

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche
Scientifique
جامعة محمد الصديق بن يحيى جيجل
Université Mohamed Seddik Benyahia -Jijel

Faculté des Sciences de la Nature et de la
Vie
Département des Sciences de
l'Environnement et des Sciences
Agronomiques



كلية علوم الطبيعة و الحياة
قسم: علوم المحيط و العلوم
الفلاحية

Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme : **Master Académique en Biologie**

Option : Ecosystèmes Aquatiques

Caractérisation d'un crustacé destiné à la consommation
humaine : aspects biochimique et écotoxicologique

Membres de Jury

Présidente : Mme. Mohdeb R.
Examineur : Mme. Habila S.
Encadreur : Mme. Ghorab I.

Présenté par

M^{elle} Chekal Asma
M^{me} Bellour Imane

Année Universitaire 2020-2021

Numéro d'ordre (bibliothèque) :....

Remerciements

Avant tout, nous remercions Allah, le tout puissant de nous avoir donnés, la santé, la volonté et la patience pour mener à terme ce travail.

En guise de reconnaissance, nous voulons remercier toutes les personnes qui, par leurs conseils, leurs collaborations ou leur soutien moral et leur amitié, ont contribué à la réalisation et à l'achèvement de ce travail.

*Nous tenons à remercier profondément notre encadreur Madame **GHORAB ISMAHENE**, qui nous a donnés la chance de travailler sous sa direction, dont les encouragements et les conseils nous ont permis de réaliser ce travail; nous ne pouvons, madame, que sincèrement vous exprimez notre respect et notre gratitude.*

*Nous tenons à remercier les membres de jury : **Dr. MOHDEB RIMA**, qui nous a fait l'honneur de présider le jury de ce mémoire. **Dr. HABILA SAFIA**, qui a accepté de juger ce travail.*

Nos remerciements vont plus particulièrement à nos familles qui ont su nous soutenir, nous encourager, nous aider et nous supporter.

Comme nous tenons à remercier le personnel de la bibliothèque de l'université de Jijel et toute personne ayant participé de près ou de loin à la réalisation de ce mémoire.

Nos remerciements vont également à nos enseignants qui nous ont accompagnés pendant notre cursus universitaire.

Merci 

Sommaire	i
Liste des figures	v
Liste des tableaux	vi
Liste des photos	vii
Liste des abréviations	viii
Introduction	1

Partie I : Synthèse bibliographique

Chapitre I : Les crevettes

I.1. Aperçu général	4
I.1.1. Morphologie	5
I.1.2. Cycle de vie	5
I.1.3. Cycle de mue	6
I.2. L'espèce étudiée <i>Parapenaeus longirostris</i> (Lucas, 1846)	6
I.2.1. Description	7
I.2.2. Coloration	7
I.2.3. Noms vernaculaires	7
I.2.4. Dimorphisme sexuel.....	8
I.2.5. Distribution géographique.....	8
I.2.6. Habitat et répartition bathymétrique	8
I.2.7. Sa position systématique	8

Chapitre II : Les métaux lourds

II.1. Définition des métaux lourds.....	10
II.2. Classification des métaux lourds	10
II.2.1. Métaux essentiels.....	10
II.2.2. Métaux non essentiels (toxiques).....	11
II.3. Origine des métaux lourds	11
II.4. Répartition et devenir des métaux lourds dans l'environnement aquatique	12
II.5. Les métaux lourds étudiés	12
II.5.1. Plomb.....	12
II.5.1.1. Sources naturelles et anthropiques	12
II.5.1.2. Principales utilisations du plomb	13

II.5.1.3. Les caractéristiques physico- chimiques du plomb.....	13
II.5.1.4. La toxicité	13
II.5.2. Cadmium.....	14
II.5.2.1. Sources naturelles et anthropiques	14
II.5.2.2. Principales utilisations du cadmium	14
II.5.2.3. Les caractéristiques physico- chimiques du cadmium.....	14
II.5.2.4. La toxicité	15
II.5.3. Zinc	15
II.5.3.1. Sources naturelles et anthropiques	15
II.5.3.2. Les caractéristiques physico- chimiques du zinc	16
II.5.3.3. La toxicité	16
II.6. Les effets des métaux lourds	16

Chapitre III : Les biomarqueurs

III.1. Généralités.....	18
III.2. Les biomarqueurs : notions et concepts	18
III.3. Définition d'un biomarqueur.....	18
III.4. Les caractéristiques d'un biomarqueur	19
III.5. Utilisations des biomarqueurs	19
III.6. Les différents types des biomarqueurs	20
III.6.1. Biomarqueurs d'exposition	20
III.6.2. Biomarqueurs d'effet	20
III.6.3. Biomarqueurs de sensibilité	20
III.7. Stress oxydant	21
III.7.1. Définition du stress oxydant.....	21
III.7.2. Le stress oxydant chez les organismes marins	21
III.7.3. Biomarqueurs du stress oxydant mesurés.....	21

Partie II : Partie expérimentale

Chapitre I : Matériels et méthodes

I.1. Présentation des régions étudiées.....	23
I.1.1. Région de Jijel.....	23
I.1.2. Région de Skikda	24
I.2. Analyse effectuée.....	25

I.2.1. Identification des espèces et séparation des sexes.....	26
I.2.2. L'étude biométrique	27
I.2.3. Dosage des métabolites	27
I.2.3.1. Préparation des échantillons.....	27
I.2.3.2. Extraction des métabolites	27
a. Dosage des glucides.....	29
b. Dosage des lipides	29
c. Dosage des protéines	30
I.2.4. Dosage des métaux lourds	31
I.2.4.1. Analyse des métaux traces par spectrométrie d'absorption atomique SAA.....	31
I.2.4.2. Dosage des métaux dans les crevettes	32
I.2.5. Les biomarqueurs du stress oxydant	33
I.2.5.1. Extraction de la fraction « S9 »	33
I.2.5.2. Dosage de l'activité catalase (CAT).....	34
I.2.5.3. Dosage de glutathion (GSH).....	34
I.2.5.4. Dosage de l'activité de la glutathion-S-transférase (GST)	35
I.2.5.5. Dosage du malondialdéhyde (MDA).....	36
I.2.6. Analyses statistiques.....	37
I.2.6.1. Régression linéaire	37
I.2.6.2. Teste t de student	37
I.2.6.3. L'analyse de la variance à un seul critère de classification	37
I.2.6.4. L'analyse de la variance à deux critères de classification	37
I.2.6.5. Le seuil de signification	37

Chapitre II : Résultats et Interprétations

II.1. Etude biométrique.....	39
II.1.1. La région de Jijel.....	39
II.1.2. La région de Skikda.....	39
II.1.3. La comparaison entre les deux régions (Jijel et Skikda).....	39
II.2. Dosage des métabolites	44
II.2.1. Les glucides	44
II.2.1.1. Réalisation de la courbe d'étalonnage	44
II.2.1.2. Teneur des échantillons en glucides	44
II.2.2. Les lipides	45
II.2.2.1. Réalisation de la courbe d'étalonnage	45

II.2.2.2. Teneur des échantillons en lipides	45
II.2.3. Les protéines	46
II.2.3.1. Réalisation de la courbe d'étalonnage	46
II.2.3.2. Teneur des échantillons en protéines	46
II.3. Dosage des métaux lourds	47
II.3.1. Concentration en plomb	47
II.3.2. Concentration en cadmium	48
II.3.3. Concentration en Zinc	49
II.4. Dosage des biomarqueurs	50
II.4.1. Activité catalase (CAT)	50
II.4.2. Taux du glutathion (GSH)	51
II.4.2.1. Réalisation de la courbe d'étalonnage	51
II.4.2.2. Le taux du glutathion (GSH)	51
II.4.3. Activité de glutathion-S-transférase (GST)	52
II.4.4. Taux du Malondialdéhyde (MDA)	53
Chapitre III : Discussion	
Discussion.	54
Conclusion et Perspectives	60
Références bibliographiques	62
Annexes	

Figure 1: la morphologie externe d'une crevette pénéide	5
Figure 2: cycle vital des crevettes pénéides en milieu naturelle	6
Figure 3: Représentation des méthodologies faisant appel à l'utilisation des biomarqueurs dans l'évaluation des risques écotoxicologiques	20
Figure 4: Situation géographique de la zone d'échantillonnage de Jijel.....	24
Figure 5: Situation géographique de la zone d'échantillonnage de Skikda	25
Figure 6: Diagramme récapitulatif expliquant les différentes analyses effectuées sur les crevettes	26
Figure 7: Extraction et le dosage des métabolites	28
Figure 8: Paramètres biométriques chez les mâles et les femelles de <i>P. longirostris</i> au cours des trois mois (mars, avril et mai) dans la région de Jijel.....	41
Figure 9: Paramètres biométriques chez les mâles et les femelles de <i>P. longirostris</i> au cours des trois mois (mars, avril, mai) dans la région de Skikda.....	43
Figure 10: Teneur en glucides (mg/100 mg de tissu) dans la chair de <i>P. longirostris</i> de Jijel et Skikda.....	44
Figure 11: Teneurs en lipides (mg/100 mg de tissu) dans la chair de <i>P. longirostris</i> de Jijel et de Skikda.....	45
Figure 12: Teneurs en protéines (mg/100 mg de tissu) dans la chair de <i>P. longirostris</i> de Jijel et de Skikda	46
Figure 13: Concentration en plomb ($\mu\text{g/g}$ du poids sec) dans la chair de <i>P. longirostris</i> dans la région de Jijel et de Skikda	47
Figure 14: Concentration en cadmium ($\mu\text{g/g}$ du poids sec) dans la chair de <i>P. longirostris</i> de Jijel et de Skikda	48
Figure 15: Concentration en zinc ($\mu\text{g/g}$ du poids sec) dans la chair de <i>P. longirostris</i> de Jijel et de Skikda.....	49
Figure 16: L'activité de la catalase ($\mu\text{m}/\text{min}/\text{mg}$ de protéine) dans la chair de <i>P. longirostris</i> des deux régions de Jijel et de Skikda	50
Figure 17: Le taux du glutathion ($\mu\text{m}/\text{mg}$ de protéine) dans la chair de <i>P. longirostris</i> des deux régions de Jijel et de Skikda.....	51
Figure 18: Activité de la glutathions -S- transférases ($\mu\text{m}/\text{min}/\text{mg}$ de protéine) dans la chair de <i>P. longirostris</i> de Jijel et de Skikda.....	52
Figure 19: Taux du Malondialdéhyde (MDA) ($\mu\text{m}/\text{min}/\text{mg}$ de protéine) dans la chair de <i>P. longirostris</i> de Jijel et de Skikda.....	53

Tableau 1: Position systématique de <i>Parapenaeus longirostris</i> lucas 1846.....	9
Tableau 2: Les caractéristiques physico- chimiques du plomb	13
Tableau 3: Les caractéristiques physico- chimiques du cadmium.....	14
Tableau 4: Les caractéristiques physico- chimiques du zinc	16
Tableau 5: Réalisation de la gamme d'étalonnage des glucides.....	29
Tableau 6: Réalisation de la gamme d'étalonnage des lipides.....	30
Tableau 7: Réalisation de la gamme d'étalonnage des protéines.....	30
Tableau 8: Réalisation de la gamme d'étalonnage de GSH.....	35
Tableau 9: Variation des paramètres biométriques chez les mâles et les femelles de <i>P. longirostris</i> au cours des trois mois (mars, avril et mai) dans la région de Jijel ($m \pm s$, $n=4-16$).....	40
Tableau 10 : Variation des paramètres biométriques chez les mâles et les femelles de <i>P. longirostris</i> au cours des trois mois (mars, avril et mai) dans la région de Skikda ($m \pm s$, $n=7-15$)	42
Tableau 11: Variation mensuelle des teneurs en glucides (mg/100 mg de tissu) dans la chair de <i>P. longirostris</i> des deux régions Jijel et Skikda ($m \pm s$, $n=5$)	44
Tableau 12: Variation mensuelle des teneurs en lipides (mg/100 mg de tissu) dans la chair de <i>P. longirostris</i> de Jijel et Skikda ($m \pm s$, $n=5$)	45
Tableau 13: Variation mensuelle des teneurs en protéines (mg/100 mg de tissu) dans la chair de <i>P. longirostris</i> de Jijel et Skikda ($m \pm s$, $n=5$)	46
Tableau 14: Variation mensuelle des concentrations en plomb ($\mu\text{g/g}$ du poids sec) dans la chair de <i>P. longirostris</i> dans la région de Jijel et de Skikda ($m \pm s$, $n=3$)	47
Tableau 15: Variation mensuelle des concentrations en cadmium ($\mu\text{g/g}$ du poids sec) dans la chair de <i>P. longirostris</i> de Jijel et de Skikda ($m \pm s$, $n=3$).....	48
Tableau 16: Variation mensuelle des concentrations en zinc ($\mu\text{g/g}$ du poids sec) dans la chair de <i>P. longirostris</i> de Jijel et de Skikda ($m \pm s$, $n=3$)	49
Tableau 17: Variation de l'activité de la catalase ($\mu\text{m/min/mg}$ de protéine) dans la chair de <i>P. longirostris</i> des deux régions de Jijel et de Skikda ($m \pm s$, $n=5$).....	50
Tableau 18: Variation mensuelle du taux du glutathion ($\mu\text{m/mg}$ de protéine) dans la chair de <i>P.</i> <i>longirostris</i> des deux régions Jijel et Skikda ($m \pm s$, $n=5$)	51
Tableau 19: Variation de l'activité de la glutathions -S- transférase ($\mu\text{m/min/mg}$ de protéine) dans la chair de <i>P. longirostris</i> de Jijel et de Skikda ($m \pm s$, $n=5$)	52
Tableau 20: Variation du taux de Malonaldéhyde ($\mu\text{m/min/mg}$ de protéine) dans la chair de <i>P. longirostris</i> de Jijel et de Skikda ($m \pm s$, $n=5$)	53

Photo 1: Parapenaeus longirostris 7

Photo 2: Crevette mâle 8

Photo 2: Crevette femelle 8

Photo 4: Spectrophotomètre d'absorption 32

♀ : Femelles

♂ : Mâles

* : comparaison entre les mâles et les femelles par le test T de student dans les deux régions (Jijel, Skikda).

a : comparaison entre les trois mois (mars, avril, mai) de Jijel par ANOVA à un seul critère

b : comparaison entre les trois mois (mars, avril, mai) de Skikda par ANOVA à un seul critère

: Comparaison entre les deux régions par ANOVA à deux critères

*, #, **a**, **b** : différence significative.

, ##, **aa, **bb** : différence très significative.

***, # ##, **aaa**, **bbb** : différence hautement significative.

a : comparaison entre les trois mois mars, avril, mai.

Abs : Absorbance

ANOVA : analyse de la variance

BBC : Bleu Brillant de Commassie

BSA : Albumine de Sérum de Boeuf

CAT: catalase

Cd : cadmium

CDNB: Chlorodinitrobenzene

Co: Cobalt

Cr: Chrome

Cu: Cuivre

DTNB: dithiobisnitrobenzoate

DO: Densité optique

EDTA: acide éthylène-diamine-tétracétique

GSH : glutathion (forme réduite)

GST : glutathion S-transférase

H: Hauteur du corps

Hg : Mercure

HNO₃: Acide nitrique

K₂HPO₄ : Di-potassium hydrogénophosphate

KH₂PO₄ : Hydrogénophosphate de potassium

LA : Longueur abdominale

LC : Longueur céphalothoracique

LR : Longueur du rostre

LT: Longueur totale
L_{tel} : Longueur du telson
LU : Longueur de l'uropode
M : Mole
MDA : Malondialdehyde
N : Normalité
NS : Différence non significative
Pb : Plomb
PMSF : Phénylméthyl sulfonyl fluoride
Ppm : Partie par million
PT : Poids total
R² : Coefficient de détermination
SAA : Spectroscopie d'Adsorption Atomique
-SH : groupements thiol
TBA : Acide thiobarbiturique
TCA : Acide Trichloracétique
TNB : Thionitrobenzoate
Trs : Tours
Trs/min : tours par minute
V : volume
U : Masse atomique
Zn : zinc



Introduction

Les crustacés forment un sous-groupe d'Arthropodes comprenant une gamme très variée d'animaux allant des zooplanctons marins, qui sont les herbivores principaux dans l'environnement pélagique, jusqu'aux énormes crabes dont l'envergure des pattes se mesure en mètres. **(Houssam, 2016)**. Au-delà, c'est un groupe très hétérogène, avec une grande diversité de formes, d'habitats et de mode de vie. Ce groupe caractérisé fondamentalement par l'existence d'un stade embryonnaire typique (la larve nauplius) et par une cuticule imprégnée de sels de calcium **(Lefebvre, 2012)**. Les Crustacés occupent une place importante grâce à leur valeur marchande. En raison de la forte demande sur le marché mondial des Crustacés décapodes, la pêche de cette ressource ne cesse de se développer avec une production actuelle d'environ un million de tonnes par ans. Les crevettes par leur abondance, ainsi que leur haute valeur nutritive et l'exceptionnelle qualité gastronomique de leur chair se trouvent très exploitées **(Grimes et al., 2004)**.

La production mondiale en crevettes représente 57% de la production en Crustacés marins et 3 % de la production halieutique totale. En Algérie, les captures de Crustacés sont composées de 90 % de crevettes **(Bekadja, 2009)**.

En méditerranée, une seule espèce représente le genre *Parapenaeus*, il s'agit de *Parapenaeus longirostris*. Cette espèce qui appartient à l'ordre des décapodes est présente dans tous les secteurs du littoral algérien sur des fonds vaseux et sablo-vaseux, entre 200 et 600 mètres de profondeur **(Ainouche, 2009)**.

Le littoral algérien est un milieu vulnérable et surexploité, il est de plus en plus menacé par différentes sources de pollution due à l'augmentation des activités anthropique et industrielles, causant la détérioration de plusieurs écosystèmes avec l'accumulation des plusieurs polluants, ce qui peut réduire son potentiel économique et avoir un impact négatif sur la santé humaine indirectement, par incorporation de polluants divers dans les chaînes alimentaires **(Christensen et al., 2003)**.

L'étude de la pollution de l'environnement implique une connaissance aussi précise que possible de la distribution des polluants dans les écosystèmes et de leurs effets sur les organismes vivants. Il est parfois d'usage de faire une distinction entre d'une part monitoring chimique et de l'autre monitoring biologique **(Garric, 2009 ; Wilfried et Jean-Marc, 2009)**.+

La monitoring chimique d'un certain nombre de polluants dans les matrices environnementales dont l'objet est de déterminer le niveau de contamination par tel ou tel polluant des biotopes et de la biomasse. **(Gourlay-Francé, 2011)**.

Parmi les substances chimiques susceptibles de constituer un danger pour la vie aquatique, nous signalons les métaux lourds ou éléments traces comme le plomb et le cadmium, le mercure..., qui sont contaminants majeurs de l'environnement et posent de sérieux problèmes écologiques, tant par le caractère ubiquiste de leur présence au sein de la biosphère que par leur forte rémanence et leur toxicité élevée (**Wingfors et al., 2006**)

Ces éléments traces peuvent ainsi affecter les organismes directement en s'accumulant dans leur corps ou indirectement par leur transfert à travers la chaîne alimentaire du fait qu'il soit non biodégradable (**Chouahda et Soltani, 2013**).

La monitoring biologique est dont l'objet d'évaluer l'impact à un instant donné ou en fonction du temps de la pollution de l'environnement sur les populations et les communautés exposées. (**Gourlay-Francé, 2011**). Dans ce contexte, les marqueurs biologiques apparaissent comme des outils modernes permettant d'évaluer les effets d'exposition chroniques ou ponctuelles à un (ou des) xénobiotique (s) sur les populations dans leurs habitats (**Lagadic et al., 1997**).

Les biomarqueurs ont été largement développés à partir des années 80, sur poissons puis sur invertébrés et végétaux, pour répondre à ce besoin de caractérisation de la pression chimique sur les milieux et de mise en évidence de perturbations précoces (**Soltani, 2008**).

De nombreux contaminants chimiques induisent chez les organismes exposés dans les différents écosystèmes un stress oxydatif pouvant être utilisé comme biomarqueurs de la qualité des milieux (**Soltani, 2008**).

En général, les crevettes d'excellents indicateurs de la pollution du milieu marin environnant (**Connors et Ringwood, 2000**) en raison de leurs caractères sédentaires permet de concentrer de grandes teneurs de polluants, et susceptible d'accumuler les contaminants. Dans un souci de sécurité du consommateur (**Amoros et al., 1996**).

Ce travail a été réalisé dans l'optique de mettre en évidence certaines caractéristiques biométriques, biochimiques et ecotoxicologiques d'un crustacé destiné à la consommation humaine, à partir d'étude de l'état physiologique et biologique de l'espèce *Parapenaeus longirostris* pêchée au niveau du golfe de Jijel et Skikda au cours des trois mois (mars, avril et mai) et l'évaluations de degrés de contamination par les métaux Lourds (Cd, Zn, Pb) ainsi que le dosage des biomarqueurs de stress oxydant (CAT, GSH, GST, MDA).

Ce travail est divisé en deux parties :

Une partie de synthèse bibliographique comportant trois chapitres:

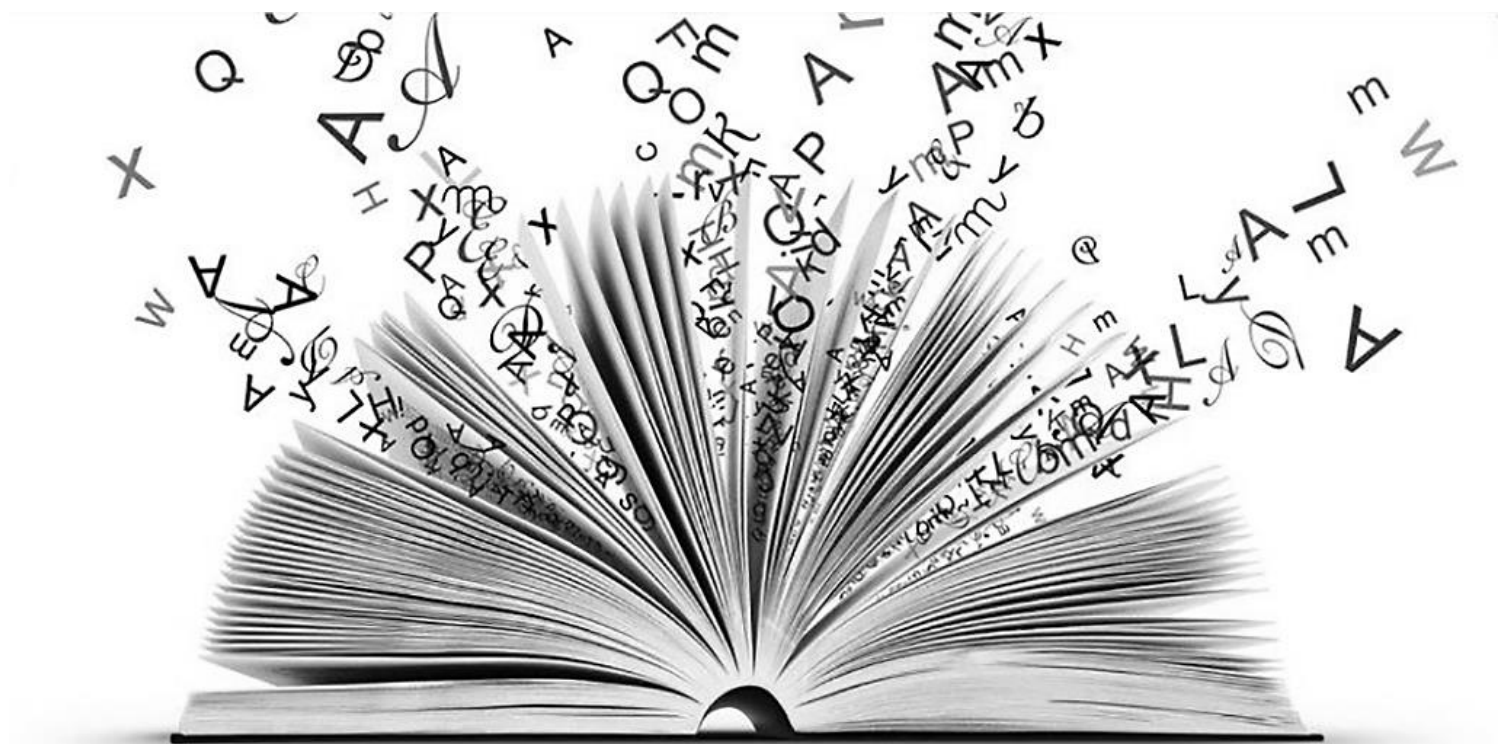
- Le 1^{er} chapitre est consacré au modèle biologique utilisé dans ce travail : les crevettes (*Parapenaeus longirostris*).
- Le 2^{ème} chapitre englobe les généralités sur les métaux lourds, en mettant l'accent sur la pollution métallique, les propriétés et les effets de quelques-uns de ces métaux lourds.
- Le 3^{ème} chapitre explique les biomarqueurs, ainsi que le stress oxydant.

Et une partie expérimentale composée de trois chapitres aussi :

- Le 1^{er} chapitre traite matériel et méthodes.
- Le 2^{ème} chapitre présente l'ensemble des résultats obtenus et leurs interprétations.
- Le dernier chapitre expose la discussion, suivis par une conclusion et perspectives.

Partie 7: Synthèse

bibliographique





Chapitre 9 : Les
crevettes

I.1. Aperçu général

Les crustacés appartiennent au phylum des arthropodes. Ces derniers comportent des animaux avec des corps segmentés. Chaque segment est connecté aux autres segments à travers la membrane articulaire et possède une paire d'appendices articulés. Leurs corps sont protégés par la couche cornée de chitine sécrétée par l'épiderme (**Grimes et al., 2004**).

La différence entre ces organismes et les autres classes des arthropodes est qu'ils ont deux paires d'antennes et de nombreux appendices (**Grimes et al., 2004**). Ils sont en grande majorité des animaux, représentés par près de 50 000 espèces qui colonisent tous les milieux marins, à toutes les profondeurs ainsi présentant les modes de vie les plus variés : planctoniques, nageurs, pélagiques, benthiques, fouisseurs... (**Amoros et al., 1996**).

Les crustacés vivent dans les fonds marins logés dans les creux de roches (**Balliot, 2008**). De nombreux crustacés décapodes vivent en association avec d'autres organismes. Parmi les nombreux exemples d'association, Une association, à bénéfice réciproque plus évident, est celle des crevettes nettoyeuses qui se nourrissent du mucus épidermique et des aliments coincés entre les dents des poissons (balistes, mérours, murènes, poisson-sanges...), en même temps qu'elles les nettoient des parasites fixés sur leurs écailles et branchies.) (**Poupin et Juncker, 2010**).

Les crustacés décapodes sont importants sur le plan écologique car ils jouent un rôle considérable dans le processus écologique des écosystèmes marins du fait de leur abondance (jusqu'à plusieurs milliers d'individus par m²) et en raison de la diversité des habitats qu'ils occupent (**Bekadja, 2009 ; Poupin et Juncker, 2010**). Ils agissent à différents niveaux tropiques comme herbivores, détritivores, prédateurs et proies (**Amoros et al., 1996 ; Cumberlidge, 2006**).

Ils sont importants aussi sur le plan économique (**Cumberlidge, 2006**) car cette super-classe a toujours occupé une place prépondérante dans les activités de pêche, elle demeure à l'échelle mondiale la seconde ressource exploitée après les poissons (**Poupin et Juncker, 2010**).

Les décapodes constituent l'ordre le plus important des crustacés par le nombre des espèces et contiennent toutes les espèces comestibles notamment les crevettes qui appartiennent à familles des penaeidae (**Caverivière et al., 2008**).

Les caractéristiques biologiques particulières des penaeidae au sein des décapodes : très grande fécondité (une même femelle pouvant pondre plus d'un million d'œufs par ponte), croissance très rapide, durée de vie ne dépassant pas deux à trois ans (**Amoros et al., 1996**).

