exhaustive des documents lus et utilisés dans le cadre de cette étude figure en fin de document au chapitre « Bibliographie ».

## 1.4 Relevés de terrain

### 1.4.1 Les habitats naturels et la flore

Les prospections botaniques ont été organisées après analyse des photographies aériennes du site, afin de distinguer les principaux habitats existants et d'en visiter un panel représentatif. Chaque habitat a ainsi été échantillonné de manière précise. Au-delà de ces sorties ciblées, nous nous sommes efforcés de visiter l'ensemble des secteurs sur chacune des zones d'étude afin de constater sur le terrain les habitats réellement présents et les communautés végétales qui y sont liées.

A l'issue de la saison des pluies (fin juillet 2014), l'essentiel de l'expertise botanique était déjà réalisé. En effet, les plantes liées aux habitats ouverts de savane, de savane-roche et de zones inondables, connaissent un développement optimal au cœur de la saison humide, et ceci pour la grande majorité des espèces. Nos prospections ont donc largement ciblé cette période très propice à leur détection (mai-juin-juillet-août). Au cours de la saison sèche, cet inventaire des milieux ouverts a été complété par une expertise rapide des sites et des habitats les plus remarquables préalablement repérés.



**Figure 1 : Comparaison et tri des Eriocaulaceae collectées avant mise en herbier - V.Pelletier/Biotope**

Les habitats forestiers ont été expertisés à la fois en saison sèche et en saison des pluies, en raison des floraisons et des fructifications plus espacées chronologiquement.

Au-delà de ces expertises générales par habitat, la recherche d'espèces protégées est une constante qui s'organise par la connaissance fine des habitats que ces espèces remarquables exploitent.

Lors de ces inventaires, presque chaque taxon végétal repéré est photographié, pour intégration de la donnée et pour une éventuelle confirmation ultérieure si nécessaire. Les taxons remarquables ou supposés intéressants font l'objet de nombreuses prises de vue détaillées afin de fournir les éléments indispensables à leur identification.

Les plantes manifestement déterminantes, rares ou inconnues ont fait l'objet de collectes pour mise en herbier. A l'issue de leur détermination, les spécimens des espèces remarquables ont été déposés à l'Herbier de Guyane pour intégration aux collections de référence.

Les identifications ont été réalisées en partie directement sur le terrain pour les taxons les plus aisés à déterminer. Les autres identifications ont été faites postérieurement, après consultation des ouvrages de référence et des collections d'herbier disponibles en ligne. Des consultations de spécimens à l'Herbier de Guyane ont été faites ponctuellement pour certains taxons difficiles et présentant potentiellement des enjeux.

La nomenclature utilisée suit FUNK, V. et al. 2007. Check-list of the plants of the Guiana Shield, sauf pour plusieurs espèces dont la taxonomie a récemment évolué.

Les déterminations ont été réalisées par :

- Pelletier Vincent (Biotope) : Ensemble des taxons
- Léotard Guillaume (Expert indépendant) : Ensemble des taxons
- Salomon Ludovic (Biotope) : Arbres
- Boudrie Michel (Expert indépendant) : Ptéridophytes et Lycophytes
- Sambin Aurélien (Jardin Botanique de Guyane) : Orchidées

Les relevés de terrain ont été effectués par Vincent Pelletier, Ludovic Salomon, Julien Bonnaud, Antoine Baglan et Timothée Fouqueray (Biotope).



Figure 2 : Tri de Cyperacées et Poacées pour mise en herbier, BAL - V.Pelletier/Biotope

## 1.4.2 La faune

### 1.4.2.1 Les reptiles et les amphibiens

Les Amphibiens n'ont pas été inventoriés au complet sur la zone ZL4 du fait d'une saison des pluies 2014 peu marquée. La saison de reproduction s'est terminée très tôt en 2014 au moment où nous commençons les inventaires. Nous avons pu réaliser des expertises uniquement suite à de gros orages en mai et juin 2014.

Nous avons toutefois complété nos recherches par la mise en place d'un dispositif de Pitfall qui a fonctionné 1 mois en fin de saison sèche/début de saison des pluies, soit en décembre 2014.

#### Système de Pitfall :

Les savanes abritent un cortège de reptiles, que ce soit des lézards ou des serpents, unique et caractéristique de ce milieu littoral localisé. La plupart des espèces présentes sont donc rares à l'échelle de la Guyane et du plateau des Guyanes. Elles sont également très discrètes et difficile à trouver du fait de leur mœurs nocturnes et semi-fouisseuses pour certaines. De nombreuses publications internationales et en particulier brésilienne (Cechin & Martins, 20001) montrent que la meilleure méthode pour inventorier correctement ces espèces discrètes est la technique des « Pitfall Trap with drift fences ».

Cette méthode utilise des barrières qui conduisent les reptiles (les amphibiens et les micro-mammifères par la même occasion) vers des pièges enterrés dans le sol, disposés de manière régulière le long de la barrière (voir illustrations ci-dessous). Cette technique nous permet d'étudier la richesse spécifique de la zone et aussi d'estimer l'abondance relative de certaines espèces.



**Figure 3 : Seau entéré – J.Bonaud/Biotope**



**Figure 4 : Ligne de Pitfall sur le CSG – J.Bonaud/Biotope**

La ligne de Pitfall installé mesurait 300 mètres de long avec 19 seaux espacés de plusieurs dizaines de mètres. La ligne se trouve à deux kilomètres de la zone ZL4. Nous avons choisi ce site car cette installation d'envergure nécessitait un cordon forestier surélevé par rapport à la nappe phréatique. La zone de la carrière S2 était la plus propice grâce à son cordon sableux très élevé. Le site a en outre l'avantage de faire partie du même ensemble de savanes que la zone d'étude de ZL4, ce qui permet de penser que les communautés observées sur ce site seront les mêmes que sur ZL4.

