

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université A. MIRA - Bejaia

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Sciences Biologique de l'Environnement
Filière : Biologie et Physiologie Animales
Option : Bio Ressources Animales et Biologie Intégrative



Réf :.....

Mémoire de Fin de Cycle
En vue de l'obtention du diplôme

MASTER

Thème

**Diagnostic de l'état éco biologique d'un
crustacé (*Gammarus pulex*) en vue de son
utilisation dans la bio-surveillance des
écosystèmes aquatiques, région de Bejaia**

Présenté par :

BENHAMOUCHE Kamel & OUNNAS Chafia

Soutenu le : **16 Juin 2016**

Devant le jury composé de :

Mme. NATOURI N.

MAA

Président

Mme. MOUHOU-B-SAYAH C.

MCA

Encadreur

Mme KEBBI M.

MAA

Examineur

Année universitaire : 2015 / 2016

Dédicace

*A ceux qui m'ont tout donné sans rien en
retour*

*A mes chers parents qui m'ont encouragé et
soutenu moralement et financièrement afin
d'achever mon cycle d'étude.*

*A mes frères : Daoued, Abbas, Djaafar,
Sadek et Fayçal*

A mes sœurs : Siham et Rahima

A mes belles sœurs : Ghania et Ouarda

A mes neveux : Faïz, Yasser et Azzedine

A ma très chère nièce Farah

*A mes amis : Kahina & Brahim, Fatiha,
Nedjima, Kenza, Siham, Lila*

Chafia

Dédicace

A celui qui m'a appris comment réussir et ne pas abandonner et que le savoir est la clé de tout

A toi cher père je dédié ce travail

A celle qui a cru en moi et qui m'a soutenu malgré mes erreurs de parcours

A toi chère mère je dédié ce travail

A mon frère Adelane

A mes sœurs ; Nacéra, Sabrina, Sonia

A mes oncles et mes tentes

A mes grands-parents que dieu vous bénisse

A mon ami Zahir

A l'association Amazday Adelsan Inelmaden

A celle pour laquelle mon cœur, ma raison et mon âme se synchronisent

A toi, Fahima

Kamel

Remerciement

Nous avons l'honneur de formuler notre grande gratitude et notre profonde reconnaissance à l'égard de notre promotrice Mme. **Mouhoub-Sayah Chafika**, pour son encadrement, ses conseils et de nous avoir guidé dans la réalisation de ce travail.

Nous remercions également :

Mme **Natouri**, enseignante à l'université A/MIRA Bejaia, qui a bien voulu nous honorer de présider le jury.

Mme **Kebbi**, enseignante à l'université A/MIRA Bejaia, d'avoir accepté de juger notre travail.

Nous remercions également, Mme **BENMOUHOUB Karima**, pour ses orientations lors de la réalisation des tests, et Mme **KADJI- DJOUDAD Hafsa**, de nous avoir aidés dans l'étude statistique de notre travail.

Nous tenons à remercier aussi, toute l'équipe de laboratoire de la Zoologie Appliquée et l'écophysiologie animale, pour leurs aides à la réalisation de ce travail.

Sommaires	
Remerciement	
Liste des tableaux	
Liste des figures	
Glossaire	
Introduction.....	1
Chapitre I : Synthèse bibliographique.....	3
I la pollution et ses conséquences sur l’environnement.....	3
I-1 Définition de la pollution.....	3
I-2 les différents types de la pollution.....	3
I-2-1 Pollution localisée.....	3
I-2-2 Pollution diffuse.....	3
I-2-3 Pollution atmosphérique.....	4
I-2-4 Pollution aquatique.....	4
I-2-5 Pollution des sols.....	4
I-3 les pesticides.....	5
I-3-1 Définition.....	5
I-3-2 Classification des pesticides.....	5
I-3-3 Dispersion des pesticides dans l’environnement.....	6
II Bio-surveillance des écosystèmes.....	6
II-1 Définition.....	6
II-2 Aspect de la bio-surveillance.....	7
II-2-1 Les Bio-indicateurs.....	7
II-2-2 Les Biomarqueurs.....	7
II-2-2-1 Les différentes classes des biomarqueurs.....	7
II-2-3 les Bio-intégrateur.....	8
II-2-4 les Bio-accumulateurs.....	8
II-3 Stratégie de la mise en œuvre de la bio-surveillance.....	8
II-3-1 Bio-surveillance active.....	8
II-3-2 Biosurveillance passive.....	8

III- Données bioécologique des Gammaridae.....	9
III-1 Systématique des Gammaridae.....	9
III-2 Caractéristique Anatomique.....	9
III-2-1 Anatomie et biologie.....	11
III.2.1 Système nerveux et appareil circulatoire.....	11
III-2-2 Appareil digestif et mécanismes de digestion.....	11
III-3 Ecologie de l'espèce.....	14
III-3-1 Habitat.....	14
III-3-2 Régime alimentaire.....	15
III-4 cycle de mue et de reproduction.....	15
III-4-1 Description des appareils reproducteurs mâle et femelle.....	15
III-4-2 La reproduction.....	15
III-5 Importance des gammares dans l'écosystème.....	17

Chapitre II : Matériels et méthodes

I-Présentation du site d'étude.....	18
I-1 cadre historique.....	18
I-2 Cadre géographique.....	18
I-3Caractéristiques de la cascade de Kéfrida.....	18
I-4 Mesure des paramètres d'eau de site.....	19
II- Echantillonnage et pêche des individus de <i>Gammarus pulex</i>	20
II-1 Aire d'investigation.....	20
II-2 le prélèvement.....	22
II-3 Culture et préservation des échantillons vivants.....	22
II-3 Model biologique <i>Gammarus pulex</i>	23
II-3-1 Identification de l'espèce.....	23
III Test de toxicité.....	26
III-1 Définition de test de toxicité aigüe.....	26
IV-2 Choix des pesticides.....	26
IV-3 Protocole de contamination.....	27
IV-3-1 Préparation des concentrations des pesticides.....	27

IV-3-2 Contamination de <i>G.pulex</i>	27
V- Méthodes d'exploitation des résultats.....	29

Chapitre III : Résultats et discussion

I-Paramètre physico chimiques des eaux de Kefrida.....	30
II-Abondance de l'espèce dans site d'étude.....	31
II-1 Effectif de <i>Gammarus pulex</i> échantillonnée dans le site de Kefrida.....	31
II-2 Etablissement des classes d'âge.....	32
III Bio-indication de <i>Gammarus pulex</i> à travers des essais de toxicité des pesticides.....	34
III-1 Effets du Dursban.....	34
III -2 Effets de Mancozebe.....	41
III- Discussion.....	42

Conclusion

Bibliographie

Listes des figures

N° de figure	Titre	Page
01	Morphologie générale de <i>Gammarus sp</i> (d'après GLEDHILL <i>et al.</i> , 1993)	10
02	Coupe longitudinale de gammare illustrant les principaux organes (Schmitz, 1992)	13
03	Système reproducteur d'un Gammaridae mâle (a) et femelle (b) (Schmitz, 1992)	16
04	La chute principale des cascades de Kefrida (Ounnas.,2016)	19
05	Multi-paramètre HANNA HI 9892, mesure des parametres d'eau de cascade (Ounnes,2016)	19
06	Aire d'investigation 01 (Ounnes, 2016)	21
07	Aire d'investigation 02 (Ounnes, 2016)	21
08	Aire d'investigation 03 (Ounnes, 2016)	21
09	Aire d'investigation 04 (Ounnes, 2016)	21
10	Méthode « kick simpling »	22
11	Milieu de culture artificiel (Benhamouche,2016)	22
12	<i>G.pulex</i> dans des boites de pétri (Ounnes,2016)	24
13	Observation et mensuration des individus sous la loupe (Bnehamouche,2016)	24
14	Collecte et préservation des échantillons dans l'animalerie (benhamouche 2016)	24
15	Clef de détermination du <i>Gammarus pulex</i> selon Frlten, 2013	25
16	(A) <i>Uropode 3 de G. fossarum</i> (B) <i>Uropode 3 de G.pulex</i>	25
17	Composition moléculaire du dursban	26
18	Test Dursban –les juvéniles-	28
19	Test Dursban –les adultes-	28
20	Test de Moncozèbe	28
21	Fréquences centésimales des échantillons de <i>G.pulex</i> selon les classes d'âge durant les 4 sorties	33
22	Répartition totale des classes d'âge de <i>G.pulex</i>	33
23	Proportion de taux de mortalité en fonction des concentrations du Dursban pendant 12h	36
24	Classification Hiérarchique Ascendante des heures pour le test du Dursban	37
25	Classification Hiérarchique Ascendante des concentrations appliquées dans le test de toxicité aigüe du dursban	38
26	Proportion de taux de mortalité en fonction des concentrations du Dursban pendant 12h	39
27	Classification Hiérarchique Ascendante des heures du le test de toxicité aigüe du dursban.	40
28	Taux de mortalités des <i>G.pulex</i> en fonction des concentrations du moncozebe	41

Liste des tableaux

N° de tableau	Titre	Page
01	Les paramètres physico chimiques de l'eau de cascade de Kefrida	30
02	Bilan d'échantillonnage (Avril,Mai)	31
03	Répartition de l'effectif de <i>Gammarus pulex</i> selon les classes d'âge et durant les deux mois d'échantillonnage. Nombre d'échantillon (n) et pourcentages (%)	32
04	Répartition de l'effectif globale de <i>Gammarus pulex</i> selon les classes d'âge et durant les deux mois d'échantillonnage. Nombre d'échantillon (n) et pourcentages (%)	32
05	Effet du Dursbant sur la mortalité des individus adulte juvéniles <i>Gammarus pulex</i>	35
06	Effet du Dursbant sur la mortalité des individus adulte <i>Gammarus pulex</i>	39
07	Effet du moncozèbe sur les individus de <i>Gammarus pulex</i>	41

Glossaire

ANOVA: Analysis of Variance, est un test statistique permettant de vérifier que plusieurs échantillons sont issus d'une même population. Ce test s'applique lorsque l'on mesure une ou plusieurs variables explicatives catégorielles (appelées alors facteurs de variabilité, leurs différentes modalités étant parfois appelées « niveaux ») qui ont l'influence sur la distribution d'une variable continue à expliquer. On parle d'analyse à un facteur, lorsque l'analyse porte sur un modèle décrit par un facteur de variabilité, d'analyse à deux facteurs ou d'analyse multifactorielle.

CAH: Classification Hierarchies Ascendant

DL₅₀: dose létale médiane, cet indicateur mesure la dose des substances causant la mort de 50 % d'une population animale, dans des conditions d'expérimentation précise.

G.pulex: *Gammarus pulex*

LSD: Least Signifiant Différence, c'est un test de comparaison multiple, utilisé pour déterminer les différences significatives entre les moyens des groupes.

Introduction

Introduction

L'humanité se trouve devant une croissance alarmante de la pollution par des matières organiques diverses, des pesticides, des détergents, des métaux lourds et autres substances toxiques. Cette pollution a un effet dangereux sur l'écosystème, en provoquant des déséquilibres parfois irréversible sur les milieux et ses êtres vivant y compris l'homme.

De notre ère, les travaux scientifique sont convergés dans l'évaluation de l'impact des pollutions : atmosphérique, aquatique et du sol, sur l'environnement, dans le cadre de ce qu'on appelle l'écotoxicologie, qui peut se définir comme une discipline qui évalue les effets des perturbations physiques et chimiques sur les êtres vivants, les voies de transfert des contaminants et leurs actions sur l'environnement (Truhant 1977). Cette évaluation de la qualité des milieux repose à la fois sur une approche physico-chimique et sur une approche biologique. Afin de protéger les écosystèmes aquatiques et la santé humaine des approches, basées sur l'utilisation du biote : la ont été développées : la bio-surveillance passive qui repose sur le prélèvement d'organismes autochtones, et la bio-surveillance active, qui consiste à transplanter, à l'aide de cages, des organismes sur un site d'intérêt. Cette approche est généralement utilisée pour suivre les tendances spatiales de la contamination. Elle permet par ailleurs d'obtenir des données de bioaccumulation comparables entre elles dans la mesure où l'influence de certains facteurs biotiques peut être limitées, grâce à l'utilisation d'organismes standardisés et issus d'une seule population de référence (Besse et *al.*, 2012).

Dans la bio-surveillance des milieux aquatiques, les amphipodes du genre *Gammarus* suscitent un réel intérêt. En effet, outre leur fréquente utilisation en laboratoire comme modèle biologique pour l'étude des effets de divers contaminants (métaux, pesticides, polychlorobiphényles (PCB), produits pharmaceutiques, etc.), les gammares satisfont à de nombreux prérequis pour la bio-surveillance, car ils sont abondamment répartis, faciles à identifier, collecter et manipuler ; essentiels au bon fonctionnement des écosystèmes aquatiques (impliqués dans la dégradation de la litière et une importante source de nourriture) ; et sensibles à de nombreux stress. En outre, les gammares ont des capacités à accumuler les métaux, essentiels ou non, pour une large gamme de concentrations (Amyot et *al.*, 1996; Besse et *al.*, 2013; Fialkowski et *al.*, 2003; Lebrun et *al.*, 2015).

Dans l'évaluation de la qualité des eaux, certaines gammares sont utilisés dans les tests d'écotoxicité pour estimer l'influence des polluants par leur survie, leur comportement et leur

Introduction

reproduction. On choisit une espèce comme outil écotoxicologique selon certains critères : son rôle dans l'écosystème, son abondance et sa répartition géographique, sa taille et cycle de vie, la facilité d'identification et d'échantillonnage, ainsi que l'existence de réponses mesurables et leur répétabilité (Godet, 2010)

Au cours de la présente étude, nous avons choisi l'espèce *Gammarus pulex* comme modèle biologique, une thématique de recherche initiée pour la première fois, dans le cadre de l'étude de la biologie de cet bio-indicateur, et suivant la même démarche du laboratoire de la Zoologie Appliquée et de l'Ecophysiologie Animal, à l'université de Bejaia, dans l'étude de la bio-indication et l'effet de la pollution et l'écotoxicité.

Nous avons effectué une étude sur l'abondance de l'espèce, et des tests de toxicologies aiguës préliminaires, afin d'initier à la connaissance de *Gammarus pulex* en Algérie, connaître et comprendre son comportement au contact des pesticides tels que le Dursban et le Moncozèbe. Ces pesticides ont été choisis pour leur utilisation fréquente par les agriculteurs et sur une large échelle. Nous visons aussi à étudier l'efficacité de *Gammarus pulex* dans son rôle de bio-indicateur des milieux aquatiques et l'évaluation des écosystèmes aquatiques.

Le mémoire est structuré en trois chapitres.

Dans le premier chapitre, nous avons fait une synthèse bibliographique sur la pollution et ses effets, les différents aspects de la bio-surveillance. Enfin, un aperçu sur les Gammaridea, et leur biologie. Notre modèle biologique est choisi comme bio-indicateur pour un test de toxicité aiguë préliminaire.