En Algérie *Parapenaeus longirostris* (Lucas, 1846), par leur qualité et leur abondance, constituent la presque totalité des captures en crevettes (**Nouar, 2007**). Cette espèce originaire de la mer rouge, s'est introduite en Méditerranée à travers le canal de Suez colonisant les eaux

marines côtières et saumâtres au-dessus des fonds sablo-vaseux allant jusqu'à 400 m de profondeur (Sadok, 2010).

I.1.1. Morphologie

Les crevettes péneïdes présentent une carapace, ou exosquelette, habituellement mince et peu calcifiée et caractérisés par un corps cylindrique, ou latéralement comprimé, comprenant un abdomen bien développé et un céphalothorax souvent porteur d'un rostre sur sa partie antérieure (Figure 1) (Toullec, 2021).

- ✓ **Le céphalothorax**, constitué de la fusion de la tête et du thorax et d'autres segments. La tête porte deux paires d'organes sensoriels (antennes) et une paire de mandibules derrière les quelles se trouvent deux autres paires de pièces buccales (maxilles). La tête possède aussi d'une paire d'yeux composés. Le céphalothorax portes des appendices servant à la locomotion, la respiration (branchies protégées par la carapace). D'autres appendices forment des pinces (chélipèdes)
- ✓ **L'abdomen**, est constitué de segments articulés et doté d'appendices qui servent à la locomotion ou la respiration. La portion caudale (le telson) est parfois utilisée pour la nage (Balliot, 2008).

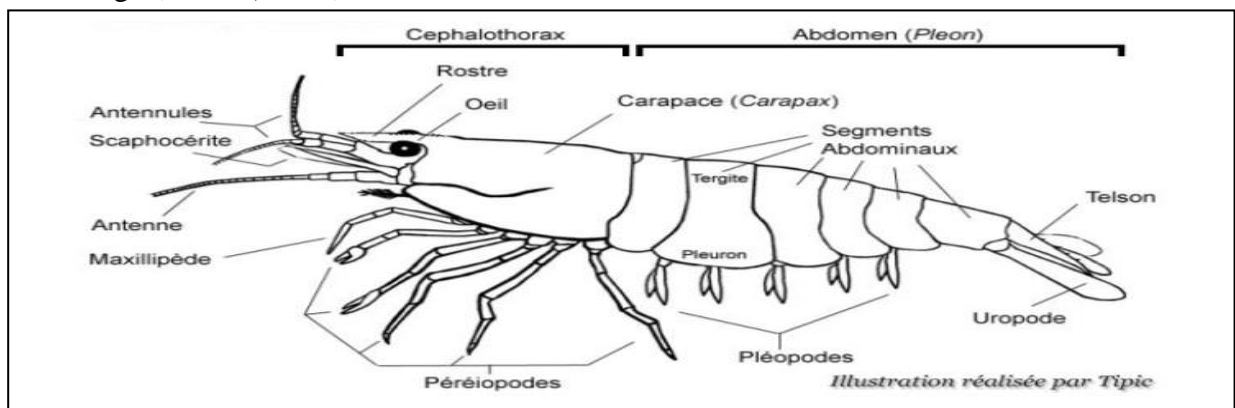


Figure 1 : La morphologie externe d'une crevette péneïde (Arab et al., 2016).

Les crevettes sont réparties en deux ensembles qui se distinguent par la structure des branchies. Les dendrobranchiates (possèdent des branchies très ramifiées) et les pléocyémates (présentent des branchies filamenteuses) (Toullec, 2021).

I.1.2. Cycle de vie

La plupart des crevettes ont un cycle de vie amphibiotique alternant une phase marine et une phase estuarienne. Le cycle de vie des crevettes est relativement court, aux environ 5 de 18 mois, ce sont des espèces de croissance rapide (Théophile et Alain, 2008).

Il peut être divisé en quatre phases (nauplius, métanauplius, protozoé, zoé, mysis, post-larve), séparés par des mues (Figure 2) (Arab et al., 2016 ; Poupin et Juncker, 2010). Il se

caractérisé par des changements morphologiques, des modifications du comportement et de l'alimentation ainsi que des changements d'habitat et à l'exception de toute crevette, les crevettes pénéides abandonnent leurs œufs dans l'eau, ce qui les distingue des autres groupes de décapode qui les portent attachés sous l'abdomen jusqu'à l'éclosion (**Théophile et Alain, 2008**).

Les crevettes peuvent avoir une très grande adaptabilité à des conditions de milieu très diverses. La tolérance aux variations du milieu est plus grande chez les adultes que chez les jeunes en effet des crevettes de grand taille peuvent se rencontrer dans les zones intertidale, mais les très jeune se trouvent rarement en pleine mer (**Théophile et Alain, 2008**).

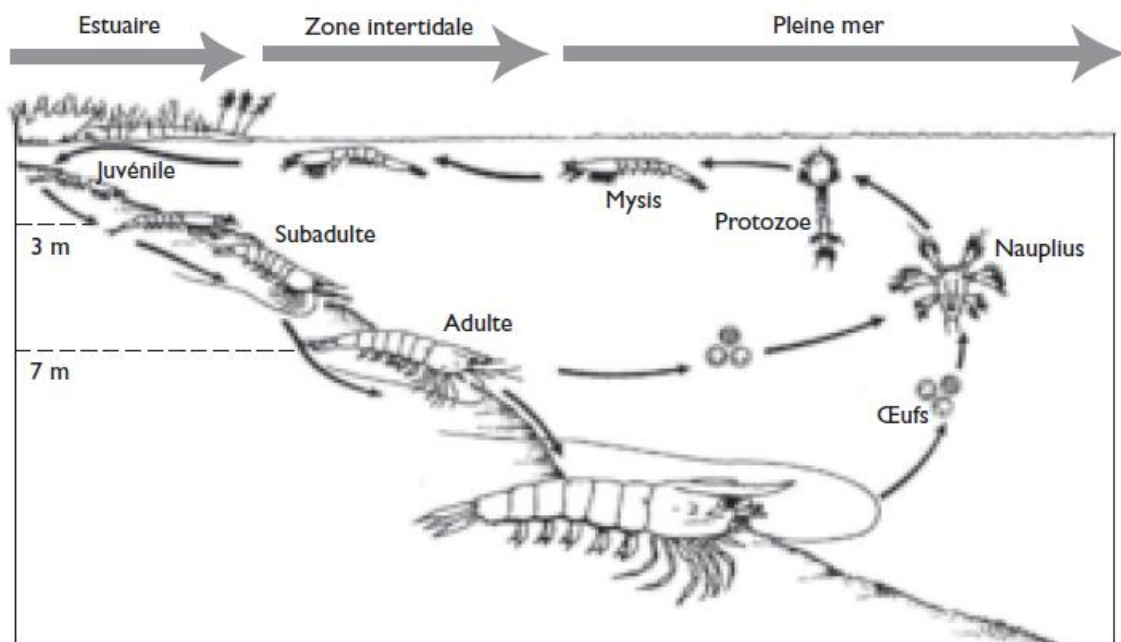


Figure 2 : Cycle vital des crevettes pénéides en milieu naturel (**Caverivière et al., 2008**).

I.1.3. Cycle de mue

Comme tous les crustacés, la croissance chez les crevettes est un phénomène discontinu qui se fait par des mues successives. L'ancienne cuticule est remplacée par une nouvelle, permettant une augmentation de la taille et de poids de l'animal (**Castex, 2009**).

I.2. L'espèce étudiée *Parapenaeus longirostris* (**Lucas, 1846**)

La crevette profonde ou crevette gamba (*Parapenaeus longirostris* (Lucas, 1846) (**Photo1**) fait partie des ressources halieutiques de première importance au niveau socio-économique, elle est fortement exploitée en Afrique de l'Ouest. Il s'agit d'une espèce à vie courte (2 ans) dont, l'abondance et la production sont très variables d'une année à l'autre (**Thiaw et al., 2013**).



Photo 1 : *Parapenaeus longirostris* (Cliché personnel).

I.2.1. Description

Parapenaeus longirostris (Lucas, 1846) se distingue par un corps glabre, presque dépourvu de soies, la carapace est complètement lisse. La partie distale du rostre est légèrement recourbée vers le haut, une écaille dépasse légèrement le pédoncule antennulaire. Le bord dorsal du rostre se caractérise par l'existence de 6 à 8 dents environ dont le postérieur est épigastrique et nettement séparée des autres : l'extrémité distale du bord dorsal et tout le bord ventral ne présente pas de dents. Sur presque toute la longueur de la carapace s'étend une suture post-orbitaire distincte. Une épine hépatique, antennaire et branchiostèges sont présentes. La taille maximale de *P. longirostris* peut aller jusqu'à 16 cm chez les mâles et 19 cm chez les femelles (Lloris et Rucabado, 1998).

Les Péréiopodes sont sans exopodites. Le telson se termine par trois grandes dents, aiguës et pas de spinules mobiles sur les bords latéraux (Ainouche, 2009).

I.2.2. Coloration

La coloration de cette espèce est rose orangée brillante, avec un rostre franchement rouge, La décrit comme étant blanche une fois conservée dans la glace ou l'acide borique ; par transparence sous la carapace (Holthuis, 1980).

I.2.3. Noms vernaculaires

Cette espèce est connue sous le nom de Deep-water pink shrimpen en anglais , Gamba ou gamba de Altura en Espagne, Gamba blanca aux Baléares, Crevette rose du large en France , Camaro au Portugal en Italie , camaro au Portugal, petite rouge ou crevette des grands fonds (Sénégal), Chevrette ou Gembri sghir en Tunisie et el bayda ou la blanche en Algérie (Lloris et Rucabado, 1998).

I.2.4. Dimorphisme sexuel

Les mâles ont une longueur totale de [8 à 14 cm], possèdent un pétasma avec deux projections distomédiales étroites, recourbées vers l'extérieur qui se termine par des pointes aiguës (**Photo 2**). Quant aux femelles, elles possèdent un Thélycum dans la partie abdominale antérieure en forme de triangle obtus et leur taille varie entre [12 et 16 cm] (**Photo 3**) (**Ainouche, 2009**).



Photo 3 : crevette male (Cliché personnel).



Photo 2 : crevette femelle (Cliché personnel).

I.2.5. Distribution géographique

L'aire de distribution de *Parapenaeus longirostris* est étendue, elle se rencontre dans tout le bassin méditerranéen, et est également répandue dans l'Atlantique oriental, de l'Angola au Portugal et dans l'Atlantique occidental, des Guyanes au Massachusetts (USA) (**Bekadja, 2009**).

I.2.6. Habitat et répartition bathymétrique

Elle fréquente les fonds de vases, de sables (**Bekadja et al., 2009 ; Grimes et al., 2004**). Sa répartition bathymétrique est large, de 20 à 700 m et généralement de 100 à 400 m de profondeur (**Grimes et al., 2004**).

I.2.7. Sa position systématique

En 1997, Pérez-Farfante et Kensley (**Sobrino et al., 2005**) proposent la taxonomie suivante de l'espèce étudiée (**Tableau 1**)

Tableau 01 : Position systématique de *Parapenaeus longirostris* (Lucas, 1846) (Sobrino et al., 2005).

Embranchement	Arthropoda.
Superclasse	Crustacea (Pennant, 1777)
Classe	Malacostraca (Latreille, 1802).
Sous-classe	Eumalacostraca (Grobber, 1892).
Super ordre	Eucarida (Calaman, 1904).
Ordre	Decapoda (Latreille, 1802).
Sous ordre	Dendrobranchiata (Bate, 1888).
Super famille	Penaeoidea (Rafinesque-Schmalt, 1815).
Famille	Penaeidae (Rafinesque-Schmalt, 1815).
Genre	<i>Parapenaeus</i> (Smith, 1885).
Espèce	<i>Longirostris</i> (Lucas, 1846).



Chapitre 99:

Les métaux

Lourds

Les écosystèmes aquatiques sont soumis à une importante pollution métallique (**Khaled-Khodja et Durand, 2016**), cette pollution est un problème d'actualité, qui préoccupe toutes les communautés soucieuses de maintenir leur patrimoine hydrique à un certain degré de qualité (**Fahssi et Chafi, 2015**).

Pour cela, les scientifiques impliquent une surveillance chimique ou monitoring chimique dont l'objet est de déterminer le niveau de contamination par tel ou tel polluant des biotopes et de la biomasse (**Ramade, 2007**).

II.1. Définition des métaux lourds

On appelle en général métaux lourds les éléments métalliques naturels, métaux ou dans certains cas métalloïdes caractérisés par une masse volumique élevée, supérieure à 5 grammes par cm³ (environ 65 éléments) (**Miquel, 2001**). À l'exception du mercure qui est principalement sous forme de gaz, les autres métaux lourds (plomb, arsenic, cadmium, nickel, zinc, manganèse, etc...) sont associés à des aérosols c'est-à-dire des petites particules liquides et/ou solides en suspension dans l'air. Les plus toxiques d'entre eux sont le plomb, le cadmium et le mercure (**Quénel et al., 2016**).

Dans les milieux aquatiques, les métaux peuvent être présents sous formes dissoute, colloïdale, et/ou particulaire (**Papp, 2011**).

En outre ils sont non biodégradables et leur concentration dans les environnements aquatiques s'accroît considérablement car elle résulte des activités de production et de consommation anthropiques (**Coulibaly et al., 2009**). Les métaux lourds sont l'un des principaux produits chimiques qui provoquent la dégradation de la qualité de l'eau (**Khannous et al., 2013**).

II.2. Classification des métaux lourds

La classification en métaux lourds est d'ailleurs souvent discutée car certains métaux toxiques ne sont pas particulièrement « lourds » (le zinc), tandis que certains éléments toxiques ne sont pas tous des métaux (l'arsenic par exemple). Pour ces différentes raisons, la plupart des scientifiques préfèrent à l'appellation métaux lourds, l'appellation « éléments en traces métalliques » -ETM- ou par extension « éléments traces » (**Miquel, 2001**).

D'un point de vue biologique, les métaux lourds peuvent être divisés en deux catégories : essentiels et non essentiels

II.2.1. Métaux essentiels

Ce sont des éléments indispensables à l'état de trace pour de nombreux processus cellulaires et qui se trouvent en proportion très faible dans les tissus biologiques.

Certains peuvent devenir toxiques lorsque la concentration dépasse un certain seuil. C'est le cas du cuivre (Cu), du nickel (Ni), du zinc (Zn), du fer (Fe), etc...**(Soulaymani-Bencheikh, 2014)**.

Les métaux essentiels pour l'environnement sont :

- Pour les animaux : Cr, Cu, Co, Mn, Mo, Ni, Se.
- Pour les plantes Cu, Mn, Mo, Ni **(Papp, 2011)**.

II.2.2. Métaux non essentiels (toxiques)

Les métaux non essentiels n'ont aucun effet bénéfique connu pour la cellule, mais un caractère polluant avec des effets toxiques pour les organismes vivants même à faible concentration. C'est le cas du plomb (Pb), du mercure (Hg), du cadmium (Cd). Ce sont des micropolluants de nature à entraîner des nuisances, même quand ils sont rejetés en quantités très faibles. Leur toxicité se développe par bioaccumulation le long de la chaîne alimentaire **(Soulaymani-Bencheikh, 2014)**.

II.3. Origine des métaux lourds

Les éléments métalliques sont présents de façon ubiquitaire, en traces dans l'environnement. Ils sont pour la plupart relativement peu solubles dans l'eau et s'associent aux sédiments ou aux matières en suspension **(Dubois et Lacouture, 2011)**.

Les métaux lourds qui entrent dans l'environnement aquatique proviennent des sources naturelles et de sources anthropogènes **(Biney et al., 1994)**.

Leur entrée peut être le résultat soit de déversements effectués directement dans les écosystèmes marins et dans les eaux douces, soit d'un cheminement indirect comme dans le cas des décharges sèches et humides et du ruissellement agricole. Parmi les importantes sources naturelles citons :

L'activité volcanique, l'altération des continents et les incendies de forêts, l'érosion **(Biney et al., 1994)**.

La pollution de l'environnement aquatique par les substances toxiques d'origine anthropique, en particulier les éléments traces métalliques, est un des problèmes majeurs auxquels doivent faire face les sociétés actuelles. Ces polluants contaminent les systèmes aquatiques à partir de sources ponctuelles et diffuses **(Djeddi et al., 2018)**.

Les sources anthropogènes sont les suivantes :

- Effluents d'extractions minières.
- Effluents industriels.
- Effluents domestiques et ruissellements orageux urbains.
- Lessivage de métaux provenant de décharges d'ordures ménagères et de résidus solides.

- Apports de métaux provenant de zones rurales, par exemple métaux contenus dans les pesticides.
- Sources atmosphériques, par exemple combustion de carburants fossiles, incinération des déchets et émissions industrielles.
- Activités pétrochimiques (**Biney et al., 1994**).

II.4. Répartition et devenir des métaux lourds dans l'environnement aquatique

La pollution du milieu marin est pour sa part essentiellement localisée dans la zone côtière ou s'écoulent fleuves, déversement d'usines et égouts (**Miquel, 2001**).

Une fois arrivés dans l'environnement aquatique, les métaux se répartissent entre les différents compartiments de l'environnement aquatique (l'eau, les solides en suspension, les sédiments et le biote). Les métaux présents dans l'environnement aquatique peuvent exister sous forme de complexes, de particules ou en solutions où ils sont en partie métabolisés par les organismes aquatiques. Ils peuvent accumuler les métaux et les transférer, en tant que proies contaminées, vers les réseaux trophiques benthiques et pélagiques (**Djeddi et al., 2018**).

Les métaux lourds sont absorbés tant par la faune que par la flore (voie externe : adsorption ; voie interne : absorption). Cette absorption pourrait provoquer une augmentation de la concentration du métal dans l'organisme. Si la phase d'excrétion est lente, il peut en résulter un phénomène d'accumulation biologique. Il a été démontré que quelques métaux, comme le mercure, subissent une amplification biologique au cours de leur progression dans la chaîne alimentaire (**Biney et al., 1994**).

II.5. Les métaux lourds étudiés

II.5.1. Plomb

C'est un métal blanc bleuté au lustre brillant, doux, très malléable, ductile et un mauvais conducteur d'électricité. Il est très résistant à la corrosion. Il est naturellement présent à l'état de trace, mais ce n'est pas un oligoélément à effet bénéfique. Il doit toujours être considéré comme un élément toxique (**Morlot, 1996**).

II.5.1.1. Sources naturelles et anthropiques

Le plomb est présent naturellement en faible quantité dans l'écorce terrestre à raison d'environ 13 à 16 mg/Kg (**Morlot, 1996**). On le retrouve dans de nombreux minéraux, dont le plus commun est le sulfure de plomb

La principale voie d'exposition au plomb est l'alimentation. On retrouve le plomb dans les légumes et la viande. Cependant, les autres sources d'exposition peuvent être l'inhalation de poussières, notamment de vieilles peintures contenant des sels de plomb, l'exposition directe ou indirecte à la fumée de cigarette, des composés pour l'essence (plomb), la fabrication des

accumulateurs acides, des pigments, des munitions pour le gainage de certains câbles ou encore pour la soudure. Les mines et les fonderies de plomb contribuent également à la pollution de l'environnement (Savary, 2010).

La contamination par le plomb est produite par l'extraction, la fusion, la combustion des combustibles fossiles et la fabrication de pesticides et d'engrais (Arias et al., 2010).

II.5.1.2. Principales utilisations du plomb

Production mondiale 6.000 milliers de tonnes, Batteries et accumulateurs 72 %, Ouvrés en plomb 10 %, Chimie 7 %, Autres 15 % (Miquel, 2001).

II.5.1.3. Les caractéristiques physico- chimiques du plomb

Les caractéristiques physico-chimiques sont données dans le tableau (Tableau 2)

Tableau 2 : Les caractéristiques physico- chimiques du plomb (Miquel., 2001).

Caractéristique physico chimique	Plomb
Masse atomique	270 U
Masse volumique	11,35 g/cm ³
Température de fusion	327°
Température d'ébullition	1.740°
Symbole chimique	Pb
Minerai d'origine	Galène

II.5.1.4. La toxicité

Le plomb absorbé par l'organisme par inhalation ou par ingestion est distribué par le sang à différents organes : le foie, les reins, la rate, la moelle osseuse et surtout les os. Le plomb sanguin ne représente que 1 à 2% de la quantité totale de plomb présent dans l'organisme ; les tissus mous (reins, foie, rate...) en contiennent 5 à 10 % et plus de 90% est fixée sur les os, et par voie cutanée, plus rarement (Miquel, 2001).

La demi de vie de plomb est relativement longue dans les tissus (30 jours dans le sang 10 à 20 ans dans les os) (Savary, 2010).

Le plomb exerce des effets biologiques sur les organismes cellulaires et perturbe les fonctions sanguine, rénale et nerveuse. En toxicité aigüe et chronique, les effets observés dépendent des organismes et de leur sensibilité (Morlot, 1996).

II.5.2. Cadmium

C'est un métal blanc argenté (Prankel et al., 2004), assez rare dans la croûte terrestre (0.15 g/tonne de terre en moyenne) (Savary, 2010), dans Le numéro atomique 48, est dans le groupe Lib du tableau périodique des éléments (Singh et al., 2011). Le cadmium est un des métaux les plus toxiques, il n'a aucun effet bénéfique connu. Ce métal est présent en concentration de plusieurs dizaines de ppm dans les phosphates et dans certains calcaires (Olivier, 2015). Le cadmium est un élément chalcophile, associé généralement au zinc. Les deux éléments ayant des structures ioniques et une électronégativité proches (Rollin et Quiot, 2006).

II.5.2.1. Sources naturelles et anthropiques

Le cadmium est un élément métallique présent de façon naturelle dans la croûte terrestre. Il est considéré avec trois autres métaux toxiques (l'arsenic, le plomb et le mercure) comme étant très préoccupant face à la santé environnementale (Pierre-Clément, 2011).

Par ses caractéristiques physiques intéressantes il est utilisé pour l'industrie des revêtements, la fabrication d'alliages et de soudures, de pigments, de peintures, de stabilisants pour matières plastiques et batteries, des céramiques, des engrais phosphatés, l'industrie atomique...(Savary, 2010) qui engendre par conséquent une pollution de l'environnement (Pierre-Clément, 2011).

II.5.2.2. Principales utilisations du cadmium

Production mondiale 20 milliers de tonnes, Batteries et accumulateurs 70 %, Pigments 13 %, Plasturgie 8 %, Autres 9 % (Miquel, 2001).

II.5.2.3. Les caractéristiques physico- chimiques du cadmium

Les caractéristiques physico- chimiques sont données dans le tableau (Tableau 3)

Tableau 3 : Les caractéristiques physico- chimiques du cadmium (Miquel, 2001).

Caractéristiques physique -chimique	Cadmium
Masse atomique	112U
Masse volumique	8,6 g/cm ³
Température de fusion	320,9°
Température d'ébullition	765°
Symbole chimique	Cd
Minerai d'origine	Scories du zinc

II.5.2.4. La toxicité

La concentration normale de cadmium dans le sang est de 5 µg/litre. Cette valeur doit être surveillée (**Miquel, 2001**).

Le cadmium élément non essentiel, est toxique pour l'homme même à faible dose (à partir de 100 µg/jour) son principal danger réside dans son effet cumulatif car il ne s'élimine pratiquement pas. Ses divers composés présentent des effets très variables selon leur solubilité, et donc leur facilité d'assimilation par l'organisme.

Facilement absorbé par l'appareil digestif, le cadmium passe par le sang pour se concentrer dans certaines parties du corps (foie et surtout reins 30 à 40 %). Des intoxications chroniques se traduisent par accidents gastro-intestinaux, pulmonaires, rénaux et nerveux (**Savary, 2010**).

Une exposition de courte durée à de fortes concentrations de poussières ou de fumées, de composés de cadmium est irritante pour les cellules des systèmes respiratoires et gastro-intestinaux (**Miquel, 2001**).

Le plomb et le cadmium ont quelques caractéristiques physico-chimiques communes :

- Ils ne se détruisent pas. Ils se transportent, changent de forme chimique, mais ne se détruisent pas.

- Ils ont une conductivité électrique élevée, qui explique leur utilisation dans de nombreuses industries.

- Mais surtout, ils présentent une certaine toxicité pour l'homme, entraînant notamment des lésions neurologiques plus ou moins graves. Tandis que tous les autres ont une utilité dans le processus biologique -certains métaux (les oligo-éléments) sont même indispensables à la vie (le fer, le cuivre, le nickel, le chrome...), les trois métaux cités sont des éléments uniquement toxiques (**Miquel, 2001**).

II.5.3. Zinc

Le zinc est un élément chimique, de symbole Zn et de numéro atomique 30, C'est un oligo-élément indispensable à la vie et nécessaire au métabolisme des êtres vivant, essentiel pour de nombreux métallo enzymes, le zinc est un des métaux les moins toxiques et dont le problème de la carence induit des phénomènes pathologiques chez tous les êtres vivants. Par contre, à fortes doses, cet élément peut devenir toxique (**Gunnar et al., 2007**).

II.5.3.1. Sources naturelles et anthropiques

Les concentrations du zinc présent naturellement dans la croûte terrestre sont comprises entre 70 et 132 mg/kg., habituellement le zinc est rencontré en association avec le plomb, le cuivre, l'or et l'argent. Le zinc se présente sous forme de sphalérite (sulfure), smithsonite

(carbonate), calamine (silicate), et franklinite (zinc, manganèse, oxyde de fer) (Rollin et Quiot, 2006).

Le zinc est facilement adsorbé par les minéraux argileux, les carbonates ou hydroxydes, ont montré que la plus grande proportion de zinc dans des sols et sédiments contaminés était associée aux oxydes de fer et de manganèse.

Le flux de zinc vers l'atmosphère de sources naturelles est estimé à 43700 tonnes par année, dont 60 % de poussières emportées par le vent, 20 % du fait de la végétation, 15 % de feux de forêt et 5 % des activités volcaniques. Les activités anthropiques sont responsables de l'émission de 315000 tonnes de zinc par année, c'est à dire d'environ 90 % du total des émissions de zinc vers l'atmosphère (Rollin et Quiot, 2006).

II.5.3.2. Les caractéristiques physico- chimiques du zinc

Les caractéristiques physico- chimiques sont représentées dans le tableau (Tableau 4) :

Tableaux 4 : Propriétés physico-chimique du Zinc (Miquel, 2001).

Caractéristique physico-chimique	Zinc
Masse atomique	65,409U
Masse volumique	7,11 g/cm ³
Température de fusion	420 °C
Température d'ébullition	920 °C
Symbole chimique	Zn

II.5.3.3. La toxicité

Le zinc n'a aucun effet négatif sur la santé (Savary, 2010). Il est un élément essentiel au bon fonctionnement de la vie mais il peut être toxique à fortes doses (Gourlay-Francé et al., 2011).

L'évaluation du risque, fondée sur l'estimation d'une concentration ajoutée maximale ne provoquant pas d'effet toxique, exclut le cas où le niveau naturel du zinc (Gourlay-Francé et al., 2011).

II.6. Les effets des métaux lourds

➤ Sur la santé

Les métaux lourds s'accumulent facilement dans l'organisme et particulièrement au niveau des reins. Chaque espèce a des effets spécifiques sur la santé humaine.

Ces symptômes apparaissent en cas d'absorption ou de contact avec de fortes concentrations en métaux ou de concentrations plus faibles sur une longue période (**Miquel, 2001**).

➤ **Sur l'environnement**

La contamination de l'environnement aquatique par des métaux de provenance localisée, peut avoir des effets délétères, c'est-à-dire des effets toxiques aigus ou chroniques, sur la vie aquatique à l'intérieur de la zone concernée (**Cossa et al., 1992**).

Les métaux contaminent les sols et les aliments. Ils sont bioaccumulables, c'est-à-dire qu'ils s'accumulent dans les organismes vivants et peuvent perturber les équilibres et mécanismes biologiques. Les ETM perturbent l'écosystème forestier en favorisant la décomposition de la matière organique (**Quénel et al., 2016**).

➤ **Sur les organismes aquatiques**

Les organismes vivants ont évolué en présence des éléments métalliques. Certains métaux sont même essentiels aux processus biologiques. Les éléments métalliques ont la propriété de se fixer sur des protéines et ainsi de modifier la structure moléculaire et le mode d'action de ces dernières.