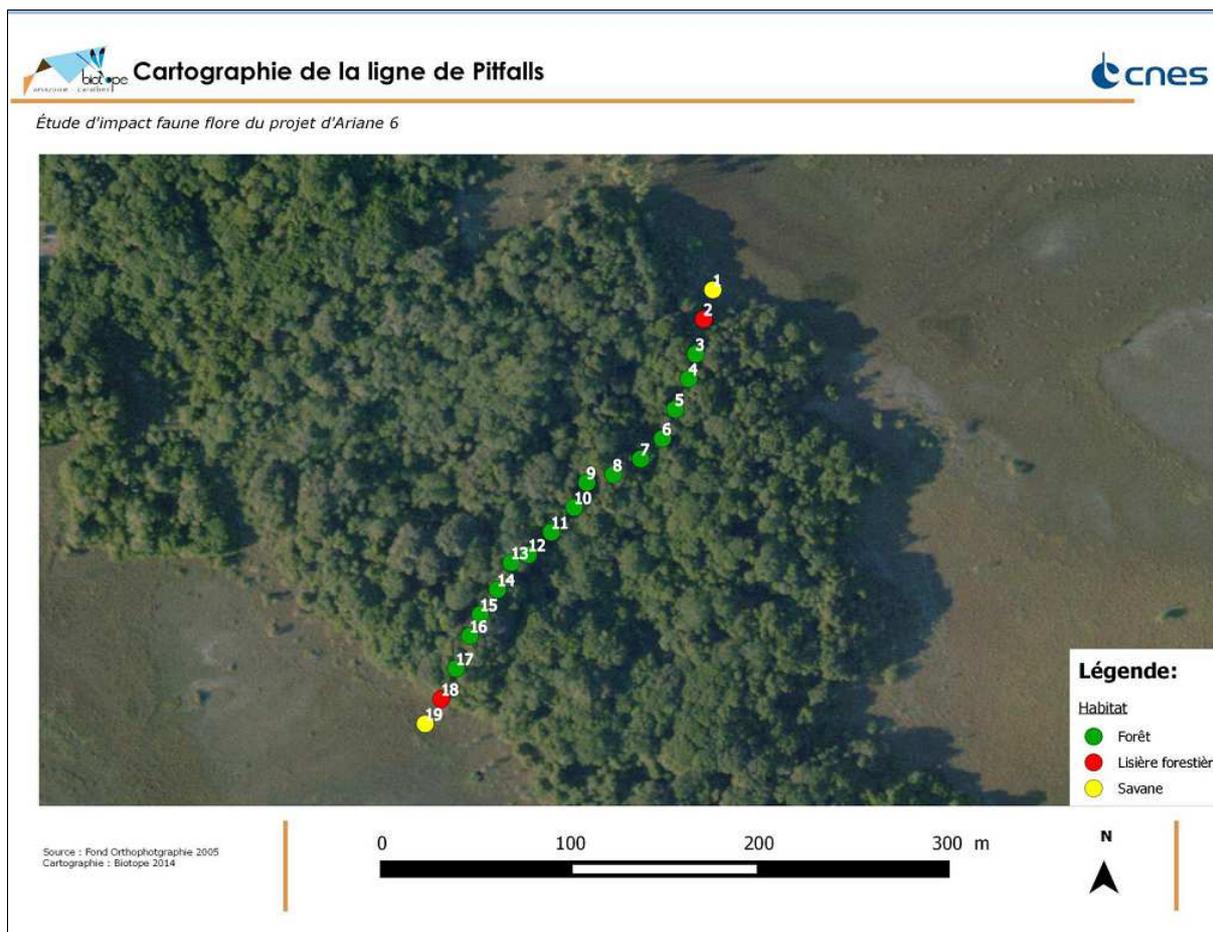


Figure 5 : Cartographie de la ligne de Pitfalls – champ proche

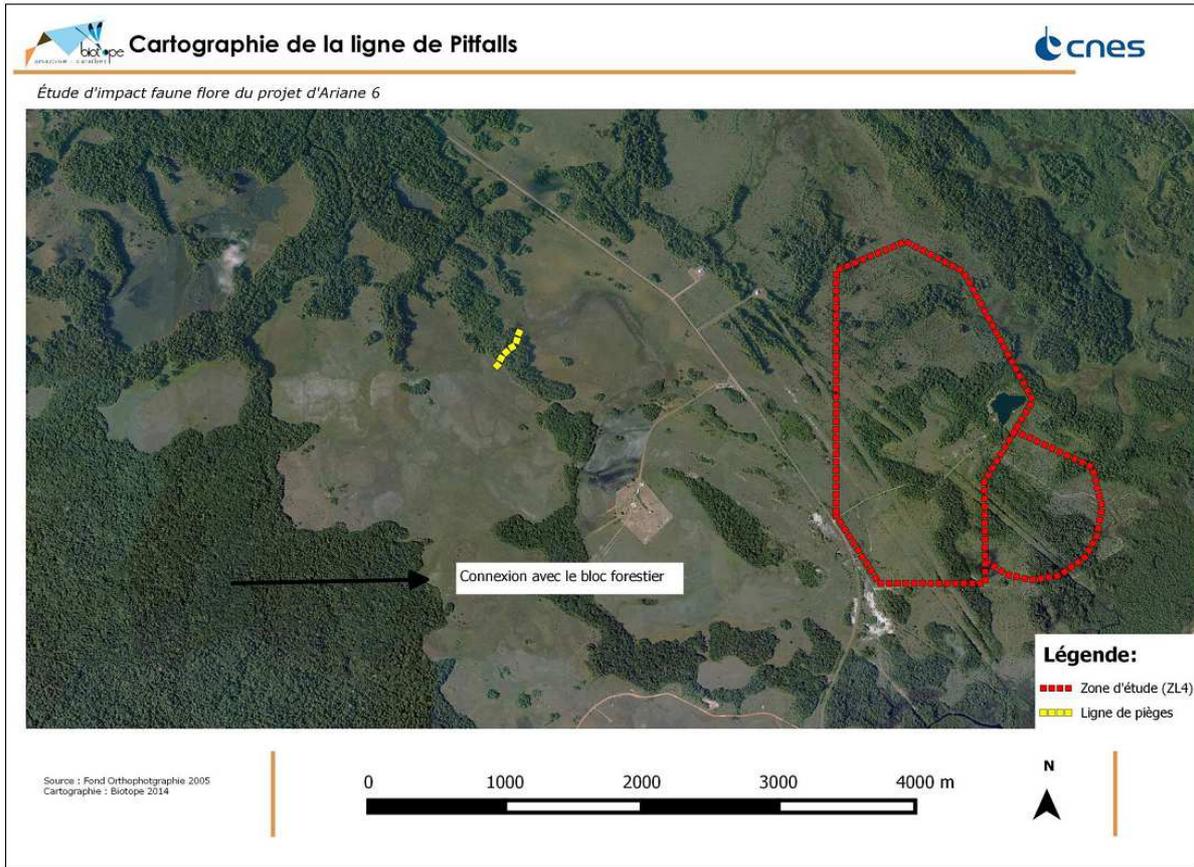


Figure 6 : Cartographie de la ligne de Pitfalls – champ éloigné

Du fait des activités extrêmement réglementées de l'UPG, aucun inventaire de nuit n'a été réalisé. Seules les espèces diurnes ont été activement recherchées par des transects en forêt.

#### 1.4.2.2 Les oiseaux

Les oiseaux ont fait l'objet de relevés classiques par milieu. Des transects et des points d'écoute / observation ont été réalisés dans les différents secteurs représentatifs des habitats en place au sein de l'aire d'étude. Les relevés ont été réalisés le matin, malheureusement pas au levé du soleil mais le plus tôt possible en fonction de l'ouverture du CNES (badge et BCS) jusque vers 11 heures du matin. Nous avons pu faire quelques sorties en fin d'après midi et début de soirée lors des inventaires Amphibiens.



Figure 7 : Piège photographique sur les travées des sondages géotechniques sur la zone ZL4 – A.Baglan/Biotope

Pour les espèces à l'identification sonore délicate, nous avons procédé à des enregistrements à l'aide d'un enregistreur/lecteur audio Olympus LS-11. Les sons étant ensuite comparés à une sonothèque de référence disponible en ligne : <http://www.xeno-canto.org/>.

#### 1.4.2.3 Les grands mammifères

Les Grands mammifères de savanes sont discrets, souvent nocturnes. Leur inventaire est donc délicat. Nous avons travaillé sur ce groupe par l'intermédiaire du piégeage photographique type Reconyx HC500 et Moultrie 990. Les pièges photographiques sont restés en place 4 mois d'août à novembre 2014.

Les mammifères ont été inventoriés sur ce secteur de l'UPG par la recherche de traces sur les sols meubles. Cette technique a fourni un grand nombre de données sur les plus grands mammifères (Pécari, félins, tapirs, daguet, cabiais,...) qui laissent des empreintes profondes et bien marquées.

De plus, toutes les observations faites fortuitement lors de nos déplacements ont été notées.

