

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر وتهيئة الساحل

École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



MEMOIRE DE FIN D'ETUDE EN VUE DE L'OBTENTION DU
DIPLOME D'INGENIEUR D'ETAT EN SCIENCE DE LA MER

OPTION : Biotechnologie marine

Thème :

**Valorisation des coproduits marins pour la fabrication d'un
complément alimentaire.**

Présenté par :

AIT ABBAS SOFIA

KHOUFFACHE CELIA

Soutenu le 04/07/2022 devant le jury suivant :

Mme MAOUEL	MCB	ENSSMAL	Présidente
Mme KHELIFA.N	MCB	ENSSMAL	Promotrice
Mme DAHMANI.N	Professeur	USTHB	Co-promotrice
Mme OUAFLI.L	MAB	ENSSMAL	Examinatrice
Mme AYACHI.N	MAHU	U.BLIDA	Examinatrice
Mme GUEROUMI.H	Ingénieur	ENSSMAL	Invitée

Promotion : 2022

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر وتهيئة الساحل

École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



MEMOIRE DE FIN D'ETUDE EN VUE DE L'OBTENTION DU
DIPLOME DE MASTER EN SCIENCE DE LA MER

OPTION : Biotechnologie marine

Thème :

**Valorisation des coproduits marins pour la fabrication d'un
complément alimentaire.**

Présenté par :

AIT ABBAS SOFIA

KHOUFFACHE CELIA

Soutenu le 04/07/2022 devant le jury suivant :

Mme MAOUEL	MCB	ENSSMAL	Présidente
Mme KHELIFA.N	MCB	ENSSMAL	Promotrice
Mme DAHMANI.N	Professeur	USTHB	Co-promotrice
Mme OUAFI.L	MAB	ENSSMAL	Examinatrice
Mme AYACHI.N	MAHU	U.BLIDA	Examinatrice
Mme GUEROUMI.H	Ingénieur	ENSSMAL	Invitée

Promotion : 2022

Remerciement

A l'issue de la rédaction de ce mémoire, nous sommes convaincues que le projet de fin d'étude est loin d'être un travail solitaire. En effet, ce travail n'aurait pu être réalisé sans le soutien d'un grand nombre de personnes dont la générosité, la bonne humeur et l'intérêt manifestés à l'égard de notre recherche, qui nous a permis de progresser dans cette phase délicate.

Tout d'abord on adresse toutes nos gratitudee à nos promotrices, Mme **KHELIFA. N**, Maitre conférence B à l'ENSSMAL et Mme **DAHMANI. N**, Professeur à l'USTHB, pour leurs patiences, leurs disponibilités, leurs sympathies et surtout leurs judicieux conseils, qui ont contribués à alimenter notre réflexion. Nous avons beaucoup appris de vous. Soyez assurés mesdames de notre attachement et de notre profonde reconnaissance.

Tout comme nous adressons nos sincères remerciements à :

Mme **MAOUEL. D**, de nous avoir honorés en acceptant de présider le jury.

Mme **AYACHI. N** .d'avoir mis à notre disposition son dispositif expérimental et d'avoir bien voulu examiner ce travail.

Mme **OUAFI. L**, d'avoir bien voulu examiner ce travail.

Un grand merci à Mme **GUERROUMI. H**, ingénieur du laboratoire de biochimie à l'ENSSMAL pour son aide et sa disponibilité tout au long des manipulations, ainsi que, Mr **MATOUK. Y**, Mr **DJERRAI. N** et tout le personnel de l'ENSSMAL.

Nous tenons à témoigner nos sincères remerciements à nos familles ; **AIT ABBAS** et **KHOUFFACHE** pour leur amour et leur soutien constant tout au long de ce travail.

Enfin, nous tenons aussi à remercier très chaleureusement toutes les personnes qui ont contribués de près ou de loin à la réussite de ce modeste travail.

« Merci à vous »

Dédicaces

Tout d'abord, je tiens à remercier DIEU de m'avoir donné la force et le courage de mener à bien ce modeste travail.

Je tiens à dédier cet humble travail

A la mémoire de mes grands-parents, J'aurais tant aimé que vous soyez présents, Que Dieu garde vos âmes dans son vaste paradis.

A ma très chère mère NAIMA

Tu as toujours été pour moi un exemple d'une maman compréhensive et bienveillante. Grâce à toi Mama, j'ai appris le sens du travail et de la responsabilité. Je voudrais te remercier pour ton amour, tes conseils et ta générosité. Ton soutien fut une lumière dans tout mon parcours. Aucune dédicace ne saurait exprimer l'amour, l'estime et le respect que j'ai toujours eu pour toi.

A mon très cher père ZAHIR

Derrière chaque fille déterminée, il y a un père vraiment merveilleux. Sans l'inspiration, l'enthousiasme et le soutien que tu m'as donnés, je ne serais jamais devenu la personne que je suis aujourd'hui, c'est pour cela, je tiens à honorer l'homme que tu es. Merci papa

Ce modeste travail est le fruit de tous les sacrifices que vous avez déployés pour mon éducation et ma formation. PAPA et MAMA, Je vous aime et j'implore le tout-puissant pour qu'il vous accorde une bonne santé et une vie longue et heureuse.

A mes petites sœurs, SABRINA, SARAH, CERINE, ANIES et ANAIS

En étant, grande sœur, j'ai toujours essayé d'être un bon exemple de persévérance pour vous, dieu merci aujourd'hui, je vous vois chacune briller dans son domaine. Sachez que vous êtes le plus beau cadeau que papa et maman m'aient jamais fait. Je vous dédie ce travail en reconnaissance de l'amour que vous m'offrez quotidiennement et inconditionnellement.

A Tata Zuina, Tonton Djamel, Dada Habib et A TOUTE MA FAMILLE,

Aucun langage ne saurait exprimer mon respect et ma considération pour votre soutien et encouragements tout au long de mon parcours. Que Dieu le Tout Puissant vous garde et vous procure santé et bonheur.

A mes amies,

Je ne peux trouver les mots justes et sincères pour vous exprimer mon affection et mes pensées, En témoignage de l'amitié qui nous unit et des souvenirs de tous les moments que nous avons passés ensemble, je vous dédie ce travail et je vous souhaite une vie pleine de réussites.

A la personne qui a toujours cru en moi, à mon ange gardien.

SOPHIE

Dédicaces

Ce travail est dédié à mon très cher père RABAH partit trop tôt. Aucun hommage ne pourra être à la hauteur de l'amour qu'il m'a donné. À celui qui m'a toujours poussé et motivé dans mes études. J'espère que, du monde qui est sien maintenant, il appréciera cet humble geste comme preuve de reconnaissance de la part d'une fille qui a toujours prié pour le salut de son âme. Puisse Dieu, le tout puissant, l'avoir en sa sainte miséricorde.

Il est naturel que ma pensée la plus forte aille vers ma mère. Celle à qui je dois la vie et une part essentielle de ma personnalité. Qu'elle sache que l'amour, la tendresse et le soutien qu'elle me donne continue à m'animer et me permettent d'envisager l'avenir comme défi.

À mes deux grands frères ; NOUREDDINE et YANIS qui sont pour moi un magnifique modèle de labeur et persévérance. J'espère qu'ils trouveront dans ce travail toute ma reconnaissance et tout mon amour.

À ma chère sœur Zineb et mes adorables neveux TAMER et DALIA que j'aime beaucoup.

À mon adorable belle-sœur Yasmine qui ne cesse de m'encourager.

À tous les membres la famille KHOUFFACHE et ALILLAT qui sont si nombreux que je ne pourrai tous les citer mais que j'en suis sûr qu'ils se reconnaîtront.

A tous ceux qui ont une relation de proche ou de loin avec la réalisation du présent mémoire. Que ce travail soit l'accomplissement de vos vœux tant allégués, et le fruit de votre soutien infaillible.

CICI

Sommaire

Remerciement.....	I
Dédicaces.....	II
Sommaire	IV
Liste des abréviations.....	VIII
Liste des figures.....	IX
Liste des Tableaux.....	1
INTRODUCTION GENERALE.....	2
CHAPITRE I. REVUE BIBLIOGRAPHIQUE.....	3
I. La production halieutique et aquacole mondiale.....	3
I.1.La production halieutique et aquacole en Algérie.....	3
I.1.1. La production halieutique en Algérie.....	3
I.1.2. La production aquacole en Algérie.....	5
II. Présentation des espèces étudiées.....	5
II.1. Généralité sur l’espadon (<i>Xiphias gladius</i>).....	5
II.1.1. Description.....	5
II.1.2. Position systématique.....	6
II.1.3. Biologie.....	6
II.1.4. Répartition mondiale.....	7
II.2. Généralité sur la crevette rouge (<i>Aristeus antennatus</i>).....	7
II.2.1. Description.....	7
II.2.2. Position systématique.....	8
II.2.3. Biologie.....	8
II.2.4. Répartition mondiale.....	9
III. Les coproduits marins.....	9
III.1. Définitions.....	9
III.2. Origine.....	9
III.3.L’enjeu d’utilisation des coproduits marins.....	10
IV. l’huile de poisson.....	12
IV.1. Composition des huiles de poisson.....	12
IV.2. Les différentes huiles de poisson.....	12
IV.3. Méthode d’extraction de l’huile de poisson.....	13
V. Les acides gras.....	14
V.1.Définitiondes acides gras.....	14
V.2.Structure et nomenclature des acides gras.....	14
V.3.L’huile de poisson source d’acide gras polyinsaturé omega-3.....	16

V.4. Les méthodes de concentration en omega-3.....	16
V.5. Intérêt nutritionnel et bénéfice santé d'omega-3.....	17
V.6. Le complément alimentaire oméga 3.....	18
VI. La farine de poisson.....	18
IV.1. Définition.....	18
VI.2. Composition.....	19
VI.3. Méthode d'extraction.....	19
VI.4. Utilisation.....	19
VI. Le chitosane issu des coproduits de crevette.....	20
VI.1. Définition et structure.....	20
VI.2. Propriétés du chitosane.....	20
VI.3. Méthodes d'extraction du Chitosane.....	21
VI.4 Applications.....	22
VII. L'émulsion et principe d'encapsulation.....	23
VII.1. Définition d'une émulsion.....	23
VII.2. Définition de l'encapsulation.....	23
VII.2.1. Structure.....	23
VII.2.2. Composition.....	24
VII.2.3. Procédé d'encapsulation.....	24
VII.2.4. Applications et avantages.....	24
CHAPITRE II. MATERIELS ET METHODES.....	1
I. Obtention de l'huile et de la farine d'espadon.....	27
I.1. L'huile d'espadon.....	27
I.1.1. Procédure d'extraction de l'huile d'espadon.....	27
I.1.2. Raffinage de l'huile d'espadon.....	29
I.1.3. Caractérisation de l'huile d'espadon.....	32
1.1. 3.1. Rendement (R).....	32
I.1.3.2. Analyse organoleptique.....	33
I.1.3.3. Analyse biochimique de l'huile raffinée.....	33
I.1.4. Etude qualitative et semi-quantitative de l'huile d'espadon par CG-MS.....	36
I.1.5. Etude de l'activité biologique de l'huile d'espadon.....	38
1.1.5.1. Activité antioxydante.....	38
1.1.5.2. Activité antibactérienne de l'huile d'espadon.....	39
I.2. La farine d'espadon.....	40
I.2.1. Procédure d'obtention de farine d'espadon.....	40
I.2.2. Caractérisation de la farine d'espadon.....	40

I.2.2.1. Rendement.....	40
I.2.2.2. Analyse organoleptique	41
I.2.2.3. Analyse biochimique de la farine d’espardon.....	41
I.2.2.4. Analyse microbiologique de la farine d’espardon	46
II. Extraction du chitosane à partir de la poudre de carapaces de crevettes.....	54
II.1. Etapes de prétraitement.....	54
II.2. Procédés d’extraction du chitosane.....	55
1. Dépigmentation et délipidation.....	55
2. Déminéralisation.....	56
3. Déprotéinisation et désacétylation.....	56
II.2. Caractérisation du chitosane	57
II.2.1. Rendement	57
II.2.2. Test de solubilité	57
III. Encapsulation de L’huile d’espardon	58
III.1.Encapsulation par émulsion.....	58
III.2.Encapsulation par enrobage	59
CHAPITRE III. RESULTATS ET DISCUSSION	1
I. L’huile d’espardon	61
I.1.Caractérisation de l’huile d’espardon	61
I.1.1.Rendement.....	61
I.1.2.Analyses organoleptiques	61
I.1.3.Analyse physicochimique.....	61
I.2. Etude qualitative et quantitative de l’huile d’espardon par CG-MS.....	62
I.3.Etude de l’activité biologique de l’huile d’espardon	65
I.3.1.1.Activité antioxydante d’huile d’espardon	65
I.3.2. Activité antibactérienne de l’huile d’espardon	66
II. La farine d’espardon.....	67
II.1. Caractérisation de la farine d’espardon	67
II.1.1. Rendement	67
II.1.2. Analyse organoleptique.....	67
II.1.3.Analyse biochimique de la farine d’espardon	67
II.1.4. Analyse microbiologique de la farine.....	68
III. Le chitosane	69
III.1. Caractérisation du chitosane.....	69
III.1.1.Rendement.....	69
III.1.2.Test de solubilité.....	70

VI. L'encapsulation du l'huile d'espadon avec le chitosane.....	70
CONCLUSION GENERALE.....	1
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	1
ANNEXES.....	1

Liste des abréviations

- **FAO** : Food and Agriculture Organisation
- **Ifremer** : Institut Français de Recherche pour l'Exploitation de la MER
- **ONS** : Office Nationale des Statistiques
- **WORMS** : World Register of Marine Species
- **(EPA)** : eicosapentaénoïque
- **(DHA)** : docosahexaénoïque
- **SFE** : Extraction par fluide supercritique
- **AG** : Acide Gras
- **AGS** : Acide Gras Saturé
- **AGMI** : Acide Gras Mono-Insaturé
- **AGPI** : acide gras poly-insaturé
- **FSCF** : Fractionnement par fluides supercritiques
- **OMS** : Organisation Mondiale de la Santé
- **ALA** : Acide alpha-linolénique
- **LT** : low temperature
- **DD** : Degré de Désacétylation
- **DMSO** : Diméthylsulfoxyde
- **DPPH** : 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl
- **CNRDPA** : Centre National de la Recherche et de Développement de la Pêche et de l'Aquaculture
- **IC 50** : Concentration inhibitrice médiane
- **BCPL** : Bouillon Lactosé au Pourpre de Bromocrésol.
- **BHIB** : Bouillon cœur-cervelle. Y
- **BLBVB** : Bouillon Lactosé Bilié au Vert Brillant.
- **Ia** : Indice d'acide.
- **Ip** : Indice de peroxyde.
- **Méq** : Milliéquivalent.
- **NPP** : Nombre le Plus Probable.
- **pH** : potentiel d'Hydrogène.
- **SFB** : Selenite F Browth.
- **Tr/min** : Tour par minute.
- **UFC** : Unité Formant Colonie.
- **VF** : gélose Viande-Foie.
- **LC** : Longue chaîne

Liste des figures

Figure 1 : Production halieutique et aquacole mondiale en million de tonne (FAO, 2020)	3
Figure 2 : Production halieutique en Algérie (a) par groupe d'espèces et (b) par types de métiers (ONS, 2019).....	4
Figure 3 : Production halieutique par Wilaya (ONS, 2019).....	4
Figure 4 : Production aquacole en Algérie par Wilaya (FAO 2019).....	5
Figure 5 : Xiphias gladius (Oceana 2022).....	5
Figure 6 : Distribution mondiale de l'espadon (aquamaps, 2013).	7
Figure 7 : Aristeus antennatus (Ifremer, 2016).....	7
Figure 8 : Répartition mondiale de la crevette rouge (FAO 2022).....	9
Figure 9 : Structure et nomenclature des principales familles d'AGPI (GUESNET et al, 2005).	15
Figure 10 : Structure des principaux types d'acides gras polyinsaturés (Institut de Cardiologie de Montréal, 2020).	16
Figure 11 : Désacétylation de la chitine pour l'obtention du chitosane (Ifremer2010).	20
Figure 12 : Diagramme générale d'obtention d'huile et farine de l'espadon par pressage humide..	27
Figure 13 : Pesage de la matière première.....	28
Figure 14 : Cuisson de la matière première.....	28
Figure 15 : Pressage manuelle de la matière première	28
Figure 16 : jus de presse.....	28
Figure 17 : Processus de raffinage de l'huile de poisson.....	29
Figure 18 : Dégommage de l'huile.....	30
Figure 19 : Neutralisation de l'huile	30
Figure 20 : Lavage et décantation de l'huile.....	31
Figure 21 : Purification de l'huile	31
Figure 22 : Décoloration de l'huile.....	32
Figure 23 : Wintérisation de l'huile	32
Figure 24 : Détermination de l'humidité	33
Figure 25 : Titrage avec le KOH.....	34
Figure 26 : Titrage avec le thiosulfate (cas de blanc).....	35
Figure 27 : Titrage avec le thiosulfate (cas de notre échantillon)	35
Figure 28 : Préparation des échantillons	39
Figure 29 : Enrichissement dans le milieu BHIB.....	39
Figure 30 : Broyage de la farine	40
Figure 31 : Détermination de l'humidité	41
Figure 32 : Détermination de la teneur en cendres	42
Figure 33 : Dosage des lipides.....	43
Figure 34 : La minéralisation	44
Figure 35 : La filtration du minéralisât.....	45
Figure 36 : La distillation.....	45
Figure 37 : Dosage par acide chlorhydrique	46
Figure 38 : Préparation de la suspension mère	47
Figure 39 : Préparation des suspensions filles (dilutions).....	47
Figure 40 : Milieu BLBVB.....	49
Figure 41 : Milieu Rothe	50
Figure 42 : Milieu Eva-Litsky.....	50
Figure 43 : Milieu Baird Parker.....	51

Figure 44 : Gélose VF.....	52
Figure 45 : Milieu SFB.....	52
Figure 46 : 1^{er} isolement.....	53
Figure 47 : 2^{ème} enrichissement.....	53
Figure 48 : 2^{ème} Isolement	53
Figure 49 : Nettoyage des carapaces de crevettes	54
Figure 50 : Séchage des carapaces de crevettes.....	54
Figure 51 : Broyage des carapaces de crevettes	55
Figure 52 : Processus d'obtention du chitosane issu de la carapace de crevette.....	55
Figure 53 : Etape de Dépigmentation et délipidation	56
Figure 54 : Etape de déminéralisation	56
Figure 55 : Etape de déprotéinisation et de désacétylation	57
Figure 56 : Test de solubilité.....	57
Figure 57 : Préparation de l'émulsion	58
Figure 58 : Réticulation des billes	59
Figure 59 : Formation des capsules.....	60
Figure 60 : Injection de l'huile d'espadon	60
Figure 61 : Huile d'espadon raffinée.....	61
Figure 62 : Chromatogramme de l'huile d'espadon	63
Figure 63 : Activité antioxydante des solutions mères.....	65
Figure 64 : Activité antioxydante d'acide ascorbique et celle d'huile d'espadon	66
Figure 65 : Résultats de l'activité antibactérienne de l'huile d'espadon	66
Figure 66 : La farine d'espadon	67
Figure 67 : Chitosane issue de 100g de carapace de crevette rouge.....	70
Figure 68 : Résultat du test de solubilité du chitosane.....	70

Liste des Tableaux

Tableau 1 : Types de coproduits et volumes générés par les producteurs (CPS, 2014).....	10
Tableau 2 : L'enjeu d'utilisation des coproduits marins (RIOU et al, 2019).....	10
Tableau 3 : Utilisation potentiel des coproduits (Ifremer, 2010).	11
Tableau 4 : La différence entre l'extraction chimique et biologique de la chitine et du chitosane (El kinidri, 2018 in Hamedi, 2020).	21
Tableau 5 : Principales applications du chitosane (Rinaudo M, 2006 in Dahmani, 2019).....	22
Tableau 6 : Analyse organoleptique de l'huile d'espadon.....	61
Tableau 7 : Composition chimique en acide gras de l'huile d'espadon.....	63
Tableau 8 : Activité antioxydante de l'huile de l'espadon.....	66
Tableau 9 : Analyse organoleptique de la farine d'espadon.....	67
Tableau 10 : Comparaison entre la composition de la farine d'espadon avec celles de (GUERREIRO & RETIERE, 1991/1992).....	68
Tableau 11 : Résultats d'analyses microbiologiques de la farine d'espadon.	69

INTRODUCTION GENERALE

Introduction

La production mondiale de poissons provenant des pêches et de l'aquaculture a été estimée à 179 millions de tonnes en 2018 (**FAO, 2020**). Sur ce tonnage, 156 millions fait l'objet d'une transformation pour être ensuite utilisées pour la consommation humaine. Les 23 millions de tonnes restantes servent principalement à produire de la farine et de l'huile de poisson (**FAO, 2020**).

Selon les espèces, l'industrie de transformation des produits marins génère plus de 60 % de déchets par rapport au poids frais (**Ferraro et al, 2010**) qui très souvent ne font l'objet d'aucun traitement spécifique et sont directement rejetés dans l'environnement, entraînant des problèmes de contaminations en raison de l'action des microorganismes qui y trouvent un excellent milieu de croissance (**Arvanitoyannis et kassaveti,2008**). Les coproduits résultants de la transformation des espèces marines sont : les têtes, viscères, arêtes, carapaces, queues, nageoires et peaux (**Ifremer, 2010**).

La valorisation de ces coproduits 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 d'intérêt valorisables, notamment des protéines et des acides aminés (AA) essentiels (**Lassoued et al, 2014**), des acides gras polyinsaturés (AGPI) de la série n-3, des minéraux, des vitamines, des enzymes, des biomatériaux (hydroxyapatite) (**Ferraro et al, 2013**), des biopolymères (gélatine) (**Jridi et al, 2014**), ainsi que d'autres composés bioactifs (**Kim et al, 2008**) bénéfiques pour la santé humaine et animale (**Bourseau, 2011**).

Ces coproduits doivent donc être considérés comme source de matière première destinés à d'autres applications à savoir l'alimentation humaine et animale, nutraceutique, cosmétique et pharmaceutique, qui sont susceptibles d'apporter une solution au problème de gestion pour les industries de transformation tout en leur permettant de fabriquer un produit à haute valeur ajoutée, qui ne représentent à l'heure actuelle que quelques pourcents de part de marché, mais offrent des perspectives de développement intéressantes compte tenu d'une demande croissante dans ces domaines.

L'objectif principale de cette étude vise la valorisation des coproduits

- D'espadon par l'extraction de l'huile et la fabrication d'une farine dans le but de produire des compléments alimentaires destinés respectivement à la consommation humaine et aquacole ;
- De la crevette rouge par l'extraction du chitosane afin de le tester dans l'encapsulation de l'huile obtenue.

Ce manuscrit s'articule autour de 3 chapitres :

- ✓ Chapitre I concerne la revue bibliographique où sont exposées les généralités en relation avec la thématique
- ✓ Chapitre II intitulé Matériels et méthodes, qui décrivent l'ensemble des protocoles adoptés pour l'extraction et la caractérisation des différents produits.
- ✓ Chapitre III présente les résultats obtenus ainsi que leurs discussions.

Enfin, une conclusion générale présente les principaux résultats de ce travail, et dressera les perspectives envisagées pour la suite de ce travail.

CHAPITRE I. REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

I. La production halieutique et aquacole mondiale

En 2018, la production mondiale de poisson a atteint environ 179 millions de tonnes dont 82 millions de tonnes provenaient de la production aquacole (**Figure 1**). Sur ce total, 156 millions de tonnes ont été utilisées pour la consommation humaine, équivalent d'une offre annuelle estimée à 20,5 kg par habitant. Les 22 millions de tonnes restantes ont servi à des fins non alimentaires, principalement pour produire de la farine de poisson et de l'huile de poisson (**FAO, 2020**). D'après l'organisation pour l'alimentation et l'agriculture (**FAO, 2021**) ; la production mondiale de produits halieutiques et aquacoles devrait passer de 178 Mt (moyenne 2018- 2020) à 201 Mt d'ici 2030, soit une hausse de 12,8 % (+1.2 % par an).