Ces modifications de structure peuvent être essentielles à la bonne fonctionnalité de certaines Protéines (enzymes, pigments respiratoires), ou au contraire induire un effet toxique en les inactivant. Les organismes sont capables, dans une certaine mesure, d'utiliser et de réguler les concentrations en métaux qui leur sont essentiels, des effets toxiques apparaissent (**Blanquet et al., 2004**).



Chapitre 999 :
Les biomarqueurs

III.1. Généralités

La surveillance biologique est l'utilisation des êtres vivants (organismes ou d'organismes à divers niveaux d'organisation moléculaire, biochimique, cellulaire, physiologique, tissulaire, morphologique et écologique) pour surveiller l'évolution des modifications, des altérations ou de la stabilité de la qualité d'un milieu) (**Benard et al., 2004**). En fournissant des informations sur l'impact biologique sur l'environnement. La collecte de données biologiques permet d'effectuer un suivi qualitatif, voire l'histoire de certains milieux (**Triplet, 2017**).

De manière générale, la surveillance biologique repose sur deux principes : La biosurveillance dite sensible (utilise les organismes qui répondent au stress causé par la pollution), la mesure de cette sensibilité définit trois concepts : le bio-marqueur, le bio-indicateur et le bio-intégrateur) (**Benard et al., 2004**). La biosurveillance par accumulation (utilise des organismes qui ont la capacité de stocker les polluants dans leurs tissus (bioaccumulateurs) suite à des mécanismes de fixation et/ou de transfert (**Conti et Cecchetti, 2001**).

La biosurveillance peut être subdivisée en trois groupes d'activité principaux : détecter les effets des polluants sur des espèces bios- indicatrices au travers de critères d'abondance relative et/ou de présence-absence, ainsi que les changements dans la structure de peuplements ou de communautés. Evaluer les effets des polluants sur les organismes et mettre en relation avec les concentrations observées dans ces derniers et d'autres indicateurs abiotiques et biotiques et détecter l'éventuelle existence de souches naturelles résistantes parmi les espèces pollutolérantes qui peuvent avoir développé une résistance au polluant (**Ramade, 2007**).

III.2. Les biomarqueurs : notions et concepts

L'usage des biomarqueurs représente une méthodologie, qui s'est initialement développée à des fins de biomonitoring. Il a connu au cours des quinze dernières années un important développement dans l'évaluation de la contamination et des effets des polluants sur les populations et les peuplements naturels (**Ramade, 2007**).

III.3. Définition d'un biomarqueur

Selon l'une des premières définitions, un biomarqueur est une variation, inductible par les xénobiotiques (un groupe majeur des polluants possédant une forte toxicité même à de très faibles concentrations pour les êtres vivants) (**Ramade, 2007**) de composants ou processus, structures, ou fonctions cellulaires ou biochimiques, qui peut être mesurée dans un échantillon où un système biologique (**Lagadic et al.,1997**).

Le concept de biomarqueur a connu une profonde évolution, parmi le grand nombre de définitions qui ont été proposées, nous retiendrons la suivante «Le terme de biomarqueurs désigne des changements structuraux ou fonctionnels observables et mesurables, qui prennent

place à divers niveaux de l'organisation biologique, depuis la molécule jusqu'à l'organisme pris dans son intégralité, qui traduisent une exposition persistante ou passée d'un individu à une ou plusieurs substances polluantes.» (Jean-Claude et Claude, 2008)

III.4. Les caractéristiques d'un biomarqueur.

Afin d'évaluer un biomarqueur, six critères doivent être disponibles ou établis (Van Der Oost et al., 2003) :

- Le test pour quantifier le biomarqueur doit être fiable, relativement peu coûteux et facile à réaliser.
- La réponse du biomarqueur doit être sensible à l'exposition au polluant et/ou à ses effets afin de servir de paramètre d'alerte précoce.
- Les données de base du biomarqueur doivent être bien définies afin de distinguer la variabilité naturelle (bruit) et le stress induit par les contaminants (signal).
- L'impact des facteurs de confusion sur le biomarqueur la réponse doit être bien établi. Le mécanisme sous-jacent des relations entre la réaction aux biomarqueurs et l'exposition aux polluants (dosage et durée) doivent être établis.
- La signification toxicologique du biomarqueur, par exemple les relations entre sa réaction et l'impact (à long terme) sur l'organisme, doivent être établis.
- De plus, (Van Der Oost et al., 2003) rajoutent à ces critères, qu'un biomarqueur devra être, si possible, non invasif ou non destructif afin de faciliter le suivi des pollutions sur les espèces protégées ou menacées.

III.5. Utilisations des biomarqueurs

Les biomarqueurs sont des outils mis en œuvre pour établir un diagnostic de risque environnemental. Leurs usages et leur intérêt, notamment dans la détermination du risque de pollution (Garric et al., 2010).

L'utilisation la plus courante actuellement des biomarqueurs, en particulier en milieu marin dans le cadre de conventions internationales pour la Méditerranée ou l'Atlantique, est la surveillance à long terme de l'exposition des organismes à des contaminations biodisponibles (Garric, 2009).

Ils constituent un signal précoce de l'effet de la contamination sur les organismes. Leurs usages et leur intérêt dans la détermination du risque environnemental sont devenus incontournables. Toutefois le manque de connaissance sur les mécanismes physiologiques et fonctionnels et le comportement de certains organismes aquatiques sentinelles utilisés limitent fortement l'utilisation optimale de ces outils (Figure 4) (Galloway et al., 2004).

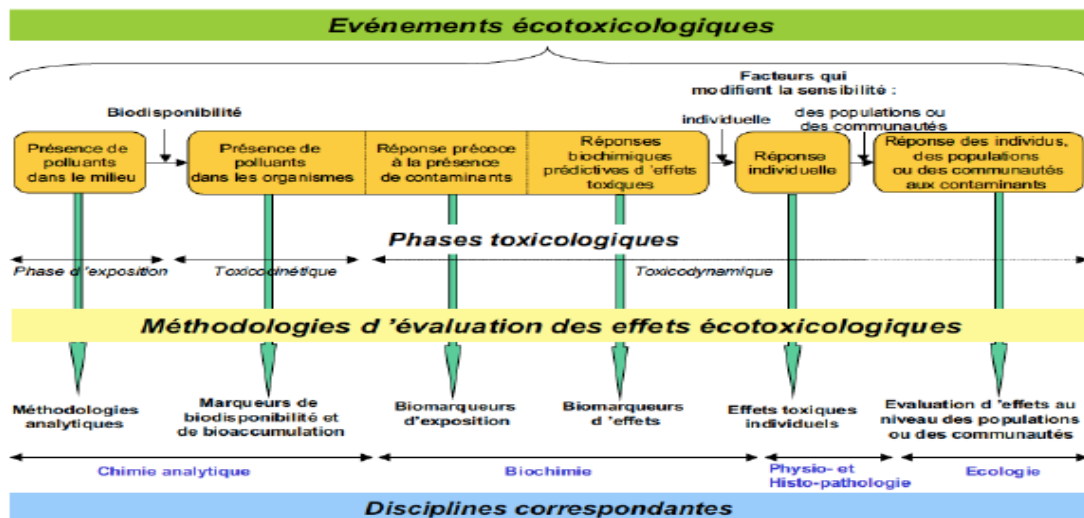


Figure 4. Représentation des méthodologies faisant appel à l'utilisation des biomarqueurs dans l'évaluation des risques écotoxicologiques (Lagadic et al., 1997).

III.6. Les différents types de biomarqueurs

Il est classique en écotoxicologie, de distinguer trois types de biomarqueurs : les biomarqueurs d'exposition à un xénobiotique, les biomarqueurs d'effets de l'exposition et les biomarqueurs de sensibilité aux effets provoqués par l'exposition (Lagadic et al., 1997).

III.6.1. Biomarqueurs d'exposition

Les biomarqueurs indiquent que le polluant présent dans le milieu a pénétré dans l'organisme. Généralement, les biomarqueurs d'exposition sont le résultat de l'interaction du polluant avec des molécules biologiques dans des tissus et/ou dans des liquides corporels (Ramade, 2007). Ces biomarqueurs s'avèrent particulièrement utiles dans la détermination de la biodisponibilité des contaminants (Chapman et al., 2013).

III.6.2. Biomarqueurs d'effet

Regroupe l'ensemble des événements qui permettent de vérifier que les concentrations auxquelles le xénobiotique considéré se rencontre dans les tissus ont produit un effet, toxique ou non, sur une cible critique. Certains biomarqueurs peuvent être spécifiques d'un groupe taxonomique particulier ; d'autres peuvent être appliqués à tous les organismes (protéines de stress par exemple) (Amiard et Amiard-triquet, 2008).

III.6.3. Biomarqueurs de sensibilité

Le phénomène de variation d'origine génétique de la réponse à la contamination par les polluants qui se traduit par une variation de la sensibilité a suscité un grand intérêt lors d'études portant sur l'exposition à des composés toxiques chez l'homme (Martín-Díaz et al., 2004).

III.7. stress oxydant

III.7.1. Définition du stress oxydant

Le stress oxydatif résulte de l'accumulation de dommages oxydatifs menant à la dégradation de différentes composantes cellulaires, causés par une grande variété de molécules instables nommées « espèces réactives de l'oxygène » ou « espèces réactives » (**Costantini, 2014 ; Halliwell et Gutteridge, 2015**) il est défini par Siess, comme : «un déséquilibre entre les systèmes pro-oxydants et antioxydants en faveur des premiers, et source d'effets toxiques potentiels» (**Ramande, 2007**).

III.7.2. Le stress oxydant chez les organismes marins

Les organismes marins sont exposés à une large gamme des facteurs environnementaux variant spatialement et temporellement. La plupart des organismes ont développé une certaine capacité à s'adapter à ces fluctuations. Ainsi les défenses antioxydants des animaux peuvent s'adapter aux niveaux de production de ROS induits par ces fluctuations environnementales. Il n'est alors pas surprenant d'observer des variations saisonnières des activités antioxydants chez nombre d'animaux marins (**Castex, 2009**).

III.7.3. Biomarqueurs du stress oxydant mesurés

- **La catalase (CAT)**

La catalase est une enzyme antioxydant qui catalyse la décomposition du peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) en eau et en oxygène moléculaire (O_2) (**Sellami et al., 2012**), elle est présente depuis les procaryotes jusqu'aux mammifères (protéine très conservée). Elle est également l'enzyme la plus abondante du peroxydosome (**Orbéa et al., 2000**).

- **Le malondialdéhyde (MDA)**

Le malondialdéhyde (MDA) est un produit terminal de décomposition oxydative des lipides (**Michel et al., 2008**) et dont la teneur est en relation étroite avec les dégradations de la membrane cellulaire, permet de montrer l'effet d'une pénétration d'un xénobiotique dans l'organisme. Ce paramètre constitue un indicateur précoce d'une agression toxique et par conséquent il peut être utilisé comme biomarqueur du stress oxydatif (**Ladhar-Chaabouni et al., 2007**)

- **Glutathion (GSH)**

Le glutathion ou γ -L-glutamyl-L-cystéinglycine est un tripeptide dont la concentration cellulaire peut atteindre dans certaines cellules animales 5 mM. Il est considéré comme l'un des plus importants agents antioxydants impliqué dans la protection de la cellule contre les espèces réactives de l'oxygène (**Van der Oost et al., 2003**), Grâce à son groupement SH libre, le glutathion constitue le principal antioxydant propre à la cellule (**Ellman, 1959**).

- **Glutathion-S-transféras (GST)**

Glutathion-S-transféras est une famille d'enzymes qui se retrouve dans le cytosol et les mitochondries (GST soluble) et dans les microsomes (GST associées aux membranes).

La GST catalyse une réaction de conjugaison entre le glutathion et des molécules réactives contenant des sites électrophiles (carbone, azote ou atome de soufre). Elle détoxifie les xénobiotiques électrophiles (polluants, médicaments, antibiotiques, pesticides), la GST rend ces substances moins toxiques et plus hydrosolubles que les molécules de départ. **(Hayes et al., 2005).**

Partie 99: Etude

expérimentale





Chapitre 9 :
Matériels et
méthodes

En Algérie *Parapenaeus longirostris* constituent presque la totalité des captures en crevettes par sa qualité et sa abondante (Nouar, 2007).

Le matériel biologique utilisé, dans ce travail consiste en des crevettes pêchées de deux régions différentes localisées dans l'Est algérien, il s'agit de Jijel et Skikda. Après débarquement dans les ports de Jijel et Skikda.

Parapenaeus longirostris a été pêchée pendant la nuit à des profondeurs comprises entre 80 m et 120 m pour la région de Jijel, 35 m et 98 m pour Skikda, les prélèvements se sont déroulés les trois mois de printemps (mars, avril et mai).

Les crevettes sont mises dans une glacière et recouverte de glaces puis transportées vers le laboratoire d'écologie d'université Mohammed Sedik Benyahia Jijel, subissant ainsi une étude biométriques puis des prélèvements de la chair afin de déterminer les teneurs en métabolites (protéines, lipides, glucides), concentrations des métaux lourds (plomb, cadmium et zinc) et le stress oxydant induit par ces métaux.

I.1. Présentation des régions étudiées

I.1.1. Région de Jijel

La wilaya de Jijel située sur la côte Nord-est de l'Algérie, elle est connue pour être une wilaya à vocation de pêche vu sa façade maritime qui s'étend sur un front de 120 km ainsi que ses caractéristiques naturelles et sa situation géographique, et par son climat méditerranéen caractérisé par l'alternance d'une saison sèche et d'une saison humide, avec un hiver doux et des précipitations annuelles en moyenne de 1200 mm/an qui en font l'une des régions les plus pluvieuses du pays.

La baie de Jijel est en majeure partie formée de plages s'étendant sur une quarantaine de kilomètres à l'Est de Jijel et de falaises vers l'Ouest. En arrière, sont situés des marais d'eau saumâtre reliés à la mer directement ou indirectement par des rivières descendantes des montagnes (Hemissi, 2008).

Les crevettes ont été recueillies dans deux positions (37° 0'37.42"N, 6° 0'23.97"E) et (37° 1'21.39"N, 6° 8'4.46"E), elles sont situées à la région d'Oued Zhour le long du golfe de Jijel. Elles sont situées à 50 km Est de la ville de Jijel (Figure 4).



Figure 4: Situation géographique de la zone d'échantillonnage de Jijel. (Google earth)

I.1.2. Région de Skikda

La wilaya de Skikda se situe dans le nord-est de l'Algérie et s'étend du cap de Fil Fila jusqu' au cap de Stora, et à l'arrière par la route nationale RN 44. La zone intègre les agglomérations secondaires de Stora et de Ben M'Hidi, les trois ports (hydrocarbures, commerce et de pêche) et elle s'étend sur un linéaire de 28,69 kilomètres et une surface de 40,06 km². (Hadeff et Belkacem, 2017).

Skikda est limitée au nord par la mer Méditerranée, à l'est par la wilaya de Annaba, à l'ouest par la wilaya de Jijel, au sud par Constantine et Guelma, et par Mila au Sud-ouest, entre les altitudes 36°5N et 36°15N et les longitudes 7°15 E et 7°30 E Couvrant une superficie totale de 4137,68 km² avec une frange littorale de 142 Km de long, représentant ainsi 12% du littoral algérien.

Le climat est de type méditerranéen, se caractérisant par un hiver doux et pluvieux, un été chaud et sec

Cette région est caractérisée par 03 oueds qui plongent dans la mer

- Oued Saf Saf entre les deux ports (port de pêche Stora et port mixte).
- Oued Guerguora, Oued Tamanrt à l'Ouest. (Hadeff., 2008).

Le port de pêche de stora est situé à 3 km de la région de Skikda. Il est attaché à l'E.U.R.L/E.G.P.P (Hadeff., 2008) (figure 5).

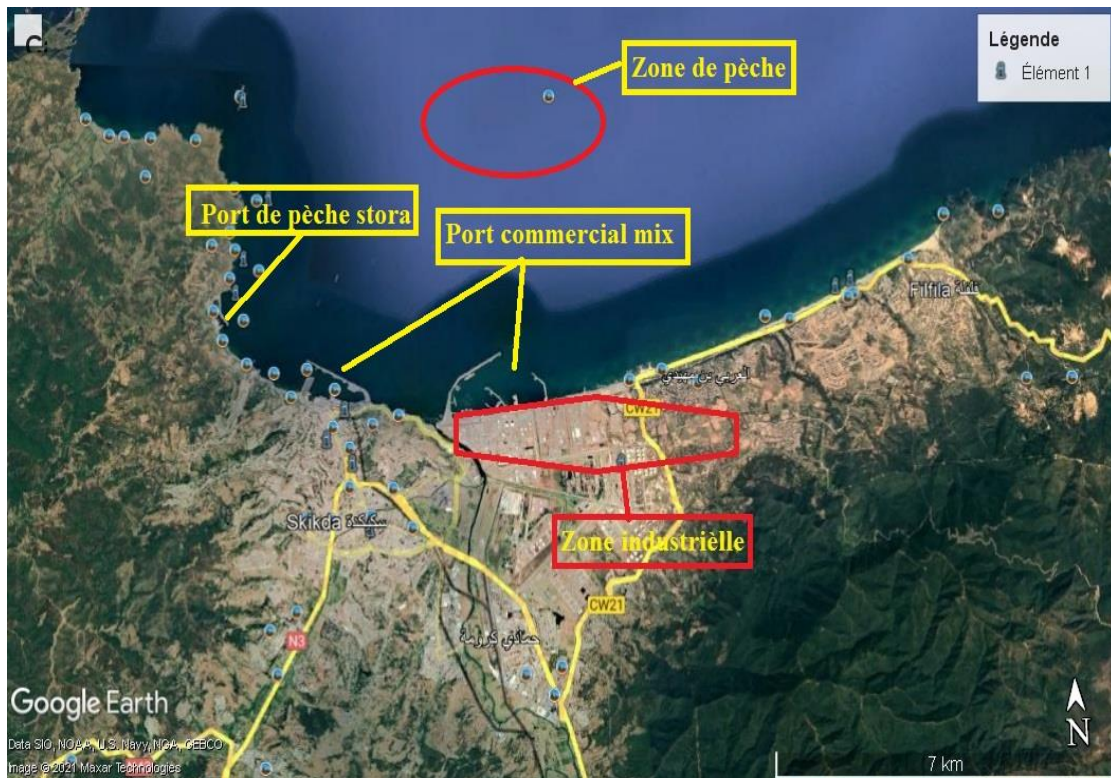


Figure 5 : Situation géographique de la zone d'échantillonnage de Skikda. (Google earth)

I.2. Analyses effectuées

Les différentes analyses effectuées au laboratoire sont représentées dans ce schéma (Figure 6)

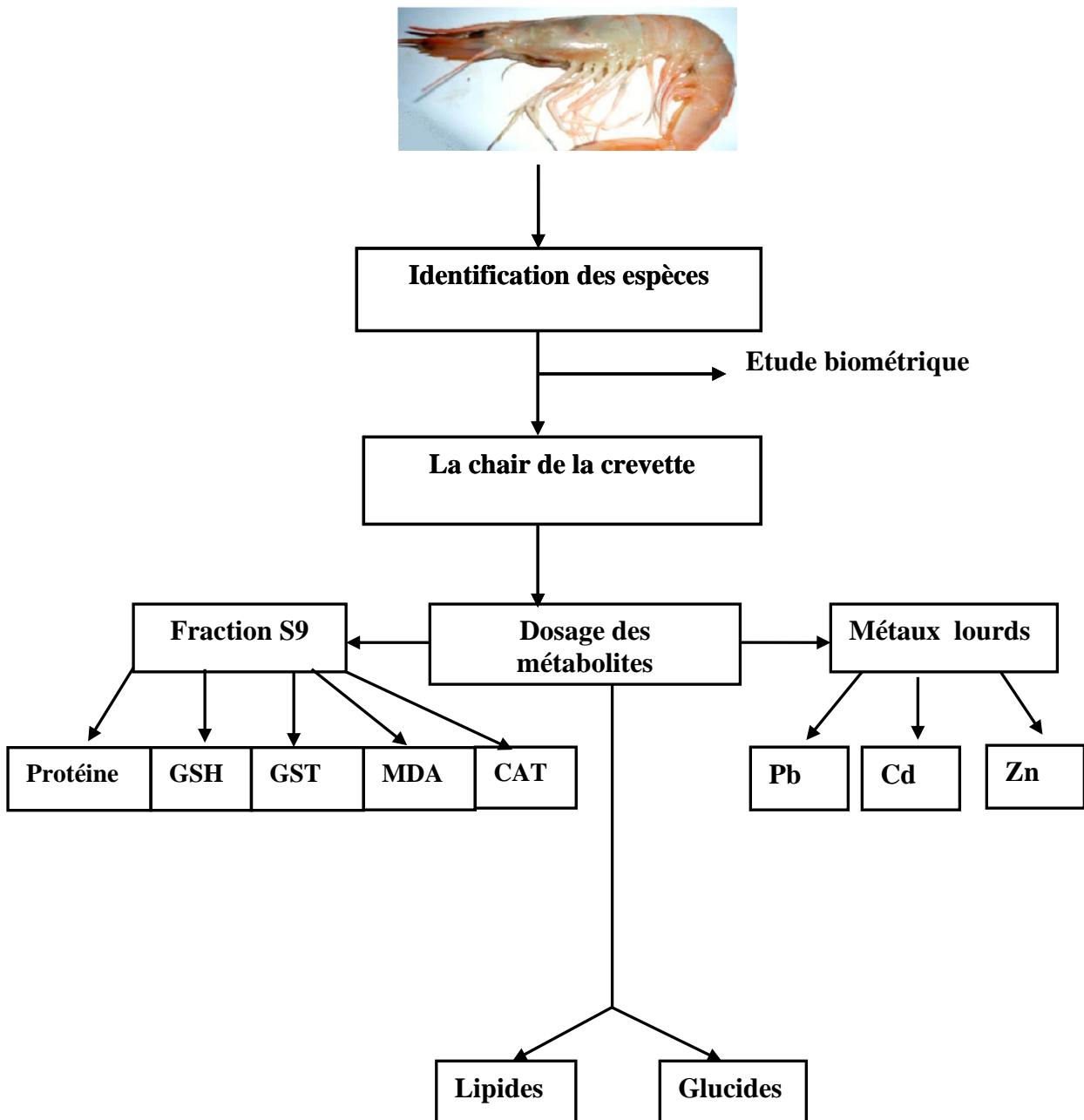


Figure 6: Diagramme récapitulatif expliquant les différentes analyses effectuées sur les crevettes.

I.2.1. Identification des espèces et séparation des sexes :

Les crevettes pêchées sont examinées et identifiées selon des critères bien déterminés:

- La forme, la taille et la couleur du corps.
- Le développement de l'abdomen et son emplacement par rapport au céphalothorax.
- La couleur, la longueur forme et nombre des dents de rostre.
- La forme et la longueur des antennes et des antennules.

La distinction des sexes repose surtout sur la taille, la couleur et l'observation de la partie ventrale de l'animal. Chez les mâles au niveau de la première paire des pléopodes, les deux articles fusionnent pour former l'organe copulateur (le pétasma), alors que chez les femelles,

ces deux articules sont séparées, et la zone entre la quatrième et la cinquième paire de péréiopodes est fermée constituant une petite poche appelée : poche thélycale ou thélycum qui reçoit les gamètes males.

I.2.2. L'étude biométrique :

Après l'identification des espèces et la séparation des sexes, l'étude biométrique a été réalisée sur des mâles et des femelles *Parapenaeus longirostris*. A l'aide d'une balance, chaque individu est pesé pour déterminer le poids total (PT) Nous avons mesuré les paramètres suivants la longueur totale (LT), la longueur du céphalothorax (LC), la longueur du rostre (LR), la longueur de l'abdomen (LA), la longueur de l'uropode (LU), la longueur du telson (L tel), et nous avons utilisé un pied à coulisse pour mesurer la hauteur du corps.

I.2.3. Dosage des métabolites

I.2.3.1. Préparation des échantillons

Un fragment de la chair (0,3g) est prélevé dans la partie abdominale de chaque individu, après pesée, met dans des tubes eppendorfs additionnés de 1ml de TCA (20%) puis étiquetés et conservés au congélateur en attendant les dosages.

I.2.3.2. Extraction des métabolites

L'extraction des métabolites des échantillons a été réalisée selon le procédé de **(Shibko et al., 1966) (Figure 7)**. Les fragments des échantillons additionnés de TCA (20%) sont broyés manuellement à l'aide d'un mortier. Le broyât est centrifugé à 5000 trs/min pendant 10 minutes, ce qui permet l'obtention du surnageant I qui renferme des glucides. Le culot I est ensuite additionné de 1ml d'éther/chloroforme (1V/1V). Une deuxième centrifugation est réalisée à 5000 trs/min pendant 10 minutes permettant ainsi l'obtention du surnageant II qui contient les lipides, tandis que le culot II, dissout dans 1ml de NaOH (0.1N), sera utilisé pour le dosage des protéines totales.

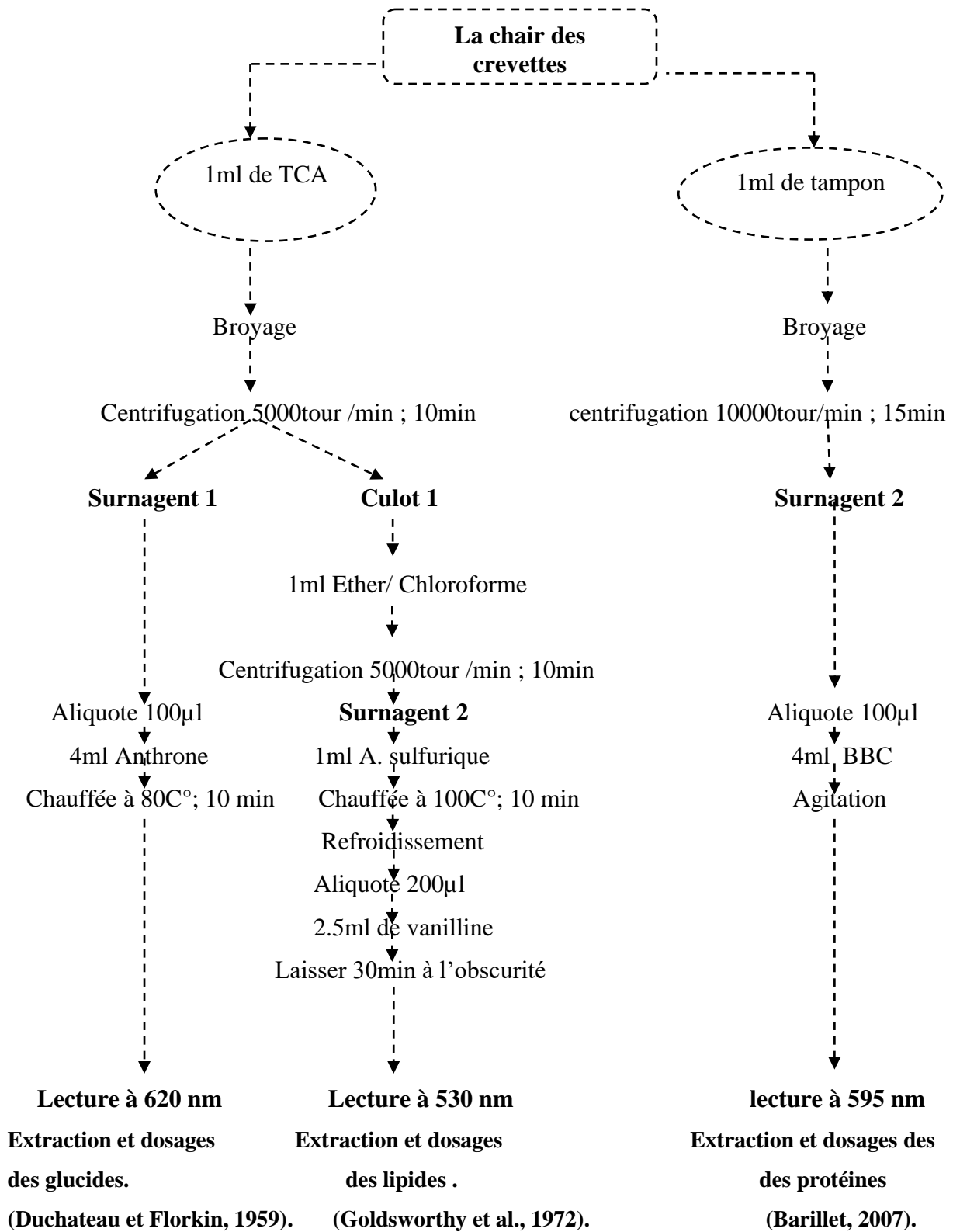


Figure 7 : Extraction et le dosage des métabolites (Shibko et al., 1996).

a. Dosage des glucides

Le dosage des glucides a été réalisé selon la méthode de **(Duchateau et Florkins, 1959)** cette méthode repose sur les propriétés chimiques spécifiques des oses. Une voie très générale est la déshydratation des groupements hydroxyles à chaud dans un milieu acide conduisant à la formation intermédiaire de furfural pour les pentoses et de 5-hydroxyméthyl furfural pour les hexoses **(Dauvillier, 1998)**.

