

République Algérienne Démocratique et Populaire

Université Abdelhamid Ibn
Badis-Mostaganem
Faculté des Sciences de la
Nature et de la Vie



جامعة عبد الحميد بن باديس
مستغانم
كلية علوم الطبيعة و الحياة

DEPARTEMENT DES SCIENCES DE LA MER ET L'AQUACULTURE

N°...../SNV/2018

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES

Présenté par

Tifour Hamza et Douara Omar

Pour l'obtention du diplôme de

MASTER EN HYDROBIOLOGIE MARINE ET CONTINENTALE

Spécialité: Ressources Halieutiques

THÈME

*Valorisation des coproduits de la crevette rouge
(A.antennatus) (Risso, 1816) : Utilisation du hydrolysate
enzymatique*

Soutenu publiquement le : 03/07/2018

DEVANT LA COMMISSION DU JURY

Président : M^r. BELBACHIR.N MAA. Université Abdelhamid Ibn Bdis Mostaganem
Encadreur : Pr. SOUALLILI.D.L Pr. Université Abdelhamid Ibn Bdis Mostaganem
Examineurs : M^r. BOUZAZA.Z MAA. Université Abdelhamid Ibn Bdis Mostaganem
Co. Encadreur : M^{elle}. OULHIZA MAA. Université Abdelhamid Ibn Bdis Mostaganem

*Thème réalisé au les laboratoires pédagogiques (lita) et laboratoire chimie de l'école
préparatoire en agronomie*



Remerciements

Je tiens à remercier dieu « الله » en premier qui m'a donné la force pour accéder à ce niveau.

La reprise des études après 5 longues années d'éloignement n'a pas été une chose facile, néanmoins elle m'a permis d'approfondir mes connaissances, d'élargir mes compétences, ainsi que de rencontrer et de partager des opinions avec de nombreuses personnes intéressantes, après avoir rendu grâce à dieu « الله » arrivé au terme de la rédaction de mon mémoire, il m'est particulièrement agréable d'adresser ma gratitude et ma reconnaissance à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Il s'agit plus particulièrement :

Les membres du jury, aussi à présenter nos sincères remerciements à notre encadreur le **pr.soualili.D** pour la confiance qu'elle nous a accordée en Acceptant cet encadrement pour sa disponibilité tout long de l'élaboration de ce mémoire et pour son aide,

Ses critiques et ses suggestions, et surtout pour sa patience dans la correction de ce mémoire.

J'éprouve une déférence particulière à l'égard du **Mlle. Oulhiz.A** pour ses connaissances scientifiques et les remarques substantielles qu'il a formulées pour la finalisation de ce travail. Je ne le remercierai jamais assez, pour m'avoir donné l'opportunité d'entreprendre un travail de recherche si intéressant, d'avoir patienté avec moi durant mon initiation à la recherche, de m'avoir guidé et enseigné les réflexes du bon chercheur et aussi pour son temps, sa grande disponibilité, ses multiples conseils et précieuses critiques

Nous remercions **Mr Belbachir** pour avoir accepté la présidence du jury de soutenance.

Nous remercions **Mr Bouzaza.Z** qui a accepté d'examiner ce modeste travail.

Nous voudrions remercier aussi les techniciens du laboratoire de chimie et particulièrement **Balkhalfa Mohamed**, sans oublier **Azouz Radouane** et **Souane Abd el kader** pour leurs patiences, leur aide précieuse et ses valeureux conseils.

Enfin nous remercions tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à concrétisation de ce travail.

A vous tous, un grand Merci

T.Hamza

D.Omar



Dédicaces

Avant toute chose, je tiens à remercier Dieu le tout puissant,

Pour nous avoir donnés la force et la patience.

Je dédie ce mémoire À mes parents

*A ma très chère Maman **Bakhta**, et A mon très cher papa **Benchaa***

Que Dieu les garde e les protège.

La lumière de mes yeux , l'ombre de mes pas et le bonheur de ma vie , qui ma apporté son appui durant toutes mes années d'étude, pour son sacrifice et soutien qui m'ont donné confiance, courage et sécurité

Qui ma appris le sens de la persévérance tout au long de mes études, pour son sacrifice ses conseils et ses encouragement. Rien au monde ne vaut les efforts fournis jour et nuit pour mon éducation et mon bien être. Ce travail est le fruit de tes sacrifice qui tu as consacré pour mon éducation et ma formation. C'est grâce à vous que je suis arrivée aujourd'hui à ce niveau d'étude.

*A mes chères frères : **Mohamed, Bilal, Ibrahim***

*A mes chères sœurs : **Fatima, Cherifa, Amel, Khiera***

A tout la famille Tifour

*A mon binome **Douara Omar***

*A tout mes amis surtout **L.karim, C.Amine, b.tadj Eddine, c.Ibrahim, R. Zakaria, H.Amin, K.Adnane***

A tout les personnes que j'ai oublie de citer , à tous les étudiantes de 2 eme année master

Ressources Halieutiques

Enfin à tous ceux que j'aime et qui m'aiment

Tifour Hamza



Dédicaces

Au vrais sens de l'amour, je dédie ce modeste travail, ce fruit de plusieurs années :

A mes chers parents « *Meftah et Fatima* », pour tous leurs sacrifices, leur amour, leur tendresse, leur soutien et leurs prières tout au long de mes études,

A mes chères sœurs : *Wahiba, khiera, Malika, Farida, Saada, et Noura* pour leurs encouragements permanents, et leur soutien moral.

A mon cher frère, *Abdelkader* pour leur appui et leur encouragement,

A toute ma famille pour leur soutien tout au long de mon parcours universitaire,
que ce travail soit l'accomplissement de vos vœux tant allégués, et le fruit de votre soutien infallible,

Merci d'être toujours là pour moi.

A mon binôme *Tifour Hamza*, qui a partagé avec moi les moments difficiles de ce travail.

A tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail

A toutes les personnes que j'ai oublié de citer, à tous les étudiantes de 2^{ème} année master Ressources Halieutiques.

Enfin à tous ceux que j'aime et qui m'aime

Douara Omar

Liste de tableaux

Tableau 01 : Tableau récapitulatifs des clés de détermination d'<i>Aristeus antennatus</i>.....	5
Tableau 02 : Applications du chitosane (adapté de Rinaudo, 2006)	23
Tableau 03 : Composition biochimique des coproduits de la crevette rouge <i>A. antennatus</i>	34
Tableau 04: Composition chimique des fractions solubles et insolubles obtenues après 3 h d'hydrolyse des coproduits de la crevette.....	36

Liste des figures

Figure 01 : Aspect générale d' <i>Aristeus antennatus</i> (Risso, 1816).....	3
Figure 02 : Schéma représentatif de l'anatomie externe d' <i>Aristeus antennatus</i> (in Quero et Vayne, 2001).....	4
Figure 03 : le rostre de la crevette <i>Aristeus antennatus</i> (Risso,1816).....	4
Figure 04.a : Rostre du mâle adulte.....	5
Figure 04.b : Rostre de la femelle.....	5
Figure 05.a : Le pétasma chez le mâle.....	6
Figure 05.b : L'oviducte chez la femelle.....	6
Figure 06 : Le spermatophore (Kherraz,A, 2006).....	7
Figure 07 a : Thélium chez la femelle.....	7
Figure 07 b : Pétasma chez le mâle	7
Figure 08 : Cycle biologique d' <i>Aristeus antennatus</i> (Risso 1816), (in Motoh,1918).....	9
Figure 09 : Anatomie interne de la crevette rouge <i>Aristeus antennatus</i> (Risso, 1816) (Houseman, 2009).....	10
Figure.09 : Répartition géographique d' <i>Aristeus antennatus</i> (RISSO, 1816).....	11
Figure 10 : Structure moléculaire de la chitine (Mrunal,2004).....	14
Figure 11 : production de la chitine et du chitosan.....	15
Figure 13 : Représentation générale du chitosane (Mati Baouche, 2012).....	18
Figure 12 : Déacétylation de la chitine en chitosan.....	19
Figure 14 : (A) crevette a l'état fraîche, (B) déchet de crevette (carapace la tête).....	24
Figure 15 : La poudre de déchet de crevette.....	24
Figure 16 : montage de l'appareil pour hydrolyse enzymatique des coproduits de la Crevette.	25
Figure 17 : Appareil de centrifugation.....	26
Figure 18 : Appareil de Lyophilisation.....	26
Figure 19 : L'étuve avec les creusets. (Présent travail ; 2018).....	27
Figure 20 : minéralisation de l'échantillon.....	30

Figure 21 : Echantillon après la minéralisation, Préparé pour distillation.....	30
Figure 22 : Montage de l'appareil de distillation.....	30
Figure 23 : principe de titrage (A avant, B après titrage) (présent travail, 2018).....	31
Figure 24 : Appareil de l'extraction de lipide par la méthode de Soxhlet.....	32
Figure 25 : l'appareil du rotavapor avec échantillon (les huiles).....	33
Figure 26 : Comparaison visuelle entre les deux fractions issus de l'hydrolyse enzymatique des coproduits de la crevette rouge.....	35

Liste des Abréviation

DA : Degré de d'acétylation.

DD : Degré de désacétylation.

PH : Pontiel Hydrogène .

g : Gramme.

J : Jours.

L : Litres.

M.F. : Matière fraîche.

NH₃ : Ammoniac.

V : Volume.

C° : Degré(s) Celsius.

F.A.O. : Food and Agriculture Organisation (Organisation des nations unies pour l'Alimentation et l'Agriculture).

h : Heure.

CaCO₃ : Carbonate de calcium.

EC : Enzyme Commission.

HCL : Chlorure d'hydrogène.

AOAC : Association of Analytical Communities.

N : Normalité.

H : Humidité.

L : Lipide.

P : Protéine.

C : Cendre.

H₂SO₄ : Acid Sulfuric.

CuSO₄ : Sulfate de cuivre.

SO₄ : Sulfate.

NH₄ : Ammonium

m : Molarité.

Se : Sélénium.

ml : Millilitres.

Résumé

Les coproduits de la mer représentent des ressources biologiques valorisables pouvant générer différentes molécules d'intérêts nutritionnels et biologiques. L'objectif de l'étude porte sur l'extraction des fractions protéiques par protéolyse acide à partir des coproduits de la crevette rouge *Aristeus antennatus* (Risso, 1816), pêchée dans la région Mostaganémoise. Les composés solubles et insolubles par l'hydrolyse enzymatique sont ensuite identifiés et quantifiés. L'étude de la composition biochimique des coproduits de la crevette, est composée respectivement de protéine (13,12 %), de cendres (14,89%), de lipides (9,2%).

Les résultats obtenus ont montré que la composition chimique des hydrolysats protéiques est riche en protéines et cendres dans la fraction soluble (surnageant), contrairement à la fraction insoluble (culot) qui est riche surtout en lipide.

Mots clés : coproduits, crevette, *Aristeus antennatus*, hydrolyse enzymatique, Mostaganem.

Abstract

The co-products of the sea represent valuable biological resources that can generate different molecules of nutritional and biological interest. The objective of the study is to extract protein fractions by acid proteolysis from the co-products of the red shrimp *Aristeus antennatus* (Risso, 1816), fished in the Mostaganemoise region. Soluble and insoluble compounds by enzymatic hydrolysis are then identified and quantified. The study of the biochemical composition of shrimp coproducts is composed respectively of protein (13.12%), ash (14.89%) and lipids (9.2%).

The results obtained showed that the chemical composition of the protein hydrolysates is rich in proteins and ashes in the soluble fraction (supernatant), unlike the insoluble fraction (pellet) which is rich mainly in lipid.

Key words: co - products, shrimp, *Aristeus antennatus*, enzymatic hydrolysis, Mostaganem.

ملخص

تمثل المنتجات المشتركة للبحار موارد بيولوجية قيمة يمكن أن تولد جزيئات مختلفة من الفائدة الغذائية والبيولوجية. الهدف من هذه الدراسة هو استخراج الكسور البروتينية عن طريق تحليل البروتينات الحمضية من المنتجات المشتركة للروبيان الأحمر (*Aristeus antennatus* (Risso, 1816)، في منطقة مستغانم. ثم يتم تحديد المركبات القابلة للذوبان وغير القابلة للذوبان عن طريق التحلل الأنزيمي وتحديد كمياتها. تتكون دراسة التركيب البيوكيميائي لمنتجات الجمبري على التوالي من البروتين (13.12%) والرماد (14.89%) والدهون (9.2%).

أظهرت النتائج التي تم الحصول عليها أن التركيب الكيميائي للبروتينات hydrolysates غني بالبروتينات والرماد في الجزء القابل للذوبان (surnageant)، على عكس الجزء غير القابل للذوبان (culot) الذي يكون غنيا بالدهن.

