



# Remerciements

---

*Je souhaiterai tout d'abord remercier Catherine GONZALEZ et Philippe CECCHI pour m'avoir permis de réaliser ce stage.*

*Merci Catherine pour m'avoir aiguillé et pour les corrections apportées.*

*Plus particulièrement, je remercie Philippe, Florence et Victor pour m'avoir accueilli et pour avoir rendu le voyage encore plus exceptionnel.*

*Je remercie tout particulièrement Sylvie SPINELLI pour m'avoir accompagné tout au long de l'étude, pour sa patience, sa bonne humeur et le temps qu'elle m'a accordé.*

*Enfin, je remercie tous les membres du laboratoire LGEI pour leur sympathie et leur accueil.*

## Sommaire

1. Introduction .....	1
1.1. Présentation de l'entreprise .....	1
1.1.1. Ecole des Mines d'Alès.....	1
1.1.2. CIRAD .....	2
1.2. CPWF-V3 .....	3
2. Contexte et problématique.....	4
2.1. Agriculture au Burkina Faso.....	4
2.2. Utilisation des pesticides au Burkina Faso .....	5
2.3. Screening de polluants par échantillonnage passif .....	8
2.3.1. Généralités sur les échantillonneurs passifs.....	8
2.3.2. Calibration.....	11
2. Matériel et méthode.....	11
2.1. Sites d'étude .....	11
2.1.1. Site de référence : Bala .....	11
2.1.2. Site impacté par des activités agricole : Bama.....	12
2.1.3. Site de Boura.....	13
2.2. Echantillonneurs passifs utilisés .....	15
2.2.1. Chemcatcher .....	15
2.2.2. POCIS .....	16
2.3. Etapes d'échantillonnage et d'analyses .....	17
2.3. Déploiement des échantillonneurs.....	18
2.4. Echantillonnage d'eau .....	19
2.1. Substances analysées .....	19
2.5. Analyse des pesticides sélectionnés .....	20
3. Résultats et discussion.....	21

3.1. Etude qualitative des résultats .....	21
3.1.1. Site de référence : Bala .....	21
3.1.2. Site impacté par des activités agricole : Bama.....	1
3.1.3. Site de Boura.....	26
3.2. Etude quantitative des résultats .....	26
3.2.1. Site de référence : Bala .....	26
3.2.2. Site impacté par des activités agricoles : Bama .....	27
3.2.3. Site de Boura.....	29
4. Conclusion.....	30
<i>Annexe 1 : Organigramme du LGEI .....</i>	<i>I</i>
<i>Annexe 2 : Recensement des pesticides utilisés au Burkina Faso.....</i>	<i>II</i>
<i>Annexe 3 : Taux d'échantillonnage des 22 substances pour les POCIS et les Chemcatcher ..</i>	<i>III</i>
<i>Annexe 4 : Conditionnement des Chemcatcher.....</i>	<i>IV</i>
<i>Annexe 5 : Conditionnement et extraction des cartouches HLB.....</i>	<i>IV</i>
<i>Annexe 6 : Extraction des Empore disques .....</i>	<i>V</i>
<i>Annexe 7 : Extraction des POCIS .....</i>	<i>V</i>
<i>Annexe 8 : Temps de rétention et paramètres de détection des pesticides par HPLC-ESI-MS2 (Micromass Quatro micro, Waters) .....</i>	<i>VI</i>
<i>Annexe 9 : Tableau de résultats qualitatifs du site de Boura Amont .....</i>	<i>VII</i>
<i>Annexe 10 : Tableau de résultats qualitatifs du site de Boura Aval .....</i>	<i>VIII</i>
<i>Annexe 11 : Tableau de résultats quantitatifs du site de Bala .....</i>	<i>IX</i>
<i>Annexe 12 : Tableau de résultats quantitatifs du site de Boura amont.....</i>	<i>X</i>
<i>Annexe 13 : Tableau de résultats quantitatifs du site de Boura aval.....</i>	<i>XI</i>

## **1. Introduction**

La présente étude s'inscrit dans le cadre d'une initiative internationale de recherche : Challenge Project on Water and Food (CPWF), centrée sur la gestion et l'utilisation de l'eau pour la production alimentaire. Les travaux du CPWF sont concentrés sur 6 grands bassins à travers le monde : les Andes (10 bassins versants répartis sur la Bolivie, la Colombie, l'Equateur et le Pérou), le Ganges, le Limpopo, le Mékong, le Nil et la Volta. Pour le bassin de la Volta, il s'agit de renforcer la gestion intégrée des eaux pluviales et des petits réservoirs afin de contribuer à la réduction de la pauvreté, et au bien-être des populations du Burkina Faso et du nord du Ghana.

L'objectif de cette étude consiste à caractériser la pression phytosanitaire exercée sur 3 différentes retenues d'eau du bassin de la Volta au Burkina Faso (lacs de Bala, Bama et Boura). Le screening des produits phytosanitaires potentiellement présents est réalisé par échantillonnage passif. L'étude repose sur une approche qualitative (screening) et quantitative (détermination de la concentration des pesticides présents de façon significative sur les différents sites sélectionnés).

Ce stage a été réalisé d'une part, au sein de l'équipe Ecodiag (diagnostique et gestion des systèmes anthropiques et naturels) du Laboratoire Génie de l'Environnement Industriel (LGEI) de l'Ecole des Mines d'Alès (EMA), et d'autre part au Burkina Faso pour les missions de terrain encadrées par le CIRAD.

### **1.1. Présentation de l'entreprise**

#### **1.1.1. Ecole des Mines d'Alès**

L'Ecole des Mines d'Alès, outre la formation de futurs ingénieurs, possède trois centres de recherche composés de 110 enseignants chercheurs : le Laboratoire de Génie Informatique et Ingénierie de Production (LGI2P), le LGEI (Laboratoire Génie de l'Environnement Industriel) et le Centre des Matériaux des Mines d'Alès (C2MA).

Le LGI2P relève essentiellement du domaine des sciences et technologies de l'information et de la communication, avec la mise en place de procédures et d'outils limitant les contraintes auxquelles sont confrontés les industries et les services.

Les activités du C2MA concernent le développement et l'étude de matériaux innovants dans le domaine des matériaux polymères et de matériaux minéraux ou à matrice minérale pour le génie civil.

Le LGEI est axé sur quatre thématiques dans des domaines de l'environnement industriel et du risque environnemental constituant quatre équipes de recherche (Annexe 1 : Organigramme du LGEI).

- Risques industriels et naturels, proposant une démarche de prévention, de protection et de gestion de crise, dans le cadre d'accident majeur ou de catastrophe naturelle ;
- Odeurs et composés organiques volatils, pour développer et optimiser différents procédés de traitement de gaz chargés en composés odorants et/ou organiques volatils par principes biologiques et physico-chimiques ;
- Structures et hydrosystèmes basés sur la modélisation des structures hydrogéologiques et structures béton ;
- Ecodiag, développant d'une part des méthodes d'analyse et de screening des polluants organiques persistants et d'autre part, des biocapteurs. A partir de ce diagnostic appliqué sur un système donné (système industriel, STEP, bassin hydrographique,...), l'objectif est, par ailleurs, de proposer des procédures de gestion permettant une prise en compte non seulement des aspects environnementaux mais également socio-économiques.

### **1.1.2. CIRAD**

Le CIRAD (Centre de coopération Internationale en Recherche Agronomique pour le Développement) apporte de nouvelles connaissances, pour accompagner le développement agricole des pays du Sud et contribuer au débat sur les grands enjeux mondiaux de l'agronomie. Ses activités relèvent des sciences du vivant, des sciences sociales et des sciences de l'ingénieur appliquées à l'agriculture, l'alimentation et aux territoires ruraux selon 6 axes prioritaires :

- Intensification écologique : Contribuer à inventer une agriculture écologiquement intensive pour nourrir la planète ;
- Biomasse énergie et sociétés du Sud : Etudier les conditions d'émergence et les modalités de mise en valeur des bioénergies en faveur des populations du Sud ;
- Alimentation sûre et diversifiée : Innover pour une alimentation accessible, diversifiée et sûre ;

- Santé animale, maladies émergentes : Anticiper et gérer les risques sanitaires infectieux liés aux animaux sauvages et domestiques ;
- Politiques publiques, pauvreté et inégalités : Accompagner les politiques publiques pour la réduction des inégalités structurelles et de la pauvreté ;
- Agriculture, environnement, nature et sociétés : Mieux comprendre les relations entre l'agriculture et l'environnement et entre les sociétés humaines et la nature, pour gérer durablement les espaces ruraux.

12 unités de recherche, soit le tiers des unités du CIRAD interviennent au Burkina Faso. Cette étude s'inscrit dans le cadre de l'UMR G-Eau (Gestion de l'Eau, Acteurs, usages), qui, outre le CIRAD, regroupe aussi des équipes de l'Irstea, de l'IRD, de Montpellier SupAgro et de L'Institut Agronomique Méditerranéen de Montpellier (IAMM). Cette équipe pluridisciplinaire sur la gestion de l'eau intervient en France, en Europe et dans les pays du Sud. L'UMR G-Eau a participé à l'Institut Fédératif de Recherche (IRF) ILEE (Institut Languedocien de l'Eau et de l'Environnement) avec l'EMA. Toutes deux se retrouvent désormais dans l'IM2E (Institut Montpelliérain de l'Eau et de l'Environnement).

## **1.2. CPWF-V3**

Le CPWF est articulé autour de 5 projets de recherche dont le CPWF-V3. L'objectif de ce dernier est de contribuer à une gestion intégrée des petits réservoirs à vocation multi-usages, en développant des méthodes fondées sur la participation des parties prenantes. Il a notamment pour objectifs de perpétuer les infrastructures et de protéger et/ou améliorer la qualité de l'eau à usages multiples. Cette étude contribue à la détermination des impacts dus à l'intensification des pratiques agricoles sur la santé et l'environnement.

Le réseau hydrographique du Burkina Faso alimente quatre grands bassins fluviaux que sont le Mouhoun, le Nakambé, la Comoé et le Niger (Figure 1). Le bassin du fleuve Volta, faisant l'objet des études du Challenge Project on Water and Food V3 (CPWF-V3), regroupe les bassins du Mouhoun et du Nakambé, et occupe les deux tiers du pays. Il se forme au centre ouest du Burkina Faso, donnant naissance au fleuve Volta, long de 1600 kilomètres, qui termine sa course dans le golfe de Guinée en formant notamment le lac Volta au Ghana. Trois des affluents de ce fleuve prennent leur source au Burkina Faso : Le Mouhoun (Volta Noire), le Nakambé (Volta Blanche) et le Nazinon (Volta Rouge). Le Mouhoun est la branche principale du fleuve Volta, il prend sa source sur le plateau gréseux au Nord de la falaise de Banfora.

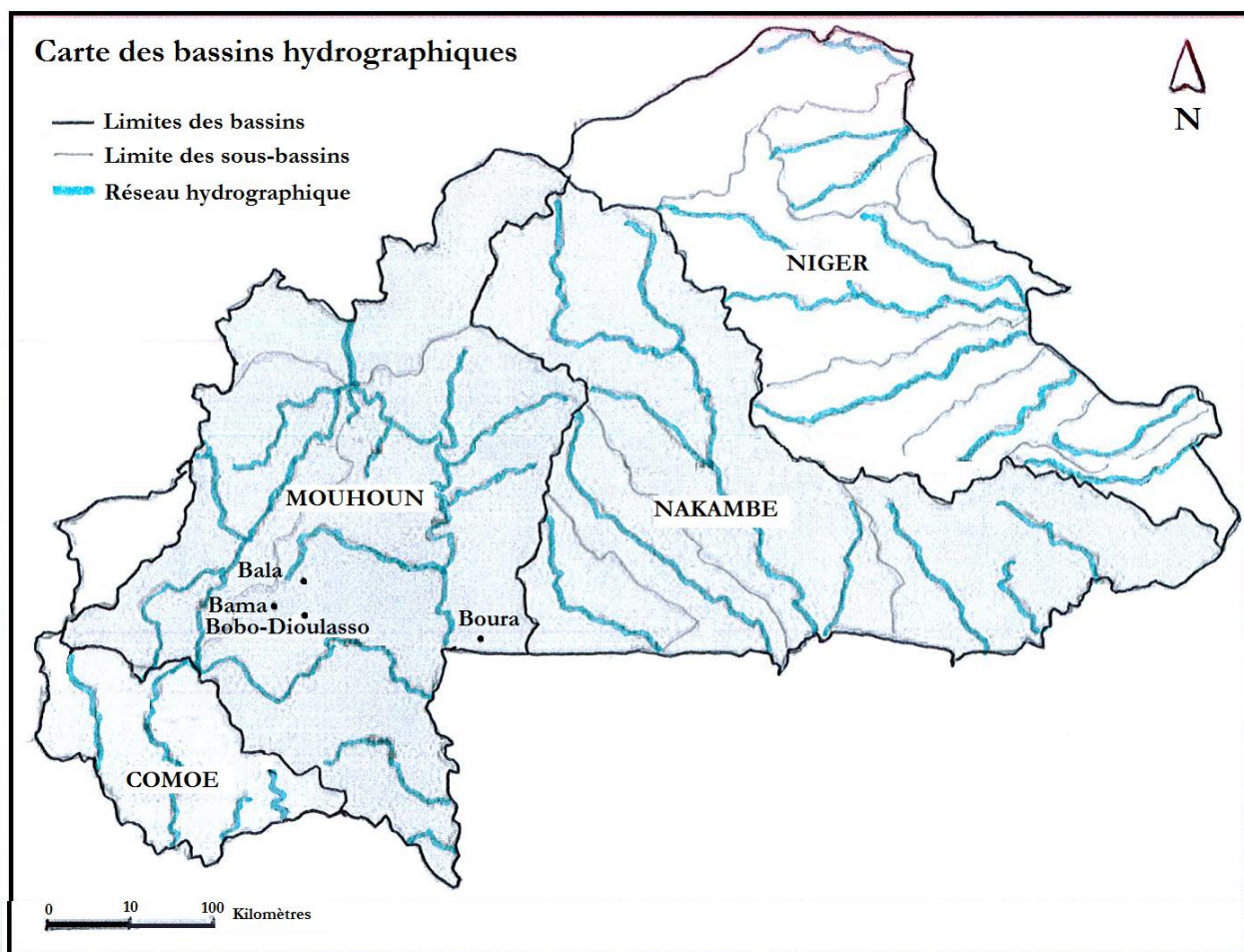


Figure 1 : Carte des bassins hydrographiques du Burkina Faso

Trois lacs ont été sélectionnés pour cette étude:

- Bala, site de référence, considéré comme peu impacté ;
- Bama, centre de nombreuses activités agricoles, considéré très impacté ;
- Boura, un des deux sites pilotes des études conduites par le projet V3 : *Integrated Management of Small Reservoirs* du CPWF.

