



DEPARTEMENT DES SCIENCES DE LA MER ET DE L'AQUACULTURE

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES

Présenté par :

Berrabah Yamina

Bakreti Ibtissam

Pour l'obtention du diplôme de

MASTER EN HYDROBIOLOGIE MARINE ET CONTINENTALE

Spécialité : BIORESSOURCES MARINES

THÈME

**Contribution à l'étude de quelques paramètres
biochimiques et éco-toxicologiques d'une Algue
brune : *Cystoseira stricta***

Soutenue publiquement le 03/07/2018

DEVANT LE JURY

Présidente	Mme. Billami Malika	MAA	U. Mostaganem
Encadreur	Mme. Borsali Sofia	MCB	U. Mostaganem
Examinatrice	Mme. Terbech Moufida	MAA	U. Mostaganem

Remerciements

Nous remercions le Dieu, notre créateur de nos avoir donné la santé et la volonté d'entamer et de terminer ce modeste travail.

Tout d'abord, ce travail ne serait pas aussi riche et n'aurait pas pu voir le jour sans l'aide et l'encadrement de Dr. BORSALI Sofia, on la remercie pour la qualité de son encadrement exceptionnel, pour sa patience, sa rigueur et sa disponibilité durant notre préparation de ce mémoire.

Nous tenons à remercier tous les membres de jury pour l'honneur qu'ils nous ont fait en acceptant de siéger à notre soutenance.

Nos remerciements s'adressent également à tous nos professeurs pour leurs générosités et la grande patience dont ils ont su faire preuve malgré leurs charges académiques et professionnelles.

Nos profonds remerciements vont également à toutes les personnes qui nous aidés de près ou de loin, principalement à tous l'effectif du service de laboratoire de biochimie et chimie.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail à mes chers parents.

Que nulle dédicace ne puisse exprimer mes sincères sentiments,

Pour leur encouragement continu, leur aide

Tout en espérant qu'ils touchent le fruit de leurs sacrifices

*A ceux que j'aime beaucoup et qui m'ont soutenue tout au long de ce projet : mes
sœurs Siya et Meriem et mes frères Fouad et Moussa*

A mes nièces Malak et Asmaa et mon neveu Mohamed

Sans oublier mon cher ami Fethi

Yamina

Dédicace

*Je dédie ce travail A Mon adorable mère pour son soutien et ses
encouragements: Merci maman*

Ma sœur unique Naouale pour ses sacrifices, ses conseils et ses encouragements

Mes frères Mohamed et Abderrahmane

A toute la famille Bakreti et cheikh

Tous mes proches

A mon binôme Fatima

Mes amis et camarades de promotion

A tous ceux que j'aime

Otissam

Résumé

Les algues sont une source potentiellement riche en métabolites parmi lesquels on retrouve les protéines, les lipides, les antioxydants comme les polyphénols.

Le présent travail s'oriente vers une voie de valorisation très peu exploitée en Algérie. Il a pour objectif principal à l'étude de caractérisation des quelque éléments biochimiques ainsi que de la contamination métallique par trois métaux trace à savoir le Zinc, le Cuivre et le Plomb, au niveau de l'algue brune *Cystoseira stricta sp* de la côte ouest algérienne.

Les résultats indiquent un rendement élevé en extrait brut (8,8%). Par ailleurs, l'algue brune *Cystoseira stricta sp* se caractérise par un taux important en polyphénols totaux (5,43 mgEAG/g MS).

L'étude du pouvoir antioxydant par deux méthodes, le piégeage du radical DPPH, et la quantification de la capacité antioxydante totale, révèle la présence de propriétés antioxydantes pour l'extrait étudié.

L'évaluation de l'échantillon démontre que l'algue brune étudiée est pauvre en lipides dont la teneur est évaluée à (4%).

Sur la base de l'analyse chimique, les algues présentent l'avantage d'être riches en protéines et en cendres brutes dont les teneurs est de l'ordre de (21%) et (19,4%) respectivement.

Concernant la contamination métallique, notre algue affiche des teneurs plus important en zinc suivi du cuivre puis du plomb, cependant ces taux reste relativement discutable vue la période courte de notre échantillonnage.

L'ensemble de ces résultats obtenus in vitro ne constitue qu'une première étape dans la recherche de substances naturelles biologiquement actives à partir d'algues marines. Des études complémentaires à long terme doivent être envisagées pour confirmer la bio-activité des algues marines ainsi que leur pouvoir bio-accumulateur.

Mots clés : Algue brune, *Cystoseira stricta*, Eléments nutritifs, Contamination métallique, Toxicité, Pouvoir antioxydant.

Abstract

Algae are a potentially rich source of metabolites including proteins, lipids, anti-oxidants such as poly-phenols.

The present work is moving towards an evaluation way that is very exploited in Algeria. Its main objective is the study of the characterization of some bio-chemical elements as well as the metallic contamination by three trace metals namely Zinc, Copper and Lead, at the level of the brown alga *Cystoseira stricta* sp of the west coast Algerian.

The result indicates a high yield of crude extract (8.8%). In addition, the brown alga *Cystoseira stricta* sp is characterized by a high level of total poly-phenols (5.43 mg EAG / g DM).

The study of the antioxidant power by two methods, the trapping of the radical DPPH, and the quantification of the total antioxidant capacity, reveals the presence of antioxidant properties for the studied extract.

The evaluation of the sample shows that the brown alga studied is low in lipids whose content is evaluated at (4%).

On the basis of the chemical analysis, the algae have the advantage of being rich in proteins and rawash whose contents are of the order of (21%) and (19.4%) respectively.

Regarding the metal contamination, our alga has higher levels of zinc followed by copper and lead, however these rates remain relatively questionable given the short period of our sampling.

All these results obtained in vitro are only a first step in the search for biologically active natural substances from marine algae. So for future long-term studies should be considered to confirm the bioactivity of marine algae and their bioaccumulation potential.

Key words : Brown algae, *Cystoseira stricta*, Nutritional elements, Metal contamination, Toxicity, Antioxidant power.

ملخص

الطحالب هي مصدر غني بالأيضات، من بينها نجد البروتينات والدهون ومضادات الأكسدة مثل البوليفينولات. يتجه العمل الحالي نحو مسار تقييم يستغل قليلاً في الجزائر. هدفه الرئيسي هو دراسة خصائص بعض العناصر البيوكيميائية وكذلك التلوث المعدني عبر ثلاثة معادن وهي الزنك، النحاس والرصاص على مستوى الطحلب *Cystoseira stricta sp* من الساحل الغربي للجزائر.

تشير النتائج الى مردود مرتفع من المستخلص الخام (8,8 بالمئة) عند الطحلب البني *Cystoseira stricta sp*. فهو يتميز بنسبة عالية من اجمالي البوليفينولات (5,43 ميليغرام معادل لحمض الغاليك من غرام للمادة الجافة). إن دراسة قوة مضادات الأكسدة بطريقتين، محاصرة DPPH الراديكالية، وتقدير إجمالي القدرة المضادة للأكسدة، تكشف عن وجود خصائص مضادة للأكسدة للمستخلص المدروس.

يبين تقييم العينة أن الطحلب البني الذي تمت دراسته منخفض في الدهون التي يقدر محتواها بنسبة (4%).

على أساس التحليل الكيميائي، تتمتع الطحالب بميزة كونها غنية بالبروتينات والرماد الخام التي محتوياتها بين 21% و19.4% على التوالي.

فيما يتعلق بالتلوث المعدني، فإن طحلبنا يحتوي على مستويات أعلى من الزنك متبوعة بالنحاس والرصاص، ومع ذلك تظل هذه المعدلات مشكوك فيها نسبياً نظراً لقصر فترة أخذ العينات.

كل هذه النتائج التي تم الحصول عليها في المختبر ليست سوى خطوة أولى في البحث عن المواد الطبيعية النشطة بيولوجيا من الطحالب البحرية. ينبغي النظر في إجراء دراسات طويلة لأجل تأكيد النشاط الحيوي للطحالب البحرية وإمكاناتها في التراكم الحيوي.

الكلمات المفتاحية: طحلب بني، *Cystoseira stricta sp*، عناصر غذائية، تلوث معدني، سمية، قوة مضادة للأكسدة.

Liste des abréviations

% : Pourcentage.

°C : Degré Celsius.

µg : Microgramme.

µl : Microlitre.

µm : Micromètre.

Cart : caroténoïde.

CaSO₄ : Sulfate de calcium.

CH_{1a} : chlorophylle a.

CH_{1b} : chlorophylle b.

C.stricta : *Cystoseira stricta*.

CT : Cendres totales.

DL : Dose de létalité.

DMSO : Diméthylsulfoxyde.

DO : Densité optique.

DPPH : Radical 2.2 diphényle-1-picrylhydrazyl.

EAG : Equivalent d'acide gallique.

EM : Eau de mer.

g : Gramme.

g/l : Gramme/Litre.

h : Heure.

IC₅₀ : Concentration permettant d'inhiber 50 % du radical DPPH.

Km : Kilomètre.

K₂SO₄ : Sulfate de potassium.

Mg : Milligramme.

Mg/l : Milligramme/Litre.

Mg/ml : Milligramme/Millilitre.

min : Minute.

ml : Millilitre.

mm : Millimètre.

MS : Matière sèche.

N : Azote.

NaCl : Chlorure de sodium.

NaOH : Hydroxyde de sodium.

NH₃ : Ammoniac.

(NH₄)₂SO₄ : Sulfate d'ammonium.

nm : Nanomètre.

pH : Potentiel d'hydrogène.

ppm : Partie par million.

PS : Poids sec.

SAA : Spectrophotométrie d'Absorption Atomique a flamme.

V : Volume.

Liste des Figures

Figure 1 : <i>Ulva lactuca</i> (algue verte)	3
Figure 2 : <i>Cystoseira crinita</i> (algue brune)	4
Figure 3 : <i>Asparagopsis armata</i> (algue rouge)	4
Figure 4 : <i>Peyssonnelia capensis</i> (algue bleue)	5
Figure 5 : Distribution des algues selon l'intensité lumineuse (Leclerc, 2010)	6
Figure 6 : Genre <i>Cystoseira</i> -cf. <i>amentacea</i>	12
Figure 7 : <i>Cystoseira amentacea</i> var. <i>stricta</i> : aspect général (à gauche), détail d'un rameau feuillé (à droite) d'après Feldmann (1938) et Delépine et al. (1987)	13
Figure 8 : <i>Artemia salina</i> adulte (Miora Dumitrascu, 2011)	19
Figure 9 : Cycle biologique de l' <i>Artémia</i> (Defaye et al, 1998)	21
Figure 10 : Cyste d' <i>Artemia</i> (DAHLOUM, 2007)	21
Figure 11 : Structure de cyste de l' <i>Artemia</i> . (DHONT ; VAN STAPPEN, 2003)	22
Figure 12 : Mâle et femelle d' <i>Artemia</i> (ABATZOLULOS et al. 2010)	23
Figure 13 : Répartition géographique de l' <i>Artémia</i> dans le monde (d'après Lavens & sorgeloos, 2000)	27
Figure 14 : Site d'échantillonnage	29
Figure 15 : Peser et séchage d'algue	30
Figure 16 : Séchage et broyage de l'algue échantillonnée	30
Figure 17 : Evaporation du filtrat obtenu	31
Figure 18 : Schéma de séparation selon le diamètre dans une saumure	33
Figure 19 : Séparation selon la densité dans l'eau douce	34
Figure 20 : Séchages des cystes dans l'étuve	35
Figure 21 : Elevage de l' <i>Artémia salina</i>	36
Figure 22 : Test de létalité DL _{C50}	37

