



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

جامعة باجي مختار . عنابة

UNIVERSITE BADJI MOKHTAR ANNABA

FACULTE DES SCIENCES  
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE ANIMALE

*Thèse en vue de l'obtention du Diplôme de Doctorat en Sciences*

**Spécialité : BIOLOGIE ANIMALE**

**Intitulé**

**EVALUATION DE LA VALEUR NUTRITIONNELLE ET  
EFFETS DE FACTEURS ENVIRONNEMENTAUX CHEZ  
LES CRUSTACES.**

**Présentée par: Mme Ismahene GHORAB**

**Membres du Jury**

N. SOLTANI	Président	Pr.	Université Annaba
M. E. H. KHEBBEB	Rapporteur	Pr.	Université Annaba
H. DRAREDJA-BELDI	Examineur	Pr.	Université Annaba
W. KHATI	Examineur	MCA	Université El-Tarf
N. KOUACHI	Examineur	MCA	Université Souk Ahras
F. TINE-DJEBAR	Examineur	MCA	Université Tébessa

**Annee universitaire 2015/2016**

# Remerciements

---

*Les premières personnes concernées par la lecture du présent manuscrit sont celles par lesquelles j'aimerais débiter ces remerciements. Je tiens ainsi à témoigner toute ma reconnaissance et ma gratitude aux personnes ayant accepté de faire partie du jury d'évaluation de cette thèse :*

*En premier lieu, je tiens à remercier la personne à l'origine de la formulation du projet de thèse Monsieur le Professeur **Mohamed EL Hadi Khebbeb**. Je tiens à le remercier pour l'intérêt qu'il a porté à l'avancement de mes travaux et pour son implication lors des moments importants.*

*Mes plus vifs remerciements et toute ma reconnaissance vont à Monsieur le Professeur **Noureddine Soltani**, Directeur du laboratoire de la biologie animale appliquée (Université Badji Mokhtar Annaba), pour son aide durant la réalisation de ce travail et pour l'honneur qui m'a fait en présidant ce jury.*

*Madame le Professeur **Houria Derardja-Beldi** de l'Université Badji Mokhtar Annaba d'avoir accepté d'être membre de jury de cette thèse. Je la remercie pour l'intérêt et la considération qu'elle a porté à ce travail.*

*Madame **Wylia Khati**, Maître de Conférences A de l'Université El-Tarf, pour avoir accepté de participer à ce jury de thèse et de me faire l'honneur de juger ce travail. Je lui adresse mes sincères remerciements ainsi que ma profonde gratitude.*

*Je tiens à adresser ma profonde reconnaissance à Madame **Nouha Kouachi**, Maître de Conférences A de l'Université de Souk Ahras qui a accepté de participer à ce jury et d'examiner cette thèse. Je la remercie pour l'intérêt qu'elle a porté à ce travail.*

*Je remercie plus particulièrement, Madame **Fouzia Tine-Djebbar**, Maître de Conférences A de l'Université Tesbessa, pour l'honneur qu'elle me fait en acceptant d'examiner ce travail et de siéger à ce jury de thèse.*

*J'adresse également mes remerciements à Monsieur **S. Laghouchi** (Doyen de la faculté des sciences de la nature et de la vie, Université de Jijel) et Monsieur **M. Lahoual** (Directeur du laboratoire de la toxicologie cellulaire, Université de Jijel) pour les moyens mis à ma disponibilité lors de la réalisation de ce travail.*

*Je souhaiterais également remercier les responsables des laboratoires pédagogiques à l'Université de Jijel : **Mme Roula Massika** et **Mlle Bouhali Soumia** ainsi que tous les laborantins pour leur disponibilité et l'intérêt qui ont accordés à mon travail.*

*Je tiens à exprimer toute ma gratitude à la Direction de la pêche et l'aquaculture de Jijel pour leur collaboration lors de la réalisation de ce travail.*

*Je tiens ainsi à adresser un grand merci pour toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.*

*Enfin, je voudrais adresser toute mon affection et ma reconnaissance à ma Grande famille et à ma petite famille. Merci pour les encouragements chaleureux avant et tout au long de ce long chemin que fût la thèse.*

# COMMUNICATIONS SCIENTIFIQUES

Ce travail a donné lieu à plusieurs communications scientifiques :

## Article scientifique

**Ghorab Ismahene and Khebbeb Mohamed El Hadi (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):2838-2842

## Communications scientifiques

**Safia NADJI, Ismahene GHORAB and Mohamed El-Hadi KHEBBEB (2005)** : Mantle lipid and protein content in some molluscs and shrimp species: Fatty acids composition. The Federation of European Biochemical Societies (FEBS) du 21 au 24 juin 2005, Dijon (France).

**I. Ghorab. N. Bezzazel & MEH. Khebbeb (2010)** : Evaluation des métaux lourds dans la chair des trois espèces de crevettes pêchées dans la baie de Jijel. 2<sup>ème</sup> congrès Franco-Maghrébin et les 4<sup>èmes</sup> journées Franco-Tunisiennes de Zoologie du 4 au 9 Novembre 2010, Zarzis (Tunisie).

**Ghorab Ismahene, Bezzazel Nadia & Khebbeb Mohamed El Hadi (2012)** : Evaluation du contenu biochimique des crevettes durant deux stades de mues chez trois espèces de crevettes pêchées dans la baie d'Annaba. V<sup>ème</sup> congrès International QPE-TV, Qualité des Produits et de l'Environnement : Traitement, Valorisation des Rejets et Effet sur la Santé Humaine, du 9 au 11 Avril 2010, Sousse (Tunisie).

-

# Sommaire

<b>INTRODUCTION GENERALE .....</b>	<b>1</b>
<b>PARTIE 1 ASPECT NUTRITIONNEL .....</b>	<b>6</b>
<b>Chapitre I : Matériel et méthodes .....</b>	<b>6</b>
I-1. Présentation du matériel biologique .....	6
I.1.2. Morphologie externe .....	6
I.1.3. Présentation des espèces étudiées.....	7
I.1.3.1. <i>Penaeus kerathurus</i> (Foskal, 1775).....	7
I.1.3.2. <i>Aristeus antennatus</i> (Risso, 1816).....	8
I.1.3.3. <i>Parapenaeus longirostris</i> (Lucas, 1846).....	9
I.1.3.4. <i>Palaemon serratus</i> (Pennant, 1777) .....	10
I.1.4. Cycle biologique .....	12
I.1.5. Cycle de mue.....	13
I.2. Prélèvement des échantillons .....	13
I.3. Test de fraîcheur.....	14
I.4. Identification des espèces .....	16
I.5. La Biométrie.....	16
I.6. Analyses physico-chimiques .....	16
I.6.1. pH.....	16
I.6.2. Acidité .....	16
I.6.3. Détermination de l'indice d'acide .....	17
I.6.4. Détermination de l'indice de peroxyde.....	17
I.7. Analyse nutritionnelle .....	19
I.7.1. Prélèvement des échantillons .....	19
I.7.2. Détermination de la teneur en eau (humidité) .....	19
I.7.3. Détermination de la matière sèche.....	19
I.7.4. Détermination de la teneur en cendres totales .....	20
I.7.5. Analyse quantitative.....	20
I.7.5.1 Extraction des constituants de la chair .....	20
I.7.5.2. Dosage des protéines.....	22
I.7.5.3. Dosage des glucides.....	22
I.7.5.4. Dosage des lipides .....	23
I.7.5.5. Teneur en matière grasse libre.....	24
I.7.5.5.1. Principe.....	24
I.7.5.5.2. Présentation de l'appareil de Soxhlet.....	24
<b>I.7.5.5.3. Mode opératoire.....</b>	<b>25</b>
I.7.6. Analyse quantitative.....	26
I.7.6.1. Analyse de la matière minérale par SAA .....	26
I.7.6.2. Etude des protéines par électrophorèse .....	28
Préparation des échantillons .....	29
a Extraction des protéines.....	29
b. Séparation des protéines sur acétate de cellulose.....	29
1. Imprégnation des bandes .....	29
2. Mise en place des bandes et dépôt des échantillons .....	30
3. Migration, fixation et révélation : .....	30
I.7.6.3. Séparation des acides aminés par HPLC .....	30
Préparation des échantillons .....	31
Préparation des solutions d'étalons .....	32
Conditions de HPLC .....	32

# Sommaire

I.7.4 Composition en acide gras par CPG .....	33
I.7.4.1. Principe .....	33
I.7.4.2. Extraction des lipides par la technique de Folch .....	33
I.7.4.3. Préparation des esters méthyliques .....	33
I.8. Analyse statistique des données .....	34
I.8.1. Régression linéaire .....	34
I.8.2. Comparaison de deux moyennes .....	34
I.8.3. Analyse des variances .....	35
I.8.4. Le seuil de signification .....	35
<b>Chapitre 2 Resultats .....</b>	<b>37</b>
II.1. Test de fraîcheur .....	37
II.2. Etude biométrique .....	38
II.2.1. Chez <i>Penaeus kerathurus</i> .....	38
II.2.2. Chez <i>Aristeus antennatus</i> .....	39
II.2.3. Chez <i>Parapenaeus longirostris</i> .....	40
II.2.4. Chez <i>Palaemon serratus</i> .....	41
II.2.5. Rapport: poids de la chair/ poids total .....	42
II.3. Paramètres physico-chimiques .....	42
II.3.1. pH .....	42
II.3.2. Acidité .....	43
II.4.1. Indice de peroxyde .....	44
III.4.2. L'indice d'acide .....	45
III.4. Analyse nutritionnelle .....	46
III.4.1. La teneur en eau (humidité) et en matière sèche .....	46
III.4.2. La teneur en cendres .....	48
III.4.3. La teneur en métabolites .....	49
III.4.3.1. Les protéines .....	49
Teneur des échantillons en protéines .....	49
III.4.4.2. Les glucides .....	50
Teneur des échantillons en glucides .....	50
III.4.4.3. Les lipides .....	51
Teneur des échantillons en lipides .....	51
Teneur en matière grasse libre par La méthode de Soxhlet (gravimétrie) .....	52
III.5. Analyse qualitative .....	53
III.5.1. L'analyse des protéines par électrophorèse .....	53
II.5.2.. Séparation des acides aminés par HPLC .....	54
III.5.2. la composition en acide gras par CPG .....	56
III.5.3. Teneur en matière minérale .....	60
III.5.3.1. Teneurs en Chrome (Cr) .....	60
III.5.3.3. Teneur des échantillons en Manganèse (Mn) .....	61
III.5.3.5. Teneur des échantillons en Cuivre (Cu) .....	62
III.8.3. Teneur des échantillons en Fer .....	63
<b>Chapitre III : Discussion .....</b>	<b>65</b>
<b>PARTIE II : ASPECT ECOTOXICOLOGIQUE .....</b>	<b>74</b>
<b>Chapitre I : Matériel et méthode .....</b>	<b>74</b>
I.1. Présentation des régions .....	74
I.1.1. Présentation de la région de Jijel .....	74

# Sommaire

I.1.2. Présentation de la région de Bejaïa.....	75
I.2. Collecte des échantillons .....	75
I.2.1. L'eau de mer .....	75
I.2.2. Les crevettes.....	76
I.4. Dosages .....	77
Dosage des protéines.....	77
I.4.3. Analyse des métaux traces par spectrométrie d'absorption atomique (SAA) .....	77
Dans l'eau de mer .....	77
Dans la chair des crevettes .....	77
I.4.4. Les biomarqueurs du stress oxydant .....	77
I.4.4.1. Extraction de la fraction «S9» .....	77
I.4.4.2. Dosage de l'activité catalase (CAT) dans la chair et le céphalothorax .....	78
I.4.4.3. Dosage du malondialdéhyde (MDA) dans la chair .....	79
I.4.4.4. Dosage du glutathion (GSH) dans la chair .....	80
I.4.4.5. Dosage de l'acétylcholinestérase (AChE) dans la chair et le céphalothorax .....	80
<b>Chapitre 2 Résultats .....</b>	<b>84</b>
II.1. Teneur des échantillons en protéines .....	84
II.1.1. Dans la chair des crevettes .....	84
II.1.2. Dans le céphalothorax .....	85
II.3 Taux de métaux lourds .....	86
II.3.1. Dans l'eau de mer.....	86
II.3.2. Dans la chair des crevettes .....	87
II.3.2.1. Teneur en Plomb .....	87
II.3.2.2. Teneur en Cadmium .....	88
II.3.2.2. Teneur en Zinc .....	89
II.4. Les biomarqueurs .....	90
II.4.1. Dans la chair des crevettes .....	90
II.4.1.1. l'activité catalase.....	90
II.4.1.2. Taux du malondialdéhyde (MDA) .....	91
II.4.1.3. Taux du glutathion (GSH).....	92
II.4.1.4. l'activité de l'acétylcholinestérase (AChE) .....	93
II.4.2 Dans le céphalothorax .....	94
II.4.2.1. l'activité catalase (CAT).....	94
II.4.2.2. l'activité de l'acétylcholinestérase (AChE) .....	95
<b>Chapitre III Discussion.....</b>	<b>98</b>
<b>CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES .....</b>	<b>102</b>
<b>Références bibliographiques.....</b>	<b>105</b>
<b>Annexe 1 .....</b>	<b>117</b>
<b>Annexe 2 .....</b>	<b>118</b>
<b>Annexe 3 .....</b>	<b>119</b>
<b>Annexe 4 .....</b>	<b>120</b>
<b>Annexe 5 .....</b>	<b>121</b>

# Sommaire

Annexe 6 .....	122
Annexe 7 .....	123
Annexe 8 .....	124
RESUME .....	126
:ملخص.....	127
ABSTRACT.....	128

## LISTE DES FIGURES

Figure 1 Morphologie externe d'une crevette (Lioris et Rucabado, 1998). .....	6
Figure 2 Photo de <i>Penaeus kerathurus</i> (C1). .....	8
Figure 3 Photo de <i>Aristeus antennatus</i> (C2).....	9
Figure 4 Photo de <i>Parapenaeus longirostris</i> (C3).....	10
Figure 5 Photo de <i>Palaemon serratus</i> (C4). .....	11
Figure 6 Cycle de développement d'une Crevette d'après Castex, 2009.....	12
Figure 7 Extraction des glucides, lipides et protéines (Selon Shibko et al, 1966) .....	21
Figure 8 Extracteur de Soxhlet .....	24
Figure 9 Principe du fonctionnement de l'appareil de SAA (Ronessac, 2004). .....	26
Figure 10 Photo de l'Appareil de spectrophotométrie d'absorption atomique (SAA). .....	27
Figure 11 Photo de l'Appareil de l'électrophorèse sur acétate de cellulose. ....	30
Figure 12 Photo de l'Appareil de HPLC .....	32
Figure 13 Paramètres biométriques chez les mâles et les femelles de <i>P. kerathurus</i> . Poids total (PT) ; la longueur total (LT) ; la longueur céphalothoracique (LC) ; la longueur du rostre (LR) ; la longueur abdominale (LA) ; la longueur de l'uropode (LU) ; la longueur du telson (Ltel) ; la longueur du dernier segment (LDS) ; la hauteur du corps (H) et la hauteur du premier segment (HDS). .....	39
Figure 14 Paramètres biométriques chez les mâles et les femelles de <i>A. antennatus</i> . Poids total (PT) ; la longueur total (LT) ; la longueur céphalothoracique (LC) ; la longueur du rostre (LR) ; la longueur abdominale (LA) ; la longueur de l'uropode (LU) ; la longueur du telson (Ltel) ; la longueur du dernier segment (LDS) ; la hauteur du corps (H) et la hauteur du premier segment (HDS). .....	40
Figure 15 Paramètres biométriques chez les mâles et les femelles de <i>P. longirostris</i> . Poids total (PT) ; la longueur total (LT) ; la longueur céphalothoracique (LC) ; la longueur du rostre (LR) ; la longueur abdominale (LA) ; la longueur de l'uropode (LU) ; la longueur du telson (Ltel) ; la longueur du dernier segment (LDS) ; la hauteur du corps (H) et la hauteur du premier segment (HDS). .....	41
Figure 16 Paramètres biométriques chez les mâles et les femelles de <i>P. serratus</i> . Poids total (PT) ; la longueur total (LT) ; la longueur céphalothoracique (LC) ; la longueur du rostre (LR) ; la longueur abdominale (LA) ; la longueur de l'uropode (LU) ; la longueur du telson (Ltel) ; la longueur du dernier segment (LDS) ; la hauteur du corps (H) et la hauteur du premier segment (HDS).....	42
Figure 17 pH de la chair des mâles et femelles de <i>P. kerathurus</i> (C1), <i>A. antennatus</i> (C2), <i>P. longirostris</i> (C3), et <i>P. serratus</i> (C4). .....	43
Figure 18 Acidité (°A) des mâles et femelles de <i>P. kerathurus</i> (C1), <i>A. antennatus</i> (C2), <i>P. longirostris</i> (C3), et <i>P. serratus</i> (C4). .....	44
Figure 19 Variation de l'indice de peroxyde des individus mâles et femelles des quatre espèces, <i>P. kerathurus</i> (C1), <i>A. antennatus</i> (C2), <i>P. longirostris</i> (C3), <i>P. serratus</i> (C4). .....	45
Figure 20 Variation de l'indice d'acide des individus mâles et femelles des quatre espèces, <i>P. kerathurus</i> (C1), <i>A. antennatus</i> (C2), <i>P. longirostris</i> (C3), <i>P. serratus</i> (C4). .....	46
Figure 21 La teneur en eau (%) des individus mâles et femelles des quatre espèces <i>P. kerathurus</i> (C1), <i>A. antennatus</i> (C2), <i>P. longirostris</i> (C3), et <i>P. serratus</i> (C4). .....	47
Figure 22 La teneur en matière sèche (%) des mâles et femelles des quatre espèces <i>P. kerathurus</i> (C1), <i>A. antennatus</i> (C2), <i>P. longirostris</i> (C3), et <i>P. serratus</i> (C4). .....	47
Figure 23 Les cendres (%) des individus mâles et femelles des quatre espèces <i>P. kerathurus</i> (C1), <i>A. antennatus</i> (C2), <i>P. longirostris</i> (C3), et <i>P. serratus</i> (C4). .....	48
Figure 24 Teneur en protéines (g/100g) des mâles et femelles des quatre espèces <i>P. kerathurus</i> (C1), <i>A. antennatus</i> (C2), <i>P. longirostris</i> (C3), et <i>P. serratus</i> (C4). .....	49
Figure 25 La teneur en glucides (g/100g) des mâles et femelles des quatre espèces <i>P. kerathurus</i> (C1), <i>A. antennatus</i> (C2), <i>P. longirostris</i> (C3), et <i>P. serratus</i> (C4). .....	50
Figure 26 La teneur en lipides (g/100g) des individus mâles et femelles des quatre espèces <i>P. kerathurus</i> (C1), <i>A. antennatus</i> (C2), <i>P. longirostris</i> (C3), et <i>P. serratus</i> (C4). .....	51

Figure 27 La teneur en matière grasse dans la chair des individus mâles et femelles des quatre espèces, <i>P. kerathurus</i> (C1), <i>A. antennatus</i> (C2), <i>P. longirostris</i> (C3), <i>P.serratus</i> (C4). .....	52
Figure 28 Les bandes séparées de la fraction LIS pour les quatre espèces femelles. ....	53
Figure 29 Les bandes séparées de la fraction LIS pour les quatre espèces mâles.....	54
Figure 30 Les bandes séparées de la fraction Culot pour les quatre espèces femelles.....	54
Figure 31 Les bandes séparées de la fraction Culot pour les quatre espèces mâles. ....	54
Figure 32 Chromatogramme de séparation des acides aminés standards par HPLC.....	55
Figure 33. Chromatogramme des acides gras contenus dans la chair des femelles de <i>P. longirostris</i> .....	56
Figure 34. Chromatogramme des acides gras contenus dans la chair des mâles <i>P. longirostris</i> .....	57
Figure 35. chromatogramme des acides gras contenus dans la chair des femelles de <i>P. serratus</i> .....	57
Figure 36 chromatogramme des acides gras contenus dans la chair des mâles de <i>P.serratus</i> .....	58
Figure 37 chromatogramme des acides gras contenus dans la chair des femelles d' <i>A. antennatus</i> .....	59
Figure 38 Chromatogramme des acides gras contenus dans la chair des mâles d' <i>A. antennatus</i> .....	59
Figure 39 Teneur en Cr ( $\mu\text{g/g}$ ) des individus mâles et femelles des quatre espèces <i>P. kerathurus</i> (C1), <i>A. antennatus</i> (C2), <i>P. longirostris</i> (C3), et <i>P. serratus</i> (C4). .....	60
Figure 40 Teneur en Manganèse ( $\mu\text{g/g}$ ) des individus mâles et femelles des quatre espèces <i>P. kerathurus</i> (C1), <i>A. antennatus</i> (C2), <i>P. longirostris</i> (C3), <i>P.serratus</i> (C4). .....	61
Figure 41 Teneur en Cuivre ( $\mu\text{g/g}$ ) dans la chair des mâles et femelles des quatre espèces de crevettes <i>P. kerathurus</i> (C1), <i>A. antennatus</i> (C2), <i>P. longirostris</i> (C3), <i>P.serratus</i> (C4). .....	62
Figure 42. Teneur en Fer ( $\mu\text{g/g}$ ) dans la chair des mâles et femelles des quatre espèces de crevettes <i>P. kerathurus</i> (C1), <i>A. antennatus</i> (C2), <i>P. longirostris</i> (C3), <i>P.serratus</i> (C4). .....	63
Figure 43 Situation géographique de la zone d'échantillonnage de Jijel. (Google earth) .....	74
Figure 44 Situation géographique de la zone d'échantillonnage de Bejaïa (Google earth). ....	75
Figure 45. Analyses effectuées sur les crevettes .....	76
Figure 46 Teneur en protéines de la chair (mg/100 mg) des mâles et femelles de <i>P. kerathurus</i> (Pk), <i>A. antennatus</i> (Aa), <i>P. longirostris</i> (Pl), et <i>P. serratus</i> (Ps) pêchés à Jijel et Bejaïa. ....	84
Figure 47 Teneur en protéines du céphalothorax (mg/100 mg) des mâles et femelles de <i>P. kerathurus</i> (Pk), <i>A. antennatus</i> (Aa), <i>P. longirostris</i> (Pl), et <i>P. serratus</i> (Ps) pêchés à Jijel et Bejaïa. ....	85
Figure 48. Concentrations en Plomb et en Cadmium (ppm) dans l'eau de mer des deux régions Jijel et Bejaïa ( $m \pm s$ , $n=3$ ). .....	86
Figure 49 Concentrations en Plomb ( $\mu\text{g/g}$ ) dans la chair des crevettes de Jijel et Bejaïa <i>P. kerathurus</i> (Pk), <i>A. antennatus</i> (Aa), <i>P. longirostris</i> (Pl), et <i>P. serratus</i> (Ps) ( $m \pm s$ , $n=3$ ). .....	87
Figure 50. Concentrations en Cadmium ( $\mu\text{g/g}$ ) dans la chair des crevettes des deux régions Jijel et Bejaïa <i>P. kerathurus</i> (Pk), <i>A. antennatus</i> (Aa), <i>P. longirostris</i> (Pl), et <i>P. serratus</i> (Ps) ( $m \pm s$ , $n=3$ ).....	88
Figure 51. Concentrations en Zinc ( $\mu\text{g/g}$ ) dans la chair des crevettes des deux régions Jijel et Bejaïa <i>P. kerathurus</i> (Pk), <i>A. antennatus</i> (Aa), <i>P. longirostris</i> (Pl), et <i>P. serratus</i> (Ps) ( $m \pm s$ , $n=3$ ).....	89
Figure 52 l'activité de la catalase ( $\mu\text{M/ min/ mg}$ de protéine) dans la chair des espèces de crevettes des deux régions <i>P. kerathurus</i> (Pk), <i>A. antennatus</i> (Aa), <i>P. longirostris</i> (Pl), et <i>P. serratus</i> (Ps). ....	91
Figure 53 Taux de malondialdéhyde (MDA) dans la chair des espèces de crevette les deux régions <i>P. kerathurus</i> (Pk), <i>A. antennatus</i> (Aa), <i>P. longirostris</i> (Pl), et <i>P. serratus</i> (Ps). ....	92
Figure 54 Taux de glutathion réduit (GSH) ( $\mu\text{M/ mg}$ de protéines) dans la chair des espèces de crevette des deux régions <i>P. kerathurus</i> (Pk), <i>A. antennatus</i> (Aa), <i>P. longirostris</i> (Pl), et <i>P. serratus</i> (Ps).....	93
Figure 55 l'activité de l'acétylcholinestérase (nM/ min/ mg de protéine) dans la chair des espèces de crevettes des deux régions <i>P. kerathurus</i> (Pk), <i>A. antennatus</i> (Aa), <i>P. longirostris</i> (Pl), et <i>P. serratus</i> (Ps) . ....	94
Figure 56 l'activité de la catalase ( $\mu\text{M/ min/ mg}$ de protéines) dans le céphalothorax des espèces de crevette des deux régions <i>P. kerathurus</i> (Pk), <i>A. antennatus</i> (Aa), <i>P. longirostris</i> (Pl), et <i>P. serratus</i> (Ps) .....	95
Figure 57 l'activité de l'acétylcholinestérase (nM/ min/ mg de protéine) dans le céphalothorax des espèces de crevette des deux régions <i>P. kerathurus</i> (Pk), <i>A. antennatus</i> (Aa), <i>P. longirostris</i> (Pl), et <i>P. serratus</i> (Ps). ....	96

## LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 Barème de cotation de la fraîcheur d'une crevette péaidé (Nielsen, 1993). _____	15
Tableau 2 Réalisation de la gamme d'étalonnage des protéines. _____	22
Tableau 3 Réalisation de la gamme d'étalonnage des glucides. _____	23
Tableau 4 Réalisation de la gamme d'étalonnage des lipides. _____	23
Tableau 5 Test de fraîcheur des crevettes échantillonnées _____	37
Tableau 6 Paramètres biométriques mesurés chez les mâles et les femelles de <i>P. kerathurus</i> ( $m \pm s$ , $n= 12-14$ , P: seuil de signification). _____	38
Tableau 7 Paramètres biométriques mesurés chez les mâles et les femelles de <i>A. antennatus</i> ( $m \pm s$ , $n= 10-16$ , P: seuil de signification). _____	39
Tableau 8 Paramètres biométriques mesurés chez les mâles et les femelles de <i>P. longirostris</i> ( $m \pm s$ , $n= 10-12$ , P: degré de signification). _____	40
Tableau 9 Paramètres biométriques mesurés chez les mâles et les femelles de <i>P. serratus</i> ( $m \pm s$ , $n= 14-12$ , P: degré de signification). _____	41
Tableau 10 Rapport : poids de la chair / poids total mesuré chez les mâles et les femelles de <i>P.kerathurus</i> , <i>A.antennatus</i> , <i>P.longirostris</i> et <i>P. serratus</i> [( $m \pm SD$ ), p (student) : degré de signification]. _____	42
Tableau 11 pH de la chair des individus mâles et femelles des quatre espèces étudiées ( $m \pm SD$ ), ( $n = 3$ ), p (student) et p (Anova): degré de signification. _____	43
Tableau 12 Valeurs moyennes de l'acidité des individus mâles et femelles des quatre espèces étudiées exprimées en ( $m \pm s$ ) °A, ( $n = 3$ ), p (student) et p (Anova): degré de signification. _____	44
Tableau 13. Indice de peroxyde des individus mâles et femelles des quatre espèces étudiées exprimée en mq d'O <sub>2</sub> /Kg. ( $m \pm s$ , $n= 3$ ) _____	45
Tableau 14.valeur moyenne de l'indice d'acide des individus mâles et femelles des quatre espèces étudiées exprimée en mg KOH/g. ( $m \pm s$ , $n= 3$ ) _____	46
Tableau 15 Teneur en eau et en matière sèche des mâles et femelles des quatre espèces étudiées ( $m \pm SD$ ) (%), ( $n = 3$ ),p (student) et p (Anova): degré de signification. _____	47
Tableau 16 Valeurs moyennes des cendres des mâles et femelles des quatre espèces étudiées exprimées en ( $m$ $\pm SD$ ) (%), ( $n = 3$ ),p (student) et p (Anova): degré de signification. _____	48
Tableau 17 Teneur en protéines (g/100g) des mâles et femelles des quatre espèces étudiées ( $m \pm s$ ), ( $n = 3$ ),p (student) et p (Anova): degré de signification. _____	49
Tableau 18 Teneur en glucides mâles et femelles des quatre espèces étudiées exprimées en ( $m \pm SD$ ), (g/100g). ( $n = 3$ ),p (student) et p (Anova): degré de signification. _____	50
Tableau 19 Teneur en lipides des mâles et femelles des quatre espèces étudiées exprimées en ( $m \pm s$ ), (g/100g). ( $n = 3$ ),p (student) et p (Anova): degré de signification. _____	51
Tableau 20 Teneur des échantillons en lipides libres (mg/100 mg) de la chair. _____	52
Tableau 21 Les acides aminés détectés dans les mâles et les femelles des espèces étudiées _____	55
Tableau 22: Teneur en Cr ( $\mu\text{g/g}$ ) dans la chair des mâles et femelles des quatre espèces ( $m \pm SD$ , $n=3$ ), (p student et p Anova: degré de signification). _____	60
Tableau 23 Teneur en Manganèse ( $\mu\text{g/g}$ ) dans la chair des mâles et femelles des quatre espèces ( $m \pm SD$ , $n=3$ ), (p student et p Anova: degré de signification). _____	61
Tableau 24 Teneur en Cuivre ( $\mu\text{g/g}$ ) dans la chair des mâles et femelles des quatre espèces ( $m \pm SD$ , $n=3$ ), (p student et p Anova: degré de signification). _____	62
Tableau 25 Teneur en Fer ( $\mu\text{g/g}$ ) dans la chair des mâles et femelles des quatre espèces ( $m \pm SD$ , $n=3$ ), (p student et p Anova: degré de signification). _____	63
Tableau 26 Le protocole utilisé pour le dosage de l'activité catalase. _____	78
Tableau 27. Concentrations en protéines (mg /100 mg de tissu) dans la chair des crevettes de Jijel et Bejaia ( $m$ $\pm s$ , $n = 4$ ), * différence significative entre les mâles et les femelles et bbb différence hautement significative entre les deux régions _____	84

<b>Tableau 28 Concentrations en protéines (mg /100 mg de tissu) dans le céphalothorax des crevettes de Jijel et Bejaia (m ± s, n = 4),* différence significative entre les mâles et les femelles, aa différence très significative entre les espèces et bbb différence hautement significative entre les deux régions</b>	<b>85</b>
<b>Tableau 29 Concentrations en Plomb et en Cadmium (ppm) dans l'eau de mer des deux régions Jijel et Bejaia (m ± s, n=3), bbb différence hautement significative entre les deux régions.</b>	<b>86</b>
<b>Tableau 30. Concentrations en Plomb (µg/g) dans la chair des crevettes de Jijel et Bejaia (m ± s, n=3), bbb différence hautement significative entre les deux régions.</b>	<b>87</b>
<b>Tableau 31 Concentrations en Cadmium (µg/g) dans la chair des crevettes de Jijel et Bejaia (m ± s, n=3), * différence significative entre les mâles et les femelles, bb différence très significative entre les deux régions.</b>	<b>88</b>
<b>Tableau 32 Concentrations en Zinc (µg/g) dans la chair des crevettes de Jijel et Bejaia (m ± s, n=3), * différence significative entre les mâles et les femelles, bb différence très significative entre les deux régions et aaa différence hautement significative entre les espèces.</b>	<b>89</b>
<b>Tableau 33 l'activité de la catalase (µM/ min/ mg de protéine) dans la chair des espèces de crevettes des deux régions. (m ± s, n = 4). * différence significative entre les mâles et les femelles, bbb différence hautement significative entre les deux régions et aaa différence hautement significative entre les espèces.</b>	<b>90</b>
<b>Tableau 34 Taux du malondialdéhyde (MDA) dans la chair des espèces de crevette les deux régions. (m ± s, n = 4).</b>	<b>91</b>
<b>Tableau 35 l'activité de la glutathion réduit (GSH) (µM/ mg de protéines) dans la chair des espèces de crevette des deux régions. (m ± s, n = 4). * différence significative entre les mâles et les femelles et bbb différence très significative entre les deux régions</b>	<b>92</b>
<b>Tableau 36 l'activité de l'acétylcholinestérase (nM/ min/ mg de protéine) dans la chair des espèces de crevettes des deux régions. (m ± s, n = 4), * différence significative entre les mâles et les femelles, bbb différence hautement significative entre les deux régions et aaa différence hautement significative entre les espèces.</b>	<b>93</b>
<b>Tableau 37 l'activité de la catalase (µM/ min/ mg de protéine) dans le céphalothorax des espèces de crevette des deux régions. (m ± s, n = 4). * différence significative entre les mâles et les femelles, bbb différence hautement significative entre les deux régions et aaa différence hautement significative entre les espèces.</b>	<b>94</b>
<b>Tableau 38 l'activité de l'acétylcholinestérase (nM/ min/ mg de protéines) dans le céphalothorax des espèces de crevette des deux régions. (m ± s, n = 4), * différence significative entre les mâles et les femelles, bbb différence hautement significative entre les deux régions et aaa différence hautement significative entre les espèces.</b>	<b>95</b>

## LISTE DES ABREVIATIONS

**%** : unité de pourcentage  
**µg** : microgramme  
**µl** : microlitre  
**°C** : degré Celsius  
**\*** : comparaison entre les mâles et les femelles  
**\*,a,b** : différence significative.  
**\*\* ,aa,bb** : différence très significative.  
**\*\*\* ,aaa, bbb** : différence hautement significative.  
**A°** : Acidité  
**a** : comparaison entre les espèces  
**Abs** : Absorbance  
**ABVT** : Azote Basique Volatil Total  
**AChE**: acétylcholinestérase  
**ANOVA** : analyse de variance moléculaire  
**As** : arsenic  
**ASCh** : acétylthiocholine  
**b** : comparaison entre les deux régions  
**BBC** : Bleu Brillant de Commassie  
**BSA** : Albumine de Sérum de Bœuf  
**C1** : *P. kerathurus*  
**C2** : *A. antennatus*  
**C3** : *P. longirostris*  
**C4** : *P. serratus*  
**CAT**: catalase  
**Cd** : cadmium  
**cm** : centimètre  
**cm<sup>2</sup>** : centimètre carré  
**DTNB**: dithiobisnitrobenzoate  
**EDTA**: acide éthylène-diamine-tétracétique  
**EROD** : éthoxyrésorufine-O-dééthylase  
**g** : gramme  
**GPx**: glutathion peroxydase  
**GR**: glutathion réductase  
**GSH** : glutathion (forme réduite)  
**GSSG** : glutathion (forme oxydée)  
**GST** : glutathion S-transférase  
**H** : heure  
**H**: Hydrogène  
**H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>** : Peroxyde d'hydrogène  
**HC** : Hauteur du corps  
**Hg** : Mercure  
**HIS**: High Ionic Strength  
**HNO<sub>3</sub>** : Acide nitrique  
**HPLC** : Chromatographie Liquide Haute Performante  
**HPS** : Hauteur du premier segment  
**HR** : Humidité relative  
**K<sub>2</sub>HPO<sub>4</sub>** : Di-potassium hydrogénophosphate  
**Kg**: Kilo gramme  
**KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>** : Hydrogénophosphate de potassium  
**KJ**: Kilo Joule

**Km** : Kilomètre  
**l** : Litre  
**LA** : Longueur abdominale  
**LC** : Longueur céphalothoracique  
**LDS** : Longueur du dernier segment  
**LIS**: Low Ionic Strength  
**LR** : Longueur du rostre  
**LT**: Longueur totale  
**Ltel** : Longueur du telson  
**LU** : Longueur de l'uropode  
**m** : Mètre  
**M** : Mole  
**m<sup>3</sup>** : Mètre cube  
**MDA** : Malondialdehyde  
**meq** : milliéquivalent  
**mg** : Milligramme  
**min**: Minute  
**ml** : Millilitre  
**mM** : Millimole  
**MM** : Masse Molaire  
**mm** : Millimètre  
**MS** : Matière Sèche  
**N** : Normalité  
**NADH** : Nicotinamide Adénine Dinucléotide  
**NADPH** : Nicotinamide Adénine Dinucléotide Phosphate  
**nm** : Nanomètre  
**Pb** : Plomb  
**PC** : Poids de la chair  
**pH** : Potentiel d'hydrogène  
**PH** : Produits Halieutiques  
**pH** : Potentiel Hydrogène  
**PL** Post Larve  
**PMSF** : PhénylMéthyl Sulfonyl Fluoride  
**ppb** : Partie par billion  
**Ppb** : Partie par billion  
**ppm** : Partie par million  
**PT** : Poids total  
**R** : Radicale  
**R<sup>2</sup>** : Coefficient de détermination  
**SAA** : Spectroscopie d'Adsorption Atomique  
**SCh** : Thiocholine  
**SD** : Ecart Type  
**SH** : Groupement thiol  
**-SH** : groupements thiol  
**SOD** : superoxyde dismutase  
**SSA** : acide sulfosalicylique  
**T/an** : Tonne/ an  
**TBA** : Acide thiobarbiturique  
**TCA** : Acide Trichloracétique  
**TMA**: Triméthilamine  
**TNB** : Thionitrobenzoate  
**Trs** : Tours

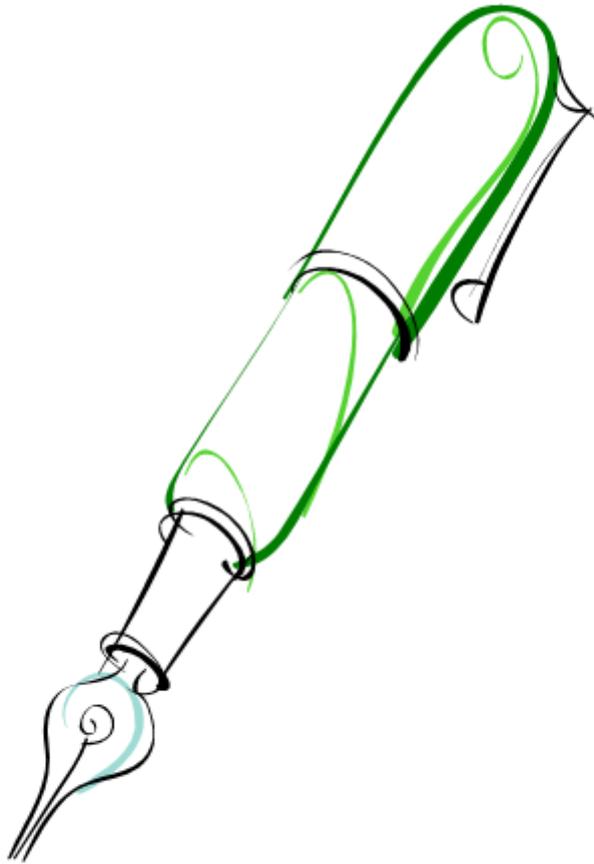
**U** : Unité

**UV** : UltraViolet

**V** : Volte

**Z** : Numéro atomique

# *INTRODUCTION GENERALE*



# Introduction générale

Les océans constituent une richesse alimentaire très diversifiée (algues, crustacés, coquillages, mollusques, poissons) et exploitée. Selon la FAO, plus de 130 millions de tonnes de poissons sont actuellement pêchés ou élevés chaque année (**Dumay, 2006**).

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 an (**Benkabouche et al., 2009**). Les crevettes par leur abondance, ainsi que leur haute valeur nutritive et l'exceptionnelle qualité gastronomique de leur chair se trouvent très exploitées.

La chair des animaux marins est avant tout une source d'azote. C'est à ce titre qu'elle a ou peut avoir une réelle importance économique. Et c'est aussi pourquoi, lorsqu'il s'agit d'en établir la valeur alimentaire relative, on la compare toujours avec un aliment azoté type : la viande maigre de bœuf. Abstraction des matières minérales, dont le quantum varie peu, la chair de beaucoup de poisson est presque uniquement constituée par des matières protéiques (ou protides) qui s'y trouve sous la forme d'un gel colloïdal gorgé d'eau chez les adultes des poissons, elle contient en outre une proportion abondante de matière grasse. La chair des crustacés et des mollusques est généralement très pauvre en matière grasse (**Hinard, 1984**).

Les crustacés constituent un ordre diversifié qui a colonisé les milieux aquatiques, marins ou lacustres (**Keith et al., 1998**). L'exploitation des statistiques sur les produits de pêche dans le monde, montre que les mollusques et les crustacés, particulièrement les décapodes, constituent la principale ressource d'invertébrés marins (**Laubier, 1987**). Les crustacés présentent une grande diversité de forme et de taille. La plupart des espèces d'intérêt commercial dans la mer méditerranée et la mer noire appartiennent aux sous-ordres : des pénéidés (pénéidés et aristeidés) et des caridés (palémonidés, pandalidés et crangonidés) (**Arzel et al., 1992**).

Parmi les crustacés à intérêt commercial dans la région côtière de Jijel, on trouve la matsagoune (*Penaeus keraturus*), la crevette rouge (*Aristeus antennatus*), la crevette blanche (*Parapenaeus longirostris*) et la chevrette (*Palaemon serratus*). Ces quatre espèces représentent non seulement un intérêt commercial mais aussi un intérêt en alimentation du fait que leur chair constitue une source de protéines d'origine animale, d'acides gras et des vitamines.

En effet, ces crustacés sont une excellente source en protéines et en sels minéraux, notamment en ce qui concerne le Zinc et le Cuivre, ils contiennent également des vitamines, ils sont pauvres en graisses mais ils contiennent du cholestérol (**Collomb et Mayor ; 2007**). Elles sont une bonne source de calcium qui est bien absorbé du fait de la haute teneur en phosphore. Tout en étant pauvre en matières grasses, plusieurs contiennent du cholestérol. Il faut savoir que les parties de l'animal les plus riches en cholestérol sont également celles que l'on ne consomme pas (la tête). Toutefois, la partie comestible des crustacés contient en moyenne trois fois plus de cholestérol que celle du poisson ou de la viande (**Virginie et al., 2007**).

L'intérêt d'un aliment réside dans la nature, la biodisponibilité, le nombre et la qualité des nutriments qu'il contient : vitamines, minéraux, oligoéléments, acide aminés et acide gras indispensable comme les Oméga-3. S'il n'existe aucun aliment complet pour l'être humain, au

sens nutritionnel du terme, certains aliments sont beaucoup plus intéressants que d'autres. C'est précisément le cas des produits de la pêche et de l'aquaculture qui bonifient de caractéristiques nutritionnelles remarquables. En effet, les crustacés sont des aliments susceptibles de contribuer à couvrir une part importante des besoins humains en acides gras Omega-3 (**Bourre., 1999**).

L'intérêt porté par les industries de nutrition humaine et d'alimentation animale pour les lipides marins est croissant. En effet, les acides gras de la famille des  $\omega 3$  ou  $\omega 6$ , dont les bienfaits sur la santé humaine ont été prouvés par de nombreuses études, sont présents en quantité importante dans les matrices marines (**Dumay, 2006**).

Les lipides représentent une importante source d'énergie chez les crustacés. Le cholestérol, stérol prédominant des tissus, est le précurseur des hormones stéroïdes qui sont essentielles pour la croissance, la maturation et la reproduction (**Marangos et al., 1988**). Les lipides jouent un rôle principal dans la vitellogenèse et la synthèse des prostaglandines (**Yuan et al., 2000**).

Les études biochimiques, concernant la compositions lipidique des organismes marins ont mis en évidence une plus forte teneur en acide gras, tels que les acides gras à longue chaîne polyinsaturés. On retrouve ces composés dans des proportions variables mais importantes chez tous les crustacés d'origine marine, quels que soient les lieux géographiques et la profondeur d'où ils proviennent (**Bernard et al., 1977**).

Les minéraux jouent un rôle fondamental dans l'organisme de toutes les espèces biologiques vivantes, les fruits de mer sont particulièrement riche en Manganèse, Cuivre, Fer et Zinc (**Cahu, 2006**).

Au début de XXI<sup>e</sup> siècle, l'humanité fait face à une pollution globale des écosystèmes terrestres et aquatiques. Les rejets de contaminants dans l'environnement depuis plus de 150 ans ont déjà entraîné des effets irréversibles et menacent aujourd'hui la santé humaine. Il est donc indispensable, de nos jours, de surveiller le fonctionnement des écosystèmes et notamment la santé des animaux qui participent à leur équilibre. (**Bouchard, 2008**). Parmi les éléments polluants qui peuvent arriver dans le milieu marin, il y a les éléments métalliques qui se trouvent généralement à de faibles concentrations, de l'ordre de la ppm (**Benamar, 2006**).

Les activités humaines sont à l'origine d'une dégradation de l'environnement, en grande partie par la dispersion croissante de substances ou d'éléments synthétiques et naturels. (**Guerlet, 2007**). La contamination des milieux aquatiques devient donc un problème fondamental car elle peut constituer un risque pour la biocénose et la préservation des ressources (**Fournier, 2005**).

L'évaluation de l'état écologique des milieux aquatiques met en lumière des biomarqueurs à vocation écologique permettant des changements d'échelle, donc la prévision d'effets populationnels: perturbations du métabolisme énergétique ou du comportement, atteintes du génome ou de la reproduction (**Amiard & Amiard-Triquet, 2008**).

La surveillance de la qualité des écosystèmes marins repose en grande partie sur l'évaluation de l'impact écotoxicologique des polluants grâce à des méthodes simples et fiables, spécifiquement adaptées à l'étude des effets des xénobiotiques sur les organismes vivants. 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 crevettes sont largement considérées comme de bons indicateurs de la contamination du milieu marin dans lequel elles vivent, puisqu'elles possèdent la propriété d'accumuler les contaminants présents dans ce milieu jusqu'à atteindre un équilibre avec lui. (RNO, 1995).

La mesure de biomarqueurs comme activité de biotransformation chez la crevette, est susceptible de fournir des informations sur les niveaux d'exposition, sur la biodisponibilité et sur les effets biologiques précoces de substances présentes dans les écosystèmes aquatiques (Van der Oost et al, 2003).