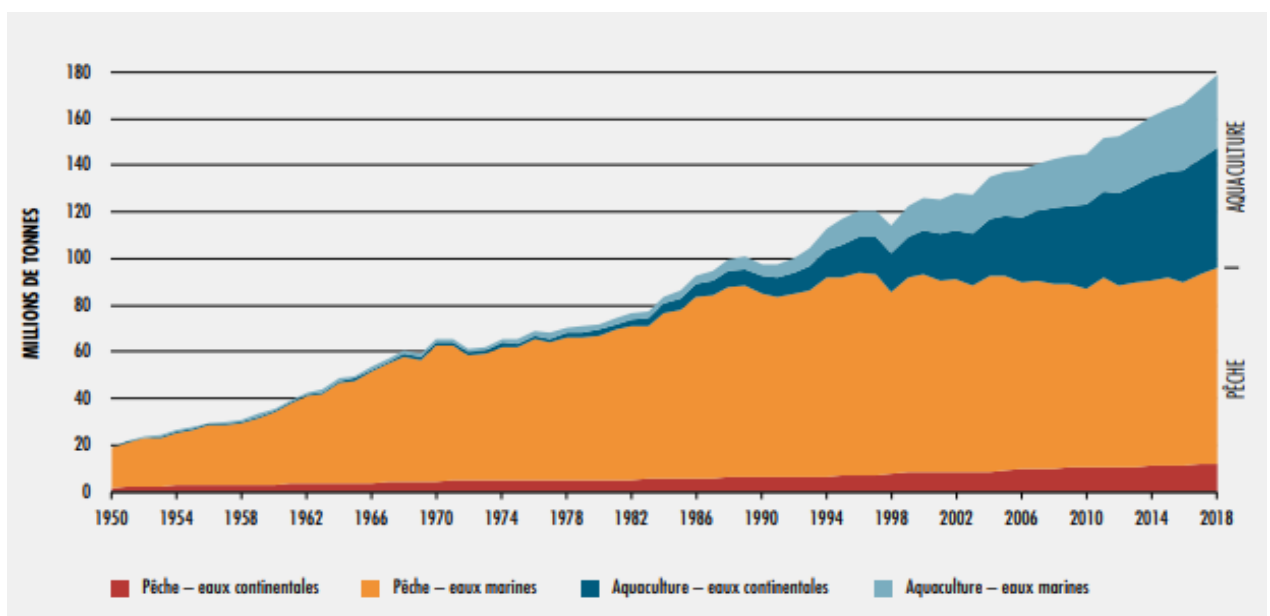


Figure 1 : Production halieutique et aquacole mondiale en million de tonne (FAO, 2020)

I.1. La production halieutique et aquacole en Algérie

I.1.1. La production halieutique en Algérie

Selon l'Organisation Nationale des Statistiques (ONS), la production halieutique en Algérie est étudiée selon deux volets :

-Par groupes d'espèces (**Figure 2 (a)**) les quantités de poissons pélagiques pêchés en 2019 ont enregistré une baisse évaluée à 17,8%. Il en est de même pour les mollusques, crustacés et raies et squales qui ont vu leur production régresser respectivement de 44%, 2,3% et 44,5%. En revanche, les espèces démersales ont affiché une augmentation de 31,6% pour se situer à 7742 tonnes contre 5884 en 2018.

-Par type de métier (**Figure 2 (b)**), la production réalisée par les sardiniers qui représente 62,1% de la production nationale a vu son volume baissé de près de 13%, de même pour les petits métiers

dont le volume pêché durant 2019 a baissée de près de 70% comparativement à 2018, passant ainsi de 8894 à 2703 tonnes. Concernant les chalutiers, leur production s’est démarquée par une légère augmentation, soit 1,2% passant ainsi de 17408 tonnes en 2018 à 17612 tonnes en 2019. Pour ce qui est des thoniers, une production de 1437 tonnes de thon rouge a été réalisée au titre de l’année 2019, soit une hausse de 10,5% par rapport à l’année antérieure (ONS, 2019).

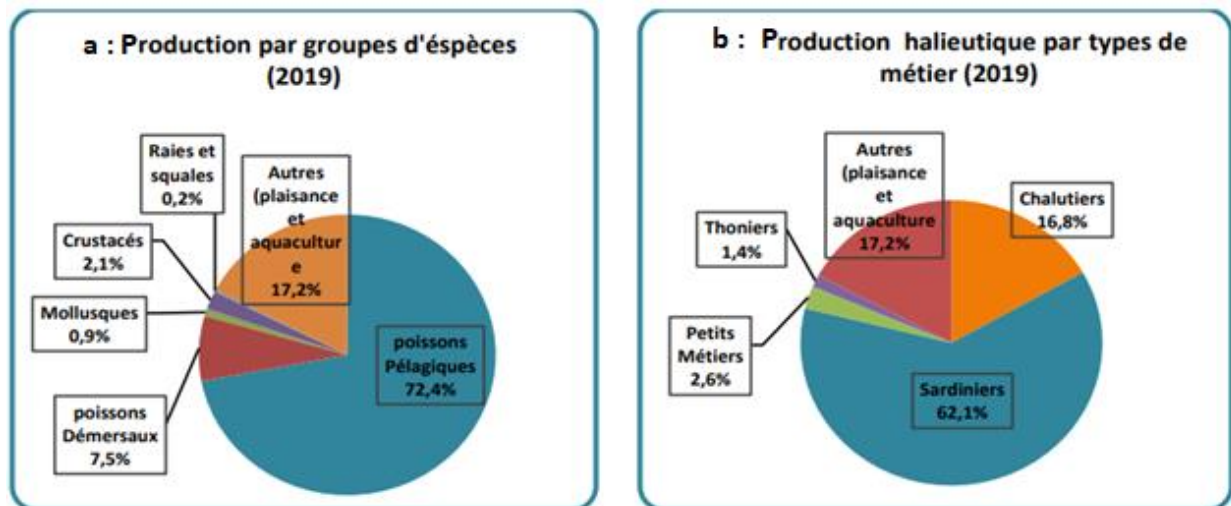


Figure 2 : Production halieutique en Algérie (a) par groupe d’espèces et (b) par types de métiers (ONS, 2019).

A l’échelle régionale, la plupart des wilayas côtières (**Figure 3**) ont affiché un recul de la production à l’exception des wilayas de Skikda (24,7%), Boumerdes (21,4%), El Taref (17,9%) et Annaba (14,5%). La wilaya d’AinTimouchent, même avec une chute estimée à 33,3% demeure toujours la première productrice de poissons avec une production évaluée à 15426 tonnes, soit près de 15% de la production nationale. (ONS, 2019).

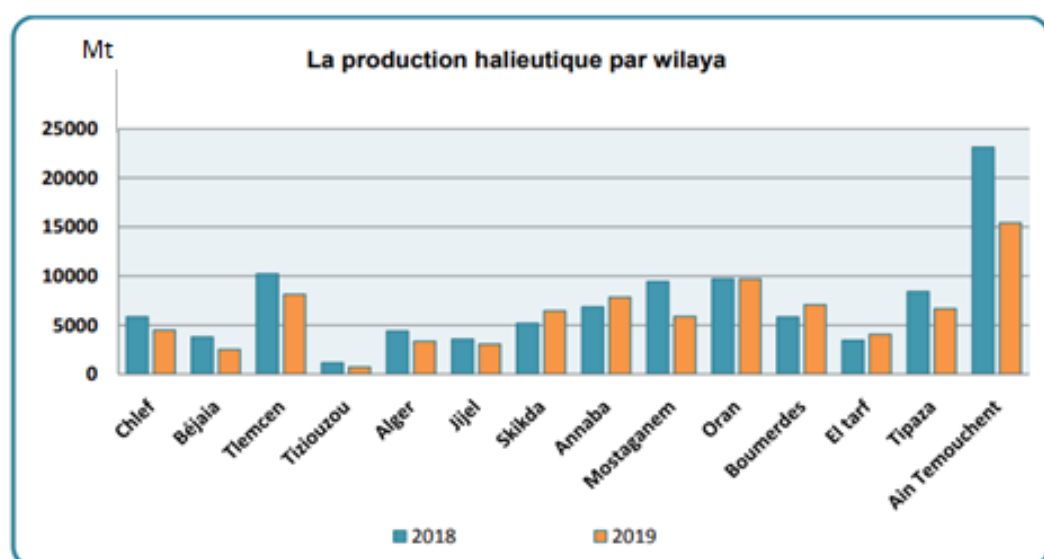


Figure 3 : Production halieutique par Wilaya (ONS, 2019).

I.1.2. La production aquacole en Algérie

La production aquacole s’est caractérisée par une décroissance en 2019, soit un repli de 7,2% par rapport à 2018. Par zone d’activité aquacole, la pêche continentale (barrage, lac, bassins agricoles et plans d’eaux) a produit 2230 tonnes en 2019, soit 47,1% de la production aquacole totale, accusant ainsi une baisse de 27,4% par rapport à 2018. Pour ce qui est de la pisciculture d’eau marine et de la conchyliculture, la production a atteint 2505 tonnes en 2019, soit une augmentation de 23,5%. Au niveau régional (**Figure 4**), la wilaya de Chlef et Ain Defla se démarquent avec près de 47% de la production aquacole totale suivies par Tipaza et Relizane avec des parts respectives de 11,6% et 9,3% (ONS, 2019).

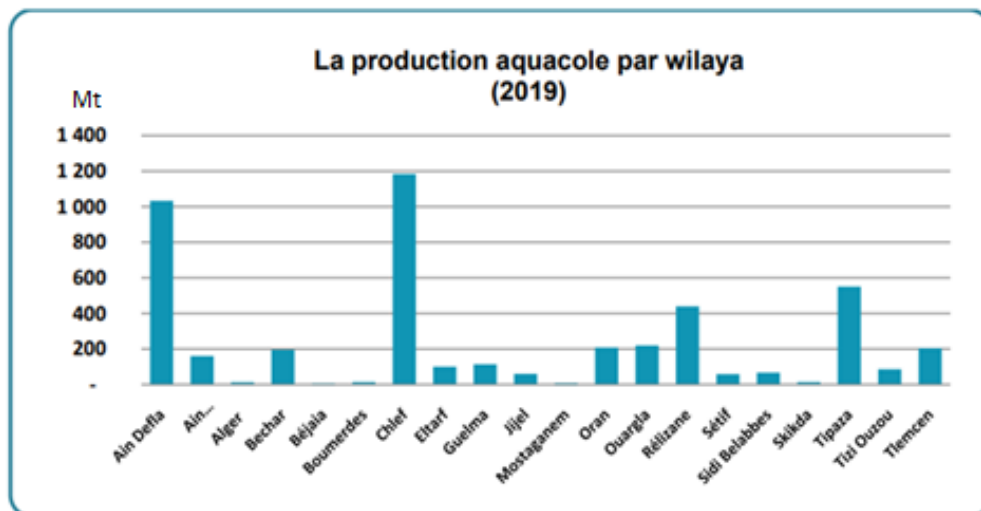


Figure 4 : Production aquacole en Algérie par Wilaya (FAO 2019).

II. Présentation des espèces étudiées

II.1. Généralité sur l’espadon (*Xiphias gladius*)

II.1.1. Description

L’espadon a un corps allongé et cylindrique (**Figure 5**). La mâchoire supérieure se prolonge en un long bec, de section transversale plate-ovale ; yeux grands ; bouche non proéminente ; ouvertures branchiales larges ; pas de branchiospines. Pas de nageoires pelviennes ; corps sans écailles. La coloration du dos et des flancs est noir brunâtre s’éclaircissant progressivement jusqu’à brun clair sur le ventre.



Figure 5 : *Xiphias gladius* (Oceana 2022).

II.1.2. Position systématique

La classification systématique est décrite ci-dessous selon WORMS 2021

Règne : Animalia

Embranchement : Chordata

Sous-embranchement : Vertebrata

Infra-embranchement : Gnathostomata

Para-embranchement : Osteichthyes

Super-classe : Actinopterygii

Classe : Actinopteri

Sous-classe : Teleostei

Ordre : Carangiformes

Famille : Xiphiidae

Genre : *Xiphias*

Espèce : *Xiphias gladius* (Linnaeus, 1758).

II.1.3. Biologie

- **Taille maximum :** La taille maximale de l'espèce est de 445 cm de longueur totale (Nakamura, 1985).
- **Poids maximum :** Le poids moyen en Méditerranée varie de 115 à 160 kg (Nakamura, 1985).
- **Longévité :** l'âge maximum de cette espèce est estimé entre 10 à 15 ans en Méditerranée (ALIÇLI, 2001).
- **Comportement et alimentation**

L'espadon est un poisson solitaire mais qui peut vivre en petits groupes constitués d'une femelle et d'un ou plusieurs mâles. Les femelles sont plus grosses que les mâles et atteignent leur maturité sexuelle plus tardivement. Dans les zones tropicales, durant la journée, il reste dans les grandes profondeurs (-600 m) et remonte la nuit vers la surface pour se nourrir de poissons, crustacés et calmars (Ifremer, 2021).

- **Préférence en matière d'habitat**

C'est une espèce océanique, mais parfois rencontrée dans les eaux côtières, généralement au-dessus de la thermocline. L'espadon est l'espèce ayant la plus grande tolérance à la température (5 à 27°C), mais souvent rencontré dans les eaux de surface à des températures supérieures à 13°C (Nakamura, 1985).

- **Reproduction**

L'espadon est très fécond, les grandes femelles libérant plusieurs millions d'œufs à la fois, par lots. Ce type de frai par lots désigne qu'elles fraient tous les quelques jours pendant la période de pointe

de la saison de frai. Les régions de frai les plus connues se trouvent dans la mer Méditerranée.

Le frai intensif a lieu de juin à août, lorsque les mâles peuvent être observés entraînés de poursuivre les femelles à la surface (Govende, 2016).

II.1.4. Répartition mondiale

L'espadon est une espèce cosmopolite, présente dans toutes les mers et tous les océans du monde y compris la mer Méditerranée (Figure 6) (Nakamura, 1985).

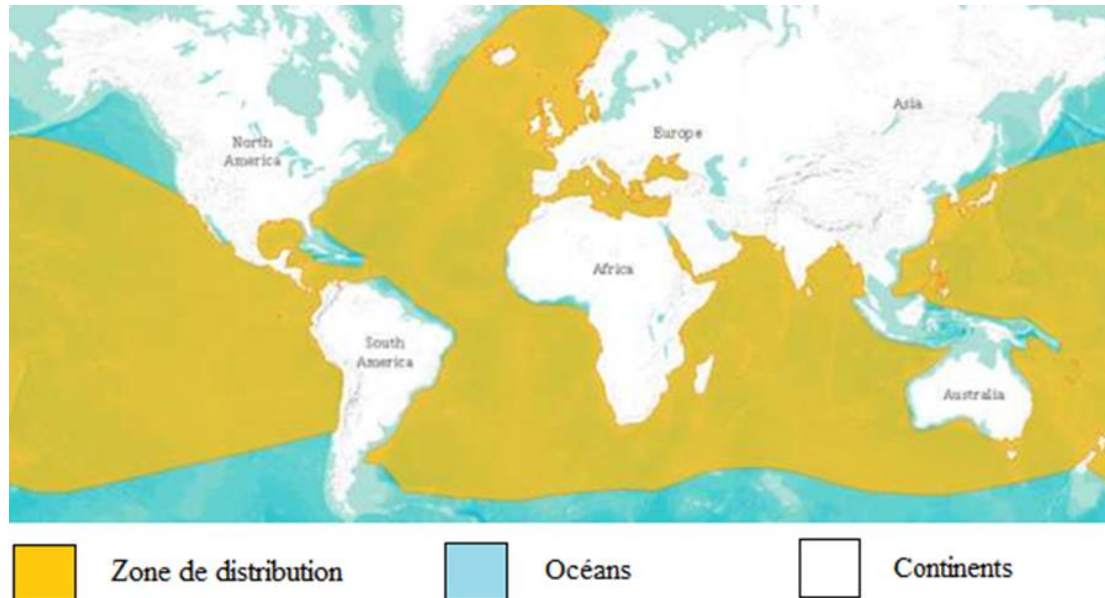


Figure 6 : Distribution mondiale de l'espadon (aquamaps, 2013).

II.2. Généralité sur la crevette rouge (*Aristeus antennatus*)

II.2.1. Description

La crevette rouge est couverte d'une carapace lisse, en avant, elle porte une épine antennaire et une épine branchiostège (Figure 7). Le rostre est court chez les mâles et long chez les femelles et les juvéniles. Présence de 3 dents dorsales et des yeux bien développés (Noël, 2015). Le telson est long, très étroit, comprimé latéralement, qui se termine en pointe. La couleur de la crevette est rose nacré marqué de violet sur les régions dorsales de la carapace et de l'abdomen (Lagardère, 1971 in Noël, 2015).



Figure 7 : *Aristeus antennatus* (Ifremer, 2016).

II.2.2. Position systématique

La classification systématique est décrite ci-dessous selon WORMS 2022

Règne : Animalia

Embranchement : Arthropoda

Sous embranchement : Crustacea

Super classe : Multicrustacea

Classe : Malacostraca

Sous classe : Eumalacostraca

Superordre : Eucarida

Ordre : Decapoda

Sous ordre : Dendrobranchiata

Superfamille : Penaeoidea

Famille : Aristeidae

Genre : *Aristeus*

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

II.2.3. Biologie

- **Taille :** Les femelles mesurent jusqu'à 220 mm de longueur totale ; les mâles sont un peu plus petits (Noël, 2015).
- **Longévité :** La longévité est de 3,5 à 4 ans, respectivement pour les femelles et les mâles (Kherraz, 2006).
- **Comportement et alimentation**

De nature généralement benthique, cette espèce tricoteuse se nourrit essentiellement de petits invertébrés (crustacés, polychètes), d'algues mais aussi de déjections animales, pour la plupart elles sont capables de vivre face à des jeunes prolongés. Toutes les espèces de crevettes semblent souffrir d'une puissante prédation, exercée par un grand nombre d'animaux marins. Cette crevette se situe donc au niveau secondaire ou tertiaire de la pyramide trophique (Schmid-Nielson, 1998 in Boualem et al, 2018).

- **Préférence en matière d'habitat**

Il s'agit d'une espèce démersal, vivant au-dessus des fonds vaseux, de 200 à 800m de profondeur (Lagardère, 1971 in Noël, 2015), à une température optimale de 12,8 °C (Ghidalia et al, 1961 in Noël, 2015).

- **Reproduction**

La période de ponte de cette espèce est estivale, débutant d'avril à septembre. Le pourcentage des femelles est toujours élevé par rapport aux mâles (de 80%).

La taille à la 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 (Campillo, 1999 in Boualem et al, 2018).

II.2.4. Répartition mondiale

La répartition géographique de cette espèce (Figure 8), comprend tout le bassin méditerranéen et les côtes atlantique (Grimes *et al*, 2004 in Boualem & Hocine, 2018). Elle serait également présente dans quelques localisations de l'indopacifique (GBIF ,2015 ; WoRMS, 2015 in Noël, 2015).

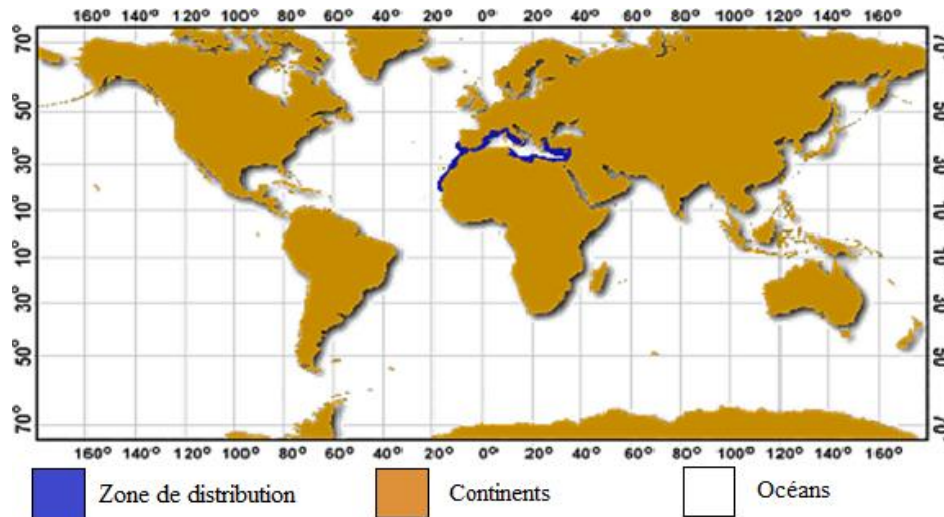


Figure 8 : Répartition mondiale de la crevette rouge (FAO 2022).

III. Les coproduits marins

III.1. Définitions

Un coproduit est une substance résultante d'un processus de fabrication qui n'est ni un produit, ni un résidu, ni un déchet, dont la valorisation économique est totale. Alors que, Les coproduits marins désignent les sous-produits, les prises accessoires, les rejets, les invendus, etc. définis comme tout ce qui n'est généralement pas utilisé ou consommé par l'homme, mais récupérable et utilisable après traitement (Ifremer, 2010).

III.2. Origine

Généralement seulement 50 % des volumes de poisson capturés ou élevés finissent effectivement dans l'assiette du consommateur (Dumay, 2006 in Penven-Turpault, 2017). Ceci est la conséquence de nombreux procédés traditionnels de transformations telles que le filetage, l'étêtage, l'éviscération, le pelage, la découpe, le lavage, la décongélation ou la cuisson que subissent les produits bruts tels que les produits de la pêche et de l'aquaculture. Les coproduits de poisson sont générés industriellement à petite échelle. Le tableau 01, résume les différents types de coproduits générés et le volume de leur production par les industries de transformation, les sociétés de mareyage et les ménages qui génèrent ces quantités.

Tableau 1 : Types de coproduits et volumes générés par les producteurs (CPS, 2014).

Producteurs	Types de coproduits	Volume
Industries de transformation de poisson	Tête, peau, arêtes, queue, nageoires, viscères, organes génitaux, chutes de parage, résidus cuits et rejets	Élevé
Sociétés de mareyage	Poissons invendus ou avariés et déchets issus de l'éviscération/filetage	Modéré
Ménages	Les parties du poisson qui ne sont pas consommées, à savoir les arêtes, la peau et les parures	Limité

III.3.L'enjeu d'utilisation des coproduits marins

Les coproduits marins représentent un gisement important de biomolécules de grand intérêt.

Tableau 2 : L'enjeu d'utilisation des coproduits marins (RIOU et al, 2019).

Enjeu	Explication
Economique	Les coproduits valorisés permettent aux entreprises de la filière de générer une marge supplémentaire, d'assurer une pêche durable et d'améliorer la rentabilité des activités de la filière en valorisant mieux les captures.
Écologique–circulaire/ lutte contre le gaspillage	Au lieu d'être détruits ou bien jeter, les coproduits peuvent être utilisés pour fabriquer de nouveaux produits et représentent une source complémentaire de protéines et d'huile d'origine marine sur le marché ; l'utilisation de cette biomasse de manière raisonnable permet une réduction des déchets. De plus, cette activité contribue à réduire la pêche industrielle.
Nutritionnel	Les coproduits contiennent des composés aux propriétés bénéfiques pour l'organisme ; tels que des protéines à haute valeur nutritionnelle, des acides gras insaturés (Oméga 3), des vitamines, des acides aminés essentiels, des peptides, des minéraux, ainsi que des antioxydants.

III.4. Valorisation biotechnologique des coproduits marins

Les coproduits ont pendant longtemps été considérés comme des déchets, mais désormais ils font l'objet d'une valorisation organisée leurs permettant de générer une valeur ajoutée dans de nombreux domaines d'application allant du retour au sol aux industries de niche (pharmacie, cosmétique, etc.), notamment l'alimentation animale. Une part importante de leur emploi actuel est en tant que matière première pour la fabrication d'aliments destiné aux élevages aquacoles (Penven-Turpault, 2017). Le tableau ci-dessous résume les différents marchés de valorisation,

ainsi que leurs applications en citant les dérivés des coproduits utilisés.

Tableau 3 : Utilisation potentiel des coproduits (Ifremer, 2010).

Marché de valorisation	Applications	Les produits dérivés
Agriculture	<ul style="list-style-type: none"> - Enrichissement des sols - Amendement calcaire - Protection - Fruits/légumes/graines 	<ul style="list-style-type: none"> - Compost/engrais - Minéraux - Chitine/chitosane
Energie / industries	<ul style="list-style-type: none"> - Production - Energie, - Œnologie, Ameublement, Tannerie, - Epuration des eaux, - Biomatériaux pour chimie lourde 	<ul style="list-style-type: none"> - Biodiésel/biogaz - Colle de poisson - Graisses industrielles - Chitosane
Alimentation animale	<ul style="list-style-type: none"> - Elevage agricole sauf ruminant - Elevage aquacole et d'animaux à fourrure - Animaux domestiques 	<ul style="list-style-type: none"> - Farines de poisson - Huiles de poisson - Hachis congelés - Hydrolysats protéiques
Agroalimentaire et alimentation humaine	<ul style="list-style-type: none"> - Alimentation humaine directe - Produit alimentaire intermédiaire - Gélifiant, - Arômes - Epaississant - Enzymes - Flocculant pour boissons 	<ul style="list-style-type: none"> - Foie, œufs, ventrèche. - Huiles de poisson - Pulpes - Gélatine - Hachis congelés - Chitine/chitosane - Enzymes
Diététique et nutraceutique	<ul style="list-style-type: none"> - Protection des articulations ; - Apports en phospholipides ; - Apports en minéraux ; - Apports en vitamines, oméga 3 ou alkylglycérols, 	<ul style="list-style-type: none"> - Chondroïtine sulfate. - Lécithine marine - Minéraux (Ca, P et Mg) - Huiles raffinées - Peptides bioactifs - Collagène
Cosmétique	<ul style="list-style-type: none"> - Beauté de la peau - Beauté des ongles et cheveux - Implants sous-cutanés 	<ul style="list-style-type: none"> - Collagène - Elastine - Dérivés d'acides nucléiques - Chitine/ chitosane - Squalane - Kératine
Médecine, pharmacie et biotechnologies	<ul style="list-style-type: none"> - Diverses propriétés thérapeutiques - Pansements, implants biocompatibles, fils de suture... - Milieux de culture - Capsules molles, micro encapsulation 	<ul style="list-style-type: none"> - Peptides bioactifs - Chitine/chitosan - Collagène - Peptones - Gélatine

IV. l'huile de poisson

L'huile de poisson représente environ 2 % de la consommation mondiale de graisses et d'huiles. Traditionnellement, l'huile de poisson est obtenue en tant que sous-produit de l'industrie de la farine de poisson. ; Mais actuellement, les poissons les plus petits qui ont une teneur relativement élevée en matières grasses (anchois, sardines, harengs, anguilles) sont au centre de l'attention en tant que matière première dans l'industrie de l'huile de poisson. Déjà historiquement, l'huile de poisson a joué un rôle important dans l'alimentation humaine, et actuellement, la demande d'huile de poisson continue à croître grâce à ses propriétés curatives (**Rizliya et al, 2014**).