Cette méthode utilisant l'Anthrone comme réactif (**annexe A**), les dérivés furfuraliques condensés à l'Anthrone donnent des composés bleu-vert dont l'absorbance est mesurée à 620 nm **(Dauvillier, 1998)**, en utilisant comme standard le glucose (2g/ml). La courbe d'étalonnage a été réalisée à partir du **(Tableau 5)**.

Tableau 5 : Réalisation de la gamme d'étalonnage des glucides

Tubes	Blanc	2	3	4	5	6
Glucose (μl)	0	100	200	300	400	500
Eau distillée (μl)	500	400	300	200	100	0
Anthrone (ml)	4	4	4	4	4	4
Quantité des glucides (μg)	0	100	200	300	400	500

Les glucides des échantillons ont été dosés dans une aliquote de 100 μl d'extrait glucidique, additionné de 4 ml d'Anthrone, chauffé au bain-marie à 80°C pendant 10 minutes.

b. Dosage des lipides

La quantification des lipides a été faite selon la méthode de **(Goldsworthy, 1972)**. Les lipides développent à chaud avec l'acide sulfurique concentré un complexe rose dont l'intensité de coloration est mesurée à une longueur d'onde de 530 nm qui est proportionnelle à la concentration des lipides.

La solution mère de lipide est préparée en utilisant l'huile de tournesol qui contient plus de 99% de triglycérique ; 25mg d'huile sont pesés dans un tube eppendorfs, et repris dans 10 ml d'un mélange Ether/Chloroforme (1 V/1 V). La courbe d'étalonnage est réalisée à partir du **(Tableau 6)**.

Tableau 6 : Réalisation de la gamme d'étalonnage des lipides

Tubes	Blanc	2	3	4	5	6
Solution mère de lipides (μl)	0	20	40	60	80	100
Ether/Chloroforme (μl)	100	80	60	40	20	0
Acide sulfurique (ml)	1	1	1	1	1	1
Vanilline (ml)	2.5	2.5		2.5	2.5	2.5
Quantité des lipides (μg)	0	50	100	150	200	250

Une aliquote de 100 μl de l'extrait lipidique a été additionné de 1ml d'acide sulfurique concentré (98%). Après agitation, les tubes sont chauffés à 100°C pendant 10 min, après refroidissement, prendre 200 μl de chaque tube puis additionner 2.5 ml de vanilline (**annexe A**). Après 30 minutes d'incubation à l'obscurité, faire la lecture.

c. Dosage des protéines

La technique utilisée est celle décrite par (**Bradford, 1976**), c'est un dosage colorimétrique basé sur le changement d'absorbance à une longueur d'onde 595nm; se manifestant par le changement de la couleur du bleu brillant de coomassie (BBC: G250) ; (**annexe A**) après des liaisons avec les acides aminés aromatiques (tryptophane, tyrosine et phénylalanine) et les résidus hydrophobes des acides aminés présents dans les protéines. Le changement d'absorbance est proportionnel à la quantité du colorant lié, indiquant donc la concentration en protéines dans l'échantillon.

La réalisation de ce dosage nécessite l'élaboration d'une gamme d'étalonnage de protéines standards. Les résultats sont exprimés en équivalent-albumine (l'albumine de sérum du bœuf BSA 2mg/ml) produit de référence servant à la standardisation (**Dauvillier, 1998**), la courbe d'étalonnage est réalisée à partir du (**Tableau 7**).

Tableau 7 : Réalisation de la gamme d'étalonnage des protéines

Tubes	blanc	2	3	4	5	6
BSA (μl)	0	20	40	60	80	100
Eau distillée (μl)	100	80	60	40	20	0
Réactif BBC (ml)	4	4	4	4	4	4
Quantité des protéines (μg)	0	200	400	600	800	1000

Les protéines des échantillons ont été dosées dans une aliquote de 100 μl additionné de 4 ml de BBC. Après agitation, la lecture des absorbances a été effectuée à 595 nm contre un blanc à l'aide d'un spectrophotomètre.

I.2.4. Dosage des métaux lourds

I.2.4.1. Analyse des métaux traces par spectrométrie d'absorption atomique SAA

La spectrométrie atomique s'applique à l'analyse quantitative et qualitative d'environ 70 éléments. Sa solubilité couvre un domaine qui s'étend de la ppm au ppb. Sa rapidité, sa simplicité, sa sélectivité exceptionnellement élevée et le cout modéré de son appareillage constitue autant d'atouts supplémentaire de la méthode (Skoog et al., 1997).

Le principe de la SAA est le phénomène nommée absorption par résonance dans le gaz si l'on fait passer un rayonnement lumineux polychromatique à travers un gaz à l'état d'atomes dispersés, une partie du rayonnement correspondant à des longueurs d'ondes bien définies sera absorbé. Une lampe à cathode creuse (LCC), ayant pour cathode l'élément étudié, produit un spectre d'émission caractéristique de l'élément sous l'effet d'une décharge électrique. Sur le parcours du rayement se situé un atomiseur (unité permettant le passage à l'état d'atome) contenant l'échantillon à analyser à l'état gazeux dont les atomes absorbent dans le domaine de résonance. L'intensité de la lumière primaire sera donc atténuée les raies spectrales qui ne sont pas absorbées, ne sont pas atténuées (Schwedt, 1993). La chaleur nécessaire pour faire passer l'échantillon a l'état gazeux est générée par une flamme (la SAA de flamme analyse seulement les solutions). Un atomiseur de flamme consiste en un nébuliseur qui convient l'échantillon en un aérosol, qui est alimenté dans le bruleur. L'atomisation se produit dans la flamme qui est habituellement alimentée par l'acétylène et du protoxyde d'azote ($N_2O-C_2H_2$) 3100K ou de l'air comprimé (air- C_2H_2) 2500k (OIML, 1991).

Les solutions de référence sont préparées à l'aide des solutions pures (cadmium chloride in water (100 mg/Cd); Lead Standard (100 mg/Pb) Lead II nitrate in water PbINChh- $Pb(NO_3)_2$ achetées pour l'absorption atomique par Merk. La lampe cathodique émet son rayonnement au travers d'une lentille focalisant le faisceau au travers de la flamme. Un monochromateur reçoit le signal et mesure l'absorbance. L'échantillon en solution est aspiré par un capillaire dans la chambre d'injection qui conduit au bruleur (Schwedt, 1993).

L'absorbance obéit à une loi de proportionnalité du type de loi de Beer-Lambert

$$\text{Abs} = K L N_0$$

Où :

K: coefficient d'absorption ou de la section de capture d'un photon.

L: longueur du chemin optique dans l'atomiseur.

No : nombre d'atomes à l'état fondamental par unité de volume dans l'atomiseur.

L'appareil utilisé dans notre travail est du modèle AA-6200 (SCHIMADZU-CORPORATION) caractérisé par une limite de détection (concentration d'un élément qui donne

un signal égal à trois l'écart type du bruit de fond) varie de 0.001 à 0.02 ppm avec une exactitude de 1 à 2% d'erreur relative. **Photo 4.**

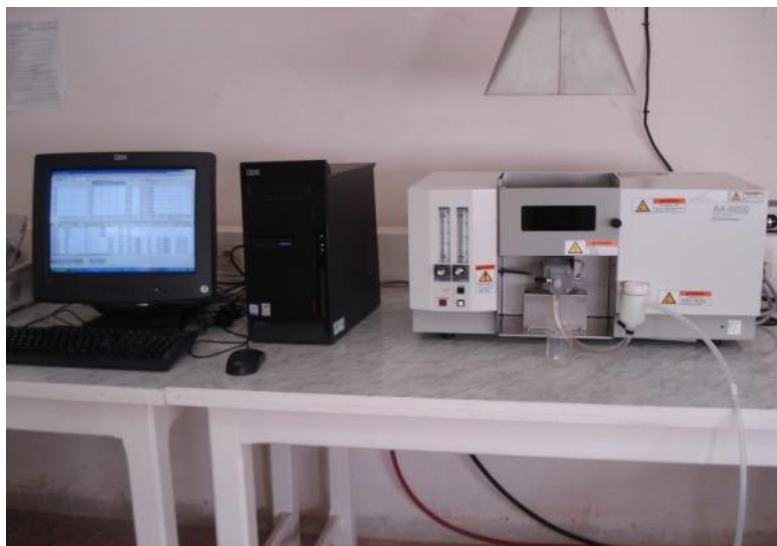


Photo 4: spectrophotomètre d'absorption (Cliché personnel)

I.2.4.2. Dosage des métaux dans les crevettes

Les crevettes congelées auparavant sont décongelés puis portés à l'étuve à 105 °C pendant 48 heures pour les faire séchées totalement, la matière séchée est ensuite broyée puis tamisée sur des mailles de 2 mm. La poudre ainsi obtenue va subir une digestion humide avec l'eau régale (HCL/HNO₃, 1V/3V), cette technique consiste en une digestion de la matière organique dans un milieu très oxydant puisqu'on ne peut faire appel à des catalyseurs minéraux, l'opération est brutale, présente des risques mais elle est rapide et à la fin le milieu de minéralisation renferme la totalité des éléments minéraux en solution, sans risque de perte par volatilisation (**Dauvillier, 1998**).

Dans un ballon, un gramme de l'extrait sec en poudre est additionné de 16 ml de l'eau, régale puis porté à l'ébullition sous la haute dans un bain de sable, au cours de cette phase, l'évaporation des acides s'accompagne du dégagement d'une fumée brune indiquant que la digestion de la matière organique n'est pas terminée, nous veillons alors à rajouter 12 ml lorsque le contenu du ballon atteint 2 à 3 ml. Au fur et à mesure la couleur de la fumée devienne blanchâtre ce qui prouve que la minéralisation est terminée. On laisse l'opération se poursuivre jusqu'à l'obtention d'un résidu de 3 à 4 ml qui sera filtré sur papier puis complété à 25 ml par l'eau bidistillée. Une deuxième filtration s'effectue sur membrane (pore de 4-5 µm), le filtrat final est conservé à froid (4 à 8°C pendant 30 jours au maximum) dans des flacons en

polyéthylène pour éviter tout transfert ou diffusion de minéraux entre l'emballage et la préparation dans un sens ou dans un autre.

N.B : toutes ces étapes doivent se dérouler sous la haute.

La concentration des éléments en ($\mu\text{g/g}$) de tissu égale à la concentration lue ($\mu\text{g/l}$) en ppm divisée par la masse de l'échantillon multipliée (le volume total de l'échantillon moins le volume de l'échantillon acide après la digestion).

$$\left[\text{Métaux} \frac{\mu\text{g}}{\text{g}} \right] = \frac{\text{ppm}}{1\text{g} * (\text{Vt ech} - \text{Vt ech acid})}$$

Où :

1g : la masse de la prise d'essai.

Vt eh : volume total de l'échantillon 25ml.

Vt ech acid : volume total de l'échantillon après la digestion =3 ml

I.2.5. Les biomarqueurs du stress oxydant

I.2.5.1. Extraction de la fraction « S9 »

Les dosages relatifs aux suivis de biomarqueurs de stress oxydant nécessitent que les tissus biologiques fassent l'objet préalable d'une homogénéisation et d'un fractionnement subcellulaire. L'ensemble de ces procédures se déroulent dans un tampon adapté dont la composition est la suivante : tampon phosphate 100 mM (8,44 ml), glycérol 20 % (1,56 ml) et phénylméthanesulfonylfluoride (PMSF) 0,2 mM (2 μL).

Une fois l'organe prélevé, il doit donc être placé dans un tube dans lequel un volume déterminé de ce tampon aura préalablement été déposé (environ 500 μl pour 100 mg de tissu).

Le broyage des tissus doit être réalisé directement dans un tube où il se trouve, et ce afin d'éviter une perte trop importante de matériel lors de transvasements successifs. La vitesse de rotation de l'homogénéisateur doit être assez faible pour ne pas réchauffer l'échantillon mais suffisante pour minimiser le temps de broyage et ainsi éviter une détérioration de l'échantillon.

Une fois les tissus correctement homogénéisés dans le tampon (la chair de crevette), on procède à leur centrifugation (15min ; 10 000 g ; 4 °C) en vue de l'obtention de la fraction dite «S9».

La fraction S9 est en effet utile pour l'étude du métabolisme cellulaire puisqu'elle contient les enzymes microsomaux et cytosoliques. Une fois cette fraction obtenue, elle est aliquotée (généralement en deux aliquots) et stockée à -20 °C jusqu'à quelques semaines avant l'analyse (Barillet, 2007).

I.2.5.2. Dosage de l'activité catalase (CAT)

Les catalases sont présentes dans un grand nombre de tissus, ce sont des enzymes tétramétriques à groupement hème. Ces enzymes interviennent dans la défense de la cellule contre le stress oxydant en catalysant la dismutation du peroxyde d'hydrogène (H₂O₂) toxique en eau et en oxygène (**Regoli et Principato, 1995**).

L'activité catalase est mesurée à l'aide d'un spectrophotomètre à une longueur d'onde de 240 nm par la variation de la densité optique consécutive à la dismutation du peroxyde d'hydrogène en faisant réagir dans le tampon phosphate (100 mM; pH 7.5), selon les étapes suivantes pendant 1 minute :

- **780µl de tampon phosphaté (0.1M ; pH 7.5).**
- **200µl H₂O₂ (0.5M).**
- **20µl homogénat.**
- **La lecture après 15 sec durant 1min.**

A une température d'incubation de 25°C. Les résultats sont exprimés en µmole d'H₂O₂ par minute dans un mg de protéines.

Pour le blanc on utilise **800µl de tampon phosphaté (0.1M ; pH 7.5) et 200µl H₂O₂ (0.5M).**

L'activité de la catalase décroît rapidement, il est important de mettre toujours le même temps entre le pipetage et le moment de la lecture qui se fait après 15 secondes de délai durant 60 secondes de mesure. L'activité CAT est calculée par la formule suivante :

$$\text{Activité CAT } \left(\frac{\mu\text{mol}}{\text{min}} \text{ de prot} \right) = \frac{\Delta\text{DO} \times 10}{\epsilon \times L \times X \times 0.05}$$

Où :

DO : densité optique.

L : longueur de la cuve utilisée.

X : la lecture des protéines

ε : coefficient d'extinction = 0.0004mM⁻¹.cm⁻¹

I.2.5.3. Dosage de glutathion (GSH)

Le glutathion ou γ-L- glutamyl-L-cystéinglycine est un tripeptide. Grâce à son groupement SH libre, le glutathion constitue le principal antioxydant propre à la cellule.

Pour le dosage du glutathion (GSH) sanguin, nous avons utilisé la méthode colorimétrique (**D'Ellman, 1959**) modifiée, par le réactif acide 5, 5'-Dithiobis(2-nitrobenzoïque) (DTNB). Le principe de la réaction consiste à l'oxydation du GSH par le DTNB, ce qui libère l'acide

thionitrobenzoïque (TNB).

La concentration du glutathion sanguine est mesurée selon les étapes suivantes :

- **230µl de DTNB (10mM)**
- **250µl de tampon phosphate (0.1M, PH= 8)**
- **Ajoutée 20µl de la source enzymatique**
- **Laisser le mélange pendant 15 min d'incubation**
- **La lecture de la densité optique est effectuée à 412nm**

Le taux du GSH est déduit à partir d'une gamme étalon de glutathion (100mM, 50mM, 25mM, 12.5mM) (Tableau 8) (Annexes 4).

Tableaux 8: Réalisation de la gamme étalon de GSH

Tubes	Blanc (0mM)	2(1.25mM)	3(2 ,5mM)	4 (5mM)	5 (10mM)
Solution mère (GSH) (µl)	0	12.5	25	50	100
L'eau distillée (µl)	50	25	25	25	0
Tampon phosphate (µl)	250	250	250	250	250
DTNB (µl)	230	230	230	230	230

Préparer dans les mêmes conditions que le dosage et les concentrations sont exprimés en millimole de glutathion par gramme du sang (Ellman, 1959).

I.2.5.4. Dosage de l'activité de la glutathion-S-transférase (GST)

Les glutathions S-transférases (GST) sont des enzymes de métabolisation, dont la fonction est de conjuguer à une molécule de glutathion (qui possède un groupement nucléophile -SH) une grande variété de substrats (porteurs de groupements électrophiles) pour permettre leur élimination (Habig et al., 1974).

L'activité de la GST est déterminée comme suit :

- **850µl du tampon phosphate (0,1 M ; pH 6,5).**
- **50µl du CDNB (20 mM).**
- **Incubation du mélange réactionnel à 37°C pendant 10 min.**
- **Additionner 50µl de l'homogénat.**
- **50µl du glutathion.**

La variation de la densité optique est lue chaque minute pendant 5 min à 340 nm.

On fait les calculs de l'activité GST selon la relation suivante :

$$\text{Taux de GST} \left(\frac{Ul}{ml} \right) = \frac{\Delta D \times Vt}{9.6 \times Ve \times Prot}$$

Où :

Vt : volume total (en millilitres) de l'essai.

9,6 : coefficient d'extinction milli-molaire du glutathion-l-chloro-2,4-dinitrobenzène conjugué à 340 nm.

Ve : volume (en millilitre) de l'enzyme utilisée.

N.B :

Le mode de préparation de chaque solution et tampon est noté dans l'annexe B selon la chronologie des dosages.

I.2.5.5. Dosage du malondialdéhyde (MDA)

Le dosage du malondialdéhyde (MDA) a été réalisé selon la méthode de (**Draper et Hadley, 1990**). Elle est basée sur la mesure colorimétrique de la réaction entre l'acide thiobarbiturique (TBA avec la malondialdéhyde, composé issu de la peroxydation lipidique des acides gras polyinsaturés des membranes cellulaires donnant un complexe rose mesuré à une longueur de 532 nm.

Le dosage est réalisé selon les étapes suivantes :

- **200µl de surnageant additionner à 1 ml de TCA (100g/l).**
- **Chauffer au bain marie à 100°C pendant 15min.**
- **Refroidissement dans un bain de glace.**
- **Centrifugation (10000trs/min ; 10min).**
- **0.8 ml (800µl) de surnageant sont additionnés à 0.4ml (400µl) TBA (0.67g dans 98ml eau distillée + 2ml NaOH (2N).**
- **Chauffer au bain marie à 100°C ; 10min.**
- **Refroidissement dans un bain de glace.**
- **Ajouté 0.6ml (600µl) de butanol.**
- **Après avoir agité au vortex le mélange, une dernière centrifugation (10000trs/min; 10min) est effectuée.**
- **Récupérer le surnageant constitué de butanol renfermant les complexes TBA-MDA.**
- **Faire la lecture des absorbances à une longueur d'onde de 532nm.**

Le taux du Malone dialdéhyde est déterminé selon la formule suivant :

$$\text{Taux du MDA} = \frac{(\text{DO} \cdot \text{volume total de la cuve} \cdot 10^3)}{156 \cdot \text{volume de la prise d'essai}} \text{ mg de protéines}$$

Où :

DO : densité optique obtenue après hydrolyse du substrat à 532 nm.

$156\text{mM}^{-1}\text{cm}^{-1}$: coefficient d'extinction molaire du TBA.

Volume total de la cuve : 1ml.

Volume de la prise d'essai (volume homogénat) :0.5ml.

10^3 : unité de conversion en μM .

Mg de protéines : taux de protéines en mg.

N.B : Le mode de préparation de chaque solution et tampon est noté dans l'annexe 2 selon La chronologie des dosages.

I.5. Analyses statistiques (par Microsoft Office Excel)

I.5.1. Régression linéaire

La quantité des différents métabolites (glucides, lipides et protéine) et le taux du glutathion dans les échantillons biologiques a été déterminée à partir d'une courbe de référence dont l'équation est de type :

$$Y = aX + b$$

Y : absorbance.

X : quantité du métabolite.

B : coefficient.

I.2.6. Teste t de student

La comparaison des valeurs enregistrées entre les mâles et les femelles de *Parapenaeus longirostris* des différents paramètres étudiés (paramètre biométrique).

I.2.6.1. l'analyse de la variance à un seul critère de classification

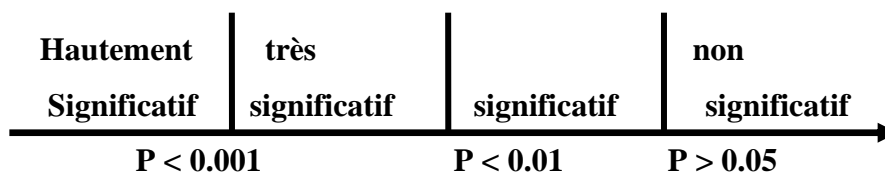
L'analyse de la variance à un seul critères de classification a été utilisée pour étudier la variation de la teneur en métabolites, la concentration des métaux lourds et les valeurs des biomarqueurs dosés chez *P. longirostris* au cours des trois mois (mars, avril et mai).

I.2.6.2. l'analyse de la variance à deux critères de classification

L'analyse de la variance à deux critères de classification a été utilisée pour comparer les teneurs en métabolites, la concentration des métaux lourds et les valeurs des biomarqueurs dosés chez *P. longirostris* entre les deux régions (Jijel et Skikda) au cours des trois mois (mars, avril et mai)

I.2.6.3. le seuil de signification

Le seuil de signification est représenté comme suit :



* : comparaison entre les mâles et les femelles par le test T de student les deux régions (Jijel, Skikda).

a : comparaison entre les trois mois (mars, avril, mai) de Jijel par ANOVA à un seul critère

b : comparaison entre les trois mois (mars, avril, mai) de Skikda par ANOVA à un seul critère

: Comparaison entre les deux régions par ANOVA à deux critères

*,# , **a,b** : différence significative.

,## , **aa,bb : différence très significative.

***,# ## , **aaa,bbb** : différence hautement significative.

NS : différence non significative



Chapitre 99:
*Résultats et
interprétations*

II.1.1. La région de Jijel

La comparaison des valeurs moyennes, par le test t de student, des différents paramètres biométriques mesurés chez les mâles et les femelles de *P. longirostris*, pendant les trois mois (mars, avril et mai), révèle qu'il y a une différence hautement significative ($P < 0,001$) pour la longueur de l'abdomen (LA) et la longueur de l'uropode (LU) pendant le mois de mars, pour le poids total (PT) au cours du mois d'avril. Une différence très significative pour la hauteur du corps (H) au cours du mois de mars et pour la longueur de rostre (LR) pendant le mois d'avril.

Il existe aussi une différence significative pour la longueur totale (LT) ; la longueur du rostre (LR) au cours du mois de mars, et pour la longueur de l'uropode (LU), la hauteur du corps (H) au cours du mois d'avril en plus pour le poids totale (PT) pour le mois de mai (**Tableau 9, Figure 8**).

II.1.2. La région de Skikda

La comparaison des valeurs moyennes des paramètres biométriques au cours des trois mois (mars, avril et mai) chez *P. longirostris* entre les mâles et les femelles par le test t de student montre qu'il y a une différence hautement significative ($P < 0,001$) pour le poids total (PT) pendant le mois de mai, ainsi qu'une différence très significative pour la hauteur du corps (H) au cours du mois d'avril et pour la longueur de l'abdomen (LA) pendant le mois de mai.

Il y'a aussi une différence significative pour la longueur de l'abdomen (LA) dans le mois de mars et la longueur de l'uropode (LU) et la longueur du telson au cours du mois d'avril (**Tableau 10, Figure 9**).

II.1.3. La comparaison entre les deux régions (Jijel et Skikda)

L'analyse statistique des paramètres biométriques chez *P. longirostris* entre les deux régions Jijel et Skikda par ANOVA à deux critères de classification révèle une différence hautement significative ($P < 0,001$) pour la longueur d'uropode (LU) et une différence significative pour la longueur du telson (L_{Tel}) ($P < 0,05$) chez les mâles. Elle montre aussi une différence très significative pour la hauteur du corps (H), le poids total (PT) ($P < 0,01$) et une différence significative pour la longueur d'uropode (LU), la longueur du telson (L_{Tel}), la longueur totale (LT) chez les femelles (**Annexe 8**).

Tableau 9 : Variation des paramètres biométriques chez les mâles et les femelles de *P. longirostris* au cours des trois mois (mars, avril et mai) dans la région de Jijel (m±s, n=4-16).

			PT	LT	LC	LA	LR	LTel	LU	H
Jijel	Mars	♂ (n=4)	4,726±0,168	9,966±0,208	4,1±0,1	5,866±0,152	0,833±0,115	1,3±0,264	1,633±0,057	0,966±0,025
		♀ (n=16)	7,53± 1,76	10,354±1,203	4,709±0,625	5,654±0,605	1,136±0,605	1,402±0,242	1,945±0,129	1,2±0,173
		Test t de Student	0,33	0,01 *	0,316	11,11× 10 ⁻¹¹ ***	0,017 *	0,565	0,0002 ***	0,001 **
	Avril	♂ (n=5)	7,16±1,337	12,075±0,713	5,175±0,731	6,8±1,013	0,95±0,1	1,5±0,294	2,075±0,125	1,02±0,164
		♀ (n=15)	13,374±2,55	13,158±1,330	5,666±0,819	7,758±0,545	1,266±0,137	1,608±0,231	2,325±0,252	1,318±0,223
		Test t de Student	6,36× 10 ⁻⁶ ***	0,224	0,294	0,145	0,001 **	0,593	0,024 *	0,024 *
	Mai	♂ (n=7)	3,85±0,74	9,3±1,161	4,014±0,71	5,171± 0,53	1±0,141	1,1±0,1	1,671±0,245	0,80±0,164
		♀ (n=14)	5,004±0,98	9,442±0,634	3,885 ± 0,302	4,971±0,621	0,942±0,097	1,128±0,095	1,657±0,237	0,757±0,097
		Test t de Student	0,030 *	0,781	0,673	0,531	0,397	0,593	0,914	0,564

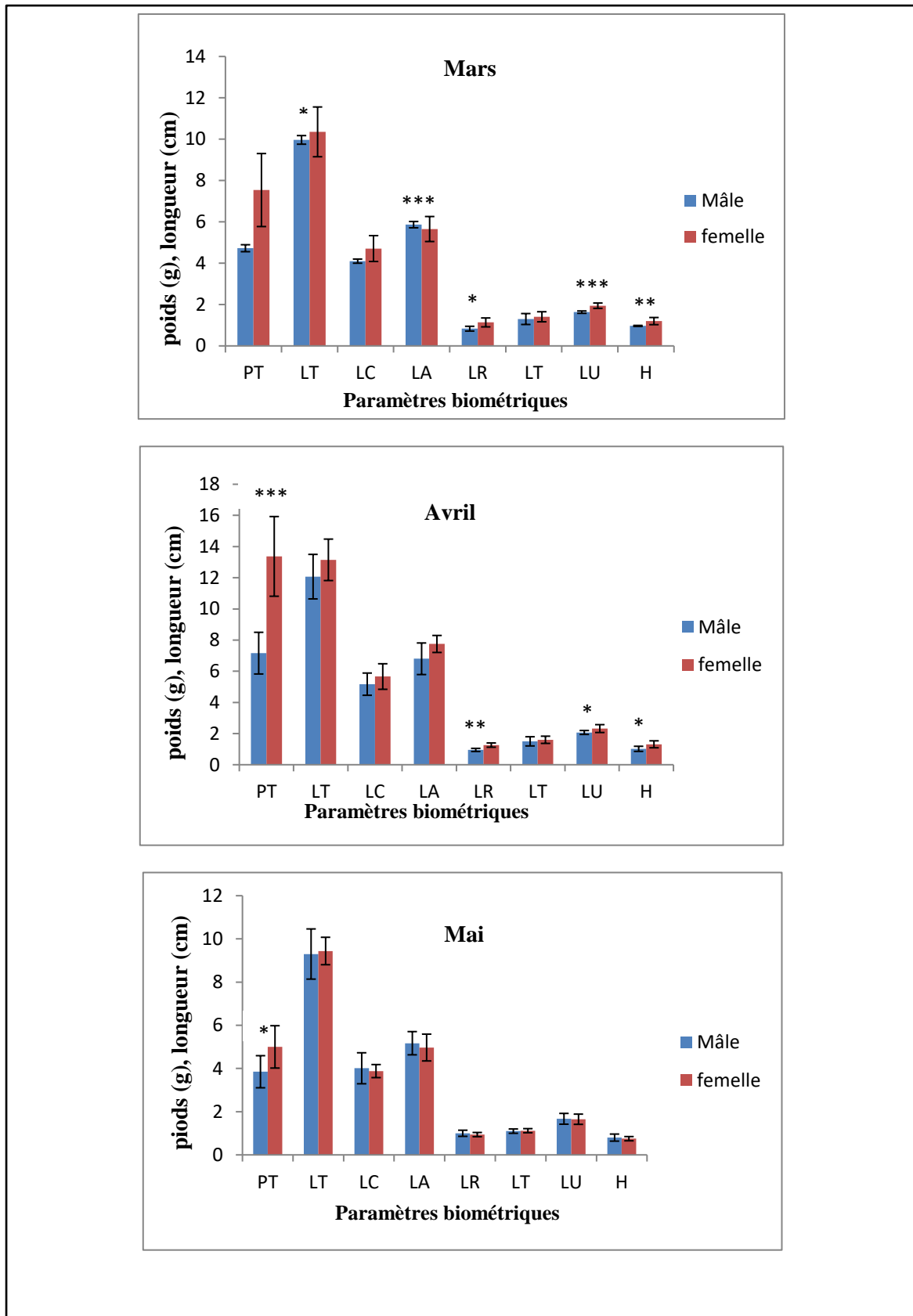


Figure 8 : Paramètres biométriques chez les mâles et les femelles de *P. longirostris* au cours des trois mois (mars, avril et mai) dans la région de Jijel.