الكلمات المفتاحية: المنتجات المشتركة، الروبيان، *Aristeus antennatus*، التحلل المائي الأنزيمي، مستغانم.

Introduction.....	1
--------------------------	----------

Chapitre I

Partie 1 : Généralité sur la crevette rouge

I.1. Donnés générales sur les Crustacé.....	2
I.2.Présentation et identification de l'espèce	2
I.2.1. Caractères distinctifs et dimorphisme sexuel	4
I.2.2.Taxonomie.....	5
I.2.2.1. Non scientifiques.....	5
I.2.3.Biologie de l'espèce.....	6
I.2.3.1.Reproduction.....	6
I.2.3.2.Métamorphose.....	8
I.2.3.3.Digestion.....	9
I.2.3.4.Excrétion.....	9
I.2.3.5.Respiration et Locomotion	9
I.2.3.6. Système nerveux et sensibilité.....	9
I.2.4. Régime alimentaire et place dans la chaîne trophique.....	10
I.2.5. Qualité nutritive et thérapeutique.....	10
I.2.6. Habitat.....	10

Chapitre I

Partie 2 : La chitine et la chitosane

I.2. Les co-produits de crevette.....	12
I.2.1. La chitine.....	12
I.2.1.1 Extraction chimique de la chitine	14
a) Déminéralisation.....	15
b) Déprotéination.....	16

I.2.1.2 Extraction enzymatique de la chitine	17
I.2.2.. Le chitosane.....	17
I.2.2.1. Propriétés physico-chimiques et biologiques du chitosane	18
I.2.2.1.1. Activité antimicrobiennes de chitosane.....	20
I.2.2.2. Applications du chitosane.....	21
a) Domaine médical et pharmaceutique.....	21
b) Domaines industriel et environnemental.....	22

Chapitre II

Matériels et méthodes

II.1. Prétraitement des échantillons.....	25
II.2. Hydrolysats enzymatiques.....	26
II.2.1.Matériels biologiques.....	26
II.2.2. Optimisation des hydrolyses pepsiques.....	26
II.3. Traitement des hydrolysats.....	27
II.3.1. Centrifugation.....	27
II.3.2. Lyophilisation.....	27
II.4. Les analyses biochimiques des échantillons.....	28
II.4.1. Dosage de la teneur en eau.....	28
II.4.2. Dosage de la teneur en cendres.....	29
II.4.3. Dosage de la teneur en protéines totales.....	30
a- Minéralisation.....	31
b- Distillation.....	31

c- Titration.....32

II.5. Dosage de la teneur en lipide.....33

Chapitre III
Résultats et discussion

III. Analyse biochimique de déchet de crevette34

- Analyse de la teneur en eau34
- Analyse de la teneur en lipide34
- Analyse de la teneur en cendre35
- Analyse de la teneur en protéine35

III.2 L'hydrolyse enzymatique35

III.2. Analyse biochimique des hydrolysats enzymatique.....36

- La teneur en protéine36
- La teneur en lipide37
- La teneur en cendre37

Conclusion :.....38

Introduction

Avec une production totale de 6 millions de tonnes en 2006, la crevette constitue le produit le plus valorisé sur le marché mondial des produits de la mer, pêche et aquaculture confondus (FAO, 2009). Destinée en sa totalité à l'alimentation humaine, la partie comestible représente près de 60% du poids de la crevette entière. Une grande partie de la production fait alors l'objet d'une transformation industrielle telle que l'étêtage et le décorticage. Cette transformation génère des coproduits (têtes, carapaces et queues) dont le devenir pose des problèmes aux industriels. La majeure partie est rejetée, soit directement dans l'environnement, ce qui présente des risques pour la pollution et la santé ; soit par incinération sans récupération de chaleur (Archer, 2007).

Cependant, ces déchets renferment plusieurs substances méritant d'être valorisées : On peut citer entre autres protéines, lipides, chitine, astaxanthine et éléments minéraux... (Heu *et al.*, 2003). La valorisation des coproduits permettrait, en plus du respect de l'environnement, de maximiser le profit des entreprises. Elle consiste à les transformer de façon à ce qu'ils deviennent des matières premières ou des matières intermédiaires pour la production d'autres produits. Compte tenu de la nature des substances qu'ils renferment, ils peuvent être utilisés pour la nutrition humaine et animale, la nutraceutique et la pharmaceutique, ...etc.

Parmi les procédés en émergence, la protéolyse contrôlée par utilisation d'enzymes exogènes, retient de plus en plus l'attention car c'est une des méthodes qui permet la récupération des protéines mais aussi des autres composés d'intérêt (comme les lipides par exemple) tout en respectant les propriétés intrinsèques des matières premières (Hoyle, 1994; Gildberg *et al.*, 2002, Daukšas *et al.*, 2005; Šližyte *et al.*, 2005).

L'objectif principal de cette étude est de valoriser les coproduits de crevette rouge par protéolyse enzymatique. Ce travail s'organise en 3 chapitres :

- Le premier chapitre fait l'état de la revue bibliographique concernant les coproduits de la crevette et les différentes voies de leurs valorisation.
- Le deuxième chapitre présente les expériences effectuées sur la détermination de la composition des coproduits de la crevette et sur l'hydrolyses enzymatiques de ces dernier par une enzyme exogène en milieu acide (pepsine).
- Le troisième chapitre consiste au traitement des résultats obtenus.

Recherche bibliographique

I.1. Données générales sur les Crustacés

Les Crustacés constituent l'une des classes de l'embranchement des Arthropode (Charpon, 1999), qui regroupe les animaux au corps segmenté dont chaque segment, relié aux autres par des membranes articulaires, porte une paire d'appendices articulés. Leur corps est enveloppé dans une cuticule tégumentaire chitineuse sécrétée par l'épiderme (Beaumont et Caissier, 1998).

Les crustacés se distinguent des autres classes (les Mérostomes, les Arachnides, les Myriapodes, les Insectes) par la présence de 2 paires d'antennes (Antennules et Antennes), par la possession de nombreux autres appendices et, chez ses représentants aquatiques, par des dispositifs comme les branchies pour extraire l'oxygène de l'eau. Comme tous les arthropodes, les crustacés possèdent des yeux à facettes, leur donnant un champ de vision très important (Grimes et al, 2004).

Le premier stade larvaire dit "nauplius", non segmenté, possède trois paires d'appendices céphaliques et un oeil médian. Il peut être libre et planctonique dès ce stade (famille des Pénéidés) ou, chez les espèces incubatrices, évoluer au sein de la membrane de « l'oeuf » jusqu'à des stades plus avancés. A l'éclosion apparaissent les larves "zoé" chez les Caridés, "mysis" chez les Homaridés, "métazoé" chez les Brachyours, etc. La larve évolue par des mues et une métamorphose pour conduire à la forme adulte.

Les 45 000 espèces connues qui composent la classe présentent une grande diversité de formes et de modes de vies : on les trouve en mer, en eau douce et dans le milieu terrestre. Elles sont libres et mobiles ou fixées sur un support inerte ou vivant. Certaines sont parasites ou commensales d'autres animaux (Charpon, 1999).

I.2. Présentation et identification de l'espèce

Cette partie traite respectivement ; la position systématique et les clefs d'identification de l'espèce *Aristeus antennatus* (RISSO, 1816), ainsi que sa biologie et son écologie. En Méditerranée, ce crustacé à haute valeur commerciale a fait l'objet de nombreux travaux pour la détermination des facteurs biologique, par Holthius, (1980) Sarda et Demstre (1978), Bianchini et Ragonese (1994). En Algérie peu de travaux, lui ont été consacrés, on peut citer ceux de Yahiaoui (1994) et Nouar (2001). La crevette rouge *Aristeus antennatus* (Risso,

1816) présente une coloration rouge pâle à vif avec une tonalité bleuâtre sur la carapace (Figure 01) Elle est caractérisée par la présence d'une carapace chitineuse, secrétée par l'épiderme, et sert aussi d'exosquelette.

L'espèce *A. antennatus* ou crevette rouge est une crevette de grande taille, son abdomen est plus long que le céphalothorax et le corps est comprimé latéralement. L'espèce présente un dimorphisme sexuel : par la taille d'une part, où les adultes femelles sont beaucoup plus grands que les mâles et d'autre part, par un rostre court chez le mâle dépassant les yeux mais pas l'extrémité distale de l'écaille antennaire contrairement au femelles (Zariquiey-Álvarez, 1968). La carapace ne contient pas d'épine hépatique ni de carène. Le sillon cervical est court n'atteignant pas la région dorsale. L'exopodite du deuxième maxillipède pas plus long que le maxillipède lui-même. La coloration de cette espèce est rouge pale à vif avec une tonalité bleuâtre sur la carapace. La taille maximale totale est de 22 cm et commune à 10-18 cm de longueur totale (Holthuis, 1987).

La crevette rouge *Aristeus antennatus* appartient à la sous classe Crustacés supérieurs ou Malacostacés, qui comprennent presque toujours 19 segments et appendices : 5 au niveau de la tête, 8 au niveau du thorax et 6 au niveau de l'abdomen (parfois 7), des yeux généralement pédonculés et 5 paires de pattes locomotrices (Holthuis, 1980). Cette espèce appartient au sous-ordre des Natantia et à la famille des Aristaeidae, elle possède abdomen bien développé, terminé par une nageoire caudale formée par le telson et les appendices de dernier abdominal.



Figure 01 : Aspect général d'*Aristeus antennatus* (Risso, 1816)

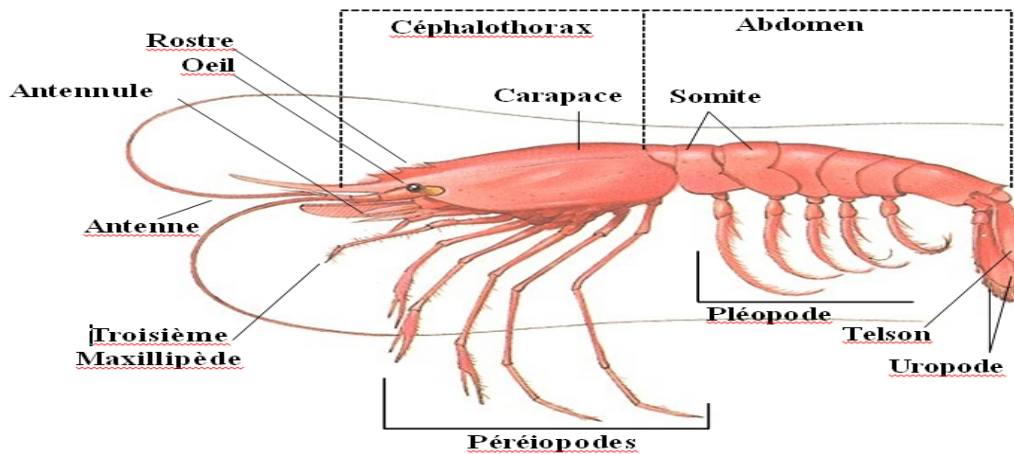


Figure 02 : Schéma représentatif de l'anatomie externe d'*Aristeus antennatus* (in Quero et Vayne, 2001).

I.2.1. Caractères distinctifs et dimorphisme sexuel :

En ce qui concerne de la crevette de grande taille. Rostre présentant un dimorphisme sexuel; chez le mâle, il est court, dépassant les yeux mais pas l'extrémité distale de l'écaille antennaire et son bord dorsal est armé de 3 dents (Fig.03 et 04 a). Chez la femelle, le rostre est très long, dépassant l'écaille antennaire, et porte 3 dents sur sa partie basale (comme chez le mâle), tandis que la partie distale est rostre du mâle dépourvue de dents et se termine par une pointe aiguë (Fig.03 et 04 b), bord ventral du rostre sans dents chez les deux sexes. Carapace sans épine hépatique et sans carène; sillon cervical court n'atteignant pas les 3 dents sillon cervical région dorsale. Exopodite du 2ème maxillipède pas plus long que le maxillipède lui-même.

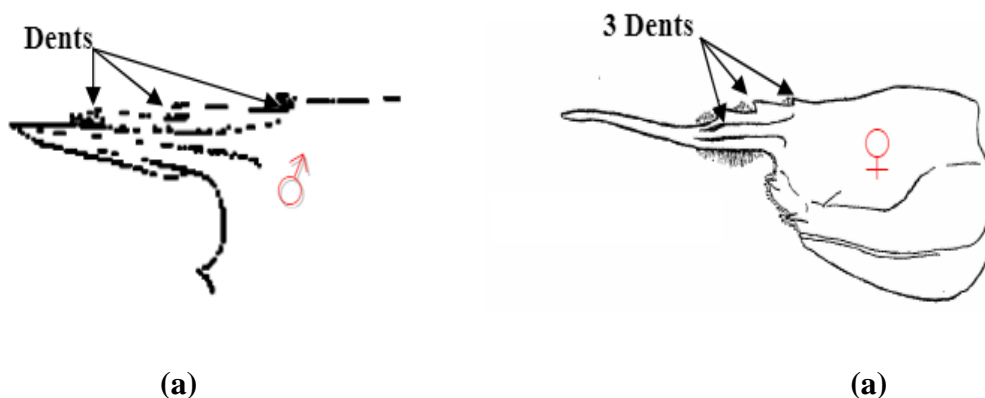


Figure 03 : le rostre de la crevette *Aristeus antennatus* (Risso, 1816) (a) chez les mâles adultes, (b) chez les femelles (ou du jeune mal)



Figure 04.a : Rostre du mâle adulte.