Divers biomarqueurs biochimiques et cellulaires ont été étudiés dans les organismes aquatiques, et en particulier dans les poissons et des mollusques bivalves. Ces biomarqueurs comprennent ceux qui sont spécifiques à un stress oxydatif, recommandé pour la biosurveillance de la qualité de l'environnement aquatique, la littérature fournit quelques données sur les études réalisées sur les biomarqueurs de stress oxydant ayant pour objet la surveillance des écosystèmes marins chez les crustacés: Mertixell et al., 2009, sur les biomarqueurs de stress oxydant chez *A. antennatus* et Dorts et al., 2009, chez la crevette tigrée *P. monodon*.

Les crustacés ont fait l'objet de nombreuses recherches biologiques et physiologiques traitant le cycle de mue, la répartition, la reproduction et la composition de la chair en acide gras. Ces travaux sont réalisés ailleurs dans le monde et en Algérie. (Abdennour, 2000 ; Bernard. 2003 ; Galois. 2003 ;Sobrino et García, 2007).

Dans ce contexte, cette étude consiste à mettre en évidence l'aspect nutritionnel de certaines crevettes ayant un intérêt commercial important et pêchées sur les côtes Algériennes ainsi que l'état des écosystèmes marins et le degré de contamination par les métaux lourds.

Dans le cadre de ce travail, nous nous sommes intéressés dans la première partie à évaluer la qualité nutritionnelle de la chair de quatre espèces de crevettes pêchées dans la baie de Jijel (Est Algérien) à savoir *Parapenaeus longirostris*, *Penaeus kerathurus*, *Aristeus antennatus* et *Palaemon serratus* tout en réalisant des analyses physico-chimiques et biochimiques sur la chair fraîche des crevettes, le dosage de quelques oligoéléments et l'analyse qualitative des acides gras et des protéines. Cette partie du manuscrit s'articule en trois chapitres : le premier est consacré pour matériel et méthodes, le second traite les résultats obtenus et le troisième la discussion des résultats.

Dans la deuxième partie nous nous sommes attachés à étudier l'aspect ecotoxicologique et à mettre en évidence l'état de l'écosystème marin et le degré de contamination par les métaux lourds (le plomb et le cadmium) dans deux régions Jijel et Béjaïa à partir de l'état physiologique et biologique de quatre espèces de crevettes, en s'appuyant surtout sur le dosage des métaux lourds (Pb et Cd) et des biomarqueurs de stress oxydant (CAT ; GSH ; MDA), de neurotoxicité (AChE). Cette partie est présentée aussi sous forme de trois chapitres, respectivement, matériel et méthodes, résultats et discussion.

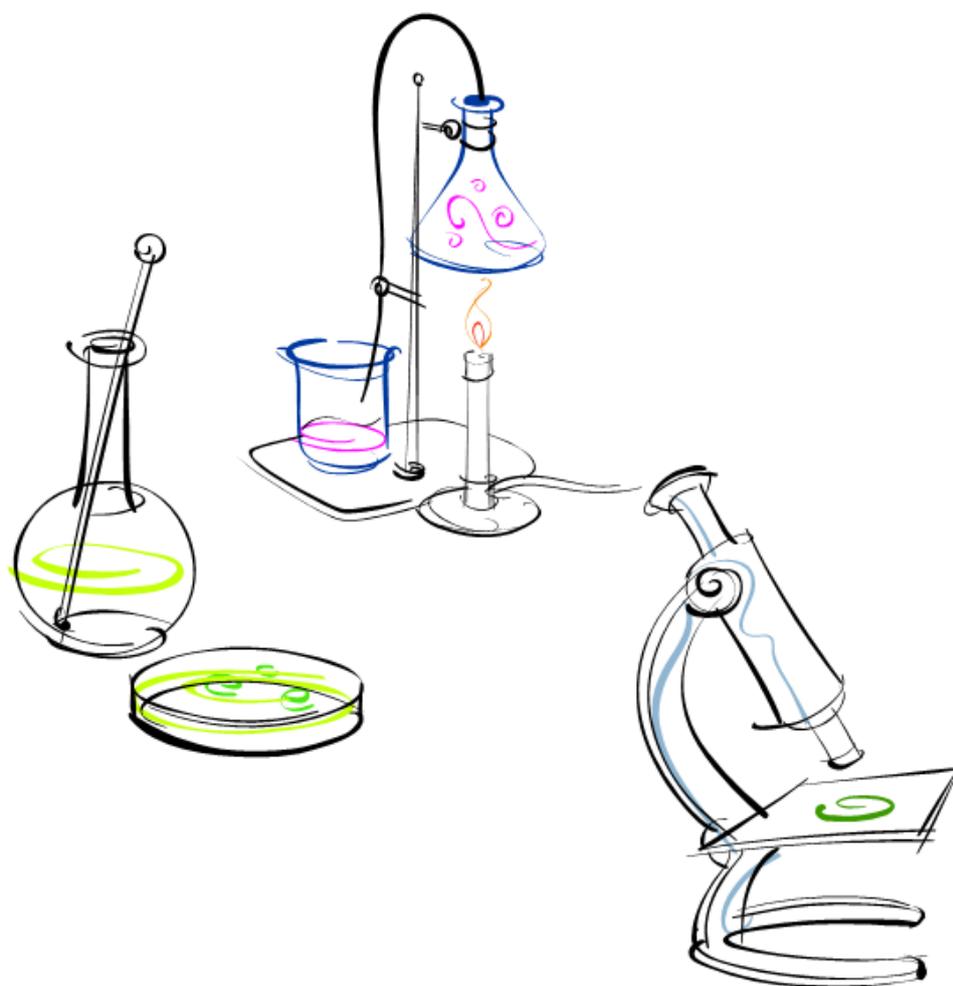
Le bilan de ce travail est exposé au travers d'une conclusion générale avec des perspectives sur lesquelles ce travail serait susceptible de déboucher.

# ***PREMIERE PARTIE***

## ***ASPECT NUTRITIONNEL***

# ***CHAPITRE I***

## ***MATERIEL ET METHODES***



# PARTIE 1 Aspect nutritionnel

## Chapitre I : Matériel et méthodes

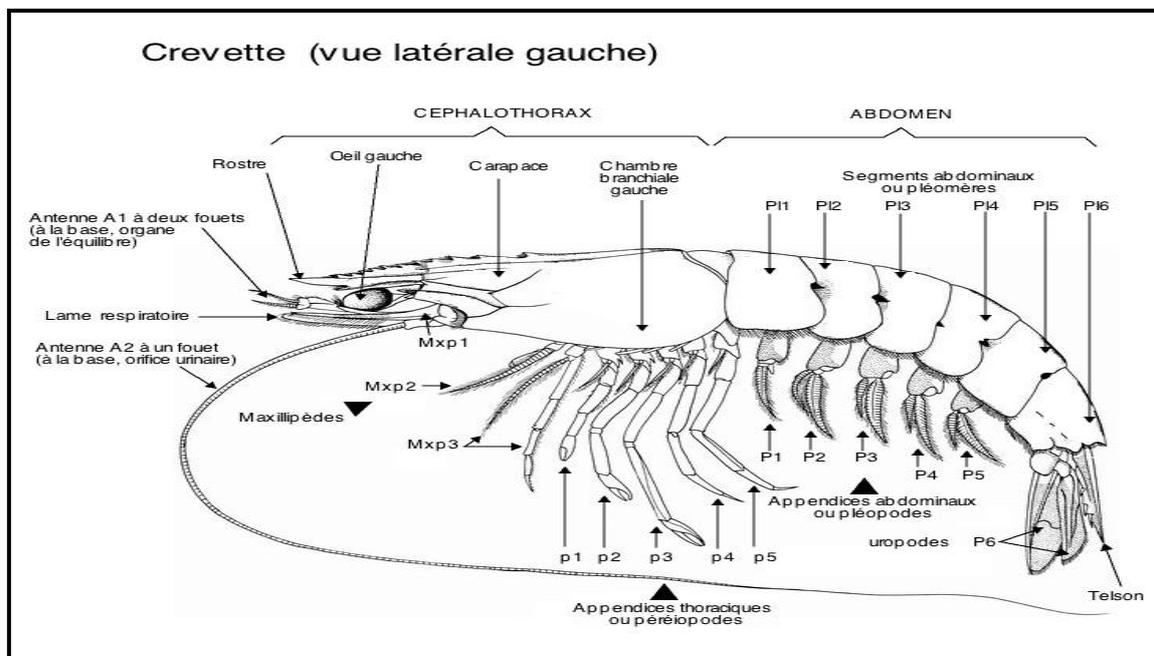
### I-1. Présentation du matériel biologique

#### I.1.2. Morphologie externe

Les crevettes constituent un grand groupe de crustacés de tailles très diverses, de quelques millimètres jusqu'à environ 35 cm de longueur (mesurée de l'extrémité du rostre à l'extrémité du telson). Le corps est presque toujours comprimé latéralement (**Lioris et Rucabado, 1998**).

Comme tous les crustacés, les crevettes sont caractérisées par une métamérisation du corps, divisé en trois parties : tête (ou acron), thorax (ou péréion) et abdomen (ou pléion) terminé par le telson. Chez les crustacés décapodes, la tête et le thorax soudés forment le céphalothorax. Les crevettes de la famille des *Penaeidae* sont caractérisées par un rostre à dents en position ventrale et en position dorsale.

Et aussi par la présence de pinces aux trois premières paires de pattes thoraciques (péréiopodes). La partie abdominale est composée de 6 segments (métamères) portant chacun une paire de pattes nageuses (pléopodes) sauf sur le dernier segment qui se termine par le telson (**Figure 01**) (**Castex, 2009**).



**Figure 1** Morphologie externe d'une crevette (Lioris et Rucabado, 1998).

### **I.1.3. Présentation des espèces étudiées**

#### ***I.1.3.1. Penaeus kerathurus (Foskal, 1775)***

Appelée communément crevette Royale en Tunisie, et caramote (Matsagoune) en Algérie et France, ce crustacé est caractérisé par sa couleur claire avec des bandes tachées transversales brunes sur l'abdomen et sa taille varie entre 160 à 180 mm chez les mâles et 200 à 225 mm chez les femelles (**Lioris et Rucabado, 1998**).

Cette espèce vit généralement sur des fonds sableux ou vaseux de quelques mètres à 100 m de profondeur. Elle se nourrit essentiellement des micro-organismes, donc sa nourriture est microphagique.

*Penaeus kerathurus* est morphologiquement caractérisée par son rostre assez court, pourvu d'environ 10 à 11 dents sur la face dorsale (**Grassé, 1996**), (**Fig. 02**).

Cette crevette se répartit géographiquement au Méditerranée et Océan Atlantique Oriental depuis le sud de l'Angleterre jusqu'à l'Angola (**Crosniet et al., 1967**).

#### **Sa position systématique est :**

Règne : Animal.

Sou règne : Eu métazoaire.

Embranchement : *Anthropoda*.

Sous embranchement : *Mondibulata*.

Classe : *Crustacea*.

Sous classe : *Malacostracea*.

Ordre : *Décapoda*.

Sous ordre : *Natantia*.

Super famille : *Penaeidae*.

Famille : *Penaeidae*.

Genre : *Penaeus*.

Espèce : *Penaeus kerathurus* (**Foskal, 1775**).



**Figure 2** Photo de *Penaeuskerathurus*(C1).

#### ***1.1.3.2. Aristeus antennatus (Risso, 1816)***

Appelée couramment "Royale", cette espèce est également abondante dans la région de Jijel et est appelée communément "crevette rouge" en Algérie et en France. C'est une crevette de couleur rouge, avec des bandes blanchâtres ou violacées sur la carapace (**Arzel et al., 1992**). Elle est de taille maximale de 22 cm, commune de 10 à 18 cm(**Maurin, 1963**).

Morphologiquement, les crevettes rouges sont caractérisées par leurs rostrés bien développés d'une longueur limitée entre 25 et 38 mm, pourvus dorsalement de trois dents (**Grassé et Domenc, 1998**). Le rostre est court chez les mâles et au contraire long chez les femelles (**Ghorab, 2002**), (**Fig 03**).

Ces crevettes se nourrissent essentiellement de bivalves (50 %), de macroures (*Calocaris macandrea*), d'amphipodes, polychètes, et ophiuriodes (**Arzel et al, 1992**).

La crevette rouge se répartit géographiquement en Méditerranée et dans l'Atlantique, existe, au moins, vers le sud jusqu'au Cap Blanc et c'est une espèce demersale des fonds vaseux de 80 à 1440 m, de profondeur plus commune entre 200 et 250 m. Elle effectue d'importants déplacements, passant de 150 m (nuit) à plus de 800 m (Jour) au niveau des vallées sous-marines (**Maurin, 1963**).

**Sa position systématique est :**

Règne : Animal.

Sous règne : Eu métazoaire.

Embranchement : *Anthropoda*.

Sous embranchement : *Mondibulata*.

Classe : *Crustacea*.

Sous classe : *Malacostracea*.

Ordre : *Décapoda*.

Sous ordre : *Natantia*.

Famille : *Aristeidae*.

Genre : *Aristeus*.

Espèce : *Aristeus antennatus*(**Risso, 1816**).



**Figure 3** Photo de *Aristeus antennatus*(C2).

#### *1.1.3.3. Parapenaeus longirostris (Lucas, 1846)*

Elle est connue en Algérie sous le nom de "crevettes blanche" et en France, en Tunisie et au Maroc "crevette rose" (**Lioris et Rucabado, 1998**). Elle a une taille commune de 8 à 14 cm (mâle) et de 12 à 16 cm (femelle), c'est une espèce de couleur rose orangée (**Lioris et Rucabado, 1998**), avec un rostre rouge assez bien développé, pourvu d'environ 7 à 9 dents sur son bord dorsal (**Fig 04**).

Cette crevette se nourrit essentiellement de petits bivalves, de petits crustacés (crangonidés en particulier) ainsi que de cadavres de poisson (**Arzel et al., 1992**).

C'est une espèce démersale et profonde, vit sur les fonds vaseux ou vaso-sableux, sa répartition bathymétrique est large de 20 à 700 m et généralement de 100 à 400 m de profondeur (**Heldt, 1984**).

L'aire de répartition de *Parapenaeus longirostris* est étendue, cette espèce se rencontre dans tous le bassin méditerranéen. Elle est également répandue dans l'Atlantique oriental, de l'Angola au Portugal et dans l'Atlantique occidental, des Guyanes au Massachusetts (**Holthuis, 1987**).

Sa position systématique est :

Règne : Animal.

Sous règne : Eu métazoaire.

Embranchement : *Anthropoda*.

Sous embranchement : *Mondibulata*.

Classe : *Crustacea*.

Sous classe : *Malacostracea*.

Ordre : *Décapoda*.

Sou ordre : *Natantia*.

Super famille : *Pénæida*.

Famille : *Penaeidae*.

Genre : *Parapenaeus*.

Espèce : *Parapenaeus longirostris*(Lucas, 1846).



**Figure 4** Photo de *Parapenaeus longirostris* (C3).

#### ***1.1.3.4. Palaemon serratus* (Pennant, 1777)**

Appelée dans le langage courant Chevette ou Bouguet en France. Crevette de couleur rose pâle, avec des lignes rouges, la taille maximale atteinte chez les mâles 7,1 cm et 10,6 cm chez les femelles (Lioris et Rucabado, 1998), (Fig05). C'est une espèce des eaux méditerranéennes et de

l'Atlantique Nord tempérée. On la rencontre depuis la Grèce jusqu'au détroit de Gibraltar, et du Maroc à l'Irlande et à la Hollande (**Coppn, 1984**).

Les chevrettes sont des espèces benthiques de fonds rocheux couverts d'Algues et des prairies, de la zone littorale jusqu'à 10 m de profondeur (**Lioris et Rucabado, 1998**).

Elles sont suspensivores mais mangent également des polychètes (**Magali, 2007**).

Le rostre est long, recourbé vers le haut, plus long chez le mâle que chez la femelle. On distingue sept à onze dents sur le bord dorsal (**Arzel et al., 1992**).

**Sa position systématique est :**

Règne : Animal.

Sous règne : Eu métazoaire.

Embranchement : *Anthropoda*.

Sous embranchement : *Mondibulata*.

Classe : *Crustacea*.

Sous classe : *Malacostraca*.

Ordre : *Décapoda*.

Super famille: *Caridae*.

Famille : *Palaemonidae*.

Genre : *Palaemon*.

Espèce : *Palaemon serratus*(**Pennant, 1777**).



**Figure 5** Photo de *Palaemon serratus* (C4).

#### I.1.4. Cycle biologique

Le cycle biologique des crevettes comprend généralement trois phases, caractérisées par des changements successifs d'habitat pour les différents stades du développement.

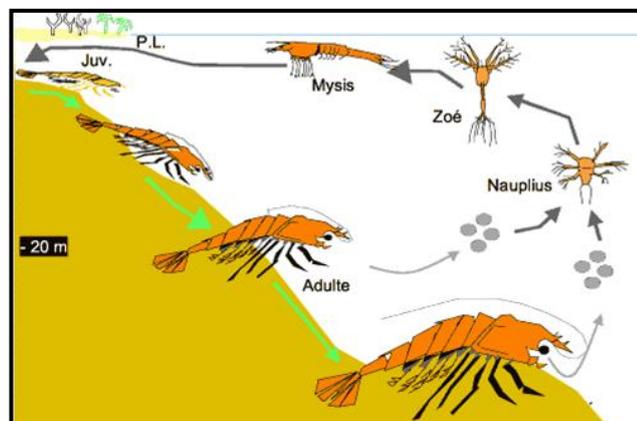
- La phase méroplanctonique et planctonique qui a lieu en zone océanique et côtière (stades larvaires Nauplius, Zoé et Mysis).
- La phase benthique, au niveau des estuaires, pour les post-larves et les Juvéniles.
- La phase de migration sexuelle durant laquelle les animaux migrent vers le large pour se reproduire.

L'accouplement ainsi que la ponte ont donc lieu en mer à quelques dizaines de mètres de profondeur. La fécondation est externe, les ovules étant fécondés au moment de leur expulsion. Les œufs sont d'abord pélagiques puis benthiques. Après 10 à 12 h de développement embryonnaire, l'éclosion se produit et les nauplii sont libérés. Ce premier stade de développement est vitellotrophe, et est suivi de six stades nauplius successifs.

Le dernier stade Nauplius donne alors naissance à a larve Zoé (3 stades) se nourrissant exclusivement d'algues phytoplanctoniques. La dernière forme Zoé (Zoé 3) se métamorphose ensuite en larve Mysis (3 stades) qui est strictement carnivore.

La dernière métamorphose aboutit au stade post-larve (PL). L'animal présente alors la plupart des caractéristiques morphologiques de l'adulte. Les PL passent en quelques jours (10 à 20) d'une vie pélagique à une vie benthique. Elles se concentrent généralement près des côtes, dans les estuaires ou les lagunes.

Finalement, un mois et demi à deux mois sont nécessaires après l'éclosion pour que les animaux acquièrent l'ensemble des caractéristiques morphologiques de l'animal adulte. Après une période de croissance rapide de quelques semaines en lagune, où la production biologique est élevée et la nourriture abondante, les crevettes, mesurant alors 8 à 12 cm de longueur, quittent les lagunes pour retrouver la bande côtière. Une fois en mer, les crevettes vont poursuivre leur croissance pendant 8 à 12 mois avant de se reproduire (Castex, 2009) (Fig. 6).



**Figure 6** Cycle de développement d'une Crevette d'après Castex, 2009.

### **I.1.5. Cycle de mue**

Chez les crustacés, la croissance 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 du poids de l'animal (**Castex, 2009**).

La mue est commandée par une hormone particulière, l'ecdysone, dont la sécrétion est déclenchée par des stimulations externes comme la photopériode, le changement brusque de l'environnement (température de l'eau, salinité, changement d'eau fréquente ...). Elle permet la croissance de l'animal, la régénération des appendices, l'élimination des parasites externes et joue un rôle important à la maturation de la fécondation (**Elisan, 2004**).

L'augmentation de la taille s'effectue par des mues successives, la fréquence de ce phénomène sous contrôle nerveux et hormonal, varie avec l'espèce, l'âge, le sexe et les conditions de l'environnement (**Chartois et al., 1994**).

Le cycle de mue est la répétition cyclique d'exuviation entre cinq étapes principales, ont été décrits par **Drach (1939)**. Ces étapes basées essentiellement sur la dureté et la rigidité de l'exosquelette. A ces stades de mue correspondent des modifications de l'architecture tissulaire, et des variations dans la biochimie des organismes (**Le Gal, 1998**).

Au moment de la mue, l'animal, qui absorbe une grande quantité d'eau, augmente sa pression interne, son corps gonfle, entraînant la dislocation de la carapace fragilisée par sa décalcification. Il exerce ensuite de violentes contraction musculaires qui provoquent le décollement de l'ancien tégument, par une fente principale située en arrière du thorax, toute la partie antérieure, appendices compris, se dégage soudainement, en même temps, l'abdomen s'extrait de son fourreau. Une mue se déroule en moins quelques secondes chez les crevettes (**Bertrand, 2005**).

L'eau est progressivement remplacée par des réserves organiques, Le durcissement de la carapace et la synthèse de nouveaux tissus constituent pour le crustacé de nouvelles priorités physiologiques qui le fragilisent et influencent considérablement sa capacité de survie pendant le stockage et le transport (**Chartois, 1994**).

A partir d'une mue (ecdysis ou stade E) les différents stades du cycle d'intermue se décomposent en metecdysis (stades A-B et C1, C2, C3), aneccdysis (stade C4) et proecdysis (prémue- stades D0 à D4 ). Pendant la metecdysis l'exosquelette est encore mou et extensible. Les dépôts minéraux commencent sur l'exocuticule. Au début l'animal ne se nourrit pas : il fonctionne sur ses réserves en particulier celles de l'hépatopancréas. Dans une seconde étape on assiste à des synthèses tissulaires permettant le remplacement en particulier du muscle, et des glandes digestives qui, au cours de la prémue ont subi des lyses massives (**Le Gal, 1998**).

### **I.2. Prélèvement des échantillons**

Les crevettes sont débarquées dans le port de Jijel. Après débarquement, elles sont récupérées à la halle, puis mises dans une glacière et transportées au laboratoire où les premières analyses sont effectuées aussitôt. Un test macroscopique nous a permis de mettre en évidence des paramètres indiquant l'état de fraîcheur des échantillons. Les crevettes sont ensuite identifiées puis soumises à un ensemble de mesures biométriques concernant le poids total, le poids de la

chair, la longueur totale, la longueur de céphalothorax, du rostre, de l'abdomen, de l'uropode, du telson et du dernier segment, ainsi que la hauteur du corps et du premier segment.

Des prélèvements de la chair sont effectués pour l'analyse physico-chimiques et nutritionnelle en déterminant leurs constituants majeurs : eau, cendre, protéines, lipides, et glucides.

D'autres prélèvements sont stockés dans un réfrigérateur à température contrôlée 4 à 6 °C en vue de l'analyse des éléments minéraux par spectrophotométrie d'absorption atomique et des analyses qualitatives.

### **I.3. Test de fraîcheur**

Pour tester la fraîcheur de la crevette, on peut se baser sur les critères décrits par la norme européenne (utilisée en Algérie) définissant les catégories de la qualité de poisson. La pièce peut être considérée comme fraîche, si elle réunit des critères typiques concernant l'odeur, l'aspect, la texture, l'œil, et les branchies. L'essentiel de ces critères visuels sont :

- Une odeur marine, légère et agréable caractéristique de l'espèce.
- L'aspect général révèle un éclat métallique, brillant, généralement de couleur vive.
- Corps rigide légèrement humide, tissu musculaire ferme et élastique en même temps.
- Les sécrétions cutanées ne sont pas visibles, le mucus est transparent.
- L'œil est légèrement saillant, clair, vif, brillant et luisant, la cornée est convexe et transparente.
- L'opercule est bien adhérent au corps, humide et sans tache notamment sur la face interne.
- Les branchies d'une crevette fraîchement pêchée sont brillantes, bien colorées et exemptes de mucus. Plus la crevette vieillit, plus les branchies virent au jaune, plus les lames qui les constituent ont tendance à s'agglutiner, plus il y a des mucus qui deviennent laiteux (**Zine, 1999**).

A partir de la méthode décrite par Nielsen (**Nielsen, 1993**), qui a développé une échelle variante allant de 0 à 4 (0 : putréfaction avancée, 4 : fraîcheur parfaite) pour y représenter dans un ordre décroissant l'intensité de la description des divers états de fraîcheur de chacun des caractères organoleptiques relatifs à la couleur, à l'aspect (du céphalothorax, de la carapace et de la chair), à l'étendue du noircissement et à l'odeur. Aussi une note subséquente à chaque description a été attribuée. L'ensemble des descriptions et les notes subséquentes sont représentés dans le tableau 01; l'indice de fraîcheur est déterminé comme étant la moyenne arithmétique des notes attribuées aux différents caractères étudiés.

Indice de fraîcheur = 2 très bonne fraîcheur

Indice de fraîcheur = 1,4 fraîcheur modérée

Indice de fraîcheur = 0,11 putride

Tableau 1 Barème de cotation de la fraîcheur d'une crevette péaidé (Nielsen, 1993).

Paramètres sensoriels	Localisation	Description	Echelle
Couleur		Couleur naturelle	2
		Légèrement la couleur naturelle	1
		Décoloration modérée	0
Aspect	Céphalothorax	Fermement attaché à la carapace	3
		Légèrement détachable	2
		Détachable	1
		Détaché	0
	Carapace	Résistant	3
		Molle	2
		Molle et souvent écrasée	1
		Ecrasée	0
	Chair	Translucide	2
		Légèrement opaque	1
		Opaque	0
Noircissement	Céphalothorax	Absent	1
		Présent	0
	Carapace	Absent	1
		Présent	0
	Chair	Absent	1
		Présent	0
	Appendices	Absent	1
		Présent	0
Odeur		Typique de l'espèce	4
		Neutre	3
		Légère odeur de rance	2
		Odeur de rance	1
		Odeur de rance très prononcée	1
		Associée à la putréfaction	0

#### **I.4. Identification des espèces**

Les individus pêchés sont examinés et identifiés selon des critères bien déterminés:

- La forme, la taille et la couleur du corps (présence de taches et leur couleur).
- Le développement de l'abdomen et son emplacement par rapport au céphalothorax.
- La couleur, la longueur, forme et nombre de dents du rostre.
- Présence ou non sur les segments abdominaux d'une carène et d'une dent.
- 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'animale : 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 articles sont séparés, et la zone entre la quatrième et la cinquième paire de périopodes est fermée constituant une petite poche appelée poche thélycale ou (thélycum) qui reçoit les gamètes mâles.

#### **I.5. La Biométrie**

Après l'identification des espèces et la séparation des sexes, l'étude biométrique a été réalisée sur des mâles et des femelles de *Penaeus kerathurus*, *Aristeus antennatus*, *Parapenaeus longirostris* et *Palaemon serratus*.

À l'aide d'une balance, chaque individu est pesé pour déterminer son poids total (PT), et après l'enlèvement du céphalothorax et la cuticule, la chair des individus est pesée avec la même balance.

A l'aide d'une règle, les mensurations suivantes ont été réalisées : la longueur totale (LT), la longueur céphalothoracique (LC), la longueur abdominale (LA), la longueur de l'uropode (LU), la longueur du rostre (LR) et la longueur du telson (LTel). La hauteur du corps et la hauteur du dernier segment ont été mesurés à l'aide d'un pied à coulisse. Le rapport : poids de la chair/poids total a été calculé.

#### **I.6. Analyses physico-chimiques**

##### **I.6.1. pH**

Le pH est mesuré à partir d'un mélange contenant 2 g de la chair homogénéisée dans 50 ml d'eau distillée; les mesures sont effectuées à température ambiante à l'aide d'un pH mètre.

##### **I.6.2. Acidité**

Prélever 10 ml de la solution mère de crevette (préparée par l'addition de 1 g de la chair broyée à 10 ml de l'eau distillée), puis ajouter 0,1 ml de phénolphthaléine, titrer avec NaOH à 0,1N avec une burette, jusqu'à apparition d'une couleur rose pâle résistante. lire le volume de NaOH de titration.

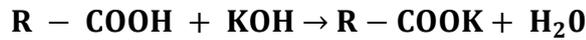
L'acidité est donnée par la formule suivante :

$$\text{Acidité} = \frac{V_{NaOH} \cdot 100}{VT (10 \text{ ml})}$$

### **I.6.3. Détermination de l'indice d'acide**

Il s'agit d'une dissolution de la matière grasse dans de l'éthanol neutralisé, puis titrage des AGL présents au moyen d'une solution titrée de KOH en présence de phénolphtaléine comme indicateur (**Kandji, 2001**).

L'équation de la réaction est la suivante:



La mesure de cet indice dans les quatre espèces de crevette se fait en plaçant 2 g de la chair de ces dernières dans un erlenmeyer 250 mL puis en ajoutant 20 mL de solvant isobutanol, 20 mL de potasse alcoolique à 0,05 mol/L et enfin 3 gouttes de solution de phénolphtaléine. On traite le mélange avec l'acide chlorhydrique 0,5 N jusqu'à décoloration.

On effectue parallèlement un blanc, dans les mêmes conditions que précédemment. L'indice d'acide est calculé comme suit (**Lecoq, 1965**)

$$I = \frac{((V_{HCL\ témoin} - V_{HCL\ essai}) \cdot N \cdot PM_{KOH})}{P}$$

Soit :

**V** : Volume d'HCL en ml

**N** : Normalité de KOH

**P** : Poids de la prise d'essai en g

### **I.6.4. Détermination de l'indice de peroxyde**

Par définition l'indice de peroxyde est le nombre de microgrammes d'oxygène actif du peroxyde contenus dans un gramme de corps gras et susceptible d'oxyder l'iodure de potassium avec libération d'iode. (**Bonnefis, 2005**).

L'indice de peroxyde mesure le degré de rancidité des matières grasses après une exposition à

l'air. Cette dernière va entraîner la formation de peroxydes à partir des acides gras non saturés (**Kandji, 2001**).

En premier lieu, on vérifie la qualité de l'iodure de potassium (KI). On réalise le mélange suivant :

30 mL de chloroforme-acide acétique (V/V), ajoutant 0,5 mL de KI (1g/L) puis 2 gouttes d'empois d'amidon à 0,5 %. Si la couleur vire au bleue, il faut refaire la solution d'iodure de potassium (**Bonnefis, 2005**)

Une solution d'amidon de pomme de terre a été obtenue en dissolvant 1g d'amidon dans 200 mL d'eau distillée (la solution a été portée à ébullition pendant quelques secondes, puis mise au réfrigérateur à 4°C

On dissout 5 g de chaque échantillons de la chair de crevette dans 30 mL de mélange acide acétique/chloroforme (V/V). On ajoute 0,5 mL de la solution de KI, puis on agite pendant 1 minute.

La réaction a été arrêtée par l'addition de 30 mL d'eau distillée, et la filtration a été réalisée par la solution de thiosulfate de sodium 0,1 N en présence de quelques gouttes d'amidon de pomme de terre. On poursuit la titration en remuant vigoureusement pour libérer tout l'iode du chloroforme jusqu'à ce que la couleur bleue disparaisse.

L'indice de peroxyde est calculé de la manière suivante (**Lecoq, 1965**) :

$$I_p = (V_h - V_t) \cdot N \cdot 100 / P$$

Soit :

**V<sub>t</sub>** : volume de thiosulfate de sodium utilisé dans l'essai témoin (mL).

**V<sub>h</sub>** : volume de thiosulfate de sodium utilisé dans le test normal (mL).

**N** : Normalité de thiosulfate de sodium.

**P** : Poids de la prise d'essai en g.

Cet indice est exprimé en millimoles ou milliéquivalents d'oxygène actif par kilogramme de corps gras. Pour changer d'unité, il suffit d'utiliser les formules suivantes :

$$IP(mm\text{ol}) = \frac{IP(meq)}{2}$$

$$IP(meq) = \frac{IP(\mu\text{g})}{8}$$

## **I.7. Analyse nutritionnelle**

### **I.7.1. Prélèvement des échantillons**

Un fragment de la chair entre (0,350 et 1 g), est prélevé dans la même région abdominale de chaque individu mâle et femelle des quatre espèces de crevettes, pesé et additionné de 1 ml de TCA (20 %) et conservé au congélateur en attendant les dosages.

D'autres fragments sont destinés de la détermination de l'humidité et par la suite de la matière sèche et des cendres totales.

Le reste de la chair est conservé au congélateur à 18°C pour l'analyse de la matière minérale par absorption atomique, pour l'étude des protéines par électrophorèse et pour la séparation des acides aminés par HPLC.

### **I.7.2. Détermination de la teneur en eau (humidité)**

**Guilbot** en 1964 a défini la teneur en eau comme étant " la quantité d'eau perdue par une substance lorsqu'on l'amène en équilibre vrai avec une pression de vapeur d'eau nulle (HR= 0 %) dans des conditions telles que des réactions perturbatrices éventuelles soient évitées" (**Dauvillier, 1998**).

La teneur en eau est déterminée par chauffage à 105 °C jusqu'à obtention d'un poids constant de la prise d'essai (**Bhobe et Pai, 1985**).

La teneur en eau est donnée par la formule suivante :

$$\textit{Teneur en eau} (\%) = \frac{(m_1 - m_2) \cdot 100}{M}$$

$m_1$ : masse en gramme de la capsule avec son contenu avant la dessiccation.

$m_2$ : masse en gramme de la capsule avec son contenu après la dessiccation.

$M$ : masse en gramme de la prise d'essai.

### **I.7.3. Détermination de la matière sèche**

Le pourcentage de la matière sèche est donné par la formule :

$$\textit{MS}(\%) = 100\% - \textit{la teneur en eau}$$

**I.7.4. Détermination de la teneur en cendres totales**

L'expression "**cendres totales**" est un terme se rapportant à la partie inorganique d'un échantillon alimentaire (**Codex, 2003**). La minéralisation est réalisée par voie sèche, en incinérant le prélèvement de la chair dans un four à moufle à une température adaptée (450 °C à 550 °C) (**Dauvillier, 1998**).

La teneur en cendre est donnée par la formule suivante:

$$\text{Teneur en cendre (\%)} = \frac{(P_1 - P_0) \cdot 100}{P}$$

P<sub>0</sub>: poids du creuset vide

P<sub>1</sub>: poids du creuset avec le contenu après calcination

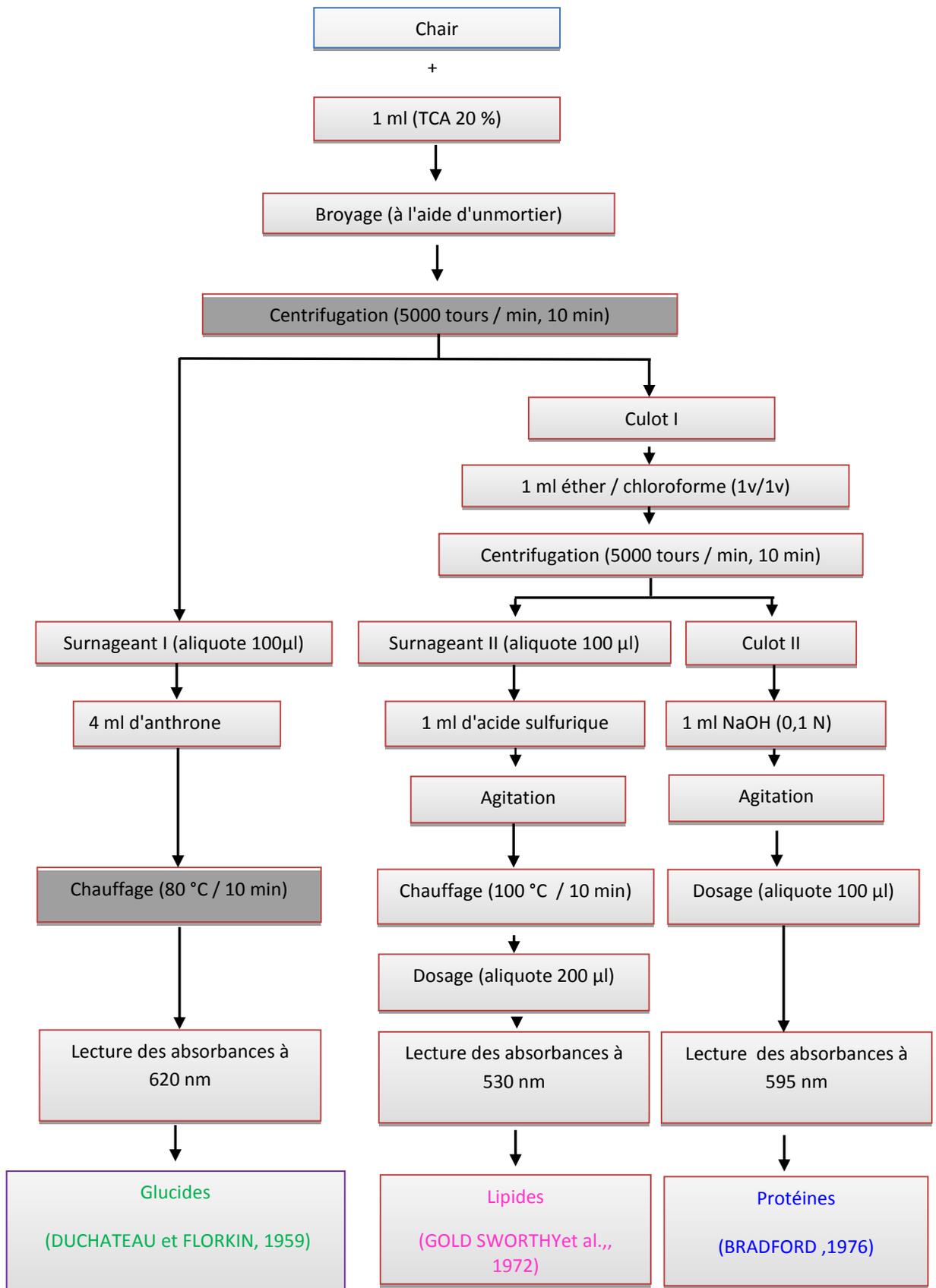
P: poids de la prise d'essai

**I.7.5. Analyse quantitative*****I.7.5.1 Extraction des constituants de la chair***

L'extraction des métabolites dans la chair a été réalisée selon le procédé de **Shibko et al., 1966**. Les fragments de la chair additionnés de TCA à 20 % sont broyés manuellement à l'aide d'un mortier, le broyat est centrifugé à 5000 tours / min pendant 10 min.

Le surnageant I est récupéré et servira au dosage des glucides.

Le culot I est additionné de 1 ml d'éther/chloroforme (1V/1V), une deuxième centrifugation est réalisée à 5000 tours/min pendant 10 min, le surnageant II récupéré servira au dosage des lipides, tandis que le culot II, dissout dans 1 ml de NaOH (0.1 N), sera utilisé pour le dosage des protéines totales, selon **la Figure 7**



**Figure 7** Extraction des glucides, lipides et protéines (Selon Shibko et al, 1966)

**I.7.5.2. Dosage des protéines**

La méthode de Bradford modifiée selon (**Ramagli et al., 1985**), est un dosage colorimétrique, basé sur le changement d'absorbance; la mesure se fait à 595 nm; se manifestant par le changement de la couleur du bleu brillant de coomassie (BBC : G250) après liaison avec les acides aminés aromatiques (tryptophane, tyrosine et phénylalanine) et les résidus hydrophobes, des acides aminés présent dans la ou les protéines. Le changement d'absorbance est proportionnel à la quantité du colorant lié, indiquant donc la concentration en protéines dans l'échantillon (**Belzil et Parent, 2005**).

La réalisation de ce dosage nécessite l'élaboration d'une gamme d'étalonnage de protéines standards (**Annexe 1**). Les résultats sont exprimés en équivalent-albumine (l'albumine de sérum de bœuf BSA (20 mg/ ml) produit de référence servant à la standardisation (**Dauvillier, 1998**) Selon le tableau 02:

**Tableau 2** Réalisation de la gamme d'étalonnage des protéines.

<b>Tubes</b>	<b>Blanc</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>4</b>	<b>5</b>	<b>6</b>
<b>BSA (µl)</b>	0	20	40	60	80	100
<b>Eau distillée (µl)</b>	100	80	60	40	20	0
<b>BBC (ml)</b>	4	4	4	4	4	4
<b>Quantité de protéines (µg)</b>	0	400	800	1200	1600	2000

Les protéines des échantillons, ont été dosées dans un aliquote de 100µl additionné de 4 ml de BBC (**Annexe 1**). Après agitation, la lecture des absorbances est effectuée à 595 nm contre un blanc à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible.

**I.7.5.3. 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 utilise l'anthrone (**Annexe 2**) comme réactif, les dérivés furfuraliques condensés à l'anthrone donnent des composés bleu-vert dont l'absorbance à 625 nm est mesurée (**Dauvillier, 1998**), en utilisant comme standard la solution mère de glucose (2 g/l) (**Cerming-Beroard, 1975**), (**Tab. 03**).

Les glucides des échantillons ont été dosés par un aliquote de 100 µl d'extrait glucidique (Surnageant I), additionné de 4 ml d'anthrone, puis chauffé au bain -marie à 80 °C pendant 10 minutes.

**Tableau 3**Réalisation de la gamme d'étalonnage des glucides.

Tubes	blanc	2	3	4	5	6
Glucose ( $\mu\text{l}$ )	0	100	200	300	400	500
Eau distillée ( $\mu\text{l}$ )	500	400	300	200	100	0
Anthrone (ml)	4	4	4	4	4	4
Quantité des glucides ( $\mu\text{g}$ )	0	200	400	600	800	1000

**I.7.5.4. Dosage des lipides**

La quantification des lipides a été faite selon la méthode de (**Goldsworthy et al., 1972**).

Les lipides développent à chaud avec l'acide sulfurique concentré un complexe rose dont l'intensité de coloration mesurée à une longueur d'onde de 530 nm est proportionnelle à la concentration des lipides. Un aliquote de 100  $\mu\text{l}$  de l'extrait lipidique (surnageant II), additionné de 1 ml d'acide sulfurique concentré (98 %). Après agitation, les tubes sont chauffés à 100 °C pendant 10 min, refroidis et 200  $\mu\text{l}$  de chaque tube sont additionnés de 2,5 ml de réactif sulfophosphanillique (**Annexe 3**). Après 30 min à l'obscurité, la lecture des absorbances est effectuée.

La solution mère de lipides est préparée en utilisant de l'huile de tournesol qui contient plus de 99 % de triglycérides; 25 mg d'huile sont pesés dans un tube eppendorf, et repris dans 10 ml d'un mélange éther/chloroforme (1/1, V/V). La courbe d'étalonnage est préparée selon le Tableau 04 :

**Tableau 4**Réalisation de la gamme d'étalonnage des lipides.

Tubes	blanc	2	3	4	5	6
Solution mère de lipide ( $\mu\text{l}$ )	0	20	40	60	80	100
Ether / chloroforme ( $\mu\text{l}$ )	100	80	60	40	20	0
Acide sulfurique (ml)	1	1	1	1	1	1
Quantité des lipides ( $\mu\text{g}$ )	0	50	100	150	200	250

## I.7.5.5. Teneur en matière grasse libre

Il existe diverses méthodes d'analyses rapides ayant chacune leurs limites. Nous citerons les techniques d'extraction chimiques de la matière grasse (Soxhlet accéléré, Foss, le réfractomètre...). Les techniques d'analyse physiques (infrarouge, rayons X, anly- Ray, micro-ondes, RMN...)

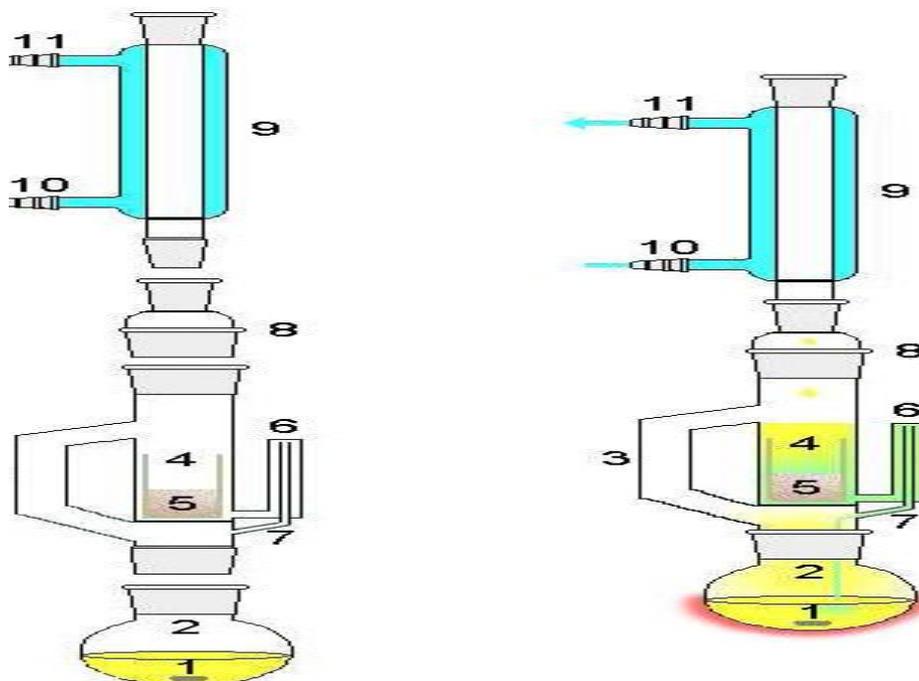
La matière grasse extraite selon le procédé de Soxhlet, ne contient donc pas de tous les lipides mais uniquement des lipides libres ne comprenant pas, par exemple, les phospholipides (Larpen, 1997).

## I.7.5.5.1. Principe

Extraction de l'échantillon sec provenant de la détermination de l'humidité par de l'éther de pétrole. Élimination du solvant par évaporation puis séchage. Le poids du résidu est déterminé par pesée après refroidissement (Larpen, 1997).

## I.7.5.5.2. Présentation de l'appareil de Soxhlet

Un extracteur de Soxhlet(ou appareil de Soxhlet) est une pièce de verrerie utilisée en Chimie analytique qui permet de faire à chaud l'extraction par solvant d'un solide avec une grande efficacité. Cet appareil porte le nom de son inventeur : Franz Von Soxhlet (Figure 08).