Tableau10 : Variation des paramètres biométriques chez les mâles et les femelles de *P. longirostris* au cours des trois mois (mars, avril et mai) dans la région de Skikda (m±s, n=7-15).

			PT	LT	LC	LA	LR	L _{Tel}	LU	H
Skikda	Mars	♂ (n=7)	6,10±0,771	11,225±1,08	4,838±0,538	6,300±0,686	1,241±0,152	1,208±0,144	1,866±0,143	0,946±0,063
		♀ (n=13)	5,991±2,088	9,9±1,454	4,514±0,75	5,385±0,791	1,114±0,186	1,1±0,129	1,71±0,343	0,94±0,111
		Test t de Student	0,889	0,062	0,350	0,021 *	0,152	0,113	0,300	0,888
	Avril	♂ (n=8)	5,088±0,79	9,636±0,78	4,1±0,442	5,49±0,408	1,063±0,128	1,181±0,107	1,718±0,153	0,790±0,122
		♀ (n=12)	6,643±2,152	10±1,236	4,355±0,959	5,855±0,836	1,111±0,153	1,4±0,206	1,922±0,130	0,977±0,139
		Test t de Student	0,066	0,458	0,476	0,256	0,47	0,014 *	0,004 **	0,006 **
	Mai	♂ (n=5)	3,337±0,325	9,92±0,67	3,825±0,457	4,775±0,411	1,125±0,095	0,975±0,125	1,65±0,057	0,775±0,05
		♀ (n=15)	5,273±0,786	9,92±0,734	4,19±0,550	5,76±0,330	1,14±0,171	1,1±0,115	1,7±0,105	0,84±0,107
		Test t de Student	2,87× 10 ⁻⁵ ***	0,370	0,244	0,007 **	0,839	0,146	0,283	0,151

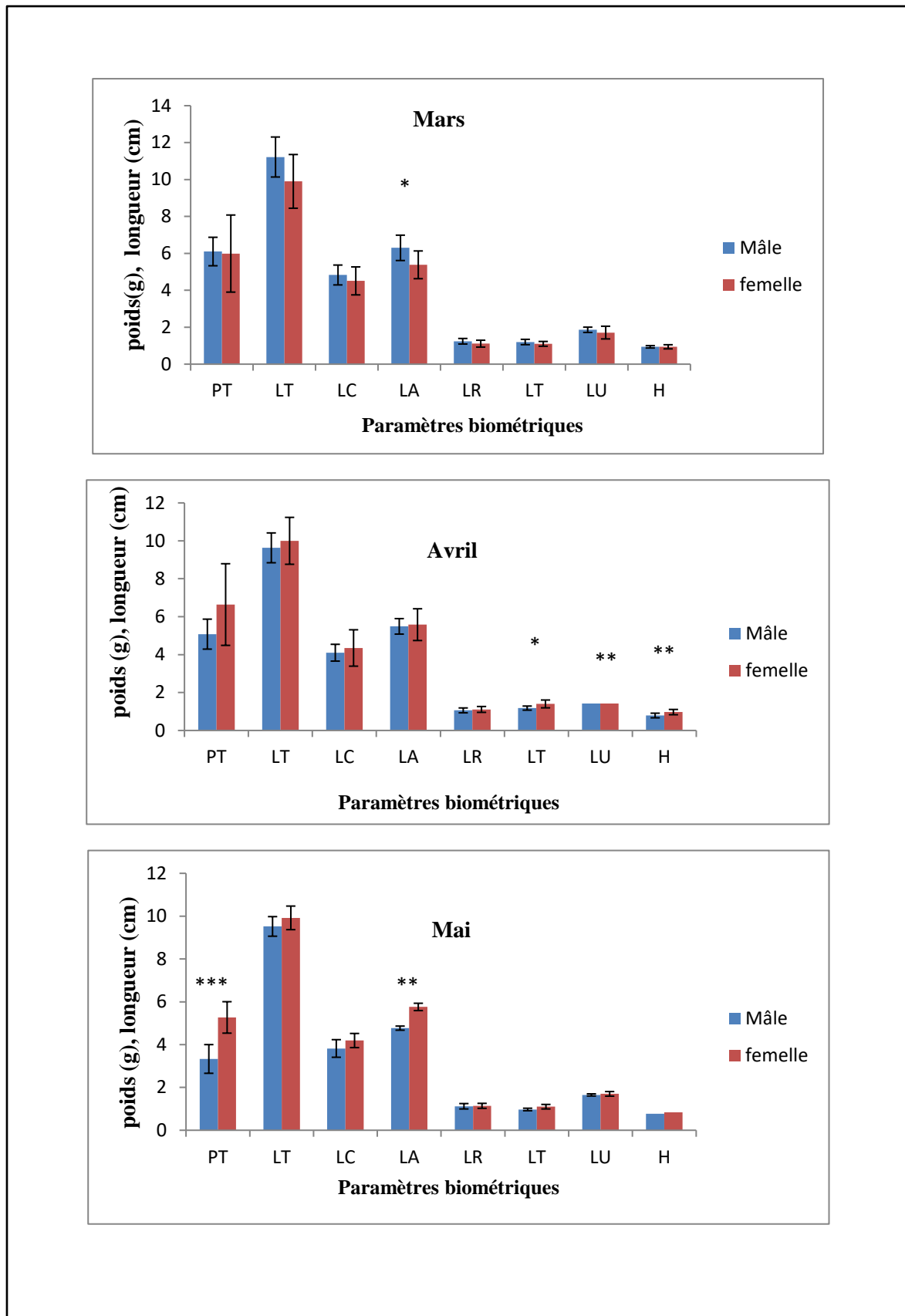


Figure 9 : Paramètres biométriques chez les mâles et les femelles de *P. longirostris* au cours des trois mois (mars, avril, mai) dans la région de Skikda.

II.2. Dosage des métabolites

II. 2.1. Les glucides

II. 2.1.1. Réalisation de la courbe d'étalonnage

Avant de déterminer la teneur en glucides dans les échantillons nous avons réalisé une courbe d'étalonnage (**Annexe 1**).

II. 2.1.2. Teneur des échantillons en glucides

L'ANOVA à un seul critère montre une diminution hautement significative de la teneur en glucides, du mois de mars au mois de mai, marquée chez *P. longirostris* pour les deux régions Jijel ($P = 0,70 \times 10^{-9} < 0.001$) et Skikda ($P = 0,50 \times 10^{-8} < 0.001$).

L'analyse de la variance par ANOVA à deux critères révèle également que les crevettes de Skikda renferment les teneurs les plus élevées ($P = 2,41 \times 10^{-6} < 0.001$) (**Tableau 11, Figure 10**).

Tableau 11 : Variation mensuelle des teneurs en glucides (mg/100 mg de tissu) dans la chair de *P. longirostris* des deux régions Jijel et Skikda ($m \pm s$, $n=5$).

Mois	Mars	Avril	Mai	P (ANOVA)
Régions				
Jijel	4,086 ± 0,095	2,569 ± 0,04	1,252 ± 0,021	2,41 × 10 ⁻⁶ ###
P (ANOVA)	0,70 × 10 ⁻⁹ aaa			
Skikda	6,765 ± 0,035	5,008 ± 0,022	4,325 ± 0,042	
P (ANOVA)	0,50 × 10 ⁻⁸ bbb			

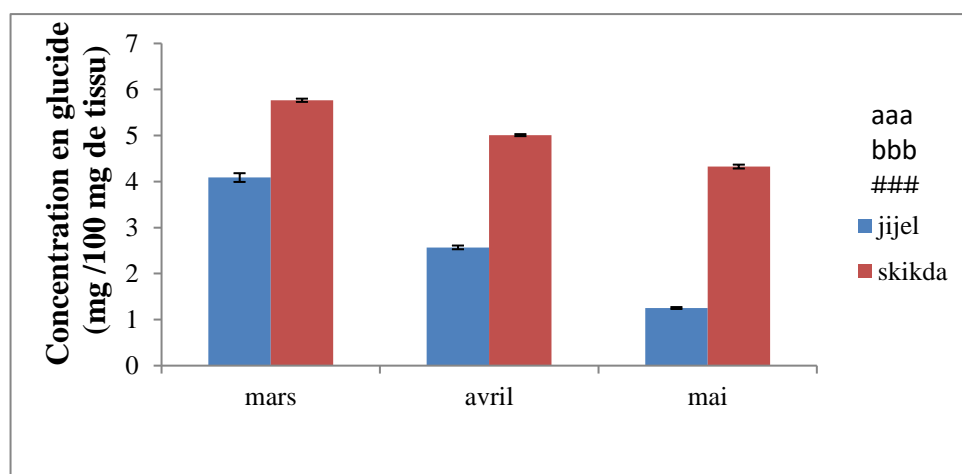


Figure 10 : Teneur en glucides (mg/100 mg de tissu) dans la chair de *P. longirostris* de Jijel et Skikda.

II. 2.2. Les lipides

II. 2.2.1. Réalisation de la courbe d'étalonnage

La quantité des lipides a été déterminée à partir d'une courbe d'étalonnage (Annexe 2).

II. 2.2.2. Teneur des échantillons en lipides

L'analyse de variance à un facteur des teneurs en lipides révèle une diminution significative au cours des mois d'avril et mai par rapport au mois de mars et cela dans les deux régions (Jijel $P = 1,55 \times 10^{-9} < 0,001$ et Skikda $P = 3,70 \times 10^{-9} < 0,001$) tandis que l'ANOVA à deux critères signale une différence hautement significative ($P = 0,0001 < 0,001$) dans la concentration des lipides entre *P. longirostris* de Jijel et de Skikda (Tableau 12, Figure 11).

Tableau 12 : Variation mensuelle des teneurs en lipides (mg/100 mg de tissu) dans la chair de *P. longirostris* de Jijel et Skikda ($m \pm s$, $n=5$).

Mois				
Régions	Mars	Avril	Mai	P (ANOVA)
Jijel	$0,377 \pm 0,003$	$0,108 \pm 0,003$	$0,247 \pm 0,004$	0,0001###
P (ANOVA)	$1,55 \times 10^{-9}$ aaa			
Skikda	$0,605 \pm 0,004$	$0,517 \pm 0,004$	$0,401 \pm 0,003$	
P (ANOVA)	$3,70 \times 10^{-9}$ bbb			

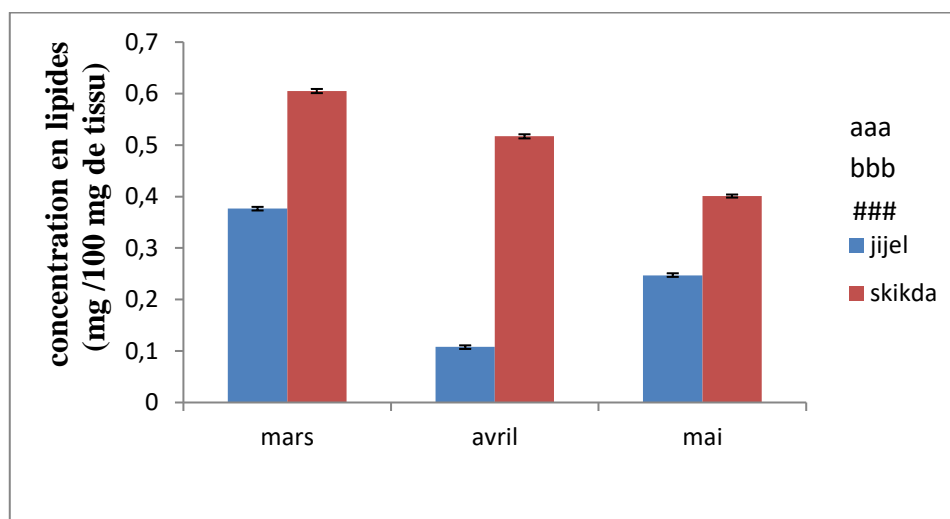


Figure 11 : Teneurs en lipides (mg/100 mg de tissu) dans la chair de *P. longirostris* de Jijel et de Skikda.

II. 2.3. Les protéines

II. 2.3.1. Réalisation d'une courbe d'étalonnage

La teneur en protéines dans les échantillons a été déterminée à partir d'une courbe d'étalonnage (Annexe 3).

II. 2.3.2. Teneur des échantillons en protéines

Les résultats obtenus révèlent que la teneur en protéine est plus élevée chez *P. longirostris* par rapport à celle des glucides et lipides (49,319 à 36,42 mg/100 mg de tissu).

L'ANOVA a un facteur signale également qu'il n'existe aucune différence significative au cours des trois mois dans les deux régions, ainsi que L'ANOVA à deux facteurs montre une différence significative dans la teneur en protéines ($P = 0,32 < 0,50$) entre les crevettes des Jijel et celles de Skikda (Tableau 13, Figure 12).

Tableau 13 : Variation mensuelle des teneurs en protéines (mg/100 mg de tissu) dans la chair de *P. longirostris* de Jijel et Skikda ($m \pm s$, $n=5$).

Mois	Mars	Avril	Mai	P (ANOVA)
Jijel	43,96 \pm 4,35	41,20 \pm 2,25	43,71 \pm 2,54	0,32 #
P (ANOVA)	0,352 NS			
Skikda	48,44 \pm 2,82	47,11 \pm 1,64	46,53 \pm 2,31	0,50 NS
P (ANOVA)	0,50 NS			

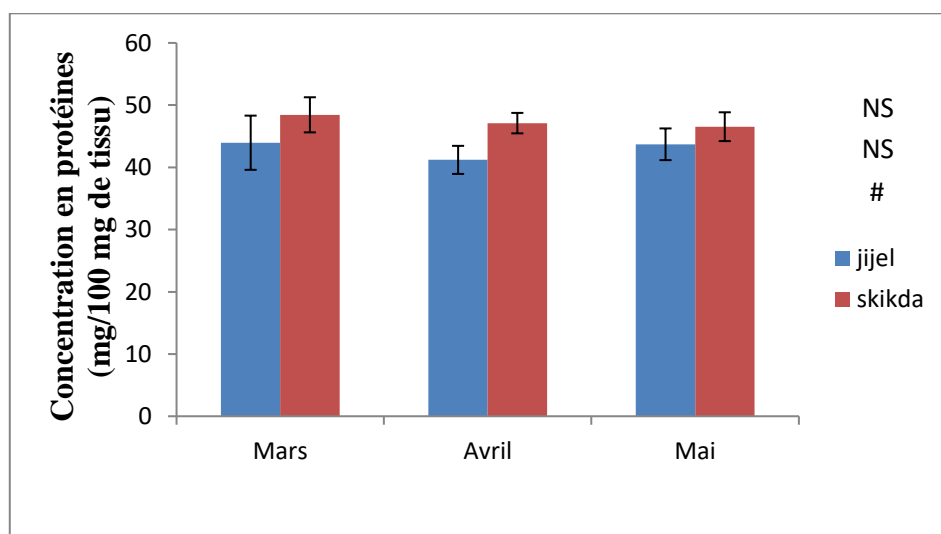


Figure 12 : Teneurs en protéines (mg/100 mg de tissu) dans la chair de *P. longirostris* de Jijel et de Skikda.

II. 3. Dosage des métaux lourds :

II. 3.1. Concentration en plomb

L'analyse de la matière minérale par le SAA nous a permis d'enregistrer les concentrations de Pb représentées dans le (**Tableau 14**). Les valeurs mesurées dans les crevettes des deux régions Jijel et Skikda varient entre 0,0199 $\mu\text{g/g}$ et 0,0012 $\mu\text{g/g}$.

L'ANOVA à un seul critère signale une diminution hautement significative des concentrations du plomb au cours des mois d'avril et mai par rapport au mois de mars dans les deux régions Jijel ($P = 1,38 \times 10^{-7} < 0,001$) et Skikda ($P = 0,0005 < 0,001$). Il est à noter que les crevettes de mars renferment les concentrations les plus élevées.

L'analyse de la variance à deux critères de classification a montré que les concentrations du plomb sont hautement significativement élevées dans la région de Jijel par rapport à de Skikda (**Tableau 14, Figure 13**).

Tableau 14 : Variation mensuelle des concentrations en plomb ($\mu\text{g/g}$ du poids sec) dans la chair de *P. longirostris* dans la région de Jijel et de Skikda ($m \pm s$, $n=3$).

Mois	Mars	Avril	Mai	P (ANOVA)
Régions				
Jijel	0,0192 \pm 0,0007	0,016 \pm 0,0006	0,004 \pm 0,0003	0,0002 ###
P (ANOVA)	1,38 \times 10 ⁻⁷ aaa			
Skikda	0,0111 \pm 0,0012	0,0099 \pm 0,0025	0,0012 \pm 0	
P (ANOVA)	0,0005 bbb			

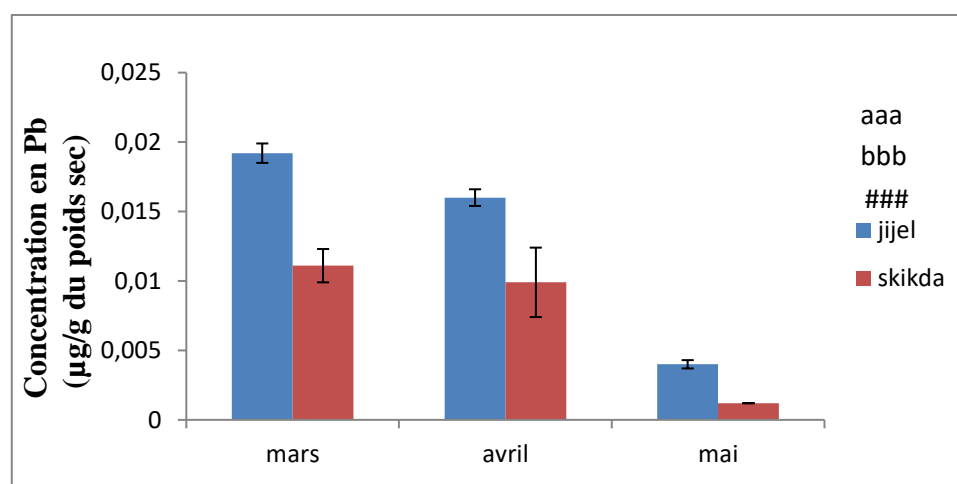


Figure 13 : Concentration en plomb ($\mu\text{g/g}$) dans la chair de *P. longirostris* dans la région de Jijel et de Skikda.

II. 3.2. Concentration en cadmium

Les résultats de l'analyse de la teneur en cadmium chez l'espèce étudiée sont reportés dans le (Tableau 15). D'après ces résultats, on remarque que le mois de mars présente les valeurs les plus élevées dans les deux régions par rapport aux autres mois, ces valeurs s'étendent de $0,0064 \pm 0,0009$ ($\mu\text{g/g}$) pour la région de Jijel et de $0,008 \pm 0,0002$ ($\mu\text{g/g}$) pour Skikda (Figure 14).

Tableau 15 : Variation mensuelle des concentrations en cadmium ($\mu\text{g/g}$ du poids sec) dans la chair de *P. longirostris* de Jijel et de Skikda ($m \pm s$, $n=3$).

Mois	Mars	Avril	Mai	P (ANOVA)
Jijel	$0,0064 \pm 0,0009$	$0,0013 \pm 0,0006$	$0,0004 \pm 0,0002$	0,040 #
P (ANOVA)	$5,61 \times 10^{-5}$ aaa			
Skikda	$0,0008 \pm 0,0002$	$0,0006 \pm 0,0002$	$0,0002 \pm 0,0001$	0,041 b
P (ANOVA)	0,041 b			

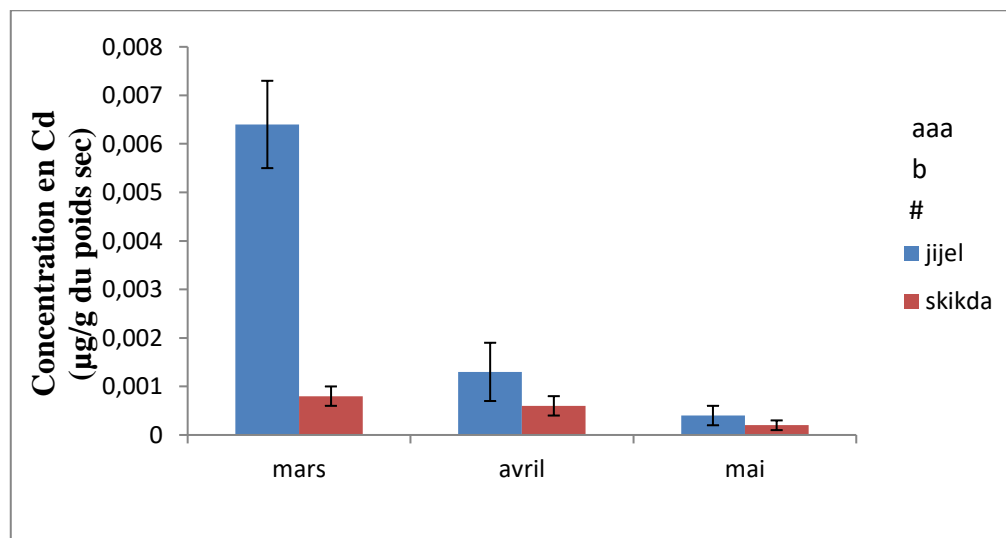


Figure 14 : Concentration en cadmium ($\mu\text{g/g}$ du poids sec) dans la chair de *P. longirostris* de Jijel et de Skikda.

II. 3.3. Concentration en Zinc

L'ANOVA à un seul critère montre une variation hautement significative de la concentration en Zinc enregistrées chez *P. longirostris* au cours des trois mois pour les deux régions.

La comparaison des concentrations en Zinc entre la région de Jijel et de Skikda par l'ANOVA à deux critères de classification révèle une différence significative ($P = 0,040 < 0,05$) (Tableau 16, Figure 15).

Tableau 16 : Variation mensuelle des concentrations en zinc ($\mu\text{g/g}$ du poids sec) dans la chair de *P. longirostris* de Jijel et de Skikda ($m \pm s$, $n=3$).

Mois				
Régions	Mars	Avril	Mai	P (ANOVA)
Jijel	$1,934 \pm 0,132$	$0,3585 \pm 0,315$	$0,394 \pm 0,0215$	0,040 #
P (ANOVA)	$4,59 \times 10^{-7}$ aaa			
Skikda	$0,104 \pm 0,005$	$0,1275 \pm 0,008$	$0,373 \pm 0,056$	0,0002 bbb
P (ANOVA)	0,0002 bbb			

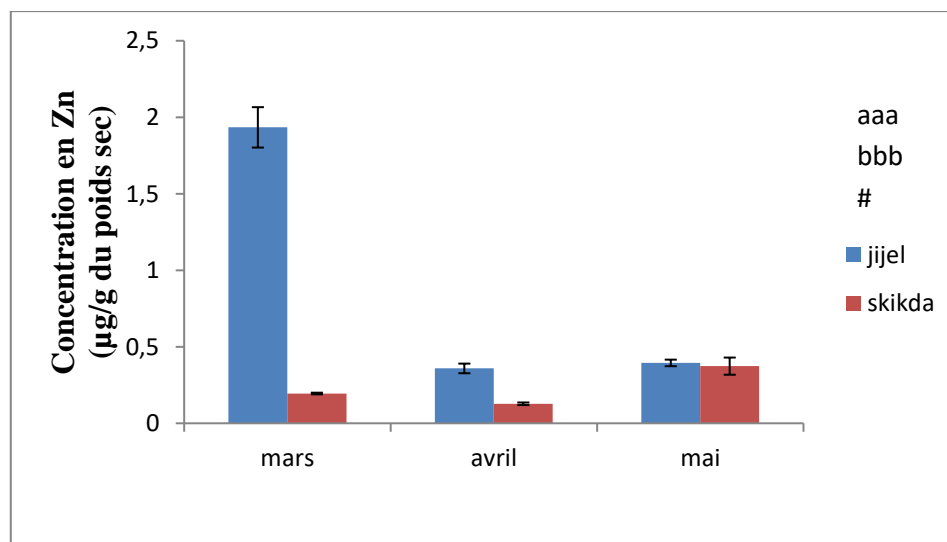


Figure 15 : Concentration en zinc ($\mu\text{g/g}$ du poids sec) dans la chair de *P. longirostris* de Jijel et de Skikda.

II.4. Dosage des biomarqueurs

II. 4.1. Activité catalase (CAT)

L'analyse statistique par ANOVA a un seul critère montre que l'activité catalase est plus élevée au cours du mois de mars chez *P. longirostris* dans les deux régions Jijel ($P = 1,13 \times 10^{-5} < 0,0001$) et Skikda ($P = 1,11 \times 10^{-7} < 0,001$).

La comparaison entre la région de Jijel et de Skikda par ANOVA a deux critères de classification signale que l'activité catalase est hautement élevée chez les crevettes de Jijel ($P = 1,35 \times 10^{-11} < 0,001$) par rapport à celles de de Skikda (**Tableau 17, Figure 16**).

Tableau 17 : Variation de l'activité de la catalase ($\mu\text{m}/\text{min}/\text{mg}$ de protéine) dans la chair de *P. longirostris* des deux régions de Jijel et de Skikda ($m \pm s$, $n=5$).