## 2. Contexte et problématique

### 2.1. Agriculture au Burkina Faso

Le secteur agricole occupe une place prépondérante au Burkina Faso, il constitue environ 40% du produit intérieur brut (PIB) du pays et emploie 86 % de la population active. Une large part des exportations du pays (80 %) est représentée par ce secteur. Ceci étant, la plupart des produits sont autoconsommés, on parle d’agriculture de subsistance. Seuls, le coton, le riz,

l'arachide, les produits maraîchers et fruitiers sont commercialisés [1]. 3,6 millions d'hectares sont dédiés à l'agriculture et 85 à 95 % de la population en dépendent. Les céréales représentent environ 82 % de ces cultures, suivies des cultures maraichères (15 %) [2]. Le coton reste le principal produit de rente du Burkina Faso procurant près de 70 % des recettes d'exportation du pays [3].

Situé sur une zone pédologique sensible et vulnérable, le pays est soumis à une diminution accélérée de ses ressources naturelles. En effet, les aléas climatiques et les déplacements de populations ont eu des conséquences graves sur l'environnement et provoqué un retard économique de plusieurs régions [4]. La dynamique d'occupation des sols est un facteur clé car elle modifie les interactions terre-atmosphère, une forte pression anthropique ou climatique sur les sols entraîne une dégradation du couvert végétal [5]. Dans cette partie du continent africain, l'agriculture est essentiellement pluviale et tributaire des aléas climatiques souvent défavorables [6]. La pluviosité du pays est caractérisée par une irrégularité aussi bien en termes de quantité que de répartition dans l'espace et le temps. Cela a conduit à des sécheresses récurrentes et à des productions agricoles aléatoires [7].

En réponse à ces sécheresses récurrentes, plus de 1700 petits barrages ont été construits afin de mobiliser les eaux de surface. Plus de la moitié des surfaces irriguées du pays dépendent de ces petits barrages [8]. Cette agriculture intensive et l'irrigation entraînent l'apparition de nuisibles pour les cultures (insectes, maladies) mais également de vecteurs de maladies humaines notamment l'anophèle (paludisme) et de parasites. Les maladies et ravageurs des cultures causent des dégâts considérables, pouvant engendrer dans certains cas des pertes en production s'élevant à plus de 30% [9].

## **2.2. Utilisation des pesticides au Burkina Faso**

La lutte contre les ravageurs de culture, implique l'utilisation massive de différents produits phytosanitaires. L'utilisation de ces pesticides représente un réel danger pour l'utilisateur, mais aussi pour le consommateur exposé indirectement aux substances et pour l'environnement.

Une étude sur les facteurs de risques toxicologiques chez les utilisateurs réalisée au Burkina Faso, montre qu'une majorité des utilisateurs de cette région sont analphabètes et ignorent les conséquences sanitaires et écologiques de l'utilisation des pesticides. De plus, les équipements de protection individuels ne sont jamais complets ni adéquats [10]. L'utilisation

des pesticides a un impact négatif direct sur la santé humaine à différentes échelles selon la personne exposée, le type de pesticide et la dose d'exposition [11]. Selon l'OMS, environ 3 millions de personnes sont hospitalisées chaque année dans le monde, suite à ce type d'exposition. Environ 220 000 cas mortels et 750 000 cas de maladies chroniques sont recensés, principalement dans les pays en voie de développement. Parmi ces maladies, nous pouvons citer les troubles respiratoires, des effets sur la reproduction et des cancers. Des troubles neurologiques ont aussi été mis en évidence : dépression, anxiété, difficultés de concentration et de compréhension, désorientation spatiale [12] [13].

Généralement, peu d'agriculteurs sont conscients de l'impact de l'utilisation des produits phytosanitaires sur l'environnement. Le choix du produit de traitement se fait exclusivement sur des critères d'efficacité et de coût : la dangerosité vis-à-vis de l'environnement entre peu en ligne de compte. La contamination de l'environnement est directement liée aux propriétés physicochimiques des substances actives. Les molécules persistantes, solubles dans l'eau, comme la plupart des herbicides se retrouvent dans l'eau, en particulier dans les eaux souterraines, alors que les produits volatils ont tendance à se retrouver dans l'atmosphère. De plus, la localisation des parcelles traitées conditionne très fortement cette contamination. Ces différents facteurs complexifient l'appréhension des impacts environnementaux de manière générale. En effet, à pratiques identiques, les impacts environnementaux peuvent être très différents selon les conditions du milieu (vulnérabilité, organisation spatiale...), le type de substance utilisé, et les relations existantes entre les pesticides et les divers constituants biotiques et abiotiques de l'écosystème en question [14] [15].

La perturbation des organismes aquatiques engendrée par les pesticides est mise en évidence dans plusieurs études. Ces perturbations peuvent se traduire par exemple par une diminution de la biodiversité du milieu contaminé : une étude a été réalisée sur une population de 25 espèces aquatiques différentes, en fonction de la substance utilisée, on observe une diminution allant de 15 à 30 % des espèces présentes dans le milieu [16]. Ces expositions peuvent aussi provoquer un déséquilibre de compétitivité entre les organismes (selon leur sensibilité à la substance) pour l'accès aux ressources du milieu [17]. Dans le contexte du Burkina Faso, une étude d'écotoxicité a été réalisée sur deux pesticides couramment utilisés : le paraquat (herbicide) et la deltaméthrine (insecticide), au niveau de 3 réservoirs du bassin de Nakambé. Le paraquat et la deltaméthrine ont révélé respectivement une toxicité pour les micro-algues et les espèces zoo-planctoniques ce qui concorde avec leurs modes d'action, cependant, le

paraquat présentait aussi une toxicité significative pour les bactéries naturellement présentes dans le milieu : micro-organismes non-cible de la substance [18].

Généralement, les pesticides sont classés selon les cibles auxquelles ils sont destinés (herbicides, fongicides, insecticides...). Ils peuvent également être regroupés en fonction de leurs composants actifs. Nous pouvons citer les familles suivantes : organochlorés (DDT, lindane, endosulfan...); organophosphorés ; carbamates ; triazines (atrazine, simazine...) ; acétamides (acétochlore, alachlore...) et pyréthrinoïdes (deltaméthrine...) [19].

La réalisation d'une synthèse (Annexe2 : Recensement des pesticides utilisés au Burkina Faso) de différentes enquêtes d'utilisation des pesticides au Burkina Faso, (Bobo Dioulasso, Ouahigouya, Ouagadougou, Fada N'Gourma et Kompienga) a permis de recenser les substances susceptibles d'être rencontrés dans ces régions (Tableau 1). Cette liste est non exhaustive puisqu'elle ne représente que 5 régions du Burkina Faso et qu'elle est basée uniquement sur des enquêtes réalisées auprès de producteurs, de commerçants et d'agents de poste de santé. Cette liste ne s'appuie pas sur des résultats analytiques.

Matière active	Famille	Utilisation	Classe OMS		Ville, Région	Source
Azadirachtine	Limonoïdes	Maraîchage	NC	Très dangereuse	Bobo Dioulasso	IFDC 2007
Acéphate	Organophosphorés		III	Peu dangereuse	Ouagadougou	
Acétamipride	Néonicotinoïdes	Coton	II	Modérément dangereuse	Bobo Dioulasso	
Atrazine	Triazines		III	Peu dangereuse	Fada N'Gourma	[10]
Carbofuran	Carbamates	Maraîchage	Ib	Très dangereuse	Bobo Dioulasso	IFDC 2007
Chlorpyrifos-éthyl	Organophosphorés	Coton	II	Modérément dangereuse	Ouagadougou	
Cyhalothrine	Pyréthrinoïdes		II	Modérément dangereuse	Ouahigouya	
Cyperméthrine	Pyréthrinoïdes		II	Modérément dangereuse	Bobo Dioulasso	
Deltaméthrine	Pyréthrinoïdes	Maraîchage	II	Modérément dangereuse	Ouahigouya	
Diméthoate	Organophosphorés		II	Modérément dangereuse		
Diuron	Halogénophénylurés	Coton	II	Modérément dangereuse	Fada N'Gourma	[10]
Endosulfan	Organochlorés		Ib	Très dangereuse	Bobo Dioulasso	IFDC 2007
Glyphosate	Aminophosphonates		III	Peu dangereuse	Kompienga	[3]
Lambdacyhalothrine	Pyréthrinoïdes		III	Peu dangereuse	Bobo Dioulasso	IFDC 2007
Méthidathion	Organophosphorés		Ib	Très dangereuse	Ouahigouya	
Paraquat	Pyridines		II	Modérément dangereuse	Fada N'Gourma	[10]
Profénofos	Organophosphorés		II	Modérément dangereuse	Bobo Dioulasso	IFDC 2007
Propanil	Anilides		Maraîchage	II	Modérément dangereuse	Kompienga
Thirame	Carbamates	Coton	II	Modérément dangereuse	Kompienga	

Tableau 1 : Pesticides recensés sur différentes régions du Burkina Faso

## 2.3. Screening de polluants par échantillonnage passif

### 2.3.1. Généralités sur les échantillonneurs passifs

Pour cette étude la recherche des pesticides sera réalisée en majeure partie par échantillonnage passif. La méthode conventionnelle de détection des polluants aquatiques repose sur l'analyse d'échantillons ponctuels. Cependant, ces analyses ne fournissent pas d'informations sur les variations de concentration des polluants dans le temps, pour cela il faudrait répéter régulièrement les mesures. L'échantillonnage ponctuel ne donne qu'une valeur instantanée de concentration au moment de la prise de l'échantillon. Avec l'évolution des réglementations et des critères de qualité environnementale, les méthodes d'analyses et de surveillance exigées deviennent de plus en plus strictes, fréquentes et donc coûteuses. Dans ce contexte, les échantillonneurs passifs représentent une méthode alternative intéressante pour répondre aux critères de rapidité et d'efficacité des mesures à moindre coût, et pour permettre de détecter des polluants en concentrations faibles et variables grâce à leur capacité d'accumulation. Différents types d'échantillonneurs passifs ont été développés en fonction du type de polluant à analyser :

- DGT (Diffusive Gradient in Thin film) pour les contaminants métalliques ;
- SBSE (Stir Bar Sorptive), SPME (Solid-Phase Microextraction Fibers) et SPMD (Semipermeable Membrane Device) pour les molécules hydrophobes telles que les hydrocarbures aromatiques polycycliques (Benzo[A]pyrène, naphthalène..) et les polychlorobiphényles ;
- POCIS (Polar Organic Chemical Integrative Sampler) pour les molécules polaires, notamment les pesticides ;
- Chemcatcher pour les composés organiques ou inorganiques, polaires ou apolaires et les métaux.

Les échantillonneurs passifs peuvent être utilisés comme indicateurs de la biodisponibilité des polluants chimiques. En outre, contrairement à la plupart des organismes vivants, ils peuvent être exposés à des conditions environnementales difficiles pendant de longues périodes et rester opérationnels. L'analyse en laboratoire de l'échantillonneur passif est généralement plus rapide et moins coûteuse que la plupart des analyses d'eau ou de sédiments [20].

Les échantillonneurs passifs représentent un outil prometteur pour la surveillance de la qualité environnementale mais ils ne sont pas encore adoptés par la législation Européenne. Ceci est due, parmi d'autres facteurs, à un manque de robustesse au niveau des procédures d'assurance et de contrôle qualité pour leur calibration. Pour palier à ce problème il faudrait recourir à des essais inter-laboratoires ou des calibrations en conditions contrôlées (pilote laboratoire). Même s'ils ne peuvent pas être utilisés dans le cadre réglementaire, ils n'en restent pas moins un moyen efficace de contrôle de pollution environnementale, faciles à manipuler et à déployer sur le terrain.

Une étude inter-laboratoire concernant l'utilisation des échantillonneurs passifs pour les eaux de surface a été réalisée en 2010 [21]. Différents capteurs passifs ont été déployés sur 2 fleuves (La Charente et le Rhône) ainsi que sur l'étang de Thau et les résultats obtenus par 24 laboratoires ont été comparés. De manière générale, les concentrations moyennes obtenues par les échantillonneurs passifs sont comparables avec les moyennes obtenues par échantillonnage ponctuel. De plus, les échantillonneurs passifs ont permis une meilleure quantification des contaminants organiques que par échantillonnage ponctuel.

De manière générale, les échantillonneurs passifs fonctionnent tous sur le même principe. Ils sont constitués d'une phase réceptrice ayant une forte affinité avec les polluants ciblés (adsorption ou absorption). Cette phase est séparée de la masse d'eau par la couche limite aqueuse, et par une membrane, qui permet de limiter la vitesse de diffusion et la saturation physique ou biologique de la phase réceptrice (Figure 2).

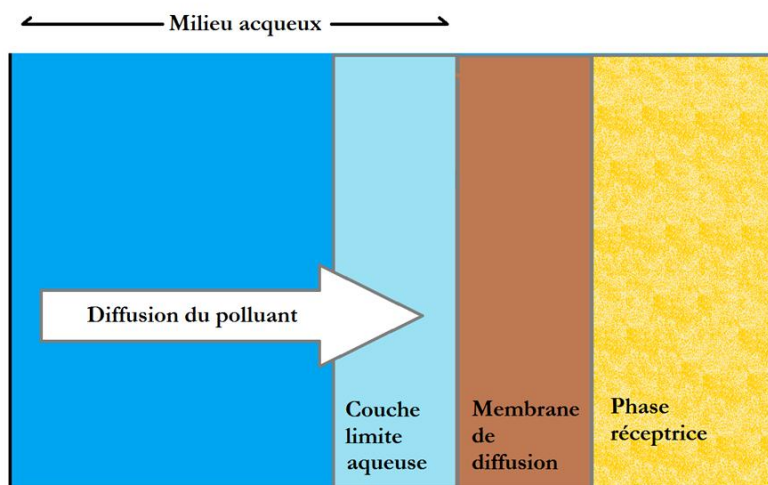


Figure 2 : Diffusion du polluant au travers des différentes phases

Le modèle théorique d'accumulation des polluants au niveau de la phase réceptrice est illustré Figure 3 [22] :

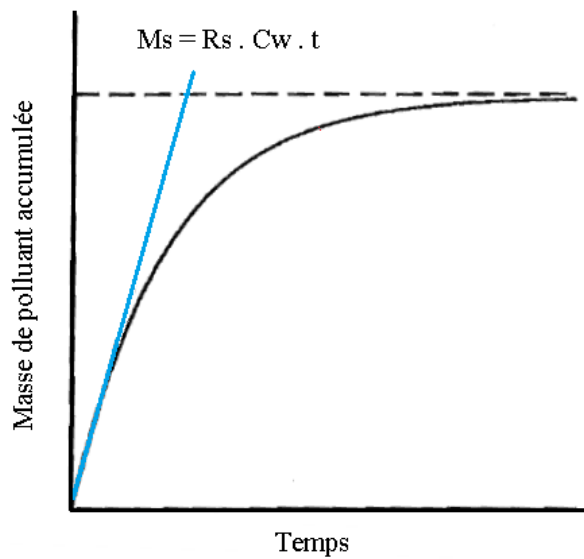


Figure 3 : Modèle théorique d'accumulation de polluant par les échantillonneurs passifs en fonction du temps

On distingue deux régimes d'accumulation durant l'exposition des échantillonneurs passifs. Le premier régime est considéré comme intégratif, en effet, la cinétique d'accumulation des analytes est pseudo-linéaire (première partie de la courbe). Le second régime est curvilinéaire, et atteint un plateau correspondant à la saturation de l'échantillonneur. Le taux d'échantillonnage est déterminé, pour la partie linéaire de la courbe, en appliquant l'équation n°1 :

Equation n°1

$$m_f(t) = m_0 + R_s \cdot C_w \cdot T$$

Où  $R_s$  : Taux d'accumulation (l/j)

$m_f(t)$  : Masse accumulée sur la phase réceptrice après déploiement (g)

$m_0$  : Masse éventuellement présente sur la phase avant déploiement (g)

$C_w$  : Concentration en polluant dans l'eau (g/l)

$T$  : Durée d'exposition (j)

La masse de contaminant accumulée dépend principalement de l'efficacité d'accumulation de la phase réceptrice, de la durée d'exposition et du taux d'échantillonnage du capteur (Rs).