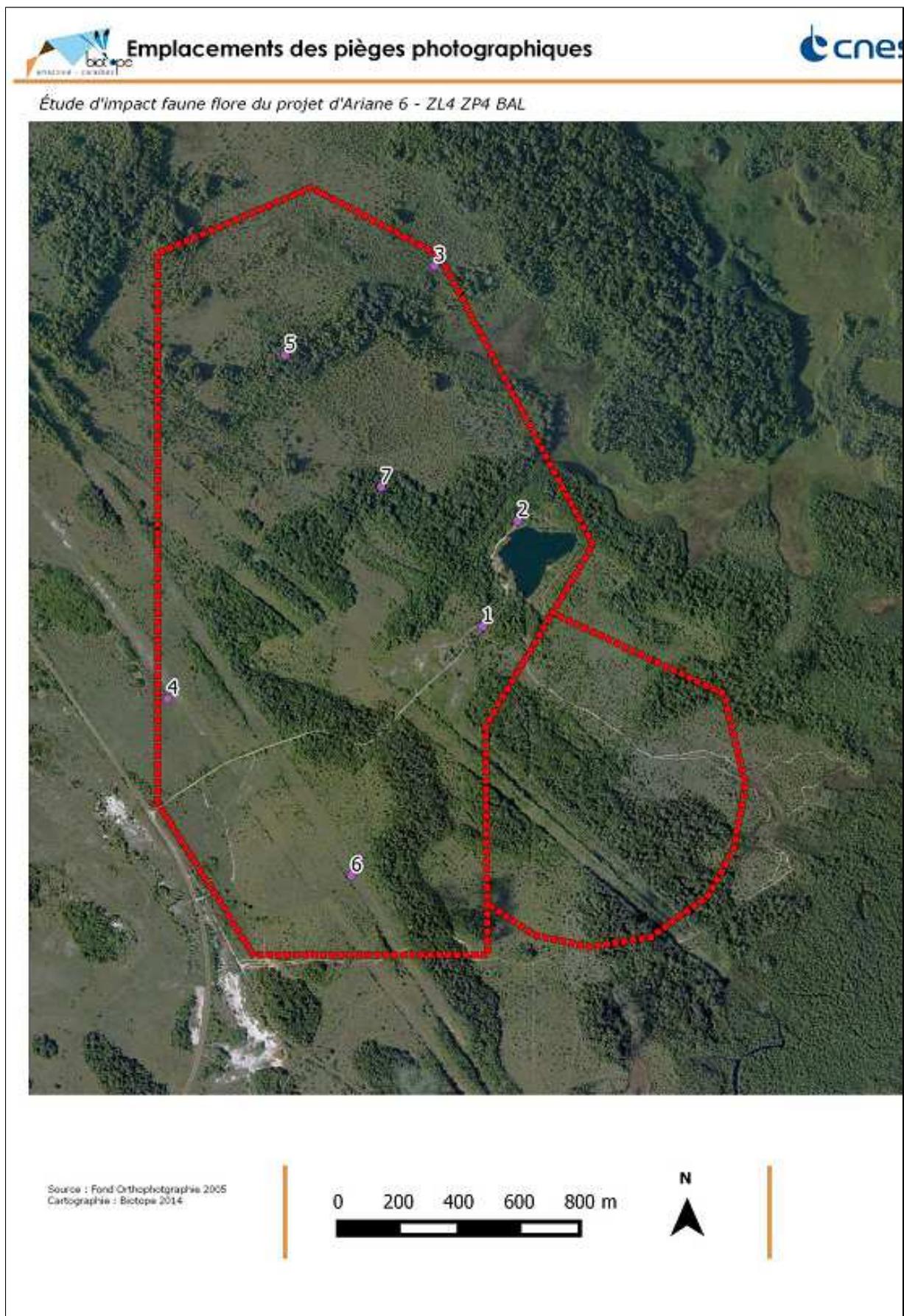


Figure 8 : Emplacement des pièges photographiques

#### 1.4.2.4 Les micro-mammifères (étude réalisée par l'association Kwata)

Les micro-mammifères sont difficilement identifiables à vue ou par piège-photo.

Leur étude nécessite donc un lourd système de piégeage. Les pièges non-vulnérants, qui enferment la proie sans la blesser, sont privilégiés. Plusieurs types de pièges sont adaptés : les Sherman (pièges en aluminium 23x9x8 cm) qui se déclenchent par bascule sous l'effet du poids de l'animal, les BTS (Besançon Technologie Services), des pièges grillagés qui se déclenchent par un crochet lorsque l'animal tente de prendre l'appât et les Tomahawk (pièges grillagés pour animaux terrestres de masse corporelle 0,5 à 5 kg). Des séries de 2 pièges sont disposées tous les 20 mètres en fonction du type d'habitat choisi, soit au sol, soit en hauteur.

Les pièges posés étaient de plusieurs modèles, afin d'optimiser les rendements et de diversifier les espèces ciblées: pièges non vulnérants BTS (effort de 564 nuit-pièges), Sherman (effort de 564 nuit-pièges), Havahart (effort: 150nuits-pièges), Tomahawk (5 nuit-pièges), soit un effort total de 1283 nuit-pièges en accord avec l'effort habituellement déployé sur les autres sites d'étude (ZNIEFF, études d'impact ou d'état initial, ...).

La pose des pièges non vulnérants a été effectuée le 19 mai 2014 sur la ZL4, puis un relevé quotidien était réalisé (sauf les 24/25 mai où les pièges étaient fermés du fait de la non-accessibilité de la zone le week-end). L'ensemble du dispositif a été retiré le 29 mai 2014.



Figure 9 : *Didelphis marsupialis* piégé dans un Tomahawk - A.Baglan

## 2 Etat initial Faune/Flore et habitats aquatiques

### 2.1 Matériels et méthodes

#### 2.1.1 Méthodes d'échantillonnage

##### 2.1.1.1 L'ichtyofaune

Selon les types de milieux et les possibilités d'accès, différentes méthodes d'échantillonnages ont été utilisées.

- **Filets maillants**

Un protocole utilisant les filets maillants a été réalisé sur les stations de type fluvial. Cette méthode suit le protocole Directive Cadre sur l'Eau (DCE) utilisé pour caractériser l'état écologique des cours d'eau ([Mérona, 2011](#)).

Ainsi, en saison sèche, un total de quatre batteries, composées de cinq filets, est utilisé. Chaque filet a une superficie de 50 m<sup>2</sup> (25 m de long sur 2 m de hauteur) et les mailles mesurent 15, 20, 25, 30 et 35 mm. Seules deux batteries ont été posées en saison des pluies. Les filets sont posés le soir à 17h, le long des berges et dans des zones de courant faible à nul, pour être relevés le lendemain à 7h. Les captures sont ensuite séparées par filets, dans des sacs individuels.

De retour au camp, les paramètres relevés sont les suivants :

- Identification à l'espèce ([Planquette et al., 1996](#) ; [Le Bail et al., 2000](#) ; [Keith et al., 2000](#)) ;
- Le nombre de spécimens par filet et par espèce ;
- Le poids de ces spécimens par filet et par espèce ;
- La taille des spécimens. Lorsque le nombre de spécimens d'une même espèce dans un même filet est élevé, un sous-échantillon de 30 individus minimums est prélevé au hasard pour effectuer des mesures individuelles de taille. Pour cette étude, la longueur standard a été utilisée. Il s'agit de la longueur du bout de la tête à la base de la nageoire caudale. Les cas trop nombreux de nageoires abimées nous ont conduit depuis plus de 20 ans à utiliser cette distance plutôt que la longueur totale ;

Ce protocole permet de définir une note indicelle *via* l'Indice Poisson de Guyane (IPG) ([Mérona, 2011](#)). Celle-ci permet d'estimer la qualité du milieu grâce au peuplement de poisson prélevé. Ainsi, l'IPG varie entre 0 et 1 en proposant cinq classes de qualité ([Monchaux et al., 2014](#)) :

- Qualité Mauvaise : de 0 à 0,24 ;
- Qualité Pauvre : de 0,25 à 0,49 ;
- Qualité Moyenne : de 0,49 à 0,74 ;
- Qualité Bonne : de 0,74 à 0,98 ;
- Qualité Excellente : supérieure à 0,98.