Mois	Mars	Avril	Mai	P (ANOVA)
Jijel	6,680 \pm 0,486	4,676 \pm 0,802	3,893 \pm 0,169	1,35 \times 10 ⁻¹¹ ###
P (ANOVA)	1,13 \times 10 ⁻⁵ aaa			
Skikda	1,236 \pm 0,022	0,263 \pm 0,022	0,160 \pm 0,012	
P (ANOVA)	1,11 \times 10 ⁻⁷ bbb			

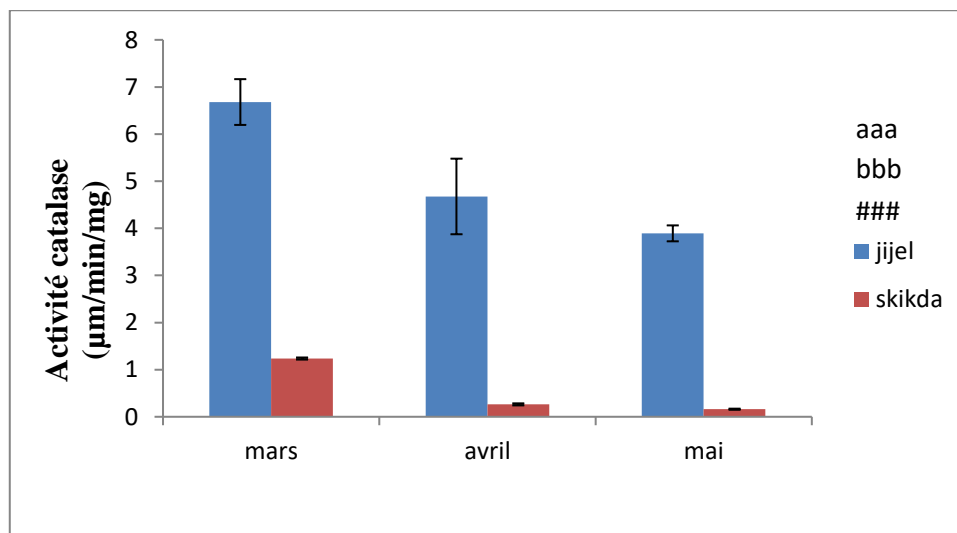


Figure 16 : L'activité de la catalase ($\mu\text{m}/\text{min}/\text{mg}$ de protéine) dans la chair de *P. longirostris* des deux régions de Jijel et de Skikda.

II. 4.2. Taux du glutathion(GSH)

II. 4.2.1. Réalisation de la courbe d'étalonnage

Avant de déterminer le taux de glutathion dans les échantillons nous avons réalisés une courbe d'étalonnage (annexe 4)

II. 4.2.2. Le taux du glutathion GSH

L'ANOVA a un seul critère révèle une diminution progressive au cours des trois mois chez *P. longirostris* dans les deux régions Jijel ($P = 3,26 \times 10^{-5} < 0,001$) et Skikda ($P = 0,0005 < 0,001$).

Les résultats obtenus par ANOVA a deux critères montrent que le taux du glutathion dans les crevettes est hautement élevé ($P = 4,56 \times 10^{-8} < 0,001$) dans la région de Skikda par rapport à celle de Jijel (Tableau 18, Figure 17).

Tableau 18 : Variation mensuelle du taux du glutathion ($\mu\text{m}/\text{mg}$ de protéine) dans la chair de *P. longirostris* des deux régions Jijel et Skikda ($m \pm s, n=5$).

Mois	Mars	Avril	Mai	P (ANOVA)
Régions				
Jijel	0,336 \pm 0,020	0,253 \pm 0,022	0,228 \pm 0,029	4,56 \times 10 ⁻⁸ ###
P (ANOVA)	3,26 \times 10 ⁻⁵ aaa			
Skikda	0,441 \pm 0,034	0,313 \pm 0,045	0,334 \pm 0,025	
P (ANOVA)	0,0005 bb			

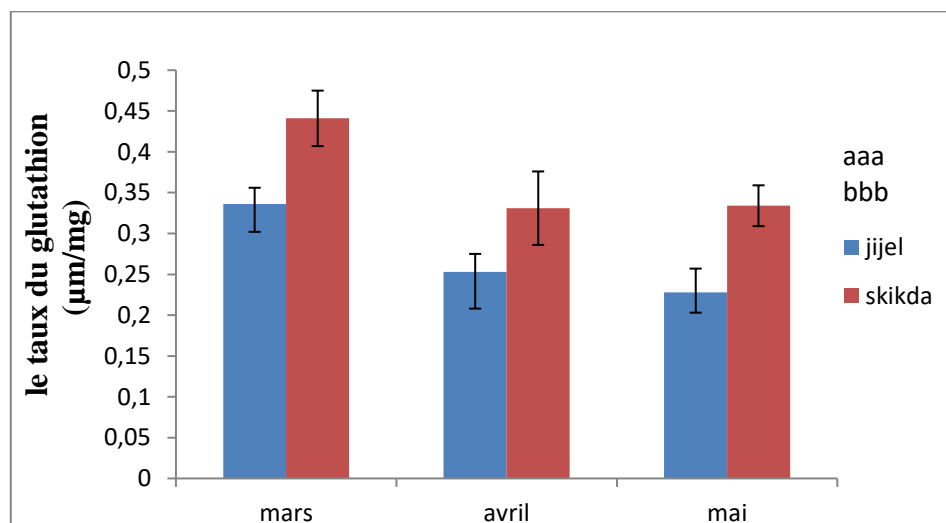


Figure 17 : Le taux du glutathion ($\mu\text{m}/\text{mg}$ de protéine) dans la chair de *P. longirostris* des deux régions de Jijel et de Skikda.

II. 4.3. Activité de glutathion transférase (GST)

D'après les analyses statistiques par ANOVA à un seul critère, on remarque qu'il existe une diminution progressive hautement significative de l'activité GST au cours des trois mois chez *P. longirostris* dans les deux régions Jijel et Skikda.

L'ANOVA à deux critères signale que l'activité de GST est plus élevée chez *P. longirostris* pêchées de Jijel par rapport à celle détectées chez les échantillons de Skikda (**Tableau 19, Figure 18**).

Tableau 19 : Variation de l'activité de la glutathions -S- transférase ($\mu\text{m}/\text{min}/\text{mg}$ de protéine) dans la chair de *P. longirostris* de Jijel et de Skikda ($m \pm s$, $n=5$).

Mois	Mars	Avril	Mai	P (ANOVA)
Jijel	$0,579 \pm 0,009$	$0,166 \pm 0,002$	$0,159 \pm 0,008$	$2,59 \times 10^{-5}$ ###
P (ANOVA)	$2,57 \times 10^{18}$ aaa			
Skikda	$0,45 \pm 0,006$	$0,13 \pm 0,0007$	$0,115 \pm 0,0008$	$2,05 \times 10^{-20}$ bbb
P (ANOVA)	$2,05 \times 10^{-20}$ bbb			

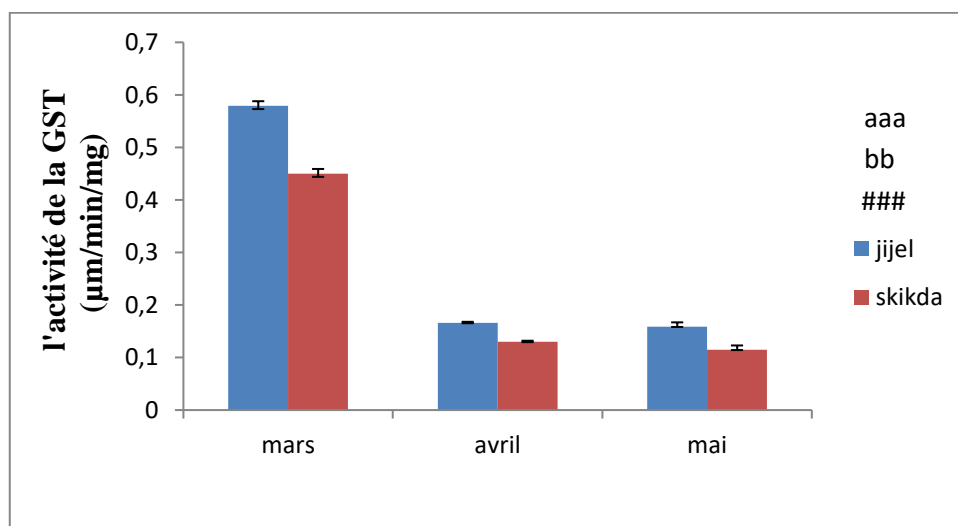


Figure 18 : Activité de la glutathions -S- transférase ($\mu\text{m}/\text{min}/\text{mg}$ de protéine) dans la chair de *P. longirostris* de Jijel et de Skikda.

II. 4.4. Taux du Malon dialdéhyde de (MDA)

L'étude statistique des résultats du taux de MDA par L'ANOVA à un seul critère signale une diminution progressive hautement significative au cours des trois mois chez *P. longirostris* des deux régions Jijel ($P = 4,74 \times 10^{-7} < 0,001$) et Skikda ($P = 7,43 \times 10^{-8} < 0,001$).

L'ANOVA à deux critères indique qu'il existe un taux élevé de MDA chez les crevettes pêchées de Jijel ($P = 0,001$) (Tableau 20, Figure 19).

Tableau 20 : Variation du taux de Malonaldéhyde (MDA) ($\mu\text{m}/\text{min}/\text{mg}$ de protéine) dans la chair de *P. longirostris* de Jijel et de Skikda ($m \pm s$, $n=5$).

Mois Régions	Mars	Avril	Mai	P (ANOVA)
Jijel	$23,82 \pm 1,35$	$11,9 \pm 0,39$	$5,65 \pm 0,18$	0,001##
P (ANOVA)	$4,74 \times 10^{-7}$ aaa			
SKIKDA	$10,23 \pm 0,42$	$5,69 \pm 0,128$	$2,36 \pm 0,015$	
P (ANOVA)	$7,43 \times 10^{-8}$ bbb			

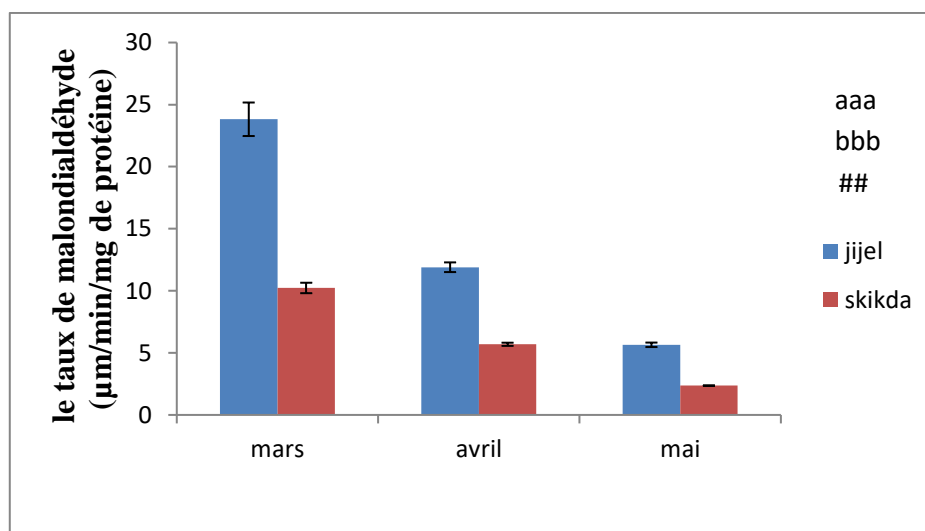


Figure 19 : Taux du Malondialdéhyde (MDA) ($\mu\text{m}/\text{min}/\text{mg}$ de protéine) dans la chair de *P. longirostris* de Jijel et de Skikda.



Chapitre 999 :

Discussions

L'étude biométrique de la crevette *P. Longirostris* a été menée sur 85 femelles et 36 mâles. La comparaison des mensurations marquée sur 8 paramètres mesurés au cours des trois mois dans les deux régions révèle un dimorphisme sexuel net. Le principal critère de différenciation sexuelle est la présence du thélycum chez la femelle et du pétasma chez le mâle (**Sadok, 2010**) et de certains caractères externes, en effet La **FAO** a estimé, dans le guide d'identification des espèces pour les besoins de la pêche en 1998, que la taille maximale des crevettes pénaeidea ne dépasse pas 19 cm chez les femelles et 16 cm chez les mâles, Ces valeurs sont similaires à celles obtenues dans ce travail.

Les résultats des tailles moyennes des femelles sont régulièrement supérieurs à celles des mâles car la croissance allométrique est affectée par des facteurs génétiques et/ou environnementaux. Ainsi, les différences significatives observées dans certains paramètres biométriques notamment la longueur d'uropode (LU), la longueur de telson (LT_{el}), la hauteur du corps(H). Chez *P. longirostris* entre Jijel et Skikda pourraient être attribuées à l'état trophique et les charges en nutriments des écosystèmes aquatiques de chaque région selon **Anastasiadou et al (2009)**.

Les crevettes comme tous les crustacés sont exposés à un grand nombre des changements environnementaux qui affectent leur comportement alimentaire et métabolique.

L'étude du métabolisme dans les crustacés a montré l'existence de large variabilité spécifique, ce qui rend difficile à déterminer un profil métabolique standard. Cette variabilité peut survenir à cause de plusieurs facteurs, tels que l'habitat, stade dans le cycle de mue, la maturité sexuelle, la nourriture disponible et la saisonnalité (**Backup, 2008**).

Les teneurs en glucides enregistrées lors de notre étude montrent que les quantités des glucides varient au cours des trois mois entre 1.252 et 4.086 mg/100 mg chez *P. longirostris* de la région de Jijel et entre 4.325 et 6.765 mg/100 mg chez celles de Skikda où nous avons enregistré les valeurs les plus élevées. Ces teneurs sont probablement proportionnelles à l'état physiologique des crevettes (**Dittami et al., 2010**).

La quantification des lipides dans la chair de *P. longirostris* a montré une variation mensuelle hautement significative dans les deux régions, de même une différence hautement significative a été signalée entre les deux régions. Selon **Sadok, (2010)**, les crevettes ont une faible teneur en matière grasse par rapport les protéines.

La teneur en lipides peut subir des changements importants dans des conditions physiologiques et environnementales, elle peut être liée au cycle de mue et à l'embryogenèse durant ces périodes biologiques qui demandent une forte énergie. Les lipides subissent d'importantes variations à cause de leur dégradation particulière (**Galois, 1987**). Des études

antérieures ont montré que chez les organismes aquatiques les lipides servaient de réservoir pour se protéger contre l'effet toxique des xénobiotiques (Nadji et al., 2010).

L'analyse des protéines n'a montré aucune variation significative dans les teneurs en protéines selon les mois dans les deux régions, par ailleurs nous avons constaté une différence hautement significative entre les régions. Les concentrations en protéine dans la chair de *P. longirostris* pêchées de la région de Skikda sont supérieures à celles capturées de Jijel. Cette différence observée peut être expliquée par l'origine de protéine chez les crevettes qui peuvent provenir de la digestion des couches procuticulaires de l'ancienne cuticule (origine endogène) ou d'alimentation (origine exogène) (Munoz et Ceccaldi, 1987).

L'estimation de taux des protéines, des glucides et des lipides chez *P. longirostris* au cours de trois mois dans les deux régions permet d'avoir un aperçu sur la composition nutritionnelle de cette espèce. Les résultats que nous avons obtenus dans ce travail indiquent que les crevettes de Skikda sont plus riches en nutriments que les crevettes de Jijel, ils indiquent aussi que les protéines constituent la fraction majeure de la chair de *P. longirostris* (ces crevettes sont alors une bonne source de protéines) ainsi qu'elles sont hypocaloriques (pauvreté en glucides et en lipides) (Sadok, 2010). D'une manière générale, les résultats obtenus au cours de cette étude biochimique sont comparables à l'étude de valorisation de l'apport en protéines et en lipides insaturés chez trois mollusques bivalves et trois espèces de crustacés péneïdés (*Penaeus kerathurus*, *Ruditapes antennates*, *Parapenaeus longirostris*) réalisée dans l'université d'Annaba par Gheid et al., (2011).

Les métaux lourds sont des contaminants majeurs de l'environnement, ils posent des sérieux problèmes écologiques (Chouahda et Soltani, 2013), certains sont purement toxiques pour les êtres vivants (cadmium, plomb), d'autres sont essentiels à l'organisme et à l'entretien des fonctions biologiques. Les éléments métalliques, même essentiels, peuvent devenir toxiques s'ils sont présents en quantités excessives dans le milieu naturel et absorbés massivement par l'organisme (Grara et al., 2012).

La FAO et l'OMS ont estimé en 2011, les teneurs maximales en plomb 0,3 µg/g, en zinc de 0,3-1 µg/g et en cadmium à 0,025 µg/g chez les crevettes (Annexe 9). Cependant l'analyse de métaux lourds par la SAA a donné des concentrations en Pb dans la région de Jijel allant de 0,004 à 0,0199 µg/g et à Skikda de 0,0012 à 0,0123 µg/g. Pour le Cd, à Jijel, les concentrations varient de 0,0003 à 0,0073 µg/g et à Skikda de 0,0001 à 0,001 µg/g. Pour le Zn les concentrations varient entre 0,327 et 2,066 µg/g dans Jijel et entre 0,429 et 0,119 µg/g dans Skikda.

Les teneurs en Pb et en Cd chez *P. longirostris* sont inférieures aux valeurs préconisées par la **FAO, (2011)** dans les deux régions, excepté la teneur de Cd enregistrée le mois de mars à Jijel ($Cd=0.0064 \mu\text{g/g} > 0.025 \mu\text{g/g}$). Par contre les concentrations en Zn dans la chair des crevettes de la baie de Jijel et Skikda ne dépassent pas les teneurs maximales sauf les valeurs marquées au cours du mois de mars et avril à Skikda.

L'analyse de ces résultats montre des variations mensuelles de la concentration des trois éléments traces métalliques ((Cd), (Pb) et (Zn)) chez *P. longirostris* dans les deux régions tout en respectant l'ordre suivant : $Zn > Pb > Cd$ pour les deux sites.

L'accumulation d'une telle quantité contaminable de charges lourdes dans les organismes aquatiques peut provoquer des réactions toxiques tout au long de la chaîne alimentaire (**Ip et al., 2005 ; Beldi et al., 2006**). Il est généralement admis que l'absorption des métaux lourds se produit principalement de l'eau, de la nourriture et de sédiments. Cependant, l'absorption de métal à partir de ces sources peut différer en relation avec les besoins écologiques et le métabolisme des animaux notamment les crevettes, elle dépend aussi des concentrations des métaux lourds dans l'eau, des aliments et des sédiments ainsi que d'autres facteurs tels que salinité, température, agents en interaction (**Roesijiadi et Robinson, 1994**).

Nous avons noté que le zinc ayant les plus grandes concentrations dans les deux régions au cours des trois mois plus particulièrement dans le mois de Mars. Les crevettes pêchées en ce mois représente les concentrations les plus élevées dans tous les métaux.

Donc les crevettes sont bonne source de zinc naturelle, qui intervient dans nombreuses réactions enzymatiques et joue un rôle important dans le métabolisme des protéines, des lipides et des glucides (**Sadok, 2010**).

Les niveaux élevés de bioconcentration en Zinc au cours des trois mois dans les deux régions chez *P. Longirostris* peut être expliqué par la grande activité portuaire de Jijel et de Skikda, dans les zones portuaires, le zinc est introduit à partir de la dissolution des anodes destinés à la protection des bateaux contre la corrosion (**Casas, 2005 in Benali, 2015**) rapporte dans son étude que les teneurs en zinc les plus élevées sont relevées dans les secteurs à dominante portuaire tel que le golfe de Marseille, méditerranée française.

Il est important de noter que l'enrichissement en métaux traces au cours des saisons humide et pluvieuse, doit avoir un effet certain sur l'origine de l'augmentation des charges polluants métalliques dans les eaux de ruissellement des premières crues (**Benali, 2015**). Ceci doit expliquer la forte toxicité notée principalement au cours du mois de mars dans tous les métaux.

Nos résultats montrent que les concentrations des métaux dosés sont élevées dans la région de Jijel par rapport à celles de Skikda, ceci revient à la présence de multiples sources de pollution dans les deux régions.

Pour la région de Jijel, les déchets de différente nature des usines (la tannerie...), le lessivage des terrains agricoles qui se trouvent à proximité de la mer...

En plus **Ghorab et Khebbeb (2012)** ont signalé que la présence des métaux peut être due aux affluents d'oued El-kébir et d'oued Zhour, sans oublier le rôle des courants d'eau de mer dans la répartition des différents métaux.

Pour la région de Skikda, le pôle industriel qui est dominé par le complexe pétrochimique avec des infrastructures diverses et des complexes spécialisés dans le traitement du gaz naturel et du pétrole, érosion, submersions marine, glissement de terrain (**Hadef, 2017**).

La pollution aquatique est un facteur majeur du stress oxydatif de la faune aquatique (**Yildirim et al., 2011**), En effet, lorsque l'organisme fonctionne bien, il y a un équilibre constant entre la production des ROS « reactive oxygen species » due aux xénobiotiques et les mécanismes de leur élimination (système oxydant). Cet équilibre, en cas d'une pollution environnementale, peut être rompu en faveur du système pro-oxydant, instaurant ainsi un état de stress oxydatif (**Mélila et al., 2012**).

Le dosage des biomarqueurs enzymatiques effectué dans notre étude nous a permis de constater que l'activité de catalase, l'activité de GST et le taux de MDA sont fortement élevés dans la région de Jijel par rapport à celle de Skikda et que ces biomarqueurs diminuent hautement significativement au cours des trois mois.

L'augmentation de l'activité catalase qui a été notée dans la chair des crevettes de la baie de Jijel peut être expliquée par la forte stimulation du système de défense antioxydant chez *P. longirostris* de Jijel à la présence de Cd et Pb en fortes doses par rapport à Skikda. (**Dautremepuits et al., 2004 ; Farombi et al., 2007**).

Nous avons enregistré aussi qu'il existe une diminution mensuelle hautement significative chez *P. longirostris* dans Jijel et Skikda. L'activité de la catalase diminue parce que les métaux lourds peuvent se combiner avec certains cofacteurs enzymatiques tels que le fer (présent au sein du domaine hématique de la catalase), la formation de tels complexes conduirait alors à une inhibition de l'activité des enzymes concernées (CAT) (**Ercal et al., 2001**).

La catalase est un composant antioxydant primaire de la défense. Elle élimine le peroxyde d'hydrogène ($2\text{H}_2\text{O}_2 \longrightarrow 2\text{H}_2\text{O} + \text{O}_2$), espèce réactive non-radicalaire de l'oxygène, qui

peut pénétrer par toutes les membranes biologiques et directement inactiver quelques enzymes (Alkaa, 2012).

Il existe une corrélation entre les concentrations en métaux lourds et l'activité catalase.

Les glutathion-S-transférase sont une famille d'enzymes détoxifiantes qui catalysent la conjugaison du glutathion avec les composés ayant des centres électrophiles générant des produits moins toxiques et plus hydrosolubles (Menezes et al., 2006).

Les résultats concernant la GST chez *P. Longirostris* indiquent une augmentation de l'activité spécifique de cette enzyme dans la région de Jijel par rapport à Skikda. Cette augmentation se traduit par une forte activité de détoxification de l'organisme par la GST liée à une exposition aux polluants (Sifi et al., 2007 ; Soltani, 2008).

La stimulation de l'activité de GST s'explique par une biotransformation des xénobiotiques et des substances androgéniques. la GST joue un rôle important dans la neutralisation et la détoxification de certaine xénobiotique en augmentant leur hydrosolubilité et en facilitant ainsi leur élimination (Van der Oost et al, 2003).

Une diminution remarquable mensuelle de l'activité de la GST est enregistrée au niveau des deux régions, D'après Giarratano et al., (2011) les variations de l'activité de la GST peuvent être liées non seulement à la présence de xénobiotique mais aussi au cycle de reproduction et à la période de la gamétogenèse.

Le malondialdéhyde (MDA) considéré comme produit de peroxydation lipidique qui a été largement utilisé pour évaluer les effets de divers polluants sur les écosystèmes aquatiques (Boujoudi et al., 2013), le malondialdéhyde se forme lors de l'attaque des lipides polyinsaturés par des espèces réactives de l'oxygène générées par certains contaminants (pesticides ,métaux,...) (Garrigues et al., 2002).

Nous avons enregistré des taux importants de MDA dans la chair des crevettes de Jijel par rapport à celles de Skikda, ce qui peut s'expliquer par une peroxydation lipidique intense chez les crevettes de la baie de Jijel et par conséquent une augmentation du MDA.

L'évaluation mensuelle des taux de MDA Chez *P. longirostris* montre une diminution hautement significative dans les deux régions. Ce qui coïncide avec la diminution des concentrations du Cd, du Zn et du Pb dans la chair des crevettes des deux régions de pêche.

Cependant de nombreux auteurs rapportent que la peroxydation lipidique semble être modulée par les contaminants chimiques et organiques testés en condition de laboratoire ou *in situ* (Narbonne et al., 2005). Aussi, une induction significative du MDA dans différents tissus

de palourde exposée à des solutions de cadmium a été signalée par **Khebbeb et al., (2010)**, **Soltani et al. (2012)**.

Ont noté aussi une induction du MDA chez la palourde *Donax trunculus* prélevée d'un site connu par sa contamination de nature domestique et industrielle dans le golf d'Annaba dans l'est algérien.

Il existe une corrélation entre les concentrations en métaux lourds et les taux de MDA. Le glutathion (GSH) est un tripeptide thiol (γ -glutamylcystéinyglycine) synthétisé de manière endogène avec d'importantes propriétés biochimiques. La fonction antioxydante du GSH est double : d'une part, en présence d'espèces réactives de l'oxygène (ROS), son thiol est oxydé, ce qui entraîne la formation de glutathion oxydé GSSG et d'autre part, le GSH est le substrat d'enzymes telles que le glutathion peroxydase (GPX), qui élimine les peroxydes en utilisant le GSH comme un facteur réducteur (**Franchi et al., 2012**).

Concernant le taux de GSH nous avons noté des variations importantes que se soit par augmentation ou par diminution dans les deux régions de pêche chez *P. longirostris* au cours des trois mois.

Selon **Lagadice et al., (1997)**, le glutathion est un antioxydant non-enzymatique vient de renforcer l'activité catalase en agissant comme réducteurs ou capteur des radicaux libres grâce à sa fonction thiol libre (-SH). Donc on peut dire que les taux de glutathion enregistrés dans notre étude vont dans ce sens.

Les crevettes possèdent des concentrations importantes de GSH dans leurs tissus. L'exposition à des métaux a été démontrée comme étant à l'origine d'une altération du statut en GSH. En effet, de nombreux métaux (tels que le cadmium, le chrome et, à moindre échelle, le nickel) sont caractérisés par une forte affinité vis-à-vis des groupements thiols et forment des complexes avec ces entités chimiques (**Barillet, 2007**).

En revanche, les métaux ne sont pas égaux devant leur capacité à interagir avec le glutathion, et plus généralement avec les groupements thiols. En effet, une caractéristique chimique des métaux va influencer sur l'affinité de ces derniers en vers les groupements -SH (**Barillet, 2007**).

Ces fluctuations enregistrées dans les paramètres liées au stress oxydant sont proportionnelles avec les résultats des métaux lourds dosés.



Conclusion et perspectives

Ce travail est une approche portant sur l'étude biométrique, l'évaluation des concentrations des éléments traces métalliques (Cd, Pb, Zn) et la recherche des biomarqueurs de stress oxydatifs (CAT, GSH, GST, MDA) dans la chair de *P. Longirostris* pêché de deux régions Jijel et Skikda au cours des trois mois mars, avril et mai.

Notre étude nous a permis de mettre en évidence certaines caractéristiques biochimiques et ecotoxicologiques de cette espèce.

L'étude biométrique de *P. Longirostris* a révélé un dimorphisme sexuel net où les femelles représentent toujours une taille et un poids supérieur à ceux des males ainsi que, la taille des crevettes pêchées de Jijel et plus grande à celle de Skikda, notant que les valeurs se situent toujours dans les normes.

L'étude biométrique de *P. Longirostris* a signalé aussi différences significatives observées dans certains paramètres biométriques notamment la longueur d'uropode (LU), la longueur de telson (LT_e), la hauteur du corps (H). Chez *P. longirostris* entre Jijel et Skikda.

Notre étude nous a permis de mettre en évidence les quantités de métabolites à savoir les protéines, les lipides et les glucides dans la chair des crevettes commercialisée à Jijel et à Skikda. Notant que les crevettes pêchées à Skikda renferment des teneurs les plus élevées en ces trois métabolites. Les crevettes sont riches en protéines donc représentent une excellente source nutritive, et contiennent des teneurs inférieures en lipides et glucides donc représentent un apport hypocalorique.