Dans le deuxième chapitre, nous exposons la méthodologie d'échantillonnage, et les protocoles ainsi que les tests suivis dans la réalisation de ce travail.

Au final, le troisième chapitre dans sa première partie : sera consacré à la présentation des résultats obtenus à travers l'étude de l'abondance et les tests de toxicités. La deuxième partie sera consacrée pour la discussion des résultats.

Synthèse
Bibliographique

I- La pollution et ses conséquences sur l'environnement

I-1 Définition de la pollution

La pollution est une modification défavorable du milieu naturel qui apparaît en totalité ou en partie comme un sous-produit de l'action humaine, à travers d'effets directs ou indirects, altérant les critères de répartition des flux de l'énergie, des niveaux de radiation, où les constituant physico-chimique du milieu naturel et de l'abondance des espèces vivantes. Ces modifications peuvent affecter l'homme directement à travers des ressources agricoles, en eau et autres produits biologiques. Elles peuvent aussi l'affecter en altérant les objets physiques qu'il possède, les possibilités récréatives du milieu ou encore en enlaidissant la nature (Berland et *al.*, 1997)

En effet la pollution est la conséquence de l'introduction de matières dans l'environnement en quantité suffisamment importante pour perturber son fonctionnement habituel à court, moyen, ou long terme.

I-2 les différents types de pollution

On peut classer la pollution selon la possibilité du traitement qui est liée d'une façon générale à la zone d'impact :

I-2-1 Pollution localisée

Ce type de pollution peut être contrôlé et éliminée par des moyens de traitement des polluants et les milieux pollués, comme par exemple : les eaux usées disponibles à être traitée et réutilisée, dépolluée entièrement.

I-2-2 Pollution diffuse

Une pollution à large échelle qui ne peut être ni contrôlée ni traitée par l'homme, comme par exemple l'utilisation des pesticides dans les champs, une partie sera consommée par les plantes ou transformé par les micro-organismes, le reste devient un polluant et par l'effet des facteurs : climatiques, naturelles ou artificielles, il se propage sur des grandes surface, ce qui induit la modification de l'écosystème naturel et l'irréversibilité de ce processus.

La pollution est aussi classée selon l'air d'impact comme suite :

I-2-3 Pollution atmosphérique

Provoquée par le rejet intempestif de substances diverses dans l'atmosphère, la pollution atmosphérique constitue sans aucun doute la plus évidente des dégradations de l'environnement. La pollution de l'air est la résultante de multiples facteurs qui caractérisent la civilisation contemporaine : croissance de la consommation d'énergie, développement des industries extractives, métallurgiques et chimiques, de la circulation routière et aérienne, de l'incinération des ordures ménagères, des pesticides, des déchets industriels, etc.

La pollution atmosphérique sévit surtout en milieu urbanisé, non seulement par suite de la concentration des industries et des foyers domestiques, mais aussi par suite de la circulation des véhicules à moteur (Viala, 1998).

I-2-4 Pollution aquatique

Concerne toutes les sources et les zones d'eaux, les mers, les océans, les lacs, les fleuves, elle représente une proportion importante dans la pollution et elle est la plus dévastatrice par rapport aux déséquilibres des écosystèmes et l'effet de la contamination sur l'homme. Tous les polluants peuvent être versé dans les plaques d'eaux, tant que les différents contaminants se versent à travers les eaux usés et l'absorption des pesticides et des métaux lourds par le sol, ce qui mène à l'augmentation de sa concentration dans les eaux souterraines (Viala, 1998)

I-2-5 Pollution des sols

C'est les dépôts de polluants atmosphériques, en particulier ceux rejetés par les transports ou les industries, ou soit liée à l'utilisation de pesticides. Ces derniers engendrent des risques bien présents dans la nature. En effet, plus de mille molécules entrent dans la composition des pesticides ; leurs effets dépendent de leur nature physico-chimique et de la façon dont ils se fixent et se dégradent dans les sols. (Geneviève et al, 2007)

Parmi les éléments qui causent les différents types de pollution, on trouve les pesticides qui jouent un rôle de polluant importants, vu leurs utilisation excessives et leurs composantes fondamentales qui ont un effet nuisibles sur l'écosystème

1-3 les pesticides

1-3-1 Définition

Les pesticides regroupent l'ensemble des substances (molécules) où produit (formulation), utilisés dans le secteur agricoles, ou dans d'autre application, qui élimine les organismes nuisibles (Anonym, 2005)

1-3-2 Classification des pesticides

Les pesticides sont classés selon deux critères

a- Selon la nature de la nuisibilité

Herbicides (contre les plantes parasites), insecticides (contre les insectes nuisibles), fongicides (contre les champignons parasites, nématocides (contre les nématodes), taupicide (contre les taupes)...etc, les trois premières classes de pesticides constituent les plus importants d'un point de vue de leurs utilisations et de leurs quantités de production (Yesguer, 2015).

b- La nature chimique de la substance active qui les compose

Les organochlorés, les organophosphorés, les carbamates, les pyréthriinoïdes, les triazine...etc. plusieurs familles chimiques peuvent être utilisées pour une même cible, par des modes d'action différents. Exemples : les carbamate peuvent être des insecticides, des herbicides ou des fongicides alors qu'ils sont fongicides (Yesguer, 2015).

I-3-3 Dispersion des pesticides dans l'environnement

L'utilisation des pesticides ne remplit pas leurs utilités voulues, une grande partie est dispersée dans l'atmosphère soit par évaporation ou par envol à partir des plantes, par des facteurs climatiques comme la pluie ou le vent, ces pesticides retombent sur des zones loin de lieu d'utilisation, ils contaminent par ce fait les plans d'eau, et les sols, où ils sont drainés jusqu'à les milieux aquatiques. Les pesticides sont ainsi aujourd'hui à l'origine d'une pollution diffuse qui contamine les eaux continentales : cours d'eaux, eaux souterraines et zones littorales. (Armond, 2002) et selon Calvet et *al.* (2005) les programmes de la surveillance pour l'air et surtout pour les eaux, font état de pollutions par nombreux pesticides et parfois à des concentrations élevées

Le transport et la distribution d'un composé organique à travers les différents compartiments de l'environnement, se fait en fonction de ses propriétés physico-chimiques et du site spécifique caractéristique du compartiment environnemental.

La présence des pesticides dans l'atmosphère, le sol et l'eau est régulée par leurs propriétés physiques, leur réactivité chimique et par les conditions météorologiques : précipitation, température, vent, etc.

Risques éco-toxicologique

En plus de son impact sur l'écosystème, en causant des déséquilibres énormes, les pesticides ont une influence directe ou indirecte sur les organismes des animaux et la santé humaine (Annonym 2003)

- ✓ Affaiblissement des défenses immunitaires, baisse de la fertilité.
- ✓ Modification des comportements et malformations.

L'évaluation de l'impact des pesticides sur l'environnement peut être établie par l'utilisation des micro-organismes, et des organismes biologiques, dans le cadre de ce qu'on appelle : la Bio-surveillance.

II-Bio-surveillance des écosystèmes

II-1-Définition

La bio-surveillance est l'interaction entre les organisations biologiques d'un organisme ou un ensemble d'organismes et son environnement, les réponses obtenues

permettent d'établir un bilan sur l'état du milieu, prévoir l'altération, et promouvoir l'équilibre de l'environnement.

Selon Markert *et al.*, (2003), le terme bio-surveillance désigne l'utilisation d'indicateurs biologiques dans le but de quantifier, à partir de paramètres mesurables, l'état de pollution d'un environnement donné.

II-2-Aspect de la bio-surveillance

II-2-1 Les Bio-indicateurs

Un bio-indicateur peut être défini comme une espèce qui, par son absence, sa présence, son abondance ou sa distribution, nous donne des informations de nature qualitative sur l'état d'un environnement ou d'une partie de celui-ci (Kaiser, 2001; Markert *et al.*, 2003). Il peut être un individu, une partie d'individu ou même une communauté d'individus qui par référence à des variables biochimiques, cytologiques, physiologique, éthologiques, ou écologiques permet de façon pratique et sûre de caractériser l'état d'un écosystème et d'identifier les problèmes et les risques encourus par ceux-ci.

II-2-2 Les Biomarqueurs

Un biomarqueur est un changement observable et/ou mesurable au niveau inférieur de celui de l'organisme entier, et qui révèle l'exposition présente ou passée d'un individu à au moins une substance chimique à caractère polluant. Lagadic *et al.* (1997) Il peut s'agir de paramètres génétiques, enzymatiques, physiologiques, morphologiques, moléculaires, cellulaires, biochimiques, etc. (Kaiser, 2001; Markert *et al.*, 2003)

II-2-2-1 Les Différentes classes de biomarqueurs

On distingue traditionnellement 3 classes de biomarqueurs (Anonym, 1987 ; WHO, 1993 Van der oost, 2003) :

- **Les biomarqueurs d'exposition**

Renseigne sur la présence d'une substance exogène ou de ses métabolites, ou d'un produit résultant de l'interaction entre un xénobiotique et une molécule cible dans un organisme donnée. (Van der oost, 2003).

Ils peuvent être utilisés pour détecter et confirmer l'exposition des individus a une substance ou un groupe de substances.

- **Les biomarqueurs d'effet**

Sont des altérations au niveau biochimique, physiologique ou autre, qui peuvent être mesurées dans les tissus ou fluides corporels d'un organisme et pouvant être corrélées avec une altération de santé établie ou possible. (Hugla *et al.*, 1995)

Ils peuvent servir à montrer des altérations précliniques et /ou des effets nocifs pour la santé dus à l'exposition à une substance, ou à son absorption.

- **Les biomarqueurs de sensibilité**

Montrent la capacité innée ou acquise d'un organisme à répondre à une exposition à un xénobiotique spécifique. Cette classe inclut les facteurs génétiques et les changements de récepteurs qui altèrent la sensibilité d'un organisme à cette exposition.

Ils aident à élucider les variations interindividuelles du niveau de réponse à l'exposition à un toxique au sein d'une population (Van der oost, 2003).

II-2-3 Les Bio-intégrateur

On utilise le terme de bio-intégrateur lorsque la réaction se situe au niveau populationnel et/ou communautaire (disparition ou apparition d'espèces, variation de la densité de la population).

II-2-4 les bio-accumulateurs

Des organismes qui ont la capacité de stocker les polluants dans leurs tissus suite à des mécanismes de fixations et /ou de transfert.

II-3-Stratégies de la mise en oeuvre de la bio-surveillance

II-3-1 Bio-surveillance active

C'est l'utilisation des organismes élevés en laboratoire, ou récoltés dans des sites considérés comme non pollués (dites témoins), ces organismes sont exposés par la suite à un milieu contaminé (en laboratoire ou en nature) pour une période de temps définie au bout de laquelle les réponses des organismes sont examinées ou mesurées. (Bresler *et al.*, 2003; Markert *et al.*, 2003)

II-3-2 Bio-surveillance passive Dans ce cas-là les observations et les mesures sont effectuées sur les organismes appartenant à l'écosystème étudié dans le but de mettre en évidence les différents effets engendrés par les contaminants présents dans le milieu. (Bresler *et al.*, 2003; Markert *et al.*, 2003)

III-Données bioécologiques des Gammaridae

III-1 Systématique des Gammaridae

Règne	Animal
Embranchement	Arthropodes
Sous-embranchement	Crustacés
Classe	Malacostracés
Sous-classe	Péracarides
Ordre	Amphipodes
Famille	Gammaridae

Au sein de l'ordre des amphipodes, la famille des Gammaridae comporte plus de 4500 espèces appartenant à 1000 genres environ. Parmi les Gammaridae, le genre *Gammarus* comporte plus de cent espèces d'eau douce (Karaman et Pinkster, 1977). Les espèces de ce genre ont colonisés la plupart des écosystèmes aquatiques existant sur terre : des zones polaires aux zones tropicales, des ruisseaux de montagne aux estuaires, des zones côtières, aux fosses océaniques abyssales mais aussi lacs, fosses et rivières souterraines.

III-2 Caractéristiques anatomiques

Selon Loïc(2005), Les gammares sont des crustacés qui se distinguent par un corps à symétrie bilatérale, dont la taille peut généralement atteindre deux centimètres chez les mâles. Les femelles sont plus petites. Le corps est aplati latéralement et sans carapace, est divisé en 4 régions : **Fig-1-**

- **Le céphalon** : correspondant à la tête à laquelle est soudé le 1er segment thoracique, porte les antennes (Ant1 et Ant2) et les pièces buccales (mandibules, mâchoires 1 et 2, maxillipèdes).
- **Le péréion** : (thorax) comporte 7 segments, prolongés latéralement par les plaques coxales (expansions des « hanches » des appendices) qui accentuent la forme comprimée du corps. Les 2 premières paires d'appendices sont préhensiles et nommées gnathopodes (Gnp1 et Gnp 2) (gnathos : mâchoire) : le dernier article ou dactyle se rabat vers l'arrière sur le bord du propode (avant dernier article

hypertrophié) et forme une pince ouverte vers l'arrière. Les 5 paires de péréiopodes suivants (P3 à P7) servent essentiellement à la marche (péréio : transporter). Les 3 derniers péréiopodes (P5, P6, P7) sont plus allongés et ont des bases élargies. Cinq paires de branchies en forme de sacs sont fixées à la face interne des plaques coxales de Gnp2 à P6. **Fig -1-**

Chez les femelles adultes, le marsupium est formé par 4 paires d'oostégites, lamelles arrondies bordées de nombreuses soies, fixées à la face interne des plaques coxales de Gnp2 à P5, ces lames se recouvrant en partie pour constituer une corbeille très souple.

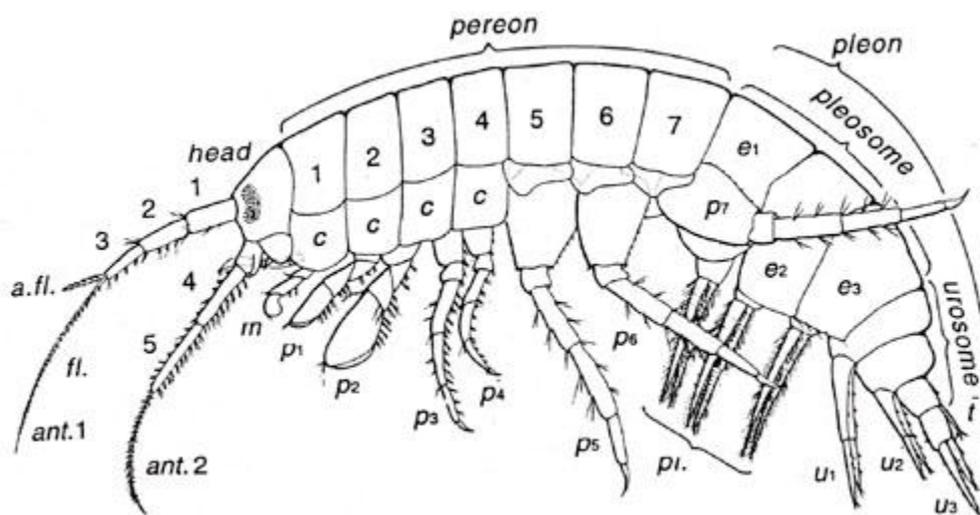


Figure 1 : Morphologie générale de *Gammarus sp* (d'après GLEDHILL *et al.*, 1993). *Ant.* : antennes, *a.fl.* : flagelle accessoire, *c.* : plaque coxale, *f.* : flagelle, *m.* : maxillipède, *p1 – p7* : péréiopodes (ou pattes thoraciques) 1 à 7 (les péréiopodes 1 et 2 sont respectivement les premier et second gnathopodes), *e1 – e3* : épimères, *pl.* : pléopodes, *u1 – u3* : uropodes, *t* : telson.