IV.1. Composition des huiles de poisson

Les huiles de poissons sont composées de : (**Ifremer, 2010**)

- **Triglycérides** : Les triglycérides sont des triesters d'acides gras et de glycérol.
- **Phospholipides** : Les phospholipides sont des glycérides dont la structure de base est l'acide phosphatidique, composé d'une molécule de glycérol estérifiée par deux acides gras et un acide phosphorique.
- **Autres** : acides gras libres, cires, produits d'oxydation, pigments, arômes, contaminants... responsables d'odeurs, de saveurs indésirables, de l'apparence trouble de l'huile brute et susceptibles de présenter un danger pour le consommateur.

IV.2. Les différentes huiles de poisson

Selon la matière première et le procédé utilisé, différentes huiles peuvent être obtenues (**Ifremer, 2010**).

- **Les huiles riches en oméga 3 (EPA et DHA)**

Les oméga 3 font parties de la famille des acides gras polyinsaturés, principaux constituant des lipides. Il existe deux types d'oméga 3 aux longueurs de chaîne carbonée différentes

-L'acide eicosapentaénoïque (EPA), C20 : 5 n-3

-L'acide docosahexaénoïque (DHA), C22 : 6 n-3

- **Les huiles riches en alkylglycérols**

Les huiles riches en alkylglycérols (éthers lipidiques) sont particulièrement abondantes dans le foie de requin ou de chimère. Les alkylglycérols peuvent représenter jusqu'à 25% des lipides totaux d'une huile de foie de requin et jusqu'à 50% pour l'huile de chimère

- **Les huiles vitaminiques** : sont des huiles de foie de poissons contenant une forte proportion de vitamines A ou D (La vitamine D favorise la croissance osseuse et la fixation du calcium).

IV.3. Méthode d'extraction de l'huile de poisson

IV.3.1. Extraction par méthodes conventionnelle

L'extraction de l'huile de poisson par pressage humide est la méthode la plus couramment utilisée pour la production à l'échelle industrielle, et s'effectue essentiellement en quatre étapes : cuisson du poisson, pressage, décantation et centrifugation. Une autre procédure conventionnelle est l'extraction à l'aide de solvants, appliquée généralement à des fins analytiques mais pas pour la production industrielle, en raison des inconvénients de l'utilisation de substances avec des restrictions dans l'industrie alimentaire (**Bonilla-Méndez, 2018**).

Ce procédé est basé sur la solubilité des lipides dans les solvants organiques et leur insolubilité dans l'eau. Plusieurs méthodes varient en fonction du type de solvant ou de traitement utilisé sur l'échantillon. Les plus courantes sont celles de Soxhlet et de Bligh-Dyer, cependant d'autres comme celle de McGill-Moffatt et celle de Randall et Folch ont également été évalués (**Fiori et al, 2012 ; Immanuel et al, 2009 ; Cervera et al, 2017 in Bonilla-Méndez, 2018**).

Le principal inconvénient des méthodes traditionnelles du point de vue de la qualité du produit est que les températures élevées dégradent les composés naturels sensibles à la chaleur et labiles, et que des solvants toxiques sont utilisés, dont les restes sont présents dans le produit final. De plus, les méthodes traditionnelles ont souvent un impact plus important sur l'environnement car le processus d'extraction nécessite une quantité importante de chaleur, il y a un risque de fuite de solvants organiques dans l'environnement (**Adeoti et al, 2014 in Ivanovset al, 2017**).

IV.3.2. Extraction par méthodes vertes (récentes)

Pour l'extraction de l'huile de poisson à partir de poissons entiers ou de déchets de pêche, des méthodes relativement nouvelles, innovantes et respectueuses de l'environnement peuvent être utilisées :

- **Extraction par fluide supercritique (SFE)**

La méthode d'extraction verte la plus connue utilisant principalement CO_2 comme solvant inerte et sans danger pour l'extraction de l'huile de poisson. Son principal avantage est qu'il ne reste pas dans le produit, puisqu'à température et pression ambiantes, il retourne à son état gazeux et s'évapore (**Rubio et al, 2012 in Bonilla-Méndez, 2018**).

- **Extraction assistée par micro-ondes**

Cette méthode utilise un rayonnement micro-onde qui provoque le mouvement des molécules polaires et la rotation des dipôles pour chauffer les solvants en contact avec la matrice solide et extraire les volumes d'huile (**Ivanovs et al, 2017**).

- **Extraction assistée par ultrasons**

Cette méthode utilise des ultrasons pour pénétrer les solvants en contact avec la matrice solide afin d'extraire le contenu de l'échantillon en solution (**Vasanth Rupasinghe et al, 2011 in Ivanovs et al, 2017**).

- **Extraction enzymatique**

Le principe de base de l'extraction assistée par les enzymes est que les enzymes hydrolysent la cellule et la décomposent complètement dans des conditions expérimentales optimales, pour libérer les composants intracellulaires (**Mwaurahet al, 2020 in Quero-Jiménez, 2020**). Pour extraire l'huile de poisson, on utilise des enzymes protéolytiques exogènes (**Deepika et al, 2014 in Ivanovs et al, 2017**).

IV.3. Utilisation

Dans le monde entier, à partir de 25 à 30 millions de tonnes de poissons sains et de boutures de poisson, environ 1,1 million de tonnes d'huile de poisson sont produites dont 88,5% sont destinées à l'aquaculture, et les restes sont destinés à la production industrielle, à la consommation humaine et au développement de produits pharmaceutiques et de compléments alimentaires. (**Ivanovs et al, 2017**). Les faibles niveaux d'utilisation de l'huile de poisson dans l'alimentation humaine sont principalement dus à leur odeur et à leur goût caractéristique, ainsi qu'au degré élevé d'insaturation de leurs acides gras qui les rendent sensibles à l'oxydation, ce qui a nécessité l'application de procédés technologiques qui améliorent leurs propriétés organoleptiques et garantissent une plus grande stabilité (**Garcia, 2005 in Quero-Jiménez, 2020**).

V. Les acides gras

V.1. Définition des acides gras

Les acides gras (AG) sont des molécules hydrophobes, carboxyliques aliphatiques, composés d'une chaîne linéaire carbonée allant de 4 à 28 carbones portant une extrémité méthyle (-CH₃) et une extrémité carboxyle (-COOH). On distingue 3 types d'acides gras en fonction de leur degré d'insaturation (**Figure 09**) : les acides gras saturés (AGS), dont tous les atomes de carbone sont saturés en hydrogène, les monoinsaturés (AGMI), qui comportent une seule double liaison et les polyinsaturés (AGPI), qui possèdent au moins 2 doubles liaisons (**Guesnet et al, 2005**).

V.2. Structure et nomenclature des acides gras

La nomenclature abrégée des acides gras permet de les classer simplement, en mentionnant le nombre d'atomes de carbone, le nombre de doubles liaisons et la position des insaturations (**Figure 9**). Le carbone possédant la fonction carboxylique est numéroté 1 et il s'écrit toujours à droite, le dernier carbone est noté C ω .

Ainsi la nomenclature abrégée est (A : x ωy) ou (A : x Δz). (Ferreira et al, 2013 in Luccarini, 2015).

Tel que :

- A correspondant au nombre de carbone,
- x correspondant au nombre d'insaturations,
- y correspondant à la position de la première insaturation à partir du groupement méthyle terminal (notation utilisée par les physiologistes),
- z correspondant à la position des doubles liaisons à partir du premier carbone (notation utilisée par des chimistes).

On distingue 2 principales séries d'AGPI : les AGPI n-6 et les AGPI n-3, qui se distinguent par la position de leur première double liaison à partir de l'extrémité méthyle (entre le 6e et 7e carbone pour les AGPI n-6 ; entre le 3e et 4e carbone pour les AGPI n-3) (GUESNET et al, 2005).

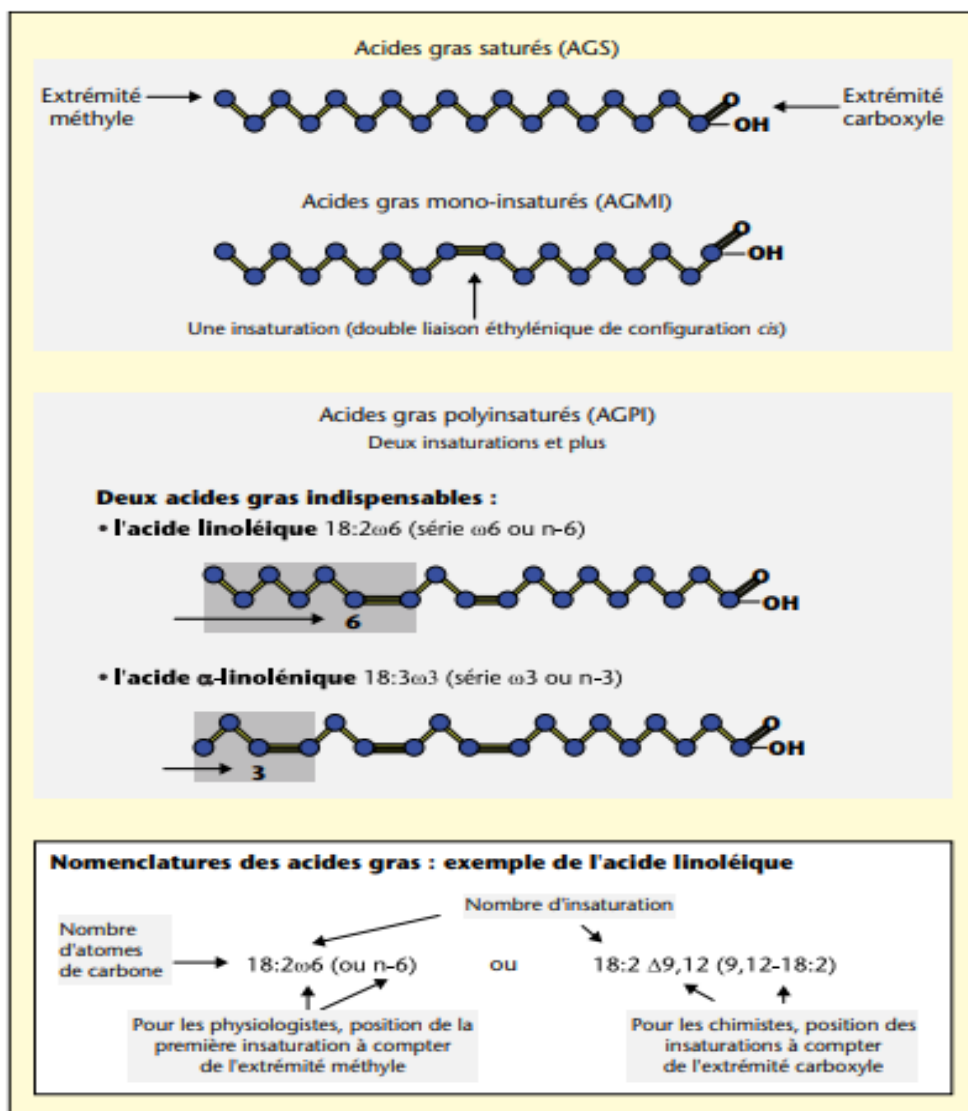


Figure 9 : Structure et nomenclature des principales familles d'AGPI (GUESNET et al, 2005).

V.3.L'huile de poisson source d'acide gras polyinsaturé omega-3

L'huile de poisson est la principale source naturelle d'acides gras oméga-3 à longue chaîne (LC) contenant deux acides gras bénéfiques pour la santé humaine, l'acide eicosapentaénoïque (EPA) et l'acide docosahexaénoïque (DHA) (Figure 10) (Rizliya et al, 2014).

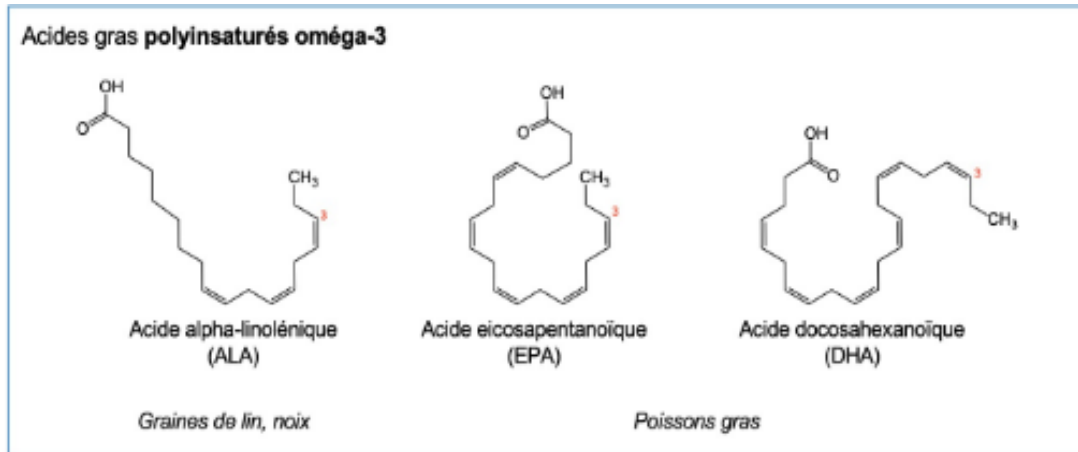


Figure 10 : Structure des principaux types d'acides gras polyinsaturés (Institut de Cardiologie de Montréal, 2020).

V.4.Les méthodes de concentration en omega-3

Plusieurs techniques ont été proposées pour la concentration des AGPI, et notamment des oméga-3, dont la winterisation, la concentration par des méthodes enzymatiques, le fractionnement par des fluides supercritiques et la formation de complexes avec l'urée et la concentration par des membranes.

- **Hivernage de l'huile de poisson (winterisation)**

La winterisation est un processus qui implique une cristallisation partielle de l'huile par un refroidissement contrôlé, suivi d'une filtration. Son principal objectif est de séparer les acides gras saturés des acides gras insaturés. Cette séparation est due aux différences de points de fusion des acides gras, qui dépendent principalement de la longueur de la chaîne et du degré d'insaturation. Ainsi, les acides gras saturés et monoinsaturés, qui ont une température de fusion plus élevée, se cristallisent et peuvent être séparés par filtration, tandis que les AGPI restent sous forme liquide dans l'huile (Vázquez et al, 2012).

- **Fractionnement par fluides supercritiques (FSCF)**

Cette technique a été proposée pour l'extraction de l'huile, ainsi que pour la concentration des AGPI, en particulier des oméga-3 tels que le DHA et l'EPA, à partir de l'huile extraite par des méthodes conventionnelles, ce qui est également connu sous le nom de fractionnement. Plusieurs études portent sur le fractionnement de l'huile à l'état naturel, mais il semble inefficace, peut-être en raison de la structure complexe de l'huile de poisson, composée d'un grand nombre de triacylglycérols (Corrêa et al, 2008 ; Homayooni et al, 2014 in Bonilla-Méndez, 2018).

- **Concentration par méthodes enzymatiques**

La concentration par des méthodes enzymatiques est basée sur la sélectivité de certaines lipases pour certains acides gras ou certaines positions dans les molécules de triacylglycérol, catalysant des réactions d'hydrolyse, d'alcoololyse ou de transestérification des triacylglycérols (**Correa et al, 2017**).

- **Concentration par distillation moléculaire**

La distillation moléculaire est une technologie utilisée comme procédé de purification de l'huile pour l'élimination des polluants organiques, elle a également été appliquée à la concentration des AGPI, en particulier de l'EPA et du DHA sous forme libre ou d'esters éthyliques (**Oliveira et al, 2014 ; Solaesa et al, 2016 in Bonilla-Méndez, 2018**).

- **Concentration par filtration sur membrane**

La filtration sur membrane est caractérisée par l'application d'une pression hydraulique comme force motrice pour le transfert de masse. Cette technologie a été utilisée pour le dégommeage, la récupération des solvants dans les procédés d'extraction, l'élimination des pigments, la réduction de l'acidité, la concentration des composants mineurs, l'élimination des cires et la séparation des émulsions, tout comme pour les AGPI (**Ghasemian et al, 2016**).

- **Concentration par formation de complexes avec l'urée**

La formation de complexes avec l'urée est la technique la plus simple et la plus efficace pour obtenir des concentrés d'AGPI oméga-3 sous forme d'acides gras libres ou d'esters éthyliques de triacylglycérols. Les acides gras saturés et monoinsaturés sont séparés des acides gras polyinsaturés à partir d'une solution saturée d'urée, dans laquelle se trouvent tous les acides gras. Par refroidissement et filtration, les composés formés entre les acides gras saturés et monoinsaturés peuvent être éliminés lors de la cristallisation. Les AGPI ne forment pas de complexes d'inclusion avec l'urée, ils restent donc concentrés dans la fraction liquide (**Homayooni et al, 2014 in Bonilla-Méndez, 2018**).

V.5. Intérêt nutritionnel et bénéfice santé d'oméga-3

Les acides gras insaturés sont un facteur indispensable à la nutrition, affectent de nombreux processus biochimiques, assurent une croissance et un développement normal et déterminent l'état physique de l'organisme dans son ensemble (**Freitas et al, 2017 ; Calder et al, 2020 in Kuprina et al, 2021**).

Les acides gras oméga-3 sont les nutriments les plus importants, des éléments structurels des membranes cellulaires, assurant la perméabilité vasculaire, des régulateurs des processus nerveux, endocriniens et métaboliques (**Vorslov, 2017 ; Sacca et al, 2018 ; Radzikowska et al, 2019 in Kuprina et al, 2021**).

Il est scientifiquement prouvé que l'EPA et le DHA ont un impact positif sur la santé humaine, ils réduisent les risques de maladies cardiaques et vasculaires, de cancer, de diabète, diminuent le risque de dépression, affectent le système immunitaire et assurent le bon développement neuronal. Depuis le début de la recherche biochimique et biomédicale, plus de 31 000 articles scientifiques révisés ont été publiés sur les acides gras oméga-3 (Ciriminna et al, 2017 in Ivanovs et al, 2017).

V.6. Le complément alimentaire oméga 3

Les acides gras oméga 3 sont essentiels à l'organisme mais que le corps humain ne peut pas synthétiser, faute de matériel enzymatique adéquat (absence des enzymes désaturases $\Delta 12$ et $\Delta 15$ nécessaires à leur synthèse à partir de l'acide oléique) et doivent donc obligatoirement être apportés par une alimentation ciblée, Ils sont ainsi qualifiés d'indispensables (GUESNET et al, 2005). Actuellement, il existe une carence en acides gras insaturés oméga-3 dans l'alimentation humaine quotidienne, car leurs principales sources alimentaires, telles que les poissons, les fruits de mer (Mohanty et al, 2019), ne sont pas consommés dans la quantité requise, ce qui est dû à la tradition nutritionnelle de la population de nombreux pays (Sioen et al, 2017).

V.6.1. Définition d'un complément alimentaire

-Selon le décret exécutif n° 12-214 du 23 Joumada Ethania 1433 correspondant au 15 mai 2012 ; Des compléments alimentaires en vitamines et sels minéraux : sont des sources concentrées de ces éléments nutritifs, seuls ou en combinaison, commercialisées sous forme de gélules, comprimés, poudre ou solution. Ils ne sont pas ingérés sous forme de produits alimentaires habituels mais sont ingérés en petite quantité dont l'objectif est de suppléer la carence du régime alimentaire habituel en vitamines et/ou sels minéraux.

V.6.2. Consommation journalière d'oméga 3

D'après l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS), l'organisme a besoin d'un apport quotidien d'oméga 3 suffisant. Il est donc recommandé d'avoir un apport journalier de 2,25 g d'ALA et de 500mg d'EPA et de DHA (250 mg chacun).

VI. La farine de poisson

IV.1. Définition

Les farines de poisson sont des produits solides (poudres), obtenues à partir de poissons ou de coproduits de poissons par un procédé qui vise à séparer la fraction solide des fractions huileuse et aqueuse de la matière première (Ifremer, 2010). La production mondiale de farine de poisson a varié de 4,9 à 6,3 millions de tonnes sur les 5 dernières années, les farines de coproduit de poisson ne représentent que 20 à 25% des farines de poisson produites dans le monde (Ifremer, 2010).

Les principaux pays producteurs de farine et d'huile de poisson sont le Pérou, le Chili, le Danemark et la Norvège (FAO, 2018).

VI.2. Composition

Les farines de poissons obtenues contiennent en général entre 65 et 67% de protéines (de 60 à 72%), pas plus de 12% de lipides, environ 10% de minéraux et 10% d'eau au maximum (pour garantir la stabilité du produit). Ces proportions varient en fonction du type des coproduits et des espèces utilisées. Les farines issues des coproduits ont une valeur marchande moindre que les farines issues des poissons entiers, car elles sont beaucoup plus riches en minéraux (forte proportion d'arêtes dans la matière première) donc plus pauvres en protéines et lipides. Il est possible d'y remédier en partie en enlevant certaines arêtes en début de procédés (séparation mécanique possible) (Ifremer, 2010).

VI.3. Méthode d'extraction

La farine de poisson est produite par cuisson, pressage, séchage, suivi d'un broyage de poissons entiers ou de morceaux de poissons indésirables pour obtenir une poudre (Norhan et al, 2022).

Plusieurs procédés voisins sont utilisés, les différences intervenant sur l'existence ou non d'une cuisson préalable au séchage et sur la température au cours des deux étapes.

Le séchage direct, donne la farine blanche de poisson (poisson entier, partiellement vidé, et déchets restant après le prélèvement des filets) dont la teneur en graisses 3 à 6%. Par contre le séchage après cuisson (poissons entiers dont l'huile a été extraite par cuisson suivie de pressurage), donne une farine plus foncée (Ifremer, 2008). La température est un paramètre d'importance pour la qualité de la farine (digestibilité des protéines). Des farine LT (« low temperature » 70°C) existent sur le marché. L'humidité maximale est fixée à 10% pour la stabilité du produit (Ifremer, 2008).

VI.4. Utilisation

En aquaculture, la farine de poisson est utilisée pour divers espèces carnivores et omnivores. Les crevettes, les poissons exclusivement marins et les salmonidés sont les principaux consommateurs (57%) (Ifremer, 2008). En plus de son utilisation en aquaculture, la farine est aussi utilisée pour l'alimentation des porcs 22% et l'aviculture 14%. Des quantités plus faibles étant également utilisées pour une consommation humaine, la fabrication de gélules dans une moindre mesure pour des usages industriels limités (Ifremer, 2008).

VI. Le chitosane issu des coproduits de crevette

VI.1. Définition et structure

La chitine et le chitosane sont des biopolymères naturels produits principalement à partir de carapaces de crustacés (crevettes, crabes et homards) rejetées par les industries de transformation des produits de la mer. Le chitosane, qui est une forme désacétylée de la chitine (**Figure 11**), est un polysaccharide d'unités de β -(1-4) -2-acétamido-D-glucose et de β -(1-4) -2-amino-D-glucose. Le chitosane a fait l'objet d'une grande attention en raison de ses propriétés fonctionnelles uniques et de ses activités biologiques particulières. Aujourd'hui il trouve un large éventail d'applications biotechnologiques dans les domaines environnemental, industriel, agricole et médical (**Ben amar, 2019**).

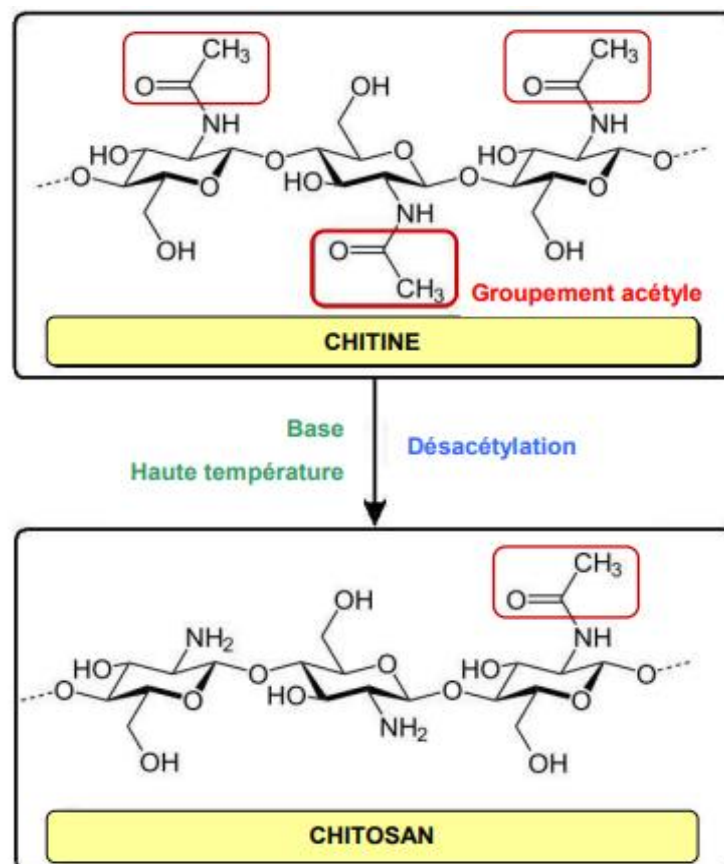


Figure 11 : Désacétylation de la chitine pour l'obtention du chitosane (Ifremer2010).