### **2.3.2. Calibration**

La calibration des échantillonneurs passifs nécessite la prise en compte des conditions environnementales telles que la température ou les turbulences dans le milieu, pouvant faire varier leur taux d'échantillonnage. Les turbulences perturbent l'échantillonnage en influent sur l'épaisseur de la couche d'eau en contact avec la membrane de diffusion diminuant ainsi la résistance de la couche aqueuse (Figure 2). Les turbulences sont difficiles, cependant, à quantifier sur le terrain (mesure de la vitesse d'écoulement). L'encrassement biologique, « biofouling » peut aussi modifier fortement le taux d'échantillonnage du capteur. Cependant il n'est généralement pas pris en compte dans les méthodes de calibration étant donné qu'il dépend directement des conditions d'exposition (milieu et durée) [23]. Les différents taux d'échantillonnage sont donc déterminés en laboratoire à partir d'un pilote de calibration, les échantillonneurs sont alors exposés dans des conditions contrôlées (température, pH, concentrations en polluants, turbulences).

La présente étude se propose de quantifier la pollution due aux produits phytosanitaires organiques polaires sur 3 lacs au Sud-ouest du Burkina Faso. La recherche de ces produits est réalisée à partir de l'utilisation des Chemcatcher (version polaire) et des POCIS, qui sont les échantillonneurs passifs les plus répandus pour l'analyse des polluants organiques polaires [24]. Cette étude s'appuiera sur les taux d'échantillonnages préalablement déterminé par le LGEI, selon le modèle théorique présenté précédemment pour les 22 pesticides recherchés (Annexe 3 : Taux d'échantillonnage des 22 substances pour les POCIS et les Chemcatcher) [25] [26] [27] [28].

## **2. Matériel et méthode**

### **2.1. Sites d'étude**

#### **2.1.1. Site de référence : Bala**

Le lac de Bala, aussi appelé « mare aux hippopotames », se trouve à une soixantaine de kilomètres au Nord-est de la ville de Bobo-Dioulasso (Sud-ouest du Burkina Faso). Il est situé en plein cœur d'une réserve naturelle de 19 200 hectares classée au patrimoine mondial de l'Unesco, où toute activité agricole est bannie (Figure 4). D'une longueur de 2,6 kilomètres et

de 700 mètres de largeur, le lac est alimenté par le Tinamou, prenant lui même sa source au niveau de diverses résurgences phréatiques à 4 kilomètres plus au Sud. Le lac est localisé dans la plaine d'inondation du Mouhoun correspondant à une dépression au niveau de la rive droite du cours d'eau. [29]. La mare aux hippopotames est dans une zone de climat sud soudanien, avec une pluviométrie annuelle de 1200 mm, et sa superficie varie saisonnièrement de 98 à 120 hectares. Sa profondeur varie approximativement de 1 mètre, durant les mois compris entre décembre et juillet, jusqu'à près de 4 mètres courant octobre [30]. Ce lac a été choisi comme référence puisqu'aucune activité agricole n'est autorisée à proximité immédiate.

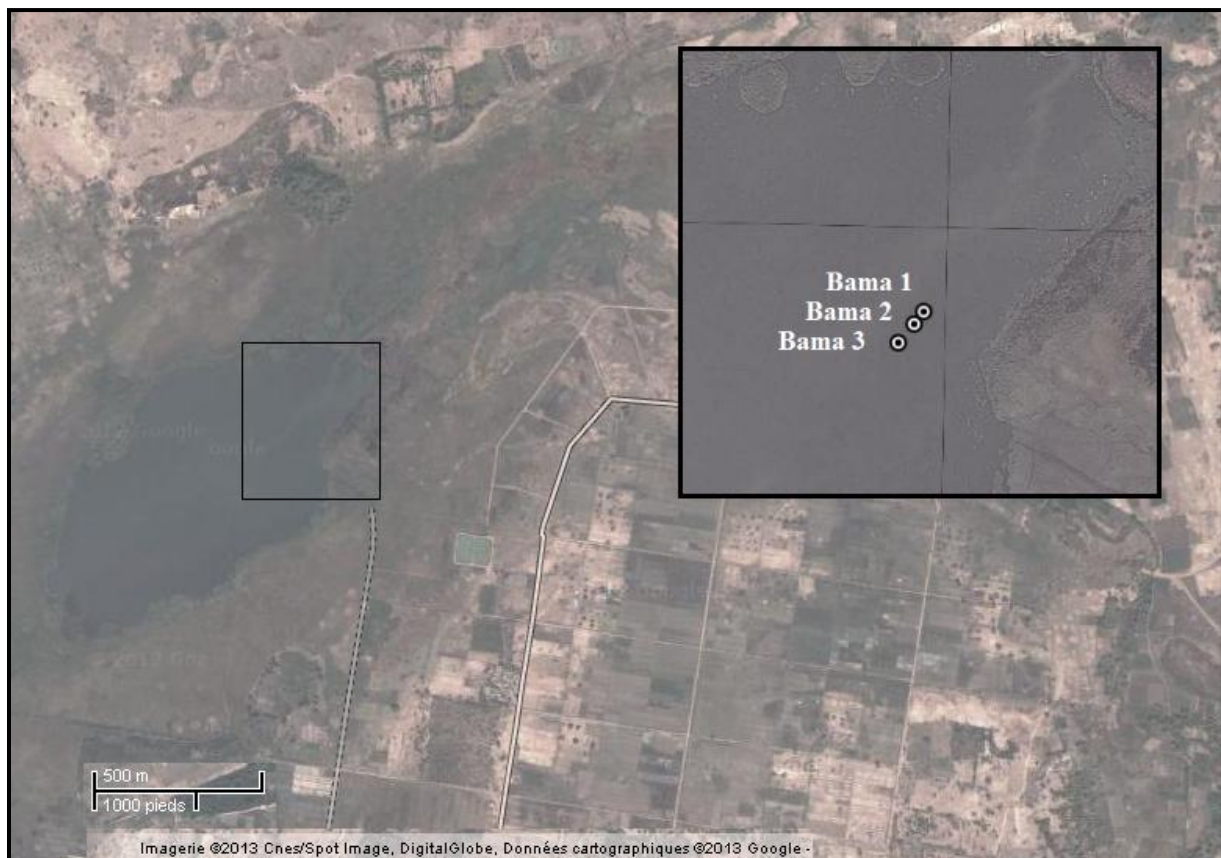


Figure 4 : Photo aérienne du lac de Bala et points d'échantillonnage

### 2.1.2. Site impacté par des activités agricole : Bama

Le lac de Bama est situé à proximité du village de la Vallée du Kou 4 (VK4), implanté au centre du périmètre agricole de la vallée du Kou à une trentaine de kilomètres au Nord-ouest de la ville de Bobo-Dioulasso. Le bassin du Kou représente une superficie de 1823 km<sup>2</sup> associés à la rivière du Kou et ses affluents, et aux sources de Nasso et Pessa. Ce bassin est à l'origine de nombreux conflits entre les différents agriculteurs et villages liés à une utilisation anarchique ainsi qu'à des prélèvements frauduleux de la ressource en eau. Les aménagements

hydro-agricoles couvrent une superficie totale de près de 3000 hectares dont un périmètre rizicole aménagé à Bama de 1260 hectares. Plusieurs types de culture ont été inventoriés en amont de ce périmètre. Une prise d'eau a été aménagée, à Diaradougou pour irriguer de façon gravitaire ce périmètre. A l'été, tout le débit du Kou est dévié pour les cultures maraichères et à la saison des pluies, les terrains sont inondés pour la culture du riz, ainsi, la rivière retrouve un écoulement continu. D'une superficie de 50 hectares environ, le lac de Bama est le fruit des déficiences techniques et du manque d'entretien de cet aménagement hydraulique. Plus en amont encore, des parcelles sont également cultivées (bananes, maïs, papayes, choux...) avec les mêmes cultures en hivernage qu'en contre saison [31] [32]. Le lac est ainsi situé au centre de nombreuses activités agricoles et constitue la référence impactée de cette étude.



**Figure 5 : Photo aérienne du lac de Bama et points d'échantillonnage**

Sur cette photo aérienne nous pouvons distinguer les parcelles agricoles à proximité du lac de Bama (Figure 5).

### **2.1.3. Site de Boura**

Le village de Boura est situé à environ 250 kilomètres à l'est de la ville de Bobo-Dioulasso. Avec des précipitations moyennes de 1000 mm/an, l'agriculture pluviale est pratiquée pendant l'hivernage pour la production de riz essentiellement. A proximité du village se trouve un barrage formant le lac de Boura d'une capacité de 4 millions de mètres cube. Il a été construit sur l'affluent principal de la Kabarvaro qui se jette dans le Mouhoun pour répondre aux besoins pastoraux, humains et agricoles. Un périmètre irrigué de 90 hectares a été mis en place à l'aval de ce lac pour permettre aux populations riveraines de continuer leur production agricole (légumes, riz, maïs) en particulier durant la saison sèche. Un autre périmètre hydro-agricole de 20 hectares a été mis en place plus en amont en rive droite à une distance d'environ 400 m de la digue. Une frange minimale de 10 m a été laissée entre la limite du périmètre et celle du plan d'eau à la cote des plus hautes eaux.



Figure 6 : Photo aérienne du lac de Boura et points d'échantillonnage

Sur cette photo nous pouvons distinguer le périmètre irrigué mis en place à l'aval du barrage du lac de Boura (Figure 6).

## 2.2. Echantillonneurs passifs utilisés

### 2.2.1. Chemcatcher

#### 2.2.1.1. Description

Les Chemcatcher (Figure 7) sont des boîtiers en téflon constitués d'un support pour déposer la phase réceptrice et la membrane de diffusion fixées par une bague de serrage. Sur cette bague sont fixés soit un couvercle pour le transport et le stockage de l'échantillonneur, soit un anneau de prolongement servant de réservoir lorsque le capteur est immergé.

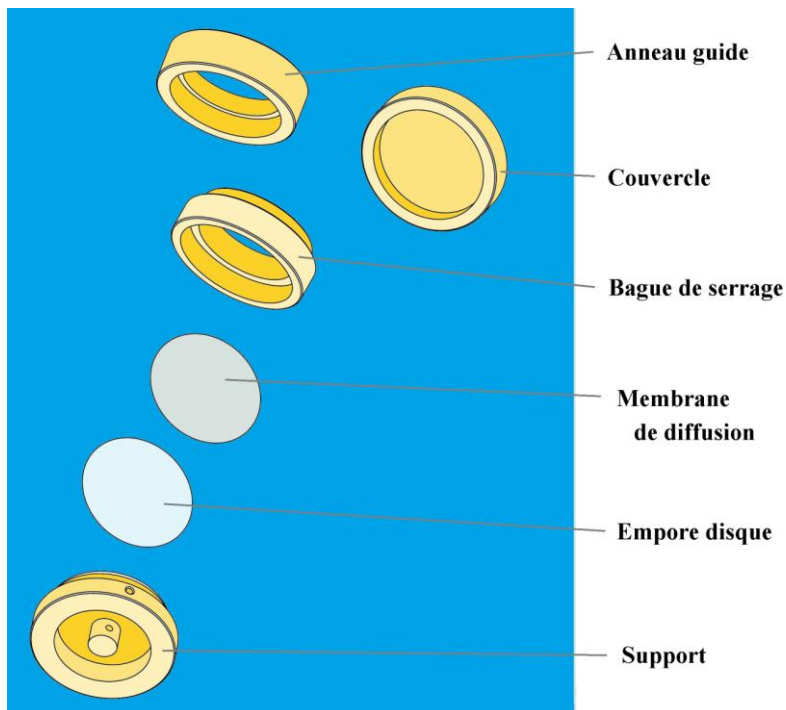


Figure 7 : Chemcatcher en vue éclatée

Le type de polluant retenu (métal, polaire, apolaire...) est conditionné par le choix à la fois de la phase réceptrice et de la membrane de diffusion.

#### 2.2.1.2. Phases de rétention et membranes de diffusion utilisées

La phase de rétention utilisée dans cette étude est un Empore disque C18 composé de fibres de téflons (10%), emprisonnant des particules de silice greffées de groupements octadécyles (90%). Ces disques ont une épaisseur de 0,5 mm et des pores de 6 nm de diamètre. La phase régulatrice de diffusion est une membrane Poly Ether Sulfonée (PES) microporeuse (diamètre des pores : 0,45µm). La surface d'échange est de 17,34 cm<sup>2</sup>.

## 2.2.2. POCIS

### 2.2.2.1. Description

Les POCIS (Figure 8) sont constitués d'une phase solide accumulatrice enfermée entre deux membranes de polyéthersulfone (PES), hydrophiles et microporeuses (porosité de 100 nm). Les membranes sont insérées entre deux anneaux métalliques inertes. Il existe à ce jour deux types de phases :

- Une phase spécifique aux pesticides constituée d'un mélange de résine modifiée de polystyrène-divinylbenzène (80 %) et de sorbant carboné, Amborsorb 1500 (20%), déposé sur un copolymère d'exclusion stérique, du styrène divinylbenzène, S-X3) ;
- Une phase plus spécifique des substances pharmaceutiques (Oasis HLB, phase polymérique de divinylbenzène avec un monomère polaire, le N-vinylpyrrolidone) [33].