- **Le pléon (abdomen)** : comporte 6 segments, les 3 premiers portent chacun une paire de pléopodes constitués chacun par un pédoncule prolongé par 2 rames souples pourvues de longues soies ; les pédoncules de chaque paire sont rendus solidaires par des crochets. Les pléopodes sont natatoires et servent, au repos, par leurs battements incessants et synchrones, à entretenir un courant d'eau ou d'air au niveau des branchies et du marsupium. Les 3 derniers segments du pléon portent chacun une paire d'uropodes, appendices rigides garnis d'épines servant d'appui dans les déplacements, à la détente, au saut ou au combat.

- **Le telson** : petite formation portée par le dernier segment et formée de 2 lobes, est dépourvu d'appendices

III-2-1 Anatomie et biologie

III.2.1 Système nerveux et appareil circulatoire

Le système nerveux est constitué d'un protocérébrum, ou cerveau relié à une longue chaîne nerveuse qui s'étend tout le long de la partie ventrale de l'organisme. Au niveau du céphalon et de l'urosoma les ganglions nerveux sont fusionnés respectivement en masse sub-oesophagique et urosomique. Les ganglions sont reliés par des connexions nerveuses inter segmentaires, et les appendices sont desservis par des filets nerveux (Chevreux et Fage, 1970, Schmitz, 1992, Felten, 2003).

La circulation hémolympatique repose sur un cœur qui consiste en un tube ouvert à ses deux extrémités, ce système est situé en position dorsale. Le cœur est entouré d'un sac rempli d'hémolymphe nommé péricarde ou hémocoèle qui parcourt toute la longueur du mésosome (Felten, 2003).

L'hémolymphe est en contact direct avec les organes du corps. Ce liquide extracellulaire qui circule à travers tout l'organisme remplit de nombreuses fonctions. L'hémolymphe assure l'acheminement des éléments nutritifs vers les sites de métabolisation, mais également le transport des hormones et des produits d'excrétions (Chapman, 1998). Enfin, l'hémolymphe est un milieu où l'osmolarité est constante (environ 300 mOsmol) ce qui permet une répartition équilibrée de l'eau et des ions dans les cellules.

III-2-2 Appareil digestif et mécanismes de digestion

Le canal alimentaire peut être divisé en 3 parties : l'intestin antérieur (stomodéum), l'intestin moyen (mésentéron), et l'intestin postérieur (proctodéum). Les deux extrémités de l'intestin (stomodéum et proctodéum) sont intérieurement couvertes de cuticule, contrairement à l'intestin moyen (mésentéron).

L'intestin antérieur inclut la bouche, l'oesophage et l'estomac. La bouche est une petite ouverture entourée de mandibules, maxilles et maxillipèdes, qui conduisent à un œsophage tubulaire étroit qui s'ouvre vers la partie ventrale de l'estomac. L'estomac est divisible en deux parties : une partie antérieure appelée chambre cardiaque et une partie postérieure nommée chambre pylorique.

La chambre cardiaque sert de zone de broyage des aliments, en effet la nourriture semi-mastiquée arrive dans cet organe, qui est muni de nombreuses structures (des crêtes chitineuses, des dents et des épines) permettant une digestion mécanique des aliments.

La chambre pylorique se compose de deux portions, une partie dorsale reliant la chambre cardiaque à l'intestin moyen, et une partie ventrale où se trouve le filtre gastrique. Ce filtre ne laisse passer que les particules les plus fines du bol alimentaire. Il semblerait que comme pour les décapodes le trajet des particules alimentaires soit complexe au sein de l'estomac (Grassé, 1994a). Ainsi, les particules qui ne sont pas suffisamment broyées sont renvoyées vers la chambre cardiaque pour un nouveau broyage. Les particules assez fines à l'issue de cette digestion primaire sont dirigées vers l'intestin moyen.

L'intestin moyen s'étend du deuxième segment du mésosoma au premier segment du métasoma. Selon Agrawal (1965) et Correia *et al.* (2002), deux paires de caecum se positionnent ventralement de part et d'autre de l'intestin moyen, au niveau de la jonction entre la chambre pylorique de l'estomac et le début de l'intestin moyen.

Cependant, selon d'autres auteurs les caecum se rejoignent dans la chambre cardiaque (Schultz, 1976, Schmitz, 1992). Selon Agrawal (1965), chez *Gammarus pulex*, les deux caecums situés le plus près de l'intestin s'achèvent au quatrième segment du métasoma tandis que ceux positionnés plus bas se terminent au niveau du sixième segment du métasoma. Les caeca ventraux sont les principaux sites de la digestion secondaire, et leur structure et fonction seront développées ci-après.

Il existe également un caecum antérieur dorsal qui est ouvert sur le début de l'intestin moyen et qui se positionne au niveau antérieur au-dessus de l'estomac. Plusieurs études menées chez différentes espèces d'amphipodes semblent montrer que la contribution du caecum antérieur dorsal est très réduite dans les processus de digestion et d'absorption comparativement aux caeca ventraux (Icely et Nott, 1985). Certains auteurs évoquent un rôle possible dans la réabsorption de sels (Schmitz, 1967, Schultz, 1976, Johnston *et al.* 2004).

Au niveau de l'intestin postérieur (cinquième segment du métasoma), on trouve également une nouvelle paire dorsale de caeca postérieurs. Ces structures ne seraient pas impliquées dans la digestion et l'absorption des nutriments et auraient un rôle limité dans le stockage du glycogène (Icely et Nott, 1985). Cependant, chez *Orchestia cavimani*, ces caeca auraient une fonction dans la réabsorption de fluides et d'ions (Graf et Michaut, 1980). Chez d'autres espèces comme *Gammarus pulex*, ces structures sont impliquées dans le métabolisme du calcium (Graf, 1964). L'intestin postérieur se termine par un anus positionné en dessous du telson.

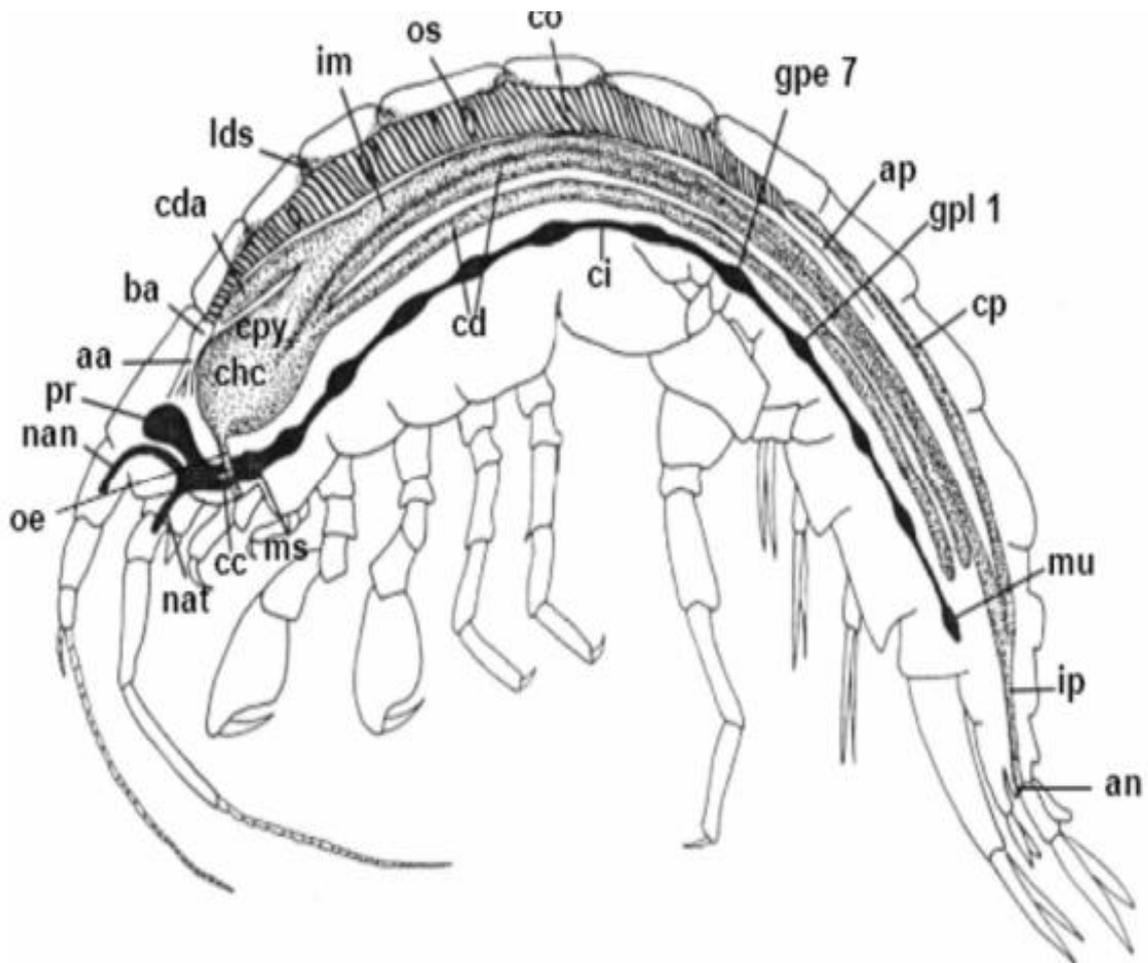


Figure 2 : Coupe longitudinale de gammare illustrant les principaux organes (Schmitz, 1992)

aa : aorte antérieure; an : anus; ap : aorte postérieure; ba : bulbe artériel; cc : connexion circumoesophagiale ; cd : caecum digestifs; cda : caecum dorsal antérieur; chc : chambre cardiaque; ci : connexion intersegmentaire; co : cœur; cp : caecum postérieur; cpy : chambre pylorique; gpe : ganglion péréionique 7; gpl : ganglion pléonique 1; im: intestin moyen; ip : intestin postérieur; lds : ligament dorsal suspendu; mu : masse urosomique (fusion des ganglions abdominaux 4-6); ms : masse suboesophagique; nan : nerf antennulaire; nat : nerf antennaire; oe : œsophage; pr : protocérèbrum

III-3 Ecologie de l'espèce

III-3-1 Habitat

De façon générale les Gammarus sont grégaire et colonisent la plupart des cours ou étendues d'eau, eaux rapides et froides de montagne, ou rivières calmes et étangs de plaine, l'essentiel étant que l'eau soit suffisamment oxygénée, la température et la teneur en calcium de l'eau étant également des facteurs abiotiques importants. Les colonies se développent dans les herbiers qui bordent les cours d'eau, mais aussi entre et sous les pierres présentes sur le fond, et il n'est pas rare d'en trouver hors de l'eau à quelques centimètres du rivage dans des endroits humides sous les pierres. En

outre, les cours d'eaux où les gammarus montrent des densités de population élevées présentent généralement des températures moyennes, de l'ordre de 15°C. Roux (1971) a montré que la température optimale est située entre 12 et 18°C, alors que la température létale est de l'ordre de 26,5 à 27°C.

III-3-2 Régime alimentaire

Les espèces du genre *Gammarus* sont souvent désignées comme des herbivores détritivores (Dangles & Malmqvist, 2004 ; Piscart & Bollache, 2012) mais ne se limitent pas seulement à ce groupe fonctionnel (MacNeil *et al.* 1997). La plasticité alimentaire de ces crustacés est plus importante que ce qui est traditionnellement supposé (Friberg & Jacobson 1994). Ils consomment principalement des feuilles mortes allochtones en provenance des ripisylves, ainsi que les micro-organismes aquatiques qui colonisent les tissus végétaux (Bärlocher & Kendrick 1973a, b, Cummins *et al.* 1973). Cependant, les gammarus sont aussi opportunistes (MacNeil *et al.* 1997, Maazouzi *et al.* 2009, Piscart *et al.* 2011c) et sont parfois qualifiés d'omnivores (Piscart *et al.* 2011c), se nourrissant alors de litière mais aussi de plantes aquatiques macrophytes (Friberg & Jacobsen 1994), d'algues (Agrawal 1965, Bärlocher & Kendrick, 1973b), d'animaux comme des aselles (Bengtsson 1982, Bollache *et al.* 2008), de copépodes (Margalef 1948), de nymphes d'éphémères (Kelly *et al.* 2002) ou de larves de *Chironomidae* (Clemens 1950, Willoughby & Sutcliffe 1976), *Simuliidae*, *Ephemeroptera*, *Enchytraeidae* (Wolterstorff 1917), d'oligochètes *Tubifex sp.* (Krisp & Maier 2005), ou encore d'œufs de poissons (Brown & Diamond 1984). Les gammarus présentent également un comportement de prédation (Dick & Platvoet 1996, MacNeil *et al.* 1997, Piscart *et al.* 2009), notamment de prédation intra-gilde (Dick 1992) due à de la compétition dans le cas d'espèces en sympatrie comme *G. pulex* et *G. fossarum* (Meijering

1972). Enfin, les gammars font parfois aussi preuve de cannibalisme (Lewis *et al.* 2010, Médoc *et al.* 2011)

III-4 cycle de mue et de reproduction

III-4-1 Description des appareils reproducteurs mâle et femelle

Chez le mâle, l'appareil reproducteur est composé de 2 longs tubules situés au-dessus de l'intestin. Chacun des tubules est divisé en trois parties, le testicule, la vésicule séminale et le canal déférent. Chacun des canaux déférents aboutit au niveau ventral du péreiomère 7 et forme une ouverture nommée papille génitale.

Chez la femelle, la position de l'appareil reproducteur est identique à celui du mâle, deux ovaires sont placés au-dessus de l'intestin. Au niveau du péreiomère 5, un oviducte se détache de chaque ovaire pour rejoindre la face ventrale de l'animal. Chaque oviducte aboutit à la base des oostégites. Ainsi lors de la ponte, les œufs sont déposés dans le marsupium formé par les oostégites, où le développement embryonnaire s'effectue jusqu'à l'éclosion.