Figure 23 : Teste de DPPH°	38
Figure 24 : spectrophotomètre utilisé pour la lecture des absorbances	39
Figure 25 : pesée de la matière sèche et filtration du mélange	41
Figure 26 : Décantation et filtration de la phase inférieure	42
Figure 27 : Pesé du ballon	42
Figure 28 : Appareil de KJELDAHL	43
Figure 29 : Ballon à minéralisation de KJELDAHL	44
Figure 30 : Versement du filtrat dans une fiole et l'ajustassions au trait de jauge	45
Figure 31 : Distillation de l'ammoniaque	46
Figure 32 : Titrage du distillat	46
Figure 33 : Broyage de la matière végétale	47
Figure 34 : Les pesés du creuset vide, de l'échantillon et du creuset avec l'échantillon	48
Figure 35 : Refroidissement et peser du creuset	49
Figure 36 : Graphe de la mortalité aux différentes valeurs de concentration d'extraits	52
Figure 37 : Pourcentage d'inhibition du DPPH par l'extrait de <i>Cystoseira stricta</i>	53
Figure 38 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique pour le dosage des phénols totaux	54

Liste des tableaux

Tableau 1 : Les sites potentiels d' <i>Artemia</i> connus en Algérie	27
Tableau 2 : Dosage de polyphénols totaux dans l'extrait d'algue <i>Cystoseira stricta</i>	40
Tableau 3 : Concentrations des solutions mères (S ₁ , S ₂ , S ₃) de la gamme étalon	50
Tableau 4 : Pourcentages de réduction du DPPH	53
Tableau 5 : Teneurs en chlorophylles (a), (b) et caroténoïdes	55
Tableau 6 : Concentrations moyennes des métaux lourds en µg/g de poids sec chez l'algue brune <i>Cystoseira stricta</i> de Sidi Ladjal.	56

Table des matières

Remerciements

Dédicaces

Résumé

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction 1

Chapitre I : Synthèse bibliographique
Partie I : Généralités sur les algues marines

I.1. Définition	3
I.2. Les grands groupes des algues marines	3
I.2.1. Les algues vertes (Chlorophycées)	3
I.2.2. Les algues brunes (Phéophycées)	4
I.2.3. Les algues rouges (Rhodophycées)	4
I.2.4. Les Cyanobactéries	5
I.3. Facteurs de répartition des algues	5
I.4. Reproduction des algues	6
I.5. Caractéristiques nutritionnelles des macro-algues	6
I.5.1. Composition chimique	6
I.6. Applications des algues marines	7
I.6.1. En alimentation animale	7
I.6.2. En alimentation humaine	8
I.6.3. Dans l'industrie alimentaire	8
I.6.4. En agriculture	9
I.6.5. Dans le domaine pharmaceutique et médical	9
I.6.6. Dans la biotechnologie	9
I.6.7. Dans le traitement des eaux usées	10
I.7. Biologie des algues brunes du genre <i>Cystoseira</i>	10
I.7.1. Présentation de la famille des Cystoseiracées	10
I.7.2. Position systématiques de la famille des Cystoseiraceae	11
I.7.3. Le genre <i>Cystoseira</i>	11
I.7.4. Le genre <i>Cystoseira amentacea</i> var. <i>stricta</i>	12
I.7.4.1. Position systématique	12
I.7.4.2. Description	12
I.7.4.3. Distribution	13
I.7.4.4. Écologie	14
I.7.4.5. Menaces	14
I.8. La toxicologie environnementale	14
I.8.1. La toxicité par les métaux lourds	14

I.8.2. La circulation des polluants dans la chaîne alimentaire	15
I.8.3. La toxicité des algues par les métaux lourds	16
I.8.4. Caractéristiques de quelques métaux étudiés	17
I.8.4.1. Le cuivre	17
I.8.4.2. Le plomb	17
I.8.4.3. Le zinc	17

Partie II : Biologie et écologie de l'Artemia salina

II.1. Définition d' <i>Artemia</i>	19
II.2. Classification systématique	19
II.3. La morphologie et cycle de vie d' <i>Artemia salina</i>	20
II.3.1. La morphologie d'espèce	20
II.3.2. Le cycle de vie	20
II.3.3. Le cyste	21
II.3.4. La structure de cyste d' <i>Artemia</i>	22
II.3.5. Les conditions de formation des cystes	22
II.4. Reproduction	22
II.5. Ecologie	24
II.5.1. Composition ionique et salinité	24
II.5.2. Température	24
II.5.3. Oxygène	25
II.5.4. PH	25
II.5.5. Dispersion	25
II.5.6. Compétition, Prédation et Parasitisme	25
II.5.7. Alimentation	25
II.6. Importance aquacole et intérêt économique de l' <i>Artemia</i>	26
II.7. La répartition géographique de l' <i>Artemia</i>	26
II.7.1. <i>Artemia</i> dans le monde	26
II.7.2. <i>Artemia</i> en Algérie	27

Chapitre II : Matériel et méthodes

Partie I : Présentation de l'échantillon

1. collection et préparation des algues	29
2. La teneur en eau	29
3. Préparation de la matière sèche	30
4. Préparation de l'extrait brut	30

Partie II : Eclosion et préparation des nauplii

1. Echantillonnage des cystes	31
2. Traitement des cystes	32
2.1. Séparation selon le diamètre	32
2.2. Séparation selon le diamètre dans une saumure	32
2.3. Lavage à l'eau douce	33

2.4. Séparation selon la densité en eau douce	33
2.5. Le séchage et conservation	34
3. Incubation et éclosion des cystes	35
4. Récolte des nauplii	36
5. Tests de toxicité DL 50	36
6. Evaluation du pouvoir antioxydant	37
7. Dosage des polyphénols totaux	39
8. Technique d'extraction des lipides totaux à froid (Technique de Folch et al. 1957)	40
9. Détermination des protéines brutes (méthode de KJELDAHL 1883)	43
9.1. Principe de la méthode	43
9.2. Réactifs et appareillage	44
9.3. Mode opératoire	44
9.3.1. Minéralisation de la matière organique	44
9.3.2. Distillation de l'ammoniaque	45
9.3.3. Titrage	46
9.3.4. Calcul de la teneur en azote	46
9.3.5. Calcul de la teneur en protéine brutes	47
10. Extraction et dosage des pigments Photosynthétiques	47
11. Déterminations des cendres brutes	48
12. Extraction des métaux lourds dans les plantes	49
13. Dosage des métaux lourds par Spectrophotométrie d'Absorption Atomique avec flamme	50

Chapitre III : Résultats et discussion

1. Teneur en eau	51
2. Rendement en extrait brut	51
3. Tests de toxicité DL 50	51
4. Activité anti radicalaire	52
5. Teneur en polyphénols totaux	53
6. Teneur en lipides totaux	54
7. Teneur en protéines brutes	55
8. Les pigments Photosynthétiques	55
9. Teneur en cendres brutes	56
10. Dosage des métaux lourds	56
Conclusion générale	58
Références bibliographiques	59



INTRODUCTION
GENERALE

Selon **Mayer et Hamann, 2005**, les océans représentent 70% de la surface terrestre contiennent environ 200 000 espèces dont les plantes, les animaux et les micro-organismes, d'où leur étude intensive suggère que c'est une source riche en composés bioactifs et diverses actions biologiques étaient signalés, tels que : antimicrobien, anti-inflammatoire, anticoagulant, antiviraux, anticancéreux, entre autres (**Blunt et al, 2006**).

Parmi ces organismes marins, les algues, le plus souvent fixées sur un substrat, élaborent des défenses chimiques pour empêcher leur colonisation par d'autres espèces, y compris les micro-organismes (**Paul et Fenical, 1987 ; Steinberg et Schneider, 1997**) ; Ce sont des végétaux beaucoup moins connues que les plantes terrestres. Elles occupent en grande partie les milieux aquatiques, en particulier marins et sous-marins (**Person et al, 2010**). Environ 6000 espèces d'algues ont été identifiées et sont regroupées en différentes catégories à savoir les algues vertes (Chlorophytes), brunes (Phéophytes) et rouges (Rhodophytes).

Les algues marines sont utilisées dans le monde depuis des millénaires par les populations littorales pour leurs hautes valeurs nutritives. En effet, elles ont des potentialités nutritionnelles très riches. Ceci se justifie par: la présence d'une fraction minérale variée et abondante, qui constitue un apport important de macroéléments et oligoéléments, des protéines en quantités non négligeables, en général bien équilibrées en acides aminés, un contenu vitaminique varié où la plupart des vitamines sont représentées, une fraction lipidique faible mais, cependant, dans certaines espèces riche en acides gras polyinsaturés et un contenu en fibres ayant des structures variées et originales différentes des fibres des végétaux terrestres.

De ce fait, la valorisation de la biomasse algale est devenue une application importante dans certains pays en tant que complément en alimentation animale en aquaculture et en alimentation des ruminants. **Arieli et al. (1993)** ont montré que l'algue verte *Ulva lactuca* est un complément alimentaire intéressant pour les moutons mais pas pour les volailles. **Ventura et Castanon. (1998)** ont affirmé qu'il s'agit d'un substrat de qualité moyenne pour les chèvres avec une haute teneur en protéines. **Hansen et al. (2003)** ont estimé que les algues *Laminaria digitata* et *Laminaria hyperborea* peuvent être utilisées comme source alternative dans l'alimentation des petits ruminants sous certaines conditions. **Rjiba Ktita et al. (2010)** ont conclu que les algues *Ruppia maritima* et *Chaetomorpha linum*, peuvent être utilisées comme aliment de remplacement pour les agneaux, particulièrement en période de sécheresse.

Les produits naturels des algues sont étudiés aussi comme bio-indicateur de leur milieu via leurs capacité de bioconcentration de diverse substances dissoutes dans leur biotope ; mais aussi bien dans le but de rechercher de nouvelles substances de valeur industrielle, pour la connaissance de leur rôle écologique et comme outil puissant dans l'établissement des limites taxonomiques des espèces. Ils sont citées utiles comme matière première pour des produits tels que les médicaments, les carburants, les cosmétiques, dans la composition de l'emballage des capsules de médicaments et comme additifs dans l'industrie alimentaire (**Teixeira et al, 2014**).

D'autre part, les premiers intéressés à vérifier l'activité anti-oxydante des algues étaient les japonais dans le but d'obtenir de nouveaux additifs antioxydants les aliments à la place des antioxydants synthétiques ; les études de Rocha, et al, 2007 se sont intéressé au mécanisme antioxydant présent dans les algues et ont établi que malgré la teneur élevée en acides gras polyinsaturés, de nombreuses algues séchées stocké pendant de longues périodes sont sans danger de détérioration oxydative.

L'objectif de ce mémoire est de contribuer à l'étude de quelques aspects nutritionnels d'une algue brune marine *Cystoseira stricta sp* de la plage de khadra (sidi adjale, Mostaganem), qui sera utilisé comme espèce bio-indicatrice pour évaluer la contamination métallique de son biotope et enfin de recueillir quelques données sur les activités antioxydants par la méthode de la mesure de la capacité des antioxydants à piéger le radical DPPH.