VI.2. Propriétés du chitosane

VI.2.1. Propriétés physico-chimiques

Le degré de désacétylation (DD) est l'une des propriétés les plus importantes du chitosane qui influence sur les caractéristiques physico-chimiques, plus il est désacétylé, plus il y a de groupements amine libres, plus le chitosane est soluble, et plus sa viscosité est importante de sa concentration (elle augmente avec sa concentration). Le chitosane est généralement une substance semi-cristalline, ce paramètre est aussi important car il contrôle un certain nombre de propriétés

comme l'accessibilité des sites internes dans les chaînes macromoléculaires, les propriétés de gonflement dans l'eau ou encore les propriétés diffusionnelles (Dahmani, 2019).

VI.2.2. Propriétés biologiques

Le chitosane est biodégradable et biocompatible. Il ne présente aucun comportement antigénique, mais il présente des propriétés thérapeutiques remarquable au-delà de son pouvoir cicatrisant, 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 sans oublier qu'il a été signalé que le chitosane et ses dérivés agissent comme des antioxydants en récupérant les radicaux oxygène tels que l'hydroxyle, super oxyde, alkyle ainsi que les radicaux DPPH hautement stables (Dahmani, 2019).

VI.3. Méthodes d'extraction du Chitosane

Habituellement, la chitine et le chitosane sont obtenus par deux procédés d'extraction chimiques et biologiques (tableau 4). Les méthodes chimiques impliquent l'utilisation d'acides et de bases fortes pour dissoudre les carbonates de calcium et protéines (El Knidri et al 2018 in Hamedi, 2020). Les méthodes biologiques d'extraction réussissent à maîtriser les conditions spécifiques qui peuvent être contrôlées (Tylyszczak et al, 2020 in Hamedi, 2020).

Tableau 4 : La différence entre l'extraction chimique et biologique de la chitine et du chitosane (El kinidri, 2018 in Hamedi, 2020).

Extraction	Traitement	Avantage	Inconvenant
Chimique	<ul style="list-style-type: none"> ➔ Déminéralisation : par traitement acide avec HCl, HNO₃, H₂SO₄ ➔ Déprotéinisation : par traitement alcalin à l'aide de NaOH ou KOH. ➔ Désacétylation : par traitement alcalin avec un fort NaOH ou KOH. 	<ul style="list-style-type: none"> - Temps de traitement court. - DD% élevé du produit final. - Utilisé à l'échelle industrielle. - Élimination complète des sels organiques. 	<ul style="list-style-type: none"> - Non-respect de l'environnement. - Les minéraux et protéines solubilisés ne peuvent pas être utilisés comme nutriments humains et animaux
Biologique	<ul style="list-style-type: none"> ➔ Déminéralisation : utilisation d'un traitement à l'acide lactique produit par les bactéries. 	<ul style="list-style-type: none"> - Haute qualité du produit final. - Sans danger pour l'environnement. 	<ul style="list-style-type: none"> - Temps de traitement long (plusieurs jours).

	<p>➔ Déprotéinisation : par les protéases sécrétées dans le milieu de fermentation.</p> <p>➔ Désacétylation : chitine désacétylase produite par des bactéries</p>	<p>- Les minéraux et protéines retirés peuvent être utilisés comme nutriments humains et animaux.</p>	<p>- Limité aux études à l'échelle du laboratoire.</p>
--	---	---	--

VI.4 Applications

Le chitosane est utilisé dans plusieurs domaines (**Tableau 5**) à savoir biomédical, agriculture, traitement des eaux, alimentaire, cosmétique et biopharmaceutique.

Tableau 5 : Principales applications du chitosane (Rinaudo M, 2006 in Dahmani, 2019).

Domaine d'exploitation	Applications
Potentiel biomédical	<ul style="list-style-type: none"> - Sutures chirurgicales - Implants dentaires - Peaux artificielles - Reconstructions osseuses
Agriculture	<ul style="list-style-type: none"> - Mécanisme défensive - Stimulation de la croissance des plantes - Enrobage (protection) - Libération de fertilisants et nutriments.
Traitement des eaux	<ul style="list-style-type: none"> - Polymère écologique - Pouvoir séquestrant (métaux lourds, colorants etc.) - Diminution de la turbidité - Diminution des odes
Alimentaire	<ul style="list-style-type: none"> - Non digestible (diète aux fibres) - Hypocholestérolémiant - Agent de conservation - Stabilisateur - Antimicrobien - Enrobage protecteur (fruits)
Cosmétique	<ul style="list-style-type: none"> - Crèmes - Traitement de l'acné - Produits hydratants

	<ul style="list-style-type: none"> - Formulation de dentifrices - Formulation de shampoings
Biopharmaceutique	<ul style="list-style-type: none"> - Immunostimulants - Antitumoraux - Anticoagulants - Bactériostatiques - Libérations contrôlées (matrices)

VII. L'émulsion et principe d'encapsulation

VII.1. Définition d'une émulsion

Une émulsion est un mélange (thermodynamiquement instable) de deux liquides non miscibles obtenue par dispersion de gouttelettes d'un liquide dans l'autre. On distingue donc une phase dispersée (discontinue) et une autre dispersante (continue). La persistance de l'état dispersé est assurée par la présence d'un composé stabilisant, appelé suractif ou tensio-actif. L'émulsion directe dans le cas d'une émulsion d'huile dans l'eau (H/E ou O/W pour *oil in water*), la phase huileuse étant dispersée dans la phase aqueuse. Dans le cas contraire, c'est l'émulsion inverse. On peut également trouver des émulsions multiples (H/E/H ou E/H/E) (Allouche, 2003 in Ben Adjali et al, 2016).

VII.2. Définition de l'encapsulation

L'encapsulation est définie comme un procédé permettant de piéger une substance (agent actif) dans une autre substance (matériau de paroi) dans le but de les protéger ou de maîtriser sa libération. La substance encapsulée, peut être appelée le noyau, la phase active ou interne. Le matériau encapsulant est souvent appelé revêtement, membrane, enveloppe, capsule, matériau de support, phase externe ou matrice (Nedovic et al, 2011). La classification des particules se fait généralement en fonction de leur taille, D'après Richard et Benoît une microparticule est une particule dont le diamètre est compris entre 1 μm et 1000 μm alors que les particules ayant une taille inférieure à 1 μm sont appelées nanoparticules (Richard et al, 2000).

VII.2.1. Structure

Il existe deux sortes de particules selon leur morphologie : les capsules et les sphères (Soares-Latour, 2012).

- **Structure matricielle (sphère) :** dispersion du composé actif au sein du matériau support (billes, Microparticules, microsphères)
- **Structure cœur / matrice (capsule) :** le composé actif est confiné dans un cœur par une ou plusieurs membranes (microparticules, microcapsules).

VII.2.2. Composition

- **Polymères** : d'origine naturelle (gélatine, chitosane, alginate de sodium, agarose...), hémisynthétique (dérivés de la cellulose...), et synthétique (ex : copolymères des acides lactique et glycolique).
- **Lipides** : souvent sous forme solide, de même que les cires (acides gras, alcools gras, glycérides, cholestérol...)
- **Stabilisants** : Des tensio-actifs (lécithines, Spans, Tweens), des cryoprotecteurs selon les cas, des dispersants, des anti-agglomérant....

VII.2.3. Procédé d'encapsulation

Les procédés d'encapsulation sont classiquement regroupés en trois familles (**Soares Latour, 2012**)

- Les procédés physico-chimiques basés sur des variations de solubilité des agents enrobant sous l'effet de variations de conditions physiques (température, pH, changement d'état...)
- Les procédés mécaniques comme l'extrusion ou la formation de gouttes...,
- Les procédés chimiques au cours desquels se déroulent de manière simultanée la synthèse de la membrane (ou de la matrice) et l'encapsulation de la matière active.

VII.2.4. Applications et avantages

L'encapsulation se présente comme une alternative intéressante pour (**Soares-Latour, 2012**).

- La protection et la stabilisation d'un principe actif (oxygène, lumière, humidité, chaleur...),
- La manipulation facilitée de produits toxiques,
- La manipulation simplifiée de liquides visqueux,
- La prévention de l'interaction des différents constituants d'un mélange,
- La conversion huiles ou liquides en solide (manutention),
- La séparation de matériaux incompatibles.
- La dispersion dans l'eau de composés insolubles.
- La vectorisation de médicaments
- Le masquage de goût ou d'odeur désagréables,
- La diminution du taux de sublimation de produits chimiques,
- Le contrôle de profil de libération de principes actifs

CHAPITRE II. MATERIELS ET METHODES

▪ **Matériels biologiques**

- ✓ Coproduits (Têtes, nageoires, intestins) d'espadon (*Xiaphias gladius*)
- ✓ Carapaces de crevette rouge (*Aristus antennatus*)

▪ **Matériels non biologiques utilisés**

Appareils	Verrerie et autres	Réactifs	Milieu de culture
- Centrifugeuse	- Tubes à centrifugeuse	- Acide phosphorique	- BCPL
- Spectrophotomètre	- Tubes coniques en plastique/verre	- Hydroxyde de sodium	- BLBVB
- Agitateur magnétique chauffant	- Bêchers – Fioles	- Ethanol	- ROTH
- Balance de précision	- Erlenmeyers	- Méthanol	- EVA
- Bec bunsen	- Ampoule à décanter	- Phénolphtaléine	- LITSKY
- Etuve	- Creusé	- Hydroxyde de potassium	- Baird Parker
- Vortex	- Tubes à essais	- Chloroforme	- SFB
- pH mètre	- Burettes – Tamis	- Amidon	- Disques SFB
- Rot à vapeur	- Mortier - Spatule	- Acide acétique	- Gélose
- Lyophilisateur	- Papier Wattman	- Iodure de potassium	- Hektoen
- Four à moufle	- Pipettes et micropipettes	- Thiosulfate de sodium	- Gélose VF
- Dispositif de folch	- Pipettes pasteur	- DMSO	
- Dispositif de kjeldahl	- Boites de pétri	- DPPH	
- Distillateur	- L'anse de platine	- Sulfate de potassium	
- Broyeur électrique	- Papier filtre	- Sélénium	
- Bain marie		- Acétone	
- Autoclave		- Peroxyde d'hydrogène	
		- Acide sulfurique	
		- Acide borique	
		- Indicateur Tashiro	
		- Acide chlorhydrique	
		- Sulfite de sodium	
		- Alun de fer	

I. Obtention de l'huile et de la farine d'espadon

Dans le cadre du présent travail, l'extraction de l'huile d'espadon (**Figure 12**) a été faite par une méthode conventionnelle qui est l'extraction par pressage humide et la matière solide récupérée a été transformée en farine de poisson (**Ifremer, 2010**).

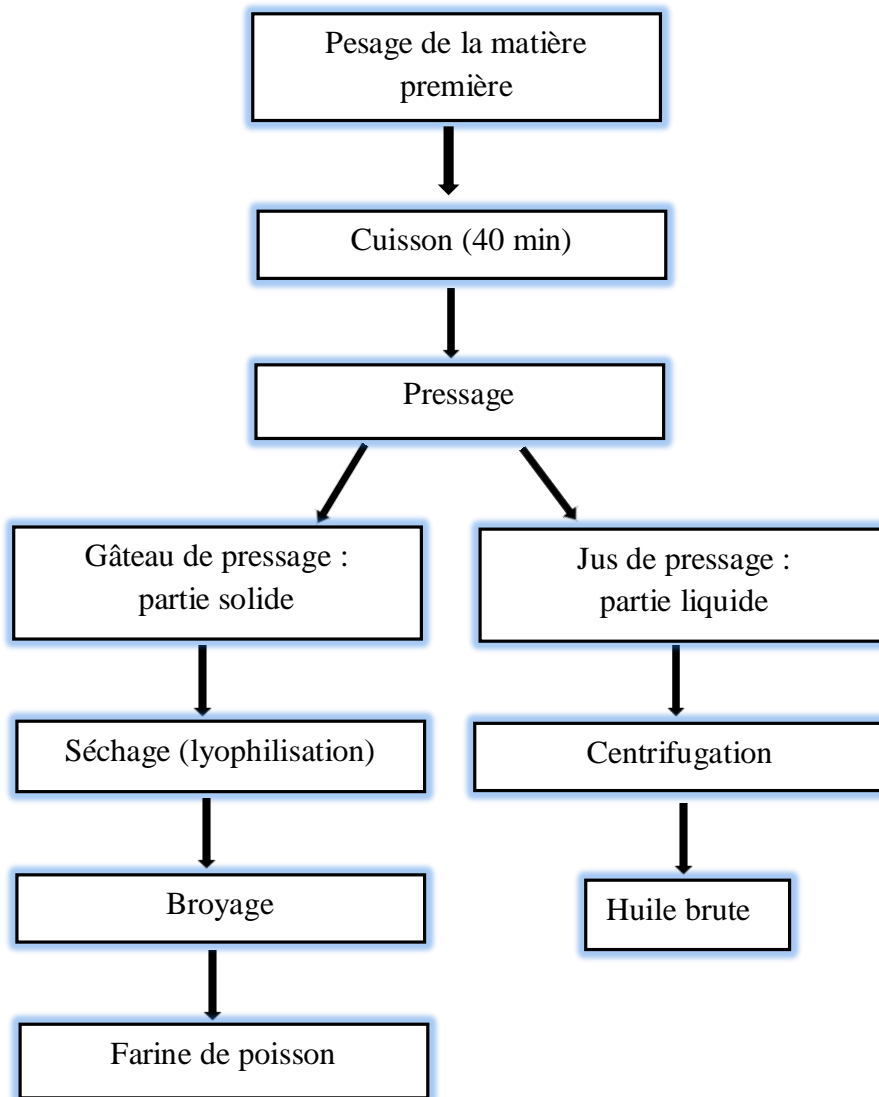


Figure 12 : Diagramme générale d'obtention d'huile et farine de l'espadon par pressage humide.

I.1. L'huile d'espadon

I.1.1. Procédure d'extraction de l'huile d'espadon

a. Pesage de la matière première (figure 13) : les coproduits de l'espadon (tête, nageoires, intestin) ont été pesés à l'aide d'une balance.



Figure 13 : Pesage de la matière première

b. Cuisson : la cuisson a été effectuée à l'aide d'une Cocotte-minute (**figure 14**) pendant 40 min.



Figure 14 : Cuisson de la matière première

c. Pressage : en utilisant un voile (**Figure 15**) et par application d'une pression manuelle : on récupère le maximum de liquide y compris l'huile et on obtient le gâteau de presse.



Figure 15 : Pressage manuelle de la matière première

d. Centrifugation : le jus de presse obtenue après le pressage est ensuite centrifugé pendant 15 min à 1500 tr/min, pour obtenir l'huile brute.

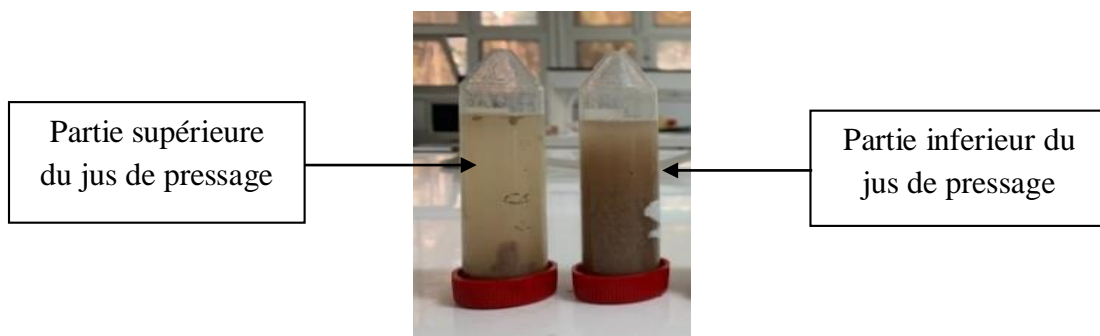


Figure 16 : jus de presse

I.1.2. Raffinage de l'huile d'espadon

L'huile brute de poisson ne peut pas être directement consommée par l'Homme car il contient des substances susceptibles de présenter un danger pour le consommateur tels que des contaminants, cires, produits d'oxydation, odeur et goût indésirable, pigments, les acides gras libres, les phospholipides ... etc. Le raffinage a pour but d'éliminer les « impuretés » de l'huile brute pour obtenir une huile composée essentiellement d'acide gras polyinsaturé, relativement inodore, sans goût, limpide, légèrement colorée, et possédant une durée de conservation acceptable. Le raffinage de l'huile de poisson comporte plusieurs étapes de traitement selon le schéma suivant (Ifremer, 2010) (Figure 17).

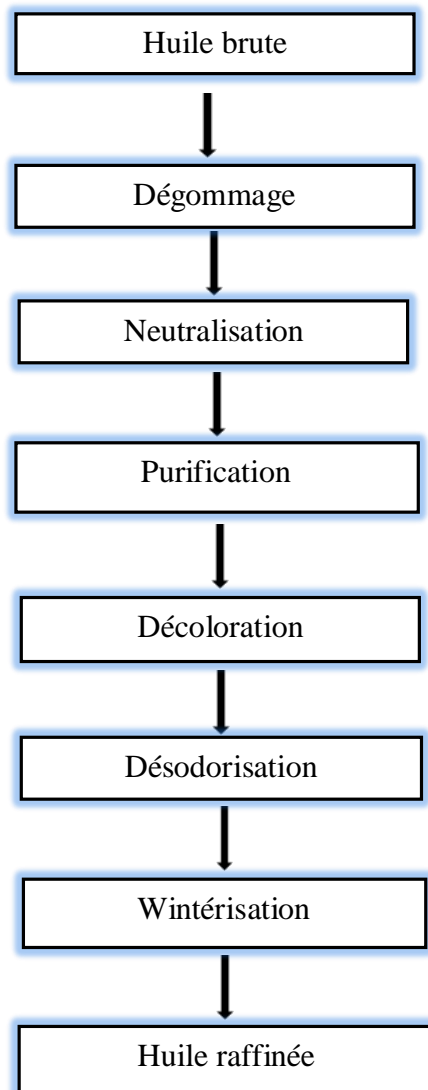


Figure 17 : Processus de raffinage de l'huile de poisson

❖ La procédure du raffinage

1. Démucilagination (dégommage)

Cette étape permet l'élimination des phospholipides (**Figure 18**).

- Ajout d'une solution d'acide phosphorique à 85% (V/V), à raison de 1% du poids de l'huile (**figure 18.a**),
- Chauffage à 80°C sous agitation pendant 30 min (**Figure 18.b**),
- Centrifugation à 5000 tr/min pendant 20 min,
- Récupération de l'huile après élimination des floccs blancs (**Figure 18.c**),
- Pesage de l'huile.

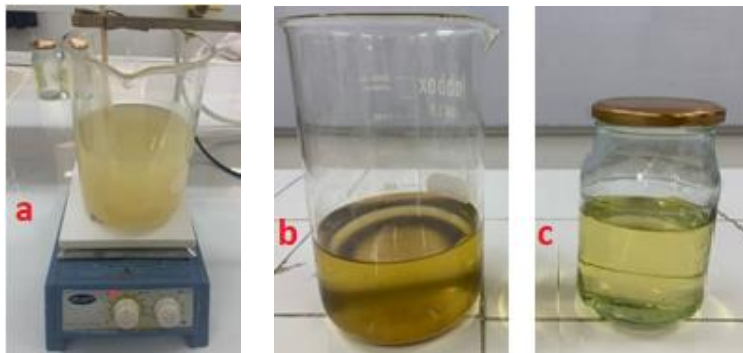
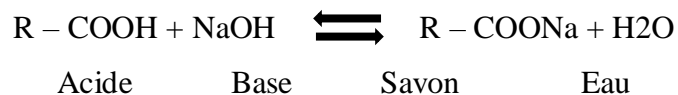


Figure 18 : Dégommage de l'huile

a. Neutralisation : cette étape permet l'élimination des acides gras libres par saponification en présence de la soude caustique (NaOH) (**Figure 19**). Les acides gras libres sont éliminés sous formes de savons appelés communément « pâtes de neutralisation ».



- Ajout de 0,17 g de NaOH à 9,5% pour 7,17 g de l'huile,
- Chauffage à 70°C pendant 10 min sous agitation,
- Centrifugation à 5000 tr/min pendant 15 min.

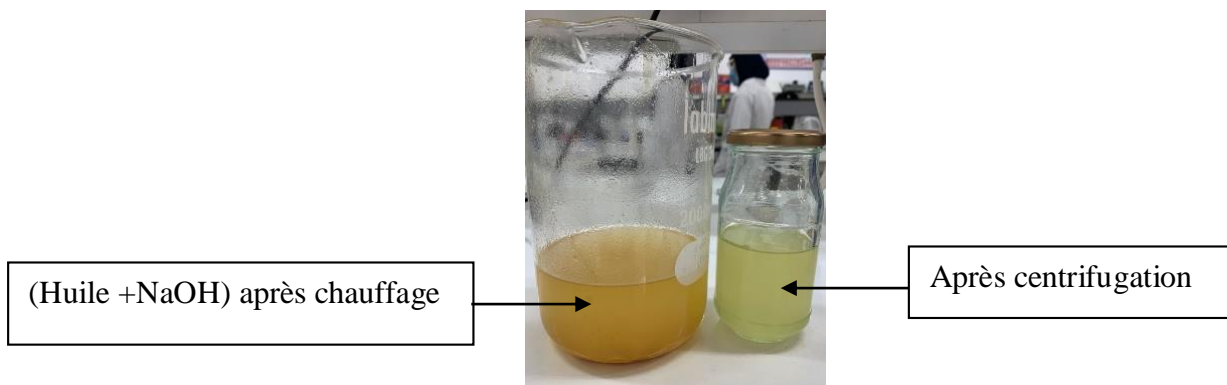


Figure 19 : Neutralisation de l'huile

→ **Lavage** : cette opération permet d'éliminer les substances alcalines (savon et soude en excès) présente dans l'huile après la neutralisation (**Figure 20**), cette opération s'effectue en 2 fois :

- Chauffage de l'huile à 90°C (**Figure 20.a**),
- Ajouter de l'eau chaude à la même température,
- Décantation de l'huile à l'aide d'une ampoule à décanter pour séparer l'huile lavée de l'eau (**Figure 20.b**).

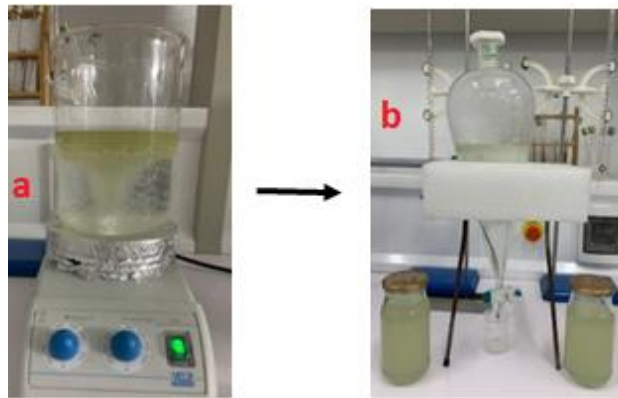


Figure 20 : Lavage et décantation de l'huile

b. Purification : cette étape permet par adsorption charbon actif, l'élimination de la majorité des contaminants ainsi que la diminution de l'odeur de poisson (**Figure 21**)

- Activation du charbon à 105°C pendant 24h (élimination de l'eau physisorbée),
- Ajout de 1g de charbon actif pour 100 ml d'huile **Figure 21.a**,
- Agitation pendant 1h30min (**Figure 21.b**),
- Filtration sous vide (**Figure 21.c**),
- Centrifugation à 5000tr/min pendant 15 min (**Figure 21.d**).

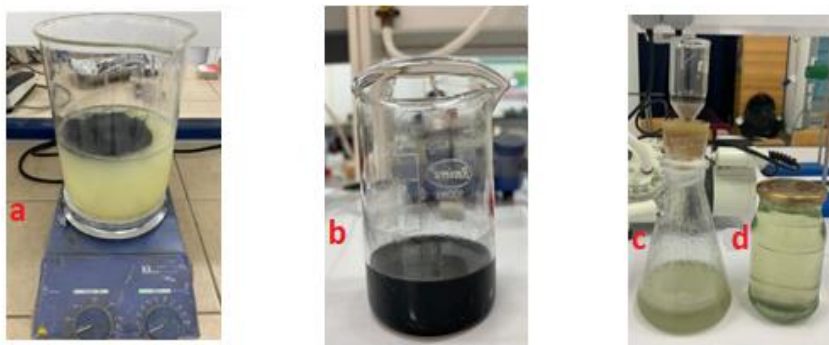


Figure 21 : Purification de l'huile

c. Décoloration : Cette étape permet l'élimination des pigments en ajoutant de la diatomite par le phénomène d'adsorption (**Figure 22**).