1. Agitateur magnétique
2. Ballon à col rodé.
3. Retour de distillation tube d'adduction).
4. Corps en verre
5. Filtre
6. Haut du siphon.

7. Sortie du siphon
8. Adaptateur d'expansion.
9. Condensateur
10. Entrée de l'eau de refroidissement.
11. Sortie de l'eau de refroidissement

Figure 8 Extracteur de Soxhlet

Quand le ballon est chauffé, les vapeurs de solvant passent par le tube adducteur, se condensent dans le réfrigérant et retombent dans le corps de l'extracteur, faisant ainsi macérer le solide dans le solvant (chauffé par les vapeurs se trouvant en dessous). Le solvant condensé s'accumule dans l'extracteur jusqu'à atteindre le sommet du tube siphon, qui provoque alors le retour du liquide dans le ballon, accompagné des substances extraites, et le solvant contenu dans le ballon s'enrichit donc progressivement en composés solubles.

Le cycle peut se répéter indéfiniment, jusqu'à épuisement complet du solide, d'où l'efficacité remarquable de cette technique par rapport à la simple macération (**Laubier, 2004**).

#### **I.7.5.5.3. Mode opératoire**

- ✓ Tarer les ballons de Soxhlet (le poids des ballons vides  $M_0$ ).
- ✓ Mettre le résidu de la détermination de l'humidité dans la cartouche et Placer la dans le tube d'extraction.
- ✓ Mettre du solvant dans le ballon ; environ les 2/3 du ballon
- ✓ Fixer le ballon au niveau du tube d'extraction
- ✓ Ouvrir l'eau pour le réfrigérant ; le débit sera à surveiller pendant l'extraction
- ✓ Régler le régulateur à triac sur thermostat 7-8°C pendant 6h à 6h30
- ✓ Après l'extraction, le solvant est évaporé (pas d'évaporation à sec) et récupéré directement au niveau du Soxhlet, pour permettre l'évaporation des traces de solvant les ballons sont laissés sous la ventilation sur paillasse.
- ✓ Les ballons sont séchés à l'étuve (103 °C), puis refroidis.
- ✓ Peser les ballons au milligramme près ; masse  $M_1$  (**Larpen, 1997**).
- ❖ **Expression des résultats**

La teneur en matière grasse libre en pourcentage de masse de l'échantillon est :

$$\% \text{ de lipides libres} = \frac{(M_1 - M_0). 100}{E}$$

Où :

$M_0$  : masse en g du ballon

$M_1$  : masse en g du ballon et de la matière grasse après séchage

$E$  : masse en g de la prise d'essai (masse de l'échantillon).

## I.7.6. Analyse quantitative

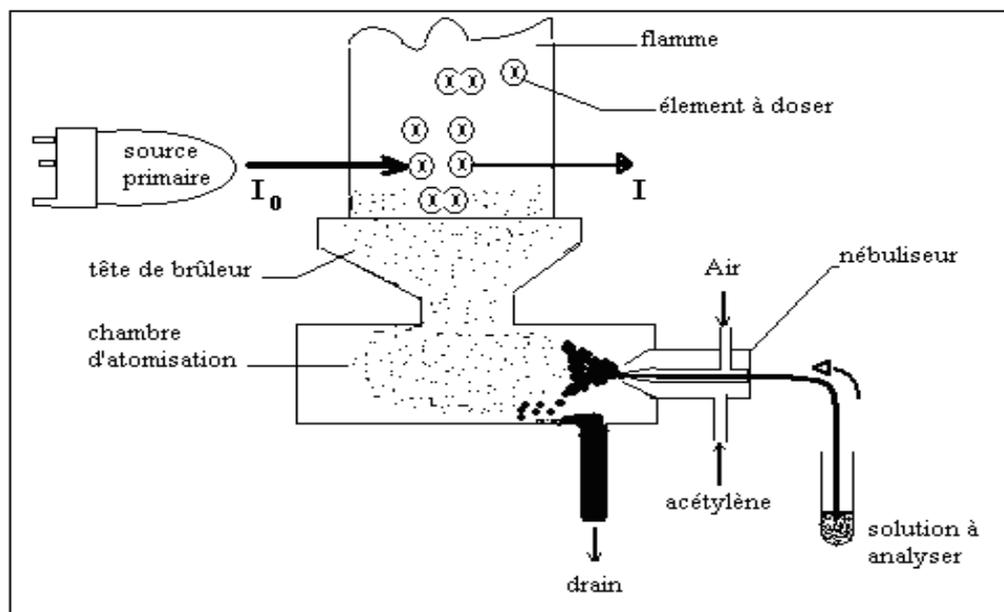
### I.7.6.1. Analyse de la matière minérale par SAA

La spectrophotométrie d'absorption atomique (SAA) et l'émission de flamme (EF), encore appelée photométrie de flamme, permettent de doser dans pratiquement toute sorte d'échantillon, un ou plusieurs éléments prédéfinis (métaux ou non métaux) choisis dans une liste en contenant environ 70, les appareils correspondants permettent, pour la plupart d'entre eux, d'exécuter des dosages en suivant l'une ou l'autre de ces méthodes, bien que le principe des mesures soit différent. La sensibilité permet d'atteindre pour certains éléments des concentrations inférieures au  $\mu\text{g/l}$  (ppb) (Ronessac, 2004).

L'absorption de la lumière par les atomes fournit un puissant instrument analytique à la fois pour l'analyse quantitative et qualitative. La spectroscopie d'absorption atomique (SAA) est basée sur le principe que les atomes libres peuvent absorber la lumière d'une certaine longueur d'ondes. L'absorption de chaque élément est spécifique, chaque élément n'absorbe qu'à sa longueur d'onde (OIMLI, 1991).

La détermination spectroscopique d'espèces atomiques peut seulement être réalisée à partir d'un échantillon à l'état gazeux, dans lequel les atomes individuels comme l'Ag, l'Al, l'Au, le Fe et le Mg sont nettement séparés les uns des autres.

La source de mesures pour l'absorption atomique la plus courante est la lampe à cathode creuse. Elle consiste en une anode de tungstène et une cathode cylindrique sise dans un tube en verre contenant un gaz inerte, comme l'argon. La cathode est composée de l'élément à analyser (Fig. 09).



**Figure 9** Principe du fonctionnement de l'appareil de SAA (Ronessac, 2004).

La chaleur nécessaire pour faire passer l'échantillon à 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 convertit l'échantillon en un aérosol, qui est alimenté dans le brûleur. L'atomisation se produit dans la flamme qui est habituellement alimentée par de l'acétylène et du protoxyde d'azote ( $N_2O - C_2H_2$ ) 3100 k, ou de l'air comprimé (air-  $C_2H_2$ ) 2500 k (OIML, 1991).

Les solutions de références (ou standards) sont préparées à l'aide de solutions pures achetées pour l'absorption atomique. 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 brûleur.

L'atomisation se maîtrise par le bon choix de nébulisateur, en optimisant l'aspiration d'échantillons, la position de la flamme par rapport au faisceau à absorber et la température de la flamme. Cette température s'évalue par la couleur de la flamme et le rapport des gaz (acétylène/air ou acétylène/oxyde nitreux) (Walker et al, 1997).

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

$$Abs = KLN_0$$

Où:

**K** : coefficient d'absorption ou la section efficace de capture d'un photon ;

**L** : longueur du chemin optique dans l'atomiseur ;

**N<sub>0</sub>** : 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 (SHIMADZU CORPORATION) caractérisé par une limite de détection (Concentration d'un élément qui donne un signal égal à trois fois l'écart type du bruit de fond) varie de 0,001 à 0,02ppm avec une exactitude de 1 à 2 % d'erreur relative (Fig. 10).



**Figure 10** Photo de l'Appareil de spectrophotométrie d'absorption atomique (SAA).

➤ **Préparation des échantillons pour la SAA**

Les fragments de la chair prélevés auparavant sont décongelés puis portés à l'étuve à 105°C pendant 48 heures pour les faire séchés totalement, la matière sèche est ensuite broyée puis tamisée sur des mailles de 0,5mm. La poudre ainsi obtenue va subir une digestion humide avec de l'eau régale (HCl / HNO<sub>3</sub>, 3V/1V); 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 ébullition 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 l'eau régale (12 ml) (**Annexe 8**) lorsque le contenu du ballon atteint 2 à 3 ml. Au fur et à mesure la couleur de la fumée devient blanchâtre ce qui prouve que la minéralisation est achevée. On laisse l'opération se poursuivre jusqu'à l'obtention d'un résidu de 2 à 3 ml qui sera filtré sur papier puis complété à 25 ml par l'eau déminéralisée. Une deuxième filtration s'effectue sur membrane (pore de 4 à 5µm), le filtrat final est conservé à froid (4 à 8°C) 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.

Notre analyse a été réalisée sur les quatre éléments suivants : Cr, Mn, Cu et le Fer. (**Annexe 4**) La concentration des éléments en (µg/g) de tissu égale à la concentration lue (µg/l) en ppm divisée par la masse de l'échantillon multipliée par le volume total de l'échantillon moins le volume de l'échantillon acide après la digestion.

$$[Métaux \mu g/g] = \frac{[ppm]}{1g \cdot (Vt_{ech} - Vt_{ech\ acid})}$$

Où :

1g : la masse de la prise d'essai

V<sub>tech</sub> : volume total de l'échantillon = 25ml

V<sub>tech acid</sub> : volume total de l'échantillon après digestion = 2 à 3 ml

**N.B:** Toutes ces étapes doivent se dérouler sous hotte aspirante.

**1.7.6.2. Etude des protéines par électrophorèse**

L'électrophorèse de zone est une technique très employée pour séparer les protéines d'après leur charge électrique. Les protéines, molécules amphotères, sont placées dans un milieu basique. Elles acquièrent ainsi une charge globale négative et migrent de la cathode (-) vers l'anode (+) (**Joseph., 2001**).

La méthode décrite par **Grassmann et Hannig (1950)**, permet de séparer les différentes fractions protéiques d'un échantillon déposé sur une bande de papier imprégné d'un électrolyte à pH 8,6 dont les deux extrémités du support sont reliées aux deux bornes d'un générateur de courant continu. Les molécules de peptides ou de protéines, sous l'action d'un champ électrique, se déplacent à une vitesse qui dépend à la fois de leur charge et de leur poids moléculaire. Après migration, on procède à la coloration des différentes fractions à l'aide d'un pigment spécifique des protéines (**Dauvillier., 1998**).

*Préparation des échantillons*

*a Extraction des protéines*

Les différents types de protéines sont séparés selon leur solubilité dans des tampons de forces ioniques différentes. Les protéines les plus solubles sont d'abord extraites dans un tampon de faible force ionique (LIS) Ensuite les protéines moyennement solubles sont isolées par un tampon de haute force ionique (HIS) (**Rathgeber et al., 1999**). Enfin les protéines les moins solubles sont extraites avec un 3<sup>ème</sup> tampon (**Boles et al ., 1994**).

L'extraction des protéines pour l'électrophorèse est réalisée comme suit :

- 1g de chair est broyé et homogénéisé dans 20 ml de tampon LIS ( $\mu=0,12$ ) pendant 10 secondes et laisser incubé sous agitation pendant 30 min à 4 °C.
- Les échantillons sont ensuite centrifugés à 4000 trs pendant 15 min à 2 °C.
- 10 ml de surnageant sont prélevés à 2 cm du fond du tube et conservé dans la glace.
- Le reste de surnageant est éliminé et le culot est resuspendu dans 20 ml du tampon LIS, homogénéisé, puis centrifugé comme décrit précédemment.
- La procédure est répétée avec un tampon HIS ( $\mu=0,67$ ).
- Après centrifugation, 10 ml de surnageant sont collectés comme décrit précédemment, le reste de surnageant est éliminé.
- Le culot est resuspendu dans 40 ml d'un 3<sup>ème</sup> tampon. (pH 7,5)
- 2 ml sont prélevés puis passés aux ultrasons (filtration culot) afin de solubiliser au mieux les protéines.

*b. Séparation des protéines sur acétate de cellulose*

La séparation des protéines des trois fractions (fraction HIS, LIS et culot) extraites à partir de la chair de crevette est réalisée selon les étapes suivantes :

*1. Imprégnation des bandes*

Les bandes sont immergées complètement dans le tampon véronal (pH=8,6) de façon douce et progressive pour bien les imbiber. Il faut prendre garde à ce qu'il n'y ait pas de bulle d'air qui gênerait l'humidification de la bande par le tampon.

*2. Mise en place des bandes et dépôt des échantillons*

Placer les bandes dans l'appareil et les éponger rapidement avec du papier Joseph. Déposer l'échantillon à l'aide d'une micropipette du côté de la cathode.

*3. Migration, fixation et révélation :*

Fermer la cuve, mettre l'appareil sous tension (150 V), laissé migrer 1 heure.

À la fin de la migration, immerger les bandes dans le rouge ponceau pendant 10 min, les décolorer dans un bain d'acide acétique à 5 % et du méthanol.

Pour mieux décolorer, les bandes sont plongées dans un transparent contenant la cliride, eau distillée, acide acétique et du méthanol.

Appliquer l'électrophorégramme sur une lame de verre, sécher à l'Etuve à 100 à 110 °C (ou bien laisser sécher à l'air libre) (Salgarolo., 2003).

L'appareil utilisé est : Pherotank: Eléctrophoresis Power Supplied Tank. (Fig. 11)

Les plaques de l'acétate de cellulose : 57 × 130 (× 100) Ref : RDEAC



**Figure 11** Photo de l'Appareil de l'électrophorèse sur acétate de cellulose.

*1.7.6.3. Séparation des acides aminés par HPLC*

Parmi les techniques chromatographiques dont la phase mobile est un liquide, la chromatographie liquide haute performance est la plus connue. Son champ d'application recouvre une grande partie du domaine de la chromatographie en phase gazeuse auquel s'ajoute celui de l'analyse des composés thermosensibles ou de masses moléculaires à la fois très grandes et même polaires (Ronessac, 2004).

Son succès est dû à la possibilité d'agir de manière très précise sur la sélectivité entre les composés par le choix de la colonne et de la composition de l'éluant, c'est-à-dire en exploitant l'interaction soluté /phase mobile/phase stationnaire

Une installation HPLC comporte divers modules spécialisés, qui se présentent dans des boîtiers distincts ou intégrés dans un même châssis pour des raisons de moindre encombrement.

Ces modules sont reliés entre eux par l'intermédiaire de canalisation de très faible diamètre interne (0,1mm) pour assurer la circulation de la phase mobile. Elles peuvent être en acier inoxydable ou en PEEK (ou polyéther- étherketone), un polymère souple et coloré qui résiste aux solvants usuels même sous des pressions élevées (350 bars).

L'écoulement des faibles débits obéit à la loi de Poiseuille. La vitesse de la phase mobile est maximum au centre des canalisations et nulle au contact des parois. Une dispersion des composés se produit donc inévitablement. Pour améliorer les séparations on fait donc en sorte que le volume de phase mobile hors-colonne soit le plus réduit possible (10 % du volume mort de la colonne) (**Ronessac, 2004**).

La chromatographie liquide haute performance semble connaître un essor pour l'établissement d'un monogramme complet malgré quelques difficultés qui subsistent encore dans la séparation de l'ensemble des pics des différents acides aminés. Le délai entre deux analyses est sans aucun doute le frein majeur au développement de cette technique. L'utilisation d'un gradient d'éluant nécessite un temps de rinçage important de la colonne pour son rééquilibrage avant toute nouvelle injection. En revanche, l'apparition de technique de dérivation post-colonne ou avant injection, à l'aide de produits fluorescents permet d'accroître considérablement la sensibilité (**Dauvillier, 1998**). (**Fig. 12**)

#### *Préparation des échantillons*

- Peser dans un tube de 100 ml pourvu d'un bouchon à vis de 0,5 g de l'échantillon. Ajouter avec précaution 10 ml du HCL (6N).
- Placer le tube contenant le mélange dans une étuve chauffée à 110 °C, placer les bouchons à vis sur de manière à éviter une élévation de la pression. Après 1 heure, Fermer bien les bouchons des tubes et laisser dans l'étuve pendant 23 heures. Après l'hydrolyse, enlever les tubes de l'étuve, ouvrir avec précaution le bouchon et placer les tubes dans un bain d'eau glacée, laisser refroidir.
- Recueillir les hydrolysats obtenus, les filtrer, puis ajuster le pH à l'aide d'une solution NaOH (6N) jusqu'à pH = 4,6.
- Ajouter du méthanol jusqu'à une dilution de 10 à 30%.

**NB** : l'hydrolysat peut être conservé à une température inférieure à 5 °C pendant quatre semaines au maximum.

*Préparation des solutions d'étalons*

Les solutions des acides aminés sont préparées à une concentration de 0,1 g/ml du méthanol pour HPLC.

*Conditions de HPLC*

Les échantillons et les solutions de référence sont injectés dans les mêmes conditions suivantes :

L'éluion : est réalisée à l'aide de la solution d'acétate de Na (50mM) à pH =7 et le méthanol (74/26) ; les deux solutions sont filtrées séparément sous vide sur filtre 0,2 µm avant utilisation.

Colonne superpher 100-RP18(18) Lichrocarte 250-3.

T° = 20°C.

Débit 0,3 ml/min.

Le volume d'injection des échantillons et des solutions de référence est de 20µl.

Les analyses sont effectuées avec le détecteur spectrophotomètre UV-Visible à 280 nm.

L'Appareil utilisé est : DGU-20 A3 Prominence Degasser.



**Figure 12** Photo de l'Appareil de HPLC

## I.7.4 Composition en acide gras par CPG

### I.7.4.1. Principe

Cette étape est capitale dans l'analyse d'un corps gras car elle explique à la fois son origine, ses propriétés physiques (température de fusion) et elle en situe les caractéristiques nutritionnelles (**Dauvillier, 1998**).

Le dosage des acides gras s'effectue par la chromatographie en phase gazeuse (CPG), qu'est une technique très répandue, elle a été mise au point dans les années 1940 (**Roussac, 2000**).

La chromatographie en phase gazeuse est une méthode chromatographique effectuée sur une colonne contenant une phase stationnaire et parcourue par un gaz ; elle est employée pour la séparation de composés thermostables, portés à l'état gazeux par chauffage (**Hainque et al., 2008**).

### I.7.4.2. Extraction des lipides par la technique de Folch

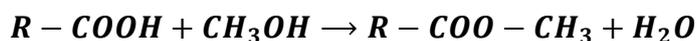
Les lipides totaux extraits selon la méthode de Folch (**Folch et al., 1957**), repose sur le principe d'extraction à froid des lipides par un mélange de solvants méthanol/chloroforme (1/2, V/V). L'addition d'une solution aqueuse de NaCl à 5,8 g.L<sup>-1</sup> favorise l'obtention d'un système biphasique. Les extractions sont réalisées 3 fois. Un mélange de solvants est utilisé afin d'extraire la totalité des lipides, des plus polaires au moins polaires (**Dumay, 2006**). La phase supérieure constituée de méthanol et d'eau contient les composés hydrophiles (glucides et protéines) dont la dissolution est favorisée par la présence de sel tandis que les lipides sont dissous dans la phase organique inférieure (**Eymard, 2003**).

Les fragments de la chair conservée dans le mélange chloroforme/méthanol sont prélevées et 0,4 mL d'acide ascorbique à 2% sont ajoutées. L'ensemble est ensuite homogénéisé pendant 5 minutes puis filtré (filtre Wathman). Le filtrat est transvasé dans une ampoule à décanter et 4,4 mL d'une solution de NaCl sont ajoutés. L'ensemble est agité puis mis à décanter 6 heures à 4°C et à l'obscurité. La phase organique inférieure est ensuite prélevée et filtrée sur sulfate de sodium anhydre. Le filtrat est évaporé à 45°C sous vide à l'aide d'un évaporateur rotatif.

La pesée du ballon contenant l'extrait lipidique après évaporation du solvant et à vide permet de calculer la teneur en lipides exprimé en g de lipides pour 100 g d'échantillon matière humide (MH). Trois extractions minimum sont réalisées pour un même échantillon et la moyenne des valeurs obtenues est calculée (**Eymard, 2003**).

### I.7.4.3. Préparation des esters méthyliques

L'analyse par CPG des acides gras caractérisant les glycérides nécessite leur isolement par saponification et leur conversion en dérivés dont les températures de volatilisation sont abaissées. Les acides gras sont rendus volatiles par estérification des groupements carboxyles pour former des esters méthyliques selon la réaction :



La composition en acides gras est déterminée sur les lipides totaux, neutres et polaires, extraits selon la méthode de Folch. Les esters méthyliques d'acides gras sont préparés selon la méthode décrite par **Shantha et Ackman (1990)**. Les lipides extraits (100 mg) sont saponifiés par 6 mL de potasse méthanolique 0,5 M, à 100°C pendant 10 minutes. Après refroidissement, les acides gras sont méthylés avec 10 mL d'HCL (1N) à 100°C pendant 30 à 40 minutes. Après refroidissement, 10 mL d'eau déminéralisée et 10 mL d'hexane contenant 0,02% d'acide ascorbique sont ajoutés. Les tubes sont ensuite centrifugés 5 minutes à 3000 T/min pour accélérer la séparation des phases, la phase organique est transférée dans une ampoule à décanter. La phase organique supérieure obtenue est récupérée puis filtrée sur du sulfate de sodium anhydre.

Les esters méthyliques obtenus sont analysés à l'aide d'une chromatographie en phase gazeuse (CPG) selon les conditions suivantes :

La température d'injection : 250 °C

Le flux de la colonne : 0,76 mL/min

Le temps final : 49,33 min.

Colonne capillaire : SE 30 (apolaire).

## **I.8. Analyse statistique des données**

### **I.8.1. Régression linéaire**

La quantité des différents métabolites (protéines, glucides, et lipides) dans les échantillons biologiques de quatre espèces de crevettes a été déterminée à partir d'une courbe de référence dont l'équation est de type :

$$Y = aX + b$$

Où :

**Y** : absorbance ;

**X** : quantité de protéine, lipides, et glucides.

**a** : pente

**b** : coefficient.

### **I.8.2. Comparaison de deux moyennes**

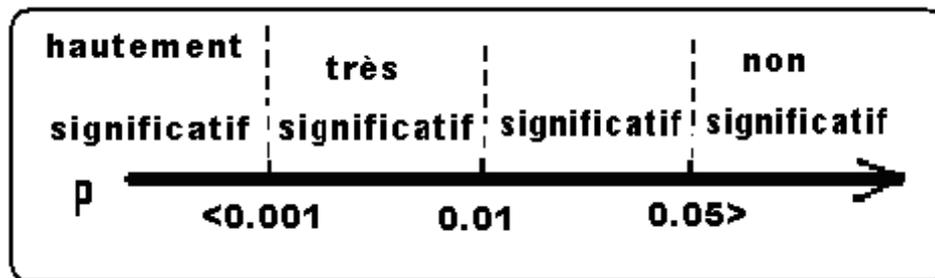
La comparaison des mesures des différents paramètres biométriques et physico-chimiques, ainsi que la comparaison des mesures de la teneur en eau, matière sèche, cendres, et les concentrations des différents métabolites et de la matière minérale; entre les deux sexes au sein d'une même espèce, ont été réalisées à l'aide du test « t » de Student.

**I.8.3. Analyse des variances**

L'analyse de la variance à deux critères de classification a été utilisée pour étudier la différence entre les espèces et sexes pour toutes les analyses effectuées sauf les mesures biométriques.

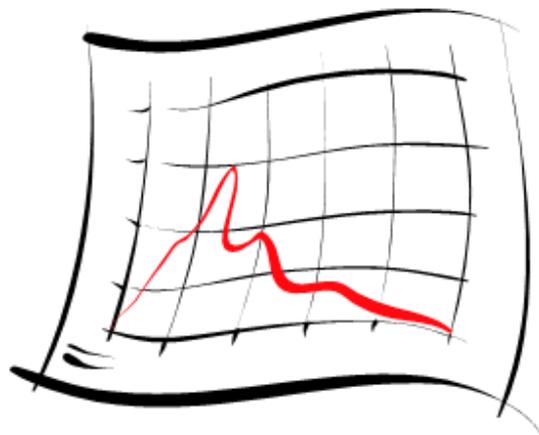
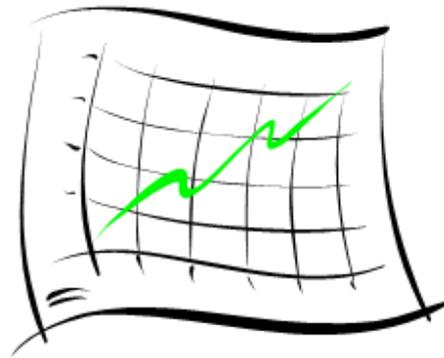
**I.8.4. Le seuil de signification**

Le seuil de signification est représenté comme suit :



# ***CHAPITRE II***

## ***RESULTATS***



## Chapitre 2 Resultats

### II.1. Test de fraicheur

Le test macroscopique concernant la fraicheur des échantillons a montré les observations suivantes :

- Une légère odeur marine pour toutes les espèces
- Une couleur vive brillante caractéristique pour chaque espèce
- Un corps rigide avec une chair bien ferme
- L'œil est convexe et bien attaché
- Les branchies d'une couleur brillante

Selon le tableau de **Nielsen (1993)** mentionné en matériel et méthodes, nous résumons nos résultats dans le **tableau05**:

- ✓ Pour tous les individus étudiés, l'indice de fraicheur relevé est de 2, ce qui indique que les échantillons sont de très bonne fraicheur.

**Tableau 5** Test de fraicheur des crevettes échantillonnées

	Mâles	Femelles
<i>Penaeus kerathurus</i> (C1)	Couleur : 2 Aspect : Céphalothorax 3 Carapace 3 Chair 2 Noircissement:Céphalotorax 1 Carapace 1 Chair 1 Appendices 1 Odeur : 4	Couleur : 2 Aspect : Céphalothorax 3 Carapace 3 Chair 2 Noircissement:Céphalotorax 1 Carapace 1 Chair 1 Appendices 1 Odeur : 4
<i>Aristeus antennatus</i> (C2)	Couleur : 2 Aspect : Céphalothorax 3 Carapace 3 Chair 2 Noircissement:Céphalotorax 1 Carapace 1 Chair 1 Appendices 1 Odeur : 4	Couleur : 2 Aspect : Céphalothorax 3 Carapace 3 Chair 2 Noircissement:Céphalotorax 1 Carapace 1 Chair 1 Appendices 1 Odeur : 4

<i>Parapenaeus longirostris</i> (C3)	Couleur : 2 Aspect : Céphalothorax 3 Carapace 3 Chair 2 Noircissement:Céphalotorax 1 Carapace 1 Chair 1 Appendices 1 Odeur : 4	Couleur : 2 Aspect : Céphalothorax 3 Carapace 3 Chair 2 Noircissement:Céphalotorax 1 Carapace 1 Chair 1 Appendices 1 Odeur : 4
<i>Palaemon serratus</i> (C4)	Couleur : 2 Aspect : Céphalothorax 3 Carapace 3 Chair 2 Noircissement:Céphalotorax 1 Carapace 1 Chair 1 Appendices 1 Odeur : 4	Couleur : 2 Aspect : Céphalothorax 3 Carapace 3 Chair 2 Noircissement:Céphalotorax 1 Carapace 1 Chair 1 Appendices 1 Odeur : 4

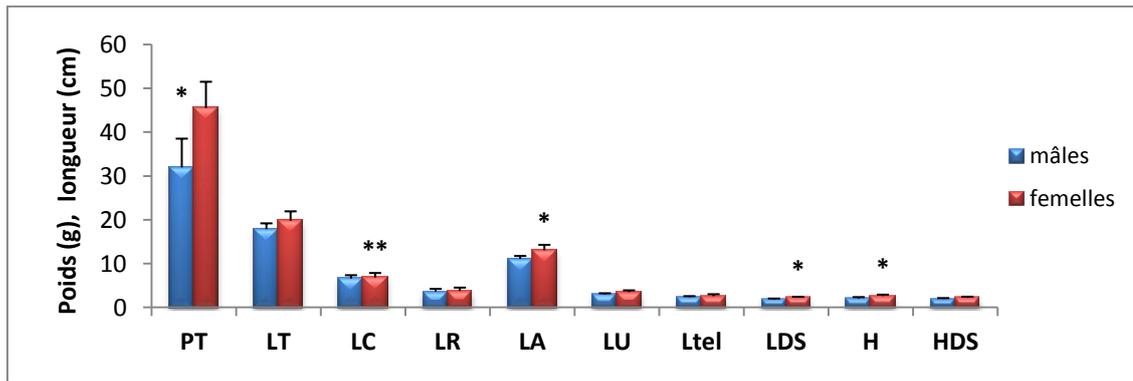
## II.2. Etude biométrique

### II.2.1. Chez *Penaeus kerathurus*

La comparaison des valeurs moyennes des différents paramètres biométriques mesurés entre les mâles et les femelles par le test t de student révèle qu'il y a une différence significative ( $P < 0,05$ ) pour le poids total, la longueur de l'abdomen (LA), la longueur du dernier segment (LDS) et la Hauteur du corps (H), ainsi qu'une différence hautement significative ( $p < 0,001$ ) pour la longueur de céphalothorax (LC). (**Tab. 06, Fig. 13**).

**Tableau 6** Paramètres biométriques mesurés chez les mâles et les femelles de *P. kerathurus* ( $m \pm s$ ,  $n = 12-14$ , P: seuil de signification).

Paramètres	mâles (n=14)	Femelles (n=12)	p
Poids total (g)	31,97±6,587	45,55±5,99	0,015*
Longueur totale (cm)	17,9±1,328	19,8±2,165	0,131
Longueur du céphalothorax (cm)	6,62±0,772	6,866±1,026	0,007**
Longueur du rostre (cm)	3,68±0,576	3,8±0,754	0,413
Longueur de l'abdomen (cm)	11,1±0,681	13,033±1,285	0,047*
Longueur de l'uropode (cm)	3,06±0,207	3,533±0,404	0,077
Longueur du telson (cm)	2,42±0,192	2,6±0,458	0,291
Longueur du dernier segment (cm)	1,92±0,148	2,266±0,208	0,042*
Hauteur du corps (cm)	2,12±0,277	2,633±0,321	0,041*
Hauteur du deuxième segment (cm)	1,98±0,192	2,233±0,251	0,115



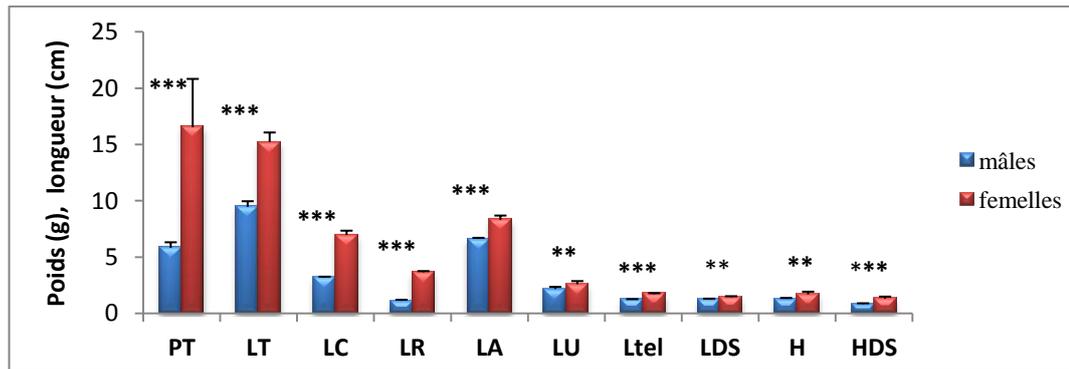
**Figure 13** Paramètres biométriques chez les mâles et les femelles de *P. kerathurus*. Poids total (PT) ; la longueur total (LT) ; la longueur céphalothoracique (LC) ; la longueur du rostre (LR) ; la longueur abdominale (LA) ; la longueur de l'uropode (LU) ; la longueur du telson (Ltel) ; la longueur du dernier segment (LDS) ; la hauteur du corps (H) et la hauteur du premier segment (HDS).

## II.2.2. Chez *Aristeus antennatus*

La comparaison des valeurs moyennes des paramètres biométriques chez *A. antennatus* entre les mâles et les femelles révèle une différence hautement significative ( $p < 0,001$ ) au niveau de la plupart des paramètres mesurés, une différence très significative ( $p < 0,01$ ) au niveau de la longueur de l'uropode (LU), Longueur du dernier segment (LDS) et Hauteur du corps (H), ce qui prouve qu'il existe un dimorphisme sexuel net entre les deux sexes de *A. antennatus* (Tab. 07, Fig. 14).

**Tableau 7** Paramètres biométriques mesurés chez les mâles et les femelles de *A. antennatus* ( $m \pm s$ ,  $n = 10-16$ , P: seuil de signification).

Paramètres	mâles (n=10)	femelles (n=16)	p
Poids total (g)	5,8275±0,497	16,544±4,296	0,0003***
Longueur totale (cm)	9,475±0,499	15,242±0,838	8,53.10 <sup>-8</sup> ***
Longueur du céphalothorax (cm)	3,175±0,095	6,971±0,386	2,25.10 <sup>-8</sup> ***
Longueur du rostre (cm)	1,125±0,095	3,671±0,095	5,65.10 <sup>-9</sup> ***
Longueur de l'abdomen (cm)	6,625±0,095	8,314±0,384	5,57.10 <sup>-6</sup> ***
Longueur de l'uropode (cm)	2,175±0,189	2,6±0,276	0,0083**
Longueur du telson (cm)	1,225±0,05	1,728±0,075	1,63.10 <sup>-7</sup> ***
Longueur du dernier segment (cm)	1,225±0,095	1,457±0,078	0,0045**
Hauteur du corps (cm)	1,3±0,081	1,7±0,238	0,0018**
Hauteur du deuxième segment (cm)	0,85±0,057	1,314±0,186	0,0001***



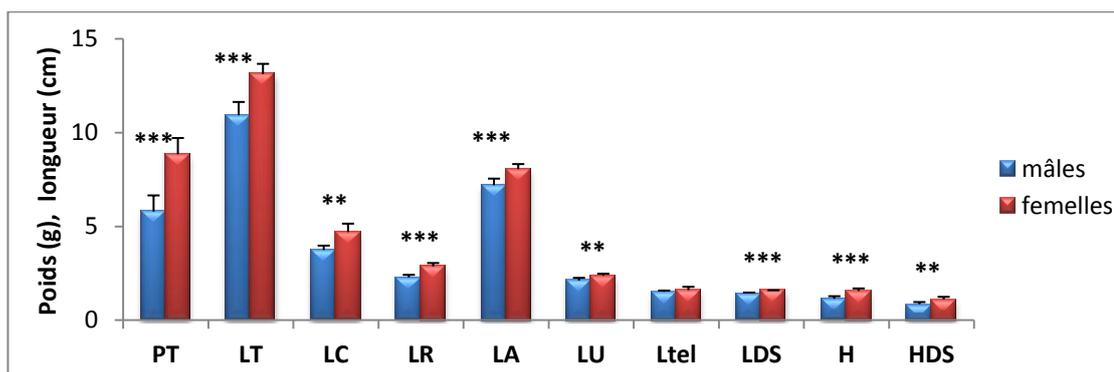
**Figure 14** Paramètres biométriques chez les mâles et les femelles de *A. antennatus*. Poids total (PT) ; la longueur total (LT) ; la longueur céphalothoracique (LC) ; la longueur du rostre (LR) ; la longueur abdominale (LA) ; la longueur de l'uropode (LU) ; la longueur du telson (Ltel) ; la longueur du dernier segment (LDS) ; la hauteur du corps (H) et la hauteur du premier segment (HDS).

### II.2.3. Chez *Parapenaeus longirostris*

Les résultats obtenus de la comparaison des valeurs moyennes des paramètres biométriques chez *P. longirostris* montrent qu'il y a des différences très et hautement significatives ( $p < 0,01$  ;  $p < 0,001$ ) dans tous les paramètres, excepté la longueur du telson (LTel), le dimorphisme sexuel est net aussi chez *P. longirostris* (Tab. 08, Fig. 15).

**Tableau 8** Paramètres biométriques mesurés chez les mâles et les femelles de *P. longirostris* (m±s, n= 10-12, P: degré de signification).

Paramètres	mâles (n=10)	Femelles (n=12)	p
Poids total (g)	5,795±0,862	8,848±0,867	1,261.10 <sup>-5</sup> ****
Longueur totale (cm)	10,928±0,711	13,125±0,547	2,278.10 <sup>-5</sup> ****
Longueur du céphalothorax (cm)	3,742±0,237	4,7±0,45	0,0003***
Longueur du rostre (cm)	2,285±0,134	2,871±0,179	1,298.10 <sup>-3</sup> ****
Longueur de l'abdomen (cm)	7,2±0,351	8,057±0,269	0,0001***
Longueur de l'uropode (cm)	2,114±0,146	2,371±0,111	0,0017**
Longueur du telson (cm)	1,514±0,069	1,6±0,182	0,1393
Longueur du dernier segment (cm)	1,428±0,048	1,6±2,39.10 <sup>-16</sup>	4,386.10 <sup>-5</sup> ****
Hauteur du corps (cm)	1,142±0,139	1,557±0,139	6,319.10 <sup>-5</sup> ****
Hauteur du deuxième segment (cm)	0,857±0,113	0,134±1,114	0,0011**



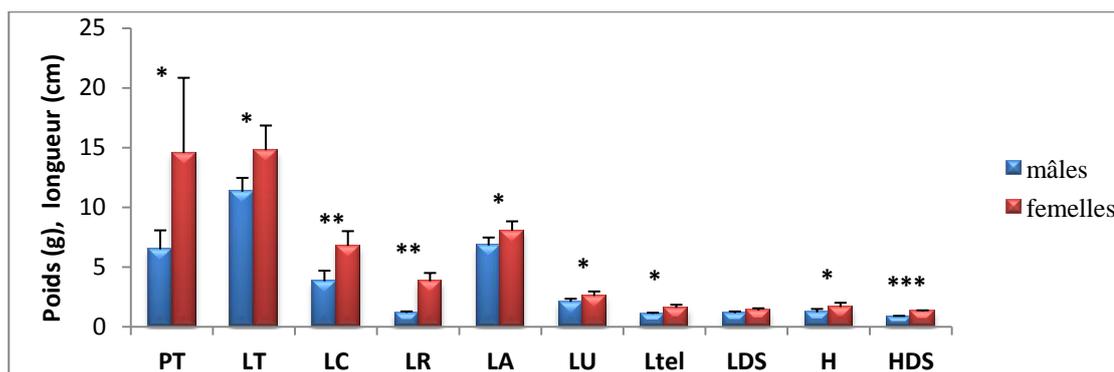
**Figure 15** Paramètres biométriques chez les mâles et les femelles de *P. longirostris*. Poids total (PT) ; la longueur total (LT) ; la longueur céphalothoracique (LC) ; la longueur du rostre (LR) ; la longueur abdominale (LA) ; la longueur de l'uropode (LU) ; la longueur du telson (Ltel) ; la longueur du dernier segment (LDS) ; la hauteur du corps (H) et la hauteur du premier segment (HDS).

#### II.2.4. Chez *Palaemon serratus*

La comparaison des valeurs moyennes des paramètres biométriques chez *P. serratus* entre les mâles et les femelles révèle un dimorphisme sexuel net entre les deux sexes et ce pour tous les paramètres mesurés sauf la longueur du dernier segment (LDS) qui n'est pas significativement différente entre les deux sexes (Tab. 09, Fig. 16).

**Tableau 9** Paramètres biométriques mesurés chez les mâles et les femelles de *P. serratus* (m ± s, n= 14-12, P: degré de signification).

Paramètres	mâles (n=14)	femelles (n=12)	p
Poids total (g)	6,475±1,592	14,557±6,284	0,042*
Longueur totale (cm)	11,3±1,163	14,775±2,069	0,018*
Longueur du céphalothorax (cm)	3,8±0,89	6,775±1,225	0,004***
Longueur du rostre (cm)	1,15±0,129	3,8±0,697	0,002***
Longueur de l'abdomen (cm)	6,8±0,668	8,05±0,772	0,021*
Longueur de l'uropode (cm)	2,075±0,262	2,575±0,377	0,033*
Longueur du telson (cm)	1,075±0,095	1,575±0,262	0,017*
Longueur du dernier segment (cm)	1,125±0,15	1,35±0,191	0,05
Hauteur du corps (cm)	1,2±0,282	1,65±0,351	0,04*
Hauteur du deuxième segment (cm)	0,85±0,057	1,275±0,095	0,0006***



**Figure 16** Paramètres biométriques chez les mâles et les femelles de *P. serratus*. Poids total (PT) ; la longueur total (LT) ; la longueur céphalothoracique (LC) ; la longueur du rostre (LR) ; la longueur abdominale (LA) ; la longueur de l'uropode (LU) ; la longueur du telson (Ltél) ; la longueur du dernier segment (LDS) ; la hauteur du corps (H) et la hauteur du premier segment (HDS).

### II.2.5. Rapport: poids de la chair/ poids total

La comparaison des valeurs du rapport poids de la chair/poids total entre les mâles et les femelles montre qu'il n'y a aucune différence significative ( $p > 0,05$ ) concernant la partie consommable des quatre espèces étudiées *P. kerathurus*, *A. antennatus*, *P. longirostris* et *P. serratus* entre les deux sexes donc l'homme consomme presque la moitié de ces crevettes (**Tab. 10**).

**Tableau 10** Rapport : poids de la chair / poids total mesuré chez les mâles et les femelles de *P. kerathurus*, *A. antennatus*, *P. longirostris* et *P. serratus* [(m $\pm$ SD), p (student) : degré de signification].

Rapport : poids de la chair / poids total	mâles (n=19)	femelles (n=23)	p
Chez <i>P. kerathurus</i>	0,506 $\pm$ 0,043	0,500 $\pm$ 0, 040	0,777552
Chez <i>A. antennatus</i>	0,437 $\pm$ 0,097	0,419 $\pm$ 0,103	0,867757
Chez <i>P. longirostris</i>	0,507 $\pm$ 0,027	0,502 $\pm$ 0,088	0,529655
Chez <i>P. serratus</i>	0,572 $\pm$ 0,714	0,49 $\pm$ 0,872	0,223370

## II.3. Paramètres physico-chimiques

### II.3.1. pH

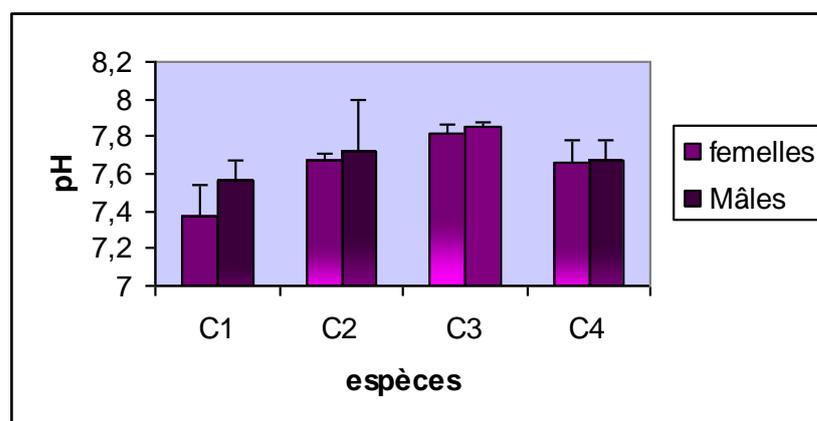
Les valeurs du pH mesurées dans la chair de tous les individus sont proches, en effet, la comparaison des valeurs moyennes du pH par le test «t» de Student entre les mâles et les

femelles d'une même espèce montre qu'il n'y a aucune différence significative chez les quatre espèces étudiées ( $p > 0,05$ ).

De même, pour l'analyse des variances par le test d'Anova à deux critères de classification, aucun effet significatif n'a été signalé entre les sexes, entre les espèces. (**Tab. 11, Fig.17**).

**Tableau 11** pH de la chair des individus mâles et femelles des quatre espèces étudiées ( $m \pm SD$ ), ( $n = 3$ ), p (student) et p (Anova): degré de signification.

Espèce	<i>P.kerathurus</i> (C1)	<i>A.antennatus</i> (C2)	<i>P.longirostris</i> (C3)	<i>P. serratus</i> (C4)	p Anova
Mâles	7,560 $\pm$ 0,107	7,723 $\pm$ 0,278	7,846 $\pm$ 0,033	7,666 $\pm$ 0,116	
Femelles	7,376 $\pm$ 0,161	7,670 $\pm$ 0,040	7,820 $\pm$ 0,040	7,660 $\pm$ 0,123	0,335
"t"Student	0,102	0,832	0,588	0,964	
P Anova			0,416		0,415



**Figure 17** pH de la chair des mâles et femelles de *P. kerathurus* (C1), *A. antennatus* (C2), *P. longirostris* (C3), et *P. serratus* (C4).

### II.3.2. Acidité

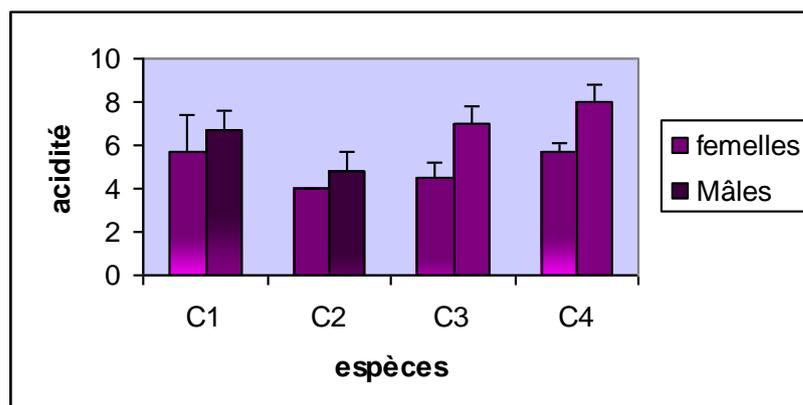
La comparaison des valeurs moyennes de l'acidité entre les mâles et les femelles au sein d'une même espèce révèle une différence significative chez *P. serratus* ( $p = 0,019 < 0,05$ ), alors que chez les trois autres espèces, la différence n'est pas significative ( $p > 0,05$ ).