La différenciation mâle-femelle peut être réalisée en appréciant certains détails morphologiques, comme la présence d'oostégites sur la face ventrale des femelles adultes ou la présence de papilles génitales sur la face ventrale des individus mâles. D'autres critères plus subjectifs peuvent également apporter une indication sur le sexe des organismes, par exemple la présence d'antennes plus allongées ou des gnathopodes 2 plus robustes sont des caractères retrouvés chez les mâles (Chevreux et Fage, 1970 ; Schmitz, 1997)

III-4-2 La reproduction

Chez les amphipodes une hormone ovarienne permanente est responsable du développement de 4 paires d'oostégites, petites plaques translucides situées sous les branchies qui permettent la formation d'une poche d'incubation ventrale, qui sont le signe que la femelle est arrivée à maturité. Une hormone ovarienne temporaire contrôle le développement des caractères sexuels secondaires, tels que la présence de soies sur les oostégites, caractéristique des femelles prêtes à s'accoupler (Sutcliffe, 1992). Une phéromone présente dans l'urine de la femelle relativement tôt avant sa mue (plusieurs jours à plusieurs semaines) rend cette dernière sexuellement attractive auprès du mâle.

Lorsque cette substance est excrétée par la femelle, alors le mâle la détecte par contact ou à distance grâce à la présence de récepteurs implantés sur sa deuxième paire d'antenne. (Sutcliffe 1992). le male s'agrippe alors sur le dos de la femelle, et l'a maintien en place sous son corps. Le couple forme alors une figure appelée amplexus précopulatoire qui permet au male de continuer à nager tout en maintenant la femelle prête à muer sous son corps. (Sutcliffe1992). L'ovulation est donc la fertilisation des femelle adultes, elles ne peuvent se produire qu'une fois la mue effectuée : l'expulsion des œufs vers la poche ventrale de la femelle, est alors rendue possible par la présence d'un oviducte relativement flexible. Aussitôt l'exuvie de la femelle éjectée et plusieurs fertilisations de la poche ventrale s'effectuent en quelque heures le male et la femelle se séparent (Sutcliffe,1992). Une fois les œufs fécondés la femelle secrète une gélatine protectrice à l'intérieur de sa poche d'incubation. Le sac gélatineux ainsi forme contenant les œufs est retenu dans la poche incubatrice ventrale de femelle par les quatre paires d'oostéogites prolongés de longues soies (Sutcliffe,1992). Le nombre d'œufs est globalement corrélé avec la taille de la femelle, ces œufs se développent en 2 à 3 semaines libérant de jeunes gammares dont l'organisation est semblable à celle des adultes.

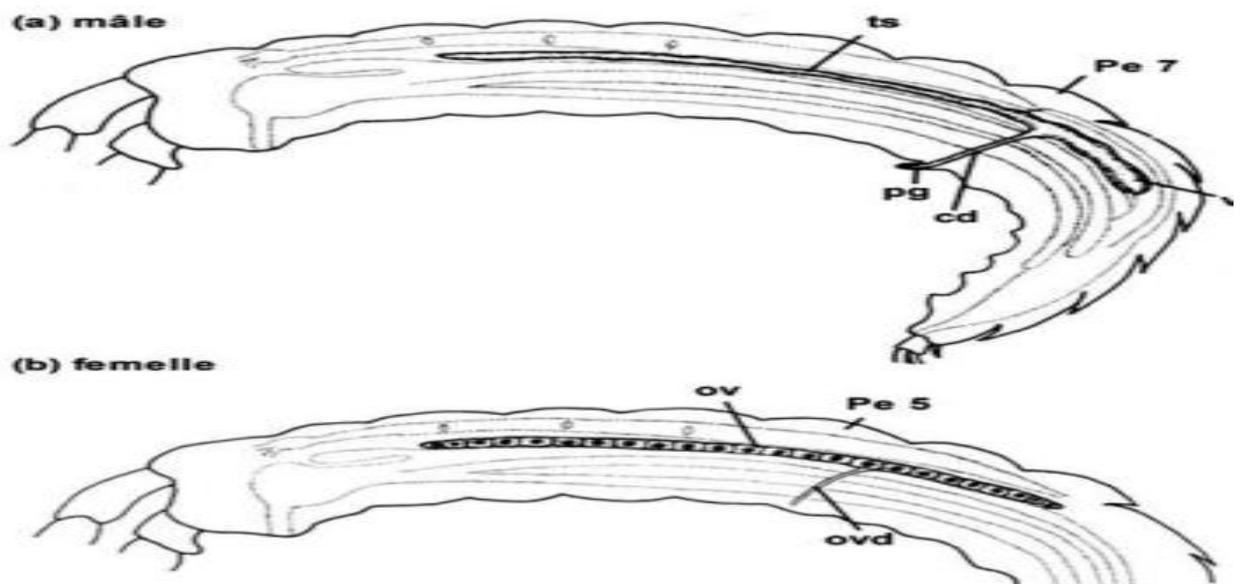


Figure 3: Système reproducteur d'un Gammaridae mâle (a) et femelle (b) (Schmitz, 1992) cd : canal déférent; ov : ovaire; ovd : oviducte; Pe 5 : 7 : périomère 5 : 7; pg : papille génitale; vs : vésicule séminale ; ts : testicule

III-5 Importance des gammares dans l'écosystème

Les gammares se trouvent dans un très grand nombre de systèmes aquatiques (marins et terrestres). Ces organismes sont ubiquistes (Hynes, 1955 ; Karaman et Pinkster, 1977) et présents sur une vaste aire de répartition (Karaman et Pinkster, 1977 ; Zivic et Markovic, 2007) où ils sont souvent en forte densité (Obrdlík, 1972 ; Welton, 1979). Leur régime alimentaire omnivore à tendance détritivore leur offre une position centrale dans la structure et le fonctionnement des écosystèmes. A la fois impliqué dans la dégradation de la matière organique grossière et source de nourriture pour de nombreux vertébrés (Amphibien, Poissons, Oiseaux), le Gammare est souvent une espèce clef du réseau trophique qu'il occupe (MacNeil, 1997 ; Kelly et al., 2002).

Intérêt de *Gammarus pulex* dans la bio-surveillance

Contrairement à beaucoup de macro invertébrés, le gammare présente un cycle de vie relativement long (quelques années) et exclusivement aquatique. Ainsi ces organismes ont la capacité d'intégrer les flux de contamination qui se succèdent dans le milieu au cours du temps

Ces organismes présentent également une sensibilité importante aux contaminants. Les gammares sont fréquemment utilisés en tant que bio-indicateur de la qualité des milieux. En effet leur présence ou leur absence, leur densité et leur dynamique de population sont des paramètres étudiés dans le cadre de l'évaluation de la qualité des milieux dulçaquicoles, notamment au travers du système des saprobies et le ratio *Gammarus/Asellus* (Rinderhagen et al., 2000). Les effets des contaminants ont été largement abordés chez le gammare à différents niveaux d'organisation biologique. Les techniques pour l'élever en laboratoire sont en outre connues et relativement simples (Mc Cahon & Pascone, 1988).

Matériel

&

Méthodes

I- Présentation de site d'étude

I-1 cadre historique :

Les cascades de Kefrida est un site très ancien et qui perce dans l'histoire de la région de Bejaia, les romains on lui attribuer le nom d'Aquae Friguida. Le terme Kéfrida est dérivé de ce même mot latin qui signifie « fontaine fraîche ».actuellement, Kéfrida est le nom d'un village perché sur le mont d'Igoulalen d'où viennent les eaux des cascades. Figure-4-

I-2 Cadre géographique

Les cascades de Kéfrida sont des chutes d'eau situées a proximité du village d'Ait Idriss, dans la commune de Taskriout et la wilaya de Bejaia, en Algérie. Elles sont distantes de 2.75 km de bordj mira, chef-lieu de la commune de Taskriout, de 8km d'Aokas et de 50km de Bejaia.

Donc la cascade de Kéfrida est limitée par :Le village d'Ait Idriss (Taskriout) à l'Ouest, le village d'Amridj (Darguina) l'Est, le canton forestier de Talem Bouzid au Nord, la route nationale N°09 Bejaia-Setif au Sud (Nouioua,2012).

I-3Caractéristiques de la cascade de Kéfrida (Anonym,2002)

- ✓ Altitude : la cascade de Kéfrida est à une altitude de 250m.
- ✓ Hauteur : la chute d'eau de la cascade de Kéfrida surplomb d'une hauteur de 44m.
- ✓ Débit : le débit de la cascade de Kéfrida change en fonction de saisons de l'année ou il atteint son maximum en hiver (300L /S)
- ✓ Profondeur : son bassin et d'une profondeur variable allant de 1.20m jusqu'à 03 mètres au point d'impact de la chute, mais cette profondeur change en fonction des saisons de l'année.



Figure-4- la chute principale des cascades de Kefrida

I-4 Mesure des paramètres d'eau de site :

Nous avons utilisé le multi paramètre HANA HI 9892, un appareil portatif permet de mesurer 12 paramètres d'eau, composé de capteur de température, d'électrode pH, une sonde d'oxygène et une sonde de conductivité.

Après étalonnage, les capteurs sont mis en contact avec l'eau, des mesures s'affichent sur l'écran de l'appareil ainsi que les coordonnées géographiques de la région, ces résultats seront enregistrés au sein de la mémoire interne du multi paramètre, et ils seront transférés sous format de feuille de calcul Excel sur ordinateur en utilisant un logiciel de transferts de données spécifique à l'appareil.



Figure-5- Musure des paramètres d'eau de cascade avec un multi-paramètre HANNA HI 9892

I- Echantillonnage et pêche des individus de *Gammarus pulex***II-1 Aire d'investigation**

Pour avoir des données bio écologiques fiables sur les Gammaridae, nous avons procédé par un échantillonnage de ce taxon sur un confluent de la cascade Kefrida, site connu pour son faible niveau de pollution.

Ce travail s'est déroulé durant la période printanière d'Avril à Mai, période qui correspond à une intense activité de la reproduction des gammares, par conséquent, leur abondance dans le milieu aquatique étudié.

L'étude sur le terrain a fait l'objet de quatre sorties d'investigation, à raison de deux sorties par mois. Les prospections se sont étalées sur un transect territorial de 1Km, le long du cours d'eau. Le premier prélèvement est effectué à 500 m (**fig-6-**) à l'aval du bassin de la cascade, ce qui est dû aux turbulences engendrées par les chutes d'eau. Les trois prélèvements correspondant aux autres sorties sont équidistants de 250 m les uns des autres. A l'aval, la vitesse de l'eau se trouve réduite et moins torrentielle donc les Gammaridae peuvent s'y trouver (**Fig-7-,-8-, -9-**)

Chaque point de prélèvement correspond à une aire d'investigation de 5 m de rayon, généralement, sur des endroits bien précis de cette aire, notamment en bordure du cours d'eau enrichie par la végétation et sur les parties immergées des rochers et galets de la rivière.



Figure-6- aire d'investigation 01



Figure-7- aire d'investigation 02
03



Figure-8- aire d'investigation



Figure-9- aire d'investigation 04

II-2 le prélèvement

Les prélèvements des gammares ont été réalisés à l'aide d'un troubleau (base rectangulaire 25x18 ; maille 1 mm) suivant la méthode du « kick sampling ». Cette technique de prélèvement consiste à remuer le substrat avec le pied pour provoquer la fuite des organismes qui emportés par le courant vont se retrouver piégés dans le filet du troubleau placé un peu à l'aval. **Fig-10**

Les individus capturés par le filet sont prélevés et plongés dans des bacs en plastiques qui contiennent de l'eau de source, un tapis de sable et des mousses, pour reconstituer le milieu naturel des individus collectés, et le transporter vers le laboratoire. **Fig-11-**



Figure –10- Méthode d'échantillonnage des Gammaridea « kick simpling »

II-3 Culture et préservation des échantillons vivants

Dans le laboratoire, un tri s'effectue à l'aide d'un filet de 1mm de maille, les individus capturés par le filet et vus à l'œil nu, sont collectés et placés dans des boîtes de pétri contenant de l'eau de milieu naturel et des mousses *Fontinalis antipyretica* un substrat favorable pour l'espèce (**Fig-12-**).

Après observation et prise des mensurations des individus via une loupe et une feuille millimétrée (**Fig-13-**), les gammares sont maintenus dans une pièce à l'animalerie de l'université de Bejaia, les deux fenêtres de la pièce sont ouvertes afin que les individus soient soumis à des conditions climatiques proches de l'environnement extérieur (photopériodisme). (**Fig-14-**)

II-3 Model biologique *Gammarus pulex*

L'espèce *Gammarus pulex* a été identifiée par Linné en 1758 sous la dénomination *Cancer pulex*. Par la suite, l'espèce a été appelée par différents noms (*Gammarus fluviatilis*, *Gammarus aquaticus*, *Gammarus polymorphus* et *Rivulogammarus pulex*) avant son appellation actuelle *Gammarus pulex* en 1969 (Stock1969). En 1931, Karaman publie dans *Beitrag zur Kenntnis der Süßwasseramphipoden* une description d'une sous-espèce de *G. pulex*, *Gammarus pulex gallicus* (Karaman 1931), initialement nommée *Rivulogammarus pulex gallicus*, et présentant des différences morphologiques fines avec les individus *G. pulex* au sens strict.