- Activation de la diatomite à 105°C pendant 1h (élimination de l'eau physisorbée),
- Ajout de 1g de diatomite dans 100 ml d'huile,

- Agitation pendant 1h30min,
- Filtration sous vide,
- Centrifugation à 5000tr/min pendant 15 min.

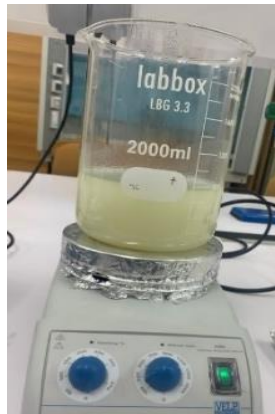


Figure 22 : Décoloration de l'huile

- d. Désodorisation :** Cette étape permet l'élimination des composés volatiles responsable des odeurs désagréables. Elle se fait par un entraînement à la vapeur d'eau des saveurs indésirables, à 200°C dans un réacteur sous vide. Dans le présent travail, cette étape n'a pas été faite car aucune odeur désagréable n'a été détectée après le lavage, la purification et la décoloration.
- e. Wintérisation :** Cette étape permet d'éliminer les cires afin de rendre l'huile limpide, elle se fait par filtration à froid de l'huile à travers des toiles qui les retiennent. Dans le présent travail, l'huile est stockée dans des flacons en verre à température ambiante, la décantation des cires commence entre 18 et 24°C, l'huile est séparée du dépôt par pipetage grâce à une pompe à pipette (**Figure 23**).



Figure 23 : Wintérisation de l'huile

I.1.3. Caractérisation de l'huile d'espadon

1.1.3.1. Rendement (R)

Le rendement est calculé selon l'équation (1) :

$$\mathbf{R = \frac{masse\ finale}{masse\ initiale} * 100 \quad eq\ (1)}$$

Tel que :

- ✓ Masse initiale : Masse de l'huile brute.
- ✓ Masse finale : Masse de l'huile raffinée.

I.1.3.2. Analyse organoleptique

L'analyse organoleptique consiste à évaluer l'huile d'espadon en examinant les critères suivants : couleur, odeur et aspect.

I.1.3.3. Analyse biochimique de l'huile raffinée

❖ **Détermination de la teneur en eau**

a. Principe

Le principe de ce paramètre est basé sur le séchage de l'huile à une température de 105°C pendant 24h.

b. Mode opératoire

- Sécher le creuset dans l'étuve à 105°C pendant 30 min,
- Peser le creuset après refroidissement dans un dessiccateur (M0),
- Transvaser 2g de l'échantillon dans le creuset et peser l'ensemble (M1),
- Mettre le creuset dans l'étuve pendant 3h à 105°C, avec le couvercle à peine fermée,
- Laisser refroidir dans un dessiccateur, puis peser l'ensemble à nouveau (M2).



Figure 24 : Détermination de l'humidité

c. Calcul :

La teneur en eau est calculée selon l'équation (2) :

$$T \text{ (H}_2\text{O) \%} = \frac{(M1 - M2)}{(M1 - M0)} * 100 \quad \text{eq (2)}$$

Tel que

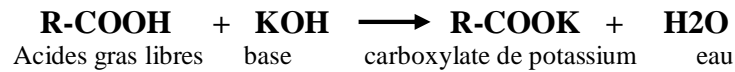
- ✓ M0 : la masse de creuset après séchage (g).
- ✓ M1 : la masse de l'ensemble (creuset + l'échantillon) avant séchage (g).
- ✓ M2 : la masse de l'ensemble (creuset + l'échantillon) après séchage (g).

❖ **Indice d'acide**

L'indice d'acide (IA) permet de déterminer le taux d'acidité (gout acré et odeur forte de l'huile). Il est le nombre de milligrammes de KOH nécessaires pour neutraliser les acides gras libres présents dans 1 g de corps gras, IA s'exprime en mg/g. L'acidité correspond à la teneur en acides gras libres.

a. Principe

Cette méthode est basée sur la neutralisation des acides gras par une solution d'hydroxyde de potassium à 0,1N en présence d'un indicateur coloré ; la phénolphthaléine.



b. Mode opératoire

- Peser 2g d'huile raffinée puis transvaser la dans un erlenmeyer,
- Ajouter 75 ml d'éthanol à 95%,
- Ajouter quelques gouttes de phénolphthaléine à 1% (indicateur coloré),
- Titrer avec une solution d'hydroxyde de potassium à 0,1N en agitant constamment jusqu'à l'obtention d'une couleur rose nette persistante au moins de 15s (**Figure 25**),
- Noter le volume de KOH.

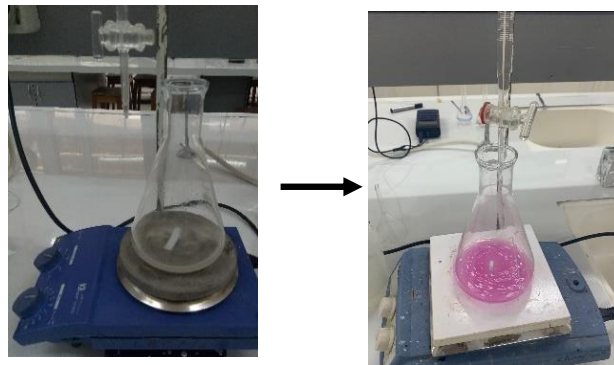


Figure 25 : Titrage avec le KOH

c. Calcul :

L'indice d'acide est calculé selon l'équation (3) :

$$\mathbf{IA} = \frac{\mathbf{(M \cdot V \cdot N)}}{\mathbf{P}} \quad \mathbf{eq (3)}$$

Tel que

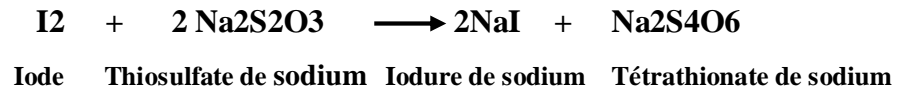
- ✓ M : masse molaire d'hydroxyde de potassium (56,1g/mol).
- ✓ N : normalité de KOH (0,1N).
- ✓ V : volume de KOH titrant.
- ✓ P : poids de la prise d'essai (2g).

❖ **Indice de peroxyde**

L'indice de peroxyde est le nombre de milliéquivalents grammes d'oxygène actifs par kilogramme d'huile oxydant l'iodure de potassium (KI), avec libération d'iode. C'est un indice d'oxydation et d'altération des matières grasses.

a. Principe

Cette méthode est basée sur le traitement de l'huile en solution dans l'acide acétique et le chloroforme par une solution d'iodure de potassium (KI), puis un titrage de l'iode libéré par une solution de thiosulfate de sodium (Na₂S₂O₃) à 0,01N.



b. Mode opératoire

- Introduire 2g d'huile dans un ballon avec 10 ml de chloroforme sous agitation,
- Ajouter respectivement 15 ml d'acide acétique et 1ml de la solution d'iodure de potassium,
- Boucher le ballon, agiter et laisser assez de temps à l'abri de la lumière (pour que les I⁻ s'oxydent en I₂) à une température comprise entre 15 et 25°C,
- Ajouter ensuite 75 ml d'eau distillée puis titrer l'iode libéré avec une solution de thiosulfate à 0,01N en agitant vigoureusement en présence de quelques gouttes d'empois d'amidon (indicateur coloré) (**Figure 26**),
- Effectuer le même travail avec un essai à blanc (**Figure 27**).

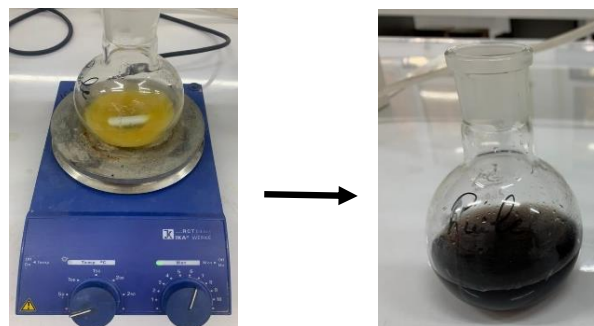


Figure 26 : Titrage avec le thiosulfate (cas de blanc)

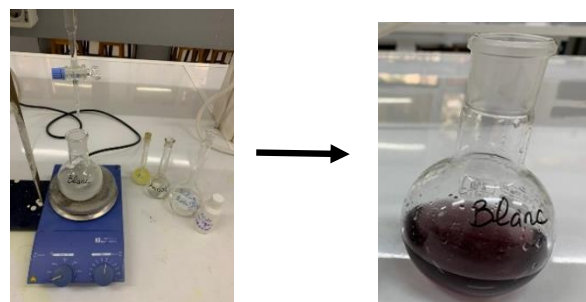


Figure 27 : Titrage avec le thiosulfate (cas de notre échantillon)

c. Calcul

L'indice de peroxyde est calculé selon l'équation (4) :

$$\text{IP} : = \frac{(V-V1) * C}{P} * 100 \quad \text{eq (4)}$$

Tel que :

- ✓ V : volume de thiosulfate de sodium nécessaire pour le dosage de l'échantillon (ml).
- ✓ V1 : volume de thiosulfate de sodium nécessaire pour l'essai à blanc (ml).
- ✓ C : la concentration de la solution titrée de thiosulfate de sodium utilisée (0,01 mol/l).
- ✓ P : masse de la prise d'essai (g).

I.1.4. Etude qualitative et semi-quantitative de l'huile d'espadon par CG-MS

La composition chimique de l'huile, a été déterminée par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (CGMS) au niveau du laboratoire d'analyse de Toxicologie de la police scientifique). L'association de ces méthodes de séparation et d'identification, permet d'étudier des mélanges complexes à l'état de traces et d'obtenir des informations sur la structure des molécules.

a. Principe

Cette technique consiste à ioniser par bombardement électronique, les molécules élues de la colonne capillaire du chromatographe en phase gazeuse dans l'enceinte sous vide du spectromètre de masse. Les cations et ions radicaux formés sont ensuite séparés d'après leur rapport (m/z) dans le champ électrique et / ou magnétique de l'analyseur, et connectés au multiplicateur d'électrons qui amplifie ce courant ionique. L'identification est réalisée par comparaison m / z formés avec ceux des spectres de la banque de données, la fiabilité de la reconnaissance est principalement donné par l'indice de qualité, en pourcentage d'adéquation du spectre du composé inconnue, par rapport au spectre de la banque de données (**Bouchonnet et al, 2004**).

➔ La transestérification des acides gras

La dérivation des acides gras en esters méthyliques est la technique la plus utilisée pour l'analyse des lipides par chromatographie en phase gazeuse. Différentes méthodes sont utilisées pour la dérivation des acides gras à partir d'une matrice lipidique complexe comme les triglycérides ou les phospholipides (**Christie.,W.W, 1989**). Les esters méthyliques sont couramment préparés par trans-estérification directe des triglycérides ou des phospholipides en présence d'un catalyseur qui est soit acide (HCl, H₂SO₄, BF₃ dans le méthanol) soit basique (méthanolate de sodium ou de potassium). Le choix de la méthode de méthylation repose en grande partie sur la présence d'acides gras conjugués dans l'échantillon.

b. Mode opératoire

Pour ce travail la méthode utilisé est la méthode basique

- Peser 1.2mg de l'huile d'espadon.
- Rajouter 1mL d'hexane et 1mL de méthanolate de potassium (solution d'hydroxyde de potassium 1N dans du méthanol).
- La phase surnageant (aqueuse) est ensuite analysée par chromatographie couplée à la spectrométrie de masse.

c. Les conditions opératoires utilisées de la technique CG/MS (à modifier)

Conditions de chromatographie en phase gazeuse	Conditions de Spectromètre de masse
Appareil : Perkin- Elmer, Clarus 680.	Appareil : TOX -001)/. Masse/ Clarus SQ8T
Appareil (Injecteur) : Splitless.	Mode d'ionisation : impact électronique
Température d'injecteur : 250°C.	Tension d'ionisation : 70 eV, basse résolution
La colonne : Elite-5MS d'une longueur de 30 m x 0,25 mm DI avec une phase stationnaire de 0,25µm.	Mode d'acquisition : ions sélectifs
Volume d'injection : 1µl.	Pression : 2,10 ⁻⁶ Torr
Débit : 1 ml/min.	Température de la source : 280°C
Température de détecteur : 280 °C.	Balayage automatique : m/z 25 à 350
Température initiale : 130°C durant 2 minutes.	Interface : Couplage direct à 280 °C
Programmation du four : -1 ^{er} palier de programmation Taux : 10°C/min Final : 180°C, -2 ^{eme} palier de programmation Taux : 3°C /min Final : 245°C (10 min), -3 ^{eme} palier de programmation Taux : 15°C/min Final : 300°C durant 5min	Multiplication : tel que requis

L'identification des composants est basée sur la comparaison des temps de rétention de chaque composant et leurs spectres de masse avec ceux de substances pures enregistrées dans la littérature, notamment dans les bases de données Wiley et NIST (National Institute of Standards and Technology). Le pourcentage de la composition de chaque constituant dans l'huile a été estimé par la méthode de normalisation des aires des pics.

I.1.5. Etude de l'activité biologique de l'huile d'espadon

1.1.5.1. Activité antioxydante

La mesure de l'activité antiradicalaire a été effectuée selon la méthode décrite par Brand-Williams (1958) et modifiée par Brand-Williams et al, 1995.

a. Principe

Cette méthode se base sur la mesure du piégeage des radicaux libres de DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl) en solution dans le méthanol. L'addition d'un antioxydant dans une solution de DPPH conduit à une décoloration de ce dernier qui est directement proportionnelle à la capacité antioxydante du produit ajouté. Cette décoloration peut être suivie par spectrophotométrie en mesurant la diminution de l'absorbance à 517 nm.

b. Mode opératoire (Figure 28)

- Préparer une série de dilution dans des tubes à essais à partir d'une solution mère de 2mg de lipides/huile d'espadon, dans 2ml de DMSO (diméthylsulfoxyde),
 - Prendre 200µl de chaque échantillon dans des tubes à essais,
 - Ajouter 600µl de méthanol,
 - Ajouter 200µl d'une solution de DPPH préparé en avance (2.96mg de DPPH dans 50ml de 99% méthanol dans une fiole ambrée),
 - Pour chaque échantillon, réaliser un blanc dans le solvant de solubilisation,
 - Incuber la suspension pendant 30 min à l'abri de la lumière et à température ambiante, puis lire l'absorbance à 517 nm,
 - Pour valider les résultats chaque essai est répété trois fois,
 - Prendre l'acide ascorbique comme témoin.
- **Préparation du témoin**
- À partir d'une solution mère de 2mg d'acide ascorbique dans 1ml de méthanol.
 - Préparer une série de dilution (10-400 µg/ml).
 - Introduire 200µl de chaque échantillon dans des cuves,
 - Ajouter 600µl de méthanol et 200µl de la solution de DPPH.
 - Incuber dans l'obscurité, à température pendant 30 minutes suivies d'une lecture d'absorbance à 517nm avec un spectrophotomètre.

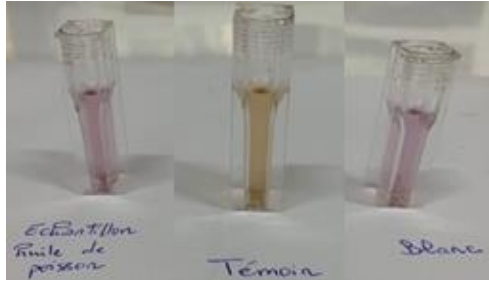


Figure 28 : Préparation des échantillons

c. Calcul

Les résultats d'absorbance obtenus ont été convertis en taux de pouvoir anti-radicalaire (% RSA ou Radical Scavenging Activity) de DPPH selon l'équation (5) :

$$\text{RSA \%} = \frac{(\text{Abs blanc} - \text{Abs échantillon})}{\text{Abs blanc}} * 100 \quad \text{eq (5)}$$

Tel que :

- ✓ Abs : absorbance a la longueur d'onde 517nm.

1.1.5.2. Activité antibactérienne de l'huile d'espadon

a. Principe

L'activité antibactérienne a été déterminée par la méthode de diffusion en milieu gélosé Mueller-Hinton (Al Akeel, 2014). Elle permet de déterminer l'activité inhibitrice de la croissance bactérienne par la mesure du diamètre d'inhibition (Sharififar et al., 2007).

b. Mode opératoire

→ Enrichissement

- À l'aide d'une anse de platine stérile, frotter doucement la surface de la souche,
- Tremper la dans le milieu BHIB (**Figure 29**),
- Incuber dans une étuve à 37°C pendant 24h.

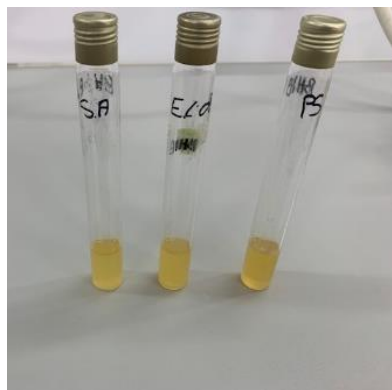


Figure 29 : Enrichissement dans le milieu BHIB.

➔ **Antibiogramme**

- Tremper aseptiquement un écouvillon stérile dans la suspension bactérienne puis ensemercer uniformément toute la surface de la boîte de gélose Mueller – Hinton,
- Après séchage de la surface, des disques de 5 mm de diamètre du papier Wattman imbibés avec l'huile d'espadon et l'oméga commercial sont déposés sur la surface des boîtes,
- Incuber dans une étuve à 37°C pendant 18 à 24 heures.

I.2. La farine d'espadon

I.2.1. Procédure d'obtention de farine d'espadon

Après avoir obtenus un gâteau de presse lors du pressage manuelle, d'autres opérations ont été effectuées successivement jusqu'à l'obtention d'une poudre homogène.

- Séchage** : cette étape a pour but de sécher et retirer l'eau présente dans le gâteau de presse par lyophilisation, elle a été réalisée dans un lyophilisateur à basse température au niveau du laboratoire de recherche marine de l'ENSSMAL à Sidi-fredj.
- Broyage et conservation** : le gâteau séché (**Figure 30**) est d'abord broyé à l'aide d'un mortier pour réduire la taille des granulés solides puis par un broyeur électrique (moulin à café) afin d'obtenir une poudre fine et homogène, la farine est ensuite stockée dans des boîtes en verre bien fermées.



Figure 30 : Broyage de la farine

I.2.2. Caractérisation de la farine d'espadon

I.2.2.1. Rendement

Le rendement se calcul selon l'équation (6) :

$$R = \frac{\text{massefinale}}{\text{masseinitiale}} * 100 \quad \text{eq (6)}$$

Tel que

- ✓ Masse initiale : Masse initiale des coproduits
- ✓ Masse finale : Masse finale de la farine obtenue.

I.2.2.2. Analyse organoleptique

L'analyse organoleptique consiste à évaluer l'huile de poisson en examinant les critères suivants : couleur, odeur et aspect.

I.2.2.3. Analyse biochimique de la farine d'espadon

❖ Détermination de la teneur en eau

a. Principe

La teneur en eau, ou teneur en humidité est la quantité d'eau que renferme un échantillon, elle est exprimée en % de masse totale de la matière humide contenue dans l'échantillon. Le principe de ce dosage est basé sur le séchage de la farine à une température de 105°C pendant 24h.

b. Mode opératoire

- Sécher le creuset dans l'étuve à 105°C pendant 30 min,
- Peser le creuset après refroidissement dans un dessiccateur (M0),
- Transvaser 2g de l'échantillon dans le creuset et peser l'ensemble (M1) (**Figure 31.a**),
- Mettre dans l'étuve pendant 24h à 105°C (**Figure 31.b**),
- Laisser refroidir dans un dessiccateur, puis peser l'ensemble à nouveau (M2).

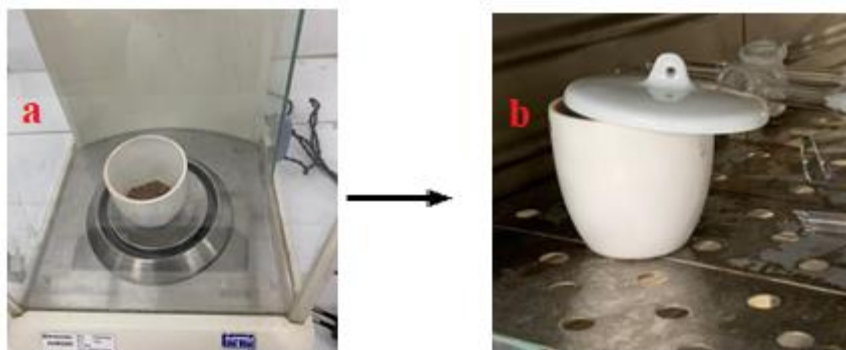


Figure 31 : Détermination de l'humidité

c. Calcul

La teneur en eau est calculée selon l'équation (7) :

$$T_{H_2O}\% = \frac{(M1-M2)}{(M1-M0)} * 100 \quad \text{eq (7)}$$

Tel que

- ✓ M0 : la masse de creuset après séchage (g).
- ✓ M1 : la masse de l'ensemble (creuset + l'échantillon) avant séchage (g).
- ✓ M2 : la masse de l'ensemble (creuset + l'échantillon) après séchage (g).

❖ **Détermination de la teneur en cendre**

a. Principe

Cette méthode permet de déterminer le taux de matières minérales contenu dans l'échantillon. Le principe est l'incinération à 600°C pendant 2h de l'échantillon séché (GUERREIRO & RETIERE, 1991/1992).

b. Mode opératoire

- Placer le creuset contenant l'échantillon après séchage (105°C Pendant 24h) dans un four à moufle à 600°C jusqu'à obtention de cendres blanches ou grises clair (2 à 3h) (Figure 32),
- Peser de nouveau l'ensemble après refroidissement dans un dessiccateur.



Figure 32 : Détermination de la teneur en cendres

c. Calcul

La teneur en matière minérale est calculée selon l'équation (8) :

$$T(\text{MM})\% = \frac{(M2 - M0)}{(M1 - M0)} * 100 \quad \text{eq (8)}$$

Tel que

- ✓ M0 : la masse du creuset après séchage (g).
- ✓ M1 : la masse de l'ensemble (creuset + échantillon) avant incinération (g).
- ✓ M2 : la masse de l'ensemble (creuset + échantillon) après incinération (g).

❖ **Dosage des lipides**

Le dosage des lipides dans la farine de l'espadon a été effectué par la méthode de Folch (1957).

a. Principe

Cette méthode est basée sur la solubilité des lipides en effectuant une extraction à froid par un mélange de solvants apolaire (chloroforme) et polaire (méthanol) (FOLCH & al, 1957).

b. Mode opératoire (Figure 33)

- Peser 2g de l'échantillon (M0) puis transvaser le dans un erlenmeyer,
- Ajouter 40 ml de chloroforme et 20 ml de méthanol,
- Laisser sous agitation pendant 60 min,
- Filtrer le mélange à l'aide d'un papier Wattman,
- Récupérer le filtrat puis transvaser dans une ampoule à décantation,
- Laisser décantation le mélange pendant 30 min,
- Peser un ballon vide séché et refroidi (M1),
- Récupérer la phase organique dans le ballon,
- Placer le ballon dans le rot à vapeur afin d'éliminer les solvants,
- Peser l'ensemble (ballon + lipides obtenus) (M2).

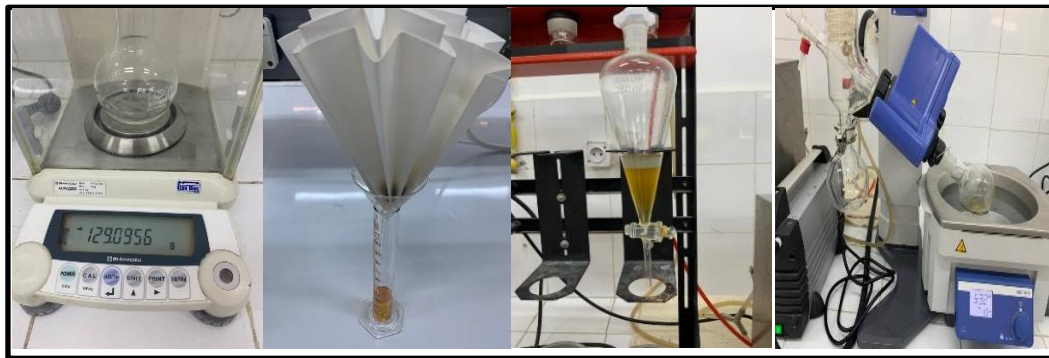


Figure 33 : Dosage des lipides

c. Calcul

La teneur en lipides est calculée selon l'équation (9) :

$$T(L)\% = \frac{(M2-M1)}{M0} * 100 \quad \text{eq (9)}$$

Tel que

- ✓ M0 : masse de la prise d'essai (g).
- ✓ M1 : masse du ballon vide (g).
- ✓ M2 : masse du ballon et lipides (g).