L'analyse des variances montre que les deux effets sexe et espèce individuellement influent significativement sur les teneurs en acidité de la chair des quatre espèces étudiées ( $p = 0,002 < 0,01$

et ( $p=0,011<0,05$ ), contrairement à l'interaction [sexe-espèce] où il n'y a aucune influence ( $p=0,450>0,05$ ) (Tab. 12, Fig.18).

**Tableau 12** Valeurs moyennes de l'acidité des individus mâles et femelles des quatre espèces étudiées exprimées en ( $m \pm s$ ) °A, ( $n = 3$ ), p (student) et p (Anova): degré de signification.

Espèce	<i>P.kerathurus</i> (C1)	<i>A.antennatus</i> (C2)	<i>P.longirostris</i> (C3)	<i>P. serratus</i> (C4)	p
Mâles	6,666± 0.942	4,833± 0.849	7,000 ± 0,816	8,000±0,816	
Femelles	5,666± 1,699	4,000± 0,000	4,500± 0,707	5,666±0,471	
"t" Student	0,579	0,299	0,082	0,019*	0,002**
P Anova			0,0117 <sup>s</sup>		0,450



**Figure 18** Acidité (°A) des mâles et femelles de *P.kerathurus* (C1), *A. antennatus* (C2), *P. longirostris* (C3), et *P. serratus* (C4).

#### II.4.1. Indice de peroxyde

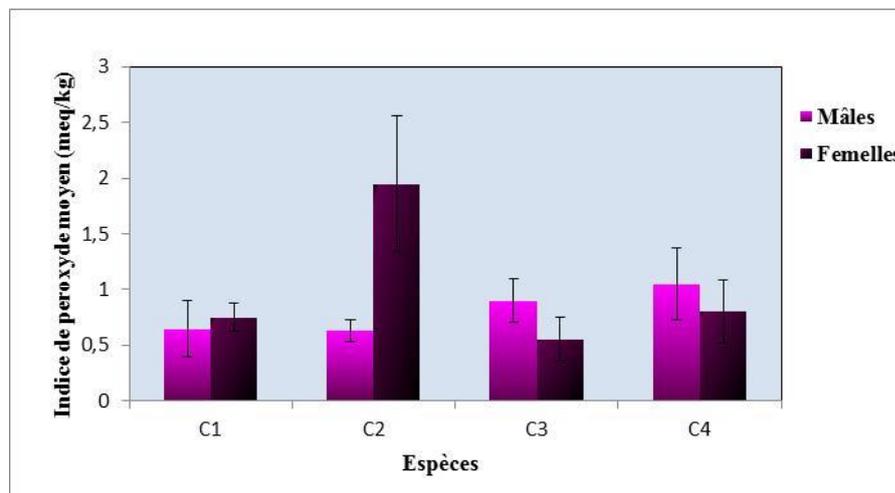
Il en ressort du **Tableau 13** et de la **Figure 19** que les individus des crevettes étudiées présentent des teneurs variables de l'indice de peroxyde. La teneur la plus élevée est enregistrée pour les femelles de *A. antennatus* avec une valeur de  $1,95 \pm 1,01$  mg d'O<sub>2</sub>/Kg, après viennent les mâles de *P. serratus* par une valeur de  $1,05 \pm 0,32$  mg d'O<sub>2</sub>/Kg, Les femelles de *P. longirostris* présentent la teneur minimale en indice de peroxyde estimée à  $0,55 \pm 0,196$  mg d'O<sub>2</sub>/Kg, alors que les mâles de *P. longirostris*, les mâles et les femelles de *P. kerathurus* et les mâles de *A. antennatus* présentent des valeurs de l'ordre de  $0,9 \pm 0,2$ ,  $0,65 \pm 0,254$ ,  $0,75 \pm 0,122$  et  $0,63 \pm 0,99$  respectivement.

Le test «t» de student n'a révélé aucune différence significative entre les deux sexes au sein des espèces étudiées, sauf pour *P. serratus*, où l'indice de peroxyde présente une différence significative entre les mâles et les femelles ( $P=0,038 < 0,05$ ).

L'analyse de la variance montre que l'effet espèce influe significativement sur la valeur de l'indice de peroxyde chez les individus des quatre espèces étudiées ( $P=0,0366 < 0,05$ )

**Tableau 13.** Indice de peroxyde des individus mâles et femelles des quatre espèces étudiées exprimée en mq d'O<sub>2</sub>/Kg. ( $m \pm s$ ,  $n=3$ )

Espèce	<i>P. longirostris</i>	<i>A. antennatus</i>	<i>P. kerathurus</i>	<i>P. serratus</i>	P (anova)
Male	0,9±0,2	0,63±0,99	0,65±0,254	1,05 ±0,32	
Femelle	0,55±0,196	1,95±1,01	0,75±0,122	0,803±0,287	0,0366*
P 't'student	0,8376	0,2749	0,6343	0,038*	
P anova		0,8689			0,7993



**Figure 19** Variation de l'indice de peroxyde des individus mâles et femelles des quatre espèces, *P. kerathurus* (C1), *A. atennatus* (C2), *P. longirostris* (C3), *P. serratus* (C4).

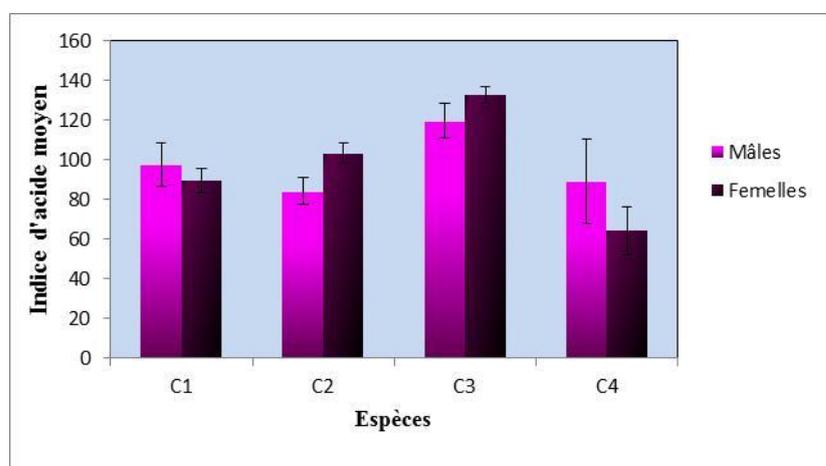
#### III.4.2. L'indice d'acide

L'analyse des valeurs indiquées dans le tableau ci-dessous a montré que l'indice d'acide des échantillons se situe dans un intervalle de 64,4 et 132,92. Les valeurs maximales sont celles enregistrées par les mâles et les femelles de *P. longirostris* avec des teneurs de l'ordre de ;  $119,8 \pm 8,87$  et  $132,92 \pm 4,11$ , ensuite viennent les autres individus par des valeurs plus basses.

Le test « t » n'a révélé aucune différence significative entre les deux sexes ( $P > 0,05$ ). Par contre l'analyse de la variance à deux critères de classification montre une différence hautement significative ( $P=0,00007 < 0,001$ ) entre les quatre espèces, et une différence significative a été notée pour l'interaction [sexe × espèce] ( $P=0,041 < 0,05$ ) (**Tab. 14, Fig.20**)

**Tableau 14.** valeur moyenne de l'indice d'acide des individus mâles et femelles des quatre espèces étudiées exprimée en mg KOH/g. (m ± s, n= 3)

Espèce	<i>P. longirostris</i>	<i>A. antennatus</i>	<i>P. kerathurus</i>	<i>P. serratus</i>	P (anova)	
Mâle	119,8±8,87	84,33± 6,79	97,8 ±11,02	89,27 ±21,55		
Femelle	132,92± 4,11	103,31±5,18	89,67± 6,01	64,4 ±12,09		
P	't'student	0,0615	0,1538	0,6075	0,2067	0,0000***
	anova			0,9672		0,0414*

**Figure 20** Variation de l'indice d'acide des individus mâles et femelles des quatre espèces, *P. kerathurus* (C1), *A. antennatus* (C2), *P. longirostris* (C3), *P. serratus* (C4).

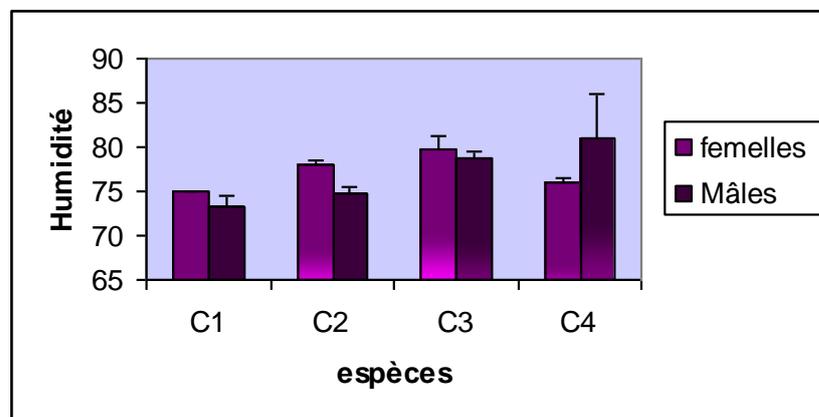
### III.4. Analyse nutritionnelle

#### III.4.1. La teneur en eau (humidité) et en matière sèche

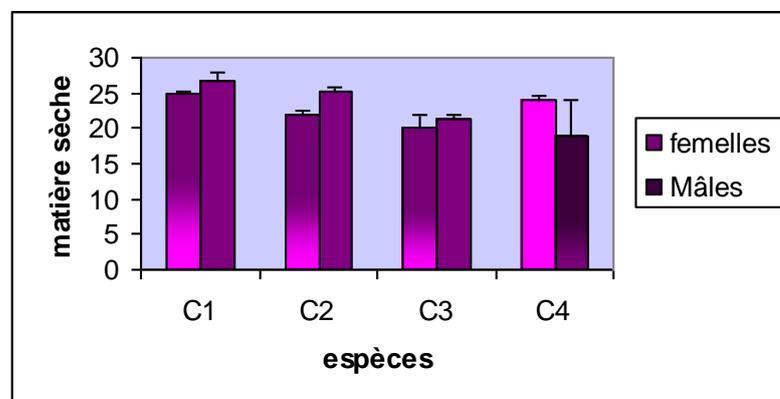
L'analyse statistique des teneurs en eau ainsi que celle de la matière sèche par le test « t » de Student ne signale aucune différence significative chez trois espèces : *P. kerathurus*, *P. longirostris* et *P. serratus* ( $p > 0,05$ ), sauf chez *A. antennatus* la différence est très significative ( $p = 0,002 < 0,01$ ). Tandis que l'analyse des variances révèle une différence significative selon l'effet espèce et l'interaction [sexe-espèce] ( $p < 0,05$ ), alors que l'effet sexe ne donne aucune différence significative ( $p = 0,834 > 0,05$ ) (Tab. 15, Fig. 21 et 22).

**Tableau 15** Teneur en eau et en matière sèche des mâles et femelles des quatre espèces étudiées ( $m \pm SD$ ) (%), ( $n = 3$ ),  $p$  (student) et  $p$  (Anova): degré de signification.

Espèce	Sexe	Teneur en eau	Teneur en matière sèche	p	
				Student	Anova
<i>P.kerathurus</i> (C1)	Femelle	74,996 $\pm$ 0,118	25,003 $\pm$ 0,118	0,160	
	Mâle	73,230 $\pm$ 1,234	26,770 $\pm$ 1,234		
<i>A.antennatus</i> (C2)	Femelle	77,970 $\pm$ 0,445	22,030 $\pm$ 0,445	0,002**	
	Mâle	74,856 $\pm$ 0,612	25,133 $\pm$ 0,612		
<i>P.longirostris</i> (C3)	Femelle	79,760 $\pm$ 1,583	20,240 $\pm$ 1,583	0,251	0,0073**
	Mâle	78,806 $\pm$ 0,739	21,193 $\pm$ 0,739		
<i>P. serratus</i> (C4)	Femelle	75,943 $\pm$ 0,438	24,056 $\pm$ 0,438	0,260	
	Mâle	80,960 $\pm$ 4,935	19,040 $\pm$ 4,93		
<b>p (Anova)</b>		0,836		0,041*	



**Figure 21** La teneur en eau (%) des individus mâles et femelles des quatre espèces *P. kerathurus*(C1), *A. antennatus* (C2), *P. longirostris* (C3), et *P. serratus* (C4).



**Figure 22** La teneur en matière sèche (%) des mâles et femelles des quatre espèces *P. kerathurus*(C1), *A. antennatus* (C2), *P. longirostris* (C3), et *P. serratus* (C4).

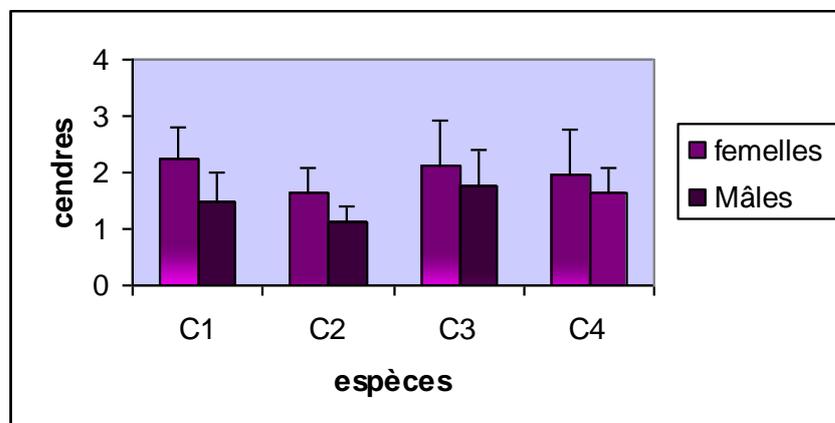
## III.4.2. La teneur en cendres

La comparaison des moyennes des teneurs en cendre entre les mâles et les femelles d'une même espèce révèle une différence non significative pour les quatre espèces étudiées ( $p > 0,05$ ).

L'analyse des variances par le test d'Anova montre également qu'il n'existe aucune différence significative que se soit entre les sexes, entre les espèces ou entre les deux ( $p > 0,05$ ) (Tab. 16, Fig. 23).

**Tableau 16** Valeurs moyennes des cendres des mâles et femelles des quatre espèces étudiées exprimées en ( $m \pm SD$ ) (%), ( $n = 3$ ),  $p$  (student) et  $p$  (Anova): degré de signification.

Espèce	<i>P.kerathurus</i> (C1)	<i>A.antennatus</i> (C2)	<i>P. longirostris</i> (C3)	<i>P.serratus</i> (C4)	$p$ Anova
Mâle	1,500 $\pm$ 0,515	1,113 $\pm$ 0,271	1,780 $\pm$ 0,608	1,643 $\pm$ 0,435	
Femelle	2,206 $\pm$ 0,533	1,646 $\pm$ 0,451	2,133 $\pm$ 0,779	1,973 $\pm$ 0,789	
"t"					
P student	0,170	0,240	0,398	0,430	0,1033
Anova			0,5049		0,9463



**Figure 23** Les cendres (%) des individus mâles et femelles des quatre espèces *P. kerathurus* (C1), *A. antennatus* (C2), *P. longirostris* (C3), et *P. serratus* (C4).

### III.4.3. La teneur en métabolites

#### III.4.3.1. Les protéines

##### Teneur des échantillons en protéines

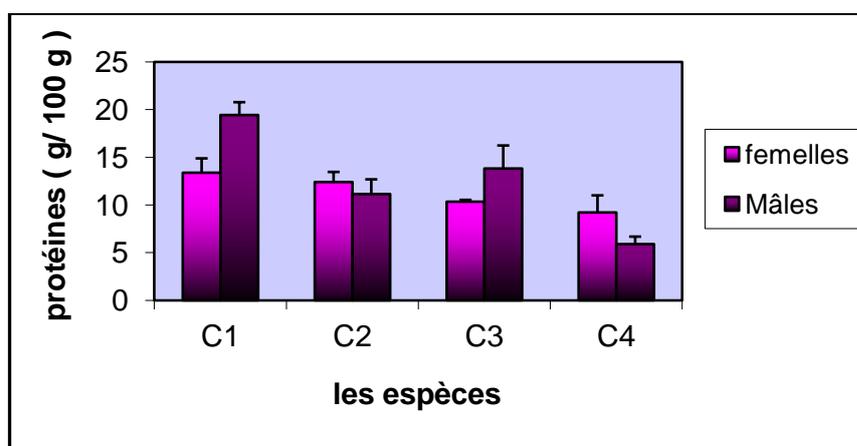
Les teneurs en protéines enregistrées chez les quatre espèces montrent que *P. kerathurus* renferme plus de protéines par rapport aux autres espèces et que *P. serratus* renferme la quantité la plus faible

L'analyse statistique des teneurs en protéines dans la chair des crevettes par le test de Student ne signale aucune différence significative chez trois espèces : *P. kerathurus*, *P. longirostris* et *A. antennatus* ( $p > 0,05$ ), sauf chez *P. serratus* la différence est significative ( $p = 0,049 < 0,05$ ).

Tandis que l'analyse des variances révèle une différence significative entre les espèces avec une interaction [sexe-espèce] significative ( $p < 0,05$ ), quant à l'effet sexe, il ne donne aucune différence significative ( $p = 0,1175 > 0,05$ ) (**Tab. 17, Fig. 24**).

**Tableau 17** Teneur en protéines (g/100g) des mâles et femelles des quatre espèces étudiées (m ± s), (n = 3), p (student) et p (Anova): degré de signification.

Espèce	<i>P.kerathurus</i> (C1)	<i>A.antennatus</i> (C2)	<i>P. longirostris</i> (C3)	<i>P.serratus</i> (C4)	p Anova
Mâle	19,430 ± 1,346	11,145 ± 1,540	13,821 ± 2,413	5,894 ± 0,785	
Femelle	13,380 ± 1,501	12,406 ± 1,056	10,434 ± 0,191	9,213 ± 1,790	
"t"					
P student	0,084	0,503	0,204	0,046*	0,1175
Anova			0,000003***		0,001**



**Figure 24** Teneur en protéines (g/100g) des mâles et femelles des quatre espèces *P. kerathurus* (C1), *A. antennatus* (C2), *P. longirostris* (C3), et *P. serratus* (C4).

## III.4.4.2. Les glucides

## Teneur des échantillons en glucides

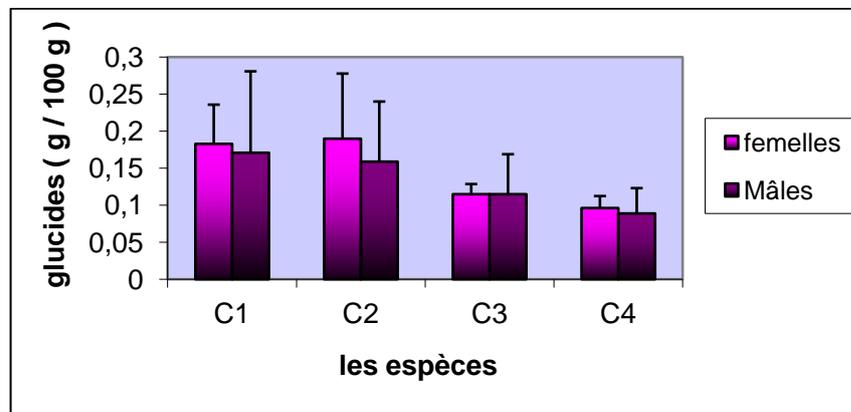
Les résultats obtenus révèlent que les teneurs en glucides enregistrées sont minimales chez les quatre espèces étudiées et que *P. serratus* renferme la quantité la plus faible.

La comparaison des moyennes de la teneur en glucides entre les mâles et les femelles d'une même espèce révèle une différence non significative pour les quatre espèces étudiées ( $p > 0,05$ ).

L'analyse des variances par le test d'Anova montre également qu'il n'existe aucune différence significative entre les quatre espèces et entre les deux sexes ( $p > 0,05$ ) (Tab.18, Fig. 25).

**Tableau 18** Teneur en glucides mâles et femelles des quatre espèces étudiées exprimées en ( $m \pm SD$ ), (g/100g). ( $n = 3$ ),  $p$  (student) et  $p$  (Anova): degré de signification.

Espèce	<i>P.kerathurus</i>	<i>A.antennatus</i>	<i>P.longirostris</i>	<i>P.serratus</i>	p
	(C1)	(C2)	(C3)	(C4)	
Mâle	0,171 $\pm$ 0,110	0,159 $\pm$ 0,0812	0,115 $\pm$ 0,054	0,089 $\pm$ 0,0342	
Femelle	0,183 $\pm$ 0,053	0,190 $\pm$ 0,088	0,115 $\pm$ 0,0137	0,0963 $\pm$ 0,0162	
"t"					0,6972
P student	0,788	0,862	0,992	0,541	
Anova			0,2050		0,9878



**Figure 25** La teneur en glucides (g/100g) des mâles et femelles des quatre espèces *P. kerathurus*(C1), *A. antennatus* (C2), *P. longirostris* (C3), et *P. serratus* (C4).

## III.4.4.3. Les lipides

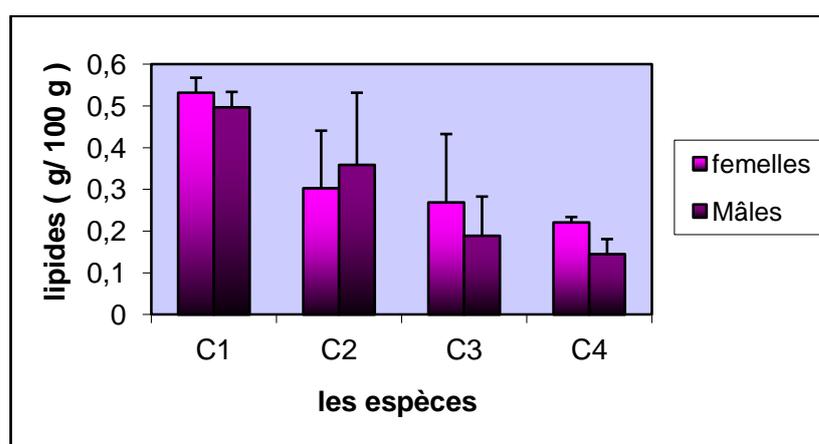
## Teneur des échantillons en lipides

Les résultats obtenus de la comparaison des moyennes de la teneur en lipides dans la chair des crevettes entre les mâles et les femelles d'une même espèce ne signalent aucune différence significative chez trois espèces : *P. longirostris*, *A. antennatus* et *P. serratus* ( $p > 0,05$ ), sauf chez *P. kerathurus* la différence est très significative ( $p = 0,00108 < 0,01$ ).

Tandis que l'analyse des variances révèle une différence très significative selon l'effet espèce ( $p = 0,00207 < 0,01$ ), alors que l'interaction [sexe-espèce] et l'effet sexe ne donne aucune différence significative ( $p > 0,05$ ) (Tab. 19, Fig. 26).

**Tableau 19** Teneur en lipides des mâles et femelles des quatre espèces étudiées exprimées en ( $m \pm s$ ), (g/100g). (n = 3), p (student) et p (Anova): degré de signification.

Espèce	<i>P.kerathurus</i> (C1)	<i>A.antennatus</i> (C2)	<i>P. longirostris</i> (C3)	<i>P. serratus</i> (C4)	p Anova
Mâle	0,497 ± 0,037	0,359 ± 0,173	0,189 ± 0,094	0,145 ± 0,036	
Femelle	0,532 ± 0,036	0,303 ± 0,138	0,269 ± 0,164	0,221 ± 0,013	
"t"					
P student	0,00108**	0,1396	0,6921	0,8049	0,5284
Anova		0,002077			0,7861



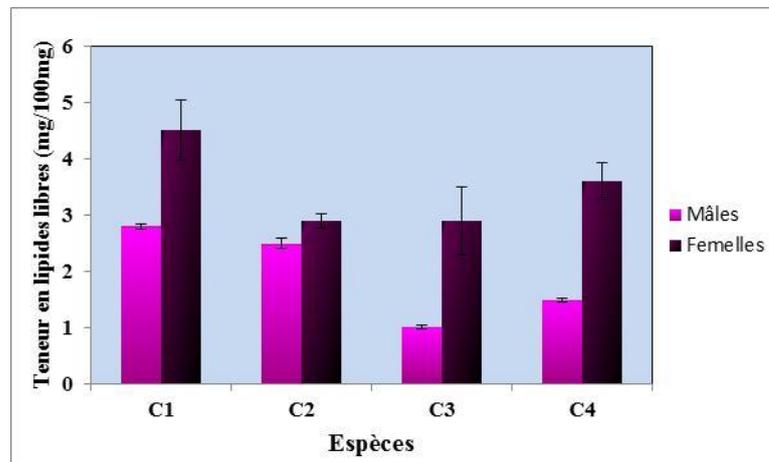
**Figure 26** La teneur en lipides (g/100g) des individus mâles et femelles des quatre espèces *P. kerathurus* (C1), *A. antennatus* (C2), *P. longirostris* (C3), et *P. serratus* (C4).

Teneur en matière grasse libre par La méthode de Soxhlet (gravimétrie)

L'extraction des matières grasses libres par la méthode de soxhlet nous a permis de quantifier la teneur en matière grasselibre dans les quatre espèces de crevettes. Les résultats enregistrés montrent que la teneur en lipides libres dans la chair des espèces étudiées varie entre (1,02 et 4,5 mg/100mg). La concentration la plus élevée est enregistrée chez les femelles de l'espèce *P. kerathurus*, alors que l'espèce *P. longirostris* présente la plus faible teneur en lipides libres parmi les quatre espèces (Tab. 20, Fig. 27)

**Tableau 20** Teneur des échantillons en lipides libres (mg/100mg) de la chair.

Espèce	<i>P. longirostris</i> (C1)	<i>A. antennatus</i> (C2)	<i>P. kerathurus</i> (C3)	<i>P. serratus</i> (C4)
Mâle	1,02±0,03	2,5±0,09	2,8±0,05	1,5±0,03
Femelle	2,9±0,6	2,9±0,12	4,5±0,53	3,6±0,32



**Figure 27** La teneur en matière grasse dans la chair des individus mâles et femelles des quatre espèces, *P. kerathurus* (C1), *A. atennatus* (C2), *P. longirostris* (C3), *P.serratus* (C4).

### **III.5. Analyse qualitative**

#### **III.5.1. L'analyse des protéines par électrophorèse**

L'extraction des protéines dans la chair des quatre espèces étudiées en vue d'une séparation électrophorétique nous a donné trois fractions protéiques.

La fraction LIS contient les protéines solubles dans un tampon à faible force ionique, la fraction HIS contient les protéines solubles dans un tampon à force ionique, et la troisième fraction contient les protéines les moins solubles extraites avec un troisième tampon (fraction culot).

A cause de la non disponibilité de marqueurs de taille dans notre laboratoire, nécessaire pour la détermination du poids moléculaire des bandes électrophorétiques et ensuite leurs identification, nous nous sommes limités à une séparation des protéines des trois fractions précédemment citées, en vue d'une comparaison en fonction du sexe et d'espèce afin d'élucider la différence qui peut exister en fonction de ces deux paramètres.

Les échantillons ont été étudiés par électrophorèse sur acétate de cellulose dans le laboratoire de maternité au niveau de l'Hôpital Mohamed Essaddik Ben Yahia à Jijel.

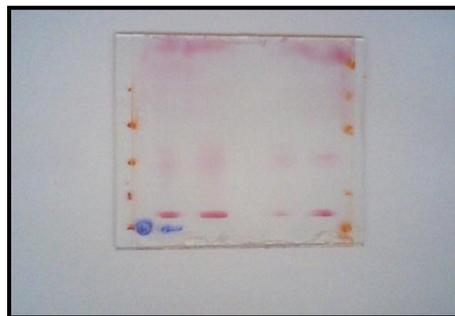
Les protéines ont été bien séparées pour la fraction LIS et la fraction culot, cependant pour la fraction HIS il n'y a pas eu de séparation et ceci peut être dû à une mauvaise extraction de cette fraction.

La séparation des protéines de la fraction LIS a montré la présence de deux bandes pour les deux sexes des espèces étudiées, les bandes des femelles des quatre espèces sont à une même distance, ainsi que pour les bandes des mâles. Cependant la distance de migration de la deuxième bande diffère entre les mâles et les femelles des quatre espèces.

La migration des protéines fraction culot a abouti à l'apparition de trois bandes qui sont à la même distance de migration pour les quatre espèces et pour les deux sexes (**Fig.28, 29, 23 et 31**)

Bandes 2

Bandes 1



**Figure 28** Les bandes séparées de la fraction LIS pour les quatre espèces femelles.



**Figure 29** Les bandes séparées de la fraction LIS pour les quatre espèces mâles.



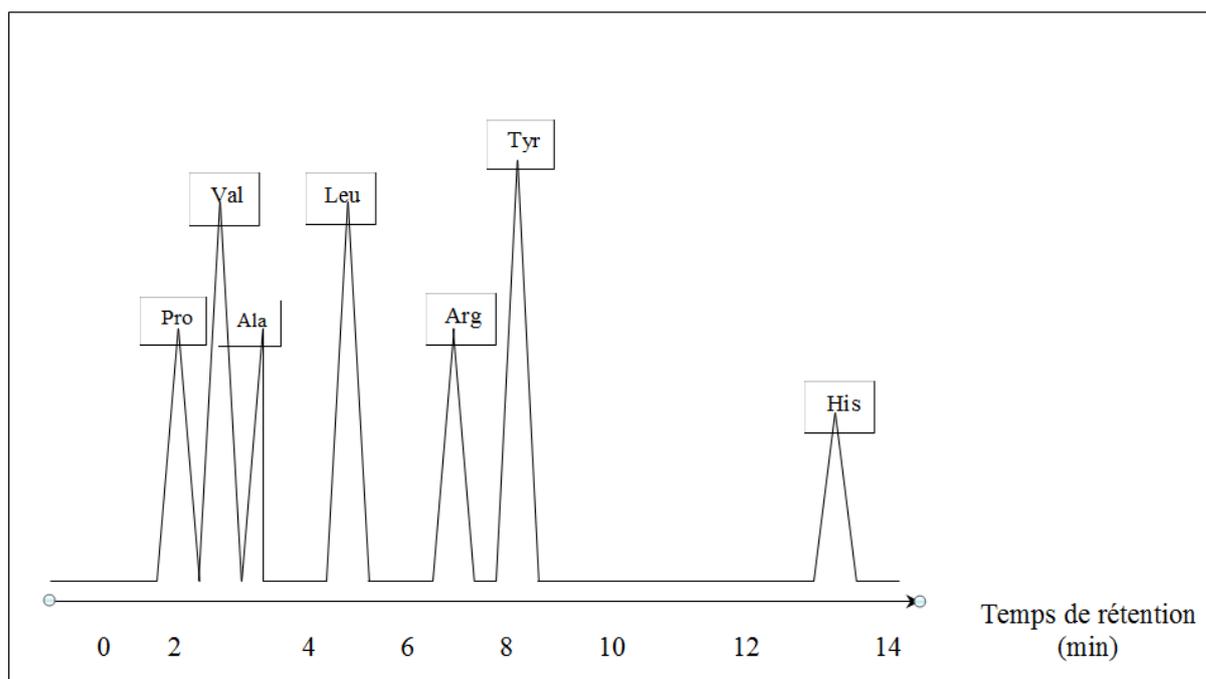
**Figure 30** Les bandes séparées de la fraction Culot pour les quatre espèces femelles.



**Figure 31** Les bandes séparées de la fraction Culot pour les quatre espèces mâles.

### II.5.2.. Séparation des acides aminés par HPLC

Les acides aminés de référence disponibles dans notre laboratoire sont : Leucine (Leu), Arginines (Arg), Histidine (His), Alanine (Ala), Tyrosine (Tyr), Valine (Val) et proline (Pro). L'élution de ces acides aminés par HPLC nous a donné le chromatogramme suivant (**Fig. 32**) :



**Figure 32** Chromatogramme de séparation des acides aminés standards par HPLC

La comparaison de temps de rétention des pics obtenus dans les chromatogrammes de nos échantillons avec celui des acides aminés de référence séparés dans les mêmes conditions a permis de détecter quelques acides aminés chez les individus des espèces étudiées (**Tab. 21**).

**Tableau 21** Les acides aminés détectés dans les mâles et les femelles des espèces étudiées

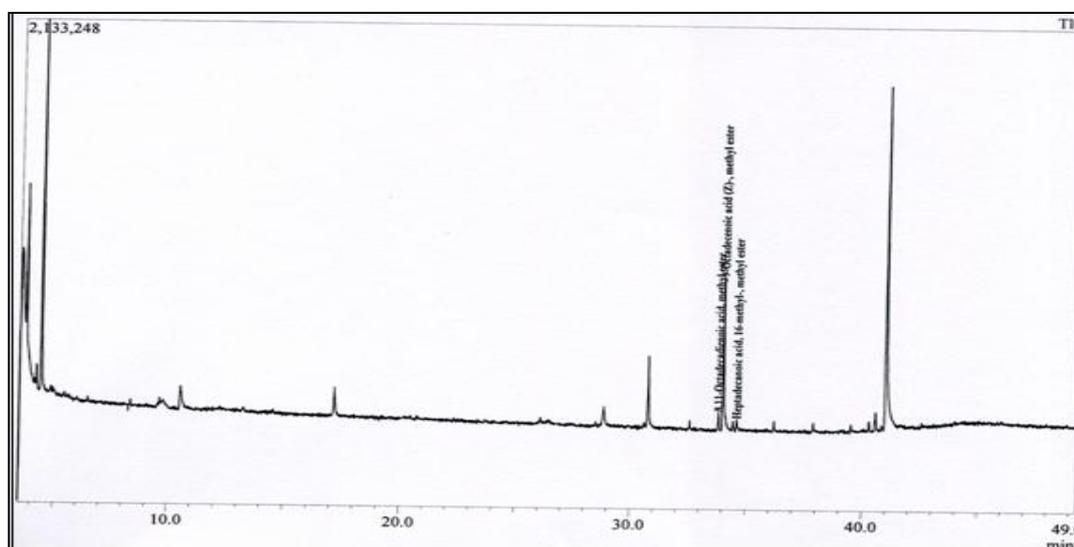
Espèce	Sexe	Acides aminés détectés
<i>P.kerathurus</i> (C1)	femelle	Tyrosine, Proline
	mâle	Alanine, Proline, Valine
<i>A. antennatus</i> (C2)	femelle	Valine, Alanine, Leucine
	mâle	Leucine, Arginine
<i>P. longirostris</i> (C3)	femelle	Leucine, Arginine
	mâle	Histidine
<i>P. serratus</i> (C4)	femelle	Tyrosine, Histidine, Alanine,
	mâle	Valine, Proline Arginine

### III.5.2. la composition en acide gras par CPG.

L'analyse de la composition en acide gras des quatre espèces de crevettes mâle et femelle par la chromatographie en phase gazeuse a permis d'obtenir six chromatogrammes illustrés par les figures 33 à 38.

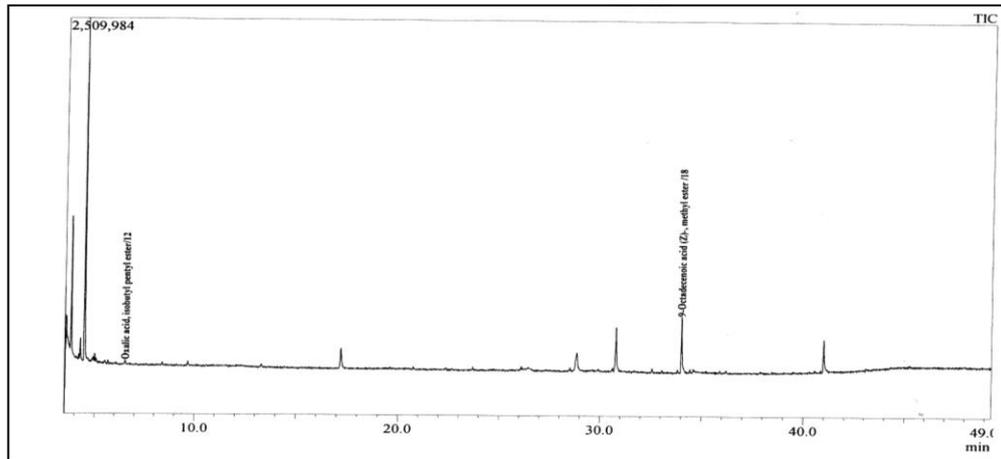
Pour les femelles de *P. longirostris* l'analyse chromatographique a permis de révéler trois pics majeurs (Fig. 33) chacun représente un acide gras dont les proportions d'apparition et les temps de rétention sont différents,

Le premier pic représenté par l'acide octadécanoïque (C 18 :2 $\Delta^{8,11}$ ) qui apparaît après 33,15 min avec un pourcentage de 10,31%, le deuxième pic apparaît après 24 min, il correspond à l'acide oléique (C 18 :1 $\Delta^9$ ) avec un parentage de 82,69 % et enfin l'acide margarique le (C 17:0) avec un temps de rétention de 34,5 min.



**Figure 33.** Chromatogramme des acides gras contenus dans la chair des femelles de *P. longirostris*

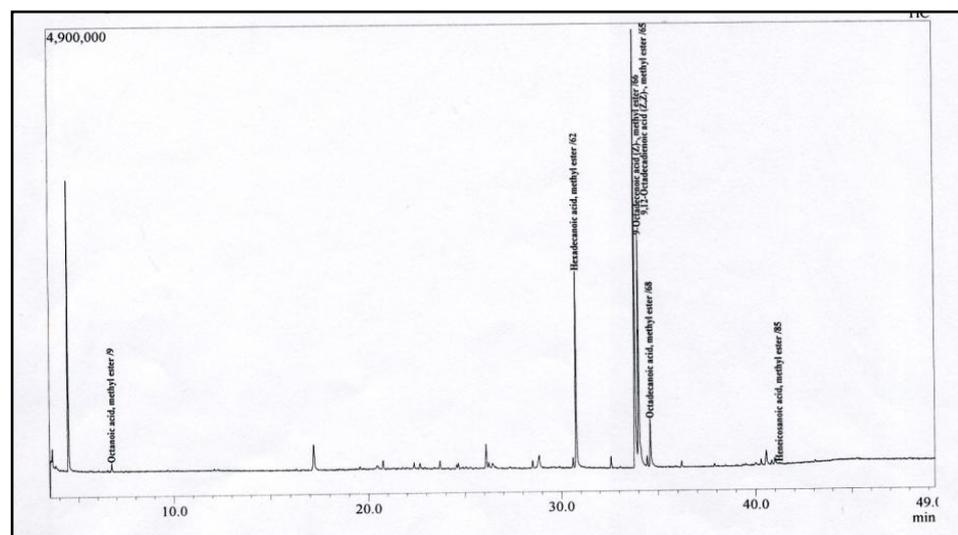
Pour les mâles de *P. longirostris* l'analyse du chromatogramme de cette crevette a révélé la présence d'un seul pic (Fig. 34) représenté par l'acide gras insaturé : l'acide oléique (C18:1 $\Delta^9$ )



**Figure 34.** Chromatogramme des acides gras contenus dans la chair des mâles *P. longirostris*

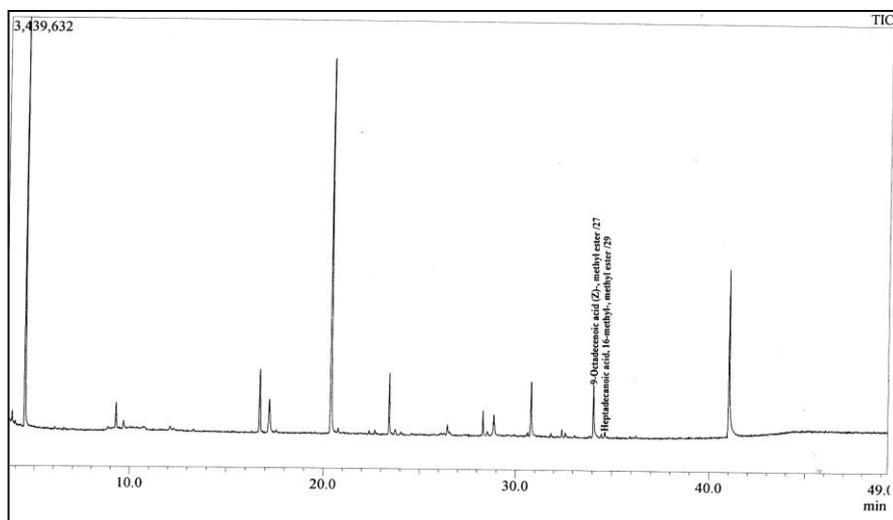
Le chromatogramme des femelles de *P. serratus* présente six pics (**Fig. 35**), les acides gras sont partagés en deux groupes de pourcentage différents. Les acides gras insaturés apparaissent sur deux pics ; ils sont représentés par l'acide oléique (C18 :1 $\Delta^9$ ) avec un pourcentage de 25,08% suivi d'un pic majoritaire qui occupe la large surface et un grand pourcentage ; par rapport aux autres estimé à 47,45% et qui correspond à l'acide linoléique (C 18 : 2  $\Delta^{9,12}$ ).

Les acides gras saturés apparaissent dans quatre pics ; il s'agit de l'acide caproïque C14 :0 avec un pourcentage de 0,93%, l'acide palmitique (C16 :0) à 21,18%, l'acide stéarique (C18 :0) à 5,14% et l'acide érucique (C21) à 0,21 %.



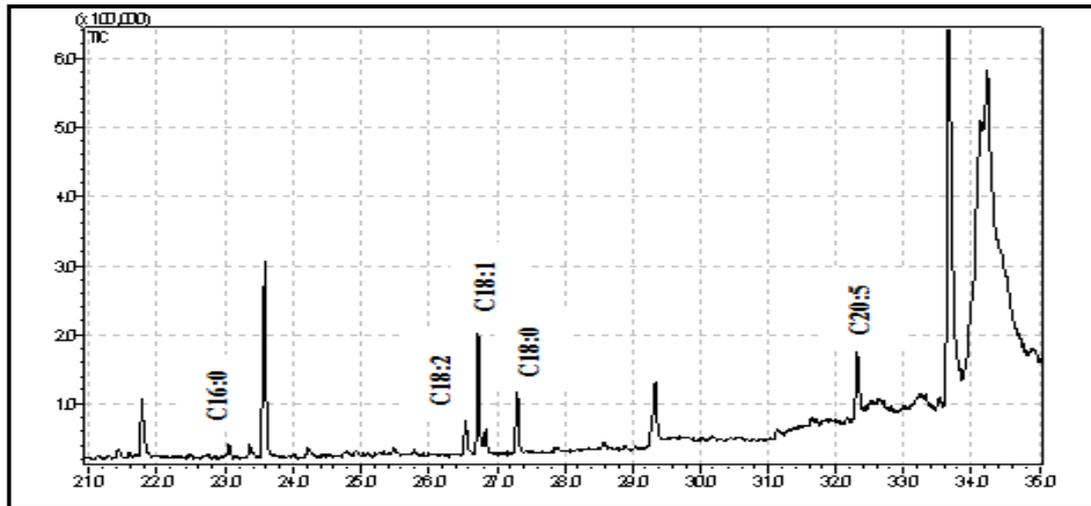
**Figure 35.** chromatogramme des acides gras contenus dans la chair des femelles de *P. serratus*

L'analyse du chromatogramme des mâles de *P. serratus* montre la présence de deux pics (**Fig. 36**) l'un correspond à un acide gras saturé : l'acide margarique (C17 :0) avec un pourcentage de 9,76% et l'autre correspond à l'acide oléique (C18 : 1 $\Delta^9$ ) mono- insaturé à 90,24%.



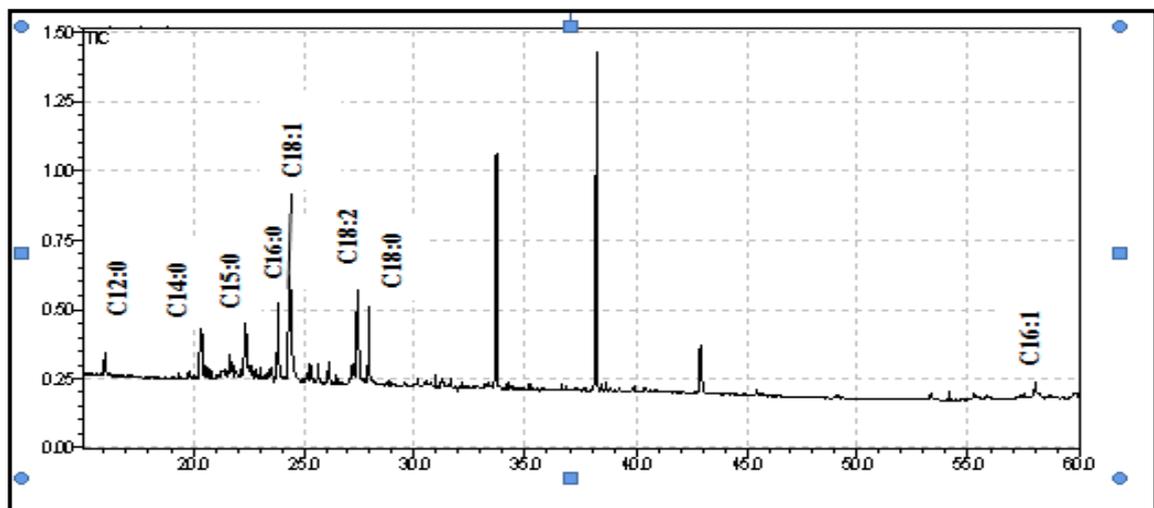
**Figure 36** chromatogramme des acides gras contenus dans la chair des mâles de *P. serratus*

Pour les femelles d'*A. atennatus*, en analysant la figure on remarque l'apparition de cinq pics (**Fig. 37**). Le premier pic apparait après 23,57 minutes, avec un pourcentage de 41,44 % il occupe une surface de 39,91 % de l'ensemble de la surface des pics révélés. L'analyse qualitative fait montrer qu'il s'agit d'un acide palmitique (C<sub>16</sub> :0). Le deuxième pic apparait avec un pourcentage de 7,02% et un temps de rétention de 26,728 min, ce pic correspond à l'acide linoléique (C<sub>18</sub>:2 $\Delta^{9,12}$ ). Le troisième pic est l'acide oléique (C<sub>18</sub> :1 $\Delta^9$ ), suivi de l'acide stéarique avec un temps de rétention de 27,30 min et Le dernier pic correspond à l'acide trimonodornique (acide eicosapentanoïque EPA) qui apparait après 32 minutes avec un pourcentage de 13,45%, et une surface de 14,72%.