C'est une espèce de crustacé, amphipode, de la famille des gammaridés, qui vit dans les eaux douces, dures (régions calcaires) et propres. Il peut ou pouvait y atteindre des populations très denses. C'est une source importante de nourriture pour divers organismes aquatiques. Le mouvement constant qu'ils entretiennent, contribue au mélange des couches d'eau et des nutriments dans les eaux lenticules. On le différencie facilement des aselles en ce que les premiers nagent ou se meuvent « de côté » et le corps recroquevillé en position arrondie ; sur le fond, quand ils fuient (ce qui leur permet de se glisser sous les pierres, feuilles mortes, etc.). Mais ils peuvent également - en pleine eau - se mouvoir en position normale, le corps allongé, et le dos vers le haut. (Loïc, 2005)

II-3-1 Identification de l'espèce

L'identification des gammarses s'effectuent pendant les tris au laboratoire avec un filet de 1mm de maille, suivant la clé de détermination selon Felten, 2013, (**Fig-15-**)

G.pulex et *G.fossrum* considéré comme autochtones (Charon,2014), la morphologie edes deux espèces proche l'une de l'autre, mais la différence peut être remarquer au niveau de l'Uropode 03 de chaque espèce, celle de *G.pulex* contiens une rame interne qui représente 2/3 de l'Uropode 03, et de langue soie. **Fig-16-**



Figure -11- milieu de culture et de transport



Figure-12- Culture au laboratoire

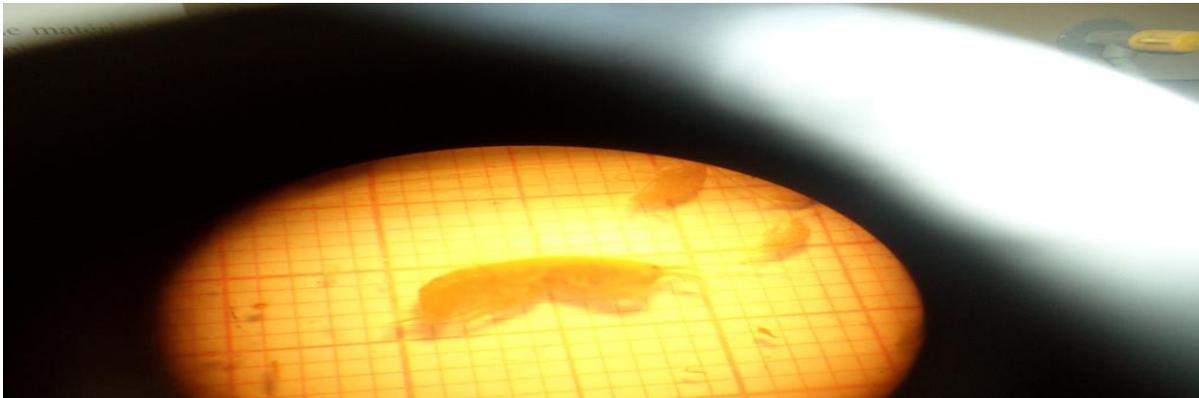


Figure -13- Observation et mensuration des individus sous la loupe



Figure-14- Collecte et préservation des échantillons dans l'animalerie

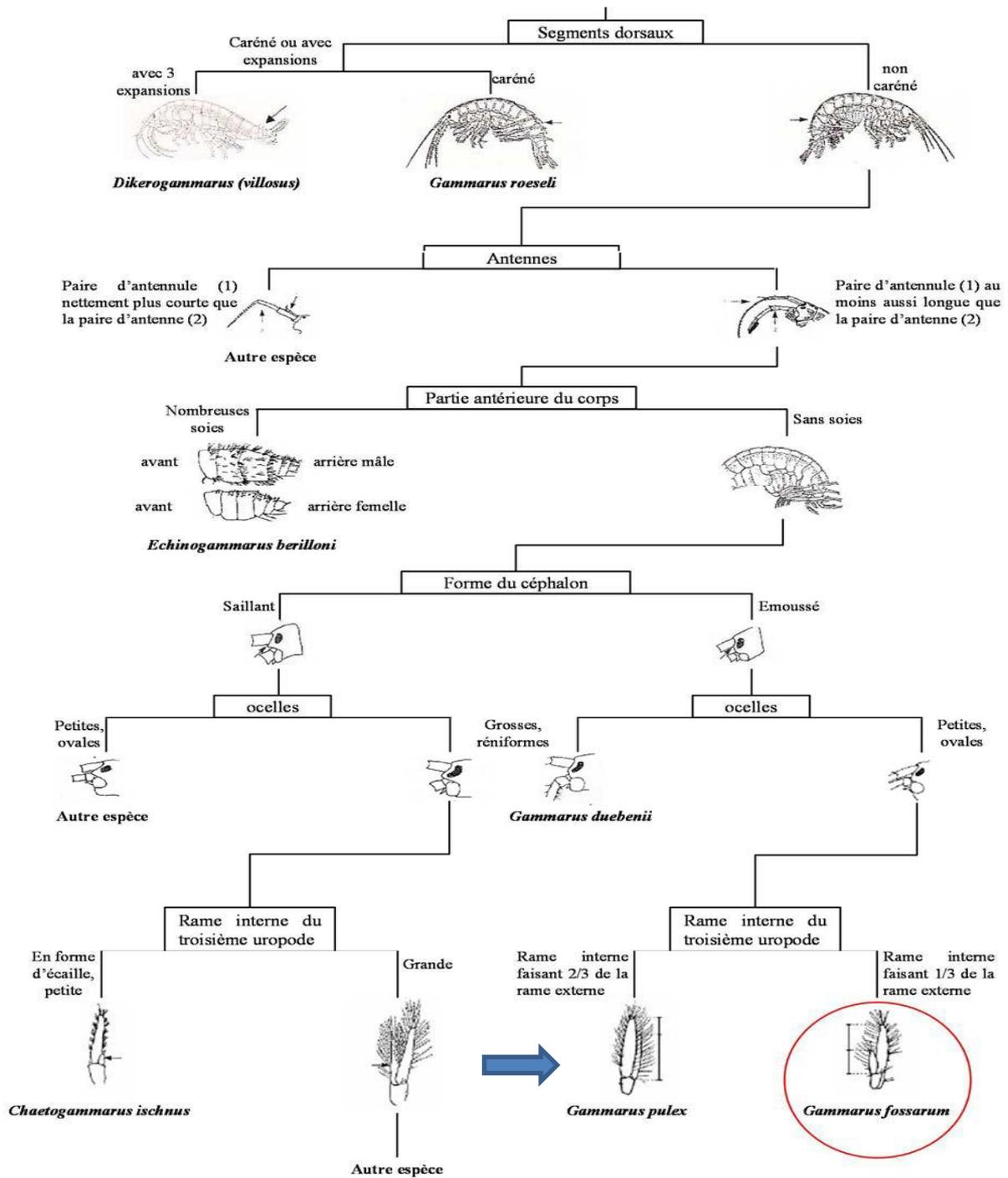


Figure -15- Clef de détermination du *Gammarus pulex* selon Frilten, 2013



Figure-16- (A) Uropode 3 de *G. fossarum*

(B) Uropode 3 de *G. pulex*

III Test de toxicité

III-1 Définition de test de toxicité aigüe

C'est la mesure de toxicité d'un produit chez une espèce donnée durant une courte période, par le taux de mortalité, la dose létale DL_{50} .

La DL_{50} est la quantité de produit administrée qui cause la létalité de 50% des individus du test, permet de mesurer le potentiel toxique d'un produit pendant une courte durée.

IV-2 Choix des pesticides

Le Dursban et le moncozebe sont les pesticides les plus utilisés dans la région de béjaia, selon une enquête menée auprès des points de ventes des produits agricoles et des agriculteurs (Yezguer, 2015)

A- Dursban : le Chlorpyrifos-Ethyl est un insecticide de la famille des organophosphorés, composé dans lequel un atome de phosphore est lié à une molécule qui contient du carbone et de l'hydrogène. Sa matière active, 0,0phosphorthioate diéthylique de 0-3,5,6-trichloro-2-pyridyl, a pour formule brute $C_9H_{11}Cl_3NO_3PS$ (ACTA, 2014). Sa solubilité dans l'eau est faible estimée à 2mg/l et son point de fusion est compris entre 41 et 44 °C (Kidd et James, 1991).

La dose d'emploi est de 150ml pour 100 litres d'eau, tandis que sa solubilité dans les lipides est très importante. Le Durban est utilisé dans la lutte contre les insectes nuisibles.

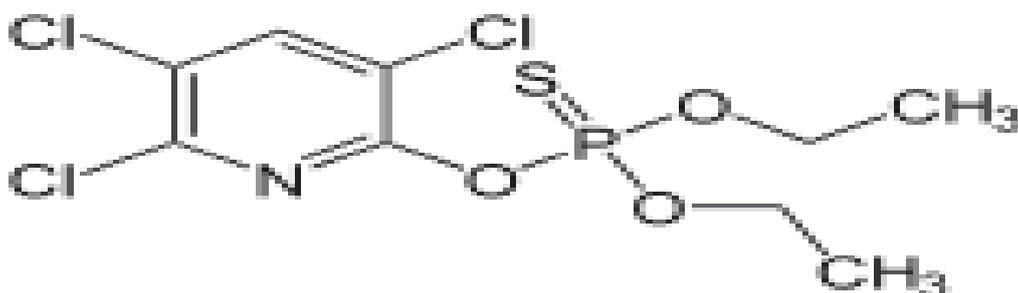


Figure-17- Composition moléculaire du dursban

B- Mancozebe : ou Manco Riva 80%, de la famille des Dithiocarbamates, fongicide utilisé contre le mildiou (*phytophthora infestans*) et alternaria (*Alternaria solani*) des cultures maraichères, mildiou de la vigne (*plasmopara viticola*), tavelure (*venturia inaequalis*) et septoriose (*mycosphae rellapyri*) des arbres fruitiers. Ce fongicide est soluble dans l'eau et son point de fusion est entre 192 et 194 °C (Kidd et James, 1991). Sa formule chimique est la suivante : $[SCS-NHCH_2CH_2NHCSSMn-]_x(Zn)_y$

IV-3 Protocole de contamination

IV-3-1 Préparation des concentrations des pesticides

Les concentrations des deux pesticides employés dans notre test, sont utilisées en mg de matière active par litre d'eau.

1- Préparation des concentrations Dursban

Le dursban, lors de son application sur le terrain agricole, il est utilisé à une concentration qui correspond à 720mg de matière active dans 1 litre d'eau, et pour assurer une bonne imitation de l'effet de ce pesticide dans le terrain, et en prenant en compte la dilution du pesticide dans les eaux naturelles, nous avons utilisé des concentrations inférieures à 720mg/l. en effet, les concentrations choisies sont : 20mg/l, 45mg/l, 90mg/l.

2- Préparation des concentrations du mancozèbe

Le mancozèbe est un fongicide, sa dose d'emploi est de 1kg par 1000 litres d'eaux, avec une densité de 80 % de matière active de la masse du produit, ce qui correspond à 800mg de matière active dans un litre d'eau. Dans ce test nous avons utilisé les concentrations suivantes : 800mg/l, 400mg/l, 100mg/l, 50mg/l.

IV-3-2 Contamination de *G.pulex*

a- Le dursban : nous avons réparti les individus récoltés en deux catégories selon l'âge, les juvéniles et les adultes.

Pour les juvéniles nous avons utilisé les concentrations de l'ordre de 20mg/l, 45mg/l, 90 mg/l. nous avons injecté des doses de 2 ml de chaque concentration dans une boîte de Pétris contenant 40 ml d'eau du milieu naturel et de la mousse, après 03 minute nous avons introduit 10 individus dans chaque boîte. (**Fig -18-**)

Le test s'effectue sur quatre répétitions pour chaque concentration avec une boîte témoin pour la comparaison.

Le même protocole pour les adultes mais avec les concentrations 45mg/l et 90mg/l, effectué en trois répétitions avec une boîte témoin pour chaque concentration. **Fig-19**

b- Le manconzebe : nous avons utilisé 04 boîtes de pétri contenant 40 ml d'eau et des mousses, dans chaque boîte nous avons injecté 2ml de chacune de ces concentrations : 50mg/l, 100mg/l, 400mg/l, 800mg/l.

Après 03 minutes on a introduit 05 individus dans chaque boîte et une cinquième boîte qui sert comme témoin. (**Fig-20-**)

L'observation s'effectue chaque trois heures du lancement des tests, noter les différents changements, et l'effet biologique mesuré qui est le nombre de *G.pulex* mort dans chaque enceinte expérimentale. Les données sont analysées avec une méthode statistique qui oriente l'interprétation des résultats.



Figure-18-Protocol de Test du Dursban sur les juvéniles



Figure -20- Protocole de Test du Mancozèbe

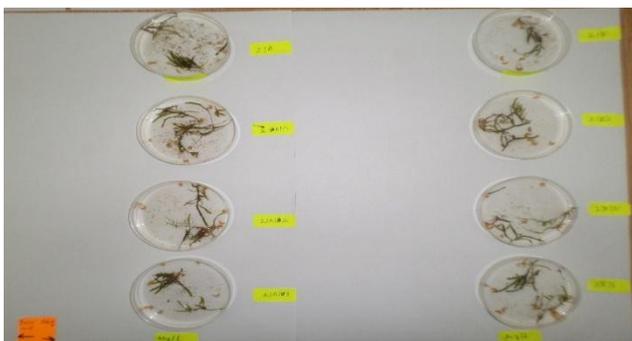


Figure-19 protocol de Test du Dursban sur les adultes

V- Méthodes d'exploitation des résultats

Afin d'obtenir des résultats sur l'abondance du model biologique, nous avons regroupé dans des tableaux statistiques les données aux fréquences centésimales qui seront comparé à d'autre résultats obtenus dans des sites aquatiques pollués.

Pour but d'analyser les résultats obtenus à travers des tests toxicologiques, nous avons procédé par une analyse descriptive, en se basant sur l'interaction graphique afin d'établir l'ampleur de la mortalité en fonction des heures des concentrations utilisées et les heures du test effectué. Et pour la signification des différences nous avons utilisé l'ANOVA pour l'analyse des variances à un critère de signification.

L'application d'une méthode de classification ascendante hiérarchique s'est avérée indispensable afin de visualiser et interpréter les relations simultanées entre plus de deux paramètres nécessitant une analyse combinée sur une grande échelle, en utilisant comme métrique de distance les Agrégats Euclidiens(AE). Ceci a concerné l'étude d'interaction et en fonction du temps de mortalité des gammares exposé aux différentes concentrations des pesticides utilisés

Résultats

&

Discussion

Résultat

I- Paramètre physico chimiques des eaux de Kefrida

L'estimation de la qualité physico-chimique d'une eau ne peut s'effectuer par la mesure d'un seul, mais d'un ensemble des paramètres de nature diverses. Au cours de notre travail, nous avons mesuré seulement quelques paramètres essentiels tels que, la température, le pH et la saturation en en oxygène. Au niveau 4 aires d'investigation des Gammares, nous avons mesurés ces paramètres par un multi-paramètre HANA HI 9892. Les résultats des données caractérisant l'aspect physico chimique de l'eau du site de Kefrida sont regroupés dans le tableau suivant

Tableau -1- Les paramètres physico chimiques de l'eau de cascade de Kefrida

Paramètres	Aire d'investigation 01	Aire d'investigation 02	Aire d'investigation 03	Aire d'investigation 04	Moyenne
Température (C°)	16.84	16.09	16.18	16.26	16.34
pH	8.74	8.62	8.55	8.56	8.61
Saturation en O ₂ (%)	58.3	55.6	55.1	56.5	56.37

Les paramètres physico chimiques enregistrés au niveau des différents points d'échantillonnage des Gammaridae, indiquent des valeurs presque similaires. Les moyennes de ces paramètres nous informent sur les caractéristiques du milieu aquatique dans lequel vivent la population de *Gammarus pulex*. Parmi ces paramètres, la température de l'eau est un facteur essentiel pour l'épanouissement de macrofaune aquatique, il influe sur beaucoup d'autres paramètres. C'est en premier lieu, le cas pour l'oxygène dissous indispensable à la vie aquatique. Plus la température de l'eau s'élève, plus la quantité d'oxygène dissous diminue.

A l'aide d'un GPS intégré dans le multi paramètre, nous avons localisé la position géographique du site de Kefrida ayant pour coordonnées :

Latitude : 36.57012° N

Longitude : 5.29122° E

II- Abondance de l'espèce dans le site d'étude

La consultation bibliographique des clés de détermination nous a permis de recueillir les critères d'identification du *G.pulex*, on utilisant la clé de détermination établie par Felten, 2013.