Figure 04.b : Rostre de la femelle.

I.2.2. Taxonomie :

I.2.2.1. Noms scientifiques :

Jusqu'à présent il n'existe pas d'autres noms scientifiques par l'espèce étudiée encore en usage à part son nom spécifique *Aristeus antennatus* (Risso, 1816). Les clés de détermination de l'espèce se résument dans le tableau 01.

Tableau 01 : Tableau récapitulatifs des clés de détermination d'*Aristeus antennatus*.

Embranchement	Arthropodes
Sous-embranchement	Crustacés
Classe	Malacostracés
Sous-classe	Eumalacostracés
Super-ordre	Eucaridés
Ordre	Décapodes (Latreille, 1806)
Sous-ordre	Dendrobranchiata (Bate, 1888)
Super-famille	Penaeoidés (Rafinesque 1815)
Famille	Aristaeidés (Wood-Mason, 1891)
Genre	<i>Aristeus</i> (Duvernoy, 1840)
Espèce	<i>Aristeus antennatus</i> (Risso, 1816)

I.2.3. Biologie de l'espèce

I.2.3.1. Reproduction :

Les sexes sont séparés et les glandes génitales, situées au-dessus de l'intestin, forment de longs cordons recourbés latéralement en crosse et unis au niveau de cœurs par une bandelette transversale d'où partent les canaux évacuateurs des produits génitaux : Les spermiductes chez les mâles et les oviductes chez les femelles (fig.05 A et 05 B) (in Campillo, 1994).

Concernant la reproduction, la période de ponte de cette crevette est estivale allant d'avril à septembre. Le pourcentage des femelles est toujours élevé (de l'ordre de 80%). La taille de première maturité sexuelle des femelles est de 23 millimètres de longueur céphalothoracique en moyenne et la fécondité relative est estimée à 8000 œufs / gramme de poids corporel (in Campillo, 1994).

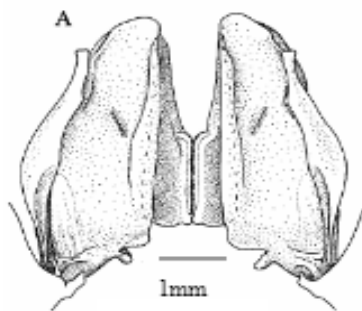


Figure 05. A : Le pétasma chez le mâle.

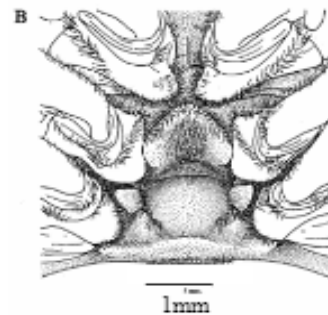


Figure 05.B : L'oviducte chez la femelle.

Le mâle va déposer (à l'aide de ses pattes) les spermatophores (fig.06), sortes de petits sacs contenant les spermatozoïdes, dans l'orifice génital de la femelle. Le mâle s'approche de femelle et fixe le spermatophore (poches contenant le sperme) à l'aide de l'appareil de couplage : le pétasma (fig.07 b) sur le réceptacle séminal : thelycium (fig.07 a) de la crevette femelle. Lors de la ponte, les œufs sont fécondés au contact du sperme. Ces spermatophores ainsi introduits chez la femelle, et ont la particularité de pouvoir conservé les spermatozoïdes sur périodes assez longue ; ce qui permet à un niveau un individu isolé de pouvoir féconder très tardivement ses œufs.

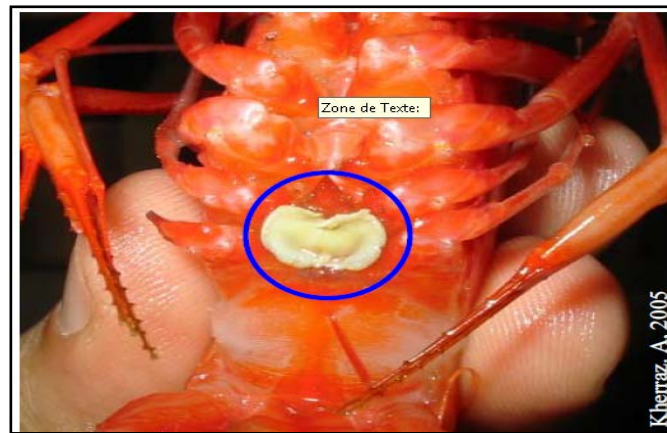
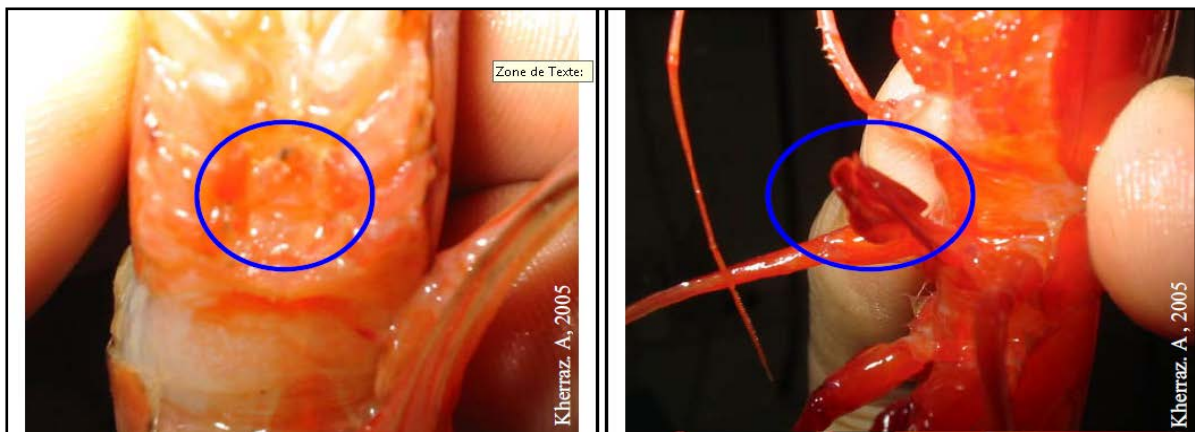


Figure 06 : Le spermatophore (Kherraz.A, 2006)



**Figure 07 a : Thélium chez la femelle
d'*A. antennatus* (Kherraz.A, 2006)**

**Figure 07 b : Péasma chez le mâle
d'*A. antennatus* (Kherraz.A, 2006)**

A l'éclosion des œufs, les larves "Nauplius" libérées dans le milieu mènent une vie pélagique. Elles peuvent être libres et planctoniques dès ce stade (famille des pénéidés). Au cours de leur vie larvaire, les larves subissent une succession de mues qui les amènent progressivement, après métamorphose, à leur définitive (fig.08). La larve du stade Nauplius vit sur les réserves vitellines de l'œuf et sa taille est de l'ordre de 200 microns. Au stade Zoé, la larve est capable de s'alimenter, les Zoé se nourrissent de phytoplancton. La nage est régulière mais toujours près de la surface. Les larves Mysis deviennent progressivement carnivores. Elles se tiennent la tête vers le base et se déplacent par des mouvements brusques. Le stade post-larvaire : à la suite d'une métamorphose, le dernier stade Mysis donne naissance à une jeune crevette. Se déplaçant tout d'abord en pleine eau, les post-larves vont, peu plonger vers les profondeurs marines et devenir benthiques.

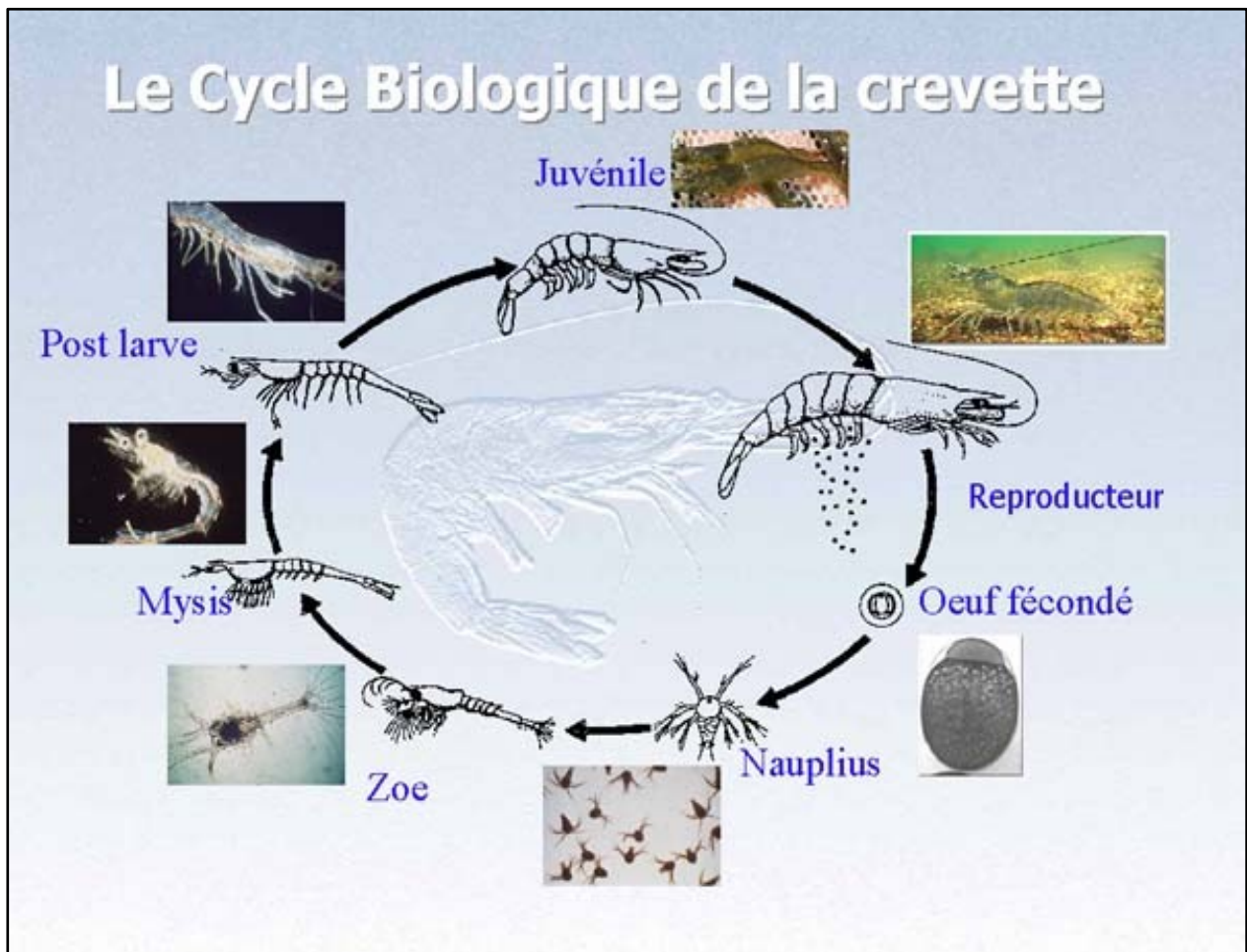


Fig. 08 : Cycle biologique d'*Aristeus antennatus* (Risso 1816), (in Motoh, 1981).

I.2.3.2. Métamorphose :

Au cours de sa croissance, la crevette se retrouve à l'étroit dans cette carapace qui ne grandit pas avec elle. Elle l'abandonne, et cette carapace devient une exuvie; c'est le phénomène de la mue. En absorbant le carbonate de calcium (CaCO_3) contenu dans l'eau, mais aussi dans une moindre mesure à partir du calcium des gastrolithes contenus dans l'estomac, les Crustacés fabriquent leur nouvelle carapace. Pendant ce temps, leur corps mou et fragile devient la proie des prédateurs. La croissance est donc discontinue, par palier; on note une brusque augmentation du poids et de longueur à chaque mue. Sont plus ou moins régulières, mais s'espacent avec l'âge, ce qui correspond à un ralentissement de croissance.