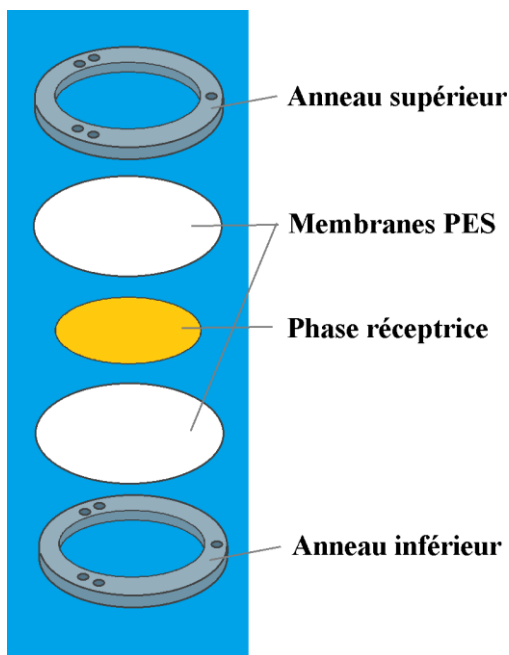


Figure 8 : POCIS en vue éclatée

### 2.2.2.2. Choix de la phase réceptrice

Les POCIS sont de dimension standard (surface spécifique = 180 cm<sup>2</sup>/g) avec une surface d'échange de 41 cm<sup>2</sup>. La phase réceptrice utilisée dans cette étude correspond à la phase spécifique aux substances pharmaceutiques, constituée d'environ 230 mg d'OASIS HLB correspondante à la phase utilisée lors de la calibration [25]. Cette phase est plus adaptée à la recherche des composés organiques polaires ayant plusieurs groupes fonctionnels [34] . De

plus, il a été montré qu'elle était la plus appropriée pour l'échantillonnage des herbicides qu'ils soient basiques, neutres ou acides [28]. Enfin cette phase présente plusieurs avantages notamment l'utilisation de solvant en plus faible quantité qu'avec la phase spécifique aux pesticides [35].

### 2.3. Etapes d'échantillonnage et d'analyses

Les différentes étapes analytiques à réaliser pour l'échantillonnage passif et ponctuel sont présentées Figure 9.

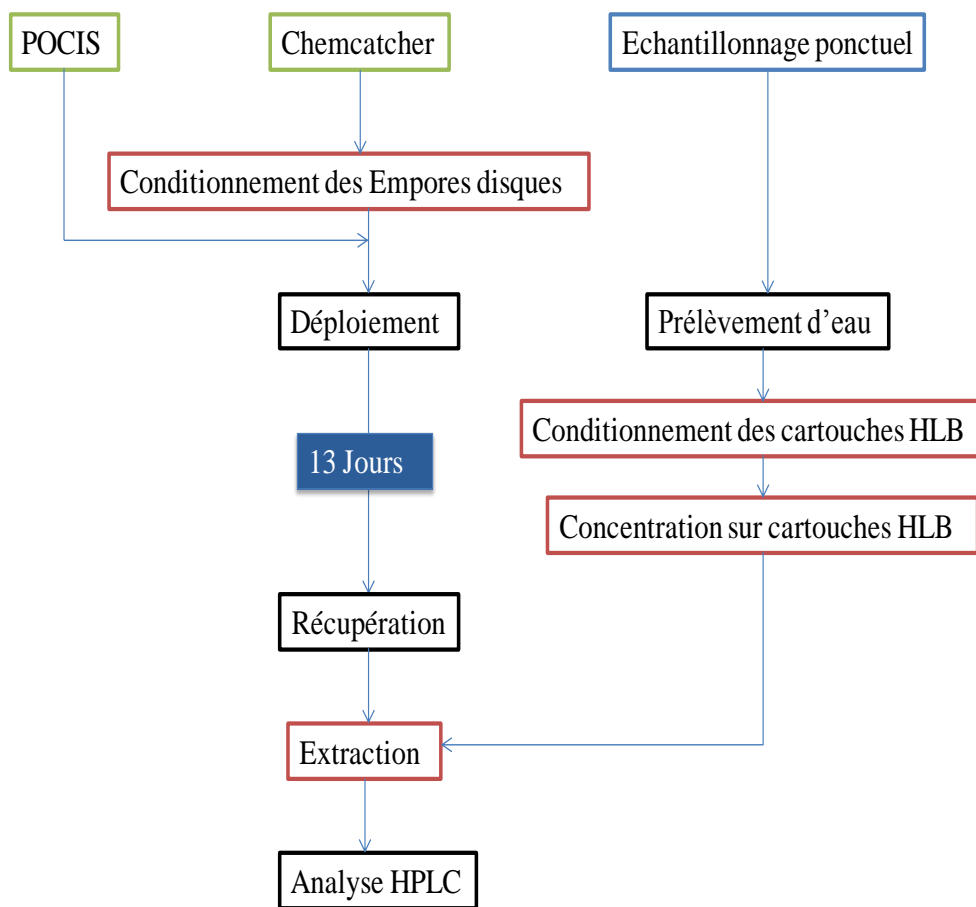


Figure 9 : Synoptique d'échantillonnage et d'analyse

Les étapes de conditionnement et d'extraction sont décrites en annexe : conditionnement des Chemcatcher (Annexe 4), conditionnement et extraction des cartouches HLB (Annexe 5), extraction des Empore disques (Annexe 6), extraction des POCIS (Annexe 7).

### 2.3. Déploiement des échantillonneurs

Les échantillonneurs passifs sont immergés pendant 13 jours, à une profondeur d'environ 50 cm sous la surface pour les sites de Bala, Bama et Boura amont et de 2 m pour Boura aval : profondeur de la prise d'eau du périmètre irrigué en aval du barrage. Les échantillonneurs sont fixés à l'intérieur d'une nasse de manière à empêcher les poissons ou autres organismes aquatiques de perturber les mesures. La nasse est elle-même fixée à un cadre PVC lesté avec 4 blocs de bétons d'une vingtaine de kilogrammes. De plus, deux bidons en plastique d'un volume de 50 litres sont attachés au cadre par sécurité pour assurer la flottaison. Pour chaque point d'étude, 2 Chemcatcher et 2 POCIS sont déployés. Un Chemcatcher et un POCIS témoins sont utilisés pour détecter d'éventuelles pollutions pouvant intervenir lors de la mise en place ou du retrait des 2 autres échantillonneurs. 24 Chemcatcher et 24 POCIS sont déployés sur les 4 sites sélectionnés. Donc, au total, 28 Chemcatcher et 28 POCIS sont déployés (Tableau 2).

Site	Point	POCIS	Chemcatcher	Echantillonnage ponctuel	
				T1	T13
Bala	<i>Témoin</i>	<i>BP1</i>	<i>BC1</i>	<i>Témoin</i>	
	Bala 1	P2	C2	E1	E2
		P3	C3		
	Bala 2	P4	C4	E3	E4
		P5	C5		
	Bala 3	P6	C6	E5	E6
		P7	C7		
Bama	<i>Témoin</i>	<i>BP8</i>	<i>BC8</i>	<i>Témoin</i>	
	Bama 1	P9	C9	E1	E2
		P10	C10		
	Bama 2	P11	C11	E3	E4
		P12	C12		
	Bama 3	P13	C13	E5	E6
		P14	C14		
Boura Amont	<i>Témoin</i>	<i>BP15</i>	<i>BC15</i>	<i>Témoin</i>	
	Boura Amont 1	P16	C16	E1	E2
		P17	C17		
	Boura Amont 2	P18	C18	E3	E4
		P19	C19		
	Boura Amont 3	P20	C20	E5	E6
		P21	C21		
Boura Aval	<i>Témoin</i>	<i>BP22</i>	<i>BC22</i>	<i>Témoin</i>	
	Boura Aval 1	P23	C23	E1	E2
		P24	C24		
	Boura Aval 2	P25	C25	E3	E4
		P26	C26		
	Boura Aval 3	P27	C27	E5	E6
		P28	C28		

Tableau 2 : Identification des échantillons

## 2.4. Echantillonnage d'eau

En parallèle de la mise en place des échantillonneurs passifs, une campagne d'échantillonnage ponctuel d'eau est réalisée. Environ 500 millilitres d'eau sont prélevés pour chaque point d'étude lors du déploiement (T1) et lors de la récupération des échantillonneurs passifs (T13) soit 24 échantillons au total (Tableau 2). L'eau prélevée est dans un premier temps filtrée (filtres GF/F de 0,7 µm de porosité) puis le pH est ajusté à 8 à l'aide d'une solution d'hydroxyde de sodium à  $10^{-3}$  mol/l. Les échantillons sont ensuite dopés avec 100 µl d'une solution d'atrazine d5 à 1mg/l d'acétonitrile avant d'être pré-concentrés sur des cartouches oasis HLB préalablement conditionnées. 4 autres cartouches sont utilisées en tant que « témoin » de manipulation.

## 2.1. Substances analysées

Les pesticides étudiés ont été sélectionnés parmi les familles de composés les plus fréquemment retrouvées dans le milieu aquatique, comprenant les substances actives et leurs principaux produits de dégradation. Les molécules retenues sont uniquement des pesticides organiques polaires et semi-polaires (13 herbicides, 4 fongicides et 1 insecticide) et 4 produits de dégradations d'herbicides. Les 22 substances sont recensées Tableau 3 :

Molécule	Type	Famille	Formule
Acetochlor	Herbicide	Chloracetanilides	C <sub>14</sub> H <sub>20</sub> ClNO <sub>2</sub>
Alachlor	Herbicide	Urées	C <sub>9</sub> H <sub>10</sub> Cl <sub>2</sub> N <sub>2</sub> O <sub>2</sub>
Atrazine	Herbicide	Triazines	C <sub>8</sub> H <sub>14</sub> ClN <sub>5</sub>
Azoxystrobine	Fongicide	Strobilurin	C <sub>22</sub> H <sub>17</sub> N <sub>3</sub> O <sub>5</sub>
Chlortoluron	Herbicide	Urées	C <sub>10</sub> H <sub>13</sub> ClN <sub>2</sub> O
DCPU (N-(3,4 dichlorophényl)-urée)	Métabolite	Urées métabolites	C <sub>7</sub> H <sub>6</sub> Cl <sub>2</sub> N <sub>2</sub> O
DEA (déséthyl atrazine)	Herbicide	Triazines métabolites	C <sub>6</sub> H <sub>10</sub> ClN <sub>5</sub>
DET (Déséthyl terbuthylazine)	Métabolite	Triazines métabolites	C <sub>7</sub> H <sub>12</sub> ClN <sub>5</sub>
DIA (Déisopropyl atrazine)	Métabolite	Triazines	C <sub>5</sub> H <sub>8</sub> ClN <sub>5</sub>
Diuron	Herbicide	Urées	C <sub>9</sub> H <sub>10</sub> Cl <sub>2</sub> N <sub>2</sub> O
DPCMU (N-(3,4 dichlorophényl)-N-(méthyl)-urée)	Métabolite	Urées métabolites	C <sub>8</sub> H <sub>8</sub> Cl <sub>2</sub> N <sub>2</sub> O
Flazasulfuron	Herbicide	Sulfonyl urées	C <sub>13</sub> H <sub>12</sub> F <sub>3</sub> N <sub>5</sub> O <sub>2</sub> S
Imidaclopride	Insecticide	Néo nicotinoïdes	C <sub>9</sub> H <sub>10</sub> ClN <sub>5</sub> O <sub>2</sub>
Isoproturon	Herbicide	Urées	C <sub>12</sub> H <sub>18</sub> N <sub>2</sub> O
Linuron	Herbicide	Urées	C <sub>9</sub> H <sub>10</sub> Cl <sub>2</sub> N <sub>2</sub> O <sub>2</sub>
Metalaxyl	Fongicide	Amides	C <sub>15</sub> H <sub>21</sub> NO <sub>4</sub>
Metolachlor	Herbicide	Chloracetanilides	C <sub>15</sub> H <sub>22</sub> ClNO <sub>2</sub>
Oxadixyl	Fongicide	Phenylamides	C <sub>14</sub> H <sub>18</sub> N <sub>2</sub> O <sub>4</sub>
Penconazole	Fongicide	Azoles	C <sub>13</sub> H <sub>15</sub> Cl <sub>2</sub> N <sub>3</sub>
Propyzamide	Herbicide	Amides	C <sub>12</sub> H <sub>11</sub> Cl <sub>2</sub> NO
Simazine	Herbicide	Triazines	C <sub>7</sub> H <sub>12</sub> ClN <sub>5</sub>
Terbutylazine	Herbicide	Triazines	C <sub>9</sub> H <sub>16</sub> ClN <sub>5</sub>

Tableau 3 : Liste des 22 substances analysées

## 2.5. Analyse des pesticides sélectionnés

L'analyse des différents extraits est réalisée par chromatographie liquide haute performance (HPLC) couplée à un spectromètre de masse triple quadripôles. Le module de séparation est constitué d'une pompe quaternaire, d'un dégazeur à vide et d'un passeur automatique d'échantillons. La colonne est une Kinetex C18 de 100 mm de long, de 4,6 mm de diamètre et de particules de diamètre 2,6 µm). Le volume d'échantillon injecté est de 25 µl, le débit de la phase mobile est de 0,4 ml/min et le gradient d'élution est représenté Tableau 4.

Temps (min)	Phase A (Eau milli-Q + 0,05 % d'acide formique)	Phase B (Acétonitrile + 0,05 % d'acide formique)
0	60	40
8	20	80
9	0	100
11	60	40
15	60	40

Tableau 4 : Gradient d'élution utilisé pour l'analyse HPLC

Le spectromètre de masse (Micromass Quatro micro, Waters 2695) possède un module d'ionisation electrospray (ESI). La température de la source d'ionisation est de 120°C. La température du gaz de désolvatation (N<sub>2</sub>) est fixée à 300°C et son débit à 600 l/h. Le débit du gaz de nébulisation est de 30 l/h. La pression dans la cellule de collision par argon est de 3,2.10<sup>-3</sup> mbar. La source d'ionisation est utilisée en mode positif pour étudier les cations et l'acquisition des masses d'ions se fait en mode MRM (Multiple Reaction Monitoring) permettant la quantification de plusieurs molécules cibles dans l'échantillon. Les temps de rétention ainsi que les transitions pour la détection des 22 substances à analyser sont présentés en Annexe 8.

Les analyses sont pilotées par le logiciel MassLynx (Waters), plateforme multitâches permettant de gérer l'acquisition et le traitement des données via différentes interfaces tel que QuantLynx pour la quantification. La quantification des composés est faite par étalonnage interne avec la simazine d<sub>5</sub>.

Le modèle d'étalonnage est étudié sur une gamme de 5 concentrations comprises entre 0 et 50 µg/L (0-2-10-20-25-50 µg/L) à partir d'une solution étalon à 1 ppm environ dans l'acétonitrile contenant l'ensemble des composés cibles ainsi que l'étalon interne. Les droites de calibration obtenues par le logiciel Qantlynx sont construites en effectuant une régression linéaire par la méthode des moindres carrés à partir de l'injection de différentes solutions étalons.