- **Protocole PME**

Ce type de protocole s'applique uniquement sur les petites masses d'eau. Une zone d'échantillonnage de 60 m de longueur est définie le long de la PME. Celle-ci est définie selon le nombre d'habitats dénombrés et représentatifs du milieu étudié. Ainsi, deux filets barrant sont posés au sein du cours d'eau (un à l'amont et un à l'aval). L'amont de la station est défini *via* l'absence d'herbier et de zones rocheuses afin de faciliter la dilution de l'ichtyotoxique utilisé.

Une étape de caractérisation des habitats est ensuite réalisée. Ainsi, des transects horizontaux à la crique sont réalisés à partir du filet barrant l'amont. Ceux-ci sont espacés de 5 m et un point de mesure est défini tous les mètres à partir de la berge (Figure 2). Ces mesures consistent à :

- Relever la profondeur ;
- Définir le substrat (sable, litière, embâcle, etc.) ;
- Estimer la vitesse du courant ;
- Définir la couverture végétale.

Une fois ces relevés effectués, un ichtyotoxique (la roténone) est mis dans le milieu, à l'amont de la station. Les effets de ce produit sont contrôlés à l'aval de la station par du permanganate de potassium. De plus, la roténone est un produit photosensible, dont les molécules se dégradent à la lumière.

L'ensemble des poissons atteints par le produit est récolté à l'épuisette puis conservé dans du formol à 5 ou 6% pour ensuite être trié, déterminé, mesuré et pesé au laboratoire.

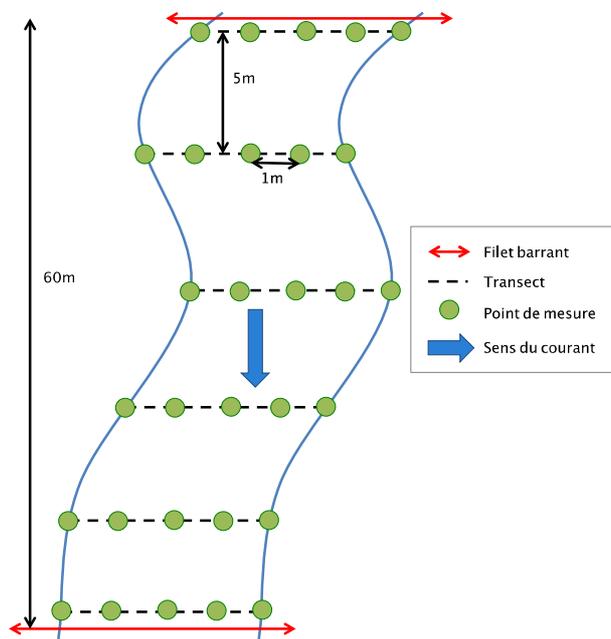


Figure 10 : Schématisation d'une station de type PME

- **Filet tramail, senne et nasse**

Ces méthodes d'échantillonnage sont principalement utilisées dans les pripris en fonction des possibilités d'accès.

Ainsi, le filet tramail utilisé mesure 40m de long sur 1,5m de profondeur. Il fait 30mm de vide de maille. Le temps de pose est variable en fonction du milieu échantillonné.

La senne consiste en la pose d'un filet sur une berge. Celui-ci est rabattu sur le bord du cours d'eau en avançant à contre courant. De nombreuses espèces de petites tailles sont ainsi capturées.

Enfin, quatre nasses ont été posées pendant 1h sur les stations afin de compléter les inventaires.

- **Analyse du mercure**

L'analyseur de mercure AMA 254 est un spectrophotomètre d'absorption, Il est destiné à la quantification du mercure sur des échantillons solides ou liquides sans recourir à une minéralisation de l'échantillon,

En utilisant la technique de formation de vapeur de mercure, une sensibilité exceptionnellement haute est atteinte indépendamment de la matrice de l'échantillon,

Une prise d'essai de l'échantillon est placée dans une nacelle qui est introduite dans le tube catalytique, L'échantillon y est séché puis décomposé thermiquement, les produits de décomposition de l'échantillon sont entraînés, à travers un filtre, par un flux d'oxygène dans la seconde partie du tube catalytique. C'est ici que l'oxydation est finalisée, les halogènes, les oxydes d'azote et de soufre sont alors piégés,

Les produits de décomposition, portés par le gaz vecteur, arrivent jusqu'à l'amalgame en or où un piégeage sélectif du mercure se fait, le reste des éléments est évacués, L'amalgame est de nouveau chauffé, il y a désorption du mercure piégé et mesure par une lampe spécifique,

La stabilité, la répétabilité et la reproductibilité sont vérifiées à intervalle régulier au cours de la série d'analyses par le dosage d'un matériau certifié, une solution certifiée à 1gHg/L est utilisée pour l'étalonnage de l'appareil.

Un sous-échantillonnage représentatif de l'ensemble des captures des 6 stations échantillonnées est conservé après inventaire en vue de l'analyse du mercure.