II-1 Effectif de *Gammarus pulex* échantillonnée dans le site de Kefrida

L'échantillonnage effectué sur le terrain durant les 4 sorties et pendant les deux mois d'étude avril- mai, nous permet d'aborder une première approche sur la présence et l'abondance de *Gammarus pulex*. **Tableau 2**

Tableau -2- Bilan d'échantillonnage (Avril,Mai) effectifs (n) et pourcentage (%)

	Sorties	n	%
Avril	Sortie 01	88	11.90%
	Sortie 02	169	22.86%
Mai	Sortie 03	242	32.74%
	Sortie 04	240	32.50%
	Total	739	100%

L'échantillonnage des Gammares établie à partir des 4 points de prélèvement permis de recenser un effectif total de l'ordre de 739. Le nombre d'individu augmente progressivement d'avril à mai. Le plus faible nombre d'individu échantillonné, est bien noté durant la première quinzaine du mois de d'avril avec une fréquence minimale correspondant à une valeur de 11.90% Au cours du mois de mai, nous notons une sensible augmentation de la fréquence 65.24% de *G. pulex*.

II-2 Etablissement des classes d'âge

L'ensemble des individus de la population de Gp est classé en trois classes de tailles représentant les différents stades de développement. Le classement de ces Amphipodes selon les catégories d'âge est consigné dans le tableau -3-, -4-,

Tableau -3- Répartition de l'effectif de G. pulex selon les classes d'âge et durant les deux mois d'échantillonnage. Nombre d'échantillon (n) et pourcentages (%)

Sortie classe d'âge	Sortie 01		Sortie 02		Sortie 03		Sortie 04	
	N	f	n	F	n	F	n	F
[0,4[Juvéniles	02	2.27%	03	1.80%	02	0.82%	31	12.92%
[4,7[Sub-adulte	36	40.91%	136	81.92%	160	66.11%	119	49.58%
[7,15[Adultes	50	56.82%	30	16.28%	80	33.07%	90	37.5%
totaux	88	100%	169	100%	242	100%	240	100%

Tableau-4- Répartition de l'effectif globale de G. pulex selon les classes d'âge et durant les deux mois d'échantillonnage. Nombre d'échantillon (n) et pourcentages (%)

Classe d'âge	Effectif	Fréquence relative
Juvéniles	38	5.14%
Sub-adultes	451	61.02%
Adulte	250	33.84%

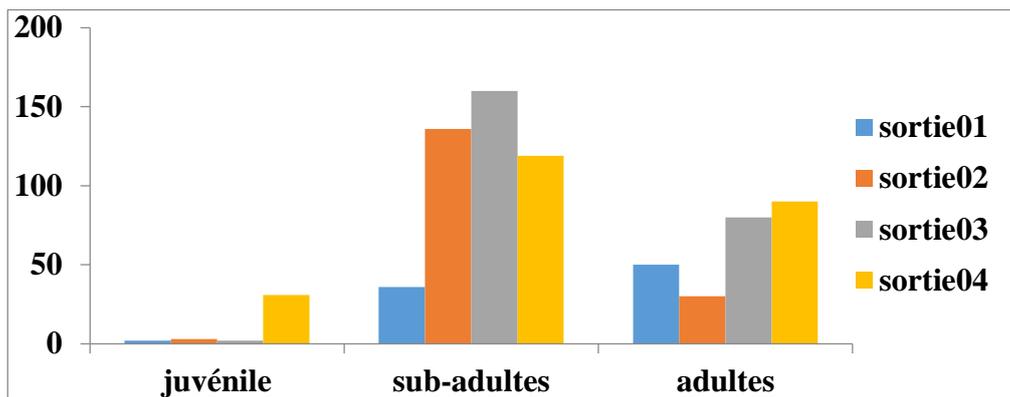


Figure-21- Fréquences centésimales des échantillons de *G.pulex* selon les classes d'âge durant les 4 sorties

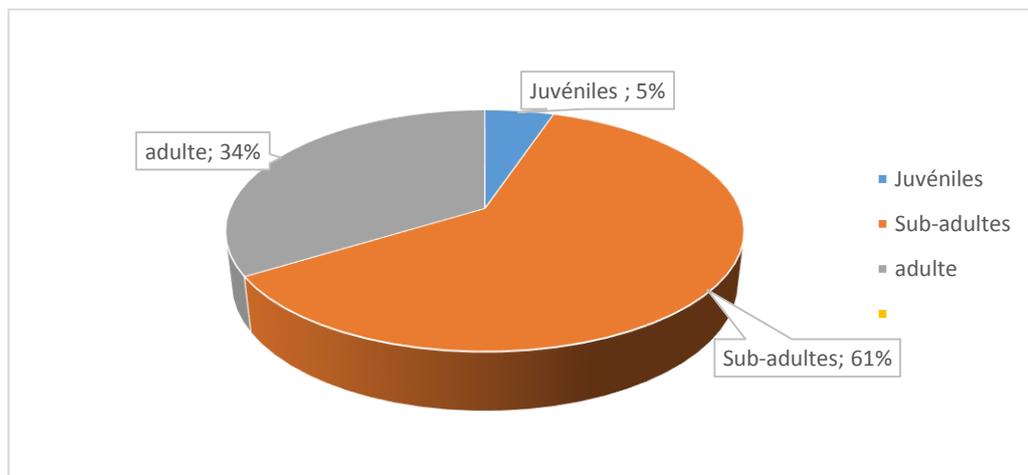


Figure-22- répartition totale des classes d'âge de *G,pulex*

La répartition de la population des gammares selon la classe d'âge, montre que les sub-adultes sont les plus fréquents 61.02% suivie par les adultes 33.84% et les jeunes 5.14%. La distribution temporelle de la population de *G. pulex* par classe d'âge est bien mise en évidence au cours des 4 sorties. En effet, selon les différentes périodes d'échantillonnage, nous ne constatons que le nombre de juvénile est très faible durant le mois d'avril et pendant la première quinzaine du mois de mai. Par contre, il augmente au cours de la fin du mois de mai. En comparant les deux mois d'échantillonnage, les sub-adultes et les adultes sont plus abondants au mois de mai avec des fréquences maximales respectives de 61.02%, 33.84 % (Fig. 21,22)

III- **Bio-indication de *Gammarus pulex* à travers des essais de toxicité des pesticides**

Des tests de toxicité aigüe sont menés au laboratoire sur l'amphipode *Gammarus pulex*. Ces travaux préliminaires font suite à des études antérieures de l'équipe de recherche du laboratoire de zoologie appliquée et d'Ecophysiologie Animal. Initialement cette thématique de recherche, s'intéresse à l'étude de la bio indication de la qualité des écosystèmes terrestres par l'utilisation des modèles biologiques tels que les lombricidae (*Aporectodea caliginosa* et *Eisinia foetida*) et les Isopodes (*Armadillidium*). Notre contribution se veut enrichissante à cet axe de recherche par le choix d'une espèce très peu étudiée en Algérie et vivant dans un milieu aquatique. Les gammares sont exposés à différentes concentrations de deux pesticides, le dursban et le mancozebe. Le test de toxicité aigüe est basé sur le dénombrement des individus mort après exposition aux contaminants

III-1 **Effets du dursban**

Pour évaluer l'effet du Dursban et tester sa sensibilité sur les gammares, nous avons fait un bio essai sur les deux classes d'âge, les adultes et les juvéniles. Les animaux sont exposés aux différentes concentrations du Dursban pendant les 12 heures du test.

Les tableaux 5 et 6 correspondent aux pourcentages de mortalité chez les *G.pulex* contaminés pendant les 12 heures du test.

A- Les juvéniles :

Tableaux-5-- Effet du Dursban sur la mortalité sur la mortalité de *Gammarus. pulex*

(heure) Concentration	Durée			
	3Heures	6 heures	9 heures	12heures
20mg/l	0	0	50%	100%
45mg/l	0	50%	70%	100%
90mg/l	100%	100%	100%	100%
Témoin	0	0	0	0

Le suivi du test s'est basé sur des observations faites toutes les 3 heures en tenant compte, des changements comportementaux des gammares et de leur taux de mortalité.

- Après 03 heures :

On a remarqué la mort des 10 (100%) individus à la concentration la plus forte 90mg/l, alors aucun individu n'est mort dans les autres concentrations.

- Après 06 heures :

Aucune mortalité n'est enregistrée à 20mg/l, par contre 5 (50 %) individus sont morts suite à une contamination à la dose 45mg/l. Il a été remarqué aussi à partir de cette tranche de temps une réduction de l'activité locomotrice chez les individus vivants..

- Après 09 heures :

On signale la mort de 5 individus à la concentration de 20mg/l par contre la mortalité est plus élevée (70%) à la dose à 45mg/l.

- Après 12 heures :

Après 12 heures de temps écoulé à partir du début de l'expérimentation, la mortalité des gammares atteint son maximum (100%), tous les individus sont morts suite à leur contamination aux différentes concentrations.

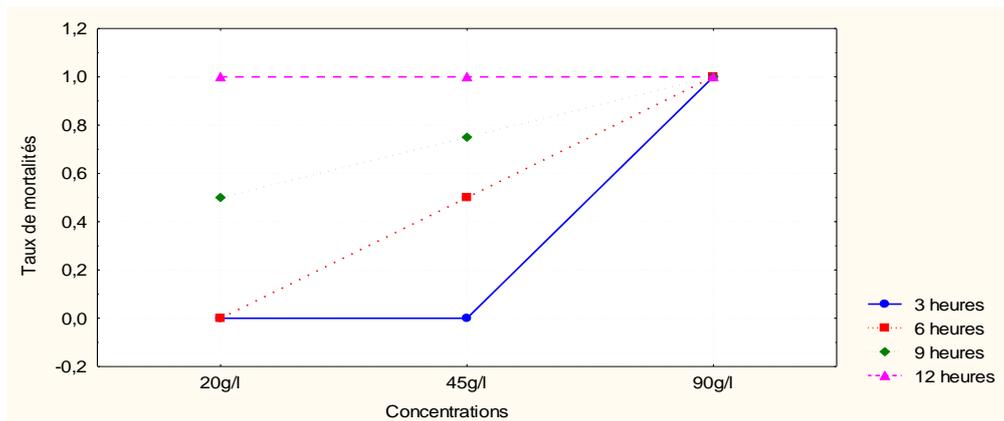


Fig –23- Interactions du taux de mortalité de juveniles de G pulex en fonction des concentrations du Dursban pendant 12h

- **Analyse des données relatives au test de toxicité aigüe du Dursban chez les juvéniles**

D’après l’application de l’ANOVA, l’interaction du nombre de survivants des gammares au cours des 12 heures de test en fonction des concentrations du Dursban, montre une régression nette de la survie des juvéniles après 03 et 06 heures du test respectivement pour les concentrations de 45mg/l et de 20 mg/l. Dès les premières heures du test et à la concentration de 90 mg/l, la mortalité est totale, ce qui montre l’extrême toxicité de cet insecticide sur les gammares.

En utilisant le test LSD par la comparaison post-hoc, il a été mis en évidence globalement une différence significative au seuil de l’erreur 5% entre le témoin et les concentrations 20, 45 et 90 mg/ durant les différentes tranches de temps

- Application de CAH : Fig -24

Un regroupement en fonction de la mortalité est le suivant :

Groupe 01 : 12 h et 9h

Groupe 02 : (9h, 12h) et le couplet (3h,6h)

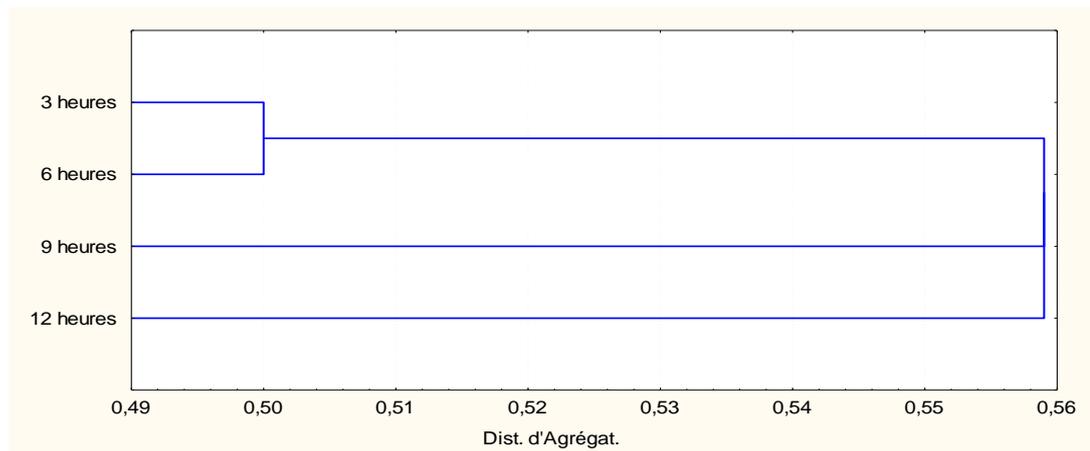


Fig-24- Classification Hiérarchique Ascendante des heures pour le test du Dursban

L'application de la CAH a mis en évidence les associations des fourchettes de temps en fonction de la mortalité. Il en ressort un premier groupe (3h, 6h) caractérisé par une distance minimale de l'ordre de 0,5, auquel s'attache la tranche de temps 6h avec une distance de 0,9 AE. Pour la fourchette de temps 12h, la CAH a noté la distance la plus importante par rapport à 3h de l'ordre de 1,41 AE suivi d'une distance de 1,11 AE par rapport à 6 h et enfin 0,5 par rapport à 9h.

- Classification en fonction des concentrations : Fig-25-

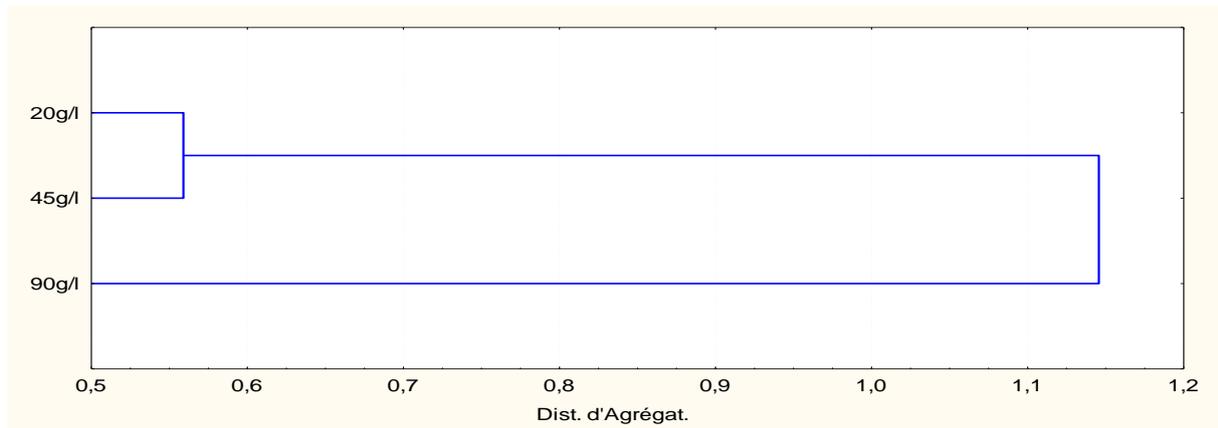


Figure-25- Classification Hiérarchique Ascendante des concentrations appliquées dans le test de toxicité aiguë du dursban.