Les limites de détection (LD) et de quantification (LQ) sont mesurées à partir de l'injection de solutions étalons faiblement concentrées (0,5/1/1,5/2 µg/L) et diluées si nécessaire. La LD est déterminée classiquement à partir de la concentration pour laquelle le rapport de signal/bruit de fond est égal à 3. La LQ instrumentale est obtenue pour un rapport Signal/Bruit égal à 10. Les valeurs des limites de quantification et de détection des composés analysés par HPLC-MS/MS sont présentées Tableau 5 :

	LD (µg/l)	LQ (µg/l)
Imidaclopride	0,9	3
Oxadixil	0,5	1,8
DET	0,4	1,2
Simazine	0,5	1,5
Chlortoluron	0,9	3
Metolachlore	0,5	1,5
Isoproturon	1,8	6
Diuron	0,5	1,8
Flazasulfuron	0,5	1,5
Terbutylazine	0,3	1
Azoxystrobine	0,2	0,7
Penconazole	0,2	0,5
DIA	0,9	3
DEA	0,5	1,8
Atrazine	0,5	1,5
DCPU	0,9	3
DCPMU	0,9	3
Acetochlore	6,0	20,0
Alachlore	11,0	36,7
Linuron	0,9	3
Metolachlore	0,5	1,5
Propyzamide	0,8	2,5

Tableau 5 : Limites instrumentales de détection et de quantification pour les 22 substances sélectionnées

### 3. Résultats et discussion

#### 3.1. Etude qualitative des résultats

##### 3.1.1. Site de référence : Bala

Les Tableaux ci-dessous (Tableaux 6 et 7) représentent les concentrations des extraits analysés par HPLC-MS. Chaque concentration correspond à une moyenne de deux injections HPLC. La colonne « Eau milli-Q » correspond à l'analyse de l'eau utilisée pour le conditionnement des Chemcatcher, des cartouches SPE et des cartouches HLB.

Composé	Echantillons d'eau extraits avec HLB (µg/l)						Eau milli-Q	Extraction POCIS (µg/l)				Extraction Chemcatcher (µg/l)			
	T1			T13				Bala1	Bala2	Bala3	Témoïn	Bala1	Bala2	Bala3	Témoïn
	Bala1	Bala2	Bala3	Bala1	Bala2	Bala3									
Imidaclopride	< LD	< LD	3,3	1,2	nd	1,6	nd	1,6	1,9	1,4	1,2	0,9	0,5	1,6	1,9
Oxadixil	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd
DET	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd
Simazine	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd
Chlortoluron	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	nd	nd	nd	nd	nd	nd
Metalaxyl	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd
Isoproturon	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd
Diuron	1,8	1,5	1,7	2	nd	1,1	10,4	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	0,5	< LD
Flazasulfuron	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	nd	nd	nd	nd	nd	nd
Terbutylazine	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	nd	nd	nd	nd	< LD	nd
Azoxystrobine	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	0,2	< LD	0,2	0,3	0,3	0,3	0,4	0,3
Penconazole	11,3	11,5	11,5	nd	nd	11,5	11,3	1,1	1,0	1	1,0	2,0	1,2	1,4	1,1
DIA	nd	nd	< LD	nd	nd	nd	nd	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD
DEA	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	nd	nd	nd	nd	nd
Atrazine	nd	nd	nd	nd	nd	nd	2,1	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd
DCPU	1,5	2,3	1,6	< LD	nd	0,9	2,0	< LD	< LD	< LD	nd	nd	nd	nd	nd
DCPMU	< LD	< LD	< LD	< LD	nd	< LD	< LD	nd	< LD	< LD	nd	nd	nd	nd	nd
Acetochlore	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	10,6	12,2	12,4	nd
Alachlore	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	< LD	11,8	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD
Linuron	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	3,6	2,2	0,9	3,8	2,3	2,6	2,8	nd
Metolachlore	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd
Propyzamide	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD

nd : Non détecté

Tableau 6 : Résultats qualitatifs pour le site de Bala

Sur le site de Bala, 8 substances sont présentes en concentrations supérieures aux limites de détection et/ou de quantification : Imidaclopride, diuron, azoxystrobine, penconazole, atrazine, DCPU, l'acétochlore, et linuron. Concernant les autres substances, les concentrations retrouvées dans les échantillons sont globalement du même ordre de grandeur voir plus faibles que celle retrouvées sur les témoins pour chacune des substances, ce qui laisse supposer que le site ne présente pas de réelle contamination. 4 composés sont détectés par échantillonnage ponctuel (imidaclopride, diuron, penconazole et DCPU), 4 avec les POCIS (imidaclopride, azoxystrobine, penconazole, et linuron) et 5 avec les Chemcatcher (imidaclopride, azoxystrobine, penconazole, acetochlore, et linuron).

### **3.1.2. Site impacté par des activités agricole : Bama**

Les concentrations mesurées sur le site de Bama sont plus significatives au vue des concentrations mesurées sur les échantillonneurs témoins. On constate que, pour un même site d'étude, le nombre de composés détectés par échantillonnage passif est plus important que par échantillonnage ponctuel. De plus, on remarque que les concentrations mesurées sur les extraits provenant des POCIS sont globalement plus importantes que celles des Chemcatcher. Ce qui est prévisible car la surface d'échange pour les POCIS est de 41 cm<sup>2</sup> contre 17,34 cm<sup>2</sup> pour les Chemcatcher.

Il est faut noter que pour certaines substances (Imidaclopride, diuron, DEA, atrazine et linuron) les concentrations mesurées à partir des prélèvements d'eau sont différentes selon la date de prélèvement. Ceci indique une variation de la concentration en fonction du temps.

Etant donné que pour le site de Bama le nombre de substances détectées est le plus élevé, nous nous appuyerons sur ces résultats pour déterminer les substances d'intérêt pour l'analyse quantitative, à partir notamment des extraits provenant des POCIS.

D'après les mesures faites sur les extraits de POCIS, 9 substances sont présentes en concentration supérieure à leur limite de détection : L'imidaclopride, le diuron, le penconazole, le DIA, le DEA, l'atrazine, l'acétochlore, l'alachlore et le linuron.

Il convient de mentionner que lors de l'exploitation sur le logiciel Masslynx, les pics d'intégration de l'acetochlore et l'alachlore n'étaient pas bien définis. C'est pour cela qu'ils ne sont pas sélectionnés pour l'étude quantitative. Le penconazole est aussi écarté au regard des concentrations mesurées sur les échantillons témoins. 6 substances sont donc sélectionnées parmi les 22 (surlignées dans le Tableau 7).

Composé	Echantillons d'eau extraits avec HLB (µg/l)							Extraction POCIS (µg/l)				Extraction Chemcatcher (µg/l)			
	T1			T13			Eau milli-Q	Bama1	Bama2	Bama3	Témoïn	Bama1	Bama2	Bama3	Témoïn
	Bama1	Bama2	Bama3	Bama1	Bama2	Bama3									
Imidaclopride	1,3	1	2,7	3,3	5,4	4,1	< LD	5,8	4,7	4,3	nd	2	2,7	3,9	2,4
Oxadyl	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	2,7	0,9	0,8	nd	nd	1,3	nd	nd
DET	nd	< LD	nd	< LD	nd	nd	nd	< LD	< LD	< LD	nd	nd	nd	nd	nd
Simazine	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	< LD	< LD	nd	< LD	nd	nd	nd
Chlortoluron	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd
Metalaxyl	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	1,0	0,6	0,9	nd	nd	0,7	< LD	nd
Isoproturon	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd
Diuron	4	2,5	2,5	0,9	0,7	0,5	1,2	4,9	6,0	5,4	1	2,5	4,7	3,7	3
Flazasulfuron	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	< LD	< LD	nd	nd	< LD	< LD	nd
Terbutylazine	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	< LD	< LD	nd	< LD	< LD	< LD	nd
Azoxystrobine	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	0,3	0,4	0,4	0,3	0,5	0,5	0,3	0,3
Penconazole	11,3	11,3	11,3	11,3	11,5	11,4	11,2	1,3	1,5	1,4	0,9	0,9	1,7	1,5	0,5
DIA	0,9	nd	< LD	1,0	< LD	< LD	nd	5,1	4,9	5,5	< LD	1,3	< LD	1,7	< LD
DEA	< LD	< LD	< LD	0,6	1,2	1,9	nd	11,5	10,8	10,8	nd	< LD	0,9	0,6	< LD
Atrazine	nd	nd	nd	1,2	1,7	1,9	nd	22,6	20,6	23,8	nd	3,1	3,5	1,2	nd
DCPU	< LD	1,1	1,2	1,7	< LD	1,1	< LD	1,8	< LD	1,9	nd	< LD	< LD	1,1	< LD
DCPMU	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	1,45	nd	< LD	< LD	< LD	nd
Acetochlore	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	67,8	76,6	78,3	nd	< LD	18,5	17,8	7,4
Alachlore	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	45,3	53,1	13,5	< LD	14,9	< LD	13,1
Linuron	nd	nd	nd	1	2,4	< LD	1,0	8,6	4,6	13,3	nd	2,4	3,3	1,0	< LD
Metolachlore	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	nd	nd
Propyzamide	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD

Tableau 7: Résultats qualitatifs pour le site de Bama

### 3.1.3. Site de Boura

Sur le site de Boura à l'amont et à l'aval, les substances détectées sont sensiblement les mêmes que celles détectées à Bama. Les tableaux de résultats sont exposés en annexe (Annexe 9, Annexe 10).

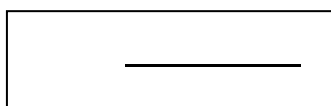
## 3.2. Etude quantitative des résultats

### 3.2.1. Site de référence : Bala

Les résultats mentionnés Tableau 8 et en annexe (Annexe 11, 12 et 13) représentent les moyennes et les écarts types des concentrations sur les différents sites d'étude. Les valeurs correspondent, pour chaque échantillon, aux moyennes des 2 injections HPLC. Les POCIS et les Chemcatcher étant déployés en duplicats, les valeurs exposées sont des moyennes de quatre concentrations correspondantes aux deux injections des duplicats.

Pour l'échantillonnage ponctuel, les concentrations des extraits présentées paragraphe 3.1 sont ramenées au volume d'eau prélevé. Pour l'échantillonnage passif, ces concentrations sont calculées à partir de la masse accumulée par échantillonneur d'après l'équation 1 correspondant à la partie linéaire du modèle théorique d'accumulation de polluant par échantillonnage passif :

#### Equation 1



Où  $R_s$  : Taux d'accumulation (l/j)

$m_f(t)$  : Masse accumulée sur la phase réceptrice (g)

$m_0$  : Masse initialement présente sur la phase (g)

$C_w$  : Concentration en polluant dans l'eau (g/l)

T : Durée d'exposition (j)

L'atrazine et le DEA ne sont pas détectés dans le lac de Bala, que ce soit par échantillonnage ponctuel ou passif (Annexe 11). Le diuron est détecté en faible concentration (de 0,1 à 4,9 ng/l). Concernant l'échantillonnage ponctuel, l'analyse de l'eau milli-Q montre une contamination élevée (30,8 ng/l). Il est probable que les concentrations mesurées dans les

échantillons proviennent de cette contamination et non du lac. Les 3 autres substances (DIA, linuron et imidaclopride) sont mesurées à des niveaux de concentration équivalents dans les extraits, les échantillons témoins et l'eau milli-Q. Il est probable que les concentrations mesurées dans les échantillons proviennent d'une contamination par l'eau milli-Q utilisée pour les étapes de conditionnement et d'extraction. Pour cette raison, nous ne pouvons pas conclure quant à l'état de contamination du lac.

### **3.2.2. Site impacté par des activités agricoles : Bama**

Les résultats quantitatifs pour le site de Bama sont présentés Tableau 8. L'atrazine est mesurée en concentration significative à Bama. Par échantillonnage ponctuel, les concentrations mesurées vont de 3,8 à 5 ng/l pour les prélèvements réalisés lors de la récupération des échantillonneurs passifs (T13). Les concentrations mesurées dans les échantillons provenant des POCIS varient de 9,2 à 10,8 ng/l. Pour les extraits des Chemcatchers, les mesures de concentration varient de 1,1 à 3,2 ng/l. Les POCIS et Chemcatcher témoins sont exempts de contamination.

De même, la quantification des molécules de DIA et DEA montre des valeurs significatives, les molécules n'étant pas détectées chez les échantillons témoins. Ces composés étant des produits de dégradation de l'atrazine, il est normal de les retrouver également dans les échantillons.

Les 3 substances suivantes (diuron, linuron, et imidaclopride) sont présentes dans l'eau milli-Q. Le linuron n'est mesuré par échantillonnage ponctuel que dans les prélèvements effectués lors de la récupération des échantillonneurs passifs (T13), contrairement au diuron que l'on retrouve préférentiellement dans les échantillons prélevés lors du déploiement (T1). Ces deux substances (diuron et linuron) sont mesurées en concentration respectives d'environ 2,5 ng/l et 7 ng/l pour les POCIS, avec des niveaux de contamination négligeables sur les témoins. Environ 2 ng/l de linuron sont retrouvés via les Chemcatcher. Concernant le diuron et l'imidaclopride, les témoins présentent des concentrations du même ordre de grandeur que les échantillons.

	Echantillons	Atrazine		DIA		DEA		Diuron		Linuron		Imidaclopride	
		C/eau (ng/l)	Ecart-type (ng/l)	C/eau (ng/l)	Ecart-type (ng/l)	C/eau (ng/l)	Ecart-type (ng/l)	C/eau (ng/l)	Ecart-type (ng/l)	C/eau (ng/l)	Ecart-type (ng/l)	C/eau (ng/l)	Ecart-type (ng/l)
Echantillonnage ponctuel	Eau milli-Q	nd	-	nd	-	nd	-	4,5	2,6	3,5	5	2,0	1,8
	Bala 1 (T1)	nd	-	2,9	4,1	0,6	0,5	12,9	5,9	nd	-	4,2	0,5
	Bala 2 (T1)	nd	-	0,0	0,0	2,6	1,8	9,1	3,4	nd	-	3,7	3,7
	Bala 3 (T1)	nd	-	1,7	0,5	0,2	0,2	8,4	5,1	nd	-	9,1	7,0
	Bala 1 (T13)	3,8	1,6	3,1	1,2	1,8	1,6	3,0	1,4	3,3	4,6	10,7	9,0
	Bala 2 (T13)	4,7	0,6	1,1	1,6	3,4	1,2	2,0	1,2	6,7	9,5	15,3	5,4
	Bala 3 (T13)	5,0	1,1	0,1	0,2	4,9	1,3	1,2	0,6	0,5	0,7	10,7	3,6
POCIS	Témoin	nd	-	0,3	0,5	nd	-	0,4	0,1	nd	-	*	*
	Bama 1	10,4	1,5	8,7	2,2	9,5	0,9	2,2	0,6	7,2	7,3	*	*
	Bama 2	9,2	2,0	8,2	1,5	9,2	1,0	2,6	0,5	3,7	2,4	*	*
	Bama 3	10,8	1,5	9,3	3,3	10,0	1,2	2,4	0,9	10,9	4,6	*	*
Chemcatcher	Témoin	nd	-	0,3	0,4	0,5	0,7	2,2	0,8	0,1	0,2	3,7	0,8
	Bama 1	2,9	0,3	3,2	1,5	1,3	1,3	1,8	1,3	2,0	1,3	3,1	2,4
	Bama 2	3,2	0,6	2,1	1,8	2,7	0,5	3,5	3,2	2,8	3,4	4,2	1,2
	Bama 3	1,1	0,5	4,2	3,2	1,7	1,1	2,8	1,4	0,8	0,7	6,1	2,7

\* Valeurs de taux d'échantillonnage non disponibles pour le calcul

Tableau 8 : Résultats quantitatifs pour le site de Bama

### 3.2.3. Site de Boura

#### 3.2.3.1. Boura amont

Les tableaux des résultats quantitatifs pour les sites de Boura amont et aval sont présentés en Annexe 12 et 13. L'atrazine, le DIA et le DEA ne sont pas mesurés dans l'eau milli-Q. Les concentrations en atrazine mesurées par échantillonnage ponctuel sont faibles (entre 0,4 et 2,1 ng/l). Les concentrations de DEA sont plus importantes que pour la DIA que ce soit pour les échantillons prélevés lors du déploiement ou de la récupération des échantillonneurs passifs (échantillonnage ponctuel). Pour ces trois substances, les concentrations mesurées sur les échantillons provenant des POCIS sont plus élevés : jusqu'à 9,1 µg/l pour l'atrazine, 6,9 µg/l pour le DIA et 13,6 µg/l pour le DEA. Les concentrations mesurées sur les extraits de Chemcatchers sont globalement plus élevées que par échantillonnage ponctuel sauf pour le DIA.