Afin de mettre en évidence les phénomènes de bioamplification des échantillons de poissons sont prélevés dans la chair des poissons ayant différents régimes alimentaires tels que les carnassiers comme *Acestrorhynchus* et *Hoplías*, les herbivores comme *Myloplus*, les invertivores comme *Hemigrammus* ou les omnivores comme *Trachelyopterus*, un échantillon (variant de 5 à 50 g selon les espèces) de chair est prélevé sur la partie dorsale de l'individu, en arrière de la nageoire dorsale, Cet échantillon est conservé dans du formol 8%, avant analyse, conformément à la méthode employée par le Laboratoire d'Ecotoxicologie et Ecophysiologie des Systèmes Aquatiques (LEESA) de l'Université Bordeaux 1 (Bogreau, 2001) ou congelé. L'échantillon est dosé tel quel, sans préparation, les concentrations en mercure seront exprimées en µgHg/g PF (Poids Frais).

#### 2.1.1.2 Les invertébrés aquatiques

Afin d'échantillonner l'ensemble de la zone, il a été nécessaire d'utiliser deux techniques de prélèvements : PEZSML et PEZADA.

Notons que nous avons délibérément pris le parti de ne pas utiliser PEZADA adapté DCE, car celui-ci impose 12 prélèvements au lieu de 7 pour PEZADA-2007. L'explication de cela se trouve dans le fait

que PEZSML-2006 ne comprend que 7 prélèvements. Ainsi, en utilisant le même nombre de prélèvements il sera le cas échéant possible de comparer les stations amont et les stations aval.

- **PEZSML-2006 (Protocole d'Echantillonnage des Zones Soumises au Marnage ou Lentiques)**

Pour appréhender les diverses communautés d'invertébrés benthiques et pouvoir comparer les stations entre elles, la stratégie d'échantillonnage adoptée pour le suivi PEZSML-2006, Protocole d'Echantillonnage des Zones Soumises au Marnage ou Lentiques (Clavier *et al.*, 2010) comprend les prélèvements suivant :

- cinq substrats artificiels (SOS), Substrats Organiques Standards, immergés pendant trois semaines ;
- deux prélèvements en berge sur substrat organique, au filet troubleau pendant 1 minute ;
- un prélèvement de sédiment dans le chenal sur substrat organique (sable) d'un volume de 0,1 m<sup>3</sup> (si possible).

- **PEZADA-2007 (Protocole d'Echantillonnage des Zones Amont ou Difficiles d'accès)**

Les prélèvements des stations amont ont été effectués par le biais du Protocole d'Echantillonnage des Zones Amont ou Difficiles d'Accès 2007 (PEZADA-2007) (Guillemet et Manchon, 2007).

Dans la mesure du possible, les mêmes habitats ou ceux présentant le plus de similarité sont échantillonnés sur chacune des stations. Les habitats les plus biogènes sont privilégiés (macrophytes, blocs, *etc.*).

A l'intérieur du segment isolé l'opérateur réalise :

- 4 prélèvements au filet troubleau ( $\approx 30$  cm X 30 cm d'ouverture et 300  $\mu$ m de vide de maille) :
  - o Le préleveur opère à contre-courant à une distance d'environ 1 m de la rive et une profondeur variant de 0,1 m à 1 m ;
  - o Durant une minute, un transect parallèle à la berge d'environ 2 m est parcouru avec le troubleau en perturbant les premiers centimètres des sédiments.
- 3 prélèvements à la drague à sédiments :
  - o Un point est choisi aléatoirement sur le segment isolé ;
  - o  $\approx 20$  cm<sup>3</sup> de sédiment sont prélevés avec une drague représentant la moitié d'une bassine de 20x20x10 cm ;
  - o Le sédiment récolté est rincé par brassage manuel à trois reprises et le surnageant est récupéré dans un filet de 200  $\mu$ m de vide de maille.

- **Traitement des échantillons**

L'ensemble du matériel récolté est conservé dans de l'alcool à 70% puis trié au laboratoire sous loupe binoculaire. Un dénombrement est également réalisé, le plus souvent par famille lorsque les connaissances le permettent, à l'aide de clés de détermination spécifiques au contexte guyanais (Thomas *et al.*, 2005 ; Depuis, 2001 ; Scibona, 1999 ; Orth *et al.*, 2001 ; *etc.*) ou relatives aux invertébrés aquatiques des zones européennes (Tachet *et al.*, 2000 ; 2002) et nord-américaines (Merritt et Cummins, 1988). Seuls les éphéméroptères sont identifiés jusqu'au niveau systématique du genre, en vue du calcul du SMEG (Score Moyen des Ephéméroptères Guyanais).

Aucun sous-échantillonnage n'a été effectué. Les échantillons ont été triés dans leur intégralité allouant une meilleure robustesse à la représentativité du jeu de données. Cette étape nécessite cependant un temps de réalisation important. A titre d'exemple (Barbour *et al.* 1999) estiment entre 2 et 6 h le temps nécessaire à sortir et identifier une centaine d'individus jusqu'au niveau taxonomique de l'espèce en région tempérée, où la faune est bien connue.

### 2.1.1.3 L'eau et les sédiments

Les paramètres physiques ont été mesurés *in situ* lors de chaque prélèvement, selon les normes AFNOR en vigueur (Tableau 2), à l'aide d'une sonde multiparamétrique et d'un turbidimètre EUTECH. Ces appareils sont étalonnés hebdomadairement et contrôlés avant et après chaque utilisation. L'ensemble de ces opérations est tracé dans une fiche de vie du matériel.