L'analyse de la CAH en fonction des concentrations met en évidence les regroupements suivants :

- Groupe 01 : 20mg/l et 45mg/l.
- Groupe 02 : 90mg/l et le couplet (20mg/l, 45mg/l)

Pour ce qui est de la CAH en fonction des concentrations, il a été constaté la formation du premier groupe constitué de 20 et 45 g/l, alors que le deuxième groupe est formé entre ce dernier couplet de concentration et 90g /l, pour lesquels on note respectivement 0,55 et 1,5AE

B- Les adultes :

Tableau -6- effet du Dursban sur less adultes

Concentration	Durée (heure)			
	3heures	6heures	9heures	12heures
45mg/l	0	50%	75%	100%
90mg/l	100%	100%	100%	100%
Témoin	0	0	0	0

- Après 03 heures

Aucune mortalité n'est signalé à la concentration 45mg/l, alors que tous les individus testés à la concentration 90mg/l sont mort.

- Après 06 heures :

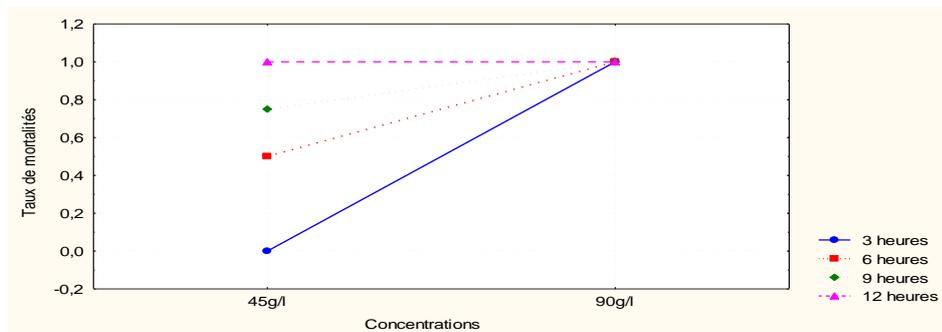
Pour la concentration de 45mg/l 50 % (05individus)des gammars testés sont morts, chez les 50 % restant, nous observons une inactivité locomotrice comparativement à ceux du témoin

- Après 09 heures :

La mortalité de *G. pulex* augmente après 9 heures pour atteindre 70% (7 individus) à la dose 45mg/l

- Après 12 heures :

Une mortalité totale notée après 12 h de contamination du milieu.



Figure–26- proportion de taux de mortalité chez en fonction des concentrations du Dursban pendant 12h chez les adultes

Analyse des données relatives au test de toxicité aigüe du Dursban chez les adultes.

Fig-26-

Selon l'application de l'ANOVA, l'interaction de nombres des morts au cours des 12 heures de test en fonction de la concentration du Dursban, indique une augmentation de la mortalité à partir de 06h qui atteint son maximum après 12 heures de test aux niveaux des boîtes à concentration de 45 mg/l q, tandis que une mortalité total est signalé dès les premières heures du test.

- **Application de CAH fig -27-**

Un regroupement en fonction de la mortalité est ainsi :

- Groupe 01 : 12h et 9h
- Groupe 02 : 09h et 06h
- Groupe 03 : 12h et 09h et 06h

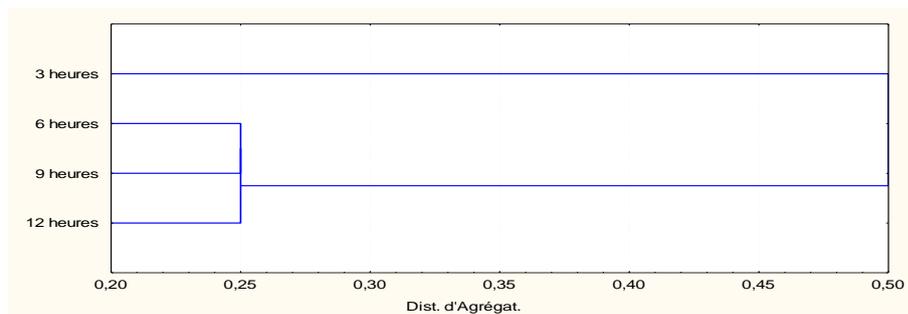


Fig-27- Classification Hiérarchique Ascendante des heures du le test de toxicité aigüe chez les adultes du dursban.

Cette application confirme les résultats précédents et montre un rapprochement intimes surtout entre la 6^{ème} heure, la 9^{ème} heure, et la 12^{ème} heure, vu le taux de mortalité qui augmente et atteint 100%.

III -2 Effets de Mancozebe

Tableau -7- - Effet du moncozèbe sur les individus *G. pulex*

Concentration	Durée (heure)			
	3heure	6heure	9heure	12heures
50mg/l	0	20%	20%	100%
100mg/l	20%	40%	40%	100%
400mg/l	60%	60%	60%	100%
800mg/l	40%	40%	40%	100%
témoin	0	0	0	0

Le test préliminaire de toxicité aigüe du mancozebe montre un début de la mortalité à la dose de 50mg/l après 6heure du test, avec un taux de 20%, et qui reste stable après 09 heures. A la dose précédente la mortalité est de 100% après 12 heures d’expérimentation liée à une contamination par ce fongicide. **Tableau -7-**

Pour la concentration de 100mg/l, la mortalité est de 20% après 03heures du test, puis 40% après 06heure et enfin une mortalité totale après 12heures.

A partir de la 3^{ème} heure jusqu’à la 9^{ème} une mortalité de 60% et de 40% est notées au dose de 400mg/l et 800mg/l respectivement. La mortalité atteint 100% à partir de 12heures pour toutes les concentrations.

Lors de ce test de toxicité aigüe, une résistance de certains individus adultes au fongicide est notée pendant 9 heures à toutes les concentrations.

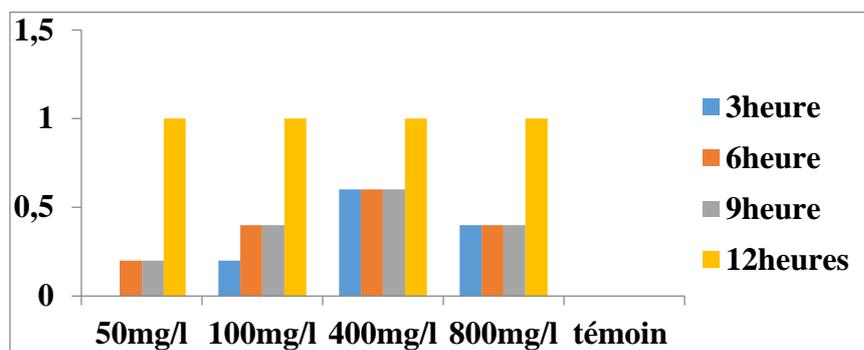


Figure-28- Taux de mortalités des *G.pulex* en fonction des concentrations du mancozebe

2-Discussion

I- Paramètres physico chimiques de l'eau des cascades de Kefrida-

L'aire de répartition des gammares est notamment du à de faibles exigences vis-à-vis de la qualité physico chimique de l'eau.

La température est un facteur important dans la répartition des animaux aquatiques. La moyenne de la température de l'eau des cascades de Kefrida est de 16.34 °C. Selon Roux (1971), la température optimale se situe dans l'intervalle compris entre 12 et 18°C, ce qui correspond à une température optimale idéale pour la survie et la reproduction de l'espèce *G.pulex* dans le site d'étude. Ce paramètre thermique de l'eau est compris entre 0 et 25°C, la température létale étant située entre 28 et 32°C (Wijnhoven et al 2003)

Le pH mesuré de l'eau du site d'étude est peu alcalin, sa valeur est de 8.61, tolérable par l'espèce *G.pulex*, dans ce sens Naylor et al. (1989), signalent que *G.pulex* est bien présente dans les milieux aquatiques ayant un pH situé entre 6 et 9. Par ailleurs la valeur du pH mesurée dans le site d'étude est favorable pour le développement de l'espèce. Les Crustacés ont également besoin entre autre de calcium pour effectuer leurs mues, et par conséquent préfèrent les eaux calcicoles à pH neutre à largement alcalin et fuient les eaux acides (Meijering 1991). Schrimpfet Foeckelr (1985), notent une forte corrélation établie entre la présence des gammares et le fond géologiques plus ou moins propice à la présence d'éléments minéraux dissous dans l'eau.

L'espèce *Gammarus pulex* peut tolérer un certain niveau de pollution, en revanche cette espèce ne tolère pas un taux faible d'oxygène dissous (Petter & Gardeniers, 1989). Le taux d'oxygène dans le site d'étude est de l'ordre de 56.37 %, une valeur convenable pour la prolifération des Gammaridaes. Bien que peu exigeants, une concentration minimum en oxygène dissous est nécessaire à la survie des Gammare (Maltby 1995).

Ces caractéristiques, et d'autres concernant le fonctionnement biologique et écologique de *G.pulex*, en font un bon bio-indicateur de la qualité de l'eau.

Les données relatives à l'ensemble des paramètres physico chimiques de l'eau des cascades de kefrida sont classées parmi des conditions favorables pour la reproduction et la formation des colonies des *Gammarus pulex*.

II- La diversité et abondance de *Gammarus pulex*

A l'état actuel, la littérature concernant l'espèce *G.pulex* en Algérie en générale et à Bejaia en particulier, reste très limitée. Pour établir un aperçu sur l'abondance de l'espèce, nous avons fait une comparaison avec le travail de recensement des macro-invertébrés au niveau d'oued de la Soummam effectué par Zougaghe(2003), et Rahmani & Karouni(2005). Ces travaux signalent la présence de l'espèce dans oued Soummam au niveau des sites de Tala Hamza et d'Akbou. Lors de ces études citées en dernier, l'effectif de *G. pulex* est très restreint, l'échantillonnage réalisé pendant les différentes saisons de l'année révèle la présence de trois individus seulement. Ces zones sont connues par la pollution d'origine industrielle, agricole ainsi que les eaux usées. D'après Rahmani & Kharouni (2005), les eaux de l'oued de la Soummam analysées par la méthode des indices biologiques globales normalisées selon les normes Afnor 2012, sont classées comme médiocre (une pollution importante). Les mêmes constatations sont aussi relatées par les résultats de Zougaghe (2003). La moyenne des températures des eaux de la Soummam enregistrées par Rahmani & Kharouni (2005), est de 24,8 °C, cette valeur est considérée non favorable pour l'épanouissement de *G.pulex*. Les rejets d'égouts et de l'industrie ont fait que le pH soit élevé voir très alcalins, ce critère parmi d'autres caractéristiques physico chimiques peut expliquer l'absence des espèces de *G.pulex* dans la région d'Oued de la Soummam, qui est ainsi considérée comme polluée.

La diminution de la densité de *G. pulex* n'est pas forcément imputable uniquement à une altération de la qualité de l'eau, mais peut également être dû à une absence d'habitat favorable à la colonisation. La simple présence des interstices étant souvent suffisante au développement des gammares (Adam, 2008).

Les densités des Gammaridés sont également dépendantes de la présence plus ou moins abondante de prédateurs. D'après Maitland (1966), *G pulex* peut être la proie de certaines espèces d'invertébrés aquatiques tels que les Plécoptères. Mais, les poissons demeurent les principaux prédateurs des gammares, particulièrement la truite signalée dans les confluent de la cascade de Kefrida.

La dynamique de population de *G.pulex* est également liée à de nombreux autres facteurs environnementaux : régime hydraulique, type ripisylve du cours d'eau, caractéristiques des substrats.

Néanmoins, d'autres facteurs peuvent être impliqués dans la diminution de l'abondance des *Gammarus pulex*. En effet leur absence peut être aussi expliquée par le comportement des *G.pulex* face aux polluants. Les gammares ont tendance à former des paires précopulatoires, mais à se séparer avant l'accouplement (Pascoe et al., 1994). Ce comportement a été noté aussi à l'exposition des *G.pulex* aux différents pesticides tels que le lindane et l'atrazine, et des métaux lourds comme le cuivre, une séparation prématurées des couples et inhibition de toute reproduction et par conséquent la diminution de la population (Cold & Forbes, 2004). Les gammares sont concernés par le phénomène de migration vers des milieux moins pollué ou sains (Taylor, 1994).

Au cours des quatre sorties d'étude réparties entre les mois d'avril et mai, l'effectif global échantillonné est de 739 individus, ce qui indique une présence importante dans le milieu d'étude. L'absence des sources de pollution industrielles ou agricoles dans la région de Kefrida, a fait de ce site un milieu favorable pour la reproduction et la prolifération des *G.pulex*

- **Classement des gammares par classe d'âge :**

La répartition de la population de *G.pulex* de Kefrida selon les classes d'âge a bien montré que les sub-adultes sont plus fréquent que les adultes et les juvénile. La période d'échantillonnage correspond à une période de maturation et le début d'une période de reproduction active. Durant cette période l'activité de la mue diffère d'une catégorie d'âge à une autre comme suite : chez les juvéniles 4 jours, chez les sub-adultes 14 à 16 jours et chez les adultes 23 jours (Graf, 2007). Cette période est considérée selon Roux (1971), comme une période d'éclosion des œufs et de maturation des jeunes déjà présents, et le début de l'accouplement des adultes progressivement, avant l'entrée de la période estivale, où la reproduction est à son optimum. Dans ce contexte Hynes (1995) et Gee (1988), citent qu'une seconde génération voit le jour en début d'automne grâce aux individus nés en début d'été et arrivés à maturité. Les quelques adultes survivants de la première génération passent l'hiver en diapause tandis que la nouvelle génération croît lentement durant l'hiver.

Il semble que les juvéniles aient une mortalité beaucoup plus importante que les individus plus grand de taille à des températures inférieures à 2°C (Kinne 1953, Maitland 1966).

Le facteur substrat favori des gammares est signalé par Adam (1988), les bryophytes abritent préférentiellement les immatures (supérieur à 4,4mm). En effet dans le site aquatique de kefrida, nous observons une présence très importante des bryophytes. Par ailleurs Elliott (2005), rapporte que leur habitat est corrélé plutôt aux conditions hydrauliques. Les juvéniles préfèrent alors les bordures aux faibles courants.

L'échantillonnage effectué au cours ce travail, s'est fait d'une manière aléatoire et pendant une courte durée, devant ce manque lié aux diverses contraintes de terrain, nous ne pouvons pas argumenter amplement la répartition des gammares selon le critère âge.