Les concentrations en diuron mesurées à partir des prélèvements d'eau sont plus faibles que dans l'eau milli-Q. D'après les extraits provenant des POCIS, les concentrations en diuron sont très faibles avec des valeurs inférieures à 1 ng/l. Enfin, les concentrations mesurées dans les extraits de Chemcatcher sont de l'ordre du ng/l et inférieures à la moyenne des valeurs mesurées sur l'échantillonneur témoin.

Le linuron n'est pas détecté par échantillonnage ponctuel, en revanche il est mesuré avec les POCIS avec des valeurs de concentration comprises entre 2,2 et 5,5 ng/l. Ceci étant, la concentration mesurée avec le POCIS témoin est égale à 2,1 ng/l. De la même manière avec les Chemcatcher, le témoin a une concentration de 1,4 ng/l et les échantillons de 1,5 à 2,1 ng/l.

Les concentrations en imidaclopride mesurées par échantillonnage ponctuel sont très hétérogènes (entre 1,1 et 14,8 ng/l). L'eau milli-Q est contaminée à hauteur de 2,1 ng/l. Les valeurs mesurées sur les extraits de Chemcatcher varient de 2,8 à 3,8 ng/l avec un témoin à 2,7 ng/l.

#### 3.2.3.2. Boura aval

Le tableau de résultat est présenté en Annexe 13. Globalement les remarques concernant les résultats de concentration en atrazine, en DIA et DEA sont les mêmes que pour le site Boura amont. Les seules différences notables concernent les concentrations en diuron dans les prélèvements d'eau, qui sont un peu plus élevées (jusqu'à 5,2 ng/l), avec une contamination

de l'eau milli-Q plus faible (1,5 ng/l). La détection du linuron par échantillonnage ponctuel avec des concentrations hétérogènes varie de 1,1 à 11,9 ng/l.

#### **4. Conclusion**

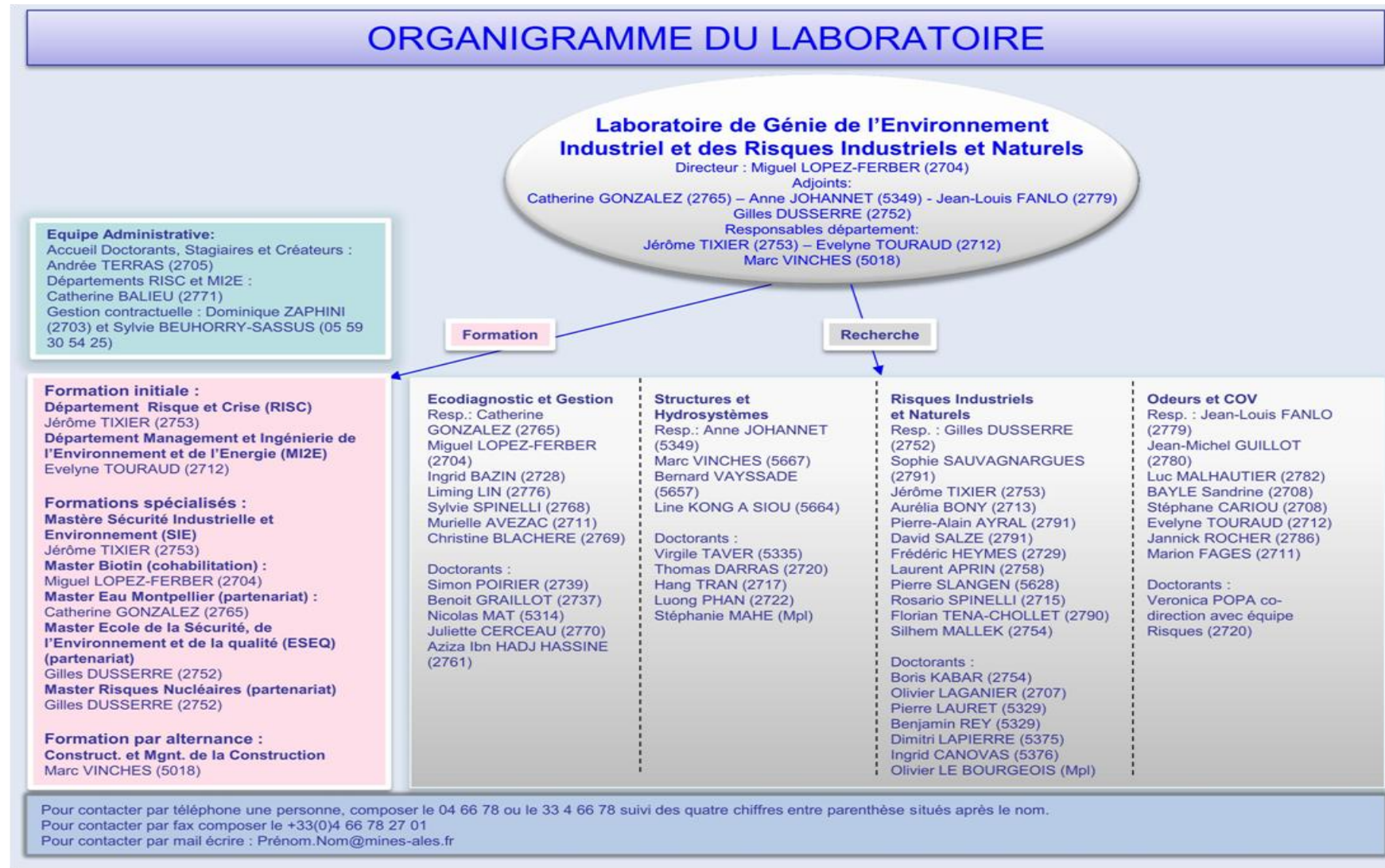
Sur les 22 substances analysées, 6 ont été sélectionnées en comparant les concentrations mesurées aux limites de détection et de quantification (Atrazine, DIA, DEA, imidaclopride, diuron et linuron). L'atrazine et le diuron figurent parmi les substances couramment utilisées au Burkina Faso.

De manière générale, les concentrations maximales observées sont de l'ordre de 15 ng/l. Cette valeur est bien inférieure aux normes de qualité environnementale (NQE) fixés par la Directive Cadre Européenne pour les eaux de surface intérieures (cours d'eau et lacs). Les valeurs de NQE sont fixées à 2 µg/l pour l'atrazine et 1,8 µg/l pour le diuron par exemple (directive 2008/105/CE).

La comparaison des concentrations en pesticides mesurées sur les différents sites met en évidence l'hétérogénéité de la pression phytosanitaire exercée : le site de Bala (site de référence) présente des valeurs plus faibles que le site de Bama (site impacté par les activités agricoles) et le site de Boura (site d'étude du CPWF-V3). Le lac de Boura présente des niveaux de concentration comparables à ceux de Bama. Pas de différence notable est observée entre l'amont et l'aval de ce site malgré les différences de profondeur auxquelles ont été réalisés les échantillonnages (respectivement 50 cm et 2 m sous la surface).

Les mesures réalisées sur les échantillons d'eau prélevés lors du déploiement et de la récupération des échantillonneurs passifs indiquent des variations temporelles de concentration pour un point donné. Ceci constitue un argument en la faveur de l'échantillonnage passif. En outre, cette étude montre l'efficacité de l'échantillonnage passif en comparaison avec l'échantillonnage ponctuel, au regard des valeurs de concentration obtenues. Pour un même site d'étude et dans les mêmes conditions, les concentrations obtenues par échantillonnage passif sont plus élevées que par échantillonnage ponctuel. Pour poursuivre cette étude il faudrait analyser d'autres substances fréquemment utilisées au Burkina Faso telles que le paraquat, ou la deltaméthrine.

## Annexe 1 : Organigramme du LGEI



## Annexe 2 : Recensement des pesticides utilisés au Burkina Faso

Matière active	Famille	Utilisation	Classe OMS	Ville, Région	Source
Azadirachtine	Limonoides	Maraîchage	NC	Bobo Dioulasso	
Carbofuran	Carbamates		Ib		
Cyperméthrine	Pyréthrinoides	Coton	II		
Acétamipride	Néonicotinoïdes		II		
Cyperméthrine	Pyréthrinoides		II		
Proféno fos	Organophosphorés		II		
Lambda cyhalothrine	Pyréthrinoides		III		
Cyperméthrine	Pyréthrinoides		II		
Endosulfan	Organochlorés		Ib		
Deltaméthrine	Pyréthrinoides		II		
Diméthoate	Organophosphorés	Maraîchage	II	Ouahigouya	IFDC 2007
Azadirachtine	Limonoides		NC		
Cyperméthrine	Pyréthrinoides	Coton	II		
Proféno fos	Organophosphorés		II		
Méthidathion	Organophosphorés		Ib		
Lambda cyhalothrine	Pyréthrinoides		III		
Acétamipride	Néonicotinoïdes		II		
Cyhalothrine	Pyréthrinoides		II		
Deltaméthrine	Pyréthrinoides	Maraîchage	II	Ouagadougou	
Azadirachtine	Limonoides		NC		
Acéphate	Organophosphorés		III		
Méthidathion	Organophosphorés	Coton	Ib		
Cyperméthrine	Pyréthrinoides		II		
Endosulfan	Organochlorés		Ib		
Proféno fos	Organophosphorés		II		
Chlorpyrifos-éthyl	Organophosphorés		II		
Cyhalothrine	Pyréthrinoides		II		
Endosulfan	Organochlorés		Ib	Fada N'Gourma	[10] Environnement, Risques & Santé 2009
Cyperméthrine	Pyréthrinoides		II		
Paraquat	Pyridines	Coton	II		
Proféno fos	Organophosphorés		II		
Lambda cyhalothrine	Pyréthrinoides		III		
Diuron	Halogénophénylurés		II		
Atrazine	Triazines		III		
Glyphosate	Aminophosphonates		III		
Proféno fos	Organophosphorés		II	Kompienga	[3] Biotechnology, Agronomy, Society and Environment
Endosulfan	Organochlorés		Ib		
Cyperméthrine	Pyréthrinoides	Coton	II		
Acétamipride	Néonicotinoïdes		II		
Thirame	Carbamates		II		
Glyphosate	Aminophosphonates		III		
Atrazine	Triazines		III		
Propa nil	Anylides		II		
Acétamipride	Néonicotinoïdes	Maraîchage	II		
Diméthoate	Organophosphorés		II		
Cyhalothrine	Pyréthrinoides		II		
Paraquat	Pyridines		II		

*Annexe 3 : Taux d'échantillonnage des 22 substances pour les POCIS et les Chemcatcher*

Composé	Rs POCIS (ml/j)	Rs Chemcatchers (ml/j)	Référence
DIA	67,9	44	[25], [26]
DEA	132,9	36	[25]
Simazine	217,7	91	
DET	253,7	97	
Atrazine	253,8	123	
Terbuthylazine	163,3	115	
Acetochlor	223,1	85	
Metolachlor	268,2	122	
Alachlor	255,5	209	
Chlortoluron	251,5	-	
Isoproturon	236,5	94	
Diuron	256,7	152	
Linuron	140,5	133	
Metalaxyl	264,2	101	
Azoxystrobine	153,8	56	
Propyzamide	194,8	154	
Penconazole	279	88	
DCPU	-	66	
DCPMU	266,9	93	
Imidaclopride	-	72	[25]
Oxadixil	-	81	
Flazasulfuron	-	36	

#### **Annexe 4 : Conditionnement des Chemcatcher**

Dans un premier temps, les différents éléments en téflon sont nettoyés avec un détergent non-ionique puis rincés à l'eau bi-permutée (5 fois), à l'eau milli-Q (3 fois) puis à l'acétone et sont séchés à l'étuve (60°C). Les phases C18 sont trempées pendant 24h dans du méthanol pour éliminer les éventuelles pollutions, elles sont ensuite placées sur un dispositif d'extraction sous vide où elles sont éluées successivement au méthanol (50ml) et à l'eau milli-Q (150 ml) sans être séchées. Elles sont ensuite placées sur le support en téflon. Enfin les membranes PES sont rincées au méthanol puis trempées dans de l'eau milli-Q avant d'être déposées sur la phase réceptrice. Les différents modules des Chemcatcher sont assemblés, puis remplis avec de l'eau milli-Q avant leur fermeture. Ils sont conservés au réfrigérateur, dans du papier aluminium jusqu'à leur exposition.

#### **Annexe 5 : Conditionnement et extraction des cartouches HLB**

Le conditionnement des cartouches se fait par éluations successives à l'acétonitrile (5ml), au méthanol (5ml) et à l'eau milli-Q (5ml) sur un support d'extraction Visiprep. Après conditionnement, les échantillons d'eau sont percolés au travers des cartouches avec un débit de 10 ml/min. Ces dernières sont ensuite séchées sous vide pendant 1h puis stockées au congélateur jusqu'à l'étape d'extraction. L'éluution se fait à l'aide du système d'extraction sous vide Visiprep. Trois fois 3 ml sont élués au travers de la cartouche dans une fiole. L'éluat est ensuite évaporé sous flux d'azote puis transféré dans un flacon de 1,5 ml pour l'analyse. De la même manière que précédemment plusieurs rinçages de la fiole sont effectués, le produit est transféré dans un flacon de 1,5 ml et ajusté à 780 µl à l'aide du témoin visuel.