Ce travail est partagé en trois parties :

- Une recherche bibliographique résumée dans le premier chapitre qui se divise lui-même en deux parties comprenant des généralités sur les algues et plus distinctivement l'algue brune *Cystoseira stricta* et quelques notions de sa bioconcentration des Xénobiotique visé lors de notre évaluation de la contamination métallique, ensuite on a étalé la biologie de l'*Artémia salina* qui est notre organisme testé durant notre expérience.
- Dans la deuxième partie, nous exposons le différent matériel et les méthodes utilisées pour l'étude biochimique ainsi que l'évaluation de l'effet de l'extrait algal.
- La troisième partie relate l'interprétation et la discussion des résultats obtenus, suivie par une conclusion.



SYNTHÈSE
BIBLIOGRAPHIQUE

Partie I : Généralités sur les algues marines

I.1. Définition

Les algues sont des organismes aquatiques primitifs qui vivent naturellement dans nos plans d'eau, elles sont capables de produire leur propre matière organique par photosynthèse (**Rivard-Sirois, 2005**). Dépourvues de racines, de tiges et de feuilles, mais possédant de la chlorophylle ainsi que d'autres pigments accessoires pour réaliser la photosynthèse productrice d'oxygène. La plupart des algues se développent en milieu aquatique d'eau douce, saline ou saumâtre, sur des rochers humides, ou sur un sol mouillé mais certaines sont terrestres et sont capables de se développer sur le sol ou sur le tronc des arbres (**Michel, 2000**).

I.2. Les grands groupes des algues marines

En général, le terme algue fusionne quatre grands groupes qui sont différenciées par rapport à la couleur, Chaque groupe contient des classes, qui elle-même contient des centaines d'espèces (**Garon-Lardiere, 2004**).

I.2.1. Les algues vertes (Chlorophycées)

Elles sont de formes très variées, uni-ou pluricellulaires. Leurs plastes sont colorés en vert par les chlorophylles a et b, auxquelles sont associés des carotènes et des xanthophylles. La photosynthèse permet la formation d'amidon, comme pour les plantes supérieures, la plupart des algues vertes vivent en eau douce ou en milieux marins, mais certaines espèces peuvent également se développer sur terre. Elles jouent un rôle important dans l'oxygénation des eaux, favorisant ainsi la vie animale (**Garon-Lardiere, 2004**).



Figure 1 : *Ulva lactuca* (algue verte)

I.2.2. Les algues brunes (Phéophycées)

La couleur brune de ces algues résulte de la dominance du pigment xanthophylle, la fucoxanthine, qui masque les autres pigments (chlorophylle a et c, ainsi que le bêta-carotène). Toutes possèdent une structure pluricellulaire, mais leurs dimensions varient depuis les éléments microscopiques jusqu'aux très grands spécimens. La grande majorité des algues brunes sont marines (**Garon-Lardiere, 2004**).



Figure 2 : *Cystoseira crinita* (algue brune)

I.2.3. Les algues rouges (Rhodophycées)

Les rhodophycées ou algues rouges forment un groupe très diversifié. Ces algues doivent leur couleur à la présence de plastes roses dans lesquels un pigment rouge, la phycoérythrine, est associé à plusieurs autres pigments dont les chlorophylles. La plupart de ces algues rouges sont pluricellulaires et marines, mais il existe quelques formes unicellulaires et quelques-unes vivent également en eau douce. Les algues rouges sont divisées en deux groupes: celui des Bangiophycées (qualifiées de primitives) et celui des Floridéophycées (plus complexes) . Elles se distinguent généralement par leur cycle de reproduction particulièrement complexe (**Garon-Lardiere, 2004**).



Figure 3 : *Asparagopsis armata* (algue rouge)

I.2.4. Les Cyanobactéries

Les cyanobactéries ou les algues bleues sont constituées des colonies de taille, de forme et de couleur très variables. Comme les algues rouges, elles possèdent des pigments surnuméraires bleus (Phycocyanines) et rouges (Phycoérythrine) qui masquent la chlorophylle a. En dépit de leur nom ancien d'algues bleues, elles sont rarement bleues mais plus souvent rouges, vertes avec des reflets bleutés, violets, bruns, jaunes ou orangés. La plupart d'entre elles ont une consistance gélatineuse voire gluante en raison des mucilages qu'elles sécrètent (**Garon-Lardiere, 2004**).



Figure 4 : *Peyssonnelia capensis* (algue bleue)

I.3. Facteurs de répartition des algues

Les algues sont liées à l'eau et peuvent dès lors s'installer dans tous les types d'habitat suffisamment humides et éclairés. On peut les retrouver en eau douce, en mer, sur sol humide et même sur la neige. Les algues étant photosynthétiques, elles sont dépendantes de la présence de la lumière. Aussi, les algues nécessitent d'être fixées à un substrat, par conséquent, la texture, le degré de cohésion et la nature chimique du substrat ont une importance sur la répartition spatiale des espèces (**F. Gévaert, 2001**).

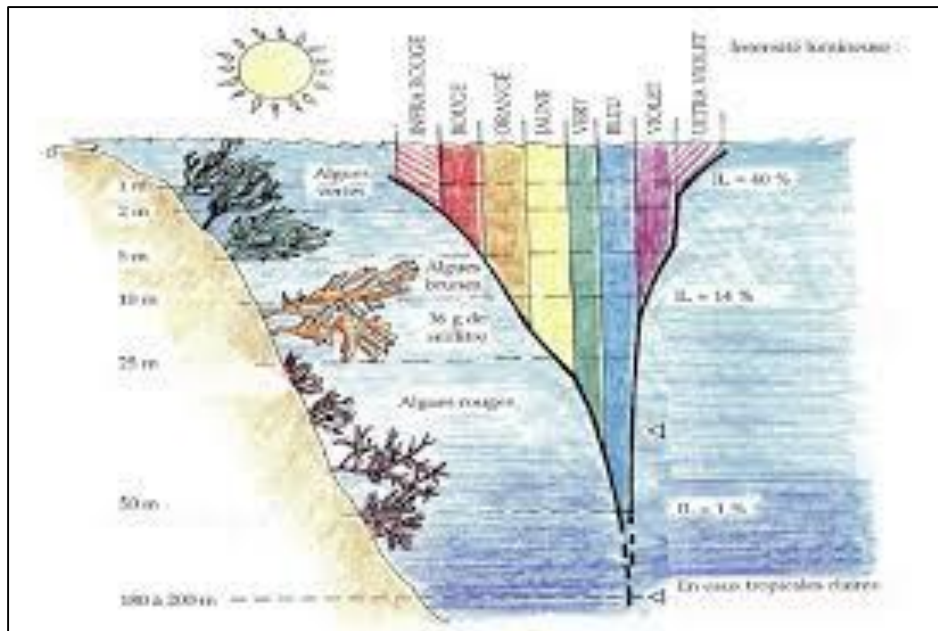


Figure 5 : Distribution des algues selon l'intensité lumineuse (Leclerc, 2010).

I.4. Reproduction des algues

Dans de très nombreux cas, la reproduction des algues s'effectue par multiplication végétative. Il s'agit d'une multiplication sexuée qui consiste en la division d'une cellule isolée (cas des algues bleues), soit en une fragmentation de thalle aboutissant à la formation de plusieurs organismes identiques. Elle est souvent réalisée par la formation de cellules spécialisées : les spores. Les algues eucaryotes réalisent en plus une reproduction sexuée au cours de laquelle l'union de deux cellules reproductrices, ou gamètes, produit un œuf, ou zygote. La reproduction des algues se déroule ainsi selon une alternance de phases de reproduction asexuée assurée par les thalles (sporophytes), et de phases de reproduction sexuée, assurée par des thalles producteurs de gamètes (gamétophytes) (Garon-Lardiere, 2004).

I.5. Caractéristiques nutritionnelles des macro-algues

I.5.1. Composition chimique

Les algues ont des potentialités nutritionnelles très riches, ceci se justifie par: la présence d'une fraction minérale variée et abondante qui constitue un apport important de macroéléments et oligoéléments, par la présence de protéines en générale bien équilibrées en acides aminés et présentes en quantités non négligeables dans certaines espèces, par un contenu vitaminique varié où la plupart des vitamines sont représentées, par une fraction lipidique faible mais cependant, dans certaines espèces riche en acides gras polyinsaturés et

enfin par leur contenu en fibres ayant des structures variées et originales différentes des fibres des végétaux terrestres.

La composition chimique des macro-algues marines varie suivant plusieurs facteurs : l'espèce, le stade de maturité, l'habitat naturel et les conditions environnementales (**Kaimoussi et al, 2004 ; Ortiz et al, 2006**)

- La fraction minérale
- Les polysaccharides
- Les protéines
- Les lipides
- Les vitamines :
 - Vitamine B12
 - Vitamine C
 - Vitamine E
- Les caroténoïdes
- Les polyphénols
- Les tanins

I.6. Applications des algues marines

Il existe plusieurs domaines économiques qui font appel à des algues ou à des phycocolloïdes. Elles présentent actuellement une source nutritionnelle et un produit à valeur montante, surtout en Asie où elles sont utilisées directement comme aliments, ou indirectement surtout par l'industrie de phycocolloïdes (agars et alginates). Elles sont utilisées en agriculture comme engrais et fourrage, dans l'industrie alimentaire et pharmaceutique, dans le textile, et dans bien d'autres domaines (**Chopin, 1997**).

I.6.1. En alimentation animale

Sur de longues périodes, les animaux (ovins, bovins et équidés) qui vivaient en zones côtières consommaient des macro-algues brunes, surtout dans les pays où celles-ci étaient rejetées sur le rivage, d'ailleurs l'algue rouge *Palmaria palmata* était appelée « goémon à vache ». Les premiers essais de supplémentation de la ration alimentaire d'animaux d'élevage ont fait apparaître une bonne acceptabilité, une bonne digestibilité et une bonne assimilation des algues.

Aujourd'hui, la disponibilité de macro-algues pour animaux s'est accentuée avec la production de farines. Les macro-algues utilisées en alimentation comme *Ascophyllum nodosum* et *Laminaria digitata* raichement coupées, sont broyées en fines particules et séchées. Leurs analyses ont montrées qu'elles contenaient des quantités importantes de minéraux, oligoéléments et vitamines. Les oligo-éléments qui sont des éléments essentiels requis pour les mammifères à de petites quantités tels que le fer, le zinc, cobalt, chrome, molybdène, nickel, fluor et iode (**Chouikhi, 2013**).

Leurs avantages :

- Augmentent la teneur en iode des volailles et des œufs.
- Augmentent la production laitière chez les vaches de 6,8% à 13%.
- Les brebis nourries aux macro-algues maintiennent leur poids beaucoup mieux durant la période hivernale et donnent une plus grande production de laine.
- Stimulent le système immunitaire de certains animaux.
- En aquaculture, la nourriture habituellement se compose de déchets de viande et de poissons mélangés avec des additifs secs contenant des nutriments supplémentaires (macro-algues), pour former une masse pâteuse servant à la préparation des granulés.
- L'addition de macro algues leur permet de ne pas se désagréger ou de se dissoudre.

I.6.2. En alimentation humaine

Les algues sont consommées en Asie depuis l'aube de l'humanité. En Occident, cette consommation directe d'algues est plus marginale et plus récente. Elles ont été récemment approuvées pour une consommation humaine (comme légumes et condiments), ouvrant ainsi de nouvelles opportunités pour l'industrie agro-alimentaire (**Mabeau et Fleurence, 1993**). Ces macro-algues contiennent des protéines, lipides, vitamines et minéraux et constituent donc une source d'aliment précieuse (**Sanchez-Machado et al, 2004 ; Noziah and Ching, 2000 ; Wong and Cheung, 2000**). Environ 75% de la production d'algues produites mondialement (8 millions de tonnes d'algues fraîches) est destinée à l'alimentation humaine directe. Aujourd'hui, 14 macro-algues et micro-algues alimentaires sont autorisées à la vente dans certains pays.