III- Test de toxicité aigüe

3-1 Effet du dursban

A travers le test de toxicité aigüe il en ressort que le dursban est très toxique sur les *G.pulex*, les doses létales sont enregistrées à des concentrations de l'ordre de 90mg/l après 03 heures, à 45mg/l après 06 heures de test et à 20mg/l après 09 heures, puis une mortalité totale après 12 heures de test. cette mortalité élevée peut-être expliquée par la nature du dursban, un insecticides appartenant organophosphorés dont la liposolubilité est élevée, cette propriété leur permet de pénétrer facilement dans le tissu cutané de l'animal (Rice et *al.*,1997). Après pénétration de l'insecticide à l'intérieur de l'organisme, il inhibe l'activité des neurotransmetteurs (Sanchez et *al.*, 2014) ce qui cause l'immobilité des individus pendant le test, suivie de la mort.

En comparaison, aux travaux de Terki (2015), ayant effectué un test aigüe sur un crustacé terrestre (*Armadillidium sp.*) en utilisant le même insecticide testé pendant la présente étude, la mortalité des individus de cloporte atteint les 100 % aux concentrations 360mg/l et 720mg/l, durant une période de quatre semaines. Au cours de notre expérimentation la mortalité totale est très précoce et qui se manifeste après une période de 12h à des concentrations nettement inférieures (20, 45, 90 mg/l) a celles utilisées par Terki (2015) .Cette différence de réaction des deux espèces de crustacés (*Armadillidium sp* et *G pulex*) à l'insecticide, peut être expliquée par leurs différences morphologiques de la partie cutané. Les crustacés terrestre sont caractérisés par une carapace aussi épaisse par rapport à notre model biologique *G.pulex*. Un test de toxicité aigu similaire est effectué par Yesguer (2015) sur les lombricidea, les résultats

montrent la toxicité élevée du dursban, des doses létales sont enregistrées à des concentrations de l'ordre 720 mg/Kg après une semaine et 360mg/Kg en 14 jours.

3-2 Effet du mancozebe

L'effet de moncozebe est toxique sur le *G.pulex*, malgré sa facilité de dilution dans l'eau et sa caractéristique entant que fongicide de la famille des dithiocarbamates, peu soluble dans les lipides, on constate une mortalité de l'ordre de 40% à 800mg/l , de 60% à 400mg/l et de 20% à la dose de 100mg/l après 03 heures du test. A travers ce test préliminaire, le mancozebe est aussi toxique sur les gammare que le dursban , pour toutes les concentration la mortalité est totale après 12 heures d'expérience. Par contre une mortalité moins importante et moins rapide observée chez les cloportes (Terki 2015) et les Lombricidae (Yesguer 2015) .

Au finale, la mortalité observée à travers le test de toxicité aigüe chez les deux pesticides, n'est qu'une cause des propriétés chimiques de ces produits qui provoquent la létalité : leur composé organochlorés est beaucoup plus toxique sur les invertébrés selon Garric (1995).

Conclusion

I-Conclusion et perspectives

En utilisant le principe de la bio-surveillance, le travail qui vient d'être réalisé vise à l'initiation à une exploration du model biologique choisi *Gammarus pulex* en Algérie, en tant que bio-indicateur connu de ses avantages considérables dans l'évaluation des écosystèmes aquatiques et l'impact de la pollution aquatique d'une part, et l'étude des effets de l'utilisation des pesticides en agriculture sur cette espèce d'une autre part.

Dans un premier temps nous avons abordé le travail par un échantillonnage du *Gammarus pulex*, au niveau des cascades de Kefrida, ou des analyse physico chimique s'impose au préalable, les résultats de ces analyses ont révélé que les caractéristiques de l'eau du site répondent aux paramètres standardisé d'un milieu sain et favorable à l'existence de l'espèce et la formation de ses colonies.

L'échantillonnage de l'espèce *Gammarus pulex* établi pendant les mois d'avril et Mai, nous a permis de de recenser un nombre important d'individu, et constater une abondance de l'espèce au niveau de site d'étude.

La répartition des individus en classes d'âge fait ressortir que la classe des sub-adultes est plus abondante (61.02%), suivi des adultes (33.84%). La période de l'échantillonnage est connue comme période de maturation et le début d'une activité de reproduction importante.

En deuxième temps, nous avons choisi le Dursban et le Mancozèbe, les pesticides les plus utilisés dans la région de Bejaia, pour les tests de toxicité aigüe. Dans cette étude le paramètre étudié est la survie de l'espèce *Gammarus pulex*.

Le Dursban a présenté un effet très toxique, les doses 20mg/l, 45mg/l et 90mg/l, (inférieures à la dose utilisée sur le terrain 720mg/l), sont avérées létale, après exposition aux pesticide à une durée de 12h.

Le test aigu adopté pour le Moncozèbe, moins toxique que le Dursban, a révélé que la mortalité n'est pas aussi rapide et qui s'étale durant toute la période du test.(12h)

L'exposition aux pesticides durant le test, a revelé une réduction de l'activité locomotrice voir jusqu'à l'immobilité des individus avant la mort.

Les paramètres étudiés dans les tests ont montré l'effet létal du Dursban et le Moncozèbe sur les *Gammarus pulex*, et confirmer la sensibilité de cette espèce a l'exposition aux pesticides, aussi sa fiabilité dans l'évaluation de la qualité d'eau en tant que bio-indicateur.

L'étude biologique et ecotoxicologique sur le *Gammarus pulex* suscite de nombreuses réflexions et projet de recherche.

- L'élargissement de l'étude de l'espèce sur différentes zones aquatiques et l'étude de son abondance, en Algérie en général et à Bejaia en particulier.
- L'utilisation des *Gammarus pulex* en tant que bio-indicateur dans l'évaluation des Écosystèmes aquatique, l'analyse des eaux et l'impact de la pollution.
- Effectuer des tests de toxicité chronique, et étudié l'effet des pesticides sur le comportement, la morphologie, et le cycle de reproduction des *Gammarus pulex*
- Etude moléculaire sur l'effet des pesticides sur le système nerveux des *Gammarus pulex*
- L'utilisation du *Gammarus pulex* dans d'autre bio-test en Algérie comme la bioaccumulation.

.

Bibliographie

Bibliographie

- Adam O, 2008. Impact des produits de traitement du bois sur les Amphipodes *Gammarus pulex* et *Gammarus fossarium* : approche chimique, hydro-biologique et écotoxicologique. doctorat de l'université. Université de Franche-Comte, France.
- Bélanger B., 2009. Utilisation de la faune macro benthique comme bioindicateur de la qualité de l'environnement marin côtier. Thèse d'obtention de grade Maître en écologie internationale. Faculté Des Sciences Université De Sherbrooke
- Benoit-chabot.V , 2014. les facteurs de sélections des bio-indicateurs de la qualité des écosystèmes aquatiques : élaboration d'un outil d'aide à la décision. Maîtrise en environnement. université de Sherbrooke, Canada
- Charron.L, 2014. Biomarqueurs énergétiques chez un amphipode d'eau douce *Gammarus fossarum*: Développement, lien avec le succès reproducteur et application in situ. Doctorat en environnement. Université De Reims Champagne-Ardenne.
- Clémentine F, 2010. Utilisation intégrée de bio indicateurs pour la Surveillance des sols et des écosystèmes terrestres. Ecologie, Environnement. Université de Franche-Comté.
- Czembor N., 2001. Etude écotoxicologique en milieu aquatique du MexeP 432, substance antisalissure. Thèse doctorat. Université de METZ. France
- David Bélanger, 2009. Utilisation de la faune macro benthique comme bio indicateur de la qualité de l'environnement marin côtier. université de Sherbrooke, Québec, Canada, août.
- DURAN.M, 2007. Life Cycle of *Gammarus pulex* (L.) in the River Yeflilrmak, University of Pamukkale, Faculty of Science and Arts, Department of Biology, 20070 Denizli – TURKEY,

- FADIL F. et al, 2006. Deux espèces nouvelles du genre *Gammarus* (Crustacés, Amphipodes) du Maroc. Université Sidi Mohammed Ben Abdellah, Faculté des Sciences et Techniques, B.P. 2202, Fès-Saïss, Maroc. P ,122.
- Loïc.M, 2005. Contribution au développement de biomarqueurs D'exposition aux PCBs chez *Gammarus pulex* Linné, 1758. mémoire licencié en sciences biologiques. Université d Liège. France. P, 52.
- LOUNACI .A, 2014 ; Diversité De La Faune Macro-Invertèbres Benthique D'algerie. Faculté des Sciences Biologiques et Sciences Agronomiques. Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou. P 86
- MANAR .R, 2008. Effets populationnels du chlordane sur les microcrustacés cladocères *daphnia* sp. dans une perspective d'évaluation des risques. Doctorat en sciences. Université HASSAN II, Mohammedia – Maroc. P, 175.
- Nastassia Urien, 2015. Modélisation de la bioaccumulation des métaux par voie dissoute chez le genre *Gammarus* : influence des facteurs environnementaux et de l'histoire de vie des organismes. Ecologie, Environnement. Université Claude Bernard – Lyon I.
- Natacha F., 2013 ; Etude des réponses ecophysiologiques et fonctionnelles de populations de l'organisme clé *Gammarus pulex* (crustacea, Amphipoda) dans un contexte de changement climatique, au sein de la vallée du Rhône. Milieux et Changements globaux ; Université Claude Bernard - Lyon I.
- Pascoe .P, T. J. Kedwards, S. J. Blockwell, E. J, *Gammarus pulex* (L.) Feeding Biassay—Effects of Parasitism., School of Pure and Applied Biology, University of Wales, College of Cardiff, United Kingdom, 1995.
- Pacaud A., 1945. Les Amphipode de la faune nutritive des eaux douce française. Bulletin français de Pisciculture. N°136
- Rahmani A., Kharouni S., 2005; Application anfor (de la méthode des indices biologiques globales normalisés (IBGN) de l'AFNOR (1992) pour l'évaluation de la qualité des eaux de l'oued Soummam (wilaya de

Bejaia) ; thèse Magister, faculté des sciences de la nature et la vie, Université de Bejaia. P 96

- Roux A. L. 1970 ; Le Cycle De Reproduction De Deux Espèces Étroitement Parentes De Crustacés Amphipodes : *Gammarus pulex* Et *G. fossarum*, Annales De Limnologie, T. 6, Fasc. 1, P. 27-49.
- Terki S., 2015 ; Evaluation de la toxicité des pesticides (Moncozèbe et Dursban) sur un crustacés terrestre, *Armadillidium sp* : Bio-indicateur des agroécosystèmes (Région de Bejaia) ; mémoire de Master, faculté des sciences de la nature et la vie, Université de Bejaia. P 41
- Yesguer S., 2015 ; Evaluation de l'écotoxicité de certains pesticides sur les sols par l'utilisation d'un biotest : cas de lombricidés ; Faculté des sciences de la nature et de la vie. Université de Bejaia. P 97
- Zougaghe F., & Makhoulouf H., 1999. Contribution à l'étude hydrobiologique de l'oued Zitoun (commune de tichy). Mémoire de D.E.S. faculté des sciences de la nature et de la vie. Université de Bejaia. P 65
- Zougaghe F.,2003. Etude des communautés animales aquatiques de l'oued Soummam cas des macro-invertébrés. Mémoire de Magister en biologie. faculté des sciences de la nature et de la vie. Université de Bejaia. P,74

Résumé

Le travail qui vient d'être effectué a pour but d'initier à l'étude de l'abondance d'un crustacé aquatique *Gammarus pulex*, et connaître les aspects de son rôle dans la bio-surveillance aquatique en sa qualité de bio-indicateur, et l'évaluation de la toxicité et l'effet de l'exposition aux pesticides (Dursban, Moncozèbe).

L'échantillonnage sur le terrain nous a permis d'obtenir 739 individus répartis en trois classes d'âge, où on trouve la classe sub-adulte est dominante avec 61,02% puis les adultes

33.84% et les juvéniles avec 5.14%, et cela sur les quatre sorties effectuées en Avril et Mai sur le site des cascades de Kefrida, ce dernier s'est révélé sain (non pollué), et les caractéristiques physico chimiques de ses eaux sont favorables à une abondance considérable du model biologique choisi, tel que la température : 16.34 °C, le pH : 8.61 et la saturation en O₂ qui est de 56.37%. Ces résultats répondent aux normes standardisées de l'habitat de *Gammarus pulex*

Afin d'évaluer la toxicité des pesticides sur le *Gammarus pulex*, nous avons effectué un test de toxicité aigüe préliminaire, ce test était réalisé avec le Dursban et le Moncozèbe à des concentrations respectivement 20, 45, 90 mg/l et 50, 100, 400, 800 mg/l. les concentrations citées pour le Dursban sont testées dans des boîtes de pétri contenant 10 individus, et pour une meilleure exploitation des résultats nous avons fait quatre répétitions pour les juvéniles et trois pour les adultes, le résultat obtenu est une mortalité totale après 12 heures de test. Les doses du Moncozèbe sont testées sur 04 boîtes contenant cinq individus le même résultat que celui du Dursban a été noté malgré sa faible toxicité. Le test de toxicité aigüe a révélé les pesticides sont des polluants nocifs au milieu aquatique et que le *Gammarus pulex* est un bio-indicateur dont les recherches sont prometteuses.

Mots clés : *Gammarus pulex*, biosurveillance, Dursban, Moncozèbe, toxicité

Abstract

The current work is meant to be an introduction to study the abundance of an aquatic crustacean called *Gammarus pulex*, to figure out its aquatic biomonitoring importance as a bio indicator; also to evaluate the impact of exposition to pesticides (dursban; moncozebe).

Out in the feild, we could collect a sample composed of 739 subject devided in three main age ranges. Within those ranges, sub-adulte range is most represented by 61.02% of presence; it comes after the adultes range by 33.84% of presence, than the Juvenile range by 5.14%. The collection of that sample was realised by four outputs in the months of April and May to the waterfalls site of Kefrida. The mentioned site turned out to be clean (no polluted) and the physico-chemical characteristics of its watter are beneficial to the chosen biological model such as the Temperature: 16.34°c, pH: 8.61 and O₂ saturation: 56.37%. Those results are in harmony with the standards of *Gammarus pulex* living habitat.

In order to evaluate pesticides toxicity of *Gammarus pulex*, we have run high toxicity preliminary test. This test was realised using Dursban and Moncozèbe in the respective concnetratoin as it follows: 20, 45, 90 mg/l and 50, 100, 400, 800 mg/l.

We used Petri dish zith 10 subjects to deal with Dursban and in order to increase the effeciency of results, we repeated the test 4 times for the juvenile range and three times for the adulte range. We noticed as resultats a total mortality after 12 hours of exposition. Despite its weak toxicity, we noticed the same result when using Moncozèbe on 4 petri dishes containing 5 subjects.

The toxicity test showed that pesticides are nocive pollutants for the aquatic environment and that *Gammarus pulex* is a good bio-indicator on wich future studies may reveal being promissing.

Key words: *Gammarus pulex*, biomonitoring, Dursban, Moncozèbe, toxicité