**Tableau 2 : Paramètres mesurés *in situ* et normes associées**

Paramètres physiques	Unité	Norme
Conductivité	µS/cm	NF EN 27888
Oxygène dissous	mg/L et %	NF EN 25814
pH	u.pH	NF T 90-008
Température	°C	Sonde
Turbidité	NTU	NF EN ISO 7027

Les prélèvements réalisés par le laboratoire environnement HYDRECO respectent les prescriptions des documents de référence suivants :

- norme NF EN ISO 5667 (Qualité de l'Eau – Echantillonnage),
- guide des prescriptions techniques pour la surveillance physico-chimique des milieux aquatiques (AQUAREF, version 2011),
- Document COFRAC 1006 (Recommandations et exigences relatives au prélèvement de l'eau applicables dans le cadre des programmes 100-1 et 100-2),
- norme NF EN ISO CEI 17025 (recommandations générales)

Onze paramètres chimiques (Tableau 3) ont été analysés dans l'eau par le laboratoire HYDRECO selon les normes AFNOR en vigueur et des techniques reconnues par des laboratoires spécialisés et par un laboratoire partenaire prestataire. Le laboratoire est inscrit, depuis 1999, à trois programmes d'essais inter laboratoires (A.G.L.A.E.) sur eau douce qui comprennent l'ensemble des paramètres analysés et mesurés dans le cadre de cette étude.

**Tableau 3 : Paramètres chimiques analysés sur les échantillons aqueux et normes associées.**

Paramètres chimiques	Unité	Norme	Abréviation
Demande Chimique en Oxygène	mgO <sub>2</sub> /L	ISO 15705 : 2002	ST-DCO
Matières En Suspension	mg/L	NF EN 872	MES
Demande Biologique en Oxygène	mgO <sub>2</sub> /L	NF EN1899-2	DBO
Azote kjeldhal	mgN/L	NF T 90 110	NK
Ammonium	mg NH <sub>4</sub> /L	NF T 90-015-2	NH <sub>4</sub>
Nitrites	mg NO <sub>2</sub> /L	NF EN 26777	NO <sub>2</sub>
Nitrates	mg NO <sub>3</sub> /L	Méthode interne (kit)	NO <sub>3</sub>
Orthophosphates	mg PO <sub>4</sub> /L	NF EN ISO 6878	oPO <sub>4</sub>

Phosphore total	mg P/L	NF EN ISO 6878	P total
Chlorures	mg Cl/L	NF EN ISO 9297	Cl
IndiceHydrocarbure	mg/L	NF EN ISO 9377-2	HCT

L'indice hydrocarbure a été dosé par un laboratoire partenaire, ce paramètre est accrédité.

Les zones de sédimentation où la vitesse d'écoulement du cours d'eau est faible constituent les zones de prélèvements privilégiées. Le substrat le plus fin est le plus à même de fixer les éléments et constitue la cible prioritaire des prélèvements. Il est pris soin d'éviter les sédiments trop sableux ou sablo-graveleux sauf si un dépôt important de particules fines est noté. Une attention particulière est apportée aux prélèvements afin de ne pas lessiver les sédiments lors de la remontée des engins utilisés (dragues).

Le prélèvement réalisé est conservé à l'abri de la lumière et au froid pour stopper toute activité biologique. En laboratoire, les sédiments sont séchés selon la norme NF EN 12880. Les analyses seront réalisées sur la fraction <2mm préalablement broyée.

**Tableau 4 : Paramètres analysés sur les sédiments et normes associées.**

Paramètres	Unité	Norme	Abréviation
Aluminium	mgAl/kg MS	NF EN ISO 22036	Al
#Arsenic	mgAs/kg MS	NF EN ISO 22036	As
#Cadmium	mgBa/kg MS	NF EN ISO 22036	Cd
#Chrome	mgCr/kg MS	NF EN ISO 22036	Cr
#Cuivre	mgCu/kg MS	NF EN ISO 22036	Cu
Fer	mgFe/kg MS	NF EN ISO 22036	Fe
#Manganèse	mgMn/kg MS	NF EN ISO 22036	Mn
#Nickel	mgNi/kg MS	NF EN ISO 22036	Ni
#Plomb	mgPb/kg MS	NF EN ISO 22036	Pb
#Selenium	mgSe/kg MS	NF EN ISO 22036	Se
#Zinc	mgZn/kg MS	NF EN ISO 22036	Zn
#Calcium	mgCa/kg MS	NF EN ISO 22036	Ca
#Magnésium	mgMg/kg MS	NF EN ISO 22036	Mg
#Potassium	mgK/kg MS	NF EN ISO 22036	K
#Sodium	mgNa/kg MS	NF EN ISO 22036	Na
IndiceHydrocarbure	mg/kg MS	NF X31-410	HCT
Mercuré	mgHg/kg MS	Méthode par amalgame	Hg

MS : Matière sèche

Tous les paramètres (sauf le mercure) ont été analysés par un laboratoire partenaire, les paramètres signalés par un "#" sont accrédités.

Les paramètres physiques ont été mesurés *in situ* lors de chaque prélèvement, selon les normes AFNOR en vigueur (Tableau 2), à l'aide d'une sonde multiparamétrique et d'un turbidimètre EUTECH. Ces appareils sont étalonnés hebdomadairement et contrôlés avant et après chaque utilisation. L'ensemble de ces opérations est tracé dans une fiche de vie du matériel.

## 2.2 Analyse des données

### 2.2.1 Les poissons

Un grand nombre de descripteurs est utilisé dans l'analyse des communautés. Le présent rapport s'attarde sur l'analyse de l'abondance par station, mais aussi sur la richesse spécifique et le nombre de genre et de famille observé.

De plus, le pourcentage d'espèces déterminantes ZNIEFF au sein d'une station est également calculé de la manière suivante :

$$p_{iZNIEFF} = N_{ZNIEFF} / N_{total}$$

Avec,  $p_{iZNIEFF}$  : le pourcentage d'espèces déterminantes ZNIEFF ;  $N_{ZNIEFF}$  : le nombre d'espèces déterminantes ZNIEFF et  $N_{total}$  : le nombre d'espèces total.