## *Annexe 6 : Extraction des Empore disques*

A la suite de leur immersion, les disques C18 sont séchés pendant 30 minutes sur un support d'extraction SPE sous vide pour éliminer toute trace d'eau. Ils sont ensuite emballés dans du papier aluminium et conservés au congélateur jusqu'à leur extraction. Cette dernière étape est réalisée sur le support d'extraction. Tout d'abord, 5 ml de méthanol sont déposés sur la surface de l'Empore disque, suivi de 100 µl d'atrazine d5, laissés au contact pendant 30 secondes afin de favoriser l'imprégnation. L'élution est ensuite réalisée en appliquant le vide, suivi d'une percolation de 25 ml de méthanol (5 fois 5 ml). L'éluat est ensuite évaporé sous azote et transféré dans un flacon de 1,5 ml préalablement pesé à la balance de précision, par rinçages successifs à l'acétonitrile. Le volume est ajusté à 780 µl avec de l'acétonitrile à l'aide d'un témoin visuel et le flacon est pesé une nouvelle fois pour déterminer le volume réel de l'extrait. Avant de réaliser l'analyse, les échantillons sont dopés avec 120 µl d'une solution de simazine d5 à 100 ppb et 600 µl d'eau milli-Q.

## *Annexe 7 : Extraction des POCIS*

L'extraction se fait en incisant délicatement une des deux membranes, afin de transférer la phase adsorbante avec une pipette pasteur, vers une cartouche SPE. La récupération de la totalité de la phase adsorbante se fait par injection d'eau milli-Q. La cartouche SPE, équipée d'un fritté est placée sur le système d'extraction sous vide Visiprep et séchée pendant 30 minutes. Si l'extraction ne peut pas être réalisée immédiatement, la cartouche est stockée au congélateur dans du papier aluminium. Dans ce cas, elle doit être sortie du congélateur 1 heure avant l'extraction. Dans un premier temps, la cartouche est placée sur le système d'extraction Visiprep, au dessus d'une fiole pour récupérer l'éluat, puis elle est imprégnée avec 100 µl d'atrazine d5 pendant 1 minute. Ensuite, 3 ml d'acétonitrile est ajouté et laissé en contact avec la phase pendant 30 secondes (pour favoriser l'imprégnation) avant d'appliquer le vide. L'élution est répétée deux fois avec 3 ml d'acétonitrile. Les 9 ml obtenus sont réduits à 1 ml par évaporation sous flux d'azote et transférés dans un flacon de 2 ml. La fiole est rincée 3 fois à l'acétonitrile avec une pipette pasteur, le produit de rinçage est injecté dans le flacon, évaporé et l'extrait est ajusté à 780 µl. De la même manière que pour les Chemcatcher, le volume réel de l'extrait obtenu est déterminé par pesée à la balance de précision. Avant l'injection sont ajoutés 120 µl de simazine d5 (standard interne) et 600 µl d'eau milli-Q.

**Annexe 8 : Temps de rétention et paramètres de détection des pesticides  
par HPLC-ESI-MS2 (Micromass Quatro micro, Waters)**

	t <sub>r</sub>	Transition			Dwell Time	Cone V	E Collision (eV)
Acétochlore	7,42	270,1	>	224,2	0,2	30	8
Alachlore	7,38	270,2	>	238	0,2	24	15
Atrazine	4,19	216	>	174	0,12	35	18
Atrazine d5	4,17	221	>	179	0,12	37	20
Azoxystrobine	5,66	404	>	344	0,12	21	25
Chlortoluron	3,73	213,1	>	72,1	0,12	30	35
DCPMU	3,61	219	>	162	0,2	28	16
DCPU	3,09	205	>	127	0,2	32	19
DEA	2,86	188	>	146	0,2	34	20
DET	3,4	202,1	>	146,1	0,12	30	20
DIA	2,58	174	>	104	0,2	39	23
Diuron	4,13	233	>	72	0,12	27	18
Flazasulfuron	4,17	408,1	>	182,1	0,12	31	21
Imidaclopride	2,72	256,1	>	175	0,12	25	26
Isoproturon	3,97	207	>	72	0,12	32	23
Linuron	5,67	249	>	160	0,12	28	15
Métalaxyl	3,85	280	>	220	0,12	25	19
Métolachlore	7,27	284,1	>	252,2	0,12	40	16
Oxadixyl	3,12	279,1	>	132,1	0,12	21	35
Penconazole	7	284,2	>	159,1	0,12	30	40
Propyzamide	6,56	256	>	190	0,12	27	17
Simazine	3,49	202	>	132	0,12	37	20
Simazine d5	3,49	207,1	>	129	0,12	37	21
Terbuthylazine	5,6	230,1	>	174	0,12	30	25

### Annexe 9 : Tableau de résultats qualitatifs du site de Boura Amont

Composé	Echantillons d'eau extraits avec HLB (µg/l)						Eau milli-Q	Extraction POCIS (µg/l)				Extraction Chemcatcher (µg/l)			
	T1			T13				Boura amont1	Boura amont2	Boura amont3	Témoïn	Boura amont1	Boura amont2	Boura amont3	Témoïn
	Boura amont1	Boura amont2	Boura amont3	Boura amont1	Boura amont2	Boura amont3									
Imidaclopride	< LD	3,2	2,4	nd	3,6	5,2	< LD	5,0	5,1	6,0	2,5	1,8	2,5	1,8	1,8
Oxadixil	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	nd	nd	< LD	nd	< LD	nd
DET	nd	< LD	< LD	< LD	nd	nd	nd	0,7	0,4	< LD	nd	nd	nd	nd	nd
Simazine	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	0,5	< LD	< LD	nd	nd	nd	nd	nd
Chlortoluron	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	nd	nd	nd	nd	nd	nd
Metalaxyl	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	0,5	1,1	nd	nd	nd	nd	nd
Isoproturon	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd
Diuron	1,4	< LD	0,6	0,9	0,8	< LD	1,9	0,6	1,1	0,7	0,85	2,2	1,7	0,8	2,6
Flazasulfuron	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	< LD	< LD	nd	nd	< LD	nd	nd
Terbutylazine	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	0,5	0,5	0,8	nd	< LD	< LD	< LD	nd
Azoxystrobine	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	0,5	0,5	0,5	0,3	0,3	0,3	0,3	0,3
Penconazole	11,3	11,2	11,3	5,7	11,2	11,3	11,3	1,2	1,1	1,2	0,45	1,1	1,2	1,2	0,5
DIA	1,0	1,1	< LD	1,8	< LD	1,0	nd	3,8	4,1	4,2	nd	< LD	1,0	< LD	nd
DEA	0,9	2,4	1,5	2,6	0,5	1,2	nd	16,0	12,4	12,4	nd	< LD	< LD	< LD	nd
Atrazine	< LD	< LD	< LD	0,8	< LD	nd	nd	20,3	16,4	16,8	1,8	2,1	2,5	2,2	nd
DCPU	1,7	< LD	< LD	1,15	< LD	1	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	nd	nd	nd	nd
DCPMU	1,0	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	nd	< LD	< LD	< LD	nd
Acetochlore	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	7,6	< LD	11
Alachlore	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	< LD	< LD	< LD
Linuron	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	4,7	2,7	6,9	2,7	2,5	1,8	1,8	1,8
Metolachlore	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	nd	nd	nd	< LD	nd	nd
Propyzamide	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	0,8	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD

**Annexe 10 : Tableau de résultats qualitatifs du site de Boura Aval**

Composé	Echantillons d'eau extraits avec HLB (µg/l)						Eau milli-Q	Extraction POCIS (µg/l)				Extraction Chemcatcher (µg/l)			
	T1			T13				Boura aval1	Boura aval2	Boura aval3	Témoin	Boura aval1	Boura aval2	Boura aval3	Témoin
	Boura aval1	Boura aval2	Boura aval3	Boura aval1	Boura aval2	Boura aval3									
Imidaclopride	4,0	1,7	3,6	2,8	1,9	1,5	< LD	7,4	5,5	5,6	9,7	1,3	2,1	3,1	< LD
Oxadixil	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	< LD	3,3	nd	< LD	< LD	< LD	nd
DET	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	0,4	0,5	0,6	nd	nd	nd	nd	nd
Simazine	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	< LD	< LD	nd	nd	nd	nd	nd
Chlortoluron	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	< LD	< LD	nd	nd	nd	nd	nd
Metalaxyl	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	< LD	0,5	nd	nd	nd	nd	nd
Isoproturon	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	< LD	< LD	< LD	nd	nd	nd	nd
Diuron	1,5	0,9	< LD	< LD	1,3	1,1	< LD	< LD	< LD	< LD	nd	1,4	1,6	1,2	5,1
Flazasulfuron	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	0,8	0,8	nd	nd	nd	nd	nd
Terbutylazine	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	0,5	0,5	0,4	< LD	< LD	< LD	< LD	nd
Azoxystrobine	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	0,3	1,2	1,0	1,1	0,3	0,5	0,4	0,3
Penconazole	11,2	11,3	11,2	11,3	11,2	11,4	5,6	4,8	7,0	5,7	0,2	0,7	1,0	1,0	1,1
DIA	nd	1	< LD	< LD	< LD	< LD	nd	14,1	16,9	14,2	nd	< LD	< LD	nd	nd
DEA	1,6	1,8	2,2	1,5	1,2	1,9	nd	16,7	15,0	16,1	nd	0,5	0,9	< LD	nd
Atrazine	< LD	< LD	nd	< LD	< LD	nd	nd	< LD	0,65	0,875	nd	2,1	2,2	2,25	nd
DCPU	< LD	1,4	2,1	1,1	< LD	2,5	< LD	< LD	nd	< LD	nd	nd	< LD	nd	nd
DCPMU	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	< LD	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	nd	nd
Acetochlore	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	<LD	<LD	<LD	<LD
Alachlore	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	<LD	<LD	<LD	<LD
Linuron	0,5	3,3	1,5	nd	3,1	4,1	nd	4,7	6,8	4,0	4,1	0,9	4,5	3,2	nd
Metolachlore	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd
Propyzamide	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	< LD	< LD	< LD	< LD	0,85	< LD	< LD	< LD

***Annexe 11 : Tableau de résultats quantitatifs du site de Bala***

	Echantillons	Atrazine		DIA		DEA		Diuron		Linuron		Imidaclopride	
		C/eau (ng/l)	Ecart-type (ng/l)	C/eau (ng/l)	Ecart-type (ng/l)	C/eau (ng/l)	Ecart-type (ng/l)	C/eau (ng/l)	Ecart-type (ng/l)	C/eau (ng/l)	Ecart-type (ng/l)	C/eau (ng/l)	Ecart-type (ng/l)
Echantillonnage ponctuel	<i>Eau milli-Q</i>	<i>nd</i>	-	<i>nd</i>	-	<i>nd</i>	-	30,8	3,6	0,2	0,2	13,0	6,5
	Bala 1 (T1)	nd	-	nd	-	nd	-	4,6	0,7	nd	-	1,0	1,1
	Bala 2 (T1)	nd	-	nd	-	nd	-	3,8	0,7	nd	-	1,8	0,0
	Bala 3 (T1)	nd	-	1,1	1,5	nd	-	4,0	0,5	nd	-	7,9	0,9
	Bala 1 (T13)	nd	-	nd	-	nd	-	4,9	0,3	nd	-	2,8	1,9
	Bala 2 (T13)	nd	-	nd	-	nd	-	2,4	0,8	nd	-	0,0	0,0
	Bala 3 (T13)	nd	-	nd	-	nd	-	2,8	0,4	nd	-	4,1	1,1
POCIS	<i>Témoin</i>	<i>nd</i>	-	0,8	1,1	<i>nd</i>	-	0,1	0,2	3,1	2,7	*	-
	Bala 1	nd	-	0,3	0,3	nd	-	0,2	0,2	2,9	1,5	*	-
	Bala 2	nd	-	0,2	0,2	nd	-	0,2	0,2	1,7	1,4	*	-
	Bala 3	nd	-	0,6	0,7	nd	-	0,1	0,1	0,7	1,5	*	-
Chemcatcher	<i>Témoin</i>	<i>nd</i>	-	0,4	0,5	<i>nd</i>	-	0,1	0,2	<i>nd</i>	-	3,0	0,2
	Bala 1	nd	-	0,3	0,5	nd	-	0,4	0,3	2,0	1,7	1,4	1,6
	Bala 2	nd	-	1,2	0,3	nd	-	0,1	0,2	2,2	3,3	0,7	0,8
	Bala 3	nd	-	1,2	0,3	nd	-	0,4	0,5	2,4	3	2,5	0,6

***Annexe 12 : Tableau de résultats quantitatifs du site de Boura amont***

	Echantillons	Atrazine		DIA		DEA		Diuron		Linuron		Imidaclopride	
		C/eau (ng/l)	Ecart-type (ng/l)	C/eau (ng/l)	Ecart-type (ng/l)	C/eau (ng/l)	Ecart-type (ng/l)	C/eau (ng/l)	Ecart-type (ng/l)	C/eau (ng/l)	Ecart-type (ng/l)	C/eau (ng/l)	Ecart-type (ng/l)
Echantillonnage ponctuel	<i>Eau milli-Q</i>	<i>nd</i>	-	<i>nd</i>	-	<i>nd</i>	-	4,9	0,9	<i>nd</i>	-	2,3	3,2
	Bala 1 (T1)	0,4	0,6	2,6	1,0	2,4	1,9	3,8	2,3	<i>nd</i>	-	6,1	1,8
	Bala 2 (T1)	0,7	0,2	2,9	2,2	6,1	3,5	0,8	0,7	<i>nd</i>	-	8,3	2,6
	Bala 3 (T1)	0,5	0,7	1,3	1,1	3,8	0,7	1,5	0,4	<i>nd</i>	-	1,1	1,1
	Bala 1 (T13)	2,1	1,5	4,5	0,5	6,7	0,7	2,2	1,3	<i>nd</i>	-	<i>nd</i>	-
	Bala 2 (T13)	0,9	0,9	0,8	0,2	1,5	2,2	2,3	0,2	<i>nd</i>	-	10,9	5,0
	Bala 3 (T13)	<i>nd</i>	-	2,7	0,2	3,3	1,0	0,7	1,0	<i>nd</i>	-	14,8	1,2
POCIS	<i>Témoïn</i>	0,8	0,1	<i>nd</i>	-	<i>nd</i>	-	0,4	0,2	2,1	3	*	*
	Boura am 1	9,1	0,2	6,3	1,3	13,6	0,9	0,3	0,2	3,8	2,7	*	*
	Boura am 2	7,4	1,3	6,9	2,1	10,6	1,6	0,5	0,3	2,2	1,3	*	*
	Boura am 3	7,5	1,9	4,6	2,8	5,8	1,3	0,4	0,2	5,5	5,3	*	*
Chemcatcher	<i>Témoïn</i>	<i>nd</i>	-	<i>nd</i>	-	<i>nd</i>	-	1,8	0,9	1,4	2	2,7	0,4
	Boura am 1	1,9	0,4	0,9	0,7	1,4	1,0	1,6	0,1	2,1	3,5	2,8	1,9
	Boura am 2	2,3	0,6	2,4	1,0	1,9	1,3	1,3	0,4	1,5	1,4	3,8	2,2
	Boura am 3	2,0	0,4	0,6	1,1	1,0	0,5	0,6	0,4	1,5	2,2	2,8	0,7