I.6.3. Dans l'industrie alimentaire

L'algue en alimentation fait cependant partie du quotidien de l'homme, mais de façon discrète, utilisée pour ses propriétés technologiques et ceci depuis le début des années soixante.

Agar et Alginate sont devenus des ingrédients incontournables de l'industrie agroalimentaire (**Marfaing, 2004**). Les algues rouges sont la source d'agar et de l'agarose. Les genres *Gelidium*, *Gracilaria*, *Acanthoptelis* et *Pterocladia* sont les principaux producteurs de ces matériaux (**Chouikhi, 2013**). Le mucilage extrait à chaud de ces algues donne après purification, déshydratation et broyage la poudre d'agar-agar utilisée essentiellement pour gélifier un grand nombre de produits alimentaires mais aussi les milieux de culture pour les microorganismes ou les cultures in vitro (**Chouikhi, 2013**).

I.6.4. En agriculture

Depuis longtemps les populations littorales fertilisaient leurs terres à l'aide macro-algues surtout avec les grandes algues brunes qui sont recueillies généralement au niveau des plages, puis lavées et coupées.

Les effets des macro-algues comme fertilisants diffèrent selon l'algue utilisée. En général, ce n'est pas dû seulement aux composants chimiques de l'algue et à la valeur nutritionnelle de l'algue, mais aussi aux propriétés physiques des polysaccharides de l'algue lesquels aident à améliorer la structure du sol (**Kim, 1970**).

L'emploi des fertilisants naturels devrait permettre une diminution de la quantité d'engrais chimiques et des traitements phytosanitaires classiques polluant le sol ou/et la récolte (**Pérez, 1997**).

I.6.5. Dans le domaine pharmaceutique et médical

Plusieurs composés chimiques isolés des macro-algues sont biologiquement actifs dont certains possèdent une activité pharmacologique efficace (**Rorrer and Cheney, 2004**). Une étude sur l'isolement et la détermination de la structure chimique de nouveaux métabolites secondaires pouvant présenter des activités biologiques à potentialités pharmacologiques a été réalisée à partir de deux algues méditerranéennes *Cystoseira crinita* (Phéophycée) et *Lyngbya majuscula* (Cyanophycée) (**Praud, 1994**).

Aujourd'hui, environ 4000 nouveaux métabolites ont été isolés à partir de divers organismes marins et jusque dans les années 1990, ce sont les algues qui ont le plus intéressé les chercheurs (**Praud, 1994**).

I.6.6. Dans la biotechnologie

Le processus biotechnologique des macro-algues marines a trois éléments : La cellule et le développement de culture cellulaire, la conception de photo-bioréacteur, et l'identification des stratégies pour obtenir la biosynthèse de métabolites secondaires (synthèse biomimétique)

(**Rorrer and Cheney, 2004**). L'ingénierie biotechnologique (biomoléculaire) des macro-algues marines pour la production de ces composés est un domaine nouveau émergeant de la biotechnologie marine. Les Rhodophycées contiennent une protéine particulière appelée phycoérythrine (PE) qui est déjà utilisée dans les applications biotechnologiques comme colorant ou teinture dans des réactions d'immunofluorescence (**Fleurence, 1999**).

I.6.7. Dans le traitement des eaux usées

La technique dite de lagunage représente une alternative économique et efficace à des systèmes de traitement (les rejets des villes, de l'industrie, des fermes aquacoles, des entreprises agricoles). La capacité des algues à absorber les nutriments issus d'élevages piscicoles a été démontrée à partir de cultures d'algues en bassin (**Cohen et Nori, 1991**). L'intérêt de l'utilisation des macro-algues pour le traitement des eaux usées en eau salée a été démontré dès la fin des années 70 dans des mélanges d'eau usée et d'eau de mer (**Guist et Humm, 1976**). De plus, la biomasse algale formée est potentiellement valorisable, notamment pour l'alimentation des poissons. Toutefois, les milieux riches en azote comme les effluents des fermes piscicoles, où les macro-algues sont utilisées comme bio-filtres, peuvent augmenter leur teneur en protéines (**Lahaye et al, 1991**).

I.7. Biologie des algues brunes du genre *Cystoseira*

I.7.1. Présentation de la famille des Cystoseiracées

La famille des Cystoseiracées sont des algues brunes faisant partie de la classe des phéophycées. Elle a été établie par Kützinger en 1843 et comprenait alors plusieurs genres : *Cystoseira*, *Halerica*, *Halidrys*, *Hormophysa*, *Phyllacantha*, *Pycnophycus* (*Bifurcaria*) et *Treptacantha*. Les trois genres *Halerica*, *Phyllacantha* et *Treptacantha* sont actuellement rattachés au genre *Cystoseira* (sauf pour de rares espèces). En 1962, Nizamuddin a regroupé le plus grand nombre de genres de la famille Cystoseiraceae, d'où il a déterminé 21 genres, chacun contient un nombre variable d'espèces.

A la fin du 20ème siècle **R.Valls** et **V.Amico** ont apporté de nouveaux éclaircissements grâce à leurs études sur les dosages, les variations et les chimiotaxonomies des Cystoseiracées (**R.Valls et al, 1995**). Ces travaux ont été complétés par plusieurs chercheurs : **B. Banaigs et al, 1983** ; **M. Fadli et al, 1991** ; **A. abourriche et al, 1999** ; **M. Daoudi.M et al, 2002** ; **J.P. Maréchal et al, 2004** ; **A. Ortalo-Magné et al, 2005**.

Ainsi, une centaine de molécules bioactives ont été isolées. Malgré tous ces efforts, la famille des Cystoseiracées demeure imparfaitement connue, les algologues éprouvent encore des difficultés dans la sélection de critères sûrs pour l'identification de certaines espèces.

I.7.2. Position systématiques de la famille des Cystoseiraceae

De nos jours, tous les systématiciens admettent l'individualité des Cystoseiracées, toutes ces macro-algues sont des Fucales possédant les particularités qui permettent de les distinguer sans ambiguïté. Les Cystoseiracées sont des algues brunes de l'embranchement de Chromophytes, de la division des Péophycées et de l'ordre des Fucales. D'autre part, cette famille constitue plusieurs genres comme nous avons décrit précédemment, et parmi ces genres on trouve : *Bifurcaria* et *Cystoseira* (**R. Valls, 1993**).

I.7.3. Le genre Cystoseira

Les *Cystoseira* sont des algues buissonnantes, arborescentes, très ramifiées, très touffues, souvent de grande taille (30 cm à 1 m ou 2 m) d'un aspect particulier et facilement reconnaissable (Cf. Fig. 6), mais l'attribution de l'espèce est particulièrement difficile (**R. Valls, 1993**).

Les thalles des *Cystoseira* se composent de 3 parties :

- Un disque basal : plus au moins trapu peut donner naissance soit à une seule tige lisse soit à plusieurs (plante cespiteuse). Il est fixé sur les fonds stables généralement rocheux.
- Une tige : partie du thalle comprise entre le disque basal et les rameaux primaires, généralement elle est cylindrique, la tige persiste durant toute la vie des *Cystoseira*, elle est dite pérennante.
- Des rameaux primaires : Ils croisent au sommet de la tige et se présentent comme de petites proliférations sur le bord ou un peu en dessus du sommet de la tige.

Certains *Cystoseira* sont remarquables par leur iridescente c'est à dire la belle coloration verdâtre ou bleuâtre qui teinte les rameaux immergés (**R. Valls, 1993**). Les *Cystoseira* sont vivaces mais la plus part présentent un temps de repos partiel et perdent leurs rameaux, généralement en hiver.

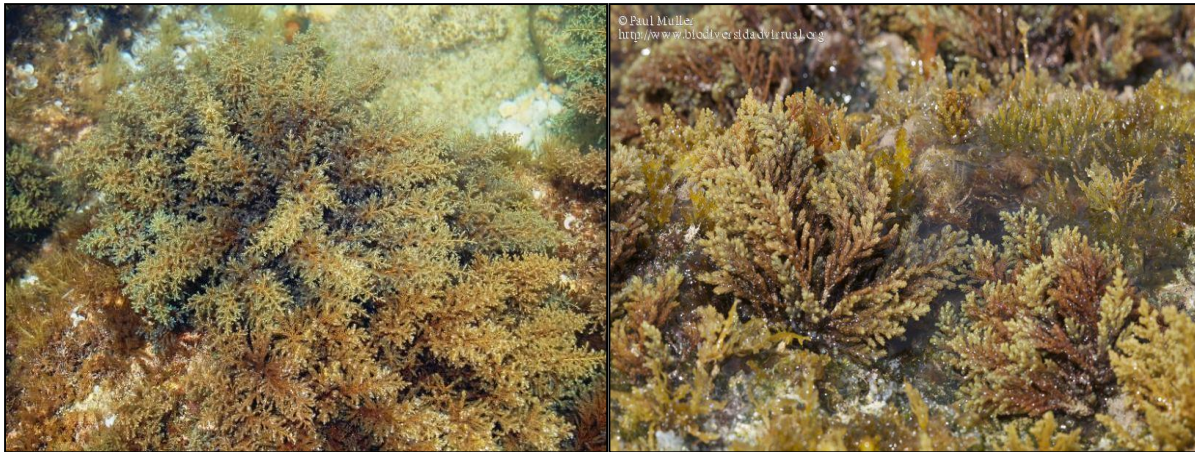


Figure 6 : Genre *Cystoseira*-cf.-*amentacea* var.*stricta*

I.7.4. Le genre *Cystoseira amentacea* var. *stricta*

Noms vernaculaires : Cystoseire à chatons (anglais : catkin cystoseira).

I.7.4.1. Position systématique

Selon la classification linnéenne (**Carl Von Linné, 1758**).

Règne	Plantae
Sous-règne	Chromobiota
Embranchement	Ochrophyta
Classe	Phaeophyceae
Ordre	Fucales
Famille	Cystoseiraceae
Genre / Espèce	<i>Cystoseira amentacea</i> var. <i>stricta</i>

I.7.4.2. Description

Algue souple à base encroutant et à plusieurs axes dressés (jusqu'à 15 cm de long); rameaux primaires long (Cf. Fig. 7), souvent sinueux et couverts de ramules courts (feuille); 20 à 40 cm de haut; réceptacles terminaux compacts et épineux. Toute l'année, chute des rameaux en automne ; biotope photophiles superficiels de mode battu, de 0 à 30 cm de profondeur (**Boudouresque et al, 1990 ; Pizzuto et al, 1995**); localement en ceinture dense (**Boudouresque et al, 1992**).