I.2.3.3. Digestion :

La crevette rouge possède un estomac plus ou moins complexe : le moulin gastrique, qui est souvent subdivisé en deux parties appelées estomac cardiaque et estomac pylorique. Il est prolongé par l'intestin moyen et accompagné d'un important hépatopancréas. La digestion est extracellulaire, mais les processus chimiques ont surtout lieu dans l'intestin moyen, siège de l'absorption, et dans les diverticules hépatopancréatiques (Houseman, 2000).

I.2.3.4. Excrétion :

Cet appareil est constitué par une paire des glandes antennaires, qui s'ouvrent à la base des appendices correspondants. L'essentiel de l'excrétion est toutefois assuré par les branchies qui éliminent l'ammoniaque et les composés uriques (Schmidt-Nielson, 1998).

I.2.3.5. Respiration et locomotion :

L'appareil respiratoire est constitué de lamelles ou de filaments branchiaux enfermés dans une cavité branchiale (en position ventro-latérale dans le céphalothorax).

La circulation de l'eau est assurée par les battements du pour réaliser les échanges gazeux (Houseman, 2000).

En générale, la crevette se déplace en se servant de ses pattes locomotrices pour la marche, et elle se propulse en arrière par un simple coup de queue pour la nage (Houseman, 2000).

I.2.3.6. Système nerveux et sensibilité :

Une sensibilité s'exerce au niveau des poils sensoriels répartis surtout sur les antennes et antennules mais, aussi, sur toute la surface du corps.

Le système nerveux est de type annélidien, c'est-à-dire qu'il comporte un centre nerveux acronial au niveau du céphalon, parfois appelé archicérébron, suivi de deux centres nerveux par métamère. La masse nerveuse acroniale est située dorsalement, en position supra-oesophagienne ; la chaîne nerveuse est dite ventrale ou sous-intestinale.

Du point de vue histologique, le système nerveux présente des neurones, formes de péricaryones (les centres nerveux) et de prolongements cellulaires ristes (nombreuses)

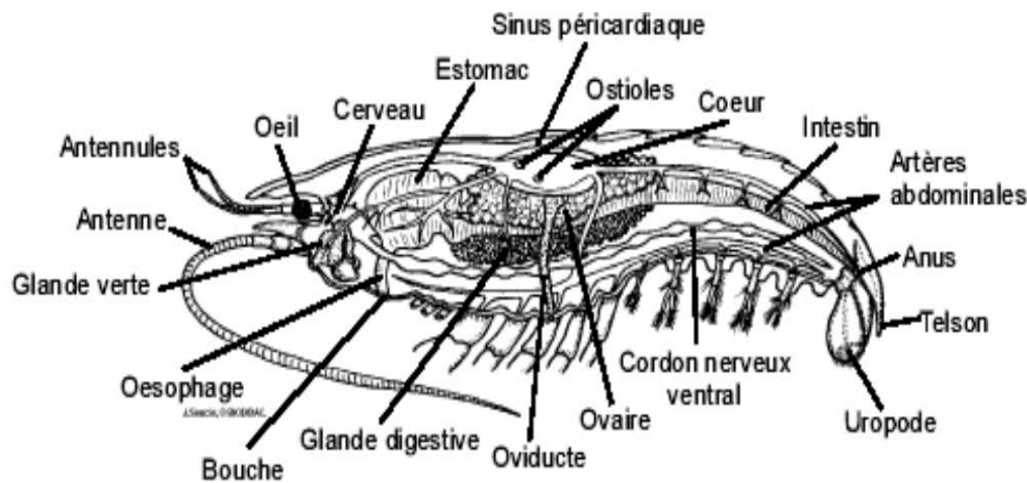


Figure 09 : Anatomie interne de la crevette rouge *Aristeus antennatus*
(Risso, 1816) (Houseman, 2000)

I.2.4. Régime alimentaire et place dans la chaîne trophique :

Les larves se nourrissent d'organismes planctoniques par filtration de l'eau. De caractère généralement benthique, cette crevette est détritivore, sa nourriture est principalement constituée de petits invertébrés (Crustacés, Polychète,...), d'algues mais, aussi, de déchets animaux. Pour la plupart elles sont capables de supporter des jeunes prolongés.

Toutes les espèces de crevettes semblent subir une forte prédation, exercée par un grand nombre d'animaux marins, essentiellement la Roussette, la Rai et le Merlu. Cette crevette se trouve donc à l'échelon secondaire ou tertiaire de la pyramide trophique

I.2.5. Qualité nutritive et thérapeutique :

A côté des 20 acides aminés standards, la chair des crevettes offre aussi des acides aminés non standard, c'est-à-dire d'autres acides aminés inconnus jusqu'à présent, que synthétisent les crevettes et les autres fruits de mer.

La plupart de ces nouveaux acides aminés proviennent de la transformation des 20 acides

aminés ordinaires (KY et *al.*, 2003).

On peut conclure que la consommation de ces crevettes à chair très appréciée n'apporte pas uniquement les 20 acides aminés habituels des protéines, mais bien une infinité d'oligopeptides et d'acides aminés non conventionnels et indispensables dont les propriétés protectrices et biologiques sont recherchées par nos enzymes (KY et *al.*, 2003).

I.2.6. Habitat :

La répartition géographique de cette espèce, comprend tout le bassin méditerranéen et les côtes atlantiques (fig.09). Elle fréquente les fonds de vases, de sables exploités essentiellement par les chalutiers (Grimes et *al.* ; 2004).



Fig. 09 : Répartition géographique d'*Aristeus antennatus* (RISSO, 1816).

Aristeus antennatus est une espèce démersale, qui vit sur des fonds de vase très peu sableuse à *Isidella elongata* (est une espèce de grande gorgone (ou corail corné) et *Funiculina quadrangularis* (est une espèce de cnidaires) au-dessus de fonds vaseux de 80 à 1440 m; plus commune entre 200-250 m. Elle effectue d'importants déplacements (migration nyctémérale) passant de 80-650 m la nuit à 260-820 m le jour.

En Algérie, *A. antennatus* évolue au niveau du bord supérieur du plateau continental et du talus à partir de 100 mètres de profondeur. Elle est fréquente et abondante entre 400 et 600 mètres de jour et 200 à 300 mètres de nuit (Grimes et *al* ; 2004).

I.2. Les coproduits de crevette :

Les coproduits sont définis comme les parties non utilisées et récupérables lors des opérations traditionnelles de production. Ils sont issus de la transformation des poissons et sont constitués des têtes, des viscères, de la chute de parage (filetage), de la peau, de l'écaille, des arêtes et des queues sont générés. Pour les crevettes, ils engendrent les têtes, la carapace et la queue. Les coproduits marins constituent 30 à 60% des produits entiers et leur valorisation a attiré depuis plusieurs années l'attention des industriels pour un souci de rentabilité économique et de développement durable. En effet, ces matières renferment de nombreuses molécules valorisables notamment des protéines (Ibrahim *et al.* 1999 ; Heu *et al.* 2003), lipides (Dumay *et al.* 2006 ; Dumay, 2006), minéraux, vitamines (Heu *et al.*, 2003), ainsi que d'autres composés bioactifs (Kim *et al.*, 2008), bénéfiques à la santé humaine et animale.

I.2.1 La chitine :

La chitine est le biopolymère le plus abondant dans la nature après la cellulose. Elle est formée par des résidus de N-acétyl-D-glucosamine liés par des liaisons β -(1-4) (Fig 10). La chitine est un composant structural des exosquelettes de crustacés, mollusques et arthropodes.

Elle est aussi rencontrée dans la structure de la membrane cytoplasmique de certains champignons et algues (Di Mario *et al.* 2008). La chitine constitue environ 14 à 35% des carapaces de crustacés qui contiennent pour le reste des protéines et carbonate de calcium.

Les sources de chitine les plus exploitées commercialement sont constituées par les carapaces et les coproduits de crabe, de crevette, de homard, de krill, d'huitre et de calmar (Rasmussen et Morrissey, *et al* 2008).

La chitine est après la cellulose, le second polysaccharide le plus abondant dans la nature (Rinaudo, 2006). (Selon Jeuniaux *et al.*, 1993), la production totale de chitine par les crustacés dans les écosystèmes marins à l'échelle de la planète serait de 2 milliards 300 millions de tonnes par an. Cette production serait imputable, pour près de 90%, aux organismes pélagiques, aux crustacés, au zooplancton et au krill. La contribution des autres 6 pélagiques, aux crustacés, au zooplancton et au krill. La contribution des autres organismes animaux producteurs de chitine apparaît négligeable par rapport à celle des crustacés. La valorisation des déchets issus de l'exploitation marine des crustacés est réalisée par l'extraction à l'échelle industrielle de la chitine par différents traitements effectués sur les coques de crevette et de

crabe. En effet, on retrouve entre 15 et 35 % de chitine dans la carapace de diverses espèces de crevettes et de crabes (Brine et al, 1992, Kobelke, 1990 et Muzzarelli et Peter, 1997).

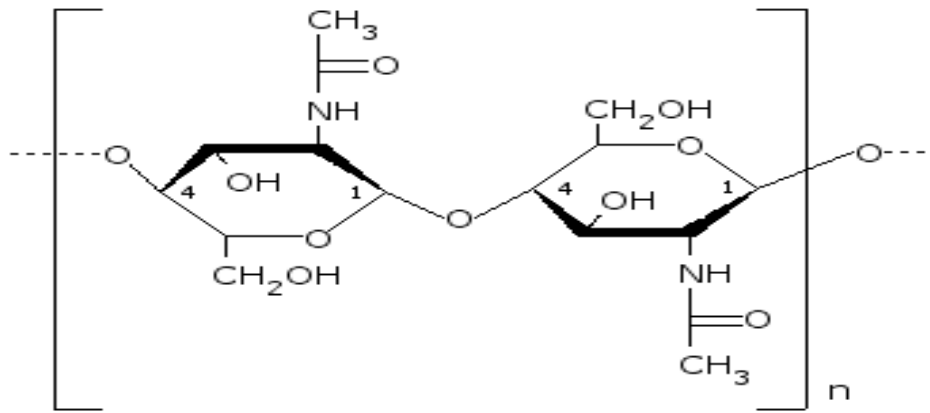


Figure 10 : Structure moléculaire de la chitine (Mrunal, 2004).

Pour la production industrielle, la chitine est extraite des coproduits de crustacés par traitement avec de l'acide et de la base pour déminéraliser et déprotéiniser les carapaces.

La poudre de chitine obtenue est ensuite traitée avec une solution alcaline pour provoquer la déacétylation et produire du chitosane. Annuellement, 80 000 tonnes de chitine sont produits industriellement à partir des coproduits de crustacés.

Des recherches sont effectuées pour une extraction plus douce de la chitine. L'utilisation des techniques douces permet de récupérer d'autres composants d'intérêts desco-produits, tout en gardant leur fonction. La fermentation s'avère alors intéressante (Rao *et al.*, 2000 ; Synowiecki et Al-Khateeb, 2000; Gildberg et Stenberg, 2001 ; Cira *et al.*, 2002; Healy *et al.*, 2003; Beaney *et al.*, 2005; Rao et Stevens, 2005; Bhaskar *et al.*, 2007; Xu *et al.*, 2008; Pacheco *et al.*, 2009), ainsi que la combinaison de la fermentation avec l'hydrolyse enzymatique (Jo *et al.*, 2008). L'hydrolyse enzymatique peut être aussi utilisée pour l'étape de déprotéinisation (Gildberg et Stenberg, 2001). Pour la conversion de la chitine, l'hydrolyse avec la Pepsine est efficace pour la production de chitobiose (Ilankovan *et al.* 2006).

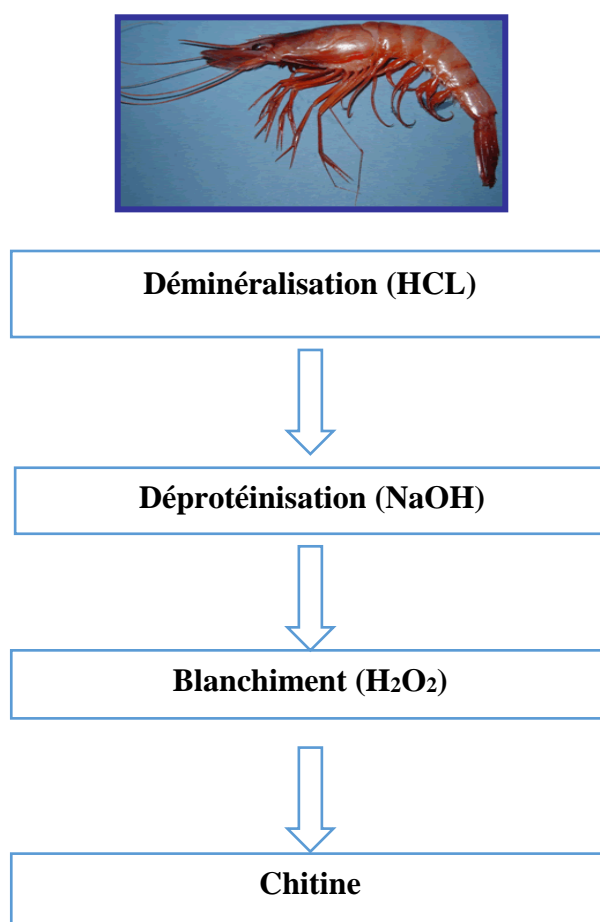


Figure 11 : Schéma de l'extraction chimique de la chitine.