***Annexe 13 : Tableau de résultats quantitatifs du site de Boura aval***

	Echantillons	Atrazine		DIA		DEA		Diuron		Linuron		Imidaclopride	
		C/eau (ng/l)	Ecart-type (ng/l)	C/eau (ng/l)	Ecart-type (ng/l)	C/eau (ng/l)	Ecart-type (ng/l)	C/eau (ng/l)	Ecart-type (ng/l)	C/eau (ng/l)	Ecart-type (ng/l)	C/eau (ng/l)	Ecart-type (ng/l)
Echantillonnage ponctuel	<i>Eau milli-Q</i>	<i>nd</i>	-	<i>nd</i>	-	<i>nd</i>	-	1,5	0,2	0,2	0,2	2,8	4,0
	Bala 1 (T1)	1,1	1,6	nd	-	4,1	1,8	3,8	1,8	1,1	1,6	10,0	3,8
	Bala 2 (T1)	0,3	0,4	2,7	0,4	4,7	1,3	2,3	1,0	8,9	5,7	4,5	0,6
	Bala 3 (T1)	nd	-	2,2	1,7	5,8	1,5	5,2	1,1	3,9	5,5	9,3	3,9
	Bala 1 (T13)	0,3	0,4	1,5	2,1	4,4	2,1	0,6	0,4	nd	-	8,2	0,0
	Bala 2 (T13)	0,9	0,0	2,3	0,4	3,3	1,4	3,6	1,0	8,9	12,6	5,3	1,0
	Bala 3 (T13)	nd	0,0	1,3	0,2	5,4	3,5	3,0	1,4	11,9	7,8	4,2	3,5
POCIS	<i>Témoin</i>	<i>nd</i>	-	0,3	0,2	<i>nd</i>	-	0,2	0,0	3,3	2,7	*	*
	Boura av 1	7,3	1,0	8,0	1,7	11,9	1,4	0,2	0,1	3,7	3,4	*	*
	Boura av 2	6,8	0,5	11,8	2,0	14,6	1,9	0,3	0,2	5,6	2,9	*	*
	Boura av 3	7,2	1,1	9,5	3,3	12,1	0,6	0,2	0,1	3,3	2,9	*	*
Chemcatcher	<i>Témoin</i>	<i>nd</i>	-	<i>nd</i>	-	<i>nd</i>	-	3,8	0,6	<i>nd</i>	-	1,2	1,7
	Boura av 1	1,9	0,2	0,7	0,4	1,6	1,2	1,0	0,5	0,8	0,5	2,0	0,8
	Boura av 2	2,0	0,4	1,6	1,1	2,9	0,3	1,1	0,8	3,8	2	3,2	1,1
	Boura av 3	2,0	0,5	nd	-	1,4	1,2	0,9	0,4	2,6	2,5	4,7	2,0

## Références Bibliographiques

- [1] Conseil Ouest et Centre Africain pour la Recherche et le Développement Agricole (CORAF), «Programme de productivité agricole en Afrique de l'ouest, plan de gestion des pestes et des pesticides» Janvier 2007.
- [2] M. Ouédraogo, A. M. Toé, T. Z. Ouédraogo et P. I. Guissou, «Pesticides in Burkina Faso: Overview of the Situation in a Sahelian African Country» chez *Pesticides in the Modern World - Pesticides Use and Management*, D. M. Stoytcheva, Éd., 2011, p. 520.
- [3] A. P. K. Gomgnimbou, P. W. Savadogo, A. J. Nianogo et J. Millogo-Rasolodimby, Usage des intrants chimiques dans un agrosystème tropical : diagnostic du risque de pollution environnementale dans la région cotonnière de l'est du Burkina Faso, vol. 4, *Biotechnology, Agronomy, Society and Environment*, 2009, pp. 499-507.
- [4] H. Sawadogo, L. Bock, D. Lacroix et N. P. Zombré, Restauration des potentialités de sols dégradés à l'aide du zaï et du compost dans le Yatenga (Burkina Faso), vol. 3, *Biotechnology, Agronomy, Society and Environment*, 2008, pp. 279-290.
- [5] T. Fowe, H. Karambiri, B. Ibrahim et H. Yacouba, «Scénarisation de la dynamique de l'occupation des sols sur le bassin versant du Nakanbé en amont de Wayen» chez *6ème édition journées scientifiques du 2iE*, Ouagadougou, 2011.
- [6] L. Sawadogo, Adapter les approches de l'aménagement durable des forêts sèches aux aptitudes sociales, économiques et technologiques en Afrique, Le cas du Burkian Faso, Bogor: Center for International Forestry Research (CIFOR), 2006, p. 59.
- [7] S. Pare et A. M. Toé, «Plan de lutte anti parasitaire et de gestion des pesticides, Rapport final» Janvier 2011.
- [8] A. Demonfaucon et H. Levite, «Vulnérabilité aux inondations des périmètres irrigués du Burkina Faso» chez *6ème édition journées scientifiques du 2iE*, Ouagadougou, 2011.
- [9] A. M. Toé, «Etude pilote des intoxications dues aux pesticides agricoles au Burkina

Faso» FAO, Septembre 2010.

- [10] M. Ouédraogo, A. Tankoano, T. Z. Ouédraogo et I. P. Guissou, «Étude des facteurs de risques d'intoxications chez les utilisateurs de pesticides dans la région cotonnière de Fada N'Gourma au Burkina Faso» chez *Environnement, Risques et Santé*, vol. 8, Ouagadougou, Juillet-août 2009, pp. 343-347.
- [11] K. Atreya, «Health costs from short-term exposure to pesticides in Nepal» *Social Science & Medecine*, n° 67, pp. 511-519, 2008.
- [12] C. Beseler et L. Stallones, «Safety practices, neurological symptoms, and pesticide poisoning» chez *International Journal of Occupational Medicine Environmental Health*, vol. 10, Octobre 2003, pp. 1079-1086.
- [13] D. Pimentel, «Environmental and Economic Costs of the Application of Pesticides Primarily in the United States» chez *Integrated Pest Management: Innovation-Development Process*, Springer science, pp. 89-111.
- [14] J. N. Aubertot, J. M. Barbier, A. Carpentier, J. J. Gril, L. Guichard, P. Lucas, S. Savary, I. Savini et M. Voltz, «Pesticides, agriculture et environnement : Réduire l'utilisation des pesticides et en limiter les impacts environnementaux» Paris, Décembre 2005.
- [15] E. Thybaud, «Ecotoxicologie du lindane et de la deltaméthrine en milieu aquatique» *Journal of Water Science*, vol. 3, n° 2, pp. 195-209, 1990.
- [16] R. A. Relyea, «The impact of insecticides and herbicides on the biodiversity and productivity of aquatic communities» chez *Ecological Applications*, vol. 2, 2005, p. 618–627.
- [17] M. Lüring et I. Roessink, «On the way to cyanobacterial blooms: Impact of the herbicide metribuzin on the competition between a green alga (*Scenedesmus*) and a cyanobacterium (*Microcystis*)» *Chemosphere*, n° 65, p. 618–626, 2006.
- [18] C. Leboulanger, M. Bouvy, M. Pagano, R. A. Dufour, P. Got et P. Cecchi, «Responses of Planktonic Microorganisms from Tropical Reservoirs to Paraquat and Deltamethrin Exposure» *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, pp. 39-51, 22

Avril 2008.

- [19] Institut d'Aménagement et d'Urbanisme, «Produits phytosanitaires : Risques pour l'environnement et la santé» Ile de France, Mars 2010.
- [20] A. Kot, B. Zabiegala et J. Namiesnik, «Passive sampling for long-term monitoring of organic pollutants in water» chez *Trends in Analytical Chemistry*, vol. 7, Juillet 2000, p. 446–459.
- [21] C. Miège, N. Mazella, S. Schiavone, A. Dabrin, C. Berho, J.-C. Ghestem, C. Gonzalez, J. L. Gonzalez, B. Lalere, S. Lardy-Fontan, B. Lepot, D. Munaron, C. Tixier et M. Coquery, «An in situ intercomparison exercise on passive samplers for the monitoring of metals, polycyclic aromatic hydrocarbons and pesticides in surface water» *Trends in Analytical Chemistry*, TRAC-D-11-00138R1, 2010.
- [22] K. Booij, B. Vrana et J. N. Huckins, «Theory, modelling and calibration of passive samplers used in water monitoring» chez *Passive sampling techniques in environmental monitoring*, vol. 48, Elsevier, 2007, pp. 141-170.
- [23] G. A. Mills, B. Vrana et R. Greenwood, «The Potential of Passive Sampling to Support Regulatory Monitoring of the Chemical Quality of Environmental Waters» chez *Rapid Chemical and Biological Techniques for Water Monitoring*, John Wiley and Sons, 2009, pp. 53-69.
- [24] J. K. Kingston, R. Greenwood, G. A. Mills, G. M. Morrison et L. Björklund Persson, «Development of a novel passive sampling system for the time-averaged measurement of a range of organic pollutants in aquatic environments» *Journal of Environmental Monitoring*, vol. 2, n° 5, pp. 487-495, 2000.
- [25] I. Ibrahim, «Etude de l'applicabilité des échantillonneurs passifs POCIS et Chemcatcher pour le suivi des pesticides en milieux aquatiques» Alès, 6 Juin 2013.
- [26] I. Ibrahim, A. Togola et C. Gonzalez, «Polar-Organic-Chemical-Integrative Sampler (POCIS) uptake rates for 17 polar pesticides and degradation products: laboratory calibration» *ESPR journal*, DOI 10.1007/s11356-012-1284-3, 2013.

- [27] E. L. Vermeirssen, C. Dietschweiler, B. I. Escher, J. Van der Voet et J. Hollender, «Transfer Kinetics of Polar Organic Compounds over Polyethersulfone Membranes in the Passive Samplers Pocis and Chemcatcher» *Environmental Science & Technology*, p. 6759–6766, 2012.
- [28] N. Mazzella, J.-F. Dubernet et F. Delmas, «Determination of kinetic and equilibrium regimes in the operation of polar organic chemical integrative samplers Application to the passive sampling of the polar herbicides in aquatic environments» *Journal of Chromatography A*, pp. 42 - 51, 2007.
- [29] P. Béarez, «La mare aux hippopotames (Burkina Faso): Aspects hydrobiologiques et halieutiques» *ACP-EU Fisheries Research Report*, n° 14, pp. 98-107, Décembre 2003.
- [30] T. Ollo Dibloni, C. Vermeulen, W. Guenda et M. N. Alfred, «Structure démographique et mouvements saisonniers des populations d'hippopotame commun, Hippopotamus amphibius Linné 1758 dans la zone sud soudanienne du Burkina Faso» *Tropical Conservation Science*, vol. 3, n° 2, pp. 175-189, 2010.
- [31] J. Wellens, M. Diallo, N. Gardin, A. Midekor, N. F. Compaoré, D. Dakouré, H. Karambiri, J. Derouane, S. Brouyère et B. Tychon, «Promouvoir des approches innovantes» 6 Octobre 2008.
- [32] J. Wellens, F. Traoré, M. J. Niamian, H. Karambiri, M. Diallo, N. F. Compaoré, D. Dakouré, J. Derouane et B. Tychon, «Elaboration du bilan d'eau du bassin versant du Kou et» 2000.
- [33] D. A. Alvarez, W. L. Cranor, J. N. Huckins, R. C. Clark et S. D. Perkins, «Assessment of organic contaminants in integrative samplers from Chesapeake bay tributaries» Columbia, Missouri, Mars 2004.
- [34] D. A. Alvarez, J. N. Huckins, J. D. Petty, T. Jones-Lepp, F. Stuer-Lauridsen, D. T. Getting, J. P. Goddard et A. Gravell, «Polar organic chemical integrative sampler (POCIS)» chez *Passive sampling techniques in environmental monitoring*, Elsevier, 2007, pp. 171-197.
- [35] H. Li, P. A. Helm, G. Paterson et C. D. Metcalfe, «The effects of dissolved organic

matter and pH on sampling rates for polar organic chemical integrative samplers (POCIS)» *Chemosphere*, vol. 83, n° 3, pp. 271-280, 2011.

# Résumé

---

Le secteur agricole occupe une place prépondérante au Burkina Faso et la pluviosité est caractérisée par une irrégularité aussi bien en termes de quantité que de répartition. En réponse à ces sécheresses récurrentes, plus de 1700 petits barrages ont été construits afin de mobiliser les eaux de surface. Cette étude porte sur la caractérisation de la pression phytosanitaire exercée sur 3 retenues d'eau du bassin versant de la Volta, par échantillonnage passif. Le lac de Bala, situé au cœur d'une réserve naturelle constitue le site de référence non impacté de l'étude. Le second lac, Bama, considéré comme impacté, est implanté au centre de nombreuses activités agricoles. Le lac de Boura, est lui aussi mobilisé pour la production agricole. Pour cette étude 22 produits phytosanitaires organiques polaires ont été analysés par échantillonnage passif (POCIS et Chemcatcher) et ponctuel. Parmi ces substances, 6 ont été détectées et quantifiées (Atrazine, DIA, DEA, imidaclopride, diuron et linuron). Cette étude a permis d'une part de mettre en évidence les différences de pression phytosanitaire exercées sur les 3 sites, et d'autre part de comparer l'efficacité des échantillonneurs passifs. Il serait intéressant de poursuivre cette étude en analysant d'autres molécules utilisées au Burkina Faso telle que le Paraquat.

Mots-clefs : Pression phytosanitaire, Echantillonnage passif, POCIS, Chemcatcher, Volta, Burkina Faso

## Summary

---

Burkina Faso relies heavily on its agricultural surroundings, however with its characteristic irregular rainfall patterns, including both quantity and distribution, recent droughts have become much more of an issue. In response to the recurrent scarcity of water, an excess of 1,700 small dams were built with the aim of raising the local water level. This study focuses on observing the pesticide selection pressure exerted against the environment amongst three dams, all within the drainage basin of the Volta river, via passive sampling. Bala Lake, at the heart of a nature reserve, is the reference site not affected by the study. The second lake, Bama (considered to be affected by the study), is located at the center of many agricultural activities. Lastly, lake Boura was also used in agricultural production. 22 polar organic pesticides were analyzed via passive sampling (POCIS and Chemcatcher) in conjunction with water extractions. Among these substances, 6 were detected and quantified (atrazine, DIA, DEA, imidacloprid, diuron and linuron). After highlighting the differences in selection pressure upon the 3 sites, the second aim of the study is to compare the efficacy of the passive samplers. Further analysis of other molecules, such as Paraquat used in Burkina Faso, could prove to be an interesting route of research in continuance of this study.

Key Words: Pesticide selection pressure, passive sampling, POCIS, Chemcatcher, Volta, Burkina Faso