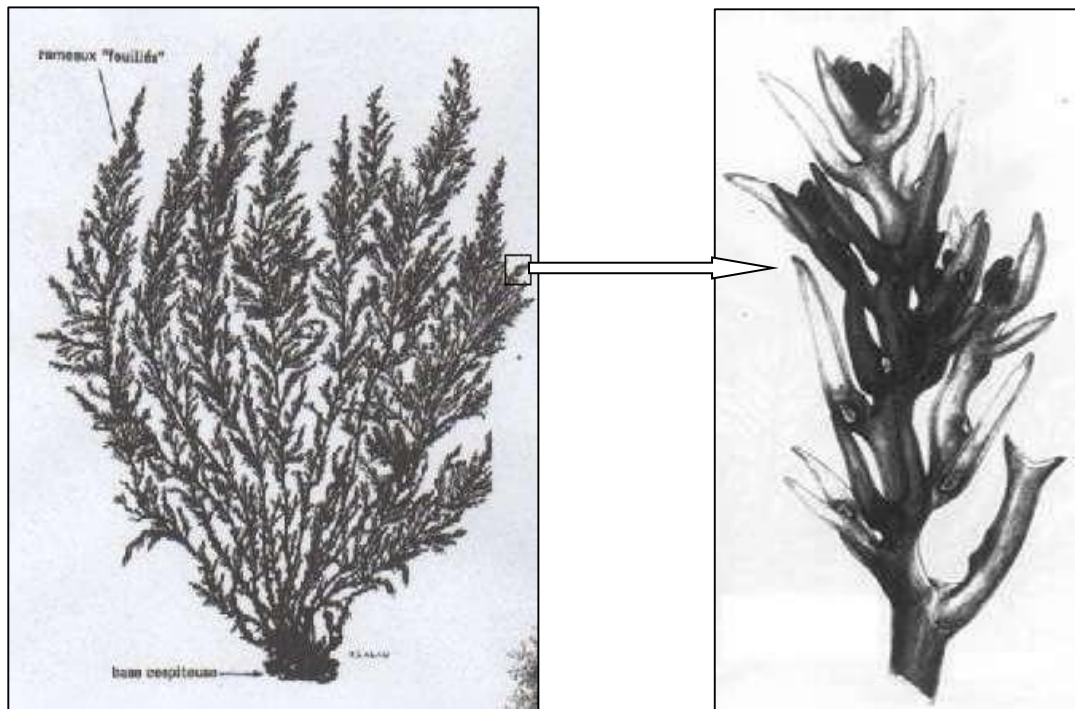


Figure 7 : *Cystoseira stricta* : aspect général (à gauche), détail d'un rameau feuillé (à droite) d'après Feldmann (1938) et Delépine et al. (1987).

C. amentacea var. *stricta* est très sensible à la pollution domestique, peut-être principalement aux détergents, l'espèce a beaucoup régressé au voisinage de toutes les grandes agglomérations ; en outre, cette espèce est appréciée par plusieurs macro- herbivores, ce qui la rend sensible au surpâturage (Bellan-Santini, 1966 ; Belsher et al, 1987; Boudouresque et al, 1990; Verlaque, 1990).

I.7.4.3. Distribution

Endémique de la Méditerranée, plusieurs études ont signalé la présence de *C. stricta* plus particulièrement sur les côtes de la Méditerranée occidentale. On peut en citer par exemple :

- Espagne : côtes de Catalogne (Pinedo et al, 2007), île de Minorque (Sales & Balesteros, 2009).
- France : golfe du Lion (Sauvageau, 1912), Corse (Boudouresque et Perret-Boudouresque, 1987), Cap-Croisette (Boudouresque, 2005), côtes Albères (Thibaut et al, 2005), côtes de la région « Provence-Alpes-Côte d'Azur » (Sunini et al, 2007).
- Italie : région de Livorno (Cinelli, 1969), Sicile (Giaccone et al, 1985), Gênes (Mangialajo et al, 2008).
- Tunisie : l'espèce est mentionnée à la Galite (Feldmann, 1961) et à Korbous (Ben Maiz, 1984), Archipel de Jalta (Omrane, 2009).

- Algérie : elle a été signalée à El Marsa (**Sauvageau, 1912 ; Boudouresque, 1970a ; 1971b**), El Kala (**Grimes, 2005**), Kristel (**Tremblin et al, 1986 ; Hashem Khalil Kawas, 2010**) et à Cherchell et Tamenfoust (**Seridi et al, 2007**).

I.7.4.4. Écologie

Cystoseira stricta est inféodé à la frange infralittoral (du niveau 0 à 0,5-1m de profondeur), en mode battu à très battu (**Molinier, 1960 ; Bellan-Santini, 1969 ; Cinelli, 1969 ; Boudouresque, 1971b**).

I.7.4.5. Menaces

L'espèce semble très sensible à la pollution (sans doute en particulier aux détergents) et sa disparition a été signalée autour des grandes agglomérations; en outre, elle est appréciée par plusieurs macro-herbivores, ce qui la rend sensible au surpâturage (**Bellan-Santini, 1966; Belsher et al., 1987; Boudouresque et al.,1990; Verlaque, 1990**).

Elle est d'ailleurs considérée comme un indicateur biologique très précis d'eaux pures et utilisée à ce titre (**Bellan-Santini, 1966**). Son aire de répartition relativement restreinte et discontinue, le caractère très localisé de ses peuplements là où elle existe, et enfin sa régression spectaculaire dans les secteurs pollués, conduisent à considérer cette espèce comme vulnérable.

I.8. La toxicologie environnementale

In Encyclopedia Britanica, 2009, la toxicologie est un vaste domaine de rodage de la biochimie, l'histologie, la pharmacologie, la pathologique et de nombreuses autres disciplines, mais selon **Baker, 2000**, la toxicologie environnementale est l'étude qualitative et quantitative des effets indésirables ou des effets toxiques des contaminants et d'autres matériaux d'origine anthropique sur les organismes vivants ; Elle implique l'exposition d'un organisme ou un système biologique à un facteur de stress afin de déterminer toute réponse (par exemple, la toxicité) et / ou, dans le cas d'un produit chimique, l'absorption de cette substance par les tissus biologiques (bioaccumulation).

I.8.1. La toxicité par les métaux lourds

Les métaux lourds sont des éléments chimiques qui ont un poids spécifique au moins cinq fois celle de l'eau, et les plus souvent impliqués dans l'empoisonnement de l'homme sont : le plomb, le mercure, l'arsenic et le cadmium.

D'après Fallon, 2006, certains d'entre eux, tels que le zinc, le cuivre, le chrome, le fer et le manganèse, sont requis par le corps en petites quantités, mais peuvent être toxiques en grande quantité. Cependant l'exposition à ces xéno-biotiques est potentiellement dangereux, en particulier les composés métalliques qui n'ont aucun rôle physiologique dans le métabolisme cellulaire. Selon **Abdulla et Chmielnicka, 1990**, leur intégration dans l'eau ou des aliments peut modifier le métabolisme d'autres éléments essentiels tels que Zn, Cu, Fe et Se.

Au cours des dernières décennies, les concentrations des métaux lourds ont augmentés de manière significative, pour atteindre les niveaux les plus élevés (jusqu'à plusieurs microgrammes par litre) dans les régions fortement peuplées, telles que le nord-ouest de la mer Méditerranée (**Danovaro, 2003**). La plupart des métaux lourds peuvent créer des complexes avec les particules organiques, de sorte que leur accumulation dans les organismes benthiques est généralement associée à la teneur en matière organique (**Dell'Anno et al. 2003**).

La forme ionisée des métaux lourds est la forme toxique, mais selon **Barbier et al, 2005** c'est la forme divalente de ces métaux libérés à partir de ces complexes qui est responsable de la toxicité cellulaire.

Généralement les métaux et leurs composés interfèrent avec les fonctions du système nerveux central, le système hématopoiétique, le foie et les reins. Récemment, la plus grande attention est donnée aux composés métalliques qui ont des effets toxiques à des faibles niveaux d'expositions produisant ouvertement des signes et des symptômes cliniques et pathologiques (**Kalia et Flora, 2005**).

I.8.2. La circulation des polluants dans la chaîne alimentaire

Les populations denses de micro biote et les petits animaux habitants la couche de surface aquatique sont la base d'une chaîne alimentaire vaste (**Hardy, 1991**). Les matières toxiques peuvent s'accumuler dans les sédiments et affecter les organismes qui y vivent, peuvent s'accumuler en suite dans les poissons qui s'en nourrissent ; donc remonter dans les niveaux trophiques et causer des problèmes le long de la chaîne alimentaire (**Morgan et al, 2001 ; Nsikak, 2008**).

La bioaccumulation se produit quand une portion de métal est conservée par l'organisme. Cependant, la biodisponibilité des métaux lourds, leur accumulation et leur toxicité pour le biote aquatique dépendent essentiellement de nombreuses variables environnementales (**Pawlik-Skowrońska et Pawlik-Skowroński, 2001 ; Pawlik-Skowrońska, 2002**).

Dans la mer et les eaux continentales, il existe des associations entre les algues et les micropolluants métalliques (quand les métaux ne sont pas directement accumulés par les algues, ils sont souvent complexés par leurs métabolites extracellulaires) (**Garban, 1999**)

Les principaux processus de contrôle des concentrations de la plupart des métaux semblent être l'adsorption sur les particules d'origines biologiques (**Wangersky, 1986**). Les ions métalliques sont adsorbés d'abord à la surface des cellules par l'interaction entre les ions métalliques et les groupes fonctionnels des métaux, tels que les carboxyles, les phosphates, les hydroxyles, les amines, les sulfures, les thiols... etc présents dans la paroi de la cellule, puis ils pénètrent dans la membrane cellulaire et entrent à l'intérieur des cellules (**Van Ho et al, 2002 ; Zalups et Ahmad, 2003 ; Vijver et al, 2004 ; Wang et Chen, 2006**) lorsque leur concentration extracellulaire est plus élevée que la concentration intracellulaire.

D'autre part, plusieurs facteurs environnementaux comme le changement de la réactivité chimique et de la spéciation des métaux lourds, influent non seulement sur la mobilisation, le transport et la biodisponibilité, mais aussi sur la toxicité des ions des métaux lourds envers le biote d'eau douce et des écosystèmes marins. De ce fait et selon **D'Itri, 2003**, on résume les facteurs influant sur la toxicité et la bioaccumulation des métaux lourds par les organismes aquatiques comme suit :

1. Les caractéristiques chimiques de l'ion ;
2. Les conditions des solutions qui affectent la forme chimique (spéciation) de l'ion ;
3. La nature de la réaction, tels que la toxicité aiguë, la bioaccumulation et les divers types d'effets chroniques, etc.
4. La nature et l'état des animaux aquatiques tels que l'âge ou le stade de vie, l'espèce ou le niveau trophique dans la chaîne alimentaire.

I.8.3. La toxicité des algues par les métaux lourds

En milieu aquatique, les algues sont connues pour leur capacité à fixer et accumuler les éléments naturellement présents dans l'eau de mer, mais aussi les polluants tels que les métaux lourds. Plusieurs études ont montré que la bioaccumulation des métaux lourds par les algues peut être un moyen de contrôle de la pollution et de traitement des eaux usées (**Philips, 1997**).

Dans ce travail, nous avons pris en considération pour notre étude l'algue brune *Cystoseira stricta* sp comme bio-indicateur de la pollution marine par les métaux lourds.

I.8.4. Caractéristiques de quelques métaux étudiés

I.8.4.1. Le cuivre

Le cuivre est l'un des métaux les plus anciennement connus car il existe à l'état natif (comme Ag, As, Au, Sb, Pb) (**Ben seghier, 2012**). Le cuivre est indispensable au métabolisme des êtres vivants. La toxicité vis-à-vis des organismes marins dépend de la forme chimique du cuivre et de son état d'oxydation. Cet élément trace entre dans la composition de nombreux produits phytosanitaires, il se retrouve par conséquent dans le milieu marin et est à l'origine de perturbations au niveau des espèces.