I.2.1.1 Extraction chimique de la chitine :

La grande disponibilité des carapaces de crevettes et leur teneur élevée en chitine en font la source principale de ce produit. L'extraction de la chitine de la carapace nécessite au moins deux étapes distinctes lorsque l'on procède par méthode chimique : la déminéralisation en milieu acide et la déprotéination en milieu basique. Ces deux processus peuvent être effectués dans n'importe quel ordre, mais l'efficacité de la réaction effectuée en premier est toujours moindre. Pour obtenir un produit possédant un minimum de protéines, il est préférable de déminéraliser d'abord puis d'effectuer la déprotéination. Bien que la chitine soit résistante aux acides et aux bases, celle-ci peut être légèrement détériorée par les deux traitements (Percot et al., 2002).

a) Déminéralisation :

La déminéralisation de la chitine s'effectue habituellement avec une solution d'acide diluée, généralement du HCl, afin de transformer les minéraux non solubles de la carapace en sels solubles. Le carbonate de calcium, principal composé minéral de la carapace, réagit avec le HCl pour former du chlorure de calcium, de l'eau et du gaz carbonique comme décrit dans la réaction suivante :



La plupart des autres minéraux présents réagissent de façon similaire et donnent des sels solubles en présence d'acide. Les sels formés peuvent être séparés de la chitine par simple filtration suivie de lavage.

Une grande quantité de mousse est produite durant la déminéralisation résultant du dégagement du gaz carbonique. La vitesse d'expansion de la mousse produite dépend de la vitesse de la réaction de déminéralisation et peut conduire au débordement du milieu réactionnel. L'ajout d'un agent anti-moussant permet une libération plus constante du gaz limitant le risque de débordement de la solution (No et Hur, 1998). Le ratio (soluté : solvant) optimal dépend de la concentration de l'acide utilisé, sachant qu'il faut deux molécules de HCl pour transformer une molécule de carbonate de calcium en Chlorure de calcium.

L'apport en acide doit nécessairement être égal ou supérieur stoechiométriquement à la quantité de minéraux présents afin d'avoir une réaction complète (Shahidi et Synowiecki., 1991). Néanmoins, les minéraux sont souvent difficiles à éliminer et l'utilisation d'un plus grand volume de solution acide ou d'une solution plus concentrée est souvent utilisée. On retrouve ainsi dans la littérature plusieurs méthodes d'optimisation de la déminéralisation, principalement l'utilisation d'une solution HCl 1 N à un ratio de 1 : 15 (No et Hur, 1989) et celle utilisant une solution HCl 1,5 N à un ratio de 1 : 10 (Lévesque, 1995). D'autres facteurs peuvent aussi influencer la réaction dont le facteur temps-température. Une température plus élevée accélère la réaction qui nécessite donc moins de temps et permet une meilleure pénétration du solvant dans la matrice de chitine. La pénétration du solvant dans la matrice est aussi influencée par la taille des particules de chitine. Généralement, la réaction se termine avec la disparition du dégagement gazeux. (Lévesque, 1995). Suite au traitement, la poudre doit être lavée et filtrée jusqu'à l'obtention d'un résidu neutre. La neutralisation est importante,

car l'acide résiduel dans la matrice sèche sera concentré et pourra endommager la chitine.

b) Déprotéinisation :

La déprotéinisation de la chitine consiste à solubiliser les protéines présentes dans la matrice de chitine dans une solution aqueuse. Elle peut être effectuée de façon douce ou sévère. L'emploi de soude à température élevée est généralement utilisé pour solubiliser une plus grande partie des protéines. Plusieurs études font état de divers protocoles afin d'optimiser le processus (Percot *et al.*, 2002, Synowiecki et Al-Khateeb, 2003). Mais aucun procédé n'est parvenu à éliminer entièrement les protéines dans une période inférieure à six heures. Dans les meilleurs cas, il reste toujours quelques résidus protéiques attachés à la chitine. Il semble que les liens entre les protéines et la chitine diffèrent d'une espèce à l'autre et que le traitement doit varier. Dans ces tests d'optimisation, seuls le temps, la température, la concentration de base et le ratio soluté : solvant de chitine sont étudiés.

La déprotéination sous pression à plus de 100°C a été effectuée à l'aide d'un autoclave (Cho et No, 1999) et dans un cuiseur (Boucher, 1991) ce qui a permis de solubiliser les protéines en 15 et 10 minutes respectivement. La chitine obtenue était comparable à celle obtenue à pression atmosphérique en ce qui a trait à la teneur en azote.

I.2.1.2 Extraction enzymatique de la chitine :

Un procédé biologique de purification de la chitine répondrait mieux aux enjeux actuels de développement durable. Son empreinte sur l'environnement devrait être réduite car les volumes d'effluents chargés en réactifs chimiques sont plus faibles.

Ses conditions plus douces devraient préserver la qualité de la chitine. Enfin elles devraient également favoriser la valorisation des autres constituants, présent dans les coproduits de crustacés. Il s'agit notamment des peptides et des pigments. Par ces voies, les taux de protéines et minéraux résiduels sont plus importants par rapport à l'emploi de l'extraction chimique. Des traitements complémentaires sont souvent nécessaires pour améliorer le degré de pureté en chitine. Enfin, les temps de réaction sont beaucoup plus longs que par la voie chimique (Le Roux *et al.*, 2012).

La chitine est insoluble dans l'eau. Elle peut être partiellement déacétylée pour donner le

chitosane qui se solubilise dans l'eau à pH légèrement acide.

I.2.2 Le chitosane :

Le chitosane a été découvert en 1859 par C. Rouget en traitant la chitine avec du KOH concentré à température élevée. Mais, ce n'est qu'en 1894 que Hoppe-Seyler a donné à la « chitine modifiée » le nom chitosane (Okazaki *et al.*, 2007). Le chitosane, dérivé désacétylé de la chitine, est un polysaccharide non ramifié du type poly-,B(1-4)-D-glucosamines partiellement acétylé (Fig. 1.2). Tandis que la chitine est produite largement par un grand nombre d'organismes vivants, la production de chitosane n'a été observée que chez quelques micro-organismes. On en retrouve dans la paroi d'une classe particulière de champignons, les zygomycètes, et chez quelques insectes.

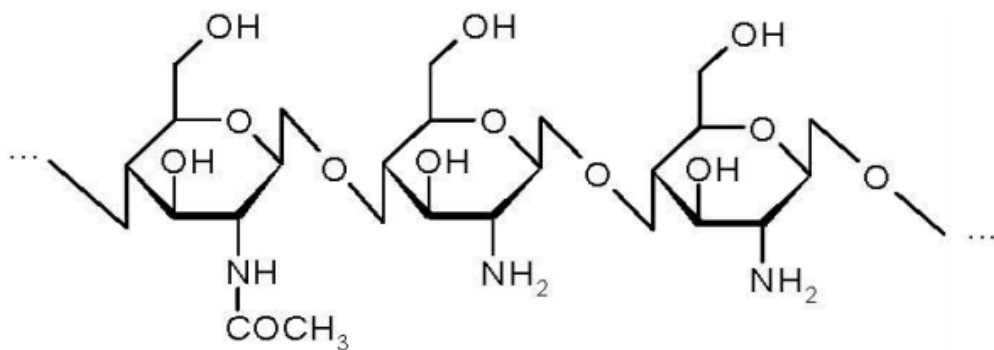


Figure 12 : Représentation générale du chitosane (Mati Baouche, 2012)

I.2.2.1 Propriétés physico-chimiques et biologiques du chitosane

Le chitosane se présente sous la forme d'un solide amorphe. C'est l'un des rares polyelectrolytes naturels cationiques existant dans la nature. En solution dans un acide dilué, le chitosane se comporte comme un polycationique de forte densité de charge, en raison de la protonation des groupements -NH₂. Le chitosane est biocompatible et biodégradable par les microorganismes possédant des enzymes qu'on appelle chitosanease. Il ne présente aucun comportement antigénique, mais possède un caractère antithrombogène et hémostatique. Il montre des propriétés cicatrisantes remarquables.

Le chitosane a également des propriétés inhibitrices sur la croissance de nombreux parasites et infections. Il a de plus des propriétés immunologiques, antitumorales, antibactériennes et antifongiques (Zemmouri H, 2008).

La déacétylation de la chitine en chitosane est montrée sur la Figure 12. Le degré de déacétylation de la chitine dépend de la température et du pH (Weska *et al.* 2007).

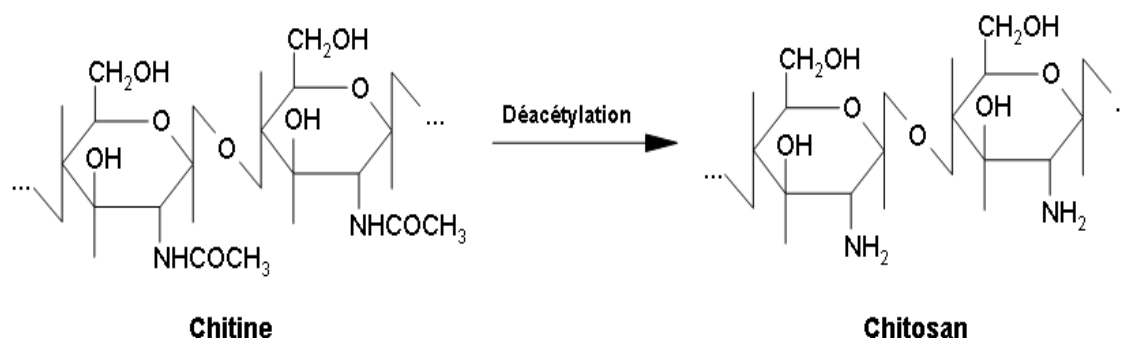


Figure 13 : Déacétylation de la chitine en chitosane.

Le chitosane possède un degré d'acétylation qui varie de 5 à 30% avec un poids moléculaire entre 100 000 à 1 000 000 Da. Il peut se présenter sous forme amorphe, semi- cristalline ou cristalline. Le chitosane peut former des liaisons avec des molécules chargées négativement comme les acides gras, les acides biliaires, les phospholipides, les protéines, les polysaccharides tels que les carraghénanes, les pectines et les alginates.... Il possède aussi des activités biologiques, notamment des activités antimicrobienne (Du *et al.*, 2009), anti-inflammatoire, antioxydante (Ngo *et al.*, 2009), antitumorale (Wang *et al.*, 2008b), immuno-modulatrice (Lee *et al.*, 2008), anti-ulcère (Rasmussen et Morrisey, 2008) ou encore anti-hypertensive (Kim *et al.*, 2008b). Le degré d'acétylation du chitosane a un rôle crucial dans sa bioactivité : plus il est acétylé, moins il possède une bioactivité (Kim *et al.*, 2008b).

Le chitosane est également utilisé pour guérir les maladies rénales, et enfin, ils ont les mêmes propriétés diététiques que les fibres alimentaires solubles d'origine végétale (Rasmussen et Morrissey, 2008).

Par conséquent, le chitosane a plusieurs applications commerciales. Dans l'industrie alimentaire, il peut être utilisé comme bioadhésif (Dutta *et al*, 2009), additif alimentaire (Gibert et Rakshit, 2005). Il est aussi utilisé pour le traitement des eaux (Bhatnagar et Sillanpaa, 2009), dans l'agriculture (Han *et al*, 2008), comme base cosmétique (Morganti et Morganti, 2008), dans le secteur pharmaceutique et nutraceutique (Kumar *et al*, 2004). Une étude récente a montré leur utilisation en microbiologie pour produire la chitinase et le chitosanase (Wang *et al*, 2006 ; Wang *et al*, 2008a).

I.2.2.1.1 Activité antimicrobiennes de chitosane :

Le chitosane possède une activité antimicrobienne sur une large gamme de microorganismes (Crini *et al.*, 2009; Benabbou, 2009; Pérez-Mateos, 2007; Coma *et al.*, 2003; El Ghaouth, 1991; No *et al.*, 2006). Plusieurs travaux antérieurs ont largement démontré l'activité antibactérienne et antifongique de chitosane (Badawy et Rabea, 2012; Coma *et al*, 2003). Crini *et al.* (2009) rapportent que l'activité antimicrobienne de chitosane est supérieure à celle des agents antimicrobiens courants. Les résultats de certains travaux (Coma *et al*, 2003) ont montré que le chitosane est plus actif sur les bactéries Gram positif que sur les bactéries Gram négatif. La différence serait due à la présence dans la membrane cellulaire des bactéries Gram négatif de grandes quantités de lipides (Kong *et al*, 2010). Les lipides confèrent à la membrane bactérienne des propriétés hydrophobes incompatibles pour des réactions avec les groupements cationiques de chitosane. Crini *et al.* (2009) rapportent que les moisissures sont plus sensibles à l'action de chitosane suivis des levures puis des bactéries, mais ne montrent pas le niveau de cette différence.