**Figure 37** chromatogramme des acides gras contenus dans la chair des femelles d'*A. antennatus*

L'analyse chromatographique de la composition de la chair des mâles d'*A. antennatus* a révélé la présence de 8 acides gras (**Fig. 38**), trois d'entre eux sont des acides gras insaturés à savoir : acide oléique ( $C_{18} : 1\Delta^9$ ) avec un pourcentage 2,17%, acide linoléique  $C_{18} : 2\Delta^{9,12}$  (4,88%), acide palmitoléique :  $C_{16} : 1\Delta^9$  (3,02%), les cinq autres sont des acides gras saturés, il s'agit de l'acide laurique ( $C_{12} : 0$ ), l'acide pentadécyléique ( $C_{15} : 0$ ), acide palmitique ( $C_{16} : 0$ ) et l'acide stéarique ( $C_{18} : 0$ ).



**Figure 38** Chromatogramme des acides gras contenus dans la chair des mâles d'*A. antennatus*

Pour les mâles et les femelles de *P. kerathurus* les chromatogrammes de ces espèces ne présentent aucun pic correspondant aux acides gras. Ces résultats peuvent être la conséquence d'une mauvaise manipulation durant la préparation des esters méthyliques qui sont très oxydables

### III.5.3. Teneur en matière minérale

#### III.5.3.1. Teneurs en Chrome (Cr)

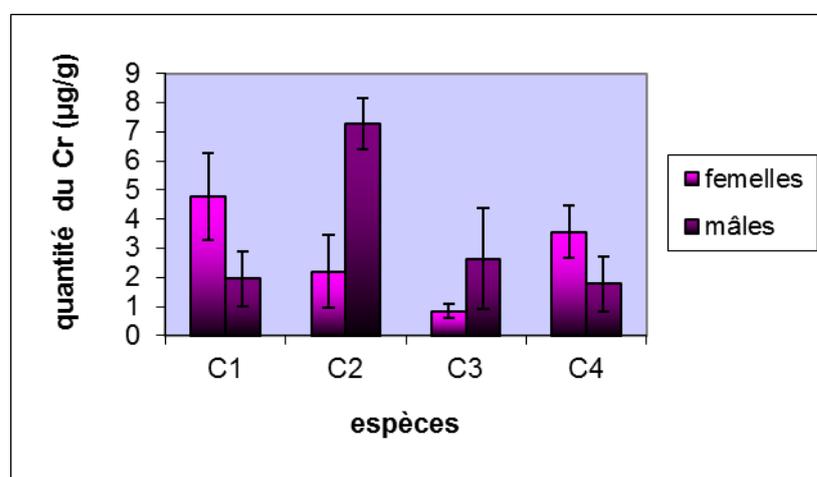
Les concentrations du Cr enregistrées montrent des valeurs élevées chez le mâle *A. antennatus*, chez les autres individus les valeurs oscillent entre 0,850 et 4,770  $\mu\text{g/g}$  de tissu.

La comparaison des valeurs moyennes du Cr entre les mâles et les femelles de chaque espèce révèle une différence significative uniquement chez *P. kerathurus* et *A. antennatus* ( $p < 0,05$ ).

L'analyse des variances à deux critères de classification par le test d'Anova révèle une différence hautement significative selon l'effet sexe, l'effet espèce et même selon l'interaction [sexe-espèce] ( $p < 0,001$ ) (Tab. 22, Fig. 39).

**Tableau 22:** Teneur en Cr ( $\mu\text{g/g}$ ) dans la chair des mâles et femelles des quatre espèces ( $m \pm \text{SD}$ ,  $n=3$ ), ( $p$  student et  $p$  Anova: degré de signification).

Espèce	<i>P.kerathurus</i> (C1)	<i>A.antennatus</i> (C2)	<i>P. longirostris</i> (C3)	<i>P. serratus</i> (C4)	p Anova
Mâle	1,955 $\pm$ 0,938	7,273 $\pm$ 0,869	2,638 $\pm$ 1,735	1,785 $\pm$ 0,953	
Femelle	4,770 $\pm$ 1,481	2,212 $\pm$ 1,256	0,850 $\pm$ 0,239	3,57 $\pm$ 0,908	
"t"					
P student	0,018938*	0,009228**	0,316615	0,276379	0,00***
Anova		0,000000***			0,00***



**Figure 39** Teneur en Cr ( $\mu\text{g/g}$ ) des individus mâles et femelles des quatre espèces *P. kerathurus* (C1), *A. antennatus* (C2), *P. longirostris* (C3), et *P. serratus* (C4).

## III.5.3.3. Teneur des échantillons en Manganèse (Mn)

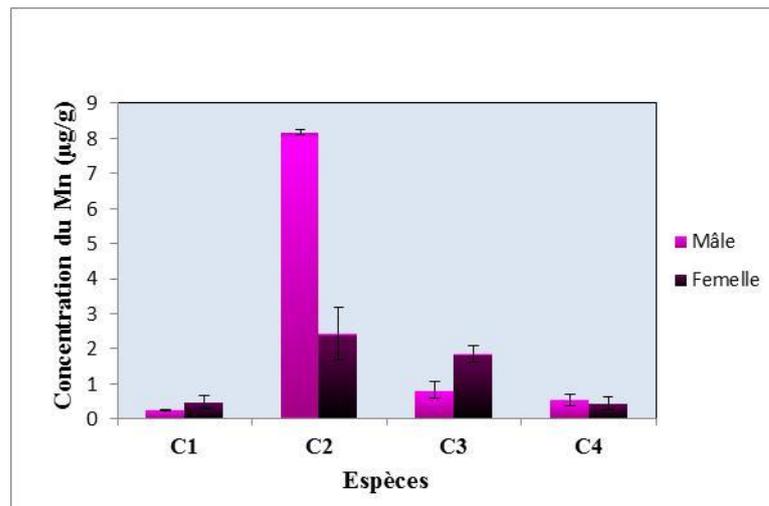
L'analyse de la matière minérale par la SAA nous a permis d'enregistrer les concentrations de Mn représentées dans le **tableau 23**. Les valeurs mesurées dans la chair des espèces étudiées varient entre 0,5 et 8,1  $\mu\text{g/g}$ . Les valeurs les plus élevées sont enregistrées chez *A. antennatus* (les femelles 2,433, les mâles 8,19  $\mu\text{g/g}$ ), alors que l'espèce *P. serratus* présente les plus faibles concentrations de Mn (**Fig.40**).

Le test «t» de Student n'a montré aucune différence significative entre les mâles et les femelles au sein des espèces étudiées ( $p > 0,05$ ) sauf pour l'espèce *A. antennatus* ( $p = 0,01 < 0,05$ ).

L'analyse de la variance à deux critères de classification a montré un effet espèce avec une différence hautement significative ( $p = 0,000 < 0,001$ ) sur la teneur de manganèse dans la chair des quatre espèces étudiées, cette influence apparait également dans l'interaction sexe / espèce ( $p = 0,0002 < 0,001$ ).

**Tableau 23** Teneur en Manganèse ( $\mu\text{g/g}$ ) dans la chair des mâles et femelles des quatre espèces ( $m \pm \text{SD}$ ,  $n=3$ ), ( $p$  student et  $p$  Anova: degré de signification).

Espèce	<i>P. longirostris</i>	<i>A. antennatus</i>	<i>P. kerathurus</i>	<i>P. serratus</i>	P (anova)
Mâle	0,816 $\pm$ 0,2414	8,19 $\pm$ 0,0698	0,242 $\pm$ 0,2385	0,546 $\pm$ 0,164	0,0000***
Femelle	1,856 $\pm$ 0,2375	2,433 $\pm$ 1,759	0,486 $\pm$ 0,1826	0,446 $\pm$ 0,1732	
<b>P</b>	<b>'T'student</b>	0,2583	0,1*	0,2883	0,1362
	<b>anova</b>	0,0065**			0,0000***



**Figure 40** Teneur en Manganèse ( $\mu\text{g/g}$ ) des individus mâles et femelles des quatre espèces *P. kerathurus* (C1), *A. atennatus* (C2), *P. longirostris* (C3), *P. serratus* (C4).

## III.5.3.5. Teneur des échantillons en Cuivre (Cu)

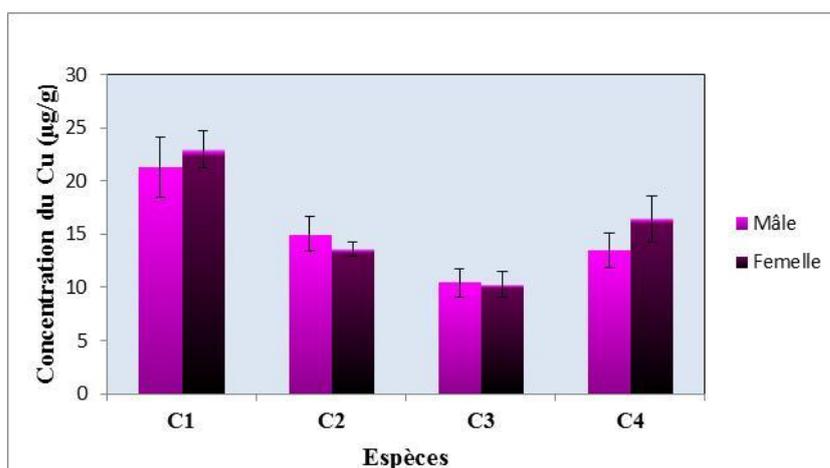
Dans le **tableau 24** sont mentionnées les valeurs de la teneur de la chair en cuivre des quatre espèces de crevettes. On remarque que les mâles et les femelles de *P. kerathurus* contiennent les concentrations les plus élevées en les comparant avec les autres individus, (entre  $21,26 \pm 2,83 \mu\text{g/g}$  et  $23 \pm 1,72 \mu\text{g/g}$ ) ; les trois espèces restantes montrent des teneurs en cuivre très proches se situant dans un intervalle de 10,27 à 16,46  $\mu\text{g/g}$ .

D'après le test «t», la comparaison des teneurs en cuivre dans la chair de *P. kerathurus* a montré une différence significative ( $p=0,04 < 0,05$ ) entre les deux sexes, alors qu'aucune n'apparaît chez les autres espèces ( $p > 0,05$ ).

L'analyse de la variance à deux critères de classification révèle qu'il existe un effet espèce hautement significatif sur la teneur de cuivre dans la chair, par contre l'effet de sexe et d'espèce est non significatif ( $p > 0,05$ ) (**Fig. 41**).

**Tableau 24** Teneur en Cuivre ( $\mu\text{g/g}$ ) dans la chair des mâles et femelles des quatre espèces ( $m \pm \text{SD}$ ,  $n=3$ ), ( $p$  student et  $p$  Anova: degré de signification).

Espèce	<i>P. longirostris</i> (C1)	<i>A. antennatus</i> (C2)	<i>P. kerathurus</i> (C3)	<i>P. serratus</i> (C4)	P (anova)
Mâle	$10,46 \pm 1,32$	$15 \pm 1,608$	$21,26 \pm 2,83$	$13,53 \pm 1,613$	
Femelle	$10,27 \pm 5,20$	$13,6 \pm 0,707$	$23 \pm 1,72$	$16,46 \pm 2,17$	
P 'T'student	0,969	0,449	0,041	0,287	0,0000***
anova			0,5549		0,6314



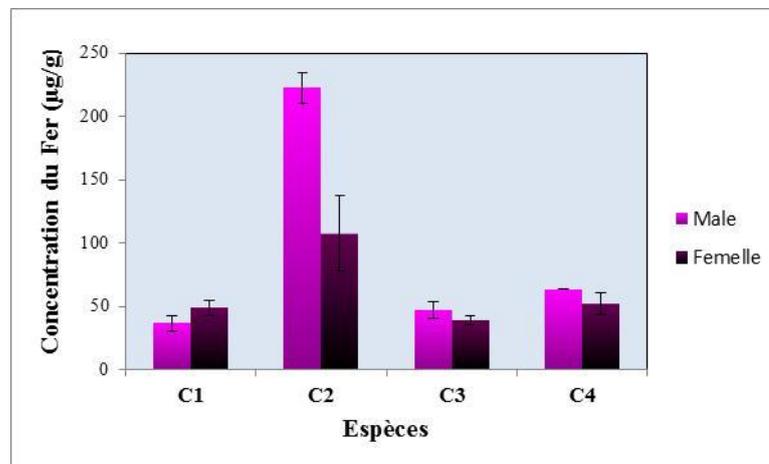
**Figure 41** Teneur en Cuivre ( $\mu\text{g/g}$ ) dans la chair des mâles et femelles des quatre espèces de crevettes *P. kerathurus* (C1), *A. antennatus* (C2), *P. longirostris* (C3), *P. serratus* (C4).

## III.8.3. Teneur des échantillons en Fer

Les résultats de l'analyse de la teneur en fer sont reportées dans le **Tableau 25**. D'après ces résultats, on remarque que la crevette rouge *A. antennatus* (mâle et femelle) présente la valeur la plus élevée en la comparant avec les autres espèces, cette valeur s'étend de  $222,33 \pm 11,789$  ( $\mu\text{g/g}$ ) pour les mâles et de  $107,66 \pm 29,56$  ( $\mu\text{g/g}$ ) pour les femelles. Les autres espèces ont une teneur en fer variant de 39,33 à 63,66 ( $\mu\text{g/g}$ ) (**Fig. 42**).

**Tableau 25** Teneur en Fer ( $\mu\text{g/g}$ ) dans la chair des mâles et femelles des quatre espèces ( $m \pm SD$ ,  $n=3$ ), (p student et p Anova: degré de signification).

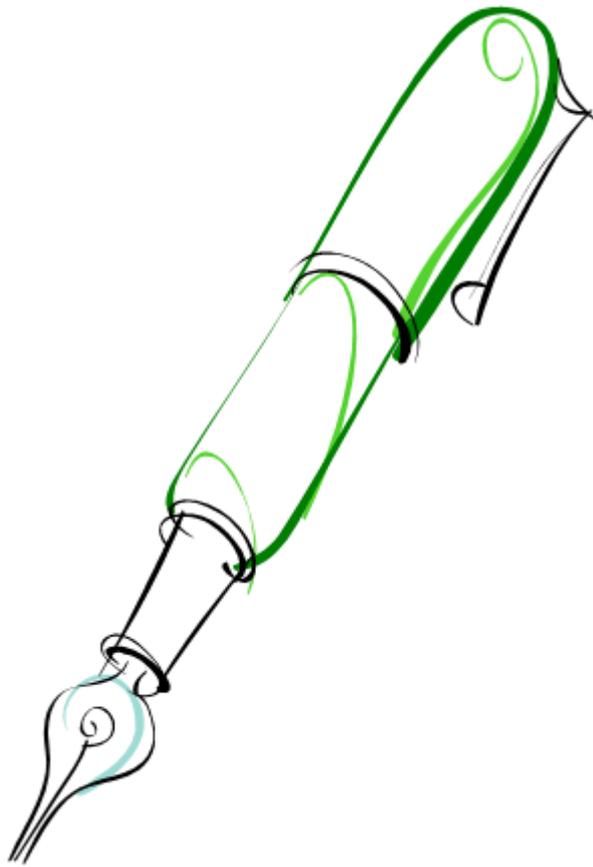
Espèce	<i>P. longirostris</i> (C1)	<i>A. antennatus</i> (C2)	<i>P. kerathurus</i> (C3)	<i>P. serratus</i> (C4)	P (anova)
Male	$47 \pm 6,6499$	$222,33 \pm 11,7893$	$36,66 \pm 5,6064$	$63,66 \pm 0,157$	
Femelle	$39,33 \pm 3,333$	$107,66 \pm 29,56$	$48,83 \pm 6,25$	$52,33 \pm 8,23$	0,0000***
P 't'student	0,7424	0,0856	0,5523	0,2166	
anova	0,0038**				0,0005***



**Figure 42.** Teneur en Fer ( $\mu\text{g/g}$ ) dans la chair des mâles et femelles des quatre espèces de crevettes *P. kerathurus* (C1), *A. antennatus* (C2), *P. longirostris* (C3), *P. serratus* (C4).

# ***CHAPITRE III***

## ***DISCUSSION***



### Chapitre III : Discussion

La FAO a estimé, dans des fiches d'identification en 1987, la taille moyenne des espèces de crevette exploitées et pêchées en méditerranée et en mer noire, entre 8 et 14 cm pour les mâles et 17 cm pour les femelles. Ces valeurs sont similaires à celles obtenues dans ce travail et concordent également avec le Décret exécutif n° 04-86 du 18-mars-2004 fixant les tailles minimales marchandes des crevettes qui stipule:

- ❖ crevette rouge (*Aristeus antennatus*) : 4 cm
- ❖ chevrette (*Palaemon serratus*) : 4 cm
- ❖ crevette rose (*Parapenaeus longirostris*) : 2.5 cm
- ❖ caramote (*Penaeus kerathurus*) : 10 cm

Ainsi, la biométrie des quatre espèces de crevette étudiées peut donc servir à distinguer plus aisément les mâles et les femelles. Des résultats similaires ont d'ailleurs été rapportés par Guéguen (2000) chez *Aristeus antennatus* et par Kapiris et Conides (2002) chez *Penaeus kerathurus*.

L'analyse nutritionnelle a essentiellement porté sur la chair qui est le seul tissu destiné à la consommation humaine. En effet, Tanguay (2003) rapporte que la consommation humaine des crevettes génère des résidus importants. La chair de la crevette destinée à la consommation humaine représente 25 % de la crevette entière. Les résidus (78%) sont essentiellement constitués de la carapace et des viscères.

Par ailleurs, Manni et al (2006) montrent que le volume des déchets générés par les industries de transformation et de conditionnement des produits de la pêche est relativement important puisque les têtes, les carapaces et les appendices qui sont éliminés durant les opérations de transformation représentent 50 % du poids frais de la crevette donc la partie consommable représente 50%. Les résultats obtenus dans ce travail confirment ce pourcentage puisque le rapport (chair/poids total) est de l'ordre de 50 % en moyenne.

Frédot (2006) a estimé le rendement moyen en partie comestible chez les crevettes à 45%. Nos résultats montrent des variations de 41,9 à 57,2 % avec une valeur maximale chez *P. serratus* et minimale chez *A. antennatus*. Ces variations s'expliquent par la longueur du céphalothorax (partie non consommable), qui occupe 40% de la longueur totale chez *A. antennatus* et 36 % chez *P. serratus*.

La mesure du pH ne peut être considérée comme un moyen sûr et fiable dans l'appréciation de l'altération des crevettes. Il varie entre 6,88 à 7,31 avec une différence de 0,8 à 0,5 respectivement dans le cas du stockage à température ambiante et sous glace (Ryder et al., 1994).

D'après Rakotondrasoa (2004), le pH ultime des crevettes est de 6,1 à 6,9 selon les espèces. En comparant nos résultats à ceux rapportés par Laghmari et El Marrakchi (2005) qui ont

trouvé la valeur initiale du pH des crevettes fraîches de 6.65 et atteint 7.78 après 16 h de stockage au congélateur, les valeurs du pH de nos échantillons sont relativement proches de celles trouvées par ces auteurs car la mesure du pH se fait dans les mêmes conditions (après 16 h). Cette évolution du pH s'explique notamment par une production des bases volatiles : NH<sub>3</sub>, triméthylamine (TMA) et diméthylamine (DMA) et par une accumulation des peptides et des amines (**Ryder et al.,1984**).

L'acidité de nos échantillons varie dans l'intervalle de 4 à 8 A° avec une différence entre les deux sexes et entre les espèces. Ces valeurs de ce paramètre influencent l'aptitude des aliments à être conservés.

En général, l'indice de peroxyde est compris entre 1 et 10 meq d'O<sub>2</sub>/ Kg (**Lecoq, 1965**), alors que tous nos échantillons ont un indice inférieur à 1meq/kg, donc une quantité de peroxyde faible. Ces peroxydes ne peuvent pas être à l'origine d'un goût rance puisqu'un produit a un goût de rance lorsque l'indice de peroxyde atteint 10 à 20 milli-mole par kilogramme, soit 5 à 10 milliéquivalent par kilogramme (**Sophie,2005**).

Nos résultats indiquent une faible quantité de peroxyde, ce qui signifie, soit qu'on se situe au premier stade d'oxydation, soit que celle-ci est totalement développée, les hydro- peroxydes sont déjà décomposés et transformés (**Dauvillier et al. (1998)**). Selon **Laguerre et al.(2007)**, l'indice de peroxyde atteint un maximum durant la phase de propagation, puis diminue lors de la phase de terminaison.

Comme la plupart des fruits de mer, les crevettes possèdent une excellente valeur nutritive, elles sont riches en vitamines et minéraux dont la niacine, la vitamine B 12, le phosphore et le sélénium, en plus d'être une excellente source de protéines de grande qualité. Elles constituent un aliment riche en lipides polyinsaturés ce qui leur confèrent une place de choix dans une alimentation saine (**Vanier, 2009**).

L'étude nutritionnelle comparative entre les deux sexes pour les quatre espèces de crevette pêchées au niveau de la baie de Jijel a montré que le contenu en matière des principaux nutriments est plus important chez les femelles par rapport aux mâles, à l'exception de *A. Antennatus* où la teneur en lipide chez les mâles est supérieure à celle des femelles, et chez *P. Serratus* et *A. Antennatus* où les mâles apportent une forte teneur en protéines par rapport aux femelles. Il est à noter que l'espèce la plus riche en protéines et en lipides est *P. kerrathurus*.

Les crustacés sont exposés à un grand nombre de changements environnementaux qui suivent l'annuaire et le cycle quotidien selon la région géographique qui affectent leur comportement alimentaire et métabolique. L'étude du métabolisme intermédiaire chez les crustacés a indiqué l'existence de large variabilité inter- et intra spécifique qui rend le profil métabolique standard difficile à déterminer, cette variabilité peut se produire en raison des facteurs multiples, tels que la maturité sexuelle, l'état de l'alimentation et le caractère saisonnier (**Buckup &al., 2004**).

L'analyse de l'humidité chez les quatre espèces montre des valeurs comprises entre 73,23 et 80,90 %. Ces valeurs sont voisines à celles trouvées chez *Penaeus brasiliensis* (72%), et elles s'accordent avec celles trouvées chez les crustacés (80 à 85 %) **Sablonnière, 2000**.

La comparaison de la teneur en cendre des crevettes des quatre espèces pêchées au niveau de la baie de Jijel avec les résultats trouvés dans le même contexte chez la crevette blanche et la crevette noire tigrée de la Thaïlande a mis en évidence une élévation dans la teneur en cendres des crevettes de la baie de Jijel (1,11 à 2,26 %) contre 0,95% chez la crevette noire tigrée et 1,47 % chez la crevette blanche **Sriket, 2007**. Ceci pourrait s'expliquer par la présence des métaux lourds retrouvés dans nos échantillons (voir résultats de la partie écotoxicologique), qui sont absents dans les cendres des deux espèces de crevettes étudiées par **Striket, 2007**.

Comme chez les poissons, nous avons trouvé des quantités en glucides très infimes chez les quatre espèces de crevette. Elles se situent dans l'intervalle de 0,089 et 0,190 g/100g. Des valeurs proches sont trouvées chez les crevettes nordiques 0,26g/100g et les crevettes d'élevage asiatique (tigrée et à patte blanches) 0,53g/100g selon **Vanier, 2009**. En effet, la chair des poissons est encore plus pauvre en glucides que celle des viandes. **Frédot, 2006**.

Les teneurs en lipides totaux dans nos échantillons varient de 0,189 à 0,532 g/100g. Ces valeurs sont comparables avec celles des crevettes tropicales *Vannamei* et des crevettes à pattes blanches (0,3 à 0,5 g/100g) (**Morien, 2007**). Cependant, **Sablonnière, 2000** rapporte qu'une quantité en matière grasse est estimée de 1 à 2 g/100 g chez les crustacés en général. D'une manière générale, les crevettes ont une faible teneur en gras saturés selon **Vanier, 2009**.

Des résultats sur les variations saisonnières de la composition biochimique des crustacés suggèrent que les lipides totaux sont une réserve importante d'énergie utilisée pendant la reproduction pour les mâles et les femelles ; durant l'hiver le taux des lipides diminue dans l'hémolymphe plus intensément chez les femelles pour les besoins de la vitellogenèse (**Buckup et al., 2004**). Il est à noter que *P. kerathurus* renferme les teneurs les plus faibles en lipides par rapport aux autres espèces, ceci peut être expliqué par la maturation sexuelle précoce chez cette espèce. Chez les crustacés, les lipides sont les réserves principales de l'hépatopancréas et cet organe peut agir en tant que source nutritive, et également pendant la maturation des gonades (**Buckup et al., 2004**). Par ailleurs, au cours des périodes de demande d'énergie (la mue et la gamétogenèse), il y a une dégradation de lipides, particulièrement ceux stockés dans l'hépatopancréas et qui contribuent particulièrement à la formation du vitellus (**Galois, 2003**).

Pour **Thomson et Rosjo (1989)** et **Arzel et al. (1994)**, la composition des acides gras corporels des animaux aquatiques reflète celle des matières grasses alimentaires. Nos résultats montrent que les crevettes sont pauvres en lipides alors que la teneur en lipides dépasse 19,48% chez la sardine (**Abdelmouleh, 1979**) et 11% pour la farine de poisson (**Guillaume et al, 1999**). **Jean (1990)** confirme ces résultats et montre aussi que les lipides véhiculent certaines vitamines liposolubles telles que les vitamines A, D, E et K.

La grande diversité de ressources halieutiques conduit à une très grande variation de leurs valeurs nutritionnelles et organoleptiques. De nombreux autres facteurs peuvent encore faire varier ces propriétés au sein d'une même espèce, il en est ainsi de l'âge, du sexe, de l'année, du lieu et de la saison de pêche, de la partie musculaire considérée ( **Dilmi -Bouras, 1998**).

La crevette est une excellente source de protéines de haute valeur biologique puisqu'elles contiennent tous les acides aminés essentiels ( **Vaniers, 2009**). L'évaluation quantitative des protéines de la chair des organismes étudiés a montré que les valeurs oscillent entre 5,894 et 19,430 g/100g, ce qui est en dessous des valeurs données par certaines tables alimentaires. En effet, ces tables estiment les quantités de protéines par des méthodes différentes et sur l'organisme entier, y compris la carapace. A titre d'exemple, Scherz et Sensen qui se réfèrent à la méthode de **kjeldahl**, estiment les teneurs en protéines entre 16,4 et 21,3 g /100g. Par contre, le tableau proposé par **Favier et al., 1995** indique des valeurs allant de 10 et 26 g/100g, ce qui concorde avec nos résultats, car les analyses ont été effectuées dans les mêmes conditions.

Le chrome est un oligo-élément essentiel nécessaire à la croissance et à la santé normale selon **DPSN**. Lorsque nous parlons du chrome alimentaire dont l'organisme humain a besoin pour fonctionner, nous faisons allusion à la forme trivalente du chrome (Cr ou Cr III). Selon **Lukaski et al., 2007**. Dans l'environnement on trouve le chrome métal, le chrome III (trivalent) et le chrome VI (hexavalent) seul ce dernier est toxique par **André picot, 2003**. Aucune manifestation de la toxicité du chrome trivalent administré par voie orale n'a été signalée par **OMS, 1973**.

Comme les autres oligo-éléments, sa teneur est faible dans les denrées alimentaires et varie selon l'exposition au chrome dans l'environnement et au cours de la fabrication. En règle générale, la viande, les poissons, les œufs, les céréales complètes, les fruits à coque et certains fruits et légumes sont de bonnes sources de chrome selon **Lukaski et al., 2007**. La teneur en chrome dans nos échantillons varie dans l'intervalle de 0,085 à 0,477 mg /100g, cependant la teneur estimée dans le même contexte chez la crevette grise est de 0,026 mg/100g. Donc on peut dire que la crevette de la baie de Jijel c'est une excellente source de chrome alimentaire.

Des estimations provisoires des besoins de manganèse alimentaire puissent être tirées d'études sur les apports sur les billons de cet aliment. Des recherches portant sur les régimes des adultes en Europe, en Inde et aux Etat-Unis d'Amérique ont révélé que les apports de manganèse variaient entre 2,0 et 8,8 mg/ jour ( **OMS, 1973**).

La concentration de manganèse dans la chair des espèces étudiées varie entre 0,5 et 8,1 µg/g. Les valeurs les plus élevées sont enregistrées chez *A. antennatus* (les femelles 2,433, les mâles 8,19 µg/g), alors que l'espèce *P. serratus* présente les faibles concentrations de Mn, ces valeurs restent inférieures par rapport à celles enregistrées dans des études effectuées sur la crevette *P. longirostris*, **Corneau et Bedard (2007)** ont trouvé une teneur de 80 µg/g. D'autre part, **Rakatondrasoa (2004)** a estimé que la teneur de manganèse dans la chair des crevettes se trouve dans un intervalle de (400 et 1050 µg/g). **Frédot (2007)** a montré que la teneur de manganèse chez les crustacés est de 500 µg/g, **Roudaut (2005)** a estimé cette teneur de 690 µg/g chez la crevette rose.

Le cuivre est un oligo-élément essentiel pour la bonne santé de l'homme, le corps a besoins d'un apport quotidien minimal en cuivre, l'Organisation Mondiale de la santé (OMS) recommande chez un individu de corpulence moyenne un apport de cuivre de 2mg/jour (**Laitons et Alliages, 2004**). Un bilan cuprique positif a été signalé chez les nouveau-nés normaux de 7 à 14 jours lorsque leur régime fournissait quotidiennement entre 58-100 µg de cuivre par kg de poids corporel, une étude a montré qu'avec un régime fournissant 40µg/kg par jour, l'équilibre cuprique atteint chez les enfants de 6 à 10 ans (**OMS, 1973**).

Une très large variété d'aliments contient du cuivre, parmi les principales sources alimentaires en cuivre, on trouve le foie, les crustacés, les coquillages (**Laitons et Alliages, 2004**). Les valeurs de cuivre enregistrées dans nos échantillons sont relativement à celles signalées par **Karatondoraso** (**2004**) qui a estimé que la teneur de cuivre varie entre (90-135 µg/g). **Frédot (2007)** a montré que la teneur en cuivre dans la chair d'un crustacé est de 8,5 µg/g, cette valeur est proche à nos résultats. Cette discordance dans les résultats peut être expliquer par le fait que certaines recherches sont effectuées sur la crevette entière (céphalothorax, chair et cuticule), d'autres sont réalisées uniquement sur la chair (partie consommable).

Comme pour la plus part des oligo-éléments, si une consommation minimale du cuivre est indispensable à la vie, une consommation à haute dose peut entraîner des effets indésirable, l'OMS et l'administration alimentaire et agriculture des Etats-Unis recommandent aux adultes de ne pas ingérer en moyenne plus de 12mg/jour (**Laitons et Alliages, 2004**).

Après l'analyse des résultats obtenus, nous avons noté la richesse des crevettes rouges (*A. antennatus*) en fer ( $222,33 \pm 11,7893$  µg / g) par apport aux autres espèces, ces valeurs sont supérieures à celles rapportées par **Alaoui. (1991)** qui les a estimées de 20µg/g. **Rakatondoraso (2004)** a montré que la teneur en fer dans la chair des crevettes varie entre 90,5 à 120 µg /g. La crevette rose contient 33,3µg/g comme valeur moyenne (**Roudaut, 2005**). Ces valeurs concordent avec les notre.

Du point de vue nutritionnel, les meilleures sources de fer sont les produits céréaliers, les condiments, le sel, le sucre, les boissons et les aliments de l'enfant constituent des véhicules importants (**Viteri, 1994**).

Pour les animaux aquatiques, selon **Bowen (1966)**, on peut adopter la concentration du fer stable dans les crustacés 20 µg /g (poids sec). Dans les crustacés, l'accumulation du fer peut s'effectuer sous forme de granules dans des cellules spécifiques (**Bryan, 1976**) et de ce fait le facteur de transfert est assez variable. Pour les crustacés filtreurs on peut s'attendre à un facteur de transfert supérieur d'un ordre de grandeur. Pour les crevettes et écrevisses, la majorité du fer (87 %) est stockée dans la carapace (**Bertine et Goldberg, 1976**).

Des travaux récents ont estimé la teneur en fer dans les crevettes cuites de 26 µg/g. (**Turner et al., 2009**). Les chercheurs sont intéressés aux effets d'une dispersion de fer dans les eaux froides, pour stimuler la croissance des algues planctoniques. C'est aujourd'hui certain, que ce fer entraîne une augmentation du pompage autant que la croissance des populations de crevettes(**Hallberg et Huthen, 2000**).

Les protéines myofibrillaires sont trouvées comme le majeur composé dans les muscles, la myosine à chaîne lourde et l'actine sont les protéines prédominantes. Les protéines sarcoplasmiques sont trouvées comme les secondes protéines prédominantes dans la crevette **Hashimoto et al., 1979**. L'étude des protéines des quatre espèces par électrophorèse sur acétate de cellulose a montré qu'il n'y a pas de différence remarquable entre espèces dans la composition protéique des fractions LIS et culot. Malheureusement dans notre étude la fraction HIS qui contient normalement les protéines myofibrillaires n'a pas été séparée. La différence que nous avons trouvée dans la composition protéique de la fraction LIS entre les mâles et les femelles, peut revenir aux protéines responsables des différences morphologiques et physiologiques entre les deux sexes.

Les acides aminés abondants dans la chair de la chevrette blanche ainsi la crevette noire tigrée sont : Arginine, proline, leucine, isoleucine, phénylalanine et acide glutamique selon **Sriket, 2007**.

Parmi ces acides aminés nous avons détecté seulement quelques-uns, dans chacun des individus de nos quatre espèces étudiées.

L'analyse des acides aminés par HPLC nécessite une dérivation dans un réacteur pré ou post colonne par **Steven et al., 2005**, ce qui est non disponible dans le laboratoire, c'est pour ça on n'a pas défini la proportion qui occupe chaque acide aminé dans la chair de crevette.

L'analyse des acides gras libre par GC-MS a mis en évidence l'existence de 12 acides gras dont huit sont saturés l'acide caprylique, l'acide laurique, l'acide myristique, l'acide pentadécylique, l'acide palmitique, l'acide margarique, l'acide stéarique, l'acide heneicosanoïque, et les quatre acides gras restant sont insaturés : l'acide oléique, l'acide linoléique l'acide palmitoléique et l'acide timnodonique (EPA) qui apparaît uniquement dans la chair des femelles de *A. antennatus*.

Les deux principaux AGPI des crustacés sont les EPA et DHA, Ils représentent à eux deux 24% des acides gras totaux dans les phospholipides et 20% dans les lipides neutres (**Cahu, 2006**).

**Bourre (2005)** a estimé la teneur de l'acide docosahexanoïque dans la crevette de 0,15 g/100g, pour l'acide eicosapentanoïque, il a trouvé une valeur moyenne égale à 0,17g/100g.

L'effet bénéfique sur la santé humaine d'un apport régulier en AGPI de la série  $\omega 3$  présente dans la chair de crevette commence à être bien démontré. Les AGLPI  $\omega 3$  comme l'EPA et le DHA sont impliqués dans diverses actions connues: amélioration de la fluidité membranaire, diminution de l'agrégation plaquettaire et, par conséquent, diminution des maladies cardiovasculaires, augmentation de la résistance immunitaire et à la cancérogenèse. Ces acides gras sont importants aussi pour la vision et le développement cérébral, on considère même qu'ils ont joué un rôle dès l'origine de l'humanité (**Broadhurst et al., 1998**).

La composition en acides gras varie en fonction de la distribution spatiale, le régime alimentaire et la température. En effet, des études réalisées par **Dauvin et Elkaim (1996)** sur la crevette *P. longirostris* ont montré que ses derniers, se nourrissent essentiellement de

copépode et du phytoplancton, la présence de ses copépodes est attestée par la forte prédominance du cholestérol par rapport aux autres stérols, ainsi que par la présence d'acide gras mono-insaturé en C<sub>20</sub> et C<sub>22</sub> typiquement présents chez ces organismes.

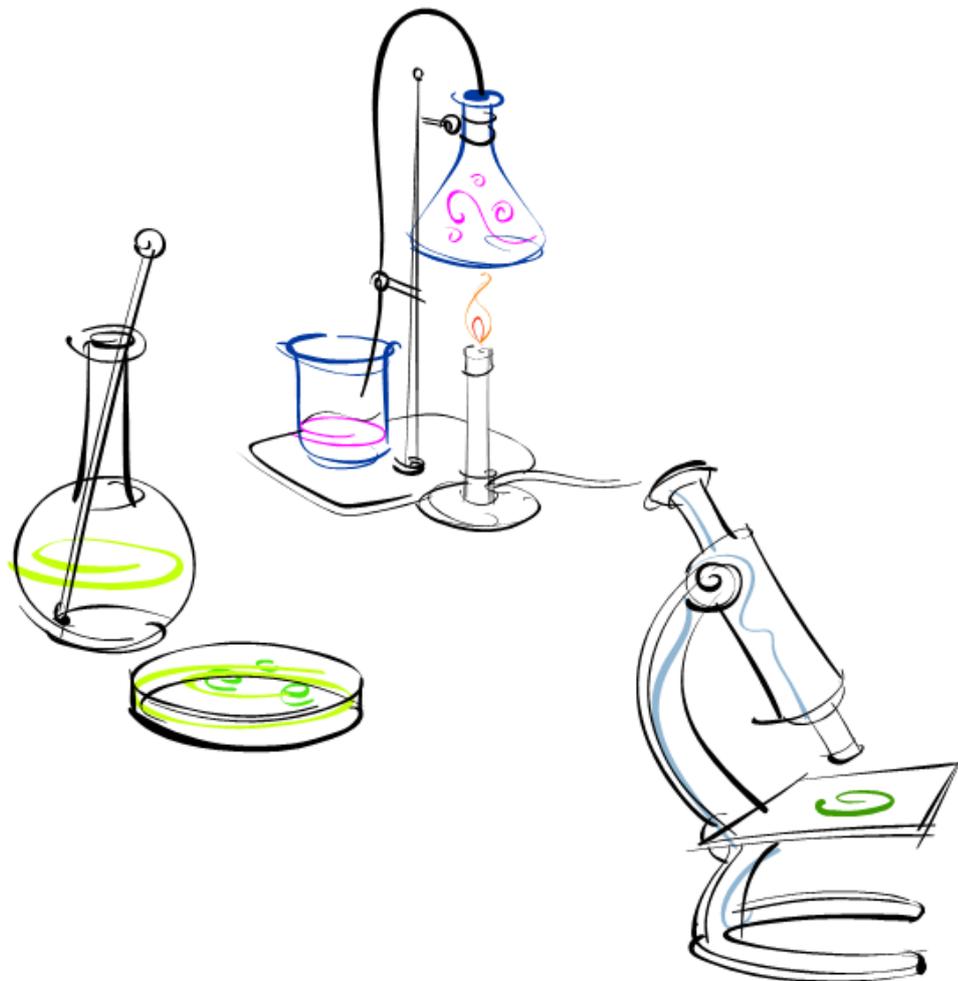
**Bernard et al (1977)** ont étudié l'influence de la température sur la composition en acide gras du muscle abdominal de *P. serratus*, cette étude a mis en évidence la présence des différences de la composition en acides gras durant la saison chaude et la saison froide. Un travail réalisé par **Bernard, 2003** a montré que *P. serratus* est capable de synthétiser le C20: 5ω3 (acide eicosapentanoïque EPA), et le C22: 6ω3 (acide docosahexanoïque DHA) à partir du C18: 2ω6 et du C18: 3ω3.

# ***DEUXIEME PARTIE***

## ***ASPECTECOTOXICOLOGIQUE***

# ***CHAPITRE I***

## ***MATERIEL ET METHODES***



# Partie II : Aspect écotoxicologique

## Chapitre I : Matériel et méthode

Ce travail a été mené sur des crevettes pêchées dans deux régions différentes Jijel et Bejaïa afin de déterminer les concentrations de Plomb et de Cadmium dans la chair de ces crustacés et d'évaluer le stress oxydant induit par ces métaux lourds.

### I.1. Présentation des régions

#### I.1.1. Présentation de la 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 ( $37^{\circ} 0'37.42''N$ ,  $6^{\circ} 0'23.97''E$ ) et ( $37^{\circ} 1'21.39''N$ ,  $6^{\circ} 8'4.46''E$ ), elles sont situées à la région d'Oued Zhou le long du golfe de Jijel. Elles sont situées à 50 km Est de la ville de Jijel (**Fig.43**).



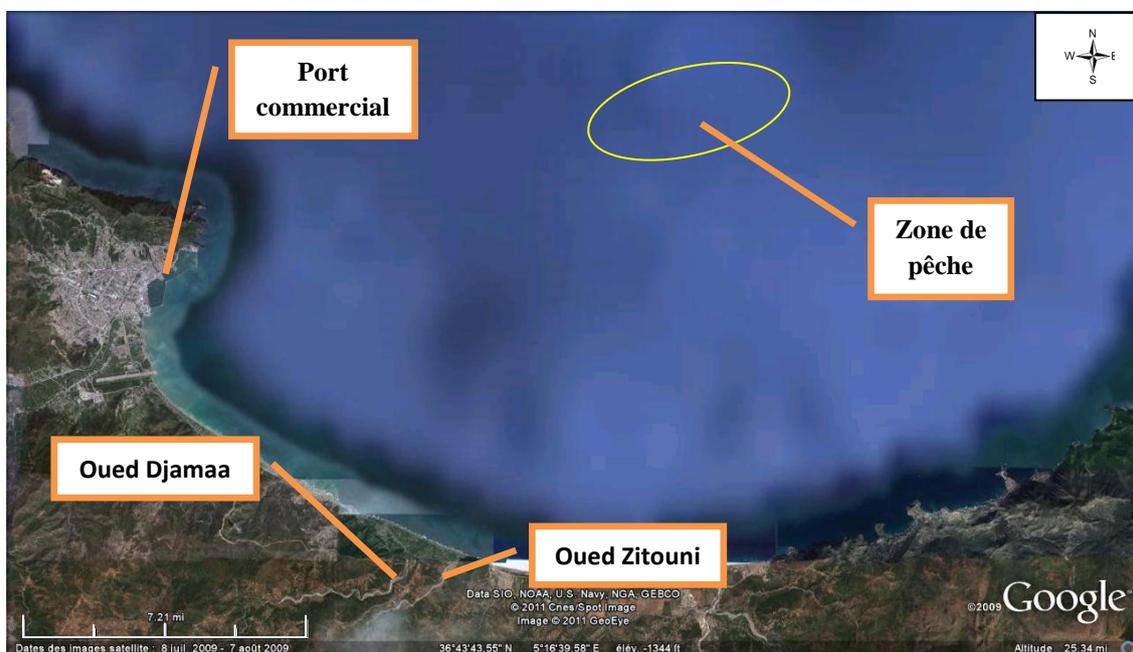
**Figure 43** Situation géographique de la zone d'échantillonnage de Jijel. (Google earth)

### I.1.2. Présentation de la région de Bejaïa

La wilaya de Bejaïa s'étendant sur une superficie de 3.261,26 km<sup>2</sup>, elle est limitée par la wilaya de Jijel à l'Est, La wilaya de Bouira et de Tizi-Ouzou à l'Ouest, la wilaya de Sétif et de Bordj Bou Arreridj au Sud. Bejaïa est caractérisée par la prédominance de Zones montagneuses. Elle se présente comme une masse montagneuse compacte et bosselée, traversée par le couloir formé de la vallée de la Soummam. Elle se caractérise par une façade maritime qui s'étend sur un front de 100 km.

Elle reçoit en moyenne 670 à 1000 mm de pluies par an. Les températures sont adoucies sur le littoral (Hiver doux, été chaud) un peu moins dans la vallée de la Soummam. La zone de montagne voit au contraire des gelées fréquentes (**Hemissi, 2008**).

Les crevettes ont été recueillies dans deux positions (36°45'9.74"N, 5°13'30.87"E) et (36°45'28.47"N, 5°15'51.88"E), elles sont situées entre les axes des deux oueds : Oued Djamaa et Oued Zitouni à l'Est de la wilaya de Bejaïa (**Fig. 44**).



**Figure 44** Situation géographique de la zone d'échantillonnage de Bejaïa (**Google earth**).

## I.2. Collecte des échantillons

### I.2.1. L'eau de mer

Le prélèvement de l'eau a été effectué dans la zone de pêche des crevettes que ce soit à Jijel ou à Bejaïa à l'aide d'un flacon en plastique mené d'une corde de 30 m et d'un poids (ce montage a été fait au laboratoire pour remplacer le dispositif de prélèvement d'eau permettant d'ouvrir les flacons à un niveau déterminé et un point donné.

### I.2.2. Les crevettes

Les crevettes ont été pêchées pendant la nuit à des profondeurs comprises entre 80 m et 120 m pour la zone de Jijel et entre 40 m et 85 m pour la zone de Bejaia. Quatre espèces de crevettes ont été pêchées à Jijel à savoir : *P. kerathurus*, *A. antennatus*, *P. longirostris* et *P. serratus*, et trois espèces ont été recueillies de Béjaia à savoir : *A. antennatus*, *P. longirostris* et *P. serratus*. Pour *P. kerathurus*, cette espèce n'a pas été détectée avec les autres crevettes à Bejaïa. Selon le témoignage des pêcheurs et aussi selon les données de la direction de la pêche de Bejaïa. Les crevettes fraîchement pêchées sont immédiatement transférées dans des glaciers au laboratoire de notre département où différentes analyses sont effectuées selon le diagramme suivant :

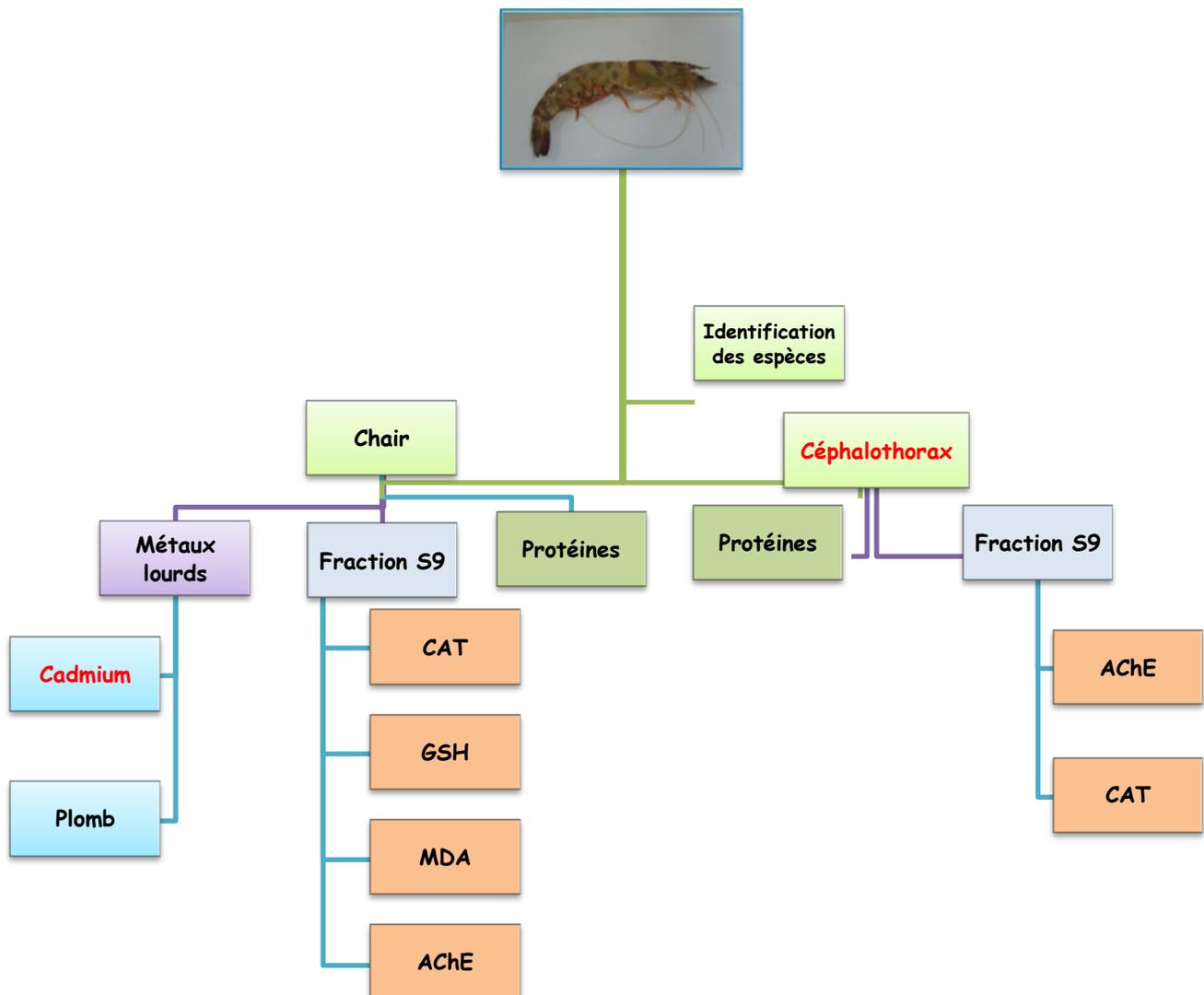


Figure 45. Analyses effectuées sur les crevettes

**NB** : La comparaison entre les crevettes des deux régions va se limiter aux trois espèces rencontrées dans les deux régions : *A. antennatus*, *P. longirostris* et *P. serratus* puisque *P. kerathurus* n'a pas été détectée à Bejaïa.

## I.4. Dosages

### *Dosage des protéines*

Les protéines ont été dosées dans la chair et le céphalothorax selon le procédé de **Bradford, 1976**, (précédemment décrit dans le chapitre II : Matériel et méthodes). Leurs concentrations serviront pour le calcul des activités enzymatiques de la catalase et de l'acétylcholinestérase.

### I.4.3. Analyse des métaux traces par spectrométrie d'absorption atomique (SAA)

Le dosage des métaux lourds nécessite l'élaboration d'une courbe d'étalonnage (**Annexe 6 et 7**)

#### *Dans l'eau de mer*

Le stockage des échantillons sera possible après filtration sur membrane (0.45 µm) pour éviter la fixation des éléments à l'état de traces sur les particules solides ou la mise en solution d'éléments fixes sur ces particules. La conservation de l'échantillon est assurée par acidification à un pH=2 environ dans des flacons en verre ou en polyéthylène, Une température de 4 °C convient pour le stockage de courte durée (quelques heures à quelques jours) ; au-delà il est préférable d'avoir recours à la congélation (**Rodier, 2009**).

#### *Dans la chair des crevettes*

La concentration du Plomb et du Cadmium (µg/g) est calculée par la réaction suivante :

$$[\text{Métaux } \mu\text{g/g}] = \frac{[\text{ppm}]}{1\text{g} \cdot (V_{\text{tech}} - V_{\text{tech acid}})}$$

Où :

1g : la masse de la prise d'essai

$V_{\text{tech}}$  : volume total de l'échantillon = 25ml

$V_{\text{tech acid}}$  : volume total de l'échantillon après digestion = 2 à 3 ml

**N.B**: Toutes ces étapes doivent se dérouler sous hotte aspirante.

## I.4.4. Les biomarqueurs du stress oxydant

### I.4.4.1. Extraction de la fraction «S9»

Les dosages enzymatiques (relatifs aux suivis de biomarqueurs du stress oxydant et de neurotoxicité) nécessitent que les tissus biologiques (chair et céphalothorax) 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, 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 chauffer 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, on procède à leur centrifugation (15 min; 10000 trs/min; 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 microsomales et cytosoliques. Une fois cette fraction obtenue, elle est aliquotée (généralement en deux aliquots) et stockée à -20 °C jusqu'à quelques semaines avant analyse (Barillet, 2007).

#### *1.4.4.2. Dosage de l'activité catalase (CAT) dans la chair et le céphalothorax*

Les catalases sont présentes dans un grand nombre de tissus. Ce sont des enzymes tétramérique à groupement hème. Ces enzymes interviennent dans la défense de la cellule contre le stress oxydant en catalysant la dismutation du peroxyde d'hydrogène (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) toxique en eau et en oxygène (Regoli & Principato, 1995).

L'activité catalase (CAT) est mesurée à 240 nm à l'aide d'un spectrophotomètre 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) pendant 1 minute, 200 µl de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> (500 mM) sur 20 µl d'homogénat, à une température d'incubation de 25 °C. Les résultats sont exprimés en µmole d'H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> par minute dans un mg de protéines (Tab. 26, Annexe 8).

**Tableau 26** Le protocole utilisé pour le dosage de l'activité catalase.

<b>Solution</b>	<b>Tubes</b>	<b>Essai (µl)</b>	<b>Blanc (µl)</b>
<b>Tampon phosphate (100 mM ; pH 7.5)</b>		780	800
<b>H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> (500 mM)</b>		200	200
<b>Homogénat</b>		20	0

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. Le coefficient d'extinction est de 0,0040 mM<sup>-1</sup>.cm<sup>-1</sup> et l'activité CAT est calculée par la formule suivante :

$$\text{Activité CAT } (\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg de prot}) = \frac{\Delta \text{DO} \cdot 10}{(\varepsilon \cdot L \cdot X \cdot 0,05)}$$

**DO** : densité optique.

**L** : longueur de la cuve utilisée.

**X** : la lecture des protéines.

$\varepsilon$  : coefficient d'extinction = 0,0040 mM<sup>-1</sup>.cm<sup>-1</sup>.

#### 1.4.4.3. Dosage du malondialdéhyde (MDA) dans la chair

Le Dosage du malondialdéhyde (MDA)(**Annexe 8**) a été réalisé selon la méthode de **Draper & 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 :

- ✓ 500 µl de surnageant sont additionnés à 2,5 ml de TCA (100 g/l).
- ✓ Chauffer au bain marie à 100 °C pendant 15 min.
- ✓ Refroidissement dans la glace.
- ✓ Centrifugation (10000 trs/min pendant 10 min).
- ✓ 2 ml de surnageant sont additionnés à 1 ml TBA (0,67 g/100 ml d'eau distillée ; ajouter 2 ml de NaOH (2N) à 98 ml de cette solution).
- ✓ Chauffer au bain marie à 100 °C pendant 15 min.
- ✓ Refroidissement dans la glace.
- ✓ Ajouter 1.5 ml de butanol.
- ✓ Après avoir agité au vortex le mélange, une dernière centrifugation (10000 trs/min pendant 10 min) est effectuée.
- ✓ Récupérer le surnageant constitué de butanol renfermant les complexes TBA-MDA (complexe rose).
- ✓ Faire la lecture des absorbances à une longueur d'onde de 532 nm.

Le taux du malondialdéhyde est déterminé selon la formule suivante :

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

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

**156 mM<sup>-1</sup>.cm<sup>-1</sup>** : coefficient d'extinction molaire du TBA.

**Volume total de la cuve** : 1ml.

**Volume de la prise d'essai (volume de l'homogénat)** : 0,5 ml.

$10^3$  : unité de conversion en  $\mu\text{M}$ .

**mg de protéines** : taux de protéines en mg.

#### I.4.4.4. Dosage du glutathion (GSH) dans la chair

Le glutathion est dosé selon la méthode de **Weckbecker & Cory (1988)** qui repose sur la mesure de l'absorbance de l'acide 2-nitro 5-mercaptopurique, résultant de la réduction de l'acide 5-5'-dithio-bis-2 nitrobenzoïque (réactif d'Ellman) par les groupements thiol (-SH) du glutathion (**Annexe 8**)

Afin de protéger les groupements thiol du glutathion, l'homogénat doit subir une déprotéinisation par l'acide sulfosalicylique (SSA) 0,25% (0,25 g de la SSA dans 100 ml d'eau distillée) ; 0,8 ml de l'homogénat sont additionnées à 0,2 ml d'acide sulfosalicylique.

Le mélange est agité et laissé pendant 15 min dans un bain de glace, puis centrifugé (1000 trs/min pendant 5 min). Le surnageant est utilisé pour la mesure de la concentration du glutathion selon les étapes suivantes :

- ✓ Prélever 0,5 ml du surnageant.
- ✓ Ajouter 1 ml du tampon Tris-EDTA (0,02M ; pH 9,6).
- ✓ Ajouter 0,025 ml de DTNB (0,01M).
- ✓ Laisser le mélange pendant 5 minutes à température ambiante.
- ✓ Mesurer la densité optique au spectrophotomètre à 412 nm.

Le taux du glutathion est estimé selon la formule suivante :

$$\text{Taux du GSH } (\mu\text{M/mg de protéines}) = \frac{\text{DO} * 1 * 1,525}{13100 * 0,8 * 0,5 * \text{X mg de protéines}}$$

**DO** : densité optique.

**1** : le volume total des solutions utilisée dans la déprotéinisation (0,2 ml ASS + 0,8 ml homogénat).

**1,525** : le volume total des solutions utilisées dans la GSH (0,025 ml DTNB + 0,5 ml surnageant + 1 ml Tris-EDTA).

**13100** : coefficient d'absorbance (concernant le groupement -SH à 412 nm).

**0,8** : le volume de l'homogénat utilisé en ml.

**0,5** : le volume de surnageant utilisé en ml.

**X**: taux de protéine en mg.

#### I.4.4.5. Dosage de l'acétylcholinestérase (AChE) dans la chair et le céphalothorax

La méthode de dosage de l'acétylcholinestérase (AChE) la plus courante consiste à fournir à l'enzyme un substrat, l'acétylthiocholine (ASCh) (**Annexe 8**), dont l'hydrolyse catalysée libère de la thiocholine (SCh) et de l'acide acétique. La quantité de thiocholine obtenue est proportionnelle à l'activité enzymatique (**Ellmen et al, 1961**), on la révèle à une méthode colorimétrique faisant intervenir un ion (le dithionbisnitrobenzoate du DTNB) qui se lie avec la thiocholine pour former un complexe de couleur jaune que l'on dose à 412 nm.

L'activité enzymatique de l'AChE est déterminée comme suit : 100 µl du surnageant sont additionnés à 100 µl de DTNB (0.1 M ; pH 7) et 1 ml du tampon Tris (0,1 M ; pH 7). Après 3 à 5 minutes de repos nécessaire pour épuiser la réaction spontanée, 100 µl du substrat acétylthiocholineiodide (sigma R) (118 mg ASCh dans 5 ml d'eau distillée sont ajoutés).

La lecture des densités optiques s'effectue à 412 nm toutes les 4 minutes pendant 20 minutes contre un blanc ou le surnageant a été remplacé par un volume équivalent du tampon phosphate (50 µl). L'activité spécifique de l'AChE est déterminée par la formule suivante :

$$X \text{ (U/mg de protéines)} = \frac{\Delta DO * Vt}{1,36 * Vs * pro}$$

**X** : l'activité spécifique de l'AChE en µM/min/mg de protéines.

**Δ DO**: densité optique.

**Vt**: volume total des solutions (0.1ml du surnageant + 0,1 ml du DTNB + 1 ml de tris + 0,1 ml de substrat ASCh).

**Vs** : volume du surnageant (0,1 ml).

**1,36** : coefficient d'extinction (concernant le DTNB à 412 nm).

**NB** : toutes les densités optiques ont été mesurées à l'aide d'un spectrophotomètre du modèle V 630 JASCO caractérisé par :

- ✓ Un double faisceau.
- ✓ Détecteurs de photodiode de silicium.
- ✓ Gamme de 190 à 1100 nm.
- ✓ Passe-bande fixe de 1,5 nm.
- ✓ Haute vitesse de numérisation allant jusqu'à 8000 nm/min.
- ✓ Livré avec SpectraManager Software.

## I.5. Analyses statistiques

### I.5.2. 't' de student

La comparaison des valeurs enregistrées entre mâle et femelle de chaque espèce des différents paramètres étudiés : paramètres biométriques, teneurs en métabolites, métaux lourds et taux des enzymes dosées a été réalisée par le test t de student.

### I.5.3. l'analyse de la variance à deux critères de classification

L'analyse de la variance à deux critères de classification a été utilisée pour étudier la différence entre les espèces et les deux régions.

Pour réaliser cette analyse statistique, nous avons utilisé la légende suivante sur les tableaux et les histogrammes:

\* : comparaison entre les mâles et les femelles

**a** : comparaison entre les espèces

**b** : comparaison entre les deux régions

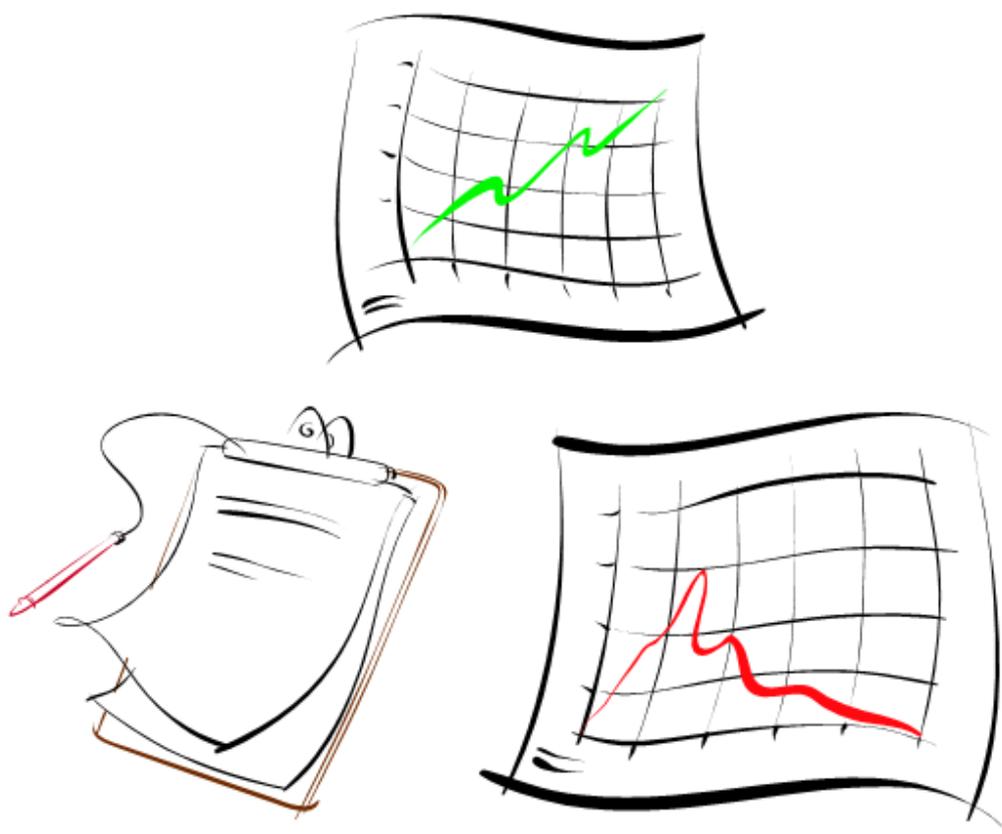
**\*,a,b** : différence significative.

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

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

# ***CHAPITRE II :***

## ***RESULTATS***



## Chapitre 2 Résultats

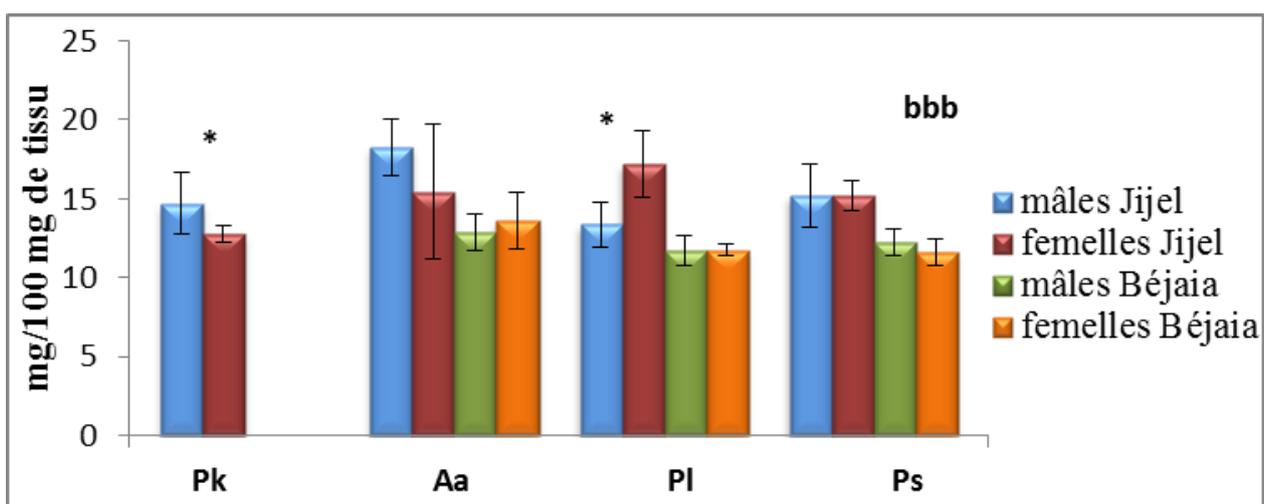
### II.1. Teneur des échantillons en protéines

#### II.1.1. Dans la chair des crevettes

Les résultats obtenus révèlent que la teneur en protéines est plus élevée chez toutes les espèces par rapport à celle des glucides et lipides (variant de 11,598 à 18,267 mg /100 mg de tissu). Le test t de student montre une différence significative chez les mâles et les femelles de *P. kerathurus* ( $P=0,0422 < 0,05$ ) et *P. longirostris* ( $P=0,0153 < 0,05$ ) de Jijel, ainsi que l'ANOVA à deux facteurs révèle une différence hautement significative dans la teneur en protéines entre les crevettes des deux régions ( $P=8,015 \cdot 10^{-5} < 0,001$ ) (Tab. 27, Fig. 46).

**Tableau 27.** Concentrations en protéines (mg /100mg de tissu) dans la chair des crevettes de Jijel et Bejaia ( $m \pm s$ ,  $n=4$ ), \* différence significative entre les mâles et les femelles et bbb différence hautement significative entre les deux régions

Espèce Région	Sexe	<i>P. kerathurus</i>	<i>A. antennatus</i>	<i>P. longirostris</i>	<i>P. serratus</i>	ANOVA
Jijel	mâles	14,69±1,927	18,267±1,801	13,37±1,417	15,184±1,964	8,015.10 <sup>-5</sup>  bbb
	femelles	12,767±0,485	15,453±4,282	17,194±2,130	15,195±0,969	
	t student	0,0422*	0,1461	0,0153*	0,4961	
Bejaïa	mâles	/	12,847±1,452	11,678±0,944	12,206±0,839	
	femelles	/	13,603±1,806	11,767±0,402	11,598±0,831	
	t student	/	0,2651	0,4355	0,1715	
ANOVA		0,7501				



**Figure 46** Teneur en protéines de la chair (mg/100 mg) des mâles et femelles de *P. kerathurus* (Pk), *A. antennatus* (Aa), *P. longirostris* (Pl), et *P. serratus* (Ps) pêchés à Jijel et Bejaia.

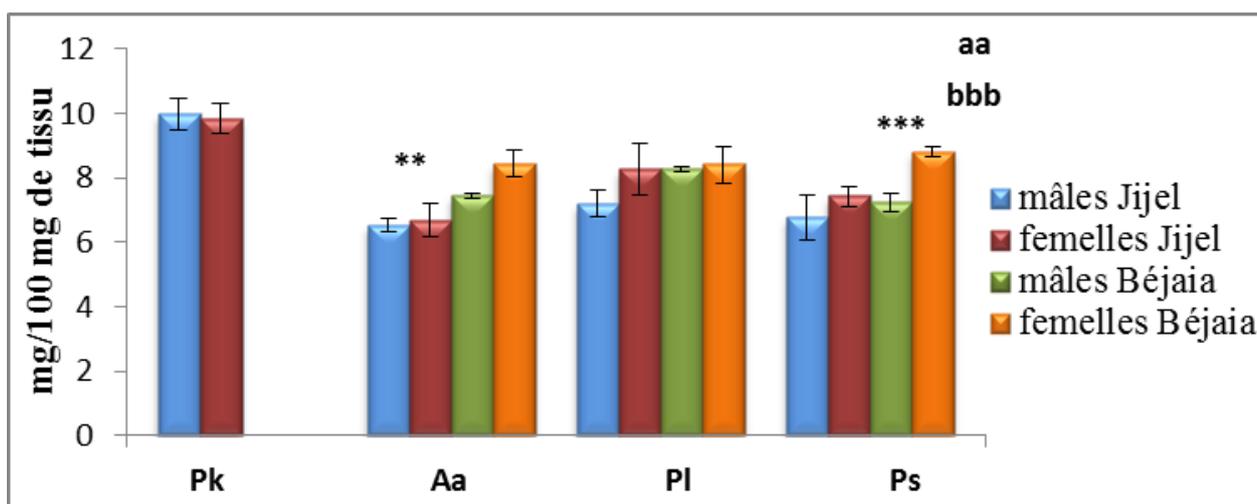
## II.1.2. Dans le céphalothorax

Le test t de student ne montre une différence significative entre les deux sexes des différentes espèces que chez *A. antennatus* ( $P=0,009 < 0,01$ ) et chez *P. serratus* ( $P=9,141.10^{-5} < 0,001$ ) dans la région de Bejaia.

L'ANOVA révèle qu'il existe une différence hautement significative entre les deux régions ( $P=5,402.10^{-7} < 0,001$ ), et une différence très significative entre les espèces ( $P=0,0078$ ) (Tab.28, Fig. 47).

**Tableau 28** Concentrations en protéines (mg /100mg de tissu) dans le céphalothorax des crevettes de Jijel et Bejaia ( $m \pm s$ ,  $n=4$ ), \* différence significative entre les mâles et les femelles, aa différence très significative entre les espèces et bbb différence hautement significative entre les deux régions

Espèce Région	Sexe	<i>p.kerathurus</i>	<i>A.antennatus</i>	<i>P.longirostris</i>	<i>P.serratus</i>	ANOVA
Jijel	mâles	9,978±0,505	6,53±0,222	7,2±0,399	6,775±0,713	5,402.10 <sup>-7</sup> bbb
	femelles	9,847±0,476	6,68±0,529	8,263±0,816	7,42±0,304	
	t student	0,375	0,314	0,152	0,085	
Bejaia	mâles	/	7,443±0,080	8,25±0,081	7,235±0,266	
	femelles	/	8,427±0,420	8,405±0,580	8,807±0,175	
	t student	/	0,009 **	0,317	9,141.10 <sup>-5</sup> ***	
ANOVA		0,0078 aa				



**Figure 47** Teneur en protéines du céphalothorax (mg/100 mg) des mâles et femelles de *P. kerathurus* (Pk), *A. antennatus* (Aa), *P. longirostris* (Pl), et *P. serratus* (Ps) pêchés à Jijel et Bejaia.

## II.3 Taux de métaux lourds

### II.3.1. Dans l'eau de mer

Les résultats obtenus montrent qu'il y a une concentration de plomb plus élevée dans l'eau de mer de Bejaia par rapport à celle de Jijel.

L'ANOVA à un seul facteur révèle qu'il y a une différence hautement significative ( $P= 4,89692.10^{-5} < 0,001$ ) entre les deux régions (**Tab.29, Fig.48**).

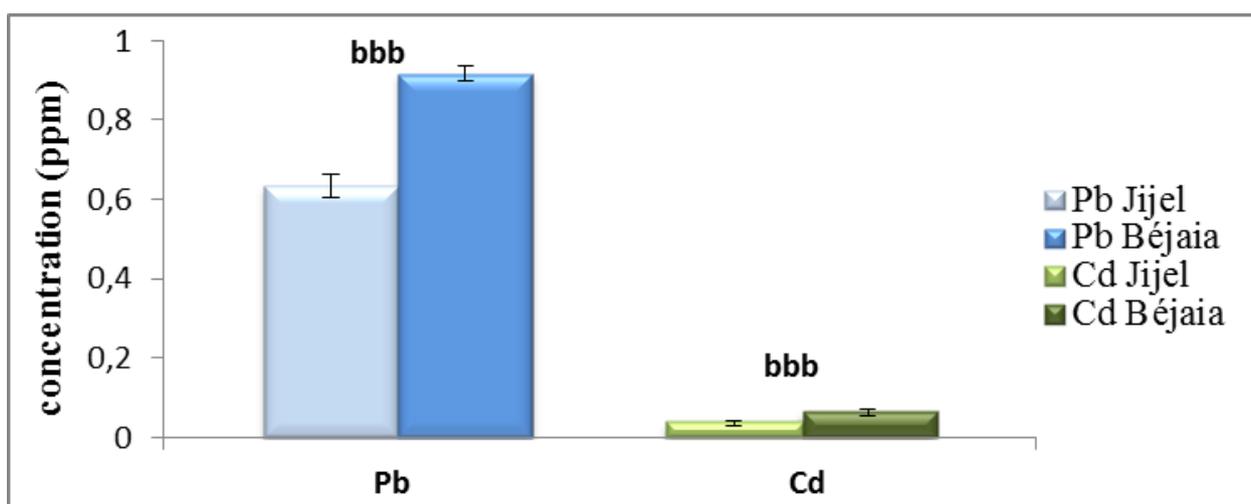
Les concentrations du Cadmium enregistrées dans l'eau de mer montrent que l'eau de mer de Béjaia renferme les concentrations les plus élevées.

L'ANOVA à un seul facteur révèlent qu'il y a une différence hautement significative ( $p= 1,822.10^{-7} < 0,001$ ) entre les deux régions

Ces résultats montrent une prédominance du Plomb par rapport au Cadmium dans l'eau de mer de Jijel ou de Béjaia.

**Tableau 29** Concentrations en Plomb et en Cadmium (ppm) dans l'eau de mer des deux régions Jijel et Bejaia ( $m \pm s$ ,  $n=3$ ), bbb différence hautement significative entre les deux régions.

Métaux lourds	Région	Concentration en ppm	t student	ANOVA
Plomb	Jijel	$0,633 \pm 0,03$	0,00045	$4,89692.10^{-5}$ bbb
	Bejaia	$0,916 \pm 0,018$		
Cadmium	Jijel	$0,037 \pm 0,006$	$1,83806.10^{-7}$	$1,822.10^{-7}$ bbb
	Bejaia	$0,063 \pm 0,007$		



**Figure 48.** Concentrations en Plomb et en Cadmium (ppm) dans l'eau de mer des deux régions Jijel et Bejaia ( $m \pm s$ ,  $n=3$ ).

## II.3.2. Dans la chair des crevettes

## II.3.2.1. Teneur en Plomb

Les concentrations en plomb enregistrées varient chez les mâles entre 0,021 et 0,037  $\mu\text{g/g}$  et chez les femelles entre 0,017 et 0,031  $\mu\text{g/g}$  pour les espèces des deux régions.

Le test t de student ne montre aucune différence significative entre les deux sexes, cependant, l'ANOVA révèle qu'il existe une différence hautement significative ( $P=0,0002 < 0,001$ ) entre les deux régions (Tab. 30, Fig.49).

Tableau 30. Concentrations en Plomb ( $\mu\text{g/g}$ ) dans la chair des crevettes de Jijel et Bejaia ( $m \pm s$ ,  $n=3$ ), bbb différence hautement significative entre les deux régions.

Espèce Région	Sexe	<i>P.kerathurus</i>	<i>A.antennatus</i>	<i>P. longirostris</i>	<i>P. serratus</i>	ANOVA
Jijel	mâles	0,029 $\pm$ 0,008	0,021 $\pm$ 0,007	0,022 $\pm$ 0,0008	0,028 $\pm$ 0,0004	0,0002 <b>bbb</b>
	femelles	0,024 $\pm$ 0,001	0,017 $\pm$ 0,010	0,021 $\pm$ 0,001	0,027 $\pm$ 0,0005	
	t student	0,28	0,32	0,245	0,050	
Bejaïa	mâles	/	0,036 $\pm$ 0,005	0,028 $\pm$ 0,004	0,037 $\pm$ 0,006	
	femelles	/	0,026 $\pm$ 0,003	0,026 $\pm$ 0,0005	0,031 $\pm$ 0,007	
	t student	/	0,141	0,312	0,196	
ANOVA		0,128				

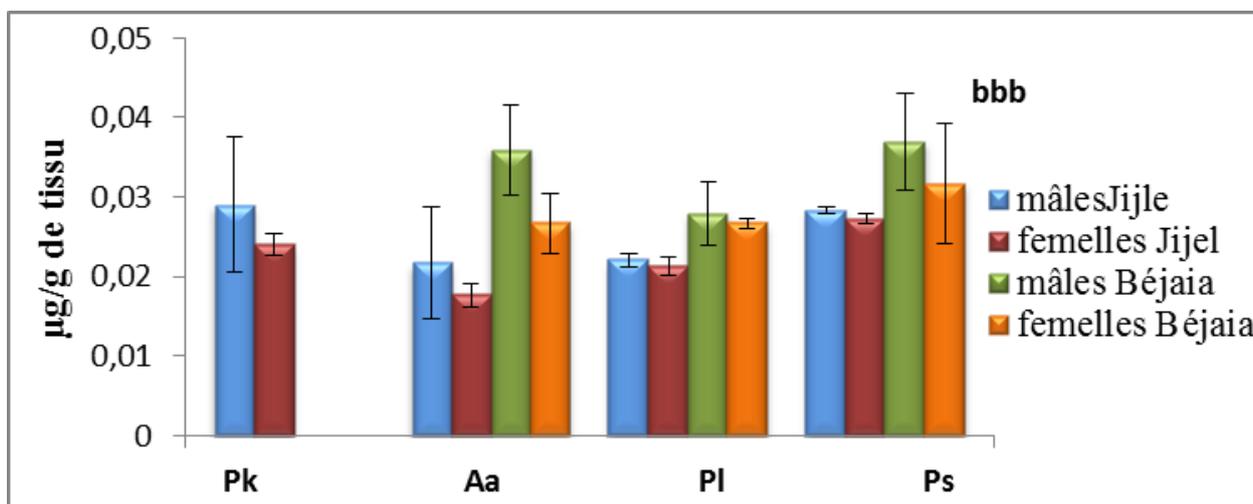


Figure 49 Concentrations en Plomb ( $\mu\text{g/g}$ ) dans la chair des crevettes de Jijel et Bejaïa *P. kerathurus* (Pk), *A. antennatus* (Aa), *P. longirostris* (Pl), et *P. serratus* (Ps) ( $m \pm s$ ,  $n=3$ ).

## II.3.2.2. Teneur en Cadmium

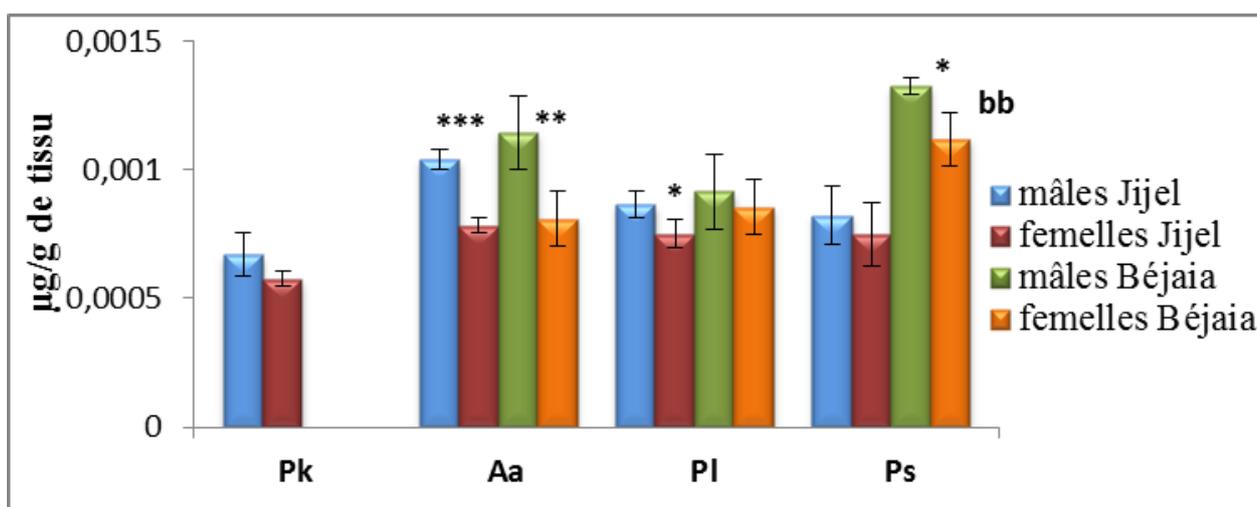
La concentration du Cd est plus élevée chez les mâles (0,0007 à 0,0017) par rapport aux concentrations évaluées chez les femelles (0,0005 à 0,0012) pour toutes les espèces.

Le test t de student révèle une différence significative chez les deux sexes de *P. longirostris* ( $P=0,029<0,05$ ) de la région de Jijel et chez les *P. serratus* ( $P=0,042<0,05$ ) de la région de Bejaia, et très significative ( $P=0,0098<0,01$ ) chez *A. antennatus* ainsi qu'une différence hautement significative ( $P=0,0004<0,001$ ) entre les deux sexes de *A. antennatus* de la région de Jijel.

L'ANOVA révèle qu'il y a une différence très significative entre les deux régions ( $P=0,002<0,01$ ) (Tab. 31, Fig.50).

**Tableau 31** Concentrations en Cadmium ( $\mu\text{g/g}$ ) dans la chair des crevettes de Jijel et Bejaia ( $m \pm s$ ,  $n=3$ ), \* différence significative entre les mâles et les femelles, bb différence très significative entre les deux régions.

Espèce Région	Sexe	<i>P. kerathurus</i>	<i>A. antennatus</i>	<i>P. longirostris</i>	<i>P. serratus</i>	ANOVA
Jijel	mâles	$0,0006 \pm 8,5 \cdot 10^{-5}$	$0,0019 \pm 0,00004$	$0,0008 \pm 5,033 \cdot 10^{-5}$	$0,0008 \pm 0,0001$	0,002 bb
	femelles	$0,0005 \pm 3,21 \cdot 10^{-5}$	$0,0007 \pm 3,05 \cdot 10^{-5}$	$0,0007 \pm 5,56 \cdot 10^{-5}$	$0,0007 \pm 0,0001$	
	t student	0,087	0,0004***	0,029*	0,242	
Bejaia	mâles	/	$0,0018 \pm 2,08 \cdot 10^{-5}$	$0,0009 \pm 0,0001$	$0,001 \pm 3,45 \cdot 10^{-5}$	
	femelles	/	$0,0008 \pm 0,0005$	$0,0008 \pm 0,0001$	$0,0012 \pm 0,0001$	
	t student	/	0,0098**	0,299	0,042*	
ANOVA		0,075				



**Figure 50.** Concentrations en Cadmium ( $\mu\text{g/g}$ ) dans la chair des crevettes des deux régions Jijel et Bejaia *P. kerathurus* (Pk), *A. antennatus* (Aa), *P. longirostris* (Pl), et *P. serratus* (Ps) ( $m \pm s$ ,  $n=3$ )..

## II.3.2.2. Teneur en Zinc

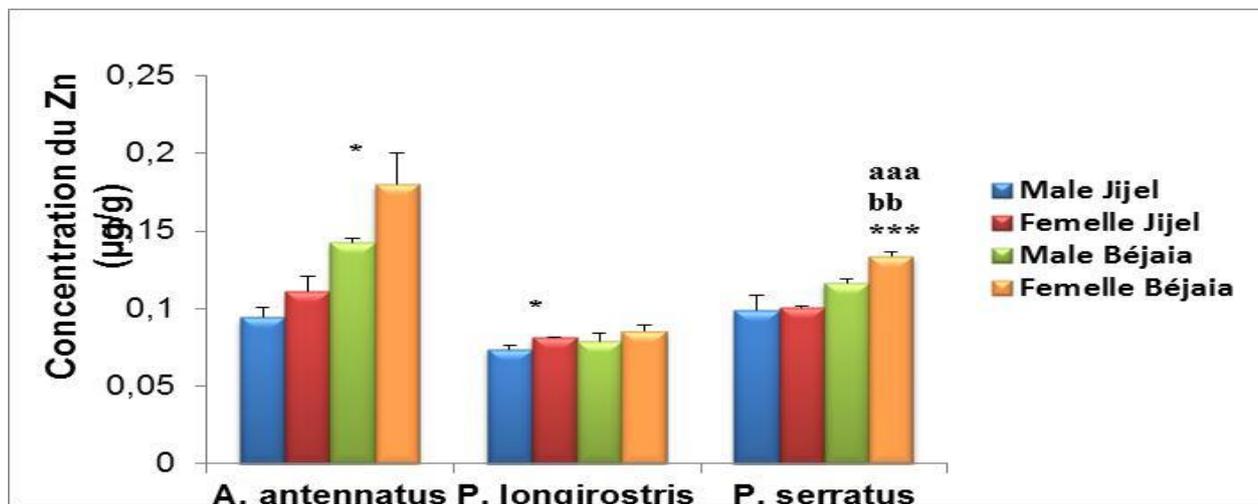
Les concentrations en Zinc enregistrées varient chez les mâles entre 0,0738 et 0,142  $\mu\text{g/g}$  et chez les femelles entre 0,081 et 0,18  $\mu\text{g/g}$  pour les espèces des deux régions (Tab. 32, Fig. 51).

Le test t de student montre qu'il existe une différence significative entre les deux sexes chez *P. longirostris* de la région de Jijel ( $P=0,025 < 0,05$ ) et chez *A. antennatus* de la région de Béjaïa ( $p=0,042 < 0,05$ ), cependant, la différence entre les deux sexes chez *P. serratus* de la région de Béjaïa est hautement significative

l'ANOVA révèle qu'il existe une différence hautement significative ( $P=0,0002 < 0,001$ ) entre les trois espèces étudiées et une différence très significative entre les deux régions ( $p=0,0023 < 0,01$ ).

**Tableau 32** Concentrations en Zinc ( $\mu\text{g/g}$ ) dans la chair des crevettes de Jijel et Bejaïa ( $m \pm s$ ,  $n=3$ ), \* différence significative entre les mâles et les femelles, bb différence très significative entre les deux régions et aaa différence hautement significative entre les espèces.

Espèce Région	Sexe	<i>A. antennatus</i>	<i>P. longirostris</i>	<i>P. serratus</i>	ANOVA
Jijel	mâles	0,094 $\pm$ 0,006	0,0738 $\pm$ 0,002	0,098 $\pm$ 0,009	0,0023 <b>bb</b>
	femelles	0,100 $\pm$ 0,01	0,081 $\pm$ 0,0005	0,111 $\pm$ 0,001	
	t student	0,230	0,025*	0,082	
Bejaïa	mâles	0,142 $\pm$ 0,003	0,0792 $\pm$ 0,005	0,116 $\pm$ 0,002	
	femelles	0,18 $\pm$ 0,02	0,0856 $\pm$ 0,004	0,134 $\pm$ 0,003	
	t student	0,042*	0,078	0,0007***	
ANOVA		0,0002 <sup>aaa</sup>			



**Figure 51.** Concentrations en Zinc ( $\mu\text{g/g}$ ) dans la chair des crevettes des deux régions Jijel et Bejaïa *P. kerathurus* (Pk), *A. antennatus* (Aa), *P. longirostris* (Pl), et *P. serratus* (Ps) ( $m \pm s$ ,  $n=3$ ).

## II.4. Les biomarqueurs

### II.4.1. Dans la chair des crevettes

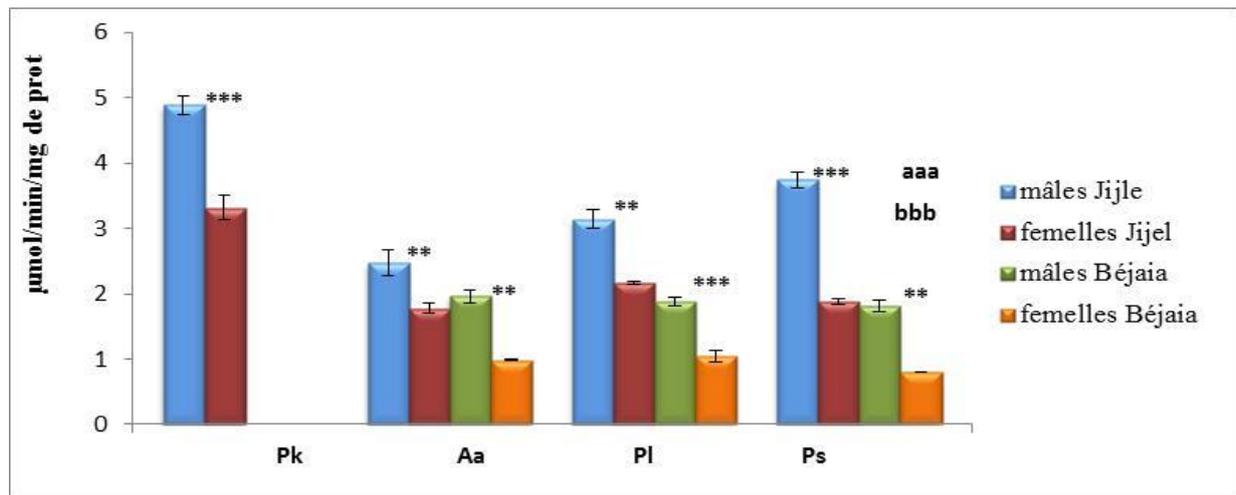
#### II.4.1.1. L'activité catalase

Le test t de student montre une augmentation hautement significative chez les mâles que chez les femelles de *P. kerathurus* ( $P=0,0001<0,001$ ) et de *P. serratus* ( $P=7,403.10^{-5}<0,001$ ) de la région de Jijel et de *P. longirostris* ( $P=0,0001<0,001$ ) de la région de Bejaïa. Une augmentation très significative chez les mâles de *A. antennatus* ( $P=0,0052<0,01$ ) et de *P. longirostris* ( $P=0,0038<0,01$ ) de la région de Jijel ainsi que chez *A. antennatus* ( $P=0,0018<0,01$ ) de la région de Bejaïa.

L'analyse des résultats par l'ANOVA montre que l'activité catalase est hautement élevée chez les espèces de la région de Jijel ( $P=1,423.10^{-11}<0,001$ ) par rapport à celles de la région de Bejaïa, notant aussi une différence hautement significative ( $P= 1,87.10^{-10}$ ) entre les espèces des deux régions (**Tab. 33, Fig.52**).

**Tableau 33** l'activité de la catalase ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéine) dans la chair des espèces de crevettes des deux régions. ( $m \pm s$ ,  $n=4$ ). \* différence significative entre les mâles et les femelles, bbb différence hautement significative entre les deux régions et aaa différence hautement significative entre les espèces.

Espèce Région	Sexe	<i>P.kerathurus</i>	<i>A.antennatus</i>	<i>P.longirostris</i>	<i>P. serratus</i>	ANOVA
Jijel	mâles	4,898 $\pm$ 0,143	2,481 $\pm$ 0,196	3,146 $\pm$ 0,147	3,742 $\pm$ 0,121	1,4.10 <sup>-11</sup> <b>bbb</b>
	femelles	3,321 $\pm$ 0,189	1,781 $\pm$ 0,078	2,167 $\pm$ 0,019	1,882 $\pm$ 0,049	
	t student	0,0001***	0,0052**	0,0038**	7,4.10 <sup>-5</sup> ***	
Bejaïa	mâles	/	1,967 $\pm$ 0,1	1,882 $\pm$ 0,072	1,815 $\pm$ 0,090	
	femelles	/	0,988 $\pm$ 0,018	1,048 $\pm$ 0,089	0,803 $\pm$ 0,009	
	t student	/	0,0018**	0,0001***	0,0013**	
ANOVA		1,87.10 <sup>-10</sup> <b>aaa</b>				



**Figure 52** l'activité de la catalase ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéine) dans la chair des espèces de crevettes des deux régions *P. kerathurus* (Pk), *A. antennatus* (Aa), *P. longirostris* (Pl), et *P. serratus* (Ps).

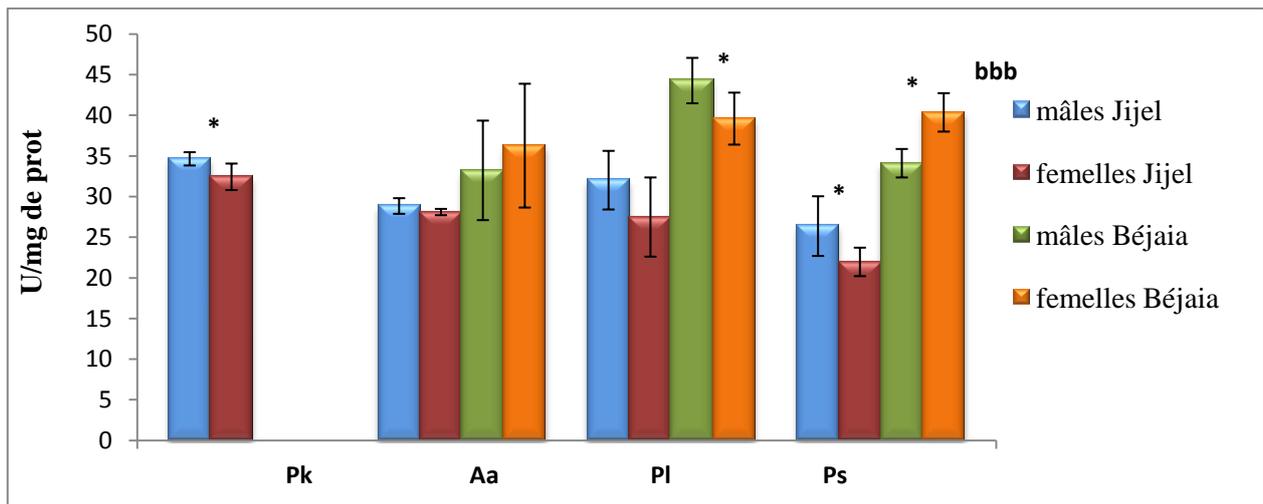
#### II.4.1.2. Taux du malondialdéhyde (MDA)

L'analyse statistique des résultats du taux de MDA par le test t de student montre des différences significatives entre les deux sexes de *P. kerathurus* ( $P=0,032<0,05$ ) et de *P. serratus* ( $P=0,048<0,05$ ) de la région de Jijel, aussi que chez les deux sexes de *P. longirostris* ( $P=0,034<0,05$ ) et de *P. serratus* ( $P=0,019<0,05$ ) de la région de Bejaïa.

L'ANOVA révèle une différence hautement significative entre les deux régions ( $P=3,458.10^{-6}<0,0001$ ), cependant il n'y a une différence significative entre les espèces de chaque régions (**Tab. 34, Fig. 53**). Le taux de MDA varie de 21,98 à 34,65 dans la chair des crevettes de Jijel et de 33,38 à 44,28  $\mu\text{M}/\text{mg}$  de protéine dans celle des crevettes de Bejaïa.

**Tableau 34** Taux du malondialdéhyde (MDA) dans la chair des espèces de crevette les deux régions. ( $m \pm s, n=4$ ).

Espèce Région	Sexe	<i>P.kerathurus</i>	<i>A.antennatus</i>	<i>P.longirostris</i>	<i>P. serratus</i>	ANOVA
Jijel	mâles	34,659±0,818	28,856±0,964	32,033±3,607	26,38±3,699	3,45.10 <sup>-6</sup> bbb
	femelles	32,448±1,629	28,114±0,388	27,499±4,870	21,98±1,751	
	t student	0,032*	0,113	0,092	0,048*	
Bejaïa	mâles	/	33,385±0,913	44,285±2,793	34,119±3,826	
	femelles	/	36,281±7,614	39,606±3,197	40,374±2,363	
	t student	/	0,252	0,034*	0,019*	
ANOVA		0,222				



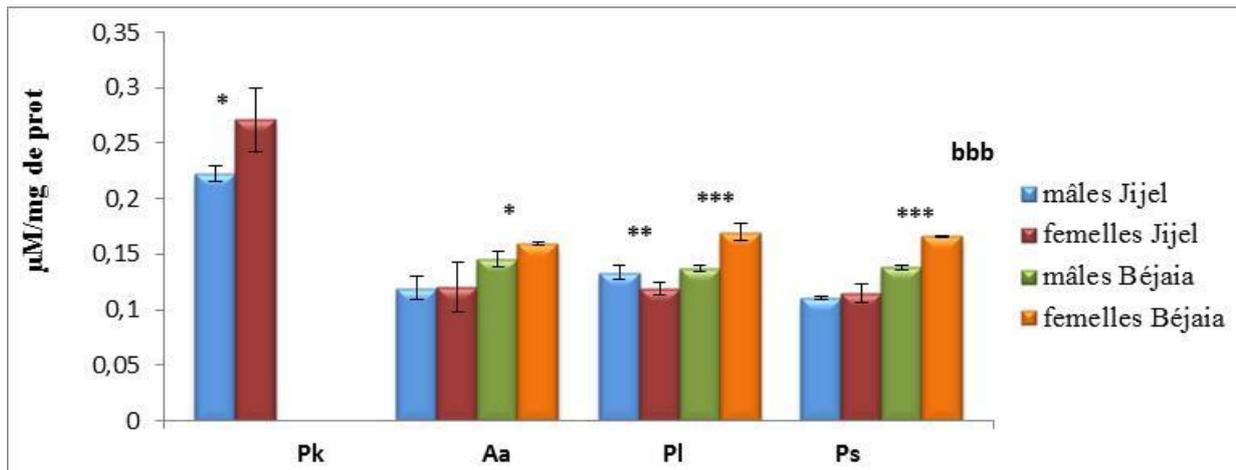
**Figure 53** Taux de malondialdéhyde(MDA) dans la chair des espèces de crevette les deux régions *P. kerathurus* (Pk), *A. antennatus* (Aa), *P. longirostris* (Pl), et *P. serratus* (Ps).

#### II.4.1.3. Taux du glutathion (GSH)

L'analyse statistique des résultats obtenus par le test t de student montre qu'il y a une différence significative entre les deux sexes de *P. kerathurus* ( $P=0,023 < 0,05$ ) de la région de Jijel et de *A. antennatus* ( $P=0,035 < 0,05$ ) de la région de Bejaïa, ainsi qu'une différence très significative entre les deux sexes de *P. longirostris* ( $P=0,006 < 0,01$ ) de la région de Jijel, une différence hautement significative a été signalée entre les deux sexes de *P. longirostris* ( $P=0,0006 < 0,001$ ) et de *P. serratus* ( $P=8,616 \cdot 10^{-6} < 0,001$ ) de la région de Bejaïa. Une augmentation hautement significative du taux du GSH a été enregistrée dans la chair des crevettes pêchées dans la région de Bejaïa ( $P=9,33526 \cdot 10^{-9} < 0,001$ ), alors qu'aucune différence significative n'a été notée entre les espèces de chaque région (**Tab. 35, Fig. 54**).

**Tableau 35** l'activité de la glutathion réduct (GSH) ( $\mu\text{M}/\text{mg}$  de protéines) dans la chair des espèces de crevette des deux régions. ( $m \pm s$ ,  $n=4$ ). \* différence significative entre les mâles et les femelles et bbb différence très significative entre les deux régions

Espèce Région	Sexe	<i>P.kerathurus</i>	<i>A.antennatus</i>	<i>P.longirostris</i>	<i>P. serratus</i>	ANOVA
Jijel	mâles	0,222±0,007	0,119±0,010	0,133±0,006	0,110±0,001	9,33.10 <sup>-9</sup> <b>bbb</b>
	femelles	0,271±0,029	0,120±0,022	0,119±0,005	0,115±0,008	
	t student	0,023*	0,469	0,006**	0,176	
Bejaïa	mâles	/	0,145±0,006	0,137±0,003	0,138±0,002	
	femelles	/	0,159±0,001	0,17±0,007	0,166±0,001	
	t student	/	0,035*	0,0006***	8,6.10 <sup>-6</sup> ***	
ANOVA		0,163				



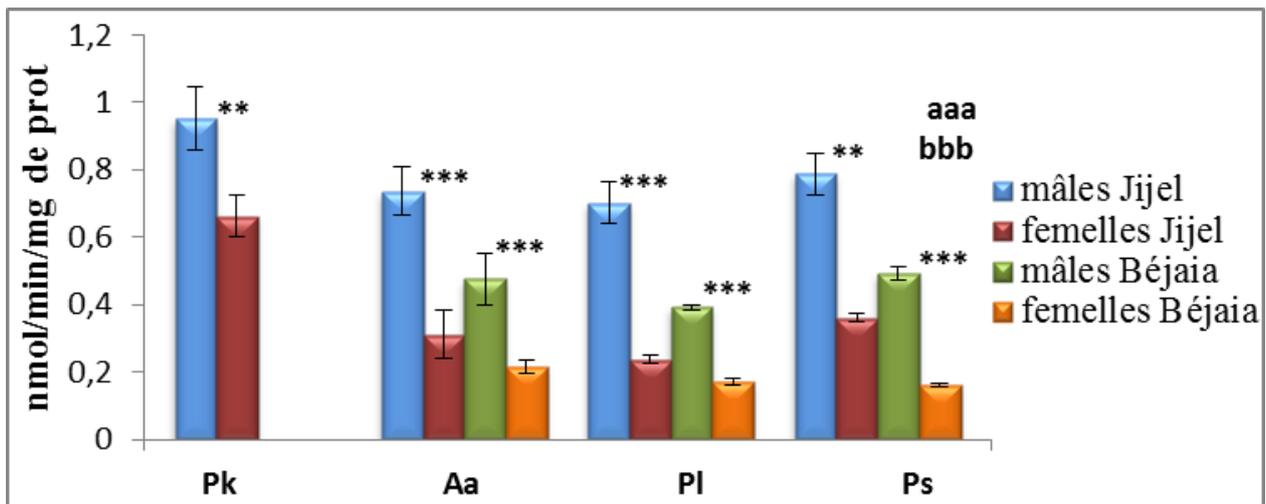
**Figure 54** Taux de glutathion réducteur (GSH) ( $\mu\text{M}/\text{mg}$  de protéines) dans la chair des espèces de crevette des deux régions *P. kerathurus* (Pk), *A. antennatus* (Aa), *P. longirostris* (Pl), et *P. serratus* (Ps).

#### II.4.1.4. L'activité de l'acétylcholinestérase (AChE)

Le test t de student révèle qu'il y a une différence très significative entre les deux sexes de *P. kerathurus* ( $P=0,009<0,01$ ), *P. serratus* ( $P=0,003<0,01$ ) de la région de Jijel et *A. antennatus* ( $P=0,00014<0,01$ ) de la région de Béjaïa, une différence hautement significative ( $P=0,0007<0,001$  ;  $P=1,9 \cdot 10^{-6}<0,001$  ;  $P=3,925 \cdot 10^{-5}<0,001$ ) a été enregistrée respectivement entre les deux sexes de *A. antennatus* de la région de Jijel, *P. longirostris*, *P. serratus* de la région de Béjaïa. L'ANOVA révèle qu'il y a une diminution hautement significative de l'activité de l'acétylcholinestérase chez les crevettes de la région de Béjaïa ( $P=1,31145 \cdot 10^{-7}<0,001$ ) et une différence hautement significative entre les espèces ( $P=3,856 \cdot 10^{-12}<0,001$ ) (Tab. 36, Fig. 55).

**Tableau 36** l'activité de l'acétylcholinestérase (nM/min/ mg de protéine) dans la chair des espèces de crevettes des deux régions. ( $m \pm s$ ,  $n=4$ ), \* différence significative entre les mâles et les femelles, bbb différence hautement significative entre les deux régions et aaa différence hautement significative entre les espèces.

Espèce Région	Sexe	<i>P.kerathurus</i>	<i>A.antennatus</i>	<i>P.longirostris</i>	<i>P. serratus</i>	ANOVA
Jijel	mâles	0,951±0,092	0,735±0,072	0,701±0,062	0,788±0,062	1,311.10 <sup>-7</sup> bbb
	femelles	0,663±0,062	0,312±0,069	0,237±0,010	0,361±0,011	
	t student	0,009**	0,0007***	0,0003***	0,003**	
Bejaïa	mâles	/	0,476±0,076	0,393±0,007	0,493±0,017	
	femelles	/	0,215±0,02	0,171±0,008	0,161±0,006	
	t student	/	0,00014***	1,91.10 <sup>-6</sup> ***	3,9.10 <sup>-5</sup> ***	
ANOVA		3,856.10 <sup>-12</sup> aaa				



**Figure 55** l'activité de l'acétylcholinestérase (nM/min/ mg de protéine) dans la chair de espèces de crevettes des deux régions *P. kerathurus* (Pk), *A. antennatus* (Aa), *P. longirostris* (Pl), et *P. serratus* (Ps).

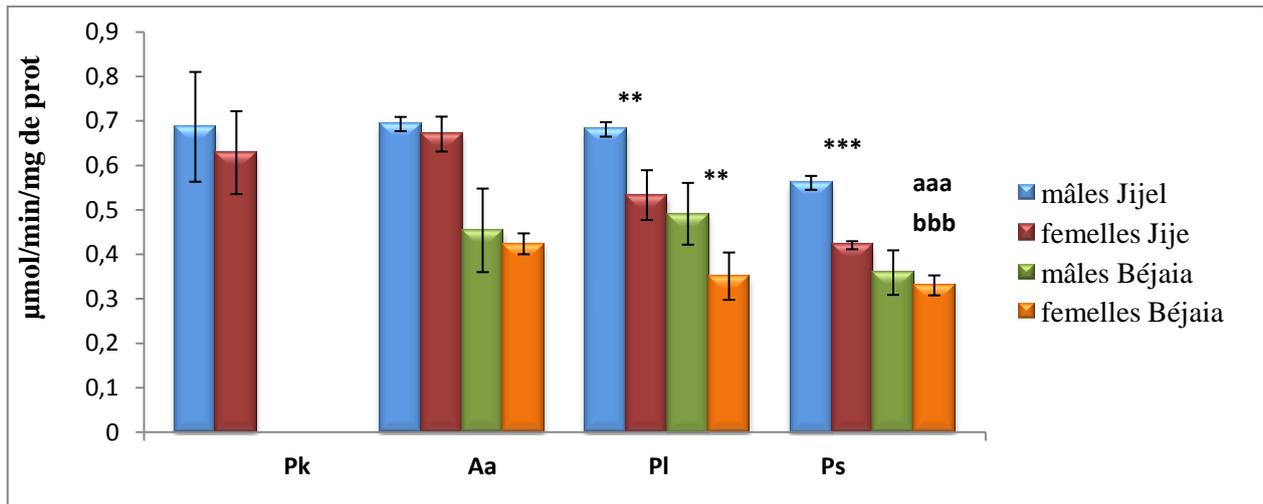
## II.4.2 Dans le céphalothorax

### II.4.2.1. l'activité catalase (CAT)

Le test t de student montre qu'il y a une différence très significative entre les deux sexes de *P. longirostris* des deux régions de Jijel et Béjaïa respectivement ( $P=0,003 < 0,01$  ;  $P=0,009 < 0,01$ ), et aussi une différence hautement significative entre les deux sexes de *P. serratus* ( $P=1,01 \cdot 10^{-5} < 0,001$ ) de la région de Jijel. L'ANOVA révèle qu'il y a une chute hautement significative de l'activité catalase dans le céphalothorax des crevettes pêchées à Béjaïa ( $P=3,51 \cdot 10^{-14} < 0,001$ ) et entre les espèces ( $P=0,0003 < 0,001$ ) (Tab. 37, Fig. 56).

**Tableau 37** l'activité de la catalase ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéine) dans le céphalothorax des espèces de crevette des deux régions. ( $m \pm s$ ,  $n=4$ ). \* différence significative entre les mâles et les femelles, bbb différence hautement significative entre les deux régions et aaa différence hautement significative entre les espèces.

Espèce Région	Sexe	<i>P.kerathurus</i>	<i>A.antennatus</i>	<i>P.longirostris</i>	<i>P. serratus</i>	ANOVA
Jijel	mâles	0,687±0,123	0,693±0,016	0,681±0,016	0,561±0,015	3,51.10 <sup>-14</sup> bbb
	femelles	0,629±0,093	0,670±0,039	0,533±0,055	0,420±0,009	
	t student	0,275	0,178	0,003**	1,015.10 <sup>-5</sup> ***	
Béjaïa	mâles	/	0,454±0,093	0,491±0,069	0,359±0,05	
	femelles	/	0,424±0,023	0,351±0,053	0,330±0,022	
	t student	/	0,289	0,009**	0,176	
ANOVA		0,0003 aaa				



**Figure 56** l'activité de la catalase ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines) dans le céphalothorax des espèces de crevette des deux régions *P. kerathurus* (Pk), *A. antennatus* (Aa), *P. longirostris* (Pl), et *P. serratus* (Ps).

#### II.4.2.2. l'activité de l'acétylcholinestérase (AChE)

Le test t de student montre que l'activité de l'acétylcholinestérase est plus élevée chez les mâles que chez les femelles, ces taux sont significativement différents entre les deux et ce pour les crevettes des deux régions.

L'ANOVA révèle qu'il y a une déplétion hautement significative de l'activité de l'acétylcholinestérase dans le céphalothorax des crevettes pêchées à Béjaïa ( $P=6,386.10^{-11} < 0,001$ ) et une différence hautement significative entre les espèces de chaque région ( $P=1,796.10^{-8} < 0,001$ ) (Tab.38, Fig. 57).

**Tableau 38** l'activité de l'acétylcholinestérase ( $\text{nM}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines) dans le céphalothorax des espèces de crevette des deux régions. (m  $\pm$  s, n=4), \* différence significative entre les mâles et les femelles, bbb différence hautement significative entre les deux régions et aaa différence hautement significative entre les espèces..

Espèce Région	Sexe	<i>P.kerathurus</i>	<i>A.antennatus</i>	<i>P. longirostris</i>	<i>P. serratus</i>	ANOVA
Jijel	mâles	4,597 $\pm$ 0,107	3,655 $\pm$ 0,517	2,574 $\pm$ 0,044	3,613 $\pm$ 0,358	6,386.10 <sup>-11</sup> <b>bbb</b>
	femelles	2,895 $\pm$ 0,413	1,452 $\pm$ 0,056	1,062 $\pm$ 0,057	3,181 $\pm$ 0,084	
	t student	0,0006***	0,009**	1,034.10 <sup>-7</sup> ***	0,042*	
Bejaïa	mâles	/	3,005 $\pm$ 0,142	1,752 $\pm$ 0,083	1,636 $\pm$ 0,126	
	femelles	/	1,126 $\pm$ 0,097	0,939 $\pm$ 0,079	1,038 $\pm$ 0,018	
	t student	/	0,0001***	3,986.10 <sup>-6</sup> ***	0,001**	
ANOVA		1,796.10 <sup>-8</sup> <b>aaa</b>				

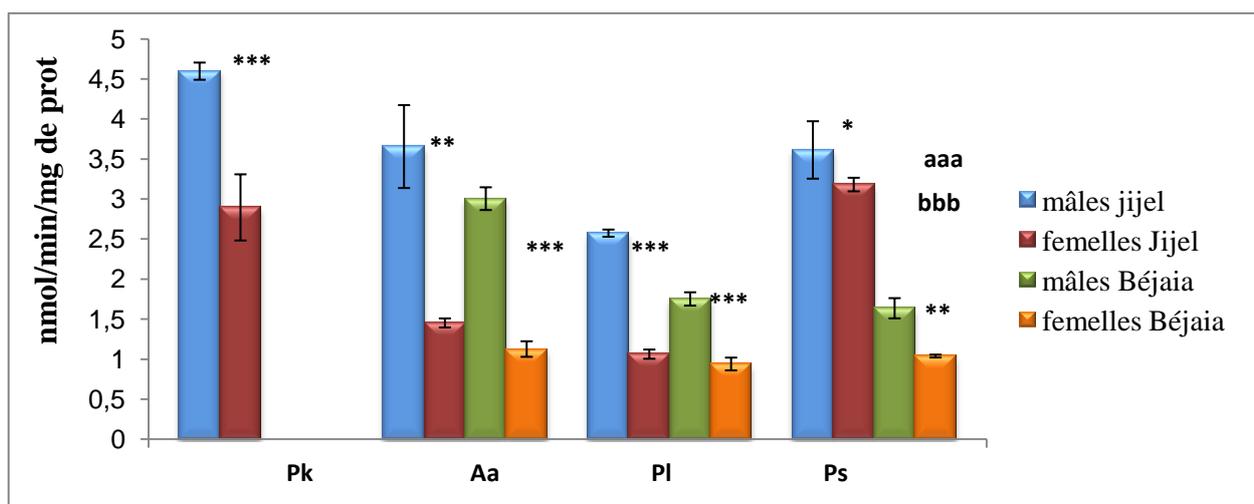
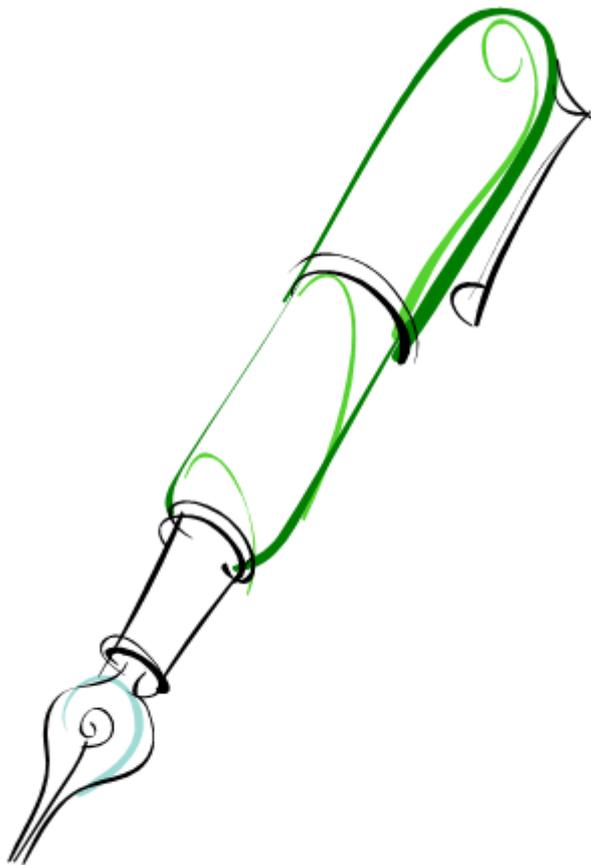


Figure 57 l'activité de l'acétylcholinestérase (nmol/min/mg de protéine) dans le céphalothorax des espèces de crevette des deux régions *P. kerathurus* (Pk), *A. antennatus* (Aa), *P. longirostris* (Pl), et *P. serratus* (Ps).

# ***CHAPITRE III :***

## ***DISCUSSION***



## Chapitre III Discussion

Les métaux lourds sont des contaminants majeurs du milieu marin. Certains, dits oligo-éléments (Fe, Cu, Zn, Mn, Mo, Co), sont indispensables au fonctionnement des métallo-enzymes, mais ils peuvent devenir toxiques à des concentrations trop élevées. D'autres, comme le Cd et le Pb, sont connus seulement pour leurs effets toxiques (**Viarengo, 1985**). Les métaux lourds peuvent altérer la physiologie des organismes de plusieurs manières, soit par liaison aux biomolécules solubles (enzymes, ADN) ou membranaires (phospholipides) ou en réagissant avec les groupements thiols (SH) des biomolécules (**Moukrim, 2002**).

L'eau de mer contient en moyenne 0,03 µg de plomb par litre mais, dans les zones côtières, les eaux superficielles peuvent en renfermer 10 fois plus (**Rodier, 2009**). L'action toxique est variable selon les espèces et le degré de minéralisation de l'eau.

Les concentrations du Plomb enregistrées dans l'eau de mer de Jijel sont de 0,633 µg/l et de 0,916 µg/l à Bejaia. Les valeurs enregistrées à Béjaia sont plus élevées que celles trouvées par **Alliot & Frenet-Piron, 1990** à La trinité-sur-mer de la côte sud de la Bretagne (0,4 à 0,6 µg/l).

Les concentrations du Cadmium enregistrées dans l'eau de mer de Jijel sont de 0,037 µg/l, celles enregistrées à Bejaia font presque le double : 0,063 µg/l, **Alliot & Frenet-Piron, 1990** ont trouvé que le taux de Cd dans l'eau de mer en Australie varie de 0,3 à 0,5 µg/l. Cependant (**Jung & Zauke, 2008**) ont enregistré des concentrations comprises entre 0,009 et 0,013 µg/l au Japon.

Le rapport [Pb] / [Cd] montre que la concentration du Pb enregistrées dans l'eau de mer de la région de Jijel est 17 fois plus élevée que celle du Cd et 14 fois plus élevée dans l'eau de mer de la région de Bejaia. Ceci pourrait être expliqué par le fait qu'à cause de son affinité au Zn, le Cd a tendance à former des complexes avec le Zn, ce qui l'empêche de se retrouver totalement à l'état libre.

Le Règlement (CE) N 466/2001 de la communauté européenne fixe la teneur maximale en plomb 0,5 µg/g et en cadmium à 0,6 µg/g de poids à l'état frais des crustacés à l'exception de la chair brune de crabe. Cependant l'analyse de nos échantillons par SAA a donné des concentrations en Pb chez les mâles allant de 0,021 à 0,037 µg/g et chez les femelles de 0,017 à 0,031 µg/g pour les espèces des deux régions. Pour le Cd, chez les mâles, les teneurs varient de 0,0007 à 0,0017 µg/g et chez les femelles de 0,0005 à 0,0012 µg/g. Pour le Zn les concentrations varient entre 0,0738 et 0,142 µg/g chez les mâles et entre 0,081 et 0,18 µg/g chez les femelles dans les deux régions. Donc, ces teneurs en métaux lourds dans la chair de crevette de la baie de Jijel et Bejaia ne dépassent pas les teneurs maximales.

Nos résultats montrent que les concentrations des métaux dosés sont élevées dans la région de Bejaia aussi bien dans les crevettes pêchées ou dans l'eau de mer par rapport à celles de la région de Jijel, ceci revient à la présence de plusieurs sources de pollution dans la région de Bejaia tel que le gisement de polymétaux (Zn, Pb, et Ag) dans le massif vulcano-sédimentaire d'Amizour ; le port commercial et pétrolier ; la zone industrielle avec ces rejets et l'élimination des déchets urbains dans les estuaires et les régions côtières ainsi que, les affluents des oueds Soummam ; Djamaa et Zitouni qui sont dus au gisement revenant du bassin versant de ces oueds. Quant aux concentrations des métaux enregistrées dans la région de Jijel, celles-ci peuvent être dues aux affluents d'oued El kébir

et d'oued Zhour ; Le gisement de Zn et de Fe, sans oublier le rôle des courants d'eau de mer dans la répartition des différents métaux (**Hemissi, 2008**).

Les résultats obtenus montrent que *P. serratus* est l'espèce qui renferme les concentrations les plus élevées de métaux lourds. Selon **Arzel et al., (1992)**, en fonction de la saison et de l'âge, *P. serratus* se tient sur des fonds rocheux, sablo-vaseux ou à herbiers, dépassant rarement la profondeur de 50-60 m (espèce des zones côtières), cela explique peut-être les taux élevés des métaux lourds dans la chair de cette espèce.

De plus, nous avons noté une diminution hautement significative de l'activité de la catalase dans la chair des échantillons de crevettes de la baie de Bejaia par rapport à celle de Jijel. Selon (**Ercal et al, 2001**), 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).

Le taux du glutathion dans la chair des crevettes de Bejaia est significativement plus élevé que ceux évalués chez les crevettes de Jijel. Cette augmentation du glutathion semble être contradictoire avec d'autres recherches menées sur des poissons exposés aux métaux (**Barillet et al., 2006**) et sur des mollusques exposés au Cadmium (**Khebbab et al., 2010**). Ceci peut être dû aux doses utilisées. Le glutathion n'est sollicité qu'au-delà d'un certain degré de pollution. Il est également difficile de comparer des travaux sur site et en laboratoire

De plus (**Lagadic et al, 1997**) ont montré que le glutathion en tant qu'un antioxydant vient renforcer l'activité catalase en agissant comme réducteurs ou capteurs des radicaux libres grâce à sa fonction thiol (-SH).

Cependant, les poissons téléostéens, tout comme les mammifères, 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 envers les groupements -SH (**Barillet, 2007**).

Il s'agit du caractère 'dur' ou 'mou' au sens de **Wirtz, (1960)** des espèces chimiques considérées. Ainsi, Wirtz propose de classer les ions métalliques en deux classes : les "métaux durs" tel que le plomb et des métaux "mous" comme le cadmium. En effet, seuls les métaux mous sont caractérisés par une forte affinité envers ces groupements fonctionnels. Selon les résultats retenus dans notre étude, nous avons constaté que les concentrations en Plomb (un métal dur) sont 17 fois plus élevées dans la chair des crevettes par rapport au Cadmium, ceci peut expliquer l'augmentation du GSH observée.

L'évolution comparative de la teneur en MDA chez les crevettes des deux régions montre des valeurs significativement importantes dans la chair des crevettes de Bejaia par rapport à celles de Jijel, ce qui peut s'expliquer par une peroxydation lipidique intense chez les crevettes de la baie de Bejaia et donc augmentation du MDA. Des résultats similaires ont été observés chez la

moule *Mytilus galloprovincialis* exposée aux métaux lourds (**Chahidi, 1997**), chez des moules exposées aux pesticides (**Nadji et al., 2010**) et aussi chez la crevette *Aristeus antennatus* exposée aux pesticides (**Hernandez-Moreno et al., 2010**).

En effet, la présence de plomb et de cadmium dans la baie de Bejaia à des concentrations importantes par rapport à celles de Jijel peut également expliquer l'augmentation du taux de MDA chez les crevettes de cette région. **Narbonne et al., (1991)** rapportent que les métaux ont un pouvoir initiateur de la lipoperoxydation. **Halliwell & Gutteridge (1990)** ont montré que les métaux de transition participent à la génération de formes actives de l'oxygène pour produire d'autres radicaux fortement réactifs.

L'activité de l'AChE est considérée par plusieurs auteurs comme étant un indicateur spécifique de l'exposition aux pesticides organophosphorés et carbamates (**Hill & Fleming, 1982; Day & Scott, 1990**). Plus récemment, d'autres travaux ont décrit une perturbation de l'activité AChE en présence de certains métaux traces (**Thaker & Haritos 1989, Devi & Fingerman, 1995, Labrot et al., 1996**).

Peu d'études se sont intéressées à l'effet *in vitro* des métaux lourds. **Olson & Christensen (1980)**, ont déterminé l'ordre d'effet de plusieurs métaux lourds sur l'activité AChE de poissons étant démontré que le cadmium a un fort pouvoir inhibiteur sur cet enzyme.

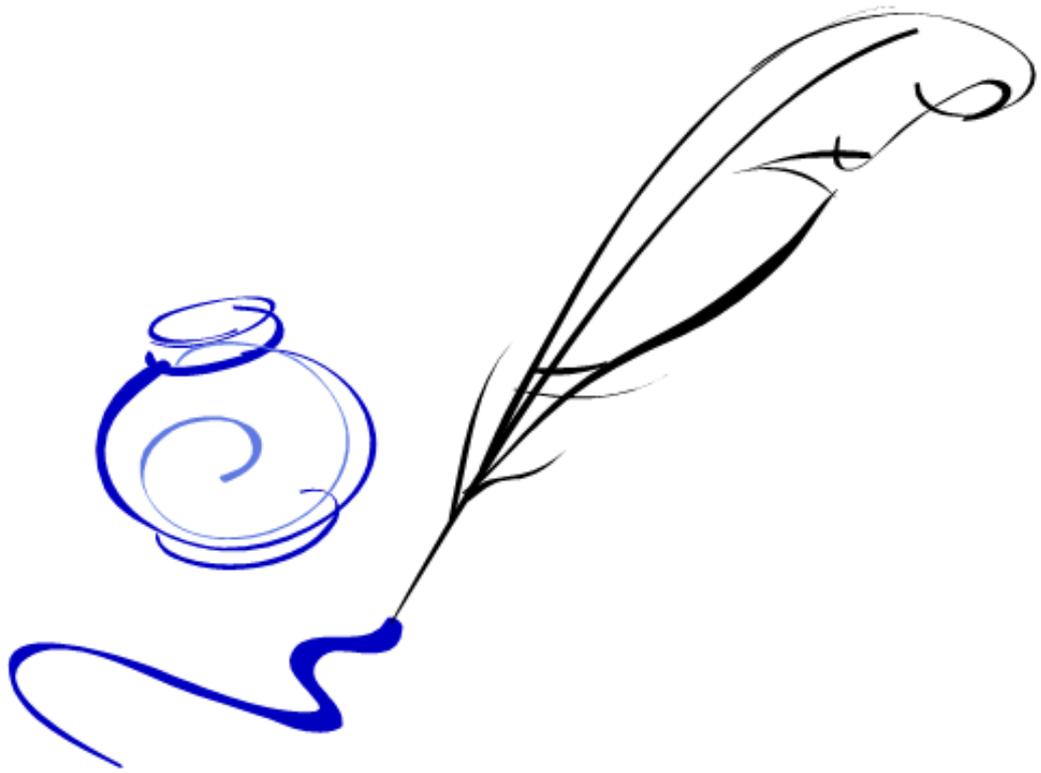
L'inhibition de l'activité acétylcholinestérase mesurée chez les crevettes de la région de Bejaia pourrait être due à la présence dans le milieu de composés ayant un pouvoir inhibiteur vis-à-vis des cholinestérases. Des résultats similaires ont montré que le traitement par deux pesticides: carbofuron (carbamate) et le chlorpyrifos (organophosphoré) pendant 24 heures d'exposition, inhibent l'activité AChE chez *Gambusia Yucatan* (**Wendi et al., 2003**).

Comme pour la majorité des enzymes, à certaines concentrations, les métaux sont capables d'inhiber l'activité AChE aussi bien *in vivo* qu'*in vitro*. Ainsi, il est raisonnable d'affirmer que ces métaux sont à l'origine de l'inhibition de l'activité AChE au niveau des crevettes de la région de Bejaia.

Selon l'étude de (**Lionetto et al., 2002**) faite sur les biomarqueurs de stress oxydant chez les moules, une forte inhibition de l'AChE et de la catalase a été enregistrée. Les résultats obtenus sur le céphalothorax des crevettes des deux régions prouvent l'effet de neurotoxicité provoquée par l'accumulation des métaux lourds.

Au final, l'étude écotoxicologique va dans le sens de la présence d'une pollution plus importante à Bejaia qu'à Jijel, ce qui était prévisible au vu des activités industrielles à Béjaia.

***CONCLUSIONS ET  
PERSPECTIVES***



# CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES

La première partie de ce travail a été réalisé dans l'optique de mettre en évidence certains paramètres physicochimiques et d'évaluer la composition en protéines, lipides et en quelques oligoéléments de la chair des crevettes pêchées au niveau de la baie de Jijel et commercialisées localement.

Quatre espèces fréquentes dans la wilaya de Jijel ont fait l'objet de cette étude à savoir : *P. kerathurus*, *A. antennatus*, *P. longirostris* et *P. serratus*.

L'étude biométrique a révélé un dimorphisme sexuel net au sein de chaque espèce et ce pour la majorité des paramètres mesurés où les femelles représentent toujours une taille et un poids supérieurs à ceux des mâles.

La détermination du pH a montré que les quatre espèces ont un pH variant de 7,30 à 7,93 alors que l'acidité titrable minimale enregistrée est de 2 % chez les mâles de *A. antennatus* et la valeur maximale enregistrée est de 5,83 % chez les femelles de *P. kerathurus*.

Les valeurs de l'indice de peroxyde obtenues se situent entre 64,4 et 132,92 mg KOH/g. Par ailleurs, tous les échantillons ont montré de faibles valeurs d'indice d'acide variant de 0,63 à 1,95 mqd'O<sub>2</sub>/Kg.

Physiologiquement, la chair des crevettes renferme en moyenne trois quarts de son poids en eau et en matière sèche. La matière inorganique incluse varie de 2,28 à 6,58 % du poids total.

Sur le plan nutritionnel, la chair de crevette est assez riche en eau et en nutriments, elle contient 73,23 à 80,90 % d'eau, 5,89 à 19,43 % de protéine, 0,189 à 0,532 de lipide et 0,089 à 0,190 % du glucide, où la *caramotte* semble la plus condensée en nutriments.

L'évaluation des lipides libres a été effectuée par le procédé de Soxhlet avec des valeurs oscillant entre 1,02 et 4,5 %, signalant que les femelles de *P. kerathurus* renferment le pourcentage le plus élevé. Quant aux teneurs en lipides totaux évaluées par la méthode de Folch ont montré que les femelles renferment des quantités plus importantes (5 à 6 %) que les mâles (2,33 à 4,5 %).

L'analyse des lipides par CPG a mis en évidence la présence des acides gras saturés (l'acide stéarique, l'acide caprylique...) et polyinsaturés (l'acide oléique, l'acide linoléique...), signalant que la crevette rouge renferme le plus grand nombre d'acides gras avec la présence de l'acide gras polyinsaturé EPA chez les femelles de cette crevette (*A. antennatus*) qui a un effet bénéfique sur la santé humaine, la même analyse a révélé, aussi, que la composition en acide gras diffère d'une espèce à une autre et d'un sexe à un autre.

La spectroscopie d'absorption atomique a permis d'identifier et de quantifier les oligoéléments suivants : le Chrome, le Manganèse, le Cuivre et le Fer avec une prédominance du Fer dans la chair des quatre espèces.

La deuxième partie traite l'état écosystémique marin et le degré de contamination par les métaux lourds (Pb et Cd) des deux régions Jijel et Bejaia, à partir de l'état physiologique et biologique

des quatre espèces de crevettes, en évaluant des biomarqueurs de stress oxydatif (CAT ; GSH ; MDA) et de neurotoxicité (AChE), a révélé que :

L'eau de mer renferme des concentrations élevées de Plomb par rapport à celles de Cadmium dans les deux régions. De plus, la quantification de ces métaux dans la chair de crevettes étudiées a montré que les concentrations les plus élevées sont retrouvées chez les espèces pêchées dans la région de Bejaïa.

Les biomarqueurs du stress oxydatif et de neurotoxicité montrent une déplétion de l'activité CAT et de l'AChE dans la chair et dans le céphalothorax des crevettes de Bejaïa et une augmentation du taux de MDA, ce qui conforte l'état pollué de la zone étudiée. Par contre, le taux de GSH chez les crevettes des deux régions a montré une augmentation dans la chair des crevettes de Bejaïa. Cette activation de la synthèse de Glutathion serait probablement une réaction de l'organisme pour mieux se défendre contre ces xénobiotiques.

A la lumière de ces résultats, il apparaît clairement que la pollution à Béjaïa a induit un stress oxydant chez les organismes étudiés.

En perspectives de nouvelles approches pourrait enrichir cette étude :

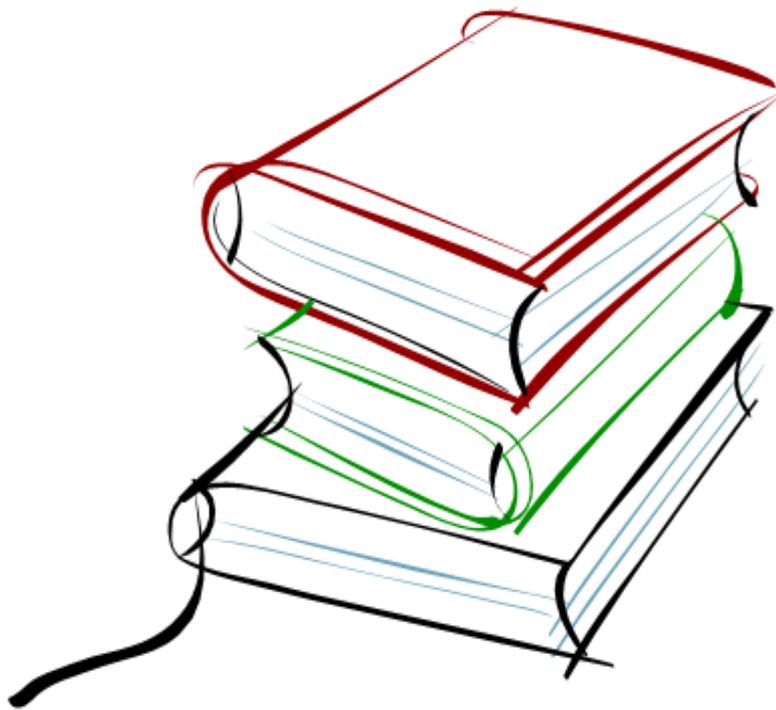
L'aspect qualitatif des protéines de la chair de crevette peut être complété en effectuant une analyse quantitative comparative du collagène chez ces quatre espèces, car le collagène a une influence sur la texture de la chair.

L'analyse quantitative et qualitative des acides gras par chromatographie en phase gazeuse CPG aurait donné des résultats plus précis en appliquant un autre procédé dans la préparation des échantillons (par méthylation par exemple).

Le dosage des métaux traces (Zn, Cr, As) et des résidus de pesticides dans l'eau de mer et les sédiments ainsi que celui du sélénium dans la chair des crevettes (le sélénium est connu pour ces propriétés antioxydantes) serait d'un apport intéressant tant sur le plan nutritionnel que sur le plan toxicologique. Enfin, l'utilisation d'autres biomarqueurs tels que le glutathion-s-transférase (GST) et la superoxyde dismutase (SOD) pourrait compléter cette étude.

***REFERENCES***

***BIBLIOGRAPHIQUES***



## Références bibliographiques

### A

**Abdenmour C., Smith B.D., Boulakoud M.S., Samraoui B. & Rainbow P.S., 2000.** Trace metals in shrimps and sediments from Algerian water. *J. Catalog. Mat. Env.* 3: 9-12.

**Alaoui L., 1991:** Evaluation of the iron status of a population of adults in Morocco: Influence of dietary intake, ph. D thesis, Oregon state University, Corvallis, OR, USA.

**Amiard J.C. & Amiard-Triquet C., 2008.** Les biomarqueurs dans l'évaluation de l'état écologique des milieux aquatiques. Lavoisier, France. P : 372.

**André Picot M., 2003.** Synthèse de l'évaluation des risques sanitaires réalisée par l'ineris. Directeur de recherches honoraire au CNRS.

**Arzel P., Baud J.P., Berthou P., Boletzky S.V., Campillo A., Clavier J., Dao J.C., Dardignac M.J., Decamps P., Duclerc J., Flassch J.P., Fleury P.G., Fontaine B., Harmelin J.G., Héral M., Hussenot J., Latrouite D., Laubier A., Le Calvez J.C., Le Foil D., Lemoine M., Marin J., Monniot C., Monniot F., Perez R., Quéro J.C., Raimbault R., Richard O., Talidec C., Tetard A., Vacelet J., Vadon C. et Véron G., 1992.** Les algues et invertébrés des pêches françaises, algues, éponges, corail rouge, escargots de mer, bivalves, poulpes, seiches, encornets, crustacés, oursins et violets., IFREMER., station de La Rochelle/L'Houmeau, Bp7 :17137, l'Houmeau.

### B

**Barillet S., 2007.** toxicocinetique, toxicite chimique et radiologique de l'uranium chez le poisson zèbre (*danio rerio*). Thèse de doctorat en toxicologie environnementale. Université de Metz, France. P : 326.

**Barillet S., Buet A., Adam C. & Devaux A., 2006.** Bioaccumulation, oxidative stress, and neurotoxicity in *danio rerio* exposed to different isotopic compositions of uranium. *Environmental Toxicology and Chemistry*, V. 26, No. 3. P: 497–505.

**Benamar N., 2006.** Evaluation de la pollution marine par trois éléments en trace métalliques (plomb, cadmium et zinc) sur un poisson pélagique: l'allache *Sardinella aurita* (Valencienne, 1847) pêchée dans la baie d'Oran. Mémoire de Magister, Université d'Oran. P :97.

**Benkabouche Bekadja I., Mouffok S., Kherraz A. & Zitouni, 2009.** Etude Préliminaire sur la Biologie et la Dynamique des Populations de la Crevette Profonde *Parapenaeus Longirostris* (LUCAS, 1846) de la Façade Maritime Oranaise. Laboratoire Réseau de Surveillance Environnementale, Département de Biologie Faculté des Sciences, Université d'Oran Es Senia BP 1524 El Mnaouer, Oran, Algérie. p 135-138.

**Bernard J.M. & Hubert J.C. , 1977.** L'influence de la température sur la composition en acides gras du muscle abdominal de *Palaemon serratus* , Ecole pratique des hautes études, Laboratoires de biochimie et Ecologie des invertébrés marins .Biochemical Systematics and Ecology, Vol 5.151-154.

**Bertine K.& Goldberg ED., 1976.** Trace elements in clams, mussels and shrimps. *Limnol /Oceanog*, 17: 877-884.

**Bertrand M., 2005:** Les crustacés, caractéristiques, et morphologie externe. Commission départementale de biologie sous- marine de l'Oise.

**Bhobe A.M.&Pai J.S., 1985.**Study of the Properties of Frozen Shrimps. *J. Food Sci. Technol.*, 23, 143-147.

**Boles J.A., Patience J.F., Schaefer A.L. &Aalhus J.L., 1994.**Effect of oral loading of acid or base on the incidence of pale soft exudative pork (PSE) in stress-susceptible pigs.*Meat Science*, 37: 181-194.

**Bonnefis S., 2005.** Effets biologiques des peroxydes et approche de la participation des aliments composés à leur apport chez le chien et le chat. Thèse pour obtenir le grade de docteur vétérinaire. p 43.

**Bradford 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.

**Broadhurst C.L., Cunnane S.C. &Crawford M.A., 1998.** Rift Valley lake fish and shellfish provided brain-specific nutrition for early Homo. *Br. J. Nutr.*, 79, 3-21.

**Bryan G.W., 1976.** Some aspects of heavy metal tolerances in aquatic organisms. in: Lockwood APM. *Effets on pollutants on Aquatic organisms*, SEB Seminar Series 2. Cambridge University Press, Cambridge. p 7-34.

**Buckup L., Dutra B.K., Ribarcki F.P., Fernandes F.A., Noro C.K., Oliveira G.T. &Vinagre A.S., 2004.**Seasonal variations in the biochemical composition of the crayfish *Parastacus defossus* (Crustacea, Decapoda) in its natural environment.Departamento de Zoologia-Programa de Pós-graduação em Biologia Animal-Instituto de Biociências-Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Brazil, 149( 1).P :59-67.

## C

**Cahu C., 2006.** Nutrition, digestion et développement des larves de crevettes et poissons marins. Mémoire HDR, Université de Bretagne Occidentale, France.

**Castex M., 2009.** Evaluation du probiotique Bactéries *pediococcus aerdilactic* MA 18/5M chez la crevette péneide *Litopenaeus Stylirostris* en nouvelle-Calédonie. Thèse de doctorat, spécialité : physiologie, Nutrition, Institut des sciences et Industries du vivant et de l'environnement (Agro Paris Tech).pp.65-67.

**Chahidi B., 1997.** Etude de l'activité Catalase et de la teneur en malondialdéhyde chez *Mytilus*

**Chartois H., Latrouite D.&Lecarre P., 1994.** Stockage et transport des crustacés vivants, rapports internes de la direction des ressources vivantes de Ifremer, institut français de recherche pour l'exploitation de la mer, direction des ressources vivantes. P 19.

**Codex 2003.** Rapport de la quatrième session du groupe intergouvernemental spécial du codex sur les jus de fruit et de légumes.

**Collomb V. & Mayor M., 2007.** Crustacés, caractéristiques nutritionnelles, Diététique.P :74.

**Coppin I., 1984.** La crevette *Palaemon serratus*, pennant Biologie et pêche. Ifremer, scientifiques on techniques, dans la base Archine.P :45.

**Corneau L.&Bédard A., 2007.** La Crevette nordique du Québec Un produit bien de chez-nous. Association québécoise de l'industrie de la pêche. P 3.

## D

**Dauvillier P., 1998.** Introduction à l'analyse nutritionnelle des denrées alimentaires. © Lavoisier, p 51, 52,54, 91 .

**Dauvin J.C.&Elkaim B., 1996.** Ressources vivantes, contamination et effet biologiques. Thème édifices biologique, laboratoire d'hydrobiologie, université P.et M curie Paris VI. P 74-76.

**Day K.E.&Scot I.M., 1990.** Use of acetylcholinesterase activity to detect sublethal toxicity in stream invertebrates exposed to low concentrations of organophosphate insecticides. *Aquat.Toxicol*, 18 .P:101-114.

**Devi M.&Fingerman M., 1995.** Inhibition of Acetylcholinesterase Activity in the Central Nervous System of the red Swamp Crayfish, *Procambarus clarkii*, by Mercury, Cadmium, and Lead. *Bull. Environ. Contam. Toxicol*, 55.P: 746-750.

**Dilmi-Bouras A., 1998.** Les constituants alimentaires et leur rapport avec la santé. Office des publications Universitaires, place centrale de Ben –Aknoun (Alger). Edition : 2: 01.4097. 272 p. pp.126-127.

**Dorts J., Silvestre F., Huynh T. & Tyberghein A., 2009.** Oxidativestress, protein carbonylation and heat shock proteins in the black tiger shrimp, *Penaeus monodon*, following exposure to endosulfan and deltamethrin. *Environmental Toxicology and Pharmacology*, 28.P :302-310.

**DPSN, 2009.** La direction des produits de santé naturels : chrome chélaté.

**Draper H.H. & Hadley M., 1990.** Malondialdehyde Determination as an Index of Lipid Peroxidation. *Methods in Enzymology*, 186, 421-431.

**Duchateau G. & Florkin M., 1959.** Sur la tréhalosémie des insectes et sa signification Insecte. *Pysiol. Biochem.* 67: 306-314.

**Dumay J., 2006.** Extraction de lipides en voie aqueuse par bioréacteur enzymatique combine à l'ultrafiltration : application a la valorisation de coproduits de poisson (*sardina pilchardus*). Thèse de doctorat label européen. Discipline : génie des procédés spécialité : bioprocédés et biotechnologies marines. Université de Nantes.

## E

**Elisan R., 2004.** Etude de l'évaluation des écosystèmes bactériens et détermination du seuil critique de pathologie de certains variables dans l'élevage de *Penaeus monodon*. Mémoire de fin en vue de l'obtention de diplôme de l'ingénieur.

**Ellman G.L., Diane Courtney K., Valentino Andres JR. & Featherstone R.M. 1961.** A new and rapid colorimetric determination of AChE activity, *Biochemical Pharmacology*, (7).P: 88-95.

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

**Eymard S., 2003.** Mise en évidence et suivi de l'oxydation des lipides au cours de la conservation et de la transformation du chinchard (*Trachurus trachurus*) : choix des procédés. Thèse de Doctorat, Discipline Génie des procédés, Spécialité Biochimie. Université de Nantes.

## F

**FAO, 2002.** Revue de la réglementation relative à la pêche maritime et aux aires protégées dans les pays participants au projet copemed. P : 19-25.

**Favier A., Brunel V., Jehl N., Drouet L. & Portheau M.C., 1995.** Viande de volailles ,Sa valeur nutritionnelle présente bien des atouts. *Viandes Prod. Carnés*, 25 (1).P :1-5.

**Folch J., Lees M., & Sloane Stanley G. H, 1957.** A simple method for the isolation and purification of total lipides from animal tissues\* (From the McLean Hospital Research Laboratories, Waverley, and the Department of Biological Chemistry, Harvard Medical School, Boston, Massachusetts) 498-508

**Fournier E., 2005.** Bioaccumulation du sélénium et effets biologiques induits chez le bivalve filtreur *Corbicula fluminea*. Thèse de doctorat, université de Bordeaux 1. P :276.

**Frédot E., 2006.** Connaissance des aliments, bases alimentaires et nutritionnelles de la diététique .1<sup>ère</sup> édition, © *Lavoisier* .397 p. pp.116-117.

**Frédot E., 2007.** Nutrition de bien portant, base nutritionnelle de la diététique, paris p 55, 56.

## G.

**Galois G., 2003.** Variations de la composition lipidique tissulaire au cours de la vitellogénèse chez la crevette *Penaeus indicus* Milne Edwards. Laboratoire de Biochimie et Ecologie des Invertébrés marins, URA CNRS 41, Station marine d'Endoume, 13007 Marseille, France. P 155-166.

**Ghorab I., 2002.** Etude comparative de trois espèces péneides aspect biométrique et biochimiques. Thèse de magister en physiologie animale option : écotoxicologie. Université d'Annaba, Algérie 96 p.

**Goldsworthy G.J., Mordue W.&Guthkelch J., 1972.** Studies on insect adipokinetic hormones. Gen. Comp. Endocrinol., 18 (3).P:545.

**Grassé P., 1996.** Traité de zoologie, anatomie, systématique et biologie © Masson.432 p

**Grassé P.P., Doumenc D., 1998.** Zoologie des invertébrés. 6 édition de l'abrégé zoologie invertébrés © Masson, Paris. P 21.

**Grassmann W.&Hannig K., 1950.** Naturwissenschaftaji 37, 496-497.

**Groyer R.A., 2001.** Toxic effects of metals. In Casarett and Doulls toxicology (Klaassen C.D, Amdur M.O., Doull J. and Casarett L.J., eds). New York, p.691-736.

**Gueguen F., 2000.** Distribution and abundance of demersal fishes and of some other marine benthic organisms on the continental shelf (0-60 m) of French Guiana. Académie des Sciences. Comptes Rendus. Série 3: Sciences de la Vie, 323(9):775-791.

**Guerlet E., 2007.** Utilisation de biomarqueurs cellulaires chez plusieurs espèces d'invertébrés pour l'évaluation de la contamination des milieux dulçaquicoles. Thèse de doctorat, en écotoxicologie et biodiversité, université du Havre.P317 :23-24.

**Guillaume J., Kauchik S., Bergot P.&Metailler, R., (1999).** Nutrition et Alimentation des Poissons et CrustacÈs. INRA, France.

## H

**Hainque B., Baudin B. & Lefebrure Ph., 2008.** Appareille et méthode en biochimie et biologie moléculaire, Paris. 226 p.

**Hallberg L.& Huthen L., 2000.** La Croissance des Algues et l'augmentation de la population des Crevettes – Sciences. France.

**Halliwell B.& Gutteridge J.M.C., 1990.** Free radicals in biology and medicine, Oxford, Clarendon Press, P : 331.

**Hashimoto K., Watanabe S., Kono M. &Shiro K., 1979.** Muscle protein composition of sardine and mackerel. Bull. Jpn. Soc. Sci. 45, 1435–1441.

**Heldt J.H., 1984.** Contribution à l'étude de la biologie des péneidés, les fonds à *parapenaeus longirostris* des mers Tunisiennes et des répartitions des péneides d'Afrique du Nord, Bull, Stm, océanoslam. N.047, P.27.

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

**Hernandez-Moreno D., Soler F., Miguez M. & Perez-Lopez M., 2010.** Brain Acetylcholinesterase, malondialdehyde and reduced glutathione as biomarkers of continuous exposure of tench, *Tinca tinca*, to carbofuran or deltamethrin, Science of the Total Environment, 408 : 4976-4983.

**Hill E.F., & Fleming W.J., 1982.** Anticholinesterase poisoning of birds: Field monitoring and diagnosis of acute poisoning. Environmental Toxicology. Volume 1, Issue 1, Pages 27–38

**Hinard G., 1984.** Valeur alimentaire du poisson de mer des crustacés et mollusques marins comestibles. Chimiste - conseil des pêches Maritimes.

**Holthuis L.B., 1987.** Crevette Dans : végétaux et invertébrés Fisher, Schneider et Bauchot. Vol.1 Méditerranée et mer noire zone de pêche 37. Fisher FAO d'identification des espèces pour les besoins de la pêche .pp 191-292.

## **J**

**Jean P., 1990.** Omega-3 polyenic Acids: Sources, Intake, Laboratoire de physiologie Animale et de Nutrition, Université de Bourgogne, Dijon, France, no 46, pp70-86.

**Jonnalagadda S.B. & Rao P.V., 1993.** Toxicity, bioavailability and metal speciation. *Comparative Biochemistry and Physiology Part C : Toxicology and Pharmacology*,: 585 p.

**Joseph J., Perigreen P.A. & Gopalakrishna I., 1998.** Storage Characteristics of Cultured *Penaeus indicus* in Ice and at Ambient Temperature. Fish. Technol., 1998, 35, 84-89.

**Jung K. & Zauke G.P., 2008.** Bioaccumulation of trace metals in the brown shrimp *Crangon crangon* (Linnaeus, 1758) from the German Wadden sea, Aquatic toxicology, 88. P :243-249.

## **K**

**Kandji N., 2001.** Etude de la composition chimique et de la qualité d'huiles végétales artisanales consommées au Sénégal. Thèse pour obtenir le grade de docteur en pharmacie (*diplôme d'état*). Université cheikh ANTA DIOP de Dakar faculté de médecine, de pharmacie et d'odonto – stomatologie. P 46, 47.

**Kapiris K., Katagan T., Ates S. & Conides A., 2012.** Review of alien decapods Crustacea) in the Aegean Sea. J. Black Sea/Mediterr. Environ., 18: 177-187.

**Keith P. & Allardi J., 1998.** The introduced freshwater fish of France: status, impacts and management. p. 153-166. In I.G. Cowx (ed.) Stocking and introduction of fish. Fishing News Books. MPG Books Ltd., Bodmin, Cornwall.

**Khebbeb E-M., Naji S. & Amrani A., 2010.** The effect of Cadmium on malondialdehyde and reduced glutathione concentration in several tissues of bivalve mollusc (*Ruditapes decussatus*)

fished from Mellah lagoon ( North East of Algeria),Scholars Research Library, Annals of Biological Research, 1(2).P : 166-173.

## L

**Labrot F.R., Saint-Denis M. & Narbonne JF., 1996.** In vitro and in vivo studies of potential biomarkers of lead and uranium contamination: lipid peroxidation, acetylcholinesterase, catalase and glutathione peroxidase activities in three non-mammalian species. *Biomarkers*, 1.P:21-28.

**Lagadic L., Caquet T. & Amiard J.C., 1997.** Biomarqueurs en écotoxicologie : principes et définitions, in Masson, ed.,Biomarqueurs en écotoxicologie - Aspects fondamentaux: Paris .P : 1-10.

**Laghmari H.&El Marrakchi A., 2005.** Appréciation organoleptique et physico-chimique de la crevette rose *Parapenaeus longirostris* (Lucas, 1846) conservée sous glace et à température ambiante.Université Hassan II, Faculté des sciences Aïn Chock, B.P 5366 Maarif. Casablanca-Maroc. Département d'Hygiène et Industrie des Denrées Alimentaires d'origine Animale, Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II, B.P. 6202, Rabat-Instituts, Rabat – Maroc.

**Laguerre M ., Lecomte J ., Pina M, Villeneuve P, 2007.** Outils d'évaluation *in vitro* de la capacité antioxydante CIRAD, Laboratoire de lipotechnie, UMR 1208 Ingénierie des Agropolymères et Technologies Emergentes, 34000 Montpellier [villeneuve@cirad.fr](mailto:villeneuve@cirad.fr) .123.

**Laitons et Alliages, 2004.** Le cuivre dans la construction Santé et Environnement Sécurité, économie, écologie, innovation. Centre d'Information du Cuivre, Laitons et Alliages

**Larpent J.P., 1997.** Microbiologie alimentaire technique de laboratoire. *Lavoisier : tec doc*, Paris. p 882, 883.

**Laubier A., Chim L. & Payen C., 1983.** Morphologie sexuelle et reproduction hormonale de l'activité génitale chez la crevette *Penaeus japonicus* en élevage. Bases biologique de l'aquaculture, *IFREMER*.

**Laubier A.&Laubier L., 1988.** ASPECTS RECENTS de la Biologie des CRUSTACES Actes de Colloques - 8 - - IFREMER, pages 231 à 240 L'EXPLOITATION MONDIALE DES CRUSTACES : BILAN ET PERSPECTIVES

**Lecoq R., 1965.** Manuel d'analyses alimentair es et expertises usuelles. Tome1. Ed. Dainderein et Cie, Paris, 243 p.

**Le Gal Y., 1998.** Biochimie marine. Edition © *DUNOD*.

**Lionetto M.G, Caricato R., Giordano M.E., Pascariello M.F., Marinosci L. & Schettino T., 2002.** Integrated use of biomarkers (acetylcholinesterase and antioxidant enzymes activities) in *Mytilus galloprovincialis* and *Mullus barbatus* in an Italian coastal marine area. Marine Pollution Bulletin, 46.P : 324-330.

**Lioris D.& Rucabado J., 1998.** Guide d'identification des Ressources Marines vivantes du Maroc. Institut de sciences de mer. (CSIC). Passeig Joan de Bordé S/m 08039 Barcelona (Espagne). M-43 ISBN 92-5-204 162-

**Lukaski H.C., Siders W.A. & Penland J.G., 2007.** Chromium picolinate supplementation in women effects on body weight, composition and iron status. Nutrition 23: 187-195.

## M

**Magali W., 2007.** Zoologie et écologie marine. Edition Monsttainaut, 3.

**Manni L., Ghorbel O., Triki-Ellouz Y. & Nasri M., 2006.** Valorisation des déchets de crevettes Préparation de farine et d'hydrolysats protéiques. Récupération de la chitine. Laboratoire de Génie Enzymatique et de Microbiologie - Ecole Nationale d'Ingénieurs de Sfax - B.P 'W' 3038 Sfax, Tunisie.

**Marangos C. & Vincent M., 1988.** Etude descriptive et biométrique des oeufs de la crevette grise *Crangon crangon* (L.) (Crustacea: Decapoda) au cours de l'embryogenèse, La mer, 26, 53-60.

**Maurin C., 1963.** Les crevettes capturées par la "Thalassa" au large des côtes du Rio de Oro et de Mauritanie. Ecologie et pêche. C.I.E.M. Comité des Mollusques et Crustacés, Communication n°48,5 p. ronéo.

**Mertixell A., Arnau S., Buti E., Cotijo V., Gutiérrez E. & Solé M., 2009.** Characterisation of integrated stress biomarkers in two deep-sea crustaceans, *Aristeus antennatus* and *Nephrops norvegicus*, from the NW fishing grounds of the Mediterranean sea. Ecotoxicology and Environmental Safety, 72.P : 1455-1462.

**Morien H., 2007.** Crevette Royal Rose /ou des mers chaudes (*penaeus brasiliensis*) Composition nutritionnel, pôle filière produit aquatique. © Copyrights.

**Moukrim A., 2002.** Réponse de certains paramètres biochimiques chez la moule méditerranéenne *Mytilus galloprovincialis* à la pollution métallique, In Metal and radionuclides bioaccumulation in marine organisms laboratoire de recherche eau et environnement, département de biologie, faculté des sciences, Université Ibn Zohr, Agadir, Maroc.P : 45-52.

## N

**Nadji S., Amrani A., Mebarki R. & Khebbab E.M., 2010.** Acetylcholinesterase and Catalase activities in several tissues of a bivalve mollusc (*Ruditapes decussatus*) fished from Mellah lagoon

**Narbonne J.F., Ribera D., Michel X., Raoux C., Garrigues P., Monod J.L., Lamaire P., Galgani F., Romeo M., Salaun J.P.&Lafaurie M., 1991.** Indicateurs biochimiques decontamination de l'environnement marin : etude comparative en mer Mediterranee. *Océanis*,17, 3.P: 257-275.

**Nielsen J., 1993.** Quality managements of the raw material in the food fish sector based on standardized sensory method and physical dimensions of the raw fish. Lungby, Denmark.

## O

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

**Olson D.L., & Christensen G.M., 1980.** Effects of water pollutants and other chemicals on Nervous System of the red Swamp Crayfish, *Procambarusclarkii* , by Mercury, Cadmium, stream invertebrates exposed to low concentrations of organophosphate insecticides. *Aquat. Toxicol* .18.P: 101-114.

**OMS., 1973.** Organisation mondiale de la santé, Les oligoélément en nutrition humaine. Série de rapport technique N°532.

## R

**Ramagli L.S., Rodriguez L.V., 1985.**Quantitation of microgram amounts of protein in twodimensional polyacrylamide gel electrophoresis sample buffer. *Electrophoresis* 6: 559- 563.

**Rathgeber B.M., Boles J.A. &Shand P.J., 1999.** Rapid post mortem pH decline and delayed chilling reduce quality of turkey breast meat. *Poultry Science*, 78: 477-484.

**RNO, 1995.** Surveillance du milieu marin. Travaux du Réseau National d'Observation. Edition 1995. Ifremer et Ministère de l'Aménagement du Territoire et de l'Environnement., IFREMER (France).

**Rodier J., (2009),** L'analyse de l'eau, eaux naturelles, eaux résiduaires, eaux de mer, 9<sup>e</sup> édition, Dunod, Paris. P : 1383.

**Ryder J.M., Buisson D.H., Scott D.N. & Flether G.G.,1984.** Storage of new Zeland jack mackerel in ice: chemical, microbiological and sensory assessment. *J. Food Sci*, 49, pp :1453-1456.

**Regoli F.&PrincipatoG.,1995.**Glutathion, enzymes de glutathion-dépendants et antioxydants dans des moules, *Mytilusgalloprovincialis*, exposés à des métaux dans des conditions de terrain et de laboratoire: implications pour l'utilisation de biomarqueurs biochimiques,*AquaticToxicology* 31 (2), 143-164

## S

**Shantha N.C.&Ackman R.G., 1990.**Nervonic acid *versus* tricosanoic acid as internal standards in quantitative gas chromatographic analyses of fish oil longer-chain *n*—3 polyunsaturated fatty acid methyl esters, Journal of Chromatography B: Biomedical Sciences and Applications, Volume 533, Pages 1-10

**Shibko S., Koivistoine 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.

**Sophie G., Christian C.& Yuan B., 2002 :** La ruée vers l'or rose – Regard croisés sur la pêche crevettière traditionnelle. Institut de recherche pour le développement. *IRD* édition, Paris.

**Sriket P., Benjakul S., Visessanguan W. &Kijroongrojana K.,2007.**Comparative studies on chemical composition and thermal properties of black tiger shrimp (*Penaeusmonodon*) and white shrimp (*Penaeusvannamei*) meats.Food chemistry 103:1199-1207.

## T

**Tanguay L., 2003.** Biomolécules marins. Volume 01, numéro 02. CQVP, Nantes, France.

**Thaker A.A. &Haritos A.A., 1989.** Cadmium bioaccumulation and effects on soluble peptides, proteins and enzymes in the hepatopancreas of the shrimp *Callinassathyrrhena*.Comp. Biochem. Physiol, (94).P: 63-70.

**Thomson J. M. &Rosjo C.,1989.** Different fats in feed for salmon; influence of sensory parameters, growth rate and fatty acids in muscle and heart. Aquaculture, 79,129-135.

**Turner R.E., Langkamp-Henken B., Littell R.C., Lukowski M.J.&Suarez M.F., 2009.** Lignes directrices sur la nutrition pendant la grossesse à l'intention des professionnels de la santé - Le folate contribue à une grossesse en santé (Ottawa: Santé Canada).

## V

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

**Viarengo A., 1985.** Biochemical effects of trace metals. Mar. Pollut. Bull., 16: 153-158.

**Virginie C.& Mélanie M., 2007.** Les crustacés : un luxe ou une nécessité, Haute école desanté Genève .1-2.

**Viteri F., 1994.** The consequences of iron deficiency and anenia in pregnancy on moternal health, the fates and the infant. Advances in Experimental Medicine and Biology, pp 127-139.

## W

**Walker J.& Wilson K., 1997.** Practical biochemistry. © *Biotech* pp 93.

**Weckbecker G.& Cory J.G., 1988.**Ribonucleotidereductase activity and growth of glutathione-depleted mouse leukemia L 1210 cells in vitro. *Cancer Lett.*, 40: 257-264.

**Wendi J., Dorran W., Gregory C., Ronald G., Rada M. & Sandheirich B., 2003.** Ecotoxicology and Environmental Safety, 49.P: 91-98.

**Wirtz W.O. & PearsonP.G., 1960 .**A preliminaray analysis of habitat orientation in microtus and peromyscus. *The American Midland Naturalist*, Vol. 63, No. 1 (Jan.), pp. 131-142.

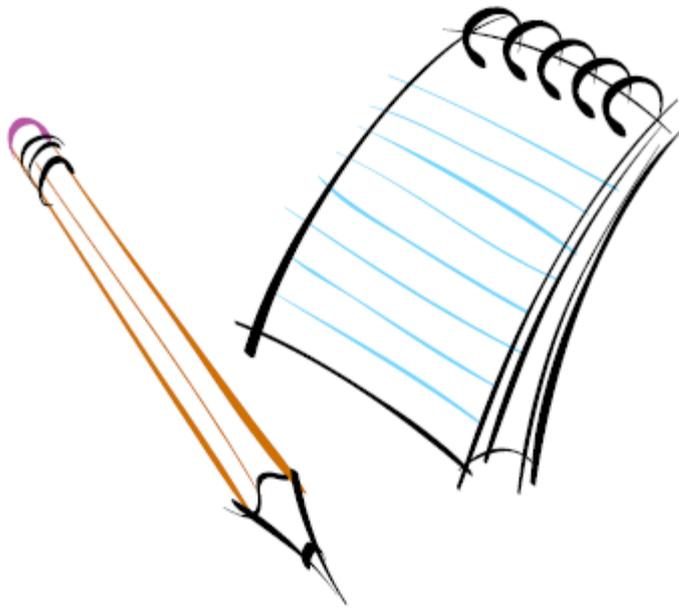
## Y

**Yuan H.H., Chiou-Fang L.&Szu I.W., 2000.**Nutrient dynamics of two aquatic angiosperms in an alpine lake, Taiwan *Bot. Bull. Acad. Sin.* 41: 275-282

## Z

**Zine C., 1999.** Rôle vétérinaire dans la protection de consommation : cas d'inspection sanitaire du poisson. Direction service agricole inspection vétérinaire de la wilaya de Jijel.

# *ANNEXES*



## Annexe 1

### A-Préparation de l'anthrone :

Peser 150 mg d'anthrone  
↓  
Ajouter 75 ml d'acide sulfurique  
↓  
Ajouter 25 ml d'eau distillée  
↓  
Mettre la solution préparée dans une bouteille ambrée à une température ambiante

### B-Préparation de la vanilline :

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

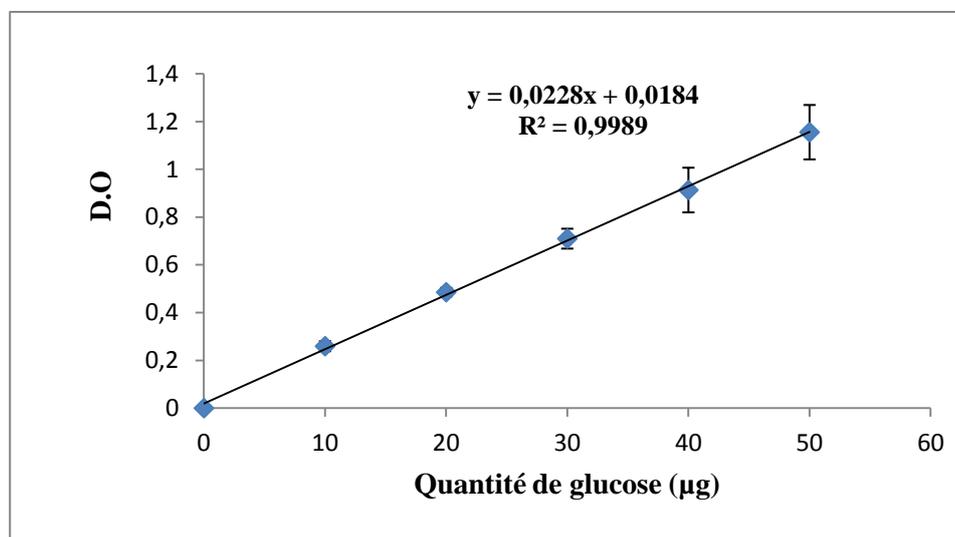
### C-Préparation du bleu brillant de Coomassie (BBC)

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

## Annexe 2

Tableau : Réalisation de la courbe d'étalonnage des glucides ( $m \pm s$ ,  $n=3$ ).

Glucide en ( $\mu\text{g}$ )	Absorbance
0	0
10	$0,259 \pm 0,021$
20	$0,485 \pm 0,018$
30	$0,709 \pm 0,041$
40	$0,913 \pm 0,093$
50	$1,155 \pm 0,113$

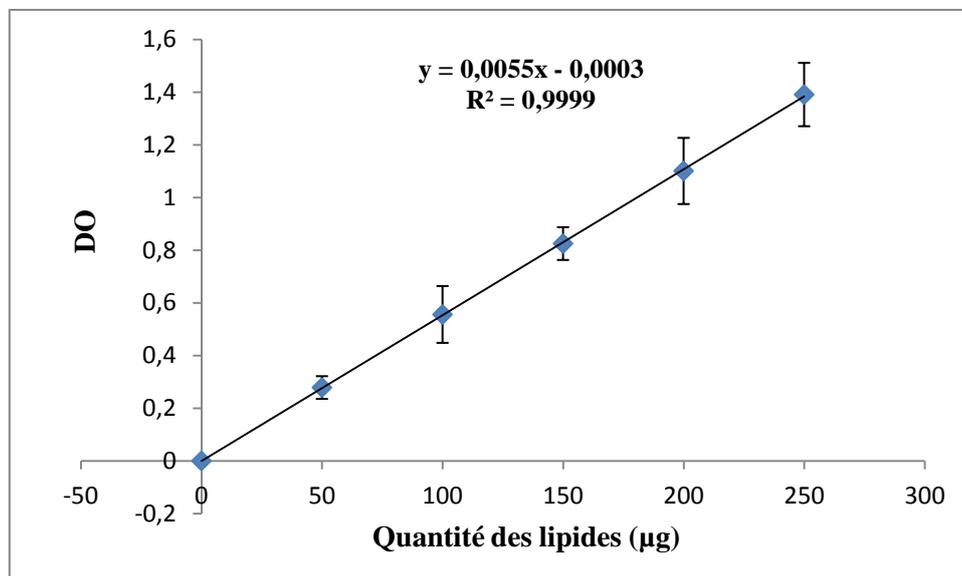


**Figure** : Courbe de référence exprimant l'absorbance en fonction de la quantité ( $\mu\text{g}$ ) de glucose (glucide standard), ( $R^2$  : coefficient de détermination).

### Annexe 3

Tableau : Réalisation de la courbe d'étalonnage pour le dosage des lipides ( $m \pm s$ ,  $n=3$ ).

Solution mère ( $\mu\text{g}$ )	Absorbance
0	0
50	$0,278 \pm 0,043$
100	$0,555 \pm 0,107$
150	$0,824 \pm 0,062$
200	$1,1 \pm 0,125$
250	$1,390 \pm 0,120$



**Figure** : Courbe de référence exprimant l'absorbance en fonction de la quantité ( $\mu\text{g}$ ) des lipides, ( $R^2$  : coefficient de détermination).

## Annexe 4

Tableau : Réalisation de la courbe d'étalonnage des protéines ( $m \pm s$ ,  $n=3$ ).

BSA ( $\mu\text{g}$ )	Absorbance
0	0
400	$0,355 \pm 0,173$
800	$0,683 \pm 0,074$
1200	$1,132 \pm 0,098$
1600	$1,468 \pm 0,211$
200	$1,847 \pm 0,031$

Figure : Courbe de référence exprimant l'absorbance en fonction de la quantité ( $\mu\text{g}$ ) des lipides, ( $R^2$  : coefficient de détermination).

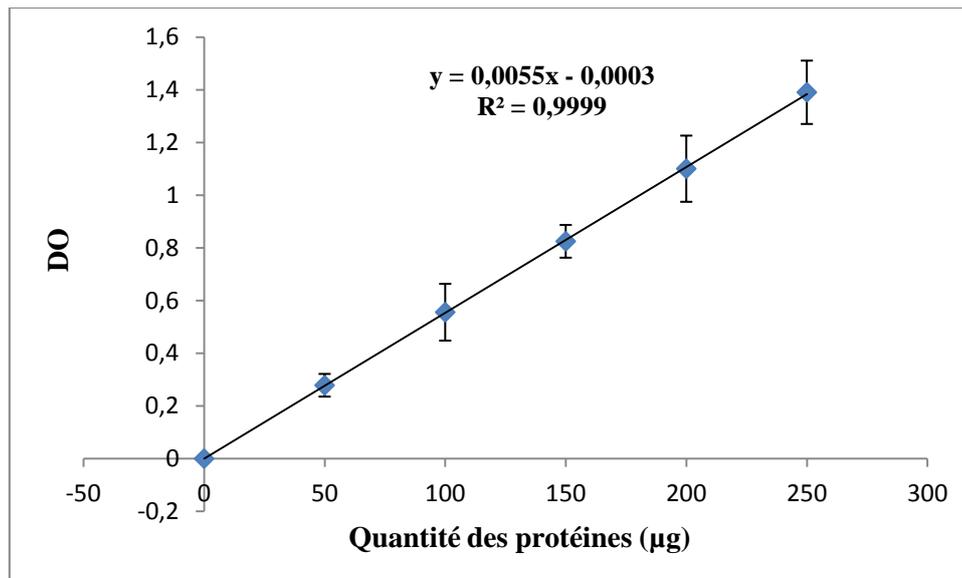
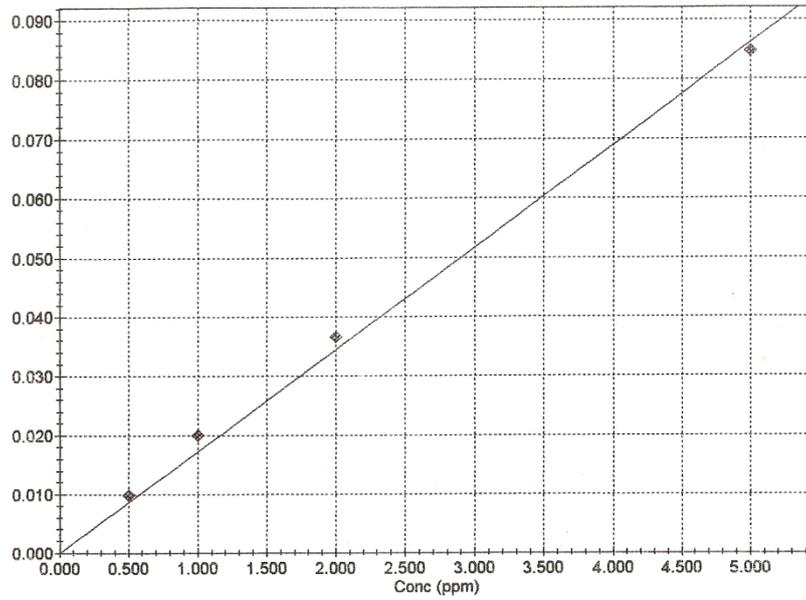


Figure : Courbe de référence exprimant l'absorbance en fonction de la quantité ( $\mu\text{g}$ ) de la protéine standard; l'albumine, ( $R^2$  : coefficient de détermination).

## Annexe 5



$$Abs=0.017243Conc+ 0 \quad r=0.9995$$

<u>CONC</u>
0.5000
1.0000
2.0000
5.0000

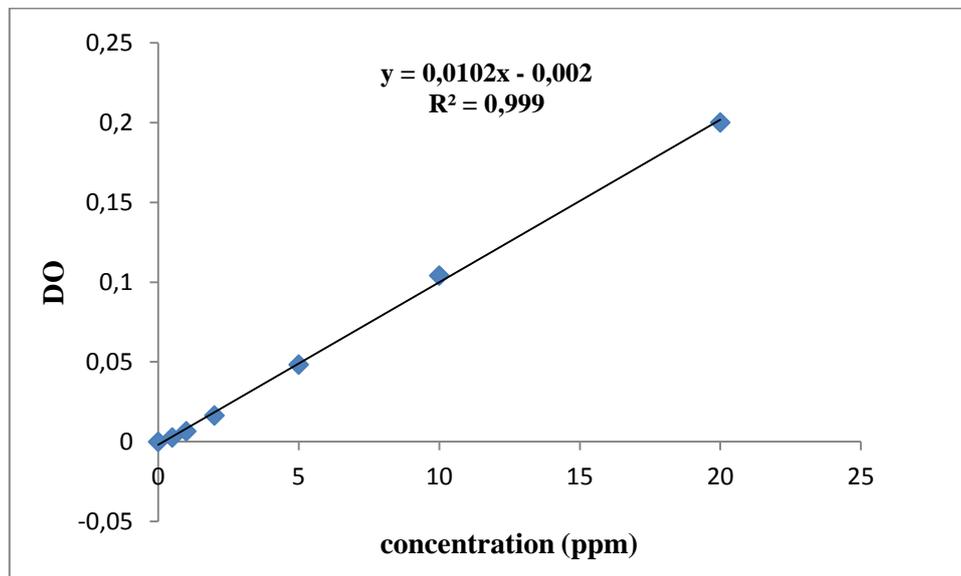
<u>ABS</u>
0.0098
0.0200
0.0366
0.0847

**Courbe d'étalonnage du Chrome « Cr »**

## Annexe 6

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

[Pb] en ppm	Absorbance
0	0
0,5	0,0027
1	0,0066
2	0,0165
5	0,0484
10	0,1042
20	0,2002

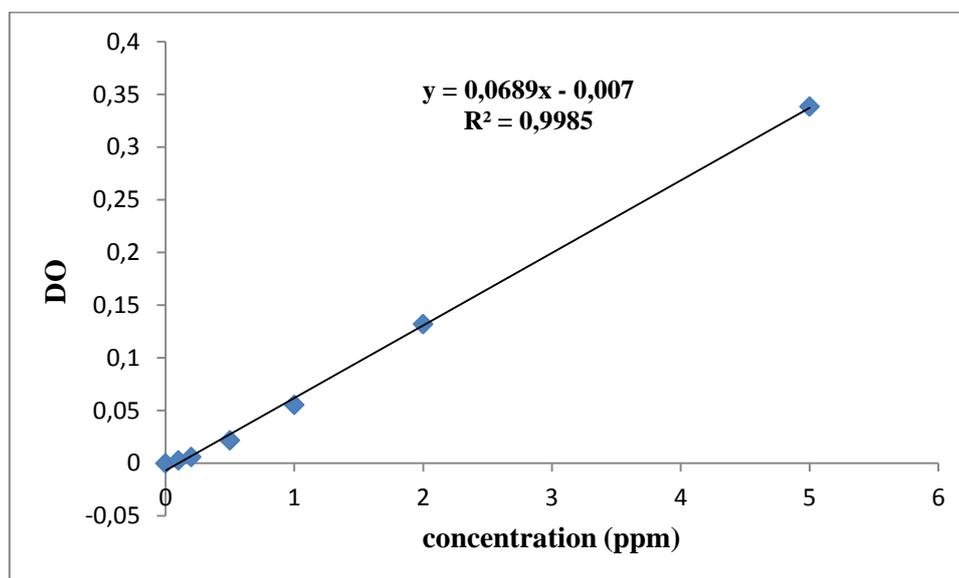


**Figure :** Courbe de référence exprimant l'absorbance en fonction de la quantité (ppm) du Plomb, ( $R^2$  : coefficient de détermination).

## Annexe 7

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

[Cd] en ppm	Absorbance
0	0
0,1	0,0028
0,2	0,0060
0,5	0,0218
1	0,0555
2	0,1321
5	0,3385



**Figure :** Courbe de référence exprimant l'absorbance en fonction de la quantité (ppm) du Cadmium, ( $R^2$  : coefficient de détermination).

## Annexe 8

### Préparation de l'Eau régale :

- ✓ 3 volumes de HCL.
- ✓ Ajouter 1 volume de HNO<sub>3</sub>.

### Dosage de la CAT

- ✓ **Tampon phosphate** (100 M, pH : 7,5)  
K<sub>2</sub>HPO<sub>4</sub> (100 mM) : 1,74 g/100ml et KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> (100 mM) : 1,36 g/100ml

Placer le K<sub>2</sub>HPO<sub>4</sub> dans un bécher, rajouter le KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> jusqu'au pH7,5

- ✓ **Eau oxygénée** (500 mM) : 2,55 ml eau oxygénée à 30 volumes dans 50 ml d'eau distillée.

### Dosage du MDA :

- ✓ **TBA** : 0,67g A. Thiobarbiturique + 98ml eau distillée + 2ml NAOH (2N).
- ✓ **NAOH (2N)** : 0,8gNAOH + 10ml eau distillée.
- ✓ **TCA 100g/l** : 4g TCA dans 40ml d'eau distillée.

### Dosage du GSH :

- ✓ **ASS 0.25%** : 0,25g ASS dans 100ml d'eau distillée.
- ✓ **Tampon Tris-EDTA (0,2M, pH 9,6)** : 3,15g Tris+ 0,37g EDTA dans 50ml d'eau distillée.
- ✓ **DTNB (10mM)** : 39,6mg de DTNB dans 1ml d'éthanol.

### Dosage de GST :

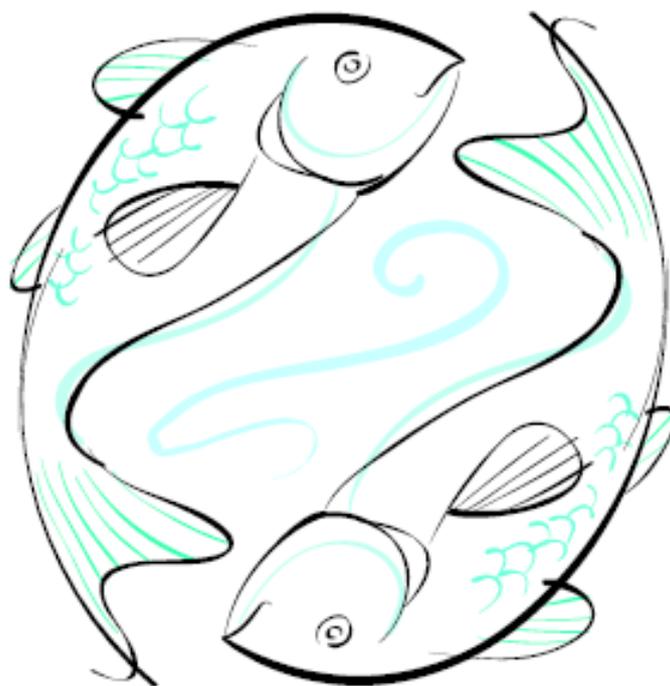
- ✓ **Tampon phosphate(100 mM, pH = 6,5)** :  
K<sub>2</sub>HPO<sub>4</sub> (100 mM) : 1,74 g/0,11 et KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> (100 mM) : 1,36 g/0,11  
Placer le K<sub>2</sub>HPO<sub>4</sub> dans un bécher, rajouter le KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> jusqu'au pH 6,5
- ✓ **CDNB (20 mM)**: 40,52 mg CDNB dans 10 ml éthanol.
- ✓ **GSH (20 mM)**: 61,466 mg GSH dans 10ml eau distillée.

### Dosage de AChE :

**l'Acéthylthiocholineiodide** : 118mg ASCh dans 5ml d'eau distillée.

- ✓ **DTNB (10mM, pH 7)** : 396,3mg de DTNB dans 10ml d'eau distillée.
- ✓ **Tampon Tris (10mM, pH 7)** : 726,6mg Tris dans 60ml eau distillée.
- ✓ l'ajustement de PH par l'additionnement de HCl pour augmenter le pH lorsque le milieu est acide et KOH pour diminué le pH lorsque le milieu est basique.

# ***RESUMES***



## RESUME

L'étude menée sur quatre espèces de crevettes (*Penaeus kerathurus*, *Aristeus antennatus*, *Parapenaeus longirostris*, *Palaemon serratus*), pêchées au niveau de la baie de Jijel et commercialisées localement, a révélé un dimorphisme sexuel net chez les quatre espèces étudiées. L'analyse biochimique de la chair a montré des teneurs élevées de protéines face à des teneurs pauvres en lipides et en glucides. L'étude qualitative des protéines par électrophorèse a démontré les mêmes types de protéines chez toutes les espèces. L'analyse des acides aminés par HPLC a révélé la présence de certains acides aminés essentiels tels que l'histidine.

L'analyse quantitative et qualitative a montré d'une part, une abondance des lipides chez les femelles par rapport aux mâles et d'autre part, toutes les espèces étudiées renferment les acides gras saturés et insaturés excepté l'espèce *Penaeus kerathurus*. L'analyse physicochimique de la chair a révélé qu'elle possède des propriétés conformes aux normes, quant au dosage des oligoéléments, une prédominance du fer a été notée par rapport au Cuivre, chrome et Manganèse.

Le dosage des métaux lourds par la SAA dans la chair et dans l'eau de mer a prouvé d'une part une prédominance du Plomb par rapport au Cadmium et d'autre part l'existence de fortes concentrations des deux métaux à Béjaïa. L'étude des biomarqueurs du stress oxydant (CAT, MDA, GSH) et de neurotoxicité (AChE) a révélé une inhibition de l'activité CAT et de l'AChE avec une augmentation du taux de MDA et de GSH dans les crevettes de Bejaïa par rapport à celles de Jijel.

**Mots clés : Crustacés, Chair, Métabolites, Métaux lourds, Biomarqueurs, Stress oxydant.**

## ملخص

الدراسة التي أجريت على الأنواع الأربعة للجمبري (*Penaeus kerathurus*, *Aristeus antennatus*, *Parapenaeus longirostris*, *Palaemon serratus*) خليج جيجل و المسوقة محليا أظهرت ازدواج واضح للشكل الجنسي للأأنواع الأربعة المدروسة .

التحليل البيوكيميائي أظهر تركيزا عاليا للبروتينات مقابل محتوى قليل من الليبيدات و الغلوسيدات . تحليل المادة المعدنية بواسطة ال SAA أثبت وجود تراكيز عالية من الحديد مقارنة مع النحاس، الكروم والمنغنيز الدراسة النوعية بواسطة الهجرة الكهربائية بينت تواجد نفس النوع من البروتينات لدى جميع الأنواع . تحليل الأحماض الأمينية بواسطة HPLC ، أظهر وجود بعض الأحماض الأمينية الأساسية مثل الهيستيدين.

أكد تركيز المعادن الثقيلة بواسطة SAA في اللحم و مياه البحر من جهة على سيادة الرصاص مقارنة مع الكاديوم ومن جهة أخرى وجود تركيزات عالية من هذه المعادن في منطقة بجاية. كشفت دراسة المؤشرات الحيوية للأكسدة (GSH ،MDA ،CAT) والتسمم العصبي على تثبيط نشاط AChE و CAT مع زيادة في معدل MDA و GSH في جمبري منطقة بجاية مقارنة مع تلك التي بجيجل.

**الكلمات المفتاحية:** القشريات، اللحم، الأيضات، المعادن الثقيلة، المؤشرات الحيوية ، الأكسدة

## ABSTRACT

The study undertaken on four shrimp species (*Penaeus kerathurus*, *Parapenaeus longirostris*, *Palaemon serratus*, *Aristeus antennatus*), sinned on the level of bay of Jijel and marketed locally, revealed a sexual dimorphism Net at the four studied species. The biochemical analysis of the flesh showed high protein contents vis-a-vis contents low in lipids and glucids. The qualitative study of proteins by electrophoresis showed the same types of proteins at all the species. The analysis of the amino-acids by HPLC revealed the presence of certain essential amino-acids such as histidine.

The quantitative and qualitative analysis showed on the one hand, an abundance of the lipids in the females compared to the males and on the other hand, all the studied species contain the fatty-acids saturated and unsaturated except the species *Penaeus kerathurus*. The physico-chemical analysis of the flesh revealed that it has of the properties in conformity with the standards, as for the proportioning of the oligoéléments, a prevalence of iron was noted compared to Copper, chromium plates and Manganese.

The proportioning of heavy metals by SAA in the flesh and sea water proved on the one hand a prevalence of Lead compared to Cadmium and on the other hand the existence of strong concentrations of two metals with Béjaïa. The study of the biomarqueurs of the stress oxidizing (CAT, MDA, GSH) and of neurotoxicity (Aitch) revealed an inhibition of activity CAT and Aitch with an increase in the level of MDA and GSH in shrimps of Bejaïa compared to those of Jijel.

**Keywords: Crustaceans, Flesh, metabolites, heavy metals, Biomarkers, Oxidative stress.**