Le niveau de diversité d'espèces des stations est calculé via les indices de Shannon et de Simpson. Ce dernier présente l'intérêt d'être limité entre 0 et 1, où 0 est la probabilité la plus élevée de rencontrer des espèces différentes dans la station. L'indice de Shannon est calculé de la manière suivante :

$$H' = -\sum p_i \log_2 p_i$$

Avec,  $H'$  : l'indice de Shannon et  $p_i$  : la proportion d'individus de l'espèce  $i$  dans la station.

Tandis que l'indice de Simpson se calcule ainsi :

$$D = \sum N_i(N_i - 1) / (N_{tot}(N_{tot} - 1))$$

Avec,  $D$  : l'indice de Simpson ;  $N_i$  : le nombre d'individus de l'espèce  $i$  et  $N_{tot}$  : le nombre total d'individus.

A cela s'ajoute le calcul de l'Equitabilité *via* :

$$R = H' / \log_2(RS)$$

Avec,  $R$  : l'Equitabilité ;  $H'$  : l'indice de Shannon et  $RS$  : la richesse spécifique.

Enfin, l'Indice Poisson de Guyane (IPG) est calculé pour la station Passoura Aval. La méthode de calcul de l'IPG est décrite dans le rapport de [Monchaux et al. \(2014\)](#).

### 2.2.2 Les invertébrés aquatiques

Sans être aussi informative que le niveau taxonomique du genre ou de l'espèce, la famille fournit des informations écologiquement exploitables et diminue la marge d'erreur entre les échantillons ([Barbouret et al., 1999](#)). Ainsi, l'abondance et la richesse à ce niveau taxonomique seront analysées.

Le pourcentage ETP (Ephémères, Trichoptères, Plécoptères) sera également calculé. Cet indice permet d'intégrer la notion de diversité mais également de qualité biologique, les Ephémères, Trichoptères et Plécoptères étant considérés comme des taxons polluosensibles.

Enfin, le **SMEG** est un indice biotique. Il permet de déterminer directement la qualité du milieu à partir de critères de présence-absence des genres d'éphéméroptères bio-indicateur de qualité ou, au contraire, de pollution des eaux. L'indice est calculé à partir d'une échelle de cotation variant de 0 à 6 (Tableau 1). Cette indice a récemment été modifié (Clavier et al., 2014) principalement sur la redéfinitions des classes d'intégrité. Cependant, il ne sera pas utilisé ici, nous utiliserons le SMEG originel (Thomas et al., 2001) car les nouvelles classes ne sont pas valable pour l'hydro écorégion 51 dans laquelle sont situées toutes les stations de cette étude.

Chaque Unité Opérationnelle (genres) est affectée d'une valeur comprise entre 1 et 5 selon sa polluosensibilité. Les éphéméroptères sont considérés comme de bons indicateurs biologiques de la qualité des eaux courantes (Lenat, 1988 et 1993 ; Rosenberg & Resh, 1993 ; etc.). Qualitativement, le nombre de genres connus en Guyane est actuellement de 48, soit plus que les hétéroptères et les coléoptères réunis (Depuis, 2001).

Le SMEG se calcule de la manière suivante :

- ↳ Etablissement d'un Score Total résultant de la somme des Scores Individuels des Unités Opérationnelles (U.O.) répertoriées à la station considérée.
- ↳ Calcul d'un Score Moyen, obtenu à partir du Score Total, divisé par le nombre d'U.O.
- ↳ Addition d'un "apport diversité", chaque taxon comptant pour 0,1 point.
- ↳ Détermination de la classe d'intégrité du cours d'eau en fonction de la note obtenue.
- ↳ Enfin, un test de robustesse est appliqué. Ce test consiste à éliminer l'unité opérationnelle la plus polluosensible considérant qu'il s'agit d'un événement fortuit (ensemencement exogène) et à recalculer la note indicelle à partir du jeu de données ainsi obtenu. Si l'écart entre les deux notes est important, il est probable que le SMEG soit surestimé.

Nombre d' U. O.	S.M.E.G	Communauté des Ephémères	Classe	Code couleur	Signification	Etat des cours d'eau
au moins 4	$i > 4,5$	naturelle ou presque naturelle	I		Très bonne qualité	crues de faible largeur ou petites rivières sans impact anthropique notable Ex : Grand Inini
au moins 4	$4 < i < 4,5$	peu altérée	II		Bonne qualité	rivières faiblement impactées, ou stations suffisamment éloignées des impacts pour une récupération importante Ex : Takari Tanté, crique Vénus, Courcibo
au moins 4	$3 < i < 4$	assez altérée	III		Qualité passable	influences anthropiques durables mais d'intensité moyenne Ex : Saut Lucifer, Leblond
au moins 3	$2 < i < 3$	fortement altérée	IV		Mauvaise qualité	rivières exposées à des impacts anthropiques aigus et soutenus ou à conditions naturelles défavorables (oxygénation, matière organique) Ex : rivière Camopi
au moins 1	$1 < i < 2$	détruite; survie des U.O. de catégorie 1	V		Très mauvaise qualité	pollutions importantes; fort déficit en O2 et/ou substratum très modifié Ex : Karouabo
aucune U.O.	0	pas d'Ephémère	VI		Qualité catastrophique	cours d'eau dépourvus de macro-invertébrés polluosensibles (EPT etc.) Ex : Kerrenroch (Sinnamary aval)

Tableau 5 : Classe d'intégrité des cours d'eau guyanais selon l'indice SMEG