Des facteurs comme le degré de désacétylation, le poids moléculaire influencent l'activité antimicrobienne de chitosane (Crini *et al*, 2009; Rabea *et al*, 2009). Le chitosane manifeste une bioactivité pour un degré de désacétylation (DD) supérieur ou égal à 75% (Benabbou, 2009; Devedec, 2008), et pour des poids moléculaires de 35 à 135 kDa (Kasaai, 1999). À faible poids moléculaire (inférieur à 35 kDa), le chitosane est utilisé comme nutriment par les

microorganismes (Badawy et Rabea, 2011) et à poids moléculaire élevé (supérieur à 135 kDa), le chitosane est moins soluble, et donc inefficace (Crini et *al.*, 2009). Les longues chaînes macromoléculaires de chitosane forment grâce aux liaisons hydrogènes intra - et inter-chaines (qui se créent entre ses différents groupements polaires (OH)) des structures compactes (Cho et *al.*, 2000) moins solubles. L'origine de chitosane, les méthodes de préparation et la répartition en bloc ou de façon aléatoire des groupements acétyle sur la chaîne latérale macromoléculaire influencent également l'activité antimicrobienne de chitosane (Bento et *al.*, 2009; Crini et *al.*, 2009).

I.2.2.2 Applications du chitosane :

a) Domaine médical et pharmaceutique :

Dépendamment du secteur d'application, la libération d'agents bioactifs vise différentes voies d'administration. On retrouve généralement la voie orale, parentérale, transdermique, les systèmes d'implant et plus récemment l'administration transmucoale. À l'état natif, le chitosane se comporte comme un agent désintégrant et par conséquent, il n'est pas employé seul dans les formulations biomédicales et pharmaceutiques. Mi *et al.*, (1997) ont rapporté que les comprimés à base de chitosane natif avaient peu de propriétés cohésives et leur passage en milieu de dissolution montrait une érosion en moins de 4 heures. Cependant, le mélange de chitosane avec des polymères anioniques comme l'alginate améliore la stabilité du support et augmente le temps de libération contrôlée au-dessus de 12 heures. D'autres types de polymères sont associés au chitosane tels que : la pectine, l'hyaluronate ou le Carbomer (polymère acrylique). L'utilisation d'agents réticulants permet une augmentation de la stabilité et une diminution de l'érosion du support. Ces modifications peuvent générer des systèmes d'hydrogels, formés de réseaux interpénétrés permettant de prolonger davantage le temps de libération du principe actif (Martin et al, 2002). De plus, de nombreux dérivés du chitosane obtenus par fonctionnalisation tels que : les dérivés N-modifiés, le chitosane N-acétylé ou encore carboxyméthylé et N-acétylé sont également utilisés sous forme de systèmes contrôlés permettant d'amener le temps de libération de divers substances thérapeutiques à un moment précis ou plus retardé (Hirano et al, 1992; Le Tien et al, 2003). L'ajout d'autres polymères permet l'obtention d'hydrogels stables et cohésifs pouvant être utilisés comme matrice pour des systèmes de libération ou comme supports pour cultures cellulaires (Singh et Ray, 2000). La plupart des utilisations du chitosane dans le domaine médical sont liées à

ses propriétés cicatrisantes, hypocholestérolémiantes et immunologiques. Les modifications augmentent le potentiel d'applications au niveau cellulaire. Les dérivés amphiphiles peuvent former des systèmes micellaires permettant la solubilisation d'agents thérapeutiques, augmentant ainsi leur efficacité et diminuant la toxicité au niveau membranaire. On peut citer le cas du taxol stabilisé avec le N-laurylcarboxyméthylchitosane qui montre un fort potentiel comme transport d'agents anticancéreux (Miwa *et al.*, 1998). L'association de macromolécules (protéines ou ADN) avec les dérivés de chitosane forme des nanostructures favorisant la libération de l'agent bioactif au niveau cellulaire. Ces dérivés peuvent être utilisés dans la transfection de gènes ou la livraison de médicaments hydrophobes à l'aide de dérivés N-acylés (Liu *et al.*, 2003). La transfection dans ces conditions augmente en fonction de la longueur de chaîne greffée (Liu *et al.*, 2003). Les dérivés quaternisés triméthylés montrent de fortes interactions avec la charge globale de la membrane cellulaire (Domard *et al.*, 1986). Ces propriétés physiques sont d'intérêt dans le domaine génique et pourraient devenir une nouvelle stratégie dans la modification d'organismes ou toute autre application médicale comme la vaccination.

b) Domaines industriel et environnemental :

Deux principales applications du chitosane sont exploitées dans le secteur agroalimentaire. En premier lieu, de part ses propriétés flocculantes, il permet de séparer les particules colloïdales dispersées dans les résidus des industries de transformation. Et d'autre part, il est utilisé comme matrice pour l'immobilisation d'enzymes ou de cellules microbiennes, animales et végétales. Les potentiels environnementaux du chitosane ont suscité un grand nombre de recherches dans le traitement d'assainissement des eaux, dans la réduction de la turbidité et dans la stabilisation des hydrocarbures (Muzarelli *et al.*, 1973). Le chitosane permettrait de traiter les eaux (de rinçage ou résiduelles) chargées en métaux lourds et/ou en métaux précieux de différentes sources, permettant ainsi de diminuer globalement les coûts opérationnels de l'industrie. De plus, son utilisation pourrait permettre d'enlever diverses graisses, de réduire les matières en suspension ou encore de diminuer les charges bactériennes (Rinaudo, 2006).

Le tableau 01 présente quelques applications du chitosane dans différents domaines d'exploitation. Omniprésent dans l'industrie sous une forme ou une autre, on retrouve le

chitosane en agriculture (pour protéger les plantes), dans l'industrie cosmétique (stabilisant, régénérant cellulaire, antibactérien) ou encore l'industrie du papier (propriétés mécaniques) (Rinaudo, 2006).

Tableau 01 : Applications du chitosane (adapté de Rinaudo, 2006)

Domaine d'exploitation	Applications
Potentiel biomédical	Sutures chirurgical Implants dentaires Peaux artificielles Reconstructions osseuses
Agriculture	Mécanisme défensive Stimule la croissance des plantes Enrobage (protection) Libération de fertilisants et nutriments
Traitement des eaux	Polymère écologique Pouvoirs séquestrant (métaux lourds, colorants etc...) Diminution de la turbidité Diminution des odeurs Bactéricides
Alimentaire	Non digestible (diète aux fibres) Hypocholestérolémiant Agent de conservation Stabilisateur Antimicrobien Enrobage protecteur
Cosmétique	Crème Traitement de l'acné Produits hydratants Formulation de dentifrices Formulation de shampoings
Biopharmaceutiques	Immunostimulants Antitumoraux Anticoagulantes Libération contrôlées

Matériels
Et
Méthodes

II.1 Prétraitement des échantillons :

Dans notre étude, nous avons utilisé comme espèce la crevette rouge *Aristeus antennatus* (Fig.10A), espèce très demandée dans les restaurants et les pêcheries algériennes et Mostaganémoise. L'échantillon a été acheté du grand marché (poissonnerie) de la ville de Mostaganem, nommé (marché couvert). Ces crevettes sont généralement pêchées dans la zone de l'ouest Algérien.

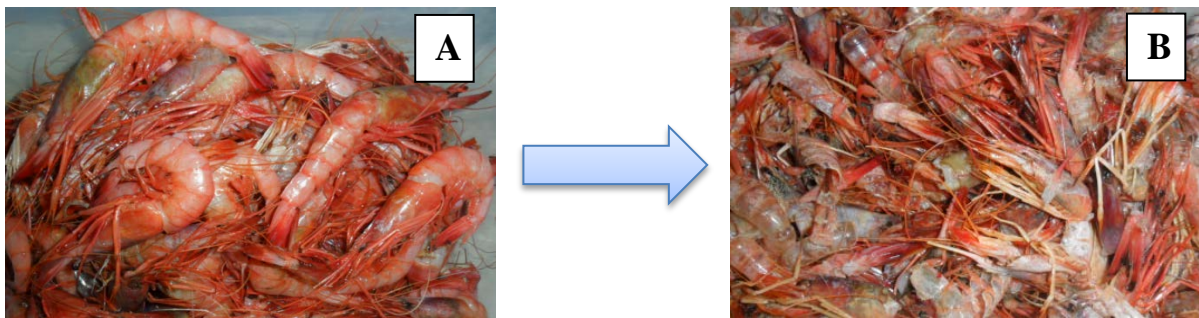


Figure 14 : (A) La crevette à l'état fraîche, (B) déchet de la crevette (carapaces et têtes).

Les coproduits de la crevette utilisés lors de cette étude sont constitués principalement par la tête entière et les carapaces obtenus après décortication des crevettes (Fig.14, B). Ensuite, ils sont séchés à température ambiante et broyés à l'aide d'un broyeur pour obtenir une poudre. (fig.15).



Figure 15 : la poudre des coproduits de la crevette rouge *Aristeus antennatus*

II.2. Hydrolysats enzymatiques :

Les hydrolysats sont l'aboutissement de la digestion partielle des protéines par hydrolyse protéolytique. Ils ont alors généralement une bonne digestibilité et une haute qualité nutritive. Les hydrolysats sont produits sous l'action d'enzymes exogènes (hétérolysats) (Dumay, 2006).

II.2.1. Matériels biologiques :

L'enzyme utilisée au cours de cette étude est donc la Pepsine fournie par Sigma Aldrich (Steinheim, Allemagne). Il s'agit d'une endopeptidase extraite de la muqueuse gastrique porcine. Elle porte le numéro enzymatique (EC. 3.4.23.1).

II.2.2. L'hydrolyses pepsiques :

Les coproduits de la crevette broyées sont diluées avec de l'eau distillée. Elles sont ensuite chauffées à 40°C dans un bain marie avec agitation continue, puis le pH est ajusté à 2 avec de l'acide chlorhydrique (HCL 2N) (Fig. 16). 0,5% de Pepsine est ensuite ajouté. L'hydrolyse dure 3 heures, pendant lesquelles le milieu réactionnel est constamment agité et le pH est ajusté à 2 avec de l'HCL 2N. Le degré d'hydrolyse est estimé en fonction de la quantité d'acide ajouté qui est proportionnel au nombre de liaisons peptidiques coupées. L'inactiver de l'hydrolyse se réalise en ajoutant NaOH (5N) jusqu'à la neutralité du milieu réactionnel.



Figure 16 : montage de l'appareil pour hydrolyse enzymatique des coproduits de la crevette.

II.3. Traitement des hydrolysats :

II.3.1. Centrifugation :

La préparation est refroidie à température ambiante puis centrifugée dans une centrifugeuse Hettich Rotina 380R à 4000 tours pendant 20 à 40 minutes et à 4°C.



Figure 17 : Appareil de centrifugation

II.3.2. Lyophilisation :

Les deux fractions obtenues : surnageant et culot sont lyophilisés pendant 2 à 3 jours avec lyophilisateur de modèle Freeze Dryer Bk-Fd10s biobase bioindustry (shandong). Les lyophilisats font ensuite l'objet d'analyses biochimiques.



Figure 18 : Appareil de Lyophilisation

II.4. Les analyses biochimiques des échantillons :

Les teneurs en eau, en cendre et en lipides totaux de la poudre des coproduits de la crevette ainsi que les deux fractions sont déterminées respectivement par étuvage, incinération et selon la méthode de Soxhlet. La teneur en protéines totales est dosée selon la méthode de Kjeldhal.

II.4.1. Dosage de la teneur en eau :

❖ Principe

La teneur en eau est déterminée par étuvage des échantillons à 105 °C pendant 24 heures (AOAC, 2005).

❖ Manipulation

Une capsule vide est pesée. Puis environ 5g d'échantillons frais ou 1g d'échantillons lyophilisés sont ajoutés dans la capsule et l'ensemble est pesé à nouveau. Les capsules sont étuvées à 105°C pendant 24 heures. Ensuite, elles sont refroidies dans un dessiccateur avant d'être repesées à nouveau. Le dosage est effectué en triplicat pour chaque échantillon.