Le cuivre dans les écosystèmes côtiers provient essentiellement du rejet des eaux usées urbaines et industrielles (métallurgie, chimie) et du lessivage des sols agricoles. Le cuivre est bio disponible pour les organismes sous le degré d'oxydation (I) ou (II), à partir de sels inorganiques ou de complexes organiques (**Benguedda, 2012**).

I.8.4.2. Le plomb

Le plomb est, dans son état naturel, un métal gris bleuâtre, dense et malléable. Pb possède 4 isotopes (204Pb, 206Pb, 207Pb et 208Pb) (**Ben seghier, 2012**).

Le plomb fait partie des ETM (Eléments en Traces Métalliques) non essentiels. Il peut être bio-amplifié dans les systèmes biologiques devenant un potentiel contaminant pour les différents maillons trophiques. Dans l'environnement, le plomb est majoritairement présent dans le compartiment atmosphérique et provient des fonderies, des industries de la métallurgie, de la combustion du charbon, de l'incinération des déchets et des gaz d'échappement des véhicules. Le flux le plus important de plomb à l'océan provient de l'atmosphère.

Le plomb apparaît être moins toxique à concentration molaire égale que le cuivre, par la formation de complexes avec les hydroxydes ou les silicates dans le milieu (**Benguedda, 2012**).

I.8.4.3. Le zinc

Est un métal dit essentiel. Il est impliqué dans de nombreux processus physiologiques et est donc indispensable à la vie d'un grand nombre d'organismes. A de fortes concentrations, il devient toxique pour les végétaux et les animaux et constitue un contaminant majeur pour le milieu terrestre et aquatique (**Benguedda, 2012**).

Les principales utilisations du zinc étant la couverture de bâtiments (40%), les barres et profilés (20%), la chimie, notamment du caoutchouc (12%). De plus, le zinc est contenu dans certaines peintures anti-salissures (**Mekkaoui, 2013**).

Partie II : Biologie et écologie de l'*Artemia salina*

II.1. Description de l'*Artémia*

L'*Artémia* est un petit crustacé aquatique de forme allongée et dépourvu de carapace, il connaît 14 mues, sa coloration va du blanc laiteux au bleu vert jusqu'au rouge brique et au vermillon selon sa nourriture et le milieu, en particulier selon la teneur en oxygène dissout (Cf. Fig. 8),



Figure 8 : *Artemia salina* adulte (Miora Dumitrascu, 2011)

II.2. Classification systématique

Règne : Animal

Embranchement : Arthropodes

Classe : Crustacés

Sub-classe : Branchiopodes

Ordre : Anostraca

Famille : Artemiidae

Genre : *Artémia* (Leach, 1819)

Espèce : *Artémia salina* (Linnaeus, 1758)

La systématique de l'*Artémia* a évolué progressivement au cours du temps. Au début, les chercheurs se sont basés sur la morphologie de l'animal, mais ce critère a été abandonné car il est influencé par la salinité du milieu (Barigozzi, 1980).

Les populations parthénogénétiques sont appelées : *Artémia parthenogenetica* suivis par le nom de la localité d'origine (**Barigozzi, 1980**). La diversité touche surtout les souches bisexuées, c'est pour cette raison que les systématiciens ont réalisé des expériences de croisement entre ces populations, ce qui a révélé l'absence d'interfécondité entre elles (**Barigozzi, 1974 ; Clark & Bowen, 1976 ; Heip et al, 1977**). En se basant sur ce critère d'isolement sexuel, les chercheurs ont pu identifier 8 espèces bisexuées dites « espèces sœurs » et ont conclu que les populations non identifiées par ce test seront appelées : *Artémia sp* (**Bowen et al, 1980**).

II.3. La morphologie et cycle de vie d'*Artemia salina*

II.3.1. La morphologie d'espèce

On distingue 3 parties :

1. La tête

Elle porte un œil nauplien médian et un pair d'yeux latéraux, dans sa partie antérieure on remarque une paire d'antennes courbées portant la forme d'une grosse pince qui sert à saisir la femelle lors de l'accouplement chez cette dernière paire d'antennes est beaucoup plus petite, on trouve sur la tête 3 appendices, (une paire de mandibules, une paires de maxillules), L'ensemble recouvert par une sorte de masques est appelé << le chaperon >>.

2. Le thorax

Est composé de 11 segments chaque segment porte une paire d'appendices natatoires foliacés (**Haddage, 1991**)

3. L'abdomen

Il est composé de huit segments : les 2 premiers segments dit génitaux (deux pénis chez le mâle/la poche incubatrice des femelles); le dernier segment abdominal porte deux appendices portant de longues soies. Entres ces appendices se trouve l'anus. (**Dhont ; Van Stappen, 2003**)

II.3.2. Le cycle de vie

Selon les conditions environnementales, sont produits deux types d'œufs. Dans les conditions optimales de disponibilité d'aliment, salinité et oxygène, et selon l'espèce, l'éclosion des œufs se fait dans l'utérus et sont libérés sous forme de nauplius, aussi connues sous le nom « d'œufs d'été » (reproduction ovovivipare) (Cf. Fig. 9), Et en face des conditions adverses (salinité élevée, ou niveaux faibles d'oxygène), ils sont produits des formes d'œufs de

résistances connues sous le nom de cystes, ou aussi appelés « des œufs d'hiver (Curto E. D., 2006).

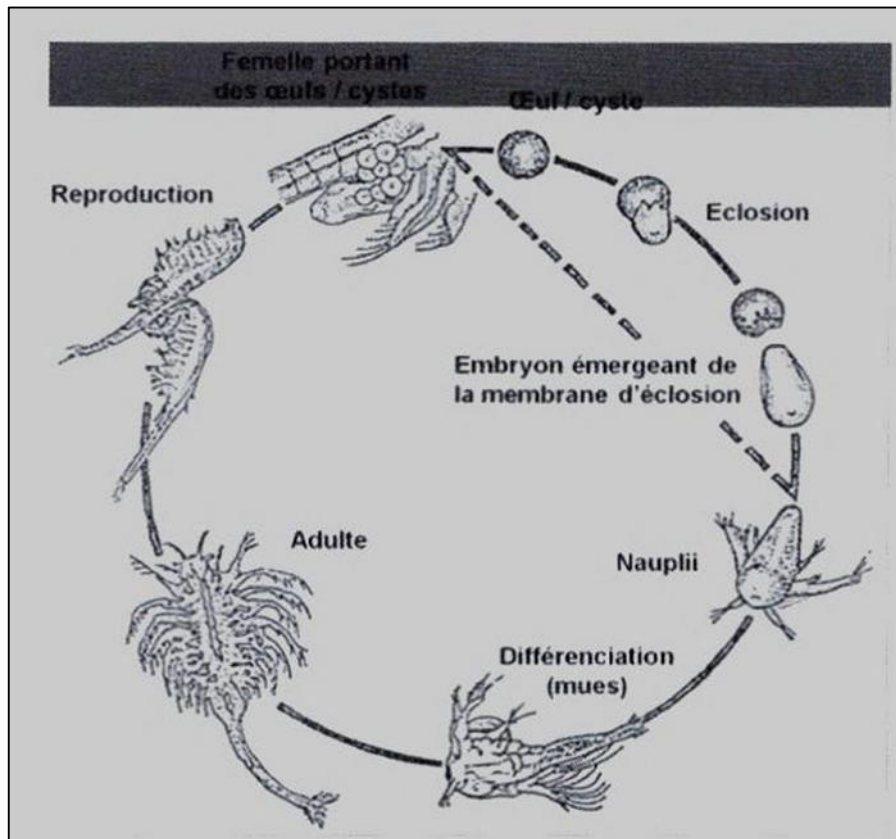


Figure 9 : Cycle biologique de l'Artémia (Defaye et al, 1998)

II.3.3. Le cyste

Le cyste (Cf. Fig. 10), à une forme biconcave, après hydratation il devient sphérique, le cyste sec résiste également aux fortes radiations, une variété de solvants organiques (même à des pesticides), le manque d'oxygène et peut être entreposé pendant des mois ou des années sans toutefois perdre sa capacité d'éclosion (Granvill, Treece, 2000).

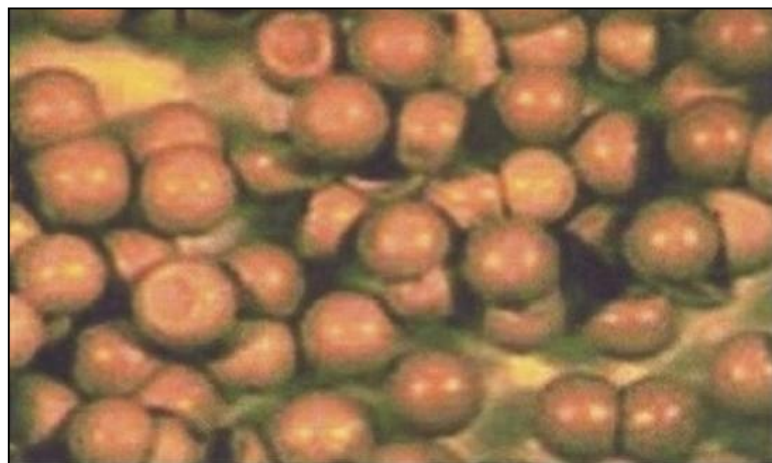


Figure 10 : Cyste d'Artémia (Dahloum, 2007).

II.3.4. La structure de cyste d'Artémia (Cf. Fig. 11),

L'enveloppe du cyste est constituée de 03 structures :

1. **le chorion** : il est constitué essentiellement de lipoprotéines, sa fonction est la protection de l'embryon.
2. **la cuticule membranaire** : elle protège l'embryon contre l'agression grosses molécules (co₂) il sert en fait de filtre de perméabilité.
3. **La cuticule embryonnaire** : c'est une membrane très élastique et transparente qui sépare l'embryon de la cuticule membraneuse (**Dhont ; Vanstappen, 2003**).

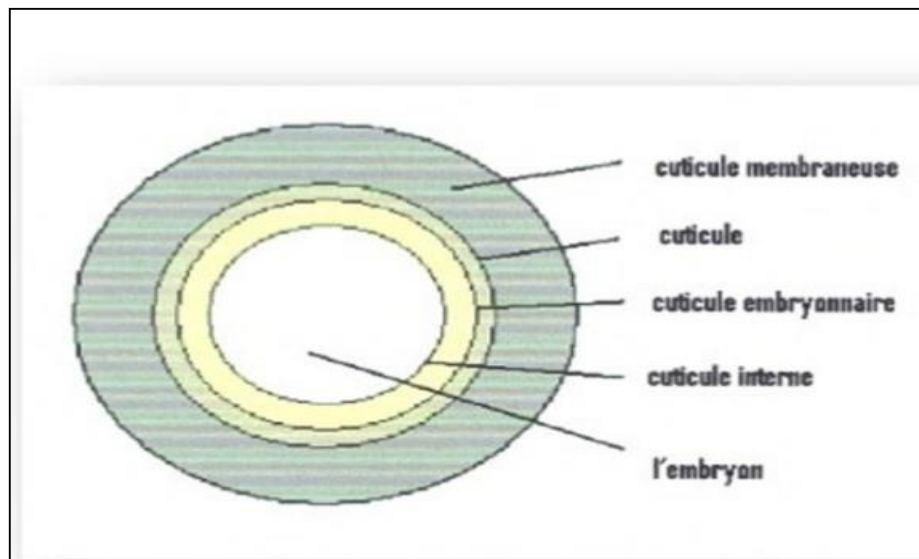


Figure 11 : Structure de cyste de l'Artémia. (**Dhont ; Van Stappen, 2003**).