L'analyse quantitative des métaux à savoir le zinc, le plomb et le cadmium a révélé une concentration remarquable du zinc pendant les trois mois dans la chair des crevettes des deux régions de pêche et que les concentrations les plus élevées sont rencontrées à chez les crevettes pêchées à Jijel donc les crevettes sont bonne source de zinc naturelle.

L'évaluation des biomarqueurs du stress oxydatif a montré une augmentation de l'activité CAT, GST et du taux MDA dans la chair de *P. longirostris* dans les deux régions mais à un degré moindre dans la région de Skikda. Par contre, le taux de GSH chez les crevettes a montré une augmentation remarquable dans la chair des crevettes de Skikda.

Il existe une corrélation entre les concentrations en métaux lourds et l'activité catalase ainsi que le taux de MDA.

Les perturbations enregistrées dans les paramètres évaluant le stress oxydant soit par augmentation ou par diminution indiquent qu'il existe une défense de l'organisme contre les agents polluants.

Enfin il serait très opportun de détailler ou compléter ce travail par d'autres études approfondies qui entrent dans la stratégie de surveillance environnementale :

- le dosage de multiple type de xénobiotique les métaux trace et les polluants organiques dans l'eau de mer et dans les crevettes.
- Etudier la bioconcentration des métaux lourds et les biomarqueurs dans les autres organes, le céphalothorax et l'hépatopancréas.
- Faire une étude sur la population marine consommatrice majoritairement les crevettes pour évaluer la transmission des polluants de crevette vers les autres maillons de la chaîne alimentaire
- Réalisation des coupes histologiques dans les crevettes.



Références bibliographiques

A

Ainouche N., 2009. Ecologie, biologie et exploitation de la crevette *Parapenaeus longirostris* (Lucas, 1846) de la région algéroise, thèse de magister, université des sciences et technologies houari Boumediene. P : 91.

Alkaa Y., Chafik A., Bekkali R., Benhra, A., 2012. Diagnostic écotoxicologique des populations de la sardine (*Sardina pilchardus*) pêchée le long des zones côtières atlantiques allant de Safi à Cap Blanc. P : 440.

Amoros C., Boxshall G.A., Cals Ph., Cariou L., Coineau N., Dahl E., Defaye D., Elofsson R., Forest J., Gruner H., Grygier M., Guillaume G., Hartmann G., Hessler R.R., Hipeau-jacquotte R., Hoeg J.T., Land L., Laubier L., Lutzen J., Mayrat A., Monod Th., Newman W. A., Raibaut C., Razoulas C., De Saint Laurent M., Thiéry A., Trilles J.P., Wagele J. W., 1996. Traité de zoologie. Tome VII. Crustacés. Fascicule II. Anatomie, systématique, biologie, Masson, Paris, Milan, Barcelone. P: 1002.

Anastasiadou C., Liasko R., Leonardos I. D., 2009. Biometric analysis of lacustrine and riverine populations of *Palaemonetes antennarius* (H.Milne-Edwards, 1837) (Crustacea, Decapoda, Palaemonidae) from north-western Greece. *Limnologica*, 39(3). P : 244-254.

Arab A., Cherbi M., Kherbouche-Abrous O., Amine F., Bidi -Akali S., Hadou-Sanoun G., Kourtaa-Fergani H., 2016. Zoologie des protozoaires aux métazoaires protostomiens. Tome I. Licence sciences de la nature et de la vie. 4^{ème} édition, l'office des publications universitaires, Place Centrale-ben Aknoun- Alger. P : 151.

Arias J. A., Peralta-Videa J. R., Ellzey J. T., Ren M., Viveros M. N., Gardea-Torresdey J. L., 2010. Effects of *Glomus deserticola* inoculation on *Prosopis*: enhancing chromium and lead uptake and translocation as confirmed by X-ray mapping, ICP-OES and TEM techniques. *Environmental and Experimental Botany*, 68(2). P: 139 148.

B

Backup L., Dutra B. K., Ribarcki F. P., Fernandes F. A., Noro C. K., Oliveira G. T., Vinagre A. S., 2008. Seasonal variations in the biochemical composition of the crayfish *Parastacus defossus* (Crustacea, Decapoda) in its natural environment. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology*, 149 (1). P: 59-67.

- Balliot Ch., 2008.** Cours bio 8 les crustacés. Club de plongée Asterina Meau. P : 12.
- Barillet S., 2007.** Toxicocinetique, toxicite chimique et radiologique de l'uranium chez le poisson zèbre (*daniorerio*). Thèse de doctorat. P : 326.
- Bekadja I.B., Mouffok S., Kherraz A., Zitouni B., 2009.** Etude préliminaire sur la biologie et la dynamique des populations de la crevette profonde *Parapenaeus Longirostris* (Lucas, 1846) de la façade maritime oranaise. European Journal of Scientific Research. P: 134-144.
- Beldi H., Gimbert F., Maas S., Scheifler R., Soltani N., 2006.** Seasonal variations of Cd, Cu, Pb and Zn in the edible mollusc *Donax trunculus* (Mollusca, Bivalvia) from the gulf of Annaba, Algeria. African Journal of Agricultural Research, 1(4). P : 85-90.
- Benali I., 2015.** Utilisation de la moule *Mytilus galloprovincialis* (Lmk, 1819) Collectée sur le littoral ouest algérien, pour l'évaluation de l'impact d'une pollution anthropogénique (métaux lourds, PCBs et HAPs). Thèse de doctorat. P : 213.
- Benard A., Durif M. et Vandamme L., 2004.** Utilisation d'une technique de biosurveillance pour évaluer les retombées des métaux lourds : Cas d'un site de seconde fusion du plomb. Rapport de recherche. N°55891. France : INERIS. P : 13-14.
- Bendjoudi D., Zouaou F., Errahmani M. B., Bendjeddou K., Chekir N., 2013.** Mesure de deux biomarqueurs catalase et malondialdéhyde chez *Perna perna* et *Mytilus galloprovincialis* (Mollusca, Bivalvia) suite à une contamination aigüe par *Staphylococcus aureus*. Travaux de L'institut Scientifique, Rabat, Série Zoologie, 49. P : 19-27.
- Biney C., Amuzu A.T., Calamari D., Kaba N., Mbome I.L., Naeve H.O., Saad M.A.H., 1994.** Etude des métaux lourds. Revue de la pollution dans l'environnement aquatique africain. P : 24.
- Blanquet J.P., Bonnomet V., Coquery M., Gaudillot A., Gondelle F., Houeix N., Magaud H., Meunier L., Sanchez W., 2004.** Devenir et comportement des métaux dans l'eau : biodisponibilité et modèles blm. P : 85.
- Bradford M.M., 1976.** A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein dye binding. Analytical Biochemistry, 72 (1-2). P : 248-254.

C

- Casas S., 2005.** Modélisation de la bioaccumulation de métaux traces (Hg, Cd, Pb, Cu et Zinc) chez la moule, *Mytilus galloprovincialis*, en milieu méditerranée. Thèse de doctorat. P : 314.
- Castex M., 2009.** Evaluation du probiotique Bactéries *pediococcus aerdilactic* (BORN, 1780) chez la crevette péneide *Litopenaeus Stylirostris* en nouvelle-Calédonie. Thèse de doctorat. P : 65-67.
- Caverivière A., Chboud Ch., Rafalimanana Th., 2008.** Les crevettes côtières de Madagascar Biologie, exploitation, gestion.IRD, Marseille. P: 362.
- Chapman P. M., Wang F., Caeiro S. S., 2013.** Assessing and managing sediment contamination in transitional waters. Environment International, 55. P : 71-91.
- Chouahda S. et Soltani N., 2013.** Toxicité aiguë et chronique du cadmium chez un poisson culiciphage : *gambusia affinis*. P: 126.
- Christensen V., Guenette S., Heymans J.J., Walters, C.J., Watson R., Zeller D., Pouly D., 2003.** Hundred –year decline of north atlantic predatory fishes. Fish and Fisheries 4(1).P: 1-24.
- Claiborne A., 1985.** Catalase activity. In Greenwald RA (ed) CRC Handbook of Methods in Oxygen Radical Research. P: 283-284.
- Connors D.E. et Ringwood A.H., 2000.** Effect of glutathione depletion on copper cytotoxicity in oyster (*Crassostrea virginica*). Aquatic Toxicology. 50. P: 341-349.
- Conti M.E. et Cecchetti G., 2001.** Biological monitoring: lichens as bioindicators of air pollution assessment- a review, Environmental Pollution, 114(3). P : 471-492.
- Cossa D., Elbaz-Poulichet F., Gnassia-Barelli M., Romeo M., 1992.** Le plomb en milieu marin biogéochimie et ecotoxicologie. P : 72.
- Costantini D., 2014.** Oxidative stress and hormesis in evolutionary ecology and
- Coulibaly A.S., Monde S., Valérie A.A., Aka K., 2009.** Analyse des éléments traces métalliques (ETM) dans les baies estuariennes d'Abidjan en Côte d'Ivoire. Afrique Science 5(3). P : 77 – 96.

Cumberlidge N., 2006. Inventaire rapide des crustacés décapodes de la préfecture de Boké en Guinée. P : 38-46.

D

Dautremepuits C., Paris-Palacios S., Betoulle S., Vernet G., 2004. Modulation in hepatic and head kidney parameters of carp (*Cyprinus carpio*) induced by copper and chitosan. Comparative biochemistry and physiology part C: Toxicology & Pharmacology, 137(4). P: 325-333.

Dauvillier P., 1998. Introduction à l'analyse nutritionnelle des dendrées alimentaires. IBCHNIQUE & DOCUMENTATION. P : 254.

Dittami S. M., Gravot A., Renault D., Goulitquer S., Eggert A., Bouchereau A., Tonon T., 2011. Integrative analysis of metabolite and transcript abundance during the short-term response to saline and oxidative stress in the brown alga *Ectocarpus siliculosus*. Plant, Cell & Environment, 34(4). P: 629-642.

Djeddi H., Keddari D., Kherief Nacereddine S., Keddari D., Afri-Mehennaoui F-Z S., 2018. Teneurs des éléments traces métalliques Cu, Zn et Pb des sédiments du Barrage Béni Haroun (nord-est de l'Algérie). European Scientific Journal, 15. P: 1857-7431.

Draper H.H., Hadley M., 1990. Malondialdehyde determination as an Index of Lipid Peroxidation. Methods in Enzymology, 186. P : 421-431.

Dubois A. et Lacouture L., 2011. Bilan de présence des micropolluants dans les milieux aquatiques continentaux période 2007–2009. Commissariat général au développement durable, (54). P : 112.

Duchateau G. et Florkin M., 1959. Sur la tréhalosémie des insectes et sa signification insecte archives internationales de physiologie et de biochimie. 67(2). P : 306-314.

E

Ellman G., 1959. Plasma antioxydants. Arch. Biochem. Biophys, 82. P: 70-77.

Ercal N., Gurer-Orhan H., Aykin-Burns N., 2001. Toxic metals and oxidative stress part in: mechanisms involved in metal-induced oxidative damage. *Current Topics in Medicinal Chemistry*, 1(6). P: 529-539.

F

Fahssi A. et Chafi A., 2015. Contribution à l'étude de la bioaccumulation métallique dans les sédiments et les organismes aquatiques du littoral de Saidia (Maroc oriental). *European Scientific Journal*. 11(21). P: 360.

FAO/OMS., 2011. List of maximum levels for contaminants and toxins in foods. Joint FAO/WHO food standards programme codex committee on contaminants in foods. Fifth Session, Hague, Netherlands. P: 89.

Farombi E. O., Adelowo O. A., Ajimoko Y. R., 2007. Biomarkers of oxidative stress and heavy metal levels as indicators of environmental pollution in African cat fish (*Clarias gariepinus*) from nigeria ogun river. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 4(2). P: 158-165.

Franchi N., Ferro D., Ballarin L., Santovito, G., 2012. Transcription of genes involved in glutathione biosynthesis in the solitary tunicate *Ciona intestinalis* exposed to metals. *Aquatic Toxicology*, 114. P: 14-22.

G

Galois R., 1987. Les lipides neutres chez les crustacés Décapodes : métabolisme et besoins. *Océanis (Paris)*, 13(2). P : 197-215.

Garric J., 2009. Écotoxicologie entre recherche et application des outils pour la gestion. In 5ème Journée Thématique ZABR. La démarche écotoxicologique pour la protection et l'évaluation de la qualité des milieux aquatiques. P : 105.

Garric J., Morin S., Vincent-Hubert F., 2010. Les biomarqueurs en écotoxicologie : définition, intérêt, limite, usage. *Science Eaux et Territoires* (1). P : 17.

Gheid S., Nadji S., Khebbeb M. E. H., 2010. Taux des lipides et des protéines et composition en acides gras du tissu comestible des crustacés et des mollusques pêchés en Algérie : Effet du

halofénozide (RH-0345) sur la composition en acides gras de *Penaeus. kerathurus* (Crustacé, Décapode). Synthèse : Revue des Sciences et de la Technologie, 22. P : 37-43.

Ghorab I. et Khebbeb E. M., 2012. Assessment of heavy metal concentrations (lead, cadmium and zinc) in three Crustacean species fished for in two regions of eastern Algeria. Annals of Biological Research, 3(6). P: 2838-2842.

Giarratano E., Gil M. N., Malanga G. 2011. Seasonal and pollution-induced variations in biomarkers of transplanted mussels within the beagle channel. Marine Pollution Bulletin, 62(6). P: 1337-1344.

Goldsworthy G.J., Mordue W., Guthkelch J., 1972. Studies on insect adipokinetic hormones. General and Comparative Endocrinology, 18(3). P: 545.

Gourlay-Francé C., Vincent-Hubert F., Tusseau-Vuillemin M.H., Sanchez W., Geffaro A., Levi Y., Oziol L., Labadie P., Mouchel J.M., Raguet M., Thery S., 2011. Le risque écotoxicologique dans le bassin de la Seine : Comprendre et diagnostiquer l'impact de la contamination sur les organismes. P : 52.

Grara N., Boucenna M., Atailia A., Berrebbah H., Djebbar M. R., 2012. Stress oxydatif des poussières métalliques du complexe sidérurgique d'Annaba (nord-est algérien) chez l'escargot *Helix aspersa*. Environnement, Risques & Santé, 11(3). P : 221-229.

Grimes S., Boutiba Z., Bakalem A., Bouderbala M., Boudjellal B., Boumaza S., Boutiba M., Guedioura A., Hafferssas A., Hemida F., Kaidi N., khelifi H., Kerzabi F., Mezroug A., Nouar A., Sellafi B., Sellali B., Sellali-merabtine H., Semroud R., Seridi H., Taleb M.Z., Touabria T., 2004. Biodiversité marine et littorale. Projet Sonatrach/LRSE.Eds. Algie. P : 362.

Gunnar F. N., Bruce A. N. F., Friberg L., 2007. Handbook on the toxicologie of metals. P : 1024.

H

Habig W.H., Pabst M.J., Jakoby W.B., 1974. Glutathione-S-Transferases: The first enzymatic step in mercapturic acid formation. Journal of Biological Chemistry, 249(22). P : 7130-7139.

Hadef R. et Belkacem L., 2017. Evaluation de la vulnérabilité socio-économique de la zone côtière de Skikda. P :120-129.

Hadef R., 2008. Quel projet urbain pour un retour de la ville à la mer ? Cas d'étude : Skikda , Thèse de magister. P :356.

Halliwell B. et Gutteridge J. M. C., 2015. Free radicals in biology and medicine. Oxford University Press.

Hayes J. D., Flanagan J. U., Jowsey I. R., 2005. Glutathione transferases. Annu. Rev. Pharmacol. Toxicol. 45. P : 51-88.

Hemissi., 2008. Présentation de la wilaya de Jijel et Bejaïa. P : 1-5.

Holthuis L.M., 1980. FAO species catalogue. Shrimp and prawn of the world. An annotated catalogue of species of interest to fisheries. (125). P : 271.

Houseman G., 2016. Les Ecdysozoaires I : Les Nématodes, les Crustacés et la diversité des Arthropodes. [En ligne]. URL : <http://adamoliverbrown.com/wp-content/uploads>. Consulté le 10 septembre 2021.

I

Ip C. C. M., Li X. D., Zhang G., Wong C. S. C., Zhang, W. L., 2005. Heavy metal and Pb isotopic compositions of aquatic organisms in the Pearl River Estuary, South China. Environmental Pollution, 138(3). P : 494-504.

J

Jean-Claude A., Claude A. T., 2008. Les biomarqueurs dans l'évaluation de l'état écologique des milieux aquatiques. Lavoisier, TEC&DOC, Paris. P : 375.

K

Khaled-Khodja S., et Durand G., 2016. Contamination métallique de l'eau et du sédiment d'Oued Bouhamra. Synthèse : Revue des Sciences et de la Technologie, 32. P : 135-146.

Khannous S., Bouzide S., Benomar M., Er-Raioui H., 2013. Metallic contamination of occidental mediterranean coasts of morocco (coastal fringe kabila-oued laou), using callista chione, Journal Environnemental Solution, 2. P : 1-8.

Khebbeb M. E., Nadji S., Amrani, A., 2010. The effect of cadmium exposure on malonedialdehyde and reduced glutathione concentrations in several tissues of a bivalve mollusc (*Ruditapes decussatus*) fished from Mellah lagoon (North East of Algeria). Annals of Biological Research, 1(2). P : 166-173.

L

Ladhar-Chaabouni R., Gargouri R., Hamza Chaffai A., 2007. Effect of cadmium on some biomarkers in the clam *Ruditapes decussatus*: metallothionein quantification using two techniques. International Journal of Environment and Pollution, 30(3-4). P : 593-605.

Lagadic L., Caquet T., Amiard J.C., Ramade F., 1997. Biomarqueurs en écotoxicologie, aspects fondamentaux, Collection "Recherche en Biologie", Masson, Paris. P : 419.

Lefebvre F., 2012. Les Crustacés en Vienne. Bulletin Vienne Nature. P : 10-12.

Lloris D. et Rucabado J., 1998. Guide FAO d'identification des espèces pour les besoins de la pêche. Guide d'identification des ressources marines vivantes du Maroc. Food & Agriculture Org. P: 263.

M

Martín-Díaz M. L., Blasco J., Sales D., Delvals T. A., 2004. Biomarkers as tools to assess sediment quality: Laboratory and field surveys. TrAC - Trends in Analytical Chemistry. 23(10-11). P : 807- 818.

Mélila M., Poutouli W., Amouzou K. S., Gado T., Tchao M., Doh A., 2012. Évaluation de l'impact du rejet des déchets phosphates dans la mer sur la biodiversité marine dans trois localités côtières au Togo à partir des biomarqueurs du stress oxydatif chez *Sphyraena barracuda* (HECKEL, 1843). International Journal of Biological and Chemical Sciences, 6(2). P: 820-831.

Menezes S., Soares A. M., Guilhermino L., Peck M. R., 2006. Biomarker responses of the estuarine brown shrimp *Crangon crangon* L. to non-toxic stressors: temperature, salinity and

handling stress effects. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 335(1). P : 114-122.

Michel F., Bonnefont-Rousselot D., Mas E., Draï J., Thérond P., 2008. Biomarkers of lipid peroxidation: analytical aspects. In *Annales de biologie clinique*. 66(6). P : 605-620.

Miquel M.G., 2001. Les effets des métaux lourds sur l'environnement et la santé-rapport de l'office d'évaluation des choix scientifique et technologique. P : 85

Morlot M., 1996. Aspects analytiques du plomb dans l'environnement. Association Générale des Hygiénistes Municipaux, Tec. Doc, Lavoisier. P : 481.

Munoz P. et Ceccaldi H. J., 1987. Variation des protéins de l'hémolymphe pendant le Cycle de Mue, chez *Penaeus kerathurus*. *Biochemical systematics and ecology*, 15(2). P: 263-267.

N

Nadji S., Amrani A., Mebarki R., Khebbeb M.E., 2010. Acetylcholinesterase and catalase activities in several tissues of a bivalve mollusc (*Ruditapes decussatus*) fished from Mellah lagoon (North East of Algeria) after malathion exposure. *Annals of Biological Research*, 1(4). P : 138-144.

Narbonne J. F., Aarab N., Clérandeau C., Daubeze M., Narbonne J., Champeau O., Garrigues P., 2005. Scale of classification based on biochemical markers in mussels: application to pollution monitoring in Mediterranean coasts and temporal trends. *Biomarkers*, 10(1). P : 58-71.

Nouar A., 2007. Exploitation de deux espèces de crevettes profondes *Aristeus Antennatus* (Rissou, 1816) et *Parapenaeus longirostris* (Luca, 1846) de la région algéroise. Rapport. *Comm. In. Mer Médit.* 38. P : 557.

O

OIML., 1991. Organisation internationale de métrologie légale R100. Spectromètre d'absorption atomique pour la mesure des polluants dans l'eau.

Olivier A., 2015. Chimie et pollutions des eaux souterraines. Lavoisier. P : 448.

Orbea A., Fahimi H. D., Cajaraville M. P. (2000). Immunolocalization of four antioxidant enzymes in digestive glands of mollusks and crustaceans and fish liver. *Histochemistry and Cell Biology*, 114(5), 393-404.

P

Papp R., 2011. Les propriétés environnementales des éléments traces : Particularités et conséquences pour l'analyse de risques. National d'Experts en en Environnement de l'Industrie Chimique. P : 112.

physiology. A marriage between mechanistic and evolutionary approaches. P : 362.

Pierre-Clément D. A. M. Y., 2011. Synthèse des connaissances sur l'origine et la disponibilité du cadmium dans les eaux. P : 39.

Poupin J. et Juncker M., 2010. Guide des crustacés décapodes du Pacifique Sud/ Guide to South Pacific's decapod crustaceans. CRISP, CPS, Nouméa, Nouvelle-Calédonie. P : 320.

Prankel S.H., Nixon R.M., Philips C.J.C., 2004. Méta-analysis of feeding trials investigating cadmium accumulation in the livers and kindeys of sheep. *Environmental Research*, 94(2). P : 171-183.

Q

Quénel P., Le Goaster C., Cassadou S., Eilstein D., Filleul L., Pascal L., Jouan M., 2016. Surveillance des effets sur la santé de la pollution atmosphérique en milieu urbain : étude de faisabilité dans 9 villes françaises. Objectifs et principes. P : 2268-3798.

R

Ramade F., 2007. Introduction à l'écotoxicologie : fondements et applications, Tec & Doc, Paris. P : 618.

Regoli F. et Principato G., 1995. Glutathion, enzymes de glutathion-dépendants et antioxydants dans des moules, *Mytilus galloprovincialis*, exposés à des métaux dans des conditions de terrain et de laboratoire : implications pour l'utilisation de biomarqueurs biochimiques, *Aquatic Toxicology*, 31(2). P : 143-164.

Roesijadi G., 1994. Metal regulation in aquatic animals: Mechanism of uptake, accumulation and release. *Molecular Mechanisms in Aquatic Toxicology*. P : 387-420.

Rollin C. et Quiot F., 2006. Eléments traces métalliques-guide méthodologique : recommandations pour la modélisation des transferts des éléments traces métalliques dans les sols et les eaux souterraines. *Rapp d'étude INERIS*. P : 119.

S

Sadok S., 2010. Etude de la conservation de la qualité post mortem de la crevette royale et blanche. *Rapport de l'Institut National des Sciences et Technologies de la Mer*. P : 32.

Savary P., 2010. Guide des analyses de la qualité de l'eau, groupe territorial - Techni. Cités, France. P : 283.

Schwedt G., 1993. Atlas de poche des méthodes d'analyse médicéen-science. Flammarion, Paris. P : 82.

Sellami B., Dellali M., Beyrem H., Khazri A., Aïssa P., Mahmoudi E., 2012. Variation temporelle de l'activité catalase chez la palourde *Ruditapes decussatus* Linnaeus, 1758 contaminée par la perméthrine (étude en mésocosme). *Bull Inst Sci*, 34. P: 137-144.

Shibko S., Koivistoinem P., Tratyneck C., New hall A., Freindman L., 1966. A method for sequential quantitative separation and glycogen from signal rat liver homogenate or from a subcellular fraction. *C Analyt. Biochem*, (19). P: 415-428.

Sifi K., Chouahda S., Soltani, N., 2007. Biosurveillance de l'environnement par la mesure de biomarqueurs chez *Donax trunculus* dans le golfe d'Annaba (Algérie). *Mésogée*. 63. P : 11-18.

Singh R., Gautam N., Mishra A., Gupta R., 2011. Heavy metals and living systems: An Overview. *Indian journal of pharmacology*, 43(3). P : 246.

Skoog D.A. et West D.M., 1997. Chimie analytique. De Boeck & Larcier, Paris/Bruxelles. P : 611-621.

Sobrino I., Silva C., Sbrana M., Kapiris K., 2005. A review of the biology and fisheries of the deep water rose shrimp *Parapenaeus longirostris* in European Atlantic and Méditerranéan waters (Decapoda, Dendrobranchiata, Penaeidae). *Crustaceana*. P : 1153-1184.

Soltani N., Amira A., Sifi K., Beldi H., 2012. Environmental monitoring of the Annaba gulf (Algeria): measurement of biomarkers in *Donax trunculus* and metallic pollution. Bull. Soc. Zool. Fr, 137(1-4). P : 51-60.

Soltani, 2008. Pollution et biosurveillance de la qualité de l'environnement. Laboratoire de Biologie Animale Appliquée, Département de Biologie, Faculté des Sciences, Université d'Annaba, 23000-Annaba (Algérie).

Soulaymani-Bencheikh R., 2014. Les intoxications par les métaux lourds. Toxicologie Maroc, 21. P : 15.

T

Théophile R. et Alain C., 2008. Présentation du milieu et des espèces. les crevettes côtières de Madagascar. P : 39.

Thiaw M., FALL M., Thiam N., 2013. Évaluation par l'approche globale du stock Sénégalais de crevettes profondes, *Parapenaeus longirostris* (Lucas, 1847). In : halieutique journal.org [en ligne]. Consulté le 26 Mai 2021.

Toullec J.Y., 2021. Crevette. In : Encyclopædia Universalis [en ligne]. URL : <https://www.universalis.fr/encyclopedie/crevette> . Consulté le 26 Mai 2021.

Traore A., Ake-Assi Y., Kouassi E. A., Soro N., 2015. Evaluation de la concentration des éléments traces (Pb, Cu, Zn, Fe, Cd et Hg) dans les crevettes (*macrobrachium vollenhovenii*) des lagunes aghien et potou (sud-est de la Côte d'ivoire), (24). P : 129-142.

Triplet P., 2017.Dictionnaire encyclopédique de la diversité biologique et de la conservation de la nature. 3^{ème} édition. France. P : 139.

V

Van der Oost R., Beyer J., Vermeulen N.P., 2003. Fish bioaccumulation and biomarkers in environmental risk assessment: a review, Environmental Toxicology and Pharmacology, 13(2). P : 57-149.

W

Wilfried S et Jean-Marc P., 2009. Utilisation des biomarqueurs pour la caractérisation de l'état écotoxicologique des masses d'eau. Techniques Sciences Méthodes, ASTEE/EDP Sciences. P : 38.

Wingfors H., Selden A.I., Nilsson C., Haglund P., 2006. Identification of markers for PCB exposure in plasma from Swedish construction workers removing old elastic sealants. Ann occupy Hyg 50(1). P : 65-73.

Y

Yildirim N-C., Benzer F., Danabas D., 2011. Evaluation of environmental pollution at Munzur river of Tunceli applying oxidative stress biomarkers in *Cappota trutta* (Heckel, 1843). J. Ann. Plant Sci. 21(1). P : 66-71.

Site internet :

1. <https://www.google.com/intl/fr/earth/> consulté le 18 avril 2021.

A decorative horizontal frame with a double-line border. The frame is adorned with intricate black scrollwork and floral motifs at each end. The word "Annexes" is written in a black, cursive script font in the center of the frame.

Annexes

Annexe A

1. Préparation de l'Anthrone :

- ✓ 150 mg d'Anthrone.
- ✓ Ajouter 752 ml d'acide sulfurique.
- ✓ Mettre la solution préparée dans une bouteille ambrée à une température ambiante.