- On a réglé le thermostat de l'étuve à 105°C.
- On a pesé les creusets vides sans échantillon
- On a pesé 1g de l'échantillon dans un creuset puis on l'introduit dans l'étuve .fig 14



Figure 19 : L'étuve avec les creusets. (Présent travail ; 2018)

- Après 24 heures, on retire le creuset et on le place dans le dessiccateur durant une heure et on fait la pesée.

❖ Calcul

La teneur en eau est obtenue par la formule qui suit :

$$H\% = \frac{M1-M2}{M1-M0} \times 100$$

M0 : la masse en g de la capsule vide ; *M1* : est la masse en g de la capsule et les échantillons avant étuvage ; *M2* : est la masse en g de la capsule et les échantillons après étuvage.

II.4.2. Dosage de la teneur en cendres :**❖ Principe**

La teneur en cendres est déterminée par incinération de la matière organique à 550°C pendant une nuit (AOAC, 2005).

❖ Manipulation

Des capsules d'incinération vides sont pesées. Environ 5g de matière fraîche ou 1g de matière sèche sont ajoutés et la masse de l'ensemble est notée. Les échantillons sont alors soumis à une température de 600°C dans un four à moufle pendant 3 heures.

Après refroidissement dans un dessiccateur, les capsules contenant les cendres sont pesées à nouveau. Le dosage est réalisé en triplicat pour chaque échantillon.

❖ Calcul

La teneur en cendres des échantillons est calculée suivant la formule suivante :

$$C\% = \frac{M2-M0}{M1-M0} \times 100$$

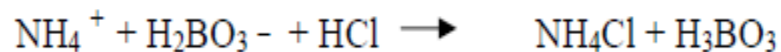
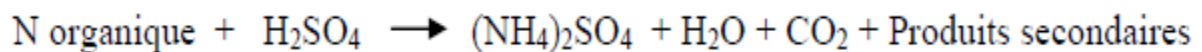
C% : teneur en cendres ; *M0* : masse en g de la capsule vide ; *M1* : masse en g de la capsule et les échantillons avant incinération ; *M2* : masse en g de la capsule avec les cendres (après incinération).

II.4.3. Dosage de la teneur en protéines totales :

❖ Principe

La méthode utilisée pour le dosage des protéines totales est celle de Kjeldhal (Crooke et Simpson, 1971). Il consiste à un dosage de l'azote contenu dans l'échantillon. Un facteur de conversion de 6,25 est utilisé pour obtenir la teneur en protéines.

L'échantillon est minéralisé à l'aide d'acide sulfurique (H_2SO_4) concentré, l'azote organique est transformé en sulfate d'ammonium et libéré ensuite sous forme d'ammoniac par la soude (NaOH) concentrée (10 M). L'ammoniac fixé par l'acide borique est ensuite titré avec de l'acide sulfurique pure.



❖ Manipulation

Le dosage des protéines se déroule en 3 étapes :

a) Minéralisation :

- Peser 0,5 g de l'échantillon est introduite dans un tube à minéralisation de Kjeldahl (Fig. 20).
- Ajouter 20 ml d'acide sulfurique pur et 3g de catalyseur ($\text{K}_2\text{SO}_4 + \text{CuSO}_4 + \text{Se}$).
- Chauffer le tube tout d'abord doucement pour éviter le débordement de la mousse.
- Chauffer avec modération, en agitant de temps en temps en tournant jusqu'à carbonisation de la masse et disparition de la mousse, chauffer ensuite plus fort jusqu'à ébullition régulière du liquide, et arrêter le chauffage quand la couleur verte du mélange apparaisse.
- Transverse le liquide dans une fiole et ajouter l'eau distillé jusqu'à 100mL (Fig. 21).



Figure 20 : minéralisation de l'échantillon



Figure 21 : Echantillon après la minéralisation, Préparé pour distillation.

b) Neutralisation ou distillation :

- Prélever un volume de 20 ml du distillat et vider se liquide dans un ballon à deux col rodés et après on ajoute 50 ml de NaOH et fermer immédiatement.
- A l'autre coté le réfrigérant (Fig. 22), on prend 20 ml de solution d'acide borique à 4% contenant un indicateur coloré (vert de bromocrésol et rouge de méthyle) sont versés. Le bicher est ensuite installé dans l'unité de distillation en prenant bien soin à ce que la tige plonge dans la solution, et lancer le chauffage du ballon pour distiller l'ammoniaque. Ce dernier sera piégé dans l'acide borique qui se coloré en bleu (Fig.22).

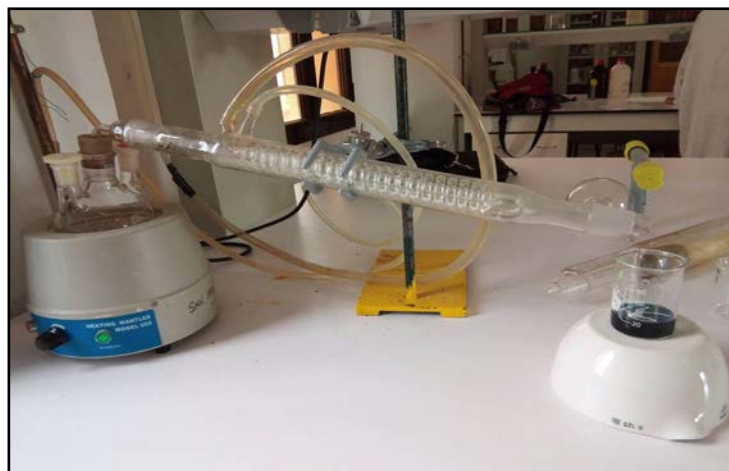


Figure 22 : Montage de l'appareil de distillation

c) Titration :

La figure (23), présente le processus de titrage. La titration de l'azote est alors réalisée par l'acide sulfurique (0,1N) jusqu'à l'obtention de couleur rose pale.

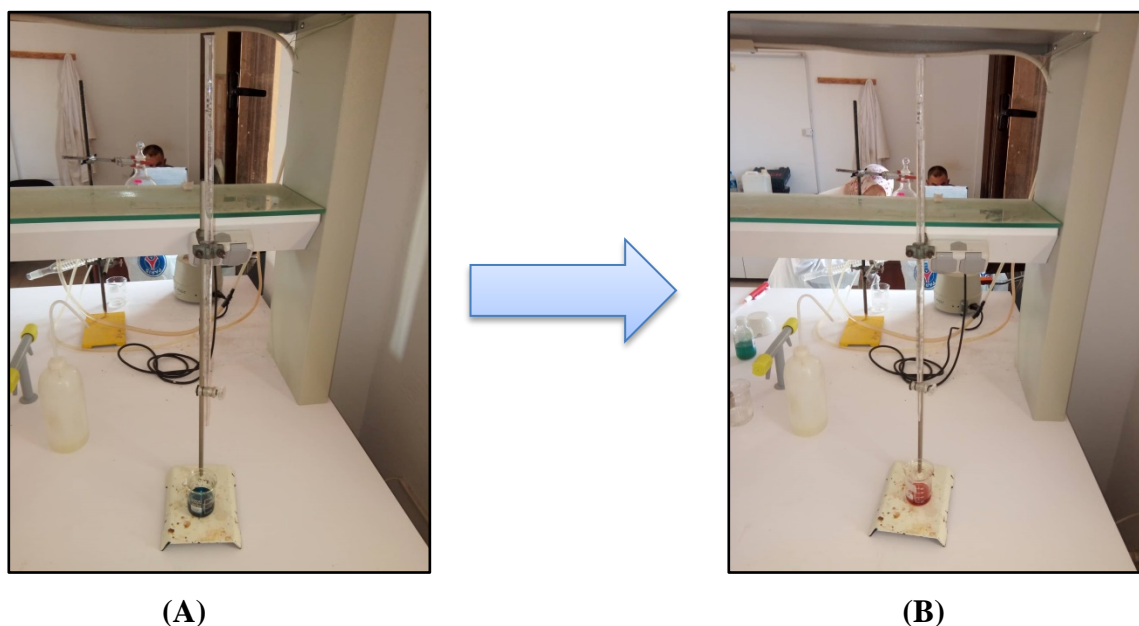


Figure 23 : principe de titrage (A avant, B après titrage) (présent travail, 2018)

La teneur en azote total exprimée en masse du produit est donnée par la formule suivante :

❖ **Calcul :**

❖

$$N(\%) = 14 * V * N * 100 / M$$

$$P(\%) = 6.25 * N(\%)$$

N : la teneur en azote (%); *V* : volume de H₂SO₄; *N* : normalité de H₂SO₄; *M*: poids des échantillons (mg). *P*% des échantillons est obtenue en utilisant le facteur de conversion 6,25.

Elle s'écrit :

$$\text{Protéines}\% = K \times N\% \quad P\% = 6,25x N\%$$

P% : Teneur en protéines totales ; *K* : Facteur de conversion de l'azote en protéine.

II.4.4. Dosage des lipides selon la méthode du soxhlet :

On entend par teneur en lipides (L%), le % en masse de substance déterminée par pesée après une extraction à l'hexane ou à l'éther de pétrole comme solvant, chaud par le SOXHLET.

Mode opératoire :

- Peser avec précision de 1 à 3 g de l'échantillon en notant le poids exact dans la cartouche qui suffira pour l'extraction.
- Placer la cartouche dans le l'appareil de SOXHLET (Fig. 24).
- Peser le ballon qui servira à recouvrir le solvant et y introduire 200 ml d'hexane ou d'éther de pétrole.
- Brancher le réfrigérant de l'appareil à l'eau coulante et le chauffe-ballon est réglé à 40°C pendant 30 min et après on augmente la température à 60°C pendant 3h (éviter les surchauffes).
- Chasser la majeure partie du solvant à l'aide du ROTAVAPOR (Fig.25).
- Réaliser une série de pesées, toujours après avoir séché le ballon à l'étuve puis au dessiccateur jusqu'à l'obtention d'un poids constant.



Figure 24 : Appareil de l'extraction de lipide par la méthode de Soxhlet



Figure 25 : l'appareil du rotavapor avec échantillon (les huiles)

❖ Calcul :

La différence de poids entre le ballon vide et le ballon après évaporation de solvant, qui contient les résidus lipidiques, donne la quantité de lipides contenue dans la prise d'essai.

La teneur en lipides est alors obtenue suivant la formule :

$$\text{Lipides}\% = \frac{M2 - M1}{M0} \times 100$$

L% : représente la teneur en matières grasses ; *M2* : représente le poids du ballon avec les lipides en g ; *M1* : est la masse du ballon vide en g ; *M0* : est la masse de la prise d'essai en g.

Résultats et Discussions

III.1. Analyse biochimique des coproduits de la crevette

Après les analyses biochimiques des protéines, des lipides et des cendres, les valeurs obtenues sont résumées dans le Tableau 03.

Tableau 03 : Composition biochimique des coproduits de la crevette rouge *A. antennatus*.

Echantillon	Présent travail <i>A.antennatus</i> (Risso, 1816)	Harrat (2016) <i>A.antennatus</i> (Risso, 1816)	RANDRIAMAHATODY (2011), <i>Penaeus monodon</i> (Fabricius, 1798)
Humidité	9 %	35 %	73 %
Cendre	14.89 %	41 %	6,56 %
Lipide	9.2 %	7,2 %	1,9 %
Protéine	13.12 %	11,7 %	16 %

L'analyse du tableau (03) montre des résultats du présents travail qui se rapprochent de celui de de Harrat (2016). Cependant, la comparaison entre composition biochimique d'*A. antennatus* et de *P. monodon*.

- **Analyse de la teneur en eau :**

Suite au séchage à température ambiante (25°C) de la matière première, la teneur en eau est estimée à 9%. Cette valeur est inférieure à celle obtenu par Harrat (2016) qui a trouvé une valeur de 35 % et à celle obtenu par RANDRIAMAHATODY (2011) pour l'espèce *Penaeus monodon* dont la tête contient 73 % d'eau. Cela indique que notre échantillon est complètement sec.

- **Analyse de la teneur en lipide :**

La teneur en lipides des coproduits de notre échantillon, qui est composé de têtes complètes et carapaces de la crevette rouge sont presque du même ordre que celles trouvées par Harrats (2016) (9.2 et 7,2 %, respectivement). Celle-ci à travailler sur la même espèce. Mais, seulement les carapaces. Ces valeurs sont notamment inférieures à celle obtenu par RANDRIAMAHATODY (2011) pour l'espèce *Penaeus monodon* (1,9 %).

- **Analyse de la teneur en cendre :**

Le résultat obtenu pour l'évaluation du taux de cendre des coproduits de la crevette montre un taux de 14.89 %. Cette valeur est inférieure à celle obtenue par Harrat (2016) qui a trouvé 41 %. Par contre, cette teneur est légèrement supérieure à celle obtenue par RANDRIAMAHATODY (2011) pour les têtes de crevette *P. mondon* (6,56%).