II.3.5. Les conditions de formation des cystes

Les conditions qui favorisent la formation des cystes sont : Haute salinité, Manque chronique d'aliment, Stress dû au manque d'oxygène (l'oxygène inférieur de 2mg/l) (**Madani, 2001**).

II.4. Reproduction

Les populations naturelles de l'Artémia peuvent être soit bisexuées, soit parthénogénétiques capables de se reproduire pendant plusieurs générations sans être fécondées (**Sorgeloos et al, 1986**).

Chez les souches bisexuées, la position d'accouplement ou « position d'équitation » est la phase pendant laquelle le mâle saisit la femelle entre l'utérus et la dernière paire de thoracopodes et le couple peut aussi nager durant une longue période dans cette position (**Sorgeloos, 1980**).

Le comportement reproducteur des différentes souches de l'Artémia dépend également des conditions du milieu (Mac Donald, 1980 ; Persoone & Sorgeloos, 1980 ; Aloui, 1998) :

- Si les conditions sont favorables, le mode de reproduction est ovovivipare (production des nauplii).
- Si les conditions sont défavorables, l'oviparité (production de cystes) l'emporte sur l'ovoviviparité.

Les cystes produits peuvent rester en diapause (métabolisme embryonnaire bloqué en métaphase) pendant plusieurs années consécutives sans perdre leur faculté germinative à condition qu'ils restent secs dans des conditions anaérobiques ou si la salinité du milieu est supérieure à 85 psu qui est le seuil d'éclosion (Personne & Sorgeloos, 1980). Cette particularité a généralisé l'utilisation des nauplii de l'Artémia à des fins alimentaires dans les écloséries (Sorgeloos et al, 1986). La capacité de l'Artémia d'alterner les modes de reproduction rappelle le cas des daphnies et des rotifères.

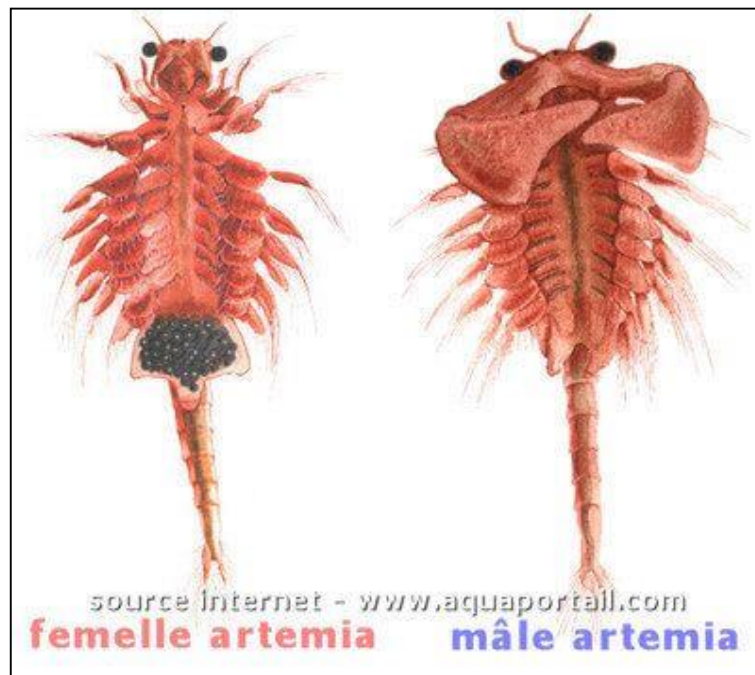


Figure 12 : Mâle et femelle d'Artemia (Abatzolulos et al. 2010)

II.5. Ecologie

II.5.1. Composition ionique et salinité

Dans la nature, l'Artémia prolifère dans les milieux hypersalés à salinité supérieure à 100 g/kg (**Hedgpeth, 1959**) qui sont de deux catégories :

- Milieux athalasso halins : comme les lacs salés intérieurs (ou continentaux), les étangs salés, les sebkhas et les chotts. Ces milieux sont caractérisés par des eaux riches en carbonates, en potassium ou en sulfates et sont alimentés uniquement par les eaux des oueds et des pluies (**Persoone & Sorgeloos, 1980 ; Spitchak, 1980**).
- Milieux thalassohalins : comme les salines côtières et les lacs en communication directe avec la mer. Ce type de milieu est caractérisé par une composition chimique chlorée (**Persoone & Sorgeloos, 1980 ; Spitchak, 1980**).

Ces milieux sont caractérisés par un climat tropical, sub-tropical et tempéré.

L'Artémia est une espèce euryhaline grâce à sa capacité de tolérer des valeurs très élevées de salinité. En effet, cette espèce a développé un système de défense écologique qui lui permet de supporter des compositions ioniques et des salinités létales pour la majorité des autres espèces aquatiques. Ce système d'osmorégulation exceptionnel a fait d'elle la meilleure espèce des métazoaires aquatiques en termes de résistance à la salinité (**Cole et Brown, 1967**) puisqu'elle peut vivre dans des eaux de salinités comprises entre 9 g/Kg (**Brisset et al, 1981**) et 340 g/Kg (**Post et Youssef, 1977**). La salinité a un impact très important sur la production des cystes du fait que la femelle ne peut l'émettre qu'à partir d'un certain niveau qui est de 85 g/Kg pour la souche californienne de la baie de San Francisco (**Sorgeloos, 1980**).

II.5.2. Température

L'Artémia est une espèce eurytherme pouvant vivre dans des milieux à température comprise entre 6°C et 37°C et survivre pendant quelques jours à une température de 40°C (**Vos et Transutapanit, 1979**), alors que son optimum de croissance, variable entre les souches, est compris entre 25°C et 30°C.

La tolérance vis-à-vis de ce paramètre varie en fonction des stades du développement :

- Les cystes peuvent tolérer des températures élevées.
- Les larves peuvent tolérer des températures comprises entre 6°C et 40°C (**Skoultschi et Morowitz, 1964 ; Hinton, 1964**).

II.5.3. Oxygène

L'Artémia est une espèce euroxybionte car elle peut vivre dans une gamme très large d'oxygène dissoute. Elle peut proliférer dans des milieux où le taux de saturation d'oxygène est de 150% (lors d'un « bloom » algal) ainsi qu'à un taux de 1% (milieux pauvres en oxygène dissous).

II.5.4. pH

L'Artémia n'est rencontrée qu'en milieu neutre (pH = 7) ou alcalin (pH > 7). En effet, les informations relatives à l'influence du pH sur la croissance des juvéniles et sur le maintien des adultes sont rares ; en revanche, ce paramètre joue un rôle capital lors de l'éclosion (**Sato, 1967**) et à des valeurs inférieures à 6 devient létal pour l'Artémia (**Brisset, 1984**).

II.5.5. Dispersion

Les principaux facteurs qui sont à l'origine de la dispersion des cystes sont le vent et les oiseaux (**Loffler, 1964 ; Mac Donald, 1980**). Cependant, de nos jours, l'homme joue également un rôle important dans la dispersion de cette espèce par l'inoculation.

II.5.6. Compétition, Prédation et Parasitisme

Cette espèce n'a pas de compétiteurs, du moins dans les milieux hypersalés, mais à des salinités inférieures à 70 g/kg, quelques groupes d'invertébrés peuvent entrer en compétition avec elle comme les rotifères, les ciliés et plus rarement divers crustacés (anostracés et copépodes).

Les prédateurs de cette espèce sont nombreux et le sont d'autant plus lorsque la salinité est proche de celle de l'eau de mer, car tous les zoo-planctophages trouvent dans l'Artémia un aliment facile à capturer à cause de la lenteur de sa nage en pleine eau en position renversée (**Aloui, 2003**).

L'Artémia est sujette à des maladies dues à des parasites mais peu de littérature existe sur ce point (**Sorgeloos, 1980**).

II.5.7. Alimentation

L'Artémia est une espèce typiquement « filter feeder » phagotrophe (**Provasoli et Shiraishi, 1959**) qui s'alimente en se déplaçant perpétuellement.

Le processus d'alimentation de cette espèce diffère selon les stades de développement :

- Chez les nauplii, elle est assurée par la deuxième paire d'antennes.
- Chez l'adulte, elle est assurée par les thoracopodes (11 paires d'appendices thoraciques remplacés au fil des mues) (**Tobias et al, 1980**).

L'Artémia capte, par battements rythmiques et coordonnés, toutes particules inertes ou vivantes en suspension grâce aux soies garnissant les thoracopodes (**Volmer, 1952**). L'Artémia peut absorber des particules de quelques micromètres (comme les bactéries) jusqu'à des tailles de 25 microns (**Seki, 1966 ; Takano, 1967**) ; mais d'une façon générale, elle est capable d'ingérer toute particule dont la taille est inférieure à 60 microns (**Reeve, 1963**).

II.6. Importance aquacole et intérêt économique de l'Artémia

Depuis la découverte de la valeur nutritionnelle des larves de l'Artémia pour les élevages larvaires de poissons et de crustacés par **Seale (1933)** et ensuite par **Rollefsen (1939)**, cette espèce a fait l'objet de nombreux travaux de recherches en vue d'exploiter les cystes. L'exploitation et la commercialisation de l'Artémia ont commencé en 1948 aux Etats-Unis (San Francisco-Bay et Utah : Great Salt Lake), car cette espèce est indispensable au niveau des écloseries pour les raisons suivantes :

- La facilité d'utilisation : récolte des cystes du milieu naturel, ensuite leur traitement et enfin leur stockage.
- Les nauplii fraîchement éclos constituent une bonne nourriture aussi bien sur le plan sanitaire qu'énergétique.
- La dimension des nauplii est adaptée à la dimension de la bouche des larves.
- La facilité de conservation des cystes pendant plusieurs années.
- La facilité de l'obtention des nauplii : l'incubation des cystes dans l'eau de mer pendant 24 heures permet la libération des nauplii.

II.7. La répartition géographique de l'Artemia

II.7.1. Artemia dans le monde

On compte actuellement plus de 300 biotopes distribués dans les cinq continents (Cf. Fig. 13), à l'exception de l'antarctique (**Persoone et Sorgeloos, 1980 ; Brown et MacDonald, 1982**). L'Artémia est presque ubiquiste (à large répartition mondiale). En France, par exemple, elle est abondante dans les marais salants des côtes Atlantiques et méditerranéennes ainsi que dans les salines de Lorraine.



Figure 13 : Répartition géographique de l'Artémia dans le monde

(D'après Lavens & sorgeloos, 2000)

II.7.2. Artémia en Algérie

D'après Haddag, 1991 et Kara, 1994, les travaux réalisés sur l'Artémia, en Algérie sont peu nombreux, l'espèce se rencontre dans les chotts et sebkhas, et à l'état actuel, aucun site en Algérie ne fait l'objet d'une exploitation. Néanmoins, Kara et Amrouayache ont recensé 11 sites potentiels de présence d'Artémia en Algérie (Tableau 1). (**Kara et Amarouayache, 2012**).

Tableau 1 : Les sites potentiels d'Artémia connus en Algérie.