❖ **Dosage des protéines**

Ce dosage a été effectué par la méthode de Kjeldahl in (AKROUR-AISSOU, 2021).

a. Principe de la méthode

La méthode de Kjeldahl est une technique de détermination du taux d'azote dans un échantillon, elle est réalisée selon 3 étapes successives : minéralisation, distillation et titrage.

→ **La 1^{ère} étape est la minéralisation**

a. Principe

Cette étape vise transformer l'azote organique en azote minéral sous la forme de sels d'ammonium, après avoir dénaturé les protéines et libéré les acides aminés, ce processus est réalisé à chaud par la dégradation de la matière organique azotée sous l'action de l'acide sulfurique en présence d'un sel et des catalyseurs. La minéralisation est effectuée à l'aide d'un appareil spéciale « Inkjel » (**Figure 34**) qui est composé d'une plaque chauffante, un port matras, un thermostat, un collecteur et piègeur de fumées.

b. Mode opératoire

- Peser 2g de farine, la transvaser dans le matras de Kjeldahl,
- Ajouter successivement 7g de sulfate de potassium (K_2SO_4), 5mg de sélénium, 1ml de peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) à 60% et 10ml d'acide sulfurique commercial (H_2SO_4),
- Ajouter quelques petits morceaux de pierre ponce,
- Agiter et placer le matras dans le dispositif Inkjel sous la haute,
- Commencer la minéralisation en chauffant doucement et progressivement jusqu'à l'apparition des fumés noires,
- Continuer à chauffer jusqu'à l'obtention d'une couleur limpide,
- Laisser les matras refroidir,
- Effectuer en même temps un essai à blanc.



Figure 34 : La minéralisation

▪ **Filtration et distillation du minéralisât**

- Laisser refroidir puis filtrer chaque minéralisât dans un erlenmeyer en verre ambré gradué à bouchon et préalablement étiqueté (**Figure 35**),
- Rincer le matras avec de l'eau distillé puis filtrer et ajuster jusqu'à 100 ml,
- Conserver au réfrigérateur à 4°C.

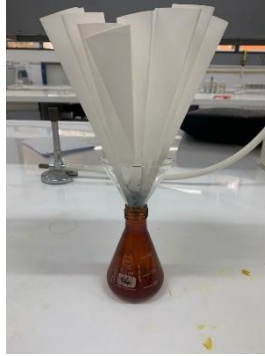


Figure 35 : La filtration du minéralisât

→ La 2^{ème} étape : La distillation

a. Principe

Cette étape a pour but de distiller l'ammoniac par entrainement à la vapeur d'eau qui est ensuite recueilli dans une solution d'acide borique, après avoir ajouté une solution de soude (NaOH) en excès pour libérer l'ammoniac sous la forme de sulfate d'ammonium ((NH₄)₂SO₄).

b. Mode opératoire

- Ajouter 20 ml de minéralisât dans un matras de kjeldahl,
- Placer le matras dans l'appareil de distillation « Behr Labor-Technit » (Figure 36),
- Ajouter 40 ml de soude (NaOH) à 40%,
- Placer un erlenmeyer de collecte contenant 20 ml d'acide borique à 4% dont le pH a été préalablement déterminé,
- Récupérer le distillat (ammoniaque entraînée à la vapeur d'eau),
- Débuter la distillation et Continuer jusqu'à obtenir 100 ml de solution (acide borique + ammoniaque entraînée à la vapeur),
- Prélever de nouveau le pH.



Figure 36 : La distillation

→ **La 3^{-ème} étape : le titrage**

a. Principe

Cette étape permet de neutraliser directement l'ammoniac piégé (sous forme de borate d'ammonium) par une solution standardisée d'acide chlorhydrique HCL et un indicateur « Tashiro ».

b. Mode opératoire

- Ajouter 10 gouttes de l'indicateur Tashiro au distillat obtenu,
- Doser la solution obtenue par d'une solution d'acide chlorhydrique 0,2N,
- A l'aide d'un pH mètre, continuer le titrage jusqu'à l'obtention du pH initial (virage du vert au violet) (**Figure 37**).

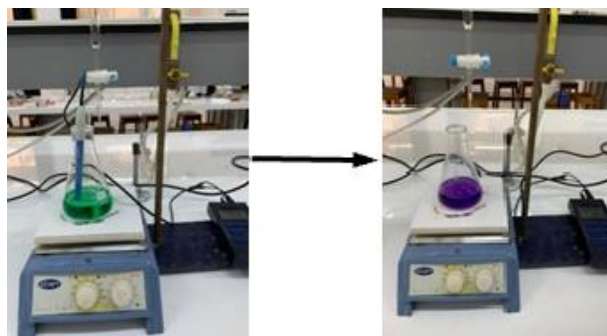


Figure 37 : Dosage par acide chlorhydrique

c. Calcul

Le taux de protéines est calculé selon l'équation (10) :

$$P\% = X \times F = \left(\frac{2.803 \times v \times 100}{1000 \times m} \right) \times F \quad \text{eq (10)}$$

Tel que :

Sachant que : 1ml d'HCl correspond à 2,803 mg de N

- ✓ X : la quantité d'azote dans 100g d'échantillon.
- ✓ m : le poids de la prise d'essai (g)
- ✓ F : facteur dépendant du type d'aliment analysé (6,25)
- ✓ V : volume d'HCL

I.2.2.4. Analyse microbiologique de la farine d'espadon

Les analyses microbiologiques alimentaires sont essentielles pour vérifier la conformité des produits par rapport à la réglementation "hygiène" en usage. Elles doivent évaluer la présence ou non des flores pathogènes et d'altération dans les aliments, et cela par isolement et identification d'un microorganisme spécifique ou par quantification d'une flore particulière présente dans l'échantillon. Les manipulations ont été effectuées dans des conditions aseptiques en veillant à

assurer les bonnes pratiques lors des analyses ainsi que l'utilisation des matériels stériles pour des résultats fiables. Ces analyses ont été réalisées sur la base de synthèse des protocoles décrits dans la littérature (Delarras, 2007).

➔ **Préparation de la suspension mère**

- Peser 1g d'échantillon (farine) dans 9 ml d'eau distillé stérile,
- Mélanger avec le vortex pendant environs 5 min jusqu'à homogénéisation.

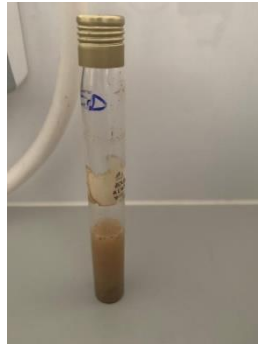


Figure 38 : Préparation de la suspension mère

➔ **Préparation des dilutions décimales**

- La solution mère préparée est considéré comme la dilution 10^{-1} ,
- Ajouter 9 ml d'eau distillé stérile aux 2 tubes qui porteront successivement les dilutions 10^{-2} et 10^{-3} ,
- Transférer aseptiquement 1 ml de la solution mère à l'aide d'une micropipette dans le tube 10^{-2} toute en évitant que la pipette pénètre dans le diluant,
- A l'aide d'une 2^{ème} pipette stérile, transférer aseptiquement 1 ml de la dilution 10^{-2} dans le tube 10^{-3} ,
- Se débarrasser de 1 ml de la dernière dilution pour garder le même volume dans les 3 tubes.

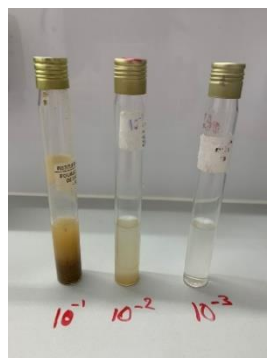


Figure 39 : Préparation des suspensions filles (dilutions)

A. Recherche et dénombrement des coliformes totaux et fécaux

a. Principe

Les coliformes sont des bactéries gram négatif qui se présentent sous forme de bacilles non sporogènes, aérobie ou anaérobie, donnant une réponse négative au test d'oxydase, capables de croître en présence de sels biliaire et capables de fermenter le lactose avec production de gaz à 35-37°C en 24 à 48h (44°C pour les coliformes fécaux ou thermo-tolérant) (**ISO 4831, 2006**). Dans notre présent travail, la méthode de recherche et de dénombrement des coliformes choisie est celle en milieu liquide par la technique NPP, qui s'effectue en faisant appel à 2 tests consécutifs :

- **Test présomptif** : le milieu utilisé est le BCPL, avec une cloche de Durham pour la recherche des coliformes totaux (milieu non sélectif).
- **Test confirmatif** : le milieu utilisé est le BLBVB, avec une cloche de Durham pour la recherche des coliformes fécaux (milieu sélectif).

b. Mode opératoire

La méthode des NPP consiste à interpréter les résultats en fonction de la position et du nombre des tubes positifs après incubation.

- **Test présomptif**
 - Préparer une série de 9 tubes contenant le milieu BCPL à raison de 3 tubes par dilution + les cloche de Durham,
 - Transvaser successivement 1 ml de la suspension mère (10^{-1}) dans chacun des trois tubes de la 1^{ère} série,
 - Puis 1 ml de la dilution 10^{-2} dans chacun des tubes de la 2^{ème} série,
 - Continuer ainsi, ajouter 1ml de la dilution 10^{-3} dans chacun des tubes de la 3^{ème} série,
 - Agiter le milieu et l'inoculum,
 - Chasser le gaz de la cloche de Durham,
 - Incuber à 37°C pendant 24 à 48h.

→ **Lecture** : un tube est considéré comme positif s'il présente à la fois :

- ✓ Un trouble microbien.
- ✓ Virage de la couleur vers le jaune.
- ✓ Présence de gaz dans la cloche de Durham ($> 1/10$ du volume de la cloche).

- **Test confirmatif**

- Préparer une série de 9 tubes contenant le milieu BLBVB à raison de 3 tubes par dilution + les cloches de Durham,
- Transvaser successivement 1 ml de la suspension mère 10^{-1} dans chacun des trois tubes de la 1^{ère} série,
- Puis 1 ml de la dilution 10^{-2} dans chacun des tubes de la 2^{ème} série,

- Continuer ainsi, ajouter 1ml de la dilution 10^{-3} dans chacun des tubes de la 3^{ème} série,
- Agiter le milieu et l'inoculum,
- Chasser le gaz de la cloche de Durham,
- Incuber à 44°C pendant 24h.



Figure 40 : Milieu BLBVB

➔ **Lecture** : un tube est considéré comme positif s'il présente :

- ✓ Un trouble microbien.
- ✓ Présence de gaz dans la cloche de Durham ($>1/10$ du volume de la cloche).

B. Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux

a. Principe

Les streptocoques sont des bactéries gram positif, immobiles, non sporulé, aérobie-anaérobie facultatifs. Les streptocoques fécaux sont recherchés et dénombrés en milieu liquide par la technique du NPP, qui est réalisé en faisant appel à 2 tests consécutifs :

- **Test présomptif** : le milieu Rothe est utilisé pour la recherche des streptocoques
- **Test confirmatif** : le milieu Eva-Litsky est utilisé pour confirmer les tubes positifs obtenus au niveau de test présomptif.

b. Mode opératoire

- **Test présomptif**
 - Préparer une série de 9 tubes contenant le milieu Rothe à raison de 3 tubes par dilution,
 - Transvaser successivement et aseptiquement 1 ml à partir de la dilution décimale 10^{-1} à 10^{-3} dans chacun des 3 tubes correspondant à la dilution donnée,
 - Bien mélanger le milieu et l'inoculum,
 - Incuber à 37°C pendant 24 à 48h.

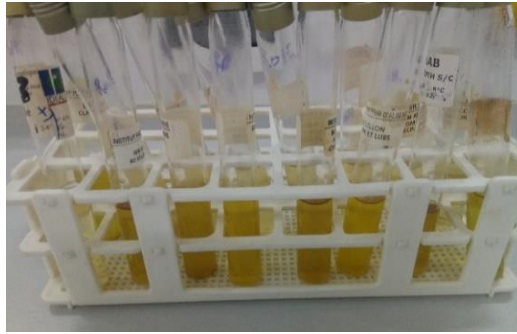


Figure 41 : Milieu Rothe

→ **Lecture** : un tube est considéré positif s'il présente :

- ✓ Un trouble microbien

▪ **Test confirmatif**

- Repiquer 1ml de chaque tube positif lors du test présomptif dans un tube contenant le milieu Eva-Litsky,
- Bien mélanger le milieu et l'inoculum,
- Incuber à 37°C pendant 24h.

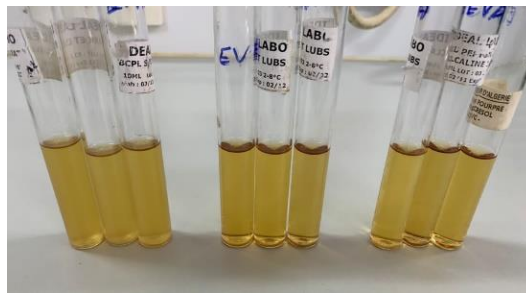


Figure 42 : Milieu Eva-Litsky

→ **Lecture** : un tube est considéré positif s'il présente

- ✓ Un trouble microbien.
- ✓ Une pastille blanchâtre ou violette au fond du tube.

L'interprétation finale des résultats se fait selon les prescriptions de la table de mac Grady (Annexe 2) en tenant compte uniquement des tubes positifs ou négatifs obtenus lors du test confirmatif
Selon l'équation suivante :

$$\text{Nombre de bactérie dans 1g de farine (UFC/ml)} = \frac{NPP (2,3)}{V_{\text{ensemencé}}} * F$$

Tel que

- ✓ NPP : Le Nombre le Plus Probable
- ✓ V ensemencé : Volume ensemencé (1 ml)
- ✓ F : Facteur de dilution (10^{-3})
- ✓ UFC : Unités Formant Colonies

C. Recherche et dénombrement des *Staphylococcus aureus*

a. Principe

Les *Staphylococcus aureus* sont des bactéries très pathogènes qui se présentent sous forme de coques arrondis Gram+ qui fermentent le lactose, aérobie-Anaérobie facultative, immobiles, non sporulés et coagulase positive (FAO, 1988). Pour la recherche des *Staphylococcus aureus*, on utilise le milieu de Baird Parker.

b. Mode opératoire

- Couler aseptiquement le milieu de Baird Parker dans 3 boîtes de pétri à raison d'une boîte pour chaque dilution 10^{-1} , 10^{-2} , 10^{-3}
- Laisser le milieu se solidifier
- Porter 2 à 3 gouttes de chaque dilution dans sa boîte,
- Avec une pipette pasteur, étaler la surface de la boîte,
- Incuber à 37°C pendant 24 à 48h.

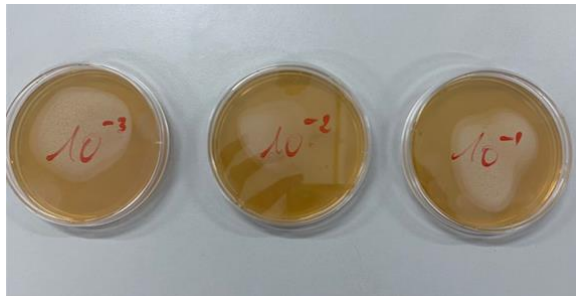


Figure 43 : Milieu Baird Parker

c. Lecture

On compte le nombre de colonies noirs rondes de diamètre de 1 à 1.5 mm

- ✓ En cas de présence de ces colonies, on passe aux tests de confirmation qui sont : la coloration gram, le test de catalase et le test de coagulase.

D. Recherche et dénombrement des *Clostridium* sulfito-réductrices

a. Principe

Les *Clostridiums* sont des bactéries qui se présentent sous forme de bacilles gram positifs, strictement anaérobies, catalase négative, capable de produire de sulfure d'hydrogène (GUIRAUD & ROSEC, 2004). La recherche des *Clostridium* sulfito-réductrices est effectuée sur un milieu contenant de gélose VF, en ajoutant 0,5 ml de sulfite de sodium et quelques gouttes de l'alun de fer avec une homogénéisation du mélange par agitation.

b. Mode opératoire

- Ajouter 5 ml de la suspension mère dans des tubes stérile,
- Mettre les tubes dans un bain-marie à 80°C pendant 10 min,

- Provoquer un choc thermique en les refroidissant rapidement sous le robinet,
- Verser aseptiquement environ 20 ml de gélose VF dans les tubes contenant 5 ml de la suspension mère pour assurer l'anaérobiose,
- Homogénéiser par un mouvement rotatoire vertical,
- Incuber à 37°C pendant 24h.



Figure 44 : Gélose VF

c. Lecture

Les colonies sont considérées comme positives si elle présente une couleur noire et de diamètre supérieur à 0,5.

E. Recherche et dénombrement des *Salmonelles*

a. Principe

Les *Salmonelles* sont des bacilles gram négatifs, aérobies-anaérobies facultatifs, mobiles mais parfois immobile, fermentative du glucose, oxydase négative et catalase positive (HUSS, 1988).

b. Mode opératoire

▪ 1^{er} enrichissement

- Ajouter 25g de farine dans 225 ml de milieu SFB dans un flacon de 500 ml,
- Ajouter 4 disques SFB,
- Agiter pendant 2 à 3 min,
- Incuber à 37°C pendant 24h.

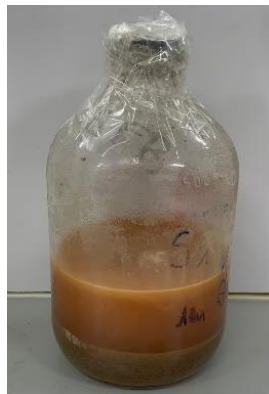


Figure 45 : Milieu SFB

→ **Lecture** : le flacon est considéré comme positif s'il présente un virage de couleur vers le jaune-orange.

▪ **1^{er} isolement**

- Tremper aseptiquement l'anse de platine dans le bouillon du 1^{er} enrichissement,
- Repiquer la prise sur la gélose hektoenen stries,
- Incuber à 37°C pendant 24h.



Figure 46 : 1^{er} isolement

▪ **2^{ème} enrichissement**

- A l'aide d'une pipette stérile, transférer 1 ml de bouillon du 1^{er} enrichissement dans un tube contenant 10 ml d'SFB,
- Ajouter 2 disques SFB,
- Incuber à 37°C pendant 24h.



Figure 47 : 2^{ème} enrichissement

▪ **2^{ème} isolement**

- Tremper aseptiquement l'anse de platine dans le tube du 2^{ème} enrichissement puis repiquer la prise sur la gélose Hektoen en stries,
- Incuber à 37°C à 24h.



Figure 48 : 2^{ème} Isolement

→ **Lecture** : les colonies sont considérées comme positives si elles présentent une couleur verdâtre.

II. Extraction du chitosane à partir de la poudre de carapaces de crevettes

Avant de pouvoir procéder à l'extraction du chitosane à partir des carapaces de crevettes, il a été nécessaire de procéder à un prétraitement se répartissant en plusieurs étapes :

II.1. Etapes de prétraitement

a. Le nettoyage : Afin d'éliminer toute trace de chair lors de la décortication des carapaces, pour optimiser l'étape de la déprotéinisation. Il a été ensuite nécessaire de procéder à un rinçage, dans le but de retirer tous les résidus de sable, microorganismes et autres substances susceptibles de s'être accrochées à la surface, avec de l'eau courante dans un premier temps puis un dernier rinçage à l'eau distillée jusqu'à l'obtention d'une eau de rinçage claire.



Figure 49 : Nettoyage des carapaces de crevettes

b. Le séchage : Le séchage s'est déroulé au CNRDPA, les coproduits ont été séchés pendant 10 à 12 heures dans un séchoir à ventilation de 37°C. Ce séchoir permet de sécher la carapace grâce aux phénomènes de convection et de conduction, éliminant ainsi l'humidité tout en préservant sa valeur.



Figure 50 : Séchage des carapaces de crevettes

c. Le broyage et le tamisage : la matière sèche a été broyée à l'aide d'un broyeur (moulin à café) puis tamisée à l'aide d'un tamis de 200µm pour avoir la poudre la plus fine possible.



Figure 51 : Broyage des carapaces de crevettes

II.2. Procédés d'extraction du chitosane

Dans le cadre du présent travail, l'extraction du chitosane (**Figure 52**) a été réalisée sur la base de synthèse des protocoles décrits dans la littérature (EATON et al., 2008, LIU et al., 2020, TRUONG et al., 2007).

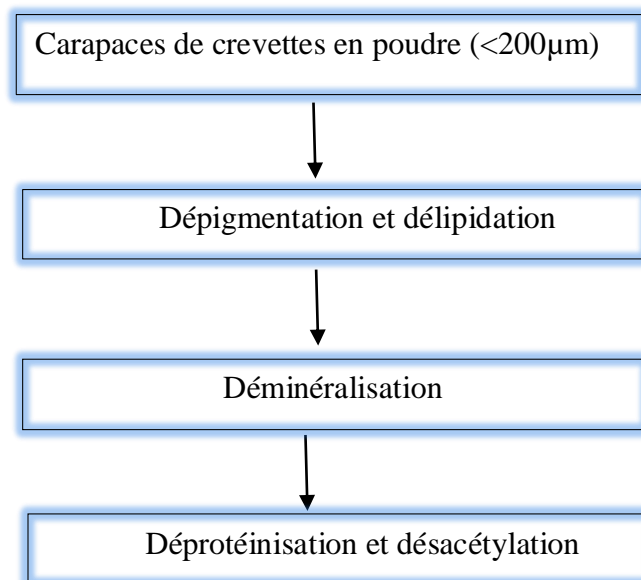


Figure 52 : Processus d'obtention du chitosane issu de la carapace de crevette

❖ Procédure d'extraction du chitosane

1. Dépigmentation et délipidation

b. Principe

Cette étape permet l'élimination des lipides et des pigments présents dans la poudre de carapaces de crevette.

c. Mode opératoire

- Laisser macérer la poudre de carapaces de crevettes dans de l'acétone/éthanol pendant 18 à 20h,
- Après macération, effectuer plusieurs lavages à l'eau distillée jusqu'à éclaircissement de la couleur de la poudre.



Figure 53 : Etape de Dépigmentation et délipidation

2. Déminéralisation

a. Principe

Cette étape permet l'élimination des minéraux présents dans la poudre de carapaces de crevettes.

b. Mode opératoire

- Récupérer la poudre séchée après l'étape de dépigmentation,
- Peser la poudre ensuite transférer la dans un bécher de 2L,
- Ajouter de l'acide chloridrique à 1N,
- Mettre le bécher sous agitation moyenne et à une température de 70°C sur une plaque chauffante magnétique, pendant plusieurs minutes,
- Filtrer le contenu du bécher à l'aide d'un papier filtre et récupérer la poudre,
- Effectuer plusieurs lavages à l'eau distillée afin de neutraliser le pH de la poudre.



Figure 54 : Etape de déminéralisation

3. Déprotéinisation et désacétylation

a. Principe

Cette étape permet l'élimination de protéines présentes dans la poudre de carapaces de crevette.

Elle est effectuée à l'aide d'une solution d'hydroxyde de sodium à 12,5N.

b. Mode opératoire

- Peser la poudre obtenue après séchage afin de déterminer la quantité de NaOH nécessaire,

- Mettre la poudre obtenue dans un bécher de 2 litres ainsi que la solution caustique sous agitation à haute température pendant quelques heures,
- Effectuer un lavage à l'eau distillée afin de neutraliser le pH.



Figure 55 : Etape de déprotéinisation et de désacétylation

II.2. Caractérisation du chitosane

II.2.1. Rendement

Le rendement est calculé selon l'équation(12) :

$$R = \frac{\text{masse finale}}{\text{masse initiale}} * 100 \quad \text{eq (12)}$$

Tel que :

- ✓ Masse initiale : Masse initiale des coproduits
- ✓ Masse finale : Masse finale de la farine obtenue.

II.2.2. Test de solubilité

a. Principe

Le test de solubilité se fait dans le but d'apercevoir la solubilité du chitosane dans l'acide acétique (FERNANDEZ-KIM, 2004)

b. Mode opératoire

- Dissoudre 0,1g du chitosane en poudre dans 10 ml d'une solution d'acide acétique à 1%,
- Agiter constamment pendant quelques minutes à température ambiante jusqu'à sa solubilisation.

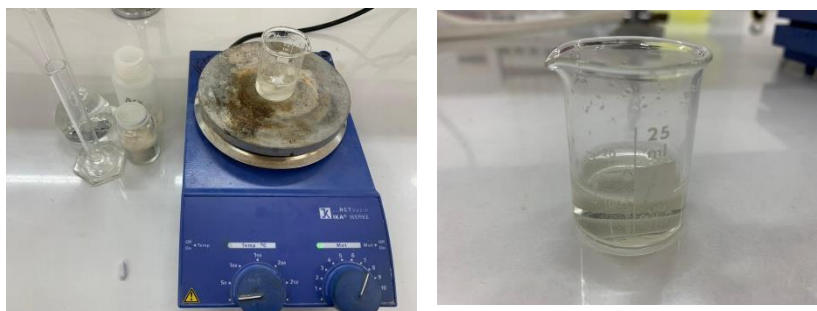


Figure 56 : Test de solubilité

III. Encapsulation de L'huile d'espadon

L'encapsulation de l'huile est réalisée au niveau du laboratoire de biochimie de l'école supérieur des sciences de la mer et de l'aménagement du littoral, Alger. Nous avons effectué deux méthodes qui sont :

III.1. Encapsulation par émulsification

a. Principe

Cette micro-encapsulation en milieu dispersant liquide est faite par émulsion type H/E contenant une solution polymérique (solution de chitosane) comme phase hydrophile et l'huile de l'espadon comme phase lipophile, ce système est stabilisé par l'ajout d'un tensioactif : TWEEN 80 et réticulé dans le formaldéhyde.

b. Mode opératoire

1. Préparation de la solution polymérique

- Préparer une série de solution de chitosane à raison de 1%,2% et 3% dans 10 ml d'acide acétique comestible (vinaigre) à 0,1N,
- Ajouter le TWEEN 80 à raison de 1% (V/V),
- Mettre sous agitations pendant 15 min (**Figure 43.a**).

2. Dispersion de l'huile de l'espadon dans la solution polymérique.

- Ajouter successivement 3 ml d'huile d'espadon dans 7 ml de solution polymérique,
- Mettre sous agitations pendant 2h (**Figure 43.b**).

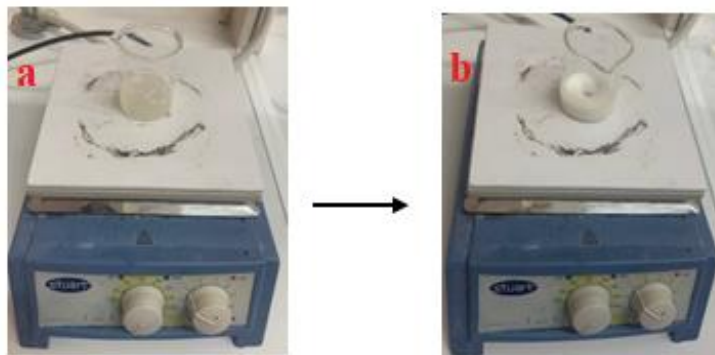


Figure 57 : Préparation de l'émulsion

3. Réticulation

- Introduire avec une seringue l'émulsion préparée dans une solution de formaldéhyde en formant de petites billes,
- Laisser les billes réticuler pendant 5 à 10 min,
- Laver les billes avec de l'eau distillée.



Figure 58 : Réticulation des billes

III.2. Encapsulation par gélification ionotrope avec les ions de calcium

a. Principe

Cette encapsulation est réalisée par injection du principe actif dans un mélange de deux solutions polymériques réticulé dans une solution de CaCl_2 (PERETZ et al, 2009).

b. Mode opératoire

1. Préparation des solutions polymériques.

- Préparation d'une solution d'alginate contenant 0,25 g de l'alginate dans 10 ml d'eau distillé,
- Préparation d'une solution de chitosane contenant 0,25 g de chitosane dans 10 ml dans du vinaigre (à 0.1N de CH_3COOH).

2. Mélange des deux solutions polymériques

- Mélanger les deux solutions polymériques,
- Ajouter 0,1 g de TWEEN 80,
- Mettre sous agitation pendant 2h.

3. Réticulation

- Préparer une solution de chlorure de calcium contenant 18g de CaCl_2 dans 100 ml d'éthanol 90%,
- Introduire avec une seringue la solution préparée dans la solution de chlorure de calcium en formant de petites billes,
- Laisser les billes réticulées pendant 5 à 10 min,
- Laver les billes avec de l'eau distillé puis les stockées dans une boîte stérile (**Figure 59**).



Figure 59 : Formation des capsules

4. Injection de l'huile d'espadon

- Injection d'huile d'espadon dans la capsule (**Figure 60**).



Figure 60 : Injection de l'huile d'espadon

CHAPITRE III. RESULTATS ET DISCUSSION

I. L'huile d'espadon

I.1. Caractérisation de l'huile d'espadon

I.1.1. Rendement

L'extraction de l'huile à partir des coproduits de l'espadon (tête, intestin, nageoires) réalisé au niveau du laboratoire de biochimie de l'ENSSMAL, a permis d'obtenir un rendement de 30,70 % d'huile raffinée.

I.1.2. Analyses organoleptiques

La qualité organoleptique de l'huile d'espadon est décrite dans le tableau ainsi que la figure ci-dessus : (Tableau 6), (Figure 61).

Tableau 6 : Analyse organoleptique de l'huile d'espadon.

Paramètre organoleptique	L'huile d'espadon
Aspect	Limpide
Couleur	Jaune, doré clair
Odeur	Poisson (pas très prononcée)

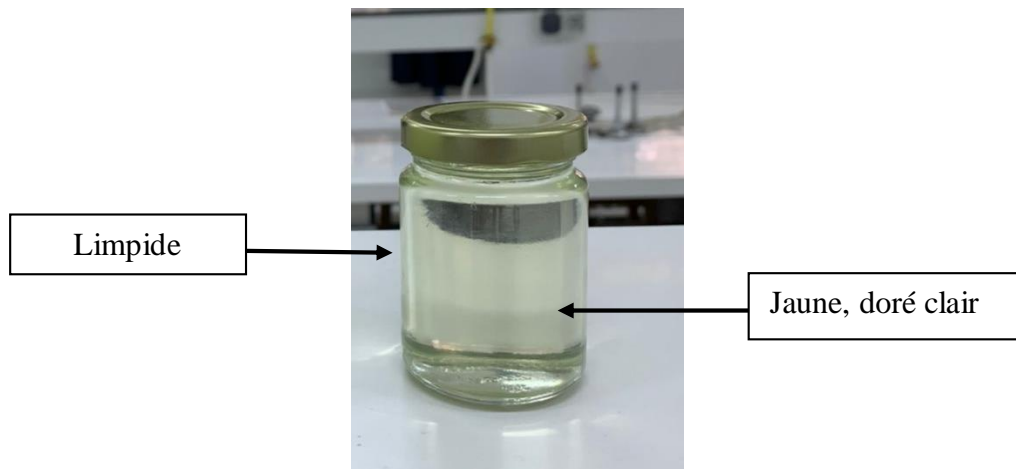


Figure 61 : Huile d'espadon raffinée

I.1.3. Analyse physicochimique

❖ **Teneur en eau** : cette analyse permet de rendre compte du taux de l'eau contenue dans l'échantillon. Dans le présent travail, le pourcentage d'eau dans l'huile est de 0,9% d'eau, ce qui prouve que les molécules d'eau restantes après la décantation ont été adsorbées pendant les étapes d'utilisation de charbon actif et de la diatomite.

- ❖ **Indice d'acide** : cet indice permet de juger l'état de détérioration des acides gras libres et de vérifier l'état de conservation de la matière grasse. Dans le présent travail, la valeur de cet indice est de 1,12 mg de KOH/g, il est selon la commission du codex Alimentarius (2015) conforme à la norme (≤ 3 mg KOH/g), ce qui indique l'efficacité du processus de raffinage.

- ❖ **Indice de peroxyde** : cet indice permet l'évaluation de degré d'oxydation des acides gras insaturés présente dans les huiles ; plus il est élevé plus la matière grasse est oxydée. Dans notre cas sa valeur est de 5,2 méq d'O₂/Kg. Selon la commission du codex Alimentarius (2015), cette valeur est proche de la norme (5 méq d'O₂/ Kg), ce qui indique une bonne conservation de l'huile.

I.2. Etude qualitative et quantitative de l'huile d'espadon par CG-MS

La détermination des propriétés physico-chimiques est une étape nécessaire mais demeure non suffisante pour caractériser les huiles végétales ou animales. Il est donc nécessaire de la compléter par des analyses chromatographiques : GC/SM, ces dernières, sont souvent utilisées comme moyen complémentaire pour l'analyse et l'identification qualitative et quantitative

Les acides gras présents dans l'échantillon sont identifiés grâce à leur temps de rétention et leur spectre de masse. Une comparaison avec des molécules de références pour les identifier est possible grâce à l'utilisation d'une banque de données. Pour certains acides gras polyinsaturés peu communs, il est parfois nécessaire d'effectuer des dérivations pour identifier spécifiquement la position des insaturations.

L'analyse qualitative et semi-quantitative de l'huile a été effectuée par CPG/SM en impact électronique (IE) sur une phase stationnaire apolaire Elite-5MS (Poly méthyle siloxane, 30m x 0,25mm x 0,25µm). L'identification a été réalisée par comparaison avec les spectres de masse déjà référenciés et à ceux de la banque de spectres (Nist02, 11 et Wiley 07).

Les composés identifiés, leurs temps de rétention ainsi que leurs teneurs relatives sont reportés dans le Tableau 7. Pour la composition semi quantitative des constituants, nous avons admis que le détecteur à ionisation de flamme réagissait de manière identique à tous les composés et que leurs coefficients de réponse étaient tous égaux à l'unité. Le chromatogramme obtenu est représenté sur la figure 62.

L'analyse chromatographique a permis d'identifier 15 constituants d'acide gras représentant 96,30 % de l'huile totale. D'une manière générale, l'huile d'espadon est constituée principalement des acides gras saturée dont le prédominant est l'acide stéarique (4,16 %), d'acides gras monoinsaturé

dont le majoritaire est l'acide oléique (38,56%) suivi de l'acide palmitoléique (17,65%) ; et polyinsaturé l'acide docosahexaénoïque DHA (15,47%). La composition chimique en famille révèle un pourcentage élevé de 40,93 % en oméga 9 suivi de 20,97 % d'oméga 3, de 17,65% d'oméga 7 et de 0,63 % en oméga 6.

Au-delà des bénéfices nutritionnels des oméga 3 (DHA et EPA), L'acide oléique connu comme le principal représentant d'oméga 9, contribue généralement à la diminution de risque de maladies cardiovasculaires. Alors que l'acide palméoléique, en étant un oméga 7, possède un effet anti-inflammatoire remarquable. A la lumière de ces résultats, l'huile d'espadon est riche en éléments indispensables au bon fonctionnement de notre organisme et peut être utilisé comme un excellent complément alimentaire.

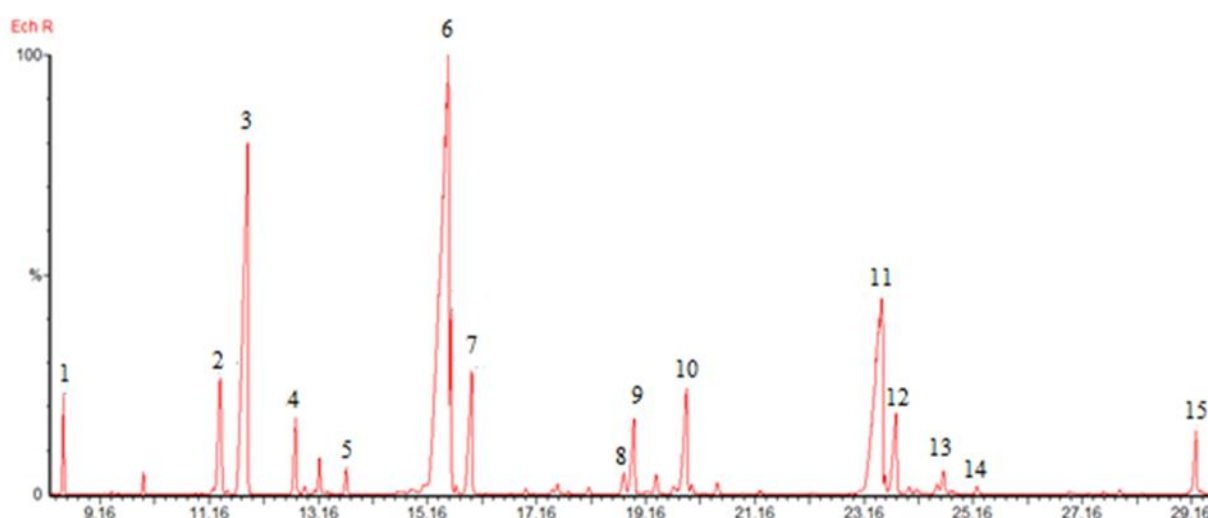
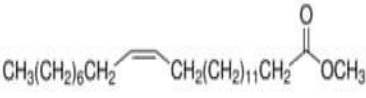


Figure 62 : Chromatogramme de l'huile d'espadon

Tableau 7 : Composition chimique en acide gras de l'huile d'espadon

N°	Composés	Nature AG	%
1	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{12}-\overset{\text{O}}{\parallel}{\text{C}}-\text{OCH}_3$ Tétradécanoate de méthyle / myristate de méthyle → Acide myristique	AG Saturé	1,51
2	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{13}-\overset{\text{O}}{\parallel}{\text{C}}-\text{OCH}_3$ pentadécanoate de méthyle C ₁₅ H ₃₀ O ₂ → Acide pentadécylique	AG Saturé	3,76
3	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_5\text{CH}=\text{CH}(\text{CH}_2)_6\text{CH}_2-\overset{\text{O}}{\parallel}{\text{C}}-\text{OCH}_3$ Cis-9-Méthyl hexadécanoate /palmitoleate de méthyle (oméga 7) → Acide palmitoléique	AG Mono insaturé	17,65

 <p>15</p>	<p>Cis-15-tetacosenoate de méthyle/nervonate de méthyle (omega 9) → Acide Nervonique</p>	<p>AG Monoinsaturé</p>	<p>1,70</p>
<p>Tr : % < 0.05 ; AG : acide gras ; Le pourcentage de la composition de chaque constituant dans les huiles a été estimé par la méthode de normalisation des aires des pics.</p>			

I.3. Etude de l'activité biologique de l'huile d'espadon

I.3.1.1. Activité antioxydante d'huile d'espadon

L'activité antioxydante in vitro de l'huile d'Espadon a été évaluée selon le test au DPPH. Les résultats obtenus sont représentés dans la figure 63, elle illustre respectivement l'activité antioxydante de l'huile d'Espadon, de l'oméga 3 commercial et de l'acide ascorbique, pour une concentration de 1mg/ml, traduite par le pourcentage d'inhibition (%). L'huile d'Espadon réduit la concentration du radical libre, avec un pourcentage d'inhibition faible (17 %) comparé à celui de l'acide ascorbique qui est de 92,98%. L'activité de l'oméga 3 commercial évaluée dans les mêmes conditions (27 %) est assez proche de celle de l'huile d'espadon, mais faible par rapport à celle de l'acide ascorbique.

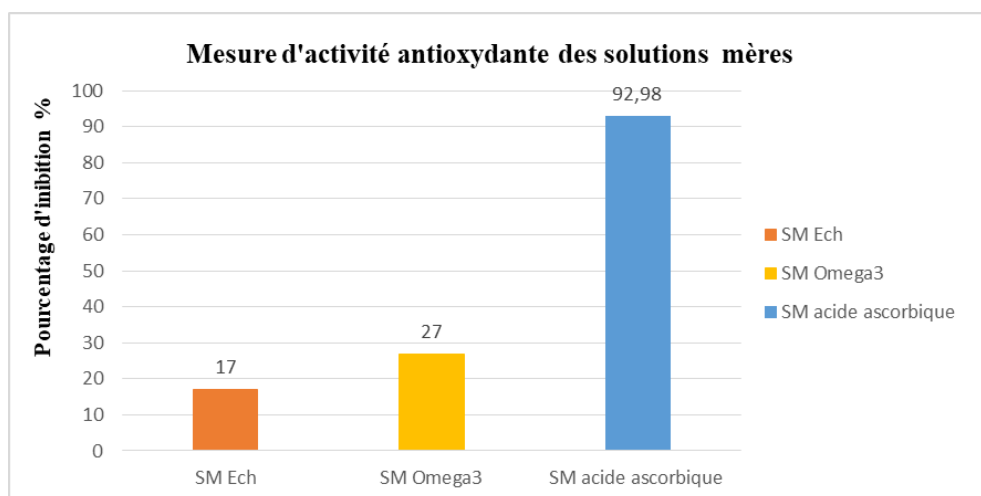


Figure 63 : Activité antioxydante des solutions mères

L'activité antioxydante a été évaluée à partir d'une gamme de concentration allant de 10-1000µg/ml de l'huile d'espadon et de l'acide ascorbique. La figure 63, représentant le pourcentage de capture du radical en fonction des concentrations a permis de calculer par régression linéaire à partir de l'équation des droites la IC₅₀ qui est la concentration nécessaire pour éliminer 50% des radicaux libres. Les valeurs en IC₅₀ sont regroupées dans le tableau 8.

Tableau 8 : Activité antioxydante de l'huile de l'espadon

Echantillon	Equation de droite	Erreur	IC ₅₀
Acide ascorbique	$y = 0,1206 x + 35,203$	$R^2 = 0,9844$	$122,69 \pm 0,81 \mu\text{g/ml}$
Huile d'espadon	$y = 0,018 x - 1,1144$	$R^2 = 0,9981$	$2839,69 \pm 1,43 \mu\text{g/ml}$

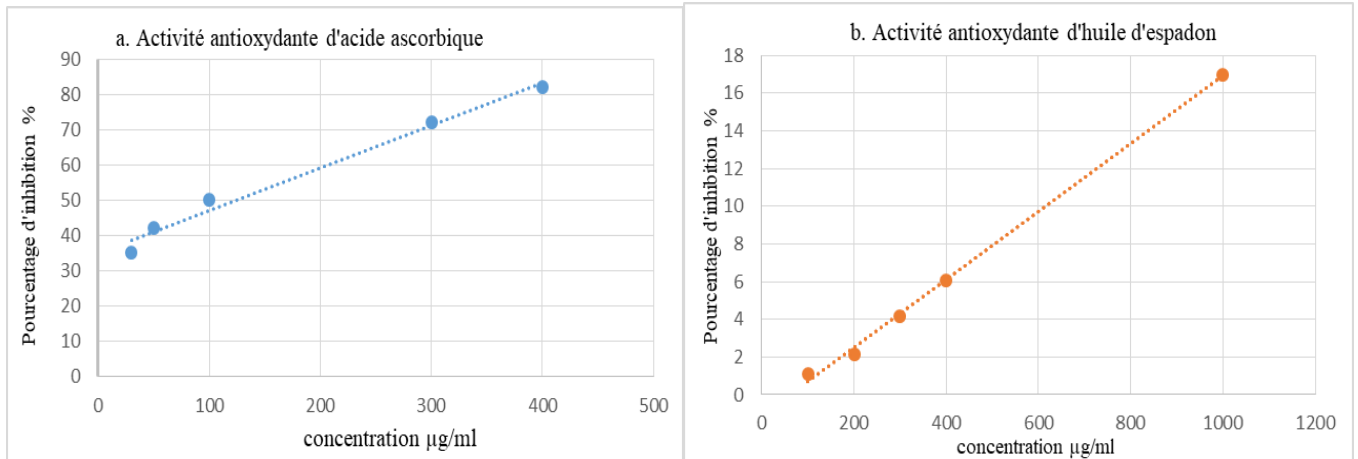


Figure 64 : Activité antioxydante d'acide ascorbique et d'huile d'espadon

Au vu des résultats, l'activité de l'huile d'espadon est très faible avec une concentration IC₅₀ de 2839,69µg/ml contre 122,69µg/ml pour l'acide ascorbique, ceci est peut-être dû à la composition de l'huile d'espadon.

I.3.2. Activité antibactérienne de l'huile d'espadon

L'analyse antibactérienne de l'huile d'espadon et de l'oméga 3 commercial a permis de conclure (Figure 64) que les deux échantillons ne possèdent aucune activité antibactérienne face aux germes testés (*Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Pseudomonas*).

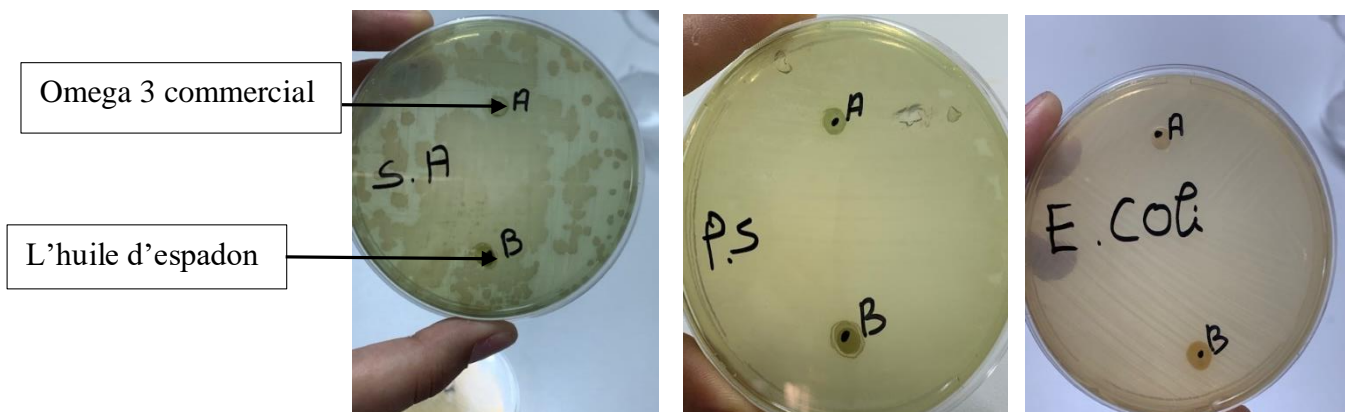


Figure 65 : Résultats de l'activité antibactérienne de l'huile d'espadon

II. La farine d'espadon

II.1. Caractérisation de la farine d'espadon

II.1.1. Rendement

Le rendement (R) obtenu pour la farine d'espadon extraite à base des coproduits d'espadon est de 9,26 %. Selon **GUERREIRO et RETIERE (1992)**, la perte de poids de la farine est essentiellement due à l'élimination d'eau qui constitue 75% du produit frais.

II.1.2. Analyse organoleptique

La qualité organoleptique de la farine d'espadon est décrite dans le tableau ainsi que la figure ci-dessous (**Tableau 9**) (**Figure 66**).

Tableau 9 : Analyse organoleptique de la farine d'espadon.

Paramètre organoleptique	La farine d'espadon
Aspect	Poudre
Couleur	Marron foncé
Odeur	Poisson

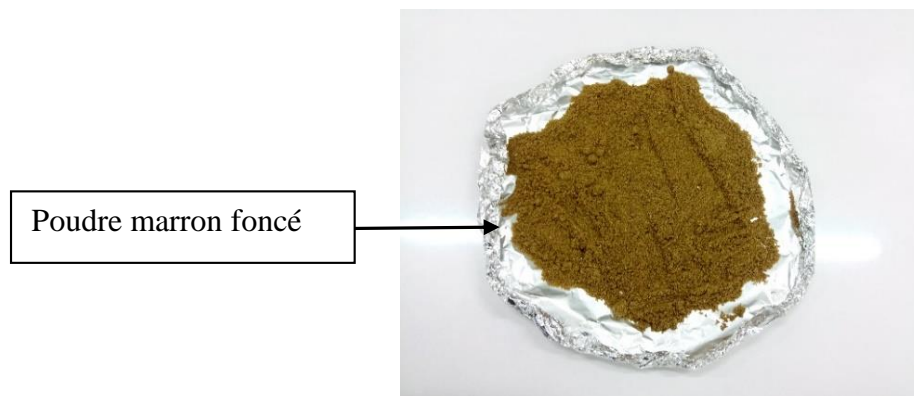


Figure 66 : La farine d'espadon

II.1.3. Analyse biochimique de la farine d'espadon

La valeur nutritive de la farine d'espadon est estimée par la détermination de sa composition finale : teneur en eau, matières minérales, lipides et protéines. Le tableau 10 présente une comparaison entre notre farine et celle d'une farine de poisson traitée par Guerreiro et ses collaborateurs (**GUERREIRO et al, 1992**).

Tableau 10 : Comparaison entre la composition de la farine d’espadon avec celles de (GUERREIRO et al, 1992)

Paramètre biochimique	La farine d’espadon	Variation des farines de poisson	Moyenne
Teneur en eau	3,38 %	6-15 %	11 %
Teneur en cendres	14,11 %	17.2-25.8 %	22,3 %
Teneur en lipides	62,55 %	1.7-5.9 %	3,6 %
Teneur en protéines	3,15 %	55-71 %	63 %

❖ **Teneur en eau**

Selon **GUERREIRO & RETIERE (1992)**, la teneur en eau de la farine de poisson ne doit pas dépasser les 15% car au-delà de cette valeur le risque d’apparition des moisissures et des germes augmente, ce qui provoquera forcément une altération du produit. Pour notre farine la teneur en eau est de 3,38%, ce qui indique l’élimination majoritaire des traces d’eau par lyophilisation.

❖ **Teneur en cendres**

Le pourcentage en cendre s’inscrit dans l’intervalle (17,2-25,8%) selon **GUERREIRO & RETIERE (1992)**. Notre analyse révèle une teneur de 14,11% (sans les os de la tête), ce qui est logique car la tête de poisson est le principal foyer de la matière minérale sachant que la plupart des minéraux de la matière première restent dans la farine, alors que certains éléments dont les vitamines liposolubles A et D sont extraits avec huile.

❖ **Teneur en lipides et en protéines**

Les résultats de ces analyses indiquent des teneurs en protéines de 3,15%, et en lipides de 62,22 %. Selon **GUERREIRO & RETIERE (1992)**, La teneur en matière grasse est très différente d’une espèce à une autre, ainsi que sur le même individu, la plage de variation est aussi très importante en fonction de la saison et de l’âge du poisson. Cette richesse en lipides permet d’utiliser cette farine comme complément alimentaire afin d’enrichir des aliments existants pauvre en lipides destinés soit à l’alimentation aquacole, selon le besoin de l’espèce.

Toutefois ce travail nécessite qu’il soit repris afin de vérifier les conditions de travail (manipulation, appareils, techniques) obtenus concernant les teneurs en protéines et lipides.

II.1.4. Analyse microbiologique de la farine

La qualité microbiologique de la farine de poisson valorisé dépend en premier lieu de la qualité microbiologique de la matière première et de l’hygiène de la transformation Le contrôle microbiologique repose sur la vérification de la conformité de la farine avec les normes, en plus

de la détection des germes bactériennes pouvant représenter un danger pour la santé humaine et animal. Les résultats obtenus sont illustrés dans le tableau ci-dessous (**Figure 12**).

Tableau 11 : Résultats d’analyses microbiologiques de la farine d’espadon.

Farine d’espadon	10 ⁻¹			10 ⁻²			10 ⁻³		
Coliforme totaux	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Coliforme fécaux	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Streptocoques fécaux	+	+	+	-	-	-	-	-	-
Staphylococcus aureus	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Clostridium sulfito-réductrice	0			0			0		
Salmonelle	Absence dans 25g			Absence dans 25g			Absence dans 25g		

Dans le présent travail la farine des coproduits de l’espadon, on remarque une absence totale des germes test (coliformes totaux, fécaux) et pathogènes (*Staphylococcus aureus* et *Salmonelle*) ainsi que un dénombrement négligeable (0,23 UFC) des streptocoques fécaux qui est du probablement au fautes de manipulation. La qualité du produit est satisfaisante puisque toutes les valeurs sont inférieures à la limite (Annexe 1) pour le dénombrement et absence pour les germes pathogènes recherchés.

III. Le chitosane

III.1. Caractérisation du chitosane

III.1.1. Rendement

Selon Özogul, Les rendements massiques varient en fonction de plusieurs facteurs tels que : la méthode d’extraction, l’espèce utilisée, les saisons et les conditions environnementales (zones de pêche) (ÖZOGUL et al, 2018). Le chitosane (**Figure 66**) obtenu après déminéralisation, déprotéinisation et désacétylation des coproduits de crevettes (*Aristeus antennatus*), est d’un rendement massique de 5,44 %



Figure 67 : Chitosane issue de 100g de carapace de crevette rouge

III.1.2. Test de solubilité

Le chitosane est presque insoluble dans l'eau et dans les solutions alcalines aussi bien concentrées que diluées. Cependant il est soluble dans les acides faiblement dilués. Le chitosane produit à partir de carapaces de crevettes se solubilise parfaitement dans l'acide acétique 1%, la solution est translucide avec un aspect très visqueux (**Figure 67**).



Figure 68 : Résultat du test de solubilité du chitosane

VI. L'encapsulation du l'huile d'espadon avec le chitosane

D'après les essais effectués, la solution idéale de chitosane pour former des microcapsules est la solution préparée à raison de 3% de chitosane, on a remarqué que à chaque ajout du chitosane les microcapsules commencent à prendre forme et se réticule parfaitement or les microcapsules obtenues étaient moins rigides que les capsules formées qu'à partir du mélange de deux polymères (chitosane ; alginate) qui étaient résistantes même après injection de l'huile à l'intérieur.

Selon **Ben Adjali & Ziouche (2016)**, l'encapsulation de composés bioactifs représente une approche réalisable et efficace pour moduler la libération du principe actifs, augmenter la stabilité physique de ces substances, les protéger contre les interactions avec l'environnement, améliorer leur bioactivité, réduire la toxicité et leur volatilité.

Dans le cas d'une microencapsulation, les microcapsules puissent garantir une excellente protection des huiles essentielles contre la dégradation ou l'évaporation.

CONCLUSION GENERALE

Conclusion générale

La transformation de produits marins destinés à la consommation humaine génère d'importantes quantités de rejets qui posent à la fois des problèmes économiques et environnementaux. Il est donc nécessaire de traiter ces rejets de la même manière que les produits car ils recèlent de composés d'intérêts notamment pour couvrir les besoins nutritionnels des poissons en enrichissant leur chair en acides gras polyinsaturés, bénéfiques pour la santé humaine.

Au cours de ce travail nous avons valorisé les coproduits d'espadon pour fabriquer des compléments alimentaires destinés à l'alimentation humaine et aquacole et ceux de la crevette rouge à des fins d'encapsulation.

A partir des coproduits de l'espadon nous avons pu extraire l'huile par une méthode conventionnelle qui est le pressage humide, ensuite l'huile obtenue a subi un long processus de raffinage pour éliminer toute substance susceptible de présenter un danger pour le consommateur. L'huile raffinée subit par la suite une série d'analyses organoleptiques et physicochimiques, une identification par CGSM ainsi qu'une exploration de quelques activités biologiques telles que l'activité antioxydante et antibactérienne.

Les résultats obtenus révèlent une bonne qualité d'huile et sa conformité aux normes de la FAO, un pourcentage d'acide gras ; de 40,93 % en oméga 9 suivi de 20,97 % d'oméga 3 et de 17,65% d'oméga 7. Par ailleurs son activité antioxydante est proche de celles des capsules commercialisées et les deux ne contiennent aucune activité antibactérienne.

Pour la pâte obtenue lors du procédé d'extraction de l'huile, que nous avons transformé en farine s'est avérée être de bonne qualité organoleptique et nutritionnel, avec une qualité microbiologique satisfaisante et à forte teneur en lipide (62,22%), Ce qui permet d'utiliser cette farine comme complément alimentaire afin d'enrichir des aliments existants pauvre en lipides destinés selon la demande de l'espèce à l'alimentation aquacole.

A partir des coproduits de la crevette nous avons pu extraire le chitosane afin d'effectuer des tests d'encapsulation de l'huile des coproduits d'espadon, nous avons observé que les billes obtenues retiennent parfaitement l'huile à l'intérieur

Perspectives

- L'huile et la farine de poisson extraits de l'espèce étudiée suggère des utilisations dans la formulation des compléments alimentaires à diverses destinations ;
- Suivre l'effet de ces aliments sur les poissons ;
- Etudier l'activité anti-inflammatoire de l'huile obtenue ;
- Caractérisation et contrôle de qualité du chitosane obtenue

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Références bibliographiques

- **AKROUR-AISSOU C. (2021).** Polycopié des Travaux pratiques 4^{ème} année aquaculture, Nutrition. ENSSMAL.
- **ALICLI T. Z., and ORAY I. K. (2001).** Age and growth (*Xiphias gladius* L., 1758) in the eastern Mediterranean sea. Col. Vol. Sci. Pap. ICCAT, 52(2): p.p.698-707.
- **ARVANITOYANNIS I.S., KASSAVETI A. (2008).** Fish industry waste: treatments, environmental impacts, current and potential uses. International Journal of Food Science and Technology 43(4): p.p.726-745.
- **BEN ADJALI Z., ZIOUECHE M. (2016).** Encapsulation du D-limonène et évaluation de son activité antimicrobienne en vue de son utilisation comme conservateur alimentaire. Thèse de doctorat. Pharmacie. Tizi-Ouzou. Université de Mouloud MAAMERI.
- **BEN AMAR C. (2019).** Chitosan: Properties, Modifications and Food Nanobiotechnology. Procedia Manufacturing 46: p.p.652-658. [En ligne]. [Consulter le 20/05/2022]. Disponible sur le site web: [doi : 10.1016/j.promfg.2020.03.093](https://doi.org/10.1016/j.promfg.2020.03.093)
- **BONILLA-MENDEZ J.R., HOYOS-CONCHA J L. (2018).** Methods of extraction, refining and concentration of fish oil as a source of omega-3 fatty acids. Ciencia y tecnología agropecuaria 19 (3) : p.p.645-668. [en ligne].[Consulter le 03/04/2022].Disponible sur le site web : http://dx.doi.org/10.21930/rcta.vol19_num2_art:684
- **BOUALEM Z., HOCINE A. (2018).** Valorisation biotechnologique des coproduits de crevette rouge *Aristeus antennatus* (Risso, 1816) : Etude du pouvoir antioxydant et antimicrobien du chitosane. Mémoire de Master. Bioressource marine. Mostaganem. Université Abdehamid Ibn Badis.
- **BOUCHONNET S., LIBONG D. (2004).** Le couplage chromatographie en phase gazeuse-spectrométrie de masse. l'actualité chimique, n° 275.
- **BOURSEAU P. (2011).** Journée valorisation des produits de la mer - salon Itechmer, Lorient, 127.
- **BRAND-WILLIAMS W., BERSET C. (1995).** Use of a free radical method to evaluate antioxydant activity. LWT - Food Science and Technology 28(1): p.p.25-30.
- **COMMISSION DU CODEX ALIMENTARIUS. (2015).** Programme mixte FAO-OMS sur les normes alimentaires. Centre internationale de conférence. Genève, Suisse.

Références bibliographiques

- **CORREA C., TEJEDA A. et al. (2017).** Cinética de esterificación enzimática de ácidos grasos poliinsaturados N-3 a glicerol: mecanismo ping-pong multi-sustrato multi-producto. *Revista Mexicana d'Ingeniería Química* 16 (3) : p.p.805-812.
- **CHRISTIE W. W. (1989).** *Gas chromatography and lipids.* Scotland : The oily press. p.p.64-84.
- **CPS. (2014).** La valorisation des co-produits de poisson. Note d'orientation de la Secrétariat général de la Communauté du Pacifique, p.21.
- **DAHMANI.K., ZADI.K. (2019).** Synthèse, caractérisation et modification du chitosane. Application dans l'élimination du bleu de méthylène par adsorption. Mémoire de Master. Génie Chimique. Bouira. Université AKLI MOHAND OULHADJ.
- Décret exécutif n° 12-214 du 23 JomadaEthania 1433 correspondant au 15 mai 2012.
- **DELARRAS C. (2007).** *Microbiologie pratique pour le laboratoire.* Paris : Lavoisier.p.476
- **EATON P., FERNANDES J. C. et al (2008).** Atomic force microscopy study of the antibacterial effects of chitosans on *Escherichia coli* and *Staphylococcus aureus*. *Ultramicroscopy*, 108(10) : p.p.1128-1134
- **FAO. (1988).** *Le poisson frais. Qualité du poisson et altération de la qualité.* P.142. Rapport d'actualité. Rome : FAO.
- **FAO. (2020).** *La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2020.* Rapport d'actualité. Rome : FAO.
- **FAO. (2021).** *Perspectives agricoles de l'OCDE et de la FAO 2021-2030.* Rapport d'actualité. Rome : FAO.
- **FERRARO V., CARVALHO A. P. et al. (2013).** Extraction of high added value biological compounds from sardine, sardine-type fish and mackerel canning residues-A review. *Mat. Sci. Eng* 33(6): p.p.3111-3120.
- **FERNANDEZ-KIM, S.-O. (2004).** Physicochemical and functional properties of crawfish chitosan as affected by different processing protocols. Mémoire de Master. Food Science.US. Louisiana State Université.
- **FOLCH J., LEES M. et al. (1957).** A simple method for the isolation and purification of total lipides from animal tissues. *J Biol Chem* 226(1) : p.p.497-509.

Références bibliographiques

- **GHSEMIAN S., SAHRI M. A. et al. (2016).** Omega-3 polyunsaturated fatty acids concentration using synthesized poly-vinylidene fluoride (PVDF) asymmetric membranes. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 93(9) : p.p.1201-1210.
- **GOVENDER A., EIST R.V. et al. (2016).** Swordfish: Global Lessons.p.29.
- **GUERREIRO M., RETIERE L. (1992).** Analyse de la variation de la composition de la farine élaborée à l'usine de transformation du poisson, Interpêche. Dans *ETUDE DE LA FARINE DE POISSON*. Saint-Pierre et Miquelon.
- **GUESNET P., ALESSANDRI J. et al. (2005).** Les rôles physiologiques majeurs exercés par les acides gras polyinsaturés (AGPI).
- **GUIRAUD J.-P., ROSEC J.-P. (2004).** Pratique des normes en microbiologie alimentaire. France : AFNOR.
- **HAMEDI C., GUEZOULI S. (2020).** Optimisation de l'extraction du chitosane par voie hydro chimique à partir des déchets des coproduits chitineux. Mémoire de Master. Sécurité Alimentaire et Assurance Qualité. Tlemcen. Université Aboubakr Belkaïd.
- **HUSS H. (1988).** Qualité du poisson frais et changements de qualité. FAO/DANIDA, P.132.
- **IBERAHIM N.I., HAMZAH Z., YIN Y.J., and SOHAIMI K.S.A. (2018).** Extraction and Characterization of Omega-3 Fatty Acid from Catfish Using Enzymatic Hydrolysis Technique. *MATEC Web of Conferences* 187(19).
- **IFREMER. (2008).** La farine de poisson et autres produits d'origine aquatique. France.
- **IFREMER. (2010).** Farine et huiles brutes de poisson. Fiche. Bibliomer. France.
- **IFREMER. (2010).** Huiles de poisson raffiné. Fiche. Bibliomer. France.
- **IFREMER. (2010).** La valorisation de coproduits. Fiche. Bibliomer. France.
- **Ifremer. (2021).** FICHES SPECIES Les grands pélagiques pêchés à La Réunion. p.21. France.
- **IVANOV K., BLUMBERG D. (2017).** Extraction of fish oil using green extraction methods:a short review. *Energy Procedia* 128: p.p.477 -483.
- **JRIDI M., HAJJIA S. et al. (2014).** Physical, structural, antioxidant and antimicrobial properties of gelatin– chitosan composite edible films. *International Journal of Biological Macromolecules* 67: p.p.373-379.
- **ISO 4831. (2006).** Microbiologie des aliments — Méthode horizontale pour la recherche et le dénombrement des coliformes — Technique du nombre le plus probable

Références bibliographiques

- **KHERRAZ A. (2006).** Première Donnés sur la crevette rouge *Aristeus antennatus* (Risso, 1816) de la région Oranaise. Biologie-Ecologie. Thèse de Magister. Halieutique. Oran. Université d'Oran ES-SENIA.
- **KIM I.Y., SEO S.J. et al. (2008).** Chitosan and its derivatives for tissue engineering applications. *Biotechnology Advances* 26: p.p.01-21.
- **KUPRINA E., FILIPOV V. et al. (2021).** Obtention of omega-3-fatty acids cryoconcentrated fish oil from by-products of preserves industry. *Agronomy Research* 19(S3) : p.p.1249–1259.
- **LIU Y., XING R. et al. (2020).** Chitin extraction from shrimp (*Litopenaeus vannamei*) shells by successive two-step fermentation with *Lactobacillus rhamnoides* and *Bacillus amyloliquefaciens*. *International Journal of Biological Macromolecules* 148: p.p.424-433.
- **LUCCARINI M. (2015).** Le rôle des apports en acides gras polyinsaturés dans la prévention du risque d'accouchement prématuré. Thèse de doctorat. Pharmacie. Rouen Université de Rouen.
- **MOHANTY B.P., MAHANTY A., GANGULY S. & MITRA T. (2019).** Nutritional composition of foodfishes and their importance in providing food and nutritional security. *Food chemistry* 293(9) : p.p.561–570.
- **NAKAMURA I. (1995).** An annotated and illustrated catalogue of marlins, sailfishes, spearfishes and swordfishes known to date.5;52.
- **NEDOVIC V., KALUSEVI A. et al. (2011).** An overview of encapsulation technologies for food applications. Article. *Procedia Food Science* 1: p.p.1806-1815
- **NOEL P. (2015).** La crevette rouge *Aristeus antennatus* (Risso, 1816). in *Muséum national d'Histoire naturelle. Inventaire national du Patrimoine naturel*, p.p.1-6,
- **ONS. (2019).** Les principaux indicateurs du secteur de la pêche. Fiche N°916.Algerie.
- **ÖZOGUL F., HAMED I., ÖZOGUL Y. (2018).** Crustacean by- products. Reference Module in Food Science. p.p.1-6.
- **PENVEN-TURPAULT A., BARON R. et al. (2017).** Utilisation des sous-produits de la pêche et de l'aquaculture pour l'alimentation en aquaculture. Durabilité des aliments pour le poisson en aquaculture. p.p.132-141.
- **PERETZ S., OLTEANU M. et al. (2009).** Microparticules de chitosane et d'alginate formées en présence des tensioactifs. *Revue Roumaine de chimie* 54(1) : p.7583.

Références bibliographiques

- **QUERO-JIMENEZ P.C., FELIPE L.A.A., LOPEZ L.R. (2020).** Oil extraction and derivatization method. Revue. *Open Access J Sci* 4(3) : p.p.110–120.
- **RICHARD J., BENOIT J. P. (2000).** Microencapsulation. Technique de l'ingénieur. Réf : J2210 v1.
- **RIOU Y., TEYSSIER D'ORFEUI J., GARO P. (2019).** Le développement de la «Bioéconomie bleue ». Rapport n° 18126. p.124.
- **RIZLIYA V., MENDIS E. (2014).** Biological, physical, and chemical properties of fish oil and industrial applications. In: Kim, S.-K. (Ed.), *Seafood Processing By-Products: Trends and Applications*. New York. Springer Science+Business Media.
- **RUONG T., HAUSLER R., MONETTE F., NIQUETTE P. (2007).** Valorisation des résidus industriels de pêches pour la transformation de chitosane par technique hydrothermochimique. *Revue des sciences de l'eau/journal of Water Science*, 20(3), p.p. 253-262.
- **SOARES-LATOUR E.M. (2012).** Synthèse de microcapsules biosourcées pour des applications cosméto-textiles. Thèse de doctorat. Ingénierie des matériaux polymères. Lyon. Université de Claude Bernard Lyon 1.
- **VAZQUEZ L., AKOH C. C. (2012).** Enrichment of stearidonic acid in modified soybean oil by low temperature crystallisation. *Food Chemistry* 130(1): p.p.147-155
- **WORMS. (2022).** Systematic of *Aristeus antennatus* (Risso, 1816).
- **WORMS. (2022).** Systematic of *Xiphias gladius* (Linnaeus, 1758).

ANNEXES

Annexe 1 : Normes internationales microbiologiques de la farine de poisson (ONAB, 2021).

Germes recherchés dans la farine de poisson	Norme de tolérance (UFC/g)
Coliformes totaux	3,10 ⁶
Coliformes fécaux	10 ²
Streptocoques fécaux	---
Staphylococcus aureus	10 ³
Clostridium sulfito- réductrices	2
Salmonelle	Absence dans 25 g

Annexe 2 : Table de Mac Grady

Tables NPP (d'après la norme ISO 7218 :1996(F))

Tableau 1 - Table NPP pour 3 x 1 g (ml), 3 x 0,1 g (ml) et 3 x 0,01 g (ml).

Nombre de résultats positifs			NPP	Catégorie lorsque le nombre d'essais de mesures est de 1 pour le lot considéré	Limites de confiance			
					>95%	>95%	>99%	>99%
0	0	0	<0,30		0,00	0,94	0,00	1,40
0	0	0	0,30	3	0,01	0,95	0,00	1,40
0	1	0	0,30	2	0,01	1,00	0,00	1,60
0	1	1	0,61	0	0,12	1,70	0,05	2,50
0	2	0	0,62	3	0,12	1,70	0,05	2,50
0	3	0	0,94	0	0,35	3,50	0,18	4,60
1	0	0	0,36	1	0,02	1,70	0,01	2,50
1	0	1	0,72	2	0,12	1,70	0,05	2,50
1	0	2	1,1	0	0,4	3,5	0,2	4,6
1	1	0	0,74	1	0,13	2,00	0,06	2,70
1	1	1	1,1	3	0,4	3,5	0,2	4,6
1	2	0	1,1	2	0,4	3,6	0,2	4,6
1	2	1	1,5	3	0,5	3,8	0,2	5,2
1	3	0	1,6	3	0,5	3,8	0,2	5,2
2	0	0	0,92	1	0,15	3,50	0,07	4,60
2	0	1	1,4	2	0,4	3,5	0,2	4,6
2	0	2	2	0	0,5	3,8	0,2	5,2
2	1	0	1,5	1	0,4	3,8	0,2	5,2
2	1	1	2,0	2	0,5	3,8	0,2	5,2
2	1	2	2,7	0	0,9	9,4	0,5	14,2
2	2	0	2,1	1	0,5	4,0	0,2	5,6
2	2	1	2,8	3	0,9	9,4	0,5	14,2
2	2	2	3,5	0	0,9	9,4	0,5	14,2
2	3	0	2,9	3	0,9	9,4	0,5	14,2
2	3	1	3,6	0	0,9	9,4	0,5	14,2
3	0	0	2,3	1	0,5	9,4	0,3	14,2
3	0	1	3,8	1	0,9	10,4	0,5	15,7
3	0	2	6,4	3	1,6	18,1	1,0	25,0
3	1	0	4,3	1	0,9	18,1	0,5	25,0
3	1	1	7,5	1	1,7	19,9	1,1	27,0
3	1	2	12	3	3	36	2	44
3	1	3	16	0	3	38	2	52
3	2	0	9,3	1	1,8	36,0	1,2	43,0
3	2	1	15	1	3	38	2	52
3	2	2	21	2	3	40	2	56
3	2	3	29	3	9	99	5	152
3	3	0	24	1	44	99	3	152
3	3	1	46	1	9	198	5	283
3	3	2	110	1	20	400	10	570
3	3	3	>110					
autres valeurs			non cité dans la table ISO 7218 : 1996 (F)					

Résumé

Cette présente étude est une contribution à la recherche d'une valeur ajoutée des coproduits de l'espadon (*Xiphias gladius*) en extrayant l'huile et en évaluant ses propriétés biochimiques et biologiques.

Les résultats des analyses révèlent une bonne qualité organoleptique et nutritionnelle (de 40,93 % en oméga 9 suivi de 20,97 % d'oméga 3 et de 17,65% d'oméga7), une existence d'une activité antioxydante de 17% proche des capsules commercialisées (27%) et pour les deux une absence d'activité antibactérienne. Au cours du procédé d'extraction de l'huile le gâteau de pressage obtenu est transformé en farine, les analyses de cette dernière présentent aussi une bonne qualité organoleptique, nutritionnel (62% de lipide) et microbiologique.

Le chitosane élaboré à partir des coproduits de la crevette a montré une capacité à la mise en œuvre de capsules.

A la lumière de ces résultats, l'huile obtenue révèle une source potentielle d'acides gras dont les implications au niveau de la nutrition et de la santé sont avérées, la farine élaborée permet d'enrichir un aliment pauvre en lipide.

Mot clés : Coproduits, *Xiphias gladius*, huile d'espadon, Farine d'espadon, oméga 3, encapsulation, chitosane.

Abstract

This study is a contribution to the search for added value of swordfish (*Xiphias gladius*) co-products by extracting the oil and evaluating its biochemical and biological properties.

The results of the analyses reveal a good organoleptic and nutritional quality (40.93% omega 9 followed by 20.97% omega 3 and 17.65% omega 7), the existence of an antioxidant activity of 17% close to the marketed capsules (27%) and for both an absence of antibacterial activity. During the oil extraction process, the pressed cake obtained is transformed into flour, the analyses of this flour, present a good organoleptic, nutritional (62% of lipid) and microbiological quality.

Chitosan developed from shrimp co-products has shown a capacity for capsule implementation.

In the light of these results, the oil obtained reveals a potential source of fatty acids whose implications at the level of nutrition and health are proven, the flour elaborated makes it possible to enrich a food low in lipid.

Key words : Coproducts, *Xiphias gladius*, swordfish oil, swordfish meal, omega 3, encapsulation, chitosan.

هذه الدراسة الحالية هي مساهمة في البحث عن قيمة مضافة للمنتجات المشتركة لسماك أبو سيف (*Xiphias gladius*) من خلال استخراج الزيت وتقييم خصائصه البيوكيميائية والبيولوجية.

كشفت نتائج التحليلات عن جودة حسية وغذائية جيدة (40.93% أوميغا 9 تليها 20.97% أوميغا 3 و 17.65% أوميغا 7) ، ووجود نشاط مضاد للأكسدة بنسبة 17% قريب من الكبسولات المسوقة (27%) ولكليهما. عدم وجود نشاط مضاد للجراثيم. أثناء عملية استخلاص الزيت, يتم تحويل كعكة الضغط التي تم الحصول عليها إلى دقيق ، كما تُظهر تحليلات الأخير جودة حسية وغذائية جيدة (62% دهون) وجودة ميكروبيولوجية.

كما أظهر الشيتوزان المصنوع من المنتجات المشتركة من الجمبري الاحمر قدرة على استخدامه لصنع الكبسولات.

في ضوء هذه النتائج , يكشف الزيت الذي تم الحصول عليه عن مصدر محتمل للأحماض الدهنية التي ثبت آثارها من حيث التغذية والصحة ، فإن الدقيق المتقن يجعل من الممكن إثراء طعام منخفض الدهون.

الكلمات المفتاحية: منتجات مشتركة , *Xiphias gladius* , زيت سمك أبو سيف , وجبة سمك أبو سيف , أوميغا 3 , تغليف , شيتوزان.