2. Préparation d'acide sulphosphovanillinique :

- ✓ Peser 380 mg de vanilline.
- ✓ Ajouter 55 ml d'eau distillée.
- ✓ Ajouter 195 ml d'acide orthrophosphorique.
- ✓ Mettre la solution préparée dans une bouteille ambrée à une température ambiante.

3. Préparation de la solution bradford (BBC).

- ✓ Peser 100 mg du BBC (G250).
- ✓ Ajouter 50 ml d'éthanol (95 %) + 100 ml d'acide orthrophosphorique (85%).
- ✓ Mélanger par agitation sous la haute jusqu'à dissolution totale pendant quatre heures.
- ✓ Compléter à un litre par l'eau distillé.
- ✓ Mettre la solution préparée dans une bouteille ambrée à une température ambiante.

4. Préparation de l'eau régale :

- ✓ 1 volumes de HCL.
- ✓ Ajouter 3 volumes de HNO₃.

Annexe B

1. CAT

- ✓ **Tampon phosphate (0.1M, pH : 7.5)**

K_2HPO_4 (100 mM) : 1,74 g/100 ml et KH_2PO_4 (100 mM) : 1.36 g /100 ml, Placer le K_2HPO_4 dans un bécher, rajouter le KH_2PO_4 jusqu'au pH 7.5.

- ✓ **Eau oxygénée (500mM) : 2.55 ml eau oxygénée à 30 volumes dans 50 ml d'eau distillée**

2. MDA

- ✓ **TBA : 0.134 g A. Thiobarbiturique + 39.2 ml eau distillée + 0.8 ml NAOH (2N)**
- ✓ **NAOH (2N) : 0.8 g + 10 ml eau distillée.**
- ✓ **TCA 100g/l : 10 g TCA dans 100 ml d'eau distillée.**

3. GSH

- ✓ **GSH (20mM) : 61.466 mg GSH dans 10 ml eau distillée.**
- ✓ **Tampon phosphate (0.1M, pH : 8)**

K_2HPO_4 (100 mM) : 1,74 g/100 ml et KH_2PO_4 (100 mM) : 1.36 g /100 ml, Placer le K_2HPO_4 dans un bécher, rajouter le KH_2PO_4 jusqu'au pH 8.

- ✓ **DNTB (10mM) : 99 mg de DTNB dans 25 ml d'éthanol.**

4. GST

- ✓ **Tampon phosphate (0.1M pH =6.5) :**

K_2HPO_4 (100 mM) : 1,74 g/100 ml et KH_2PO_4 (100 mM) : 1.36 g /100 ml, Placer le K_2HPO_4 dans un bécher, rajouter le KH_2PO_4 jusqu'au pH 6.5.

- ✓ **CDNB (20Mm) : 40.52 mg CDNB dans 10ml éthanol.**
- ✓ **GSH (20Mm) : 61.466 mg GSH dans 10ml eau distillée.**

Annexe 1

Tableau : Réalisation de la courbe d'étalonnage pour le dosage des glucides ($m \pm s$; $n=5$)

Glucides (μg)	Absorbance
0	0
100	$0,215 \pm 0,257$
200	0.437 ± 0.435
300	0.616 ± 0.652
400	0.821 ± 0.825
500	1.04 ± 1.06

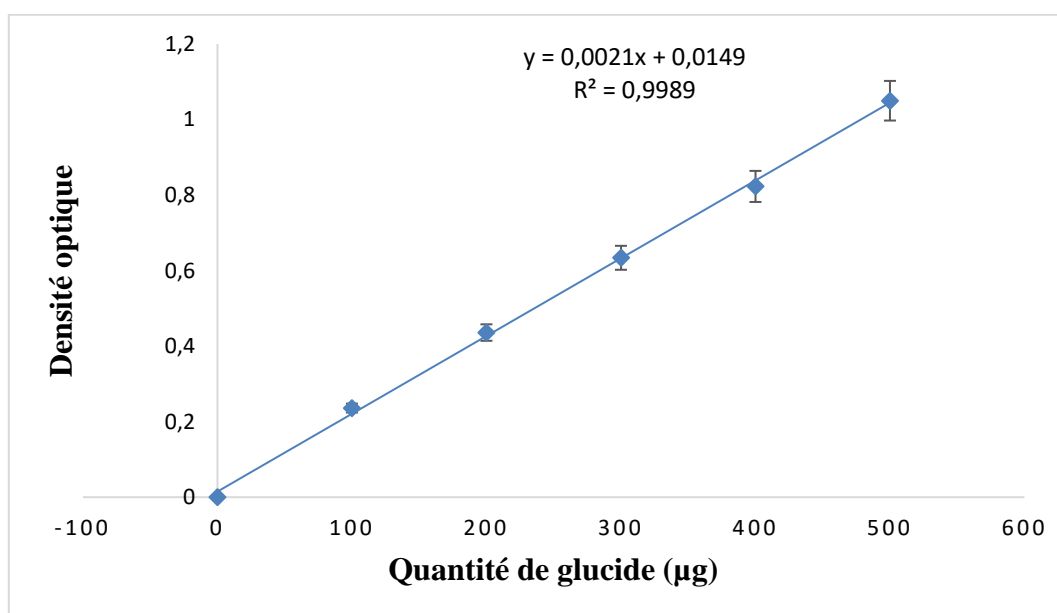


Figure : courbe de référence exprimant l'absorbance en fonction de la quantité des glucides (μg), (R^2 : coefficient de détermination).

Annexe 2

Tableau : Réalisation de la courbe d'étalonnage pour le dosage des lipides ($m \pm s$; $n=5$)

Solution mère (μg)	Absorbance
0	0
20	0.03
40	0.075
60	0.099
80	0.135
100	0.192

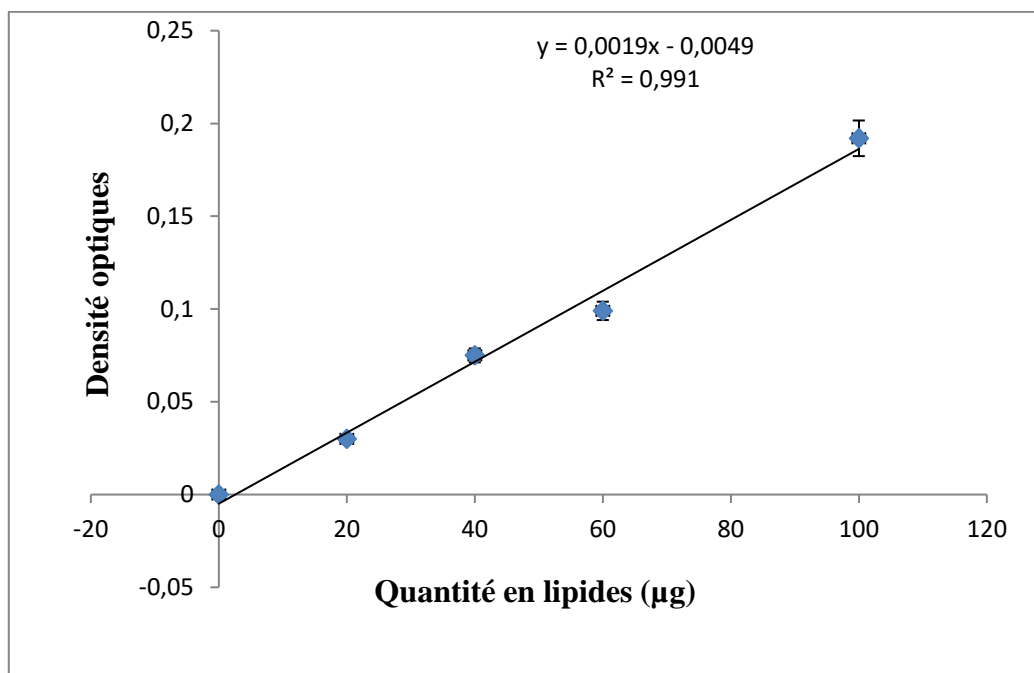


Figure : courbe de référence exprimant l'absorbance en fonction de la quantité des protéines (μg), (R^2 : coefficient de détermination).

Annexe 3

Tableau : Réalisation de la courbe d'étalonnage pour le dosage des protéines ($m \pm s$; $n=5$)

BSA (μg)	Absorbance
0	0
20	$0,341 \pm 0,473$
40	$0,582 \pm 0,732$
60	$0,938 \pm 1,101$
80	$1,336 \pm 1,416$
100	$1,561 \pm 1,691$

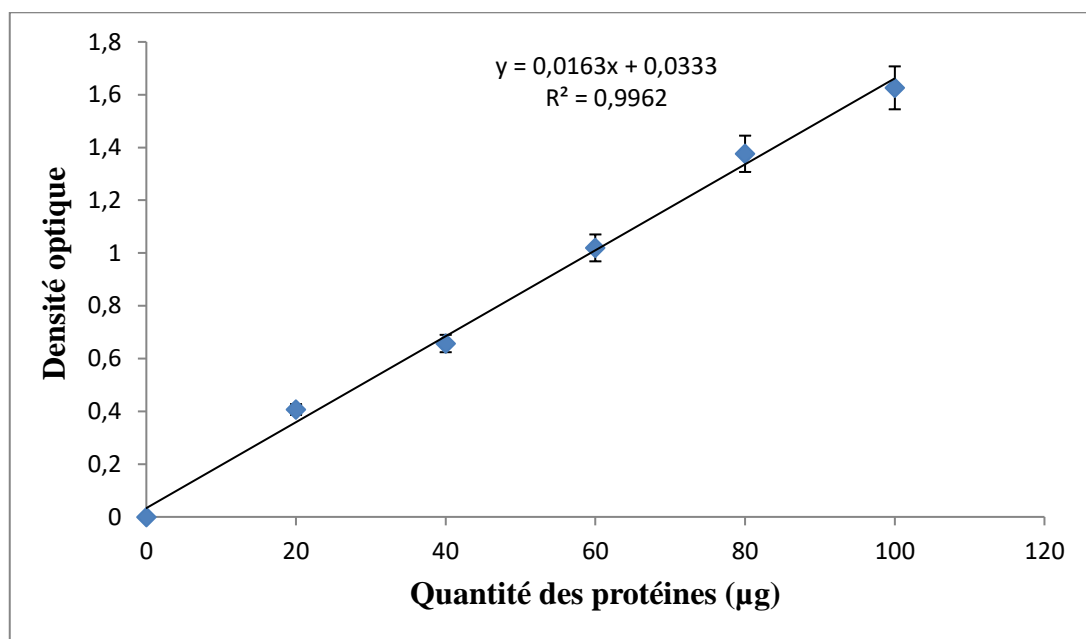
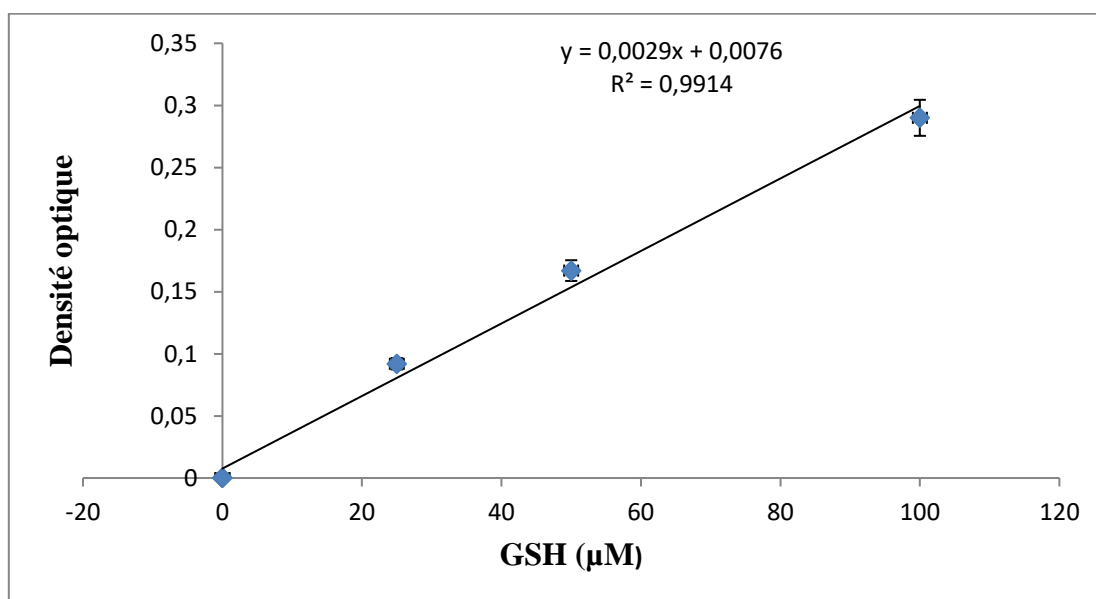


Figure : courbe de référence exprimant l'absorbance en fonction de la quantité des protéines (μg), (R^2 : coefficient de détermination).

Annexe 4

Tableau : Réalisation de la courbe d'étalonnage pour le dosage de glutathion ($m \pm s$; $n=5$)

DTNB (μg)	Absorbance
0	0
12.5	0.026 ± 0.158
25	0.121 ± 0.213
50	0.224 ± 0.356

**Figure** : courbe d'étalonnage du GSH avec le réactif DTNB (R^2 : coefficient de détermination).

Annexe 5

Tableau : Réalisation de la courbe d'étalonnage du cadmium ($m \pm s$; $n=3$).

(Cd) en ppm	Absorbance
0.1000	0.0079
0.2000	0.0156
0.4000	0.0311
1.0000	0.0737
2.0000	0.1392
4.0000	0.2652

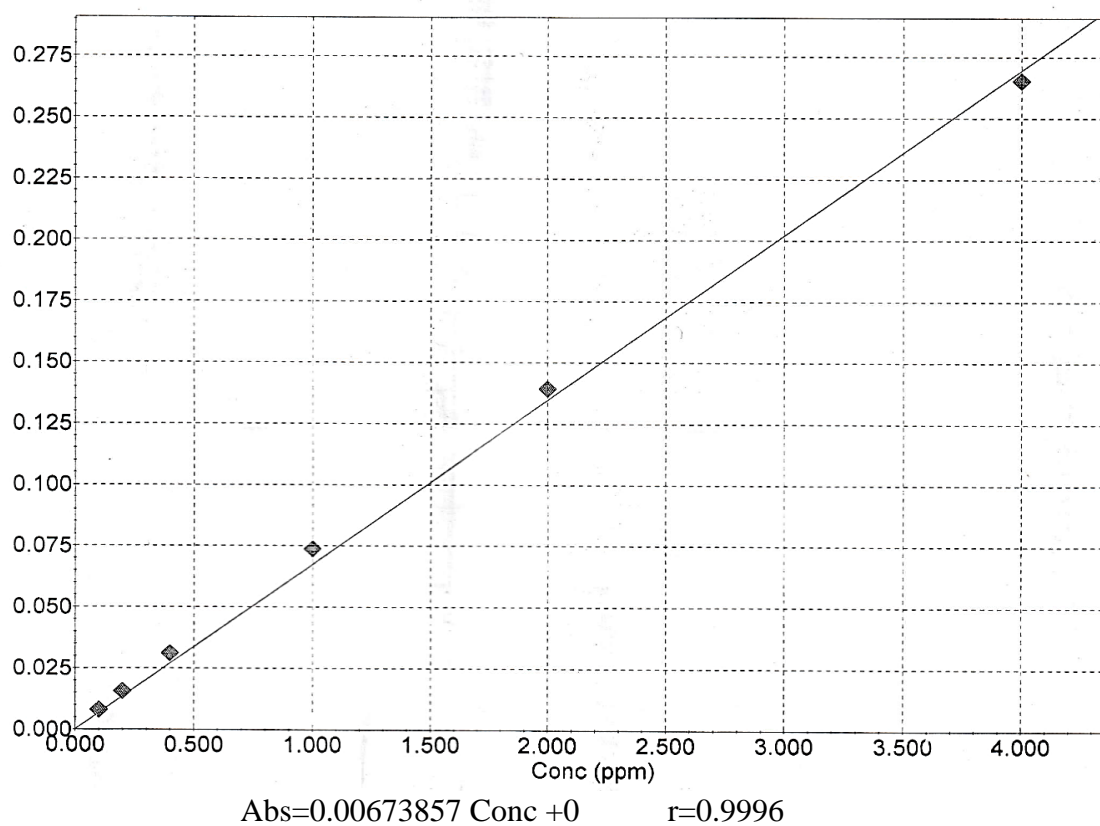


Figure : courbe de référence exprimant l'absorbance en fonction de la quantité (ppm) du cadmium, (R^2 : coefficient de détermination).

Annexe 6

Tableau : Réalisation de la courbe d'étalonnage du plomb ($m \pm s$; $n=3$).

(Pb) en ppm	Absorbance
0.500	0.0040
1.0000	0.0079
2.0000	0.0144
5.0000	0.0383
10.0000	0.0740
20.0000	0.1460

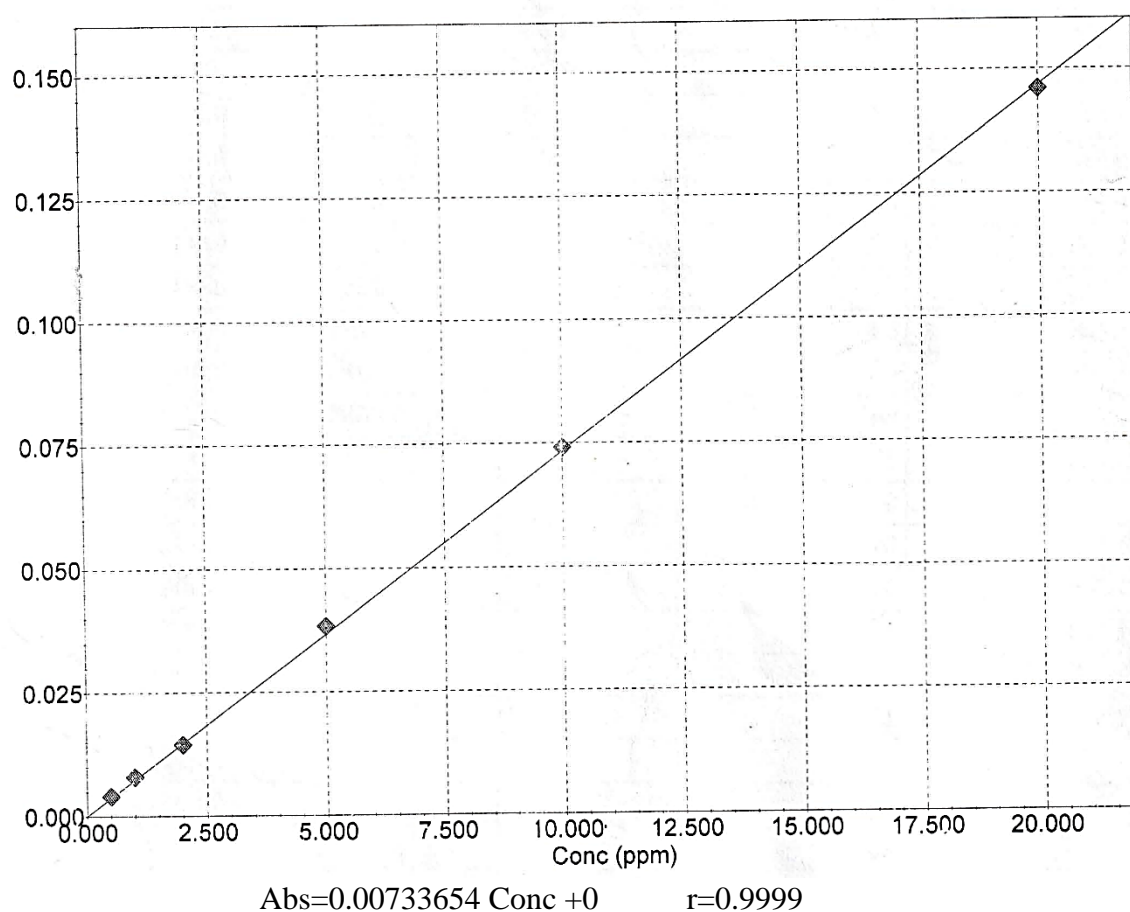


Figure : courbe de référence exprimant l'absorbance en fonction de la quantité (ppm) du plomb, (R^2 : coefficient de détermination).

Annexe 7

Tableau : Réalisation de la courbe d'étalonnage du zinc ($m \pm s$; $n=3$).

(Pb) en ppm	Absorbance
0.1000	0.0164
0.2000	0.0319
0.4000	0.0695
0.8000	0.1357
1.0000	0.1747

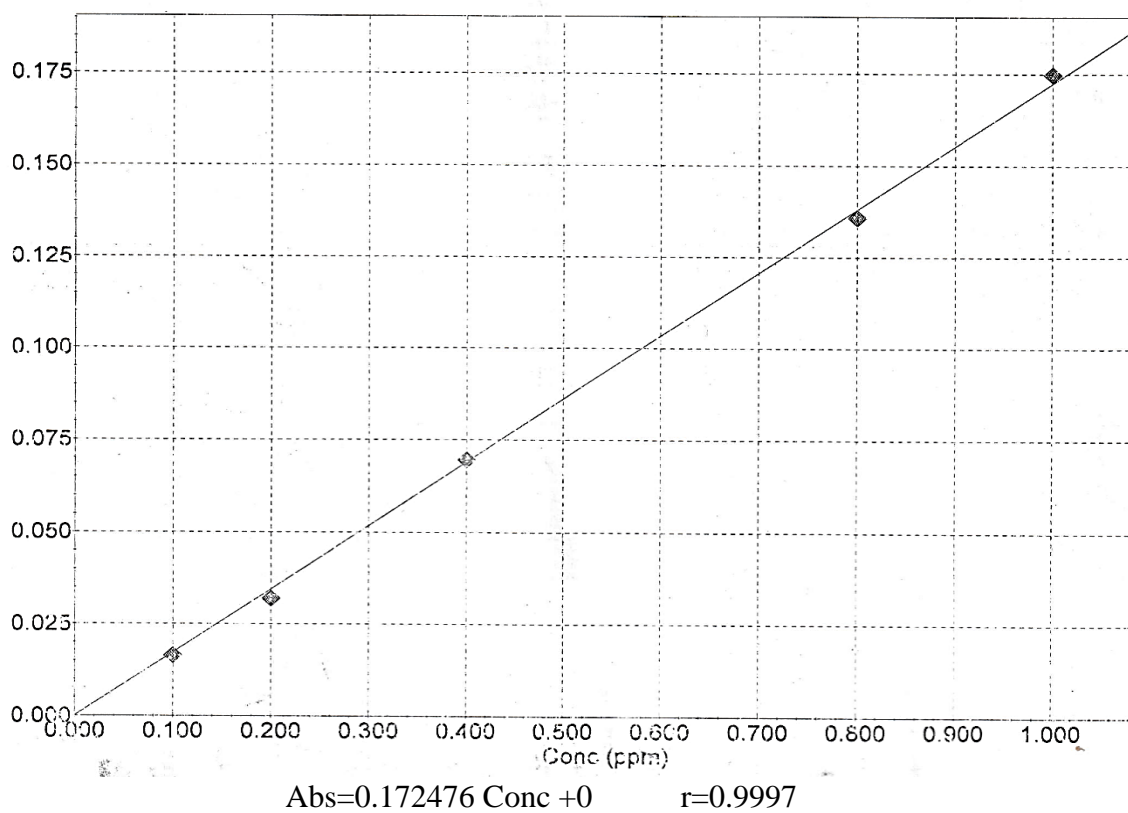


Figure : courbe de référence exprimant l'absorbance en fonction de la quantité (ppm) du zinc,
(R^2 : coefficient de détermination).

Annexe 8 :

Tableau : La comparaison des paramètres biométriques entre les deux régions (Jijel, Skikda).

Paramètre biométrique	PT	LT	LC	LA	LR	LU	L _{tel}	H
Mâle	0,411	0,633	0,230	0,225	0,0701	4,85x10 ⁻⁰⁶	0.01	0,068
Femelle	0,001	0,03	0,252	0,165	0,999	0,016	0.02	0,003

Annexe 9 :

Tableau : Les normes internationales des Concentrations des éléments traces (en mg/g) dans les crevettes (Traore et al., 2015).

ETM	Pb	Cd	Zn
FAO/OMS (2011)	0,3	0,025	0,3-1

Présenté par: *Bellour Imane*
Chekal Asma

Encadreur: Dr. Ghorab Ismahene

Date de soutenance: 16/09/2021

Thème:

Caractérisation d'un crustacé destiné à la consommation humaine: aspects biochimique et écotoxicologique

Résumé

Le présent travail vise à étudier certains caractères biochimiques et écotoxicologiques dans la chair de la crevette *P. longirostris* pêchée dans deux régions de l'est Algérien (Jijel et Skikda) au cours de trois mois (mars, avril et mai). L'étude des paramètres biométriques révèle un dimorphisme sexuel net. Le dosage des métabolites (glucides, lipides, protéines) montre des teneurs élevées en protéines face à des quantités moindres en lipides et en glucides. Le dosage des métaux lourds (Cd, Pb, Zn) par la SAA signale des fortes concentrations en Zn par rapport au Pb et Cd dans les crevettes des deux régions, notant que les crevettes de Jijel renferment les concentrations les plus élevées en ces trois métaux. L'évaluation des biomarqueurs du stress oxydant (CAT, GSH, GST et MDA) révèle des fluctuations soit par augmentation ou par diminution au cours des trois mois dans les deux régions signalant qu'il existe une relation proportionnelle entre les concentrations en métaux lourds et l'activité catalase ainsi que le taux de MDA.

Mots clés: *P. longirostris*, biométrie, métabolites, métaux lourds, biomarqueurs.

Abstract

The present work aims at studying some biochemical and ecotoxicological characters in the flesh of the shrimp *P. longirostris* caught in two regions of eastern Algeria (Jijel and Skikda) during three months (March, April and May). The study of biometric parameters reveals a clear sexual dimorphism. The dosage of metabolites (carbohydrates, lipids, proteins) shows high contents of proteins in front of lesser quantities of lipids and carbohydrates. The determination of heavy metals (Cd, Pb, Zn) by SAA indicates high concentrations of Zn in relation to Pb and Cd in shrimp from both regions, noting that shrimp from Jijel contain the highest concentrations of these three metals. The evaluation of oxidative stress biomarkers (CAT, GSH, GST and MDA) reveals fluctuations either by increase or by decrease during the three months in both regions indicating that there is a proportional relationship between heavy metal concentrations and catalase activity as well as MDA level.

Key words: *P. longirostris*, biometry, metabolites, heavy metals, biomarkers.

ملخص

يهدف البحث الحالي إلى دراسة بعض الخصائص البيوكيميائية والسمية البيئية في لحم الجمبري *P. longirostris* الذي تم اصطياده في منطقتين من الشرق الجزائري (جيجل، سكيكدة) على مدار ثلاثة أشهر (مارس، أبريل، ماي) تكشف دراسة المعايير الحيوية عن ازدواج الشكل الجنسي ملحوظًا. يُظهر تحديد المستقلبات (الكربوهيدرات، الدهون، البروتينات) مستويات عالية من البروتينات مقارنة بكميات أقل من الدهون والكربوهيدرات. يشير تقدير العناصر الثقيلة (الكادميوم والرصاص والزنك) بواسطة SAA إلى تركيزات عالية من الزنك مقارنة بالرصاص والكادميوم في الجمبري من كلا المنطقتين، مع ملاحظة أن جمبري جيجل يحتوي على أعلى تركيزات من هذه المعادن الثلاثة. يكشف تقييم المؤشرات الحيوية للإجهاد التأكسدي (CAT، GSH، GST، MDA) التقلبات إما عن طريق الزيادة أو النقصان على مدار الأشهر الثلاثة في المنطقتين مما يشير إلى وجود علاقة تناسبية بين تركيزات المعادن الثقيلة ونشاط الكاتالاز وكذلك مستوى MDA.

الكلمات المفتاحية: *P. longirostris*، القياسات الحيوية، المستقلبات، المعادن الثقيلة، المؤشرات الحيوية.