Région	Superficie (ha)	Coordonnées géographiques	Espèce	Références
Sebkhat Oran	43,000	35°43'N 00°08'W	Inconnue	Sorgeloos et <i>al</i> , (1986), Ghomarie et <i>al</i> , (2011)
Chott Ouargla	6,853	31°57'N 05°20'E	Inconnue	Sorgeloos et <i>al</i> , (1986)
Chott Marouane (El Oued)	36,000	34°03'N 06°20'E	A. Salina	Sorgeloos et <i>al</i> , (1986), Zemmouri, (1991), Kara et <i>al</i> , (2004), Samraoui et <i>al</i> , (2006), Amarouayache et <i>al</i> (2009), Amarouayache and Kara, (2010)

Sebkhat Ez-Zemoul (Oum El Bouagui)	6,100	35°53'N-06°33'E	A. Salina	Sorgeloos et al, (1986), Zemmouri, (1991), Kara, (1998), Samraoui et al, (2006), Amarouayache and Kara, (2010), Amarouayacheet al, (2010). Amaraouayache et al, (2012),
Arzew Saltern (Bethioua, Oran)	2,900	35°41N-00°17'W	A. tunisiana	Zemmouri, (1991). Haddag, (1991), Samraoui et al, (2006). Ghomari et al, (2011)
Garaet El	33,460	35°42'N	A. Salina	Kara, (1998), Haddag, (1991)
Tarf (Oum El Bouagui)		07°07'E		Gagneur and Kara, (2001), Ghomari et al, (2011)
Chott Melghir (Biskra)	48,000	34°10'N 06°17'E	A. Salina	Samraoui et al, (2006), Ghomari et al, (2011)
Sebkhat Sidi Bouziane (Relizane)	1,740	35°50'N 00°39'W	A. Salin	Zemmouri, (1991), Ghomari et al, (2011)
El-Bahira Lake (Setif)		35°50'N 05°15'E	Inconnue	Sorgeloos et al, (1986), Derbal et al, (2010), Ghomari et al, 2011)
Goléa Salt Lake (Ghardaia)	18,947	30°28'N 02°55'E	Inconnue	Ghomari et al, (2011)
Dayet Morseli (Oran)	150	35°30'N 00°46'W	Inconnue	Sorgeloos et al, (1986)



**MATÉRIEL
ET MÉTHODES**

I. Préparation de l'échantillon

1- Collection et préparation des algues

L'algue brunes *Cystoseira sticta* sp a été collectée le 01/02/2018 au niveau de la plage de Sidi Ladjal qui est éloignée de 5 km au nord de la commune de khadra (anciennement Picard) et à 50 km de la wilaya de Mostaganem (Algérie) a divers points du site (Cf. Fig. 14).



A

B

Figure 14 : Site d'échantillonnage,

A : La plage de Sidi Ladjal (le site de prélèvement)

B : Localisation géographique du site de l'échantillonnage du *Cystoseira stricta* sp

L'identification botanique a été réalisée au laboratoire de gestion et valorisation des ressources littorales et systématiques moléculaire par monsieur le professeur Chadli Rabah.

Les échantillons récoltés sont traités au laboratoire par lavage et nettoyage à l'eau courante afin d'éliminer toutes les impuretés possibles : sels, sables, coquilles et les épiphytes afin d'éviter tous les risques de contamination, plus tard séchée dans l'air et à l'abri de la lumière, ainsi la biomasse de l'algue est conservée au laboratoire par séchage à la température ambiante.

2- La teneur en eau

La teneur en eau est la perte de la masse obtenue par séchage, elle est déterminée selon un mode opératoire spécifique.

Elle est évaluée par séchage à l'étuve réglée à la température 40°C pendant 24 heures (Cf. Fig. 15).



A

B

Figure 15 : Peser et séchage d'algue,**A : Peser 50 g du poids de la matière frais****B : Séchage à l'étuve 40°C**

- Le pourcentage en eau est calculé comme suit :

Poids frais - poids sec / poids frais x100.

3- Préparation de la matière sèche

Après séchage les échantillons sont broyés à l'aide d'un mortier et un pilon (Cf. Fig. 16).

**Figure 16 : Séchage et broyage de l'algue échantillonnée****4- Préparation de l'extrait brut**

L'extrait brut est obtenu en ajoutant 10 g de poudre d'algue à 150 ml d'acétone (80%/20%, v/v). Le mélange obtenu est soumis ensuite à une macération continue à l'abri de la lumière dans l'appareil agitateur de trois répétitions à température ambiante. Après 24 heures, une filtration est réalisée sous vide avec du papier wattman N°1.

Le filtrat obtenu est évaporé sous pression réduite avec un évaporateur rotatif (Cf. Fig. 17). Les extraits sont lyophilisés et conservés dans un endroit sec pour être testé ultérieurement.

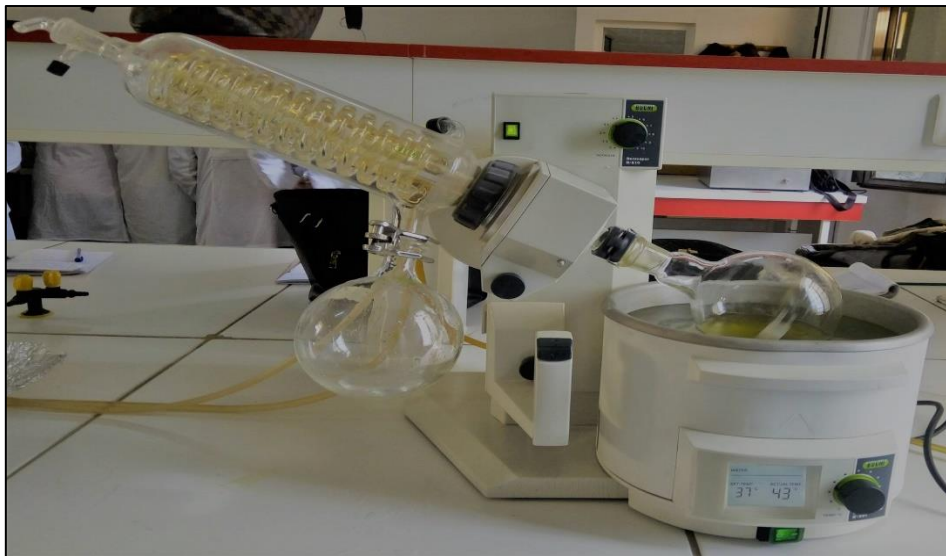


Figure 17 : Evaporation du filtrat obtenu

- La détermination du rendement de l'extrait sec est réalisée en appliquant la formule suivante (Afnor, 1986) :

$$R (\%) = (P_1 - P_2/P_E) \times 100$$

Sachant que :

P₁ : Poids du ballon après évaporation.

P₂ : Poids du ballon avant évaporation.

P_E : Poids de l'échantillon algal sec.

II. Eclosion et préparation des nauplii

1- Echantillonnage des cystes

Nous avons prélevé l'échantillon de cystes le 08/04/2018 au niveau du lac salé de Bathioua (Oran). Les cystes ont été ramassés directement à différents points sur le rivage du bassin mère à l'aide d'une petite pelle et à la surface de l'eau en utilisant des tamis d'un maillage de 100 µm. Immédiatement après la récolte, les cystes sont enveloppés dans des sacs noirs en plastique après avoir rajouter du sel provenant de la saline afin de les conserver à l'abri de la lumière et de l'humidité.

2- Traitement des cystes

Un traitement correct des cystes garantit une qualité maximale d'éclosion de cyste produits. Cette méthode de traitement comporte les étapes suivantes (selon la méthode décrite par **Sorgeloos et al. (1986)**) :

- 1- Séparation selon le diamètre.
- 2- Séparation selon la densité, dans une saumure a (300g/l).
- 3- Lavage à l'eau douce.
- 4- Séparation selon la densité dans l'eau douce.
- 5- Séchage.
- 6- Conservation.

2-1 Séparation selon le diamètre

Cela implique l'élimination de débris (dont le diamètre est plus grand et plus petit que le diamètre des cystes tel que le sable, le bois et les plumes), en faisant passer le produit d'éclosion sur des tamis de différents diamètres (1 mm, 0.15 mm, 0.25 mm).

Les cystes (embryon intacte aussi bien que les coquilles vides) en plus des particules de même grosseur sont aussi collectés au fond de l'écran. Les cystes peuvent être mis à l'abri dans des sacs ou des bouteilles hermétiquement fermées. Pour une meilleure conservation, on peut rajouter de la saumure ou du gros sel à l'échantillon

2-2 Séparation selon le diamètre dans une saumure

Pour mieux enlever les petits débris de même diamètre que les cystes, l'échantillon collecté à partir du fond de l'écran doit être transférés dans un réservoir (de préférence en forme d'entonnoir exemple : bouteille de Zoug rempli de saumure saturée (300g/l) et équipé d'une pompe d'air afin de désagréger les amas des cystes (Cf. Fig. 18). Les petits débris flottent à la surface de l'eau, alors que les débris lourds coulent au fond. Lorsque tous les débris lourds se sédimentent, l'aération est stoppée, et les cystes sont récupérés par siphonage à l'aide d'une pipette.

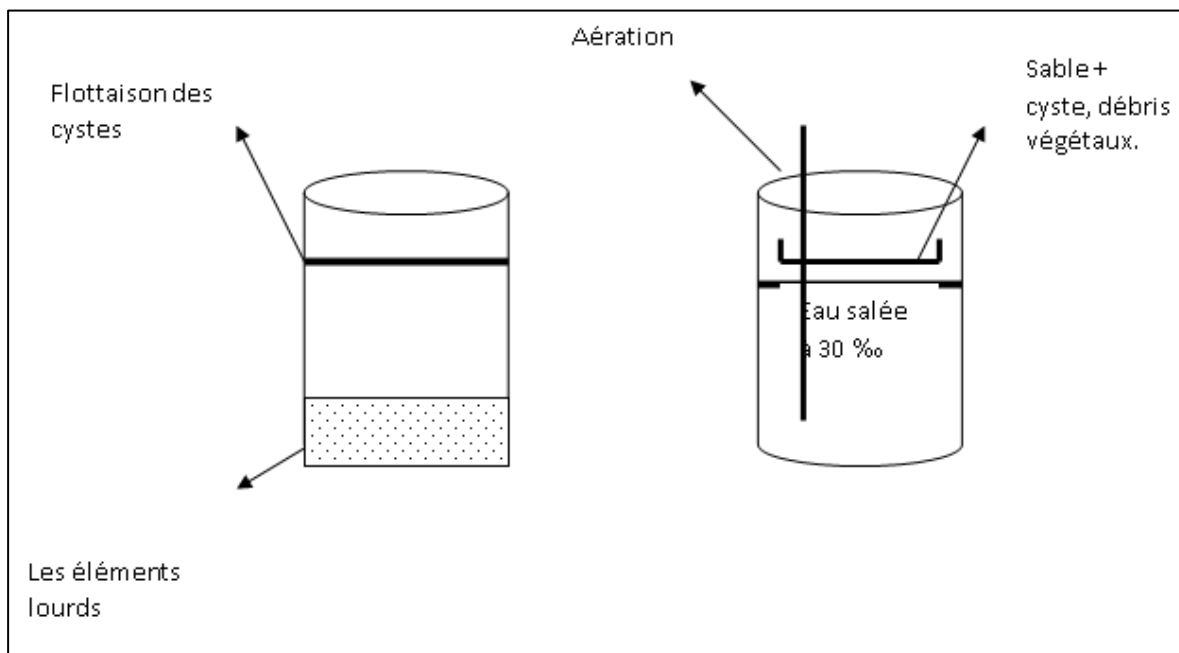


Figure 18 : Schéma de séparation selon le diamètre dans une saumure

2-3 Lavage à l'eau douce

Pour