- **Analyse de la teneur en protéine :**

Le résultat obtenu pour le taux de protéines par la méthode de Kjeldahl a été évaluée à 13.12%. Ce dernier est supérieur à la valeur obtenue par Harrat (2016) pour la même espèce (*A. antennatus*). Par contre il est inférieur à la valeur obtenue par RANDRIAMAHATODY (2011), pour l'espèce *Penaeus mondon* (16 %).

III.2 L'hydrolyse enzymatique

La figure (26) présente un échantillon du résultat final des deux fractions obtenues de l'hydrolyse enzymatique. Le mélange réactionnel de l'hydrolyse a été centrifugé afin de séparer le culot (qui représente dans ce cas la chitine) du surnageant. Ce dernier, a été lyophilisé et broyer afin d'obtenir une poudre.

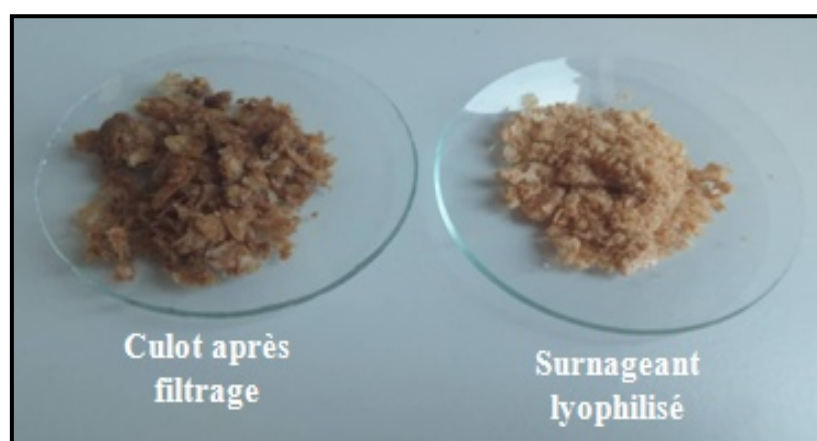


Figure 26 : Comparaison visuelle entre les deux fractions issus de l'hydrolyse enzymatique des coproduits de la crevette rouge.

III.2.1 Les analyse biochimique de l'hydrolysat enzymatique :

D'après les résultats du tableau 04, la teneur en protéines a augmenté tandis que la teneur en lipides a diminué dans la fraction soluble par comparaison avec les matières premières initiales non hydrolysées. Des résultats semblables ont été obtenus pour l'hydrolyse enzymatique des coproduits de la crevette (*Penaeus monodon*).

Tableau 04: Composition chimique des fractions solubles et insolubles obtenues après 3 h d'hydrolyse des coproduits de la crevette.

		Cendres	Lipides	Protéines
Présent travail <i>(A.antennatus)</i>	Culot	3.89 %	16,4%	0,78 %
	surnageant	10.23 %	1.98 %	84.5 %
RANDRIAMAHATODY <i>(Penaeus monodon)</i>	Culot	0,77 %	4,25 %	5,03 %
	surnageant	26,57 %	0,98 %	58,86 %

- **La teneur en protéine :**

Pendant l'hydrolyse enzymatique, les liaisons peptidiques sont coupées et donnent lieu à des protéines de plus courtes chaînes, des peptides ou des acides aminés libres. Cette diminution de la taille des protéines augmente leur solubilité, induisant par conséquent leur passage dans la phase soluble. Ainsi, plus de 80% des protéines contenues dans les coproduits de crevette rouge sont solubilisées après 3 heures d'hydrolyse. La teneur élevée en protéines dans les fractions solubles est un résultat de la solubilisation des protéines pendant l'hydrolyse (Benjakul *et* Morrissey, 1997).

D'après le tableau 04, on remarque que le taux de protéine est élevé dans le surnageant par rapport au culot pour les deux espèces l'*A. antennatus* et *Penaeus monodon* (84,5 et 58,86% respectivement).

- **La teneur en lipide :**

Contrairement aux protéines, à la suite des hydrolyses enzymatiques des coproduits d'*A. antennatus*, une forte concentration des lipides dans le culot (6.22%) par rapport au surnageant (1.98%). La faible teneur en lipides malgré la déstructuration des tissus peut être due à une « exclusion des lipides avec les protéines insolubles » lors des processus de centrifugation (Nilsang *et al.* 2005).

- **La teneur en cendre :**

Contrairement aux lipides, les teneurs en cendres des fractions solubles sont supérieures à celles des fractions insolubles pour notre échantillon ainsi que pour la crevette *P. monodon* (10.23% et 26,57% respectivement). Ces résultats obtenus sur la composition des différentes fractions obtenues après hydrolyses des coproduits de la crevette rouge, ont montré une teneur élevée en protéines et en cendres dans les surnageant, et une teneur élevée en lipides dans les phases insolubles. Cela est très proche des résultats obtenus pour l'hydrolyse de la crevette *Penaeus monodon* par la même enzyme en milieu acide (pepsine). La composition chimique est riche en protéines et cendre dans la fraction soluble (surnageant), contrairement à la fraction insoluble (culot) qui est riche surtout en lipide.

Conclusion

Au terme de ce présent travail, nous avons voulu avoir quelques informations sur les qualités des composés des coproduits de la crevette rouge *Aristeus antennatus*, pêchée dans la coté de Mostaganem. Ces coproduits sont essentiellement composés par les carapaces et les têtes (céphalothorax) de la crevette. L'hydrolyse enzymatique par addition d'enzymes exogènes a été choisie pour extraire les différentes substances valorisables présentent dans ces coproduits.

Ainsi, l'hydrolyse a été effectuée pendant 3 heures avec la Pepsine, en maintenant le pH à 2. La méthode d'inactivation testée a été réalisée dans ce cas par le pH. Les culots d'hydrolyse ont été soumis à des lavages pour séparer les autres constituants des carapaces qui contiennent la chitine. Les résidus solubles des coproduits obtenus lors de l'hydrolyse possèdent des teneurs en protéines et en matières minérales élevées. Par ailleurs, dans l'ensemble l'hydrolysate protéique obtenue est composée de : 84.5 % de protéines, 10.23 % de cendres et 1.98 % de lipides.

En conclusion de ce travail, il ressort que l'hydrolyse des coproduits de la crevette rouge est une méthode de choix pour la valorisation de ces biomasses et particulièrement de la tête. La fraction soluble peut être utilisable en alimentation aquacole et en nutrition humaine tandis que la fraction insoluble peut être transférée en chitine et chitosane pour d'autres applications et notamment la conservation des produits alimentaires. Un même procédé conduit donc à l'obtention de deux produits aux finalités différentes mais de valeurs ajoutées certaines.

Il semble donc que d'hydrolyse soient suffisantes et que les fractions résultantes (phases solubles et insolubles) puissent servir à l'élaboration d'aliments pour les poissons.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIES

- Beaney, P., Lizardi-Mendoza, J. & Healy, M. 2005.** Comparison of chitins produced by chemical and bioprocessing methods. *Journal of Chemical Technology and Biotechnology*, 80, 145-150.
- Benjakul, S. et Morrissey, M. T. 1997.** Protein hydrolysates from paci_c whiting solid wastes. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 45(9):3423{3430.
- Bhaskar, N., Suresh, P.V., Sakhare, P.Z. & Sachindra, N.M. 2007.** Shrimp biowaste fermentation with *Pediococcus acidolactici* CFR2182: Optimization of fermentation conditions by response surface methodology and effect of optimized conditions on deproteination/demineralization and carotenoid recovery. *Enzyme and Microbial Technology*, 40, 1427-1434.
- Bianchini, M.L & Ragonese, S. (eds), 1994.** Life cycles and fisheries of the deep-water shrimps *Aristaeomorpha foliacea* and *Aristeus antennatus*. In: Proceedings of the International Workshop held in the Istituto di Tecnologia della Pesca e del Pescato (ITPP-CNß), Mazara del Vallo, Italy, 28-30 April 1994, *NTR-ITPP Special Publications* 3, 88 p.
- Campillo, A., 1994-** Bio-ecology of *Aristeus antennatus* in the frech Mediterranean. *N.T.R.-I.T.P.P., Special publication*, 3: 88 p.
- Charpon. C., 1999** – Principes de zoologie structure – fonction et évaluation. Edition. Dunod, Paris : 80p.
- Crooke, W.M. & Simpson, W.E. 1971.** Determination of ammonium in Kjeldhal digests of crops by an automated procedure. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 27, 1256-1262.
- Di mario, F. ; Rapana, P. ; Tomati, U. ; Galli, E., 2008.** Chitin and chitosan from Basidiomycetes. *International Journal of Biological Macromolecules*, 43, 8-12.
- Dumay, J., 2006.** Extraction de lipides par bioréacteur enzymatique combiné à l'ultrafiltration: Application à la valorisation de co-produits de poisson (*Sardina pilchardus*) Ecole doctorale Mécanique, Thermique et Génie civil de Nantes. Université de Nantes, pp. 306.
- Gildberg, A., Stenberg, E.,** A new process for advanced utilization of shrimp waste, *Process Biochemistry*, 2001, 36, 809-812.98011. *Bioresource Technology*, 97, 385-390.
- Grimes, M et al., 2004-** BIODIVERSITE MARINE ET LITTORALE ALGERIENNE- *Ed. SONATRACH- Ed. DIWAN*, Alger- 362p.
- Healy, M., Green, A. & Healy, A. 2003.** Bioprocessing of marine crustacean shell waste. *Acta Biotechnologica*, 23, 151-160.
- Holthuis, L.B., 1980-** Shrimp and prawns of the world. An annotated catalogue of species of interest

to fisheries. F.A.O RIR /s 125 vol. 1:271 p.

Houseman, J.G., 2000- Crustacés et diversité des Arthropodes. *Université d'Ottawa*.7p.

Kim, S.K.; Rajapakse, N.; Shahidi, F., 2008b. Production of bioactive chitosan oligosaccharides and their potential use as nutraceuticals. In: C.S. Barrow, F (Ed.) Marine nutraceuticals and functional foods. Nutraceutical Science and Technology, New York, pp. 183- 196.

Motoh, H., 1981- Studies of fisheries biology of the giant tiger prawn, *Penaeus monodor* in the Philippines. Technical report, n°7, Tigbaun, Iloilo: SEAFDEC Aquaculture Departement, 128 p.

Nilsang, S., Lertsiri, S., Suphantharika, M. et Assavanig, A. 2005. Optimization of enzymatic hydrolysis

No, H.K., Hur, E.Y. Control of Foam Formation by Antifoam during Demineralization of Crustacean Shell in Préparation of Chitin. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 1998. 46, 9. 3844-3846.

Crooke, W.M. &

Nouar, A., 2001- Bio.écologie de *Aristeus antennatus* (**RISSO, 1816**) et de *Parapenaeus longirostris* (Lucas, 1846) des côtes Algériennes. Rapp. Comm. Int Mer., 36: 304 p.

of _sh soluble concentrate by commercial proteases. Journal of food Engineering, 70(4):571

Percot, A., Viton, C, Domard, A., Optimization of Chitin Extraction from Shrimp Shells, Biomacromolecules, 2002, 4 (1), 12-18.

Ragonese, S., Bianchini, M. L & Di stefano, L., 2002- Trawl cod-end

Rasmussen, R.S.M. ; M. T., 2008. Chitin and chitosan. In: C.S. Barrow, F. (Ed.) Marine nutraceuticals and functional foods. Nutraceutical Science and Technology, New York, pp. 155- 182.

Rinaudo, M. Chitin and chitosan: Properties and applications. Progress in Polymer Science. 2006,31,603-632. , 1994, 84 (3), 313-320.

Saada, M., 1997- Présentation générale du littoral et aménagement des zones de baignade. *Séminaire, Ain Témouchent* (23 – 25.02.1997).

Sarda, F and Demedtre, M., 1987- Estudio bioecológico de la gamba, *Aristeus antennatus*, Risso 1816, en el mar Catalán. Inv. Pesq. 51(Supl.1):213-232 p.

selectivity for deep-water red shrimp *Aristaeomorpha foliacea* (**RISSO, 1827**) in the Strait of Sicily (Mediterranean Sea). Fisheries Research 57: 131-144 p.

Simpson, W.E. 1971. Determination of ammonium in Kjeldhal digests of crops by an automated procedure. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 27, 1256-1262.

Synowiecki, J. & Al-Khateeb, N.A.A.Q. 2000. The recovery of protein hydrolysate during enzymatic isolation of chitin from shrimp *Crangon crangon* processing discards. *Food Chemistry*, 68, 147-152.

Yahiaoui, M., 1994- Distribution and reproduction cycle of *Aristeus antennatus* near Alger and *Aristaeomorpha foliacea* near Annaba (Algeria). *N.T.R.-I.T.P.P.*, Special publication, 3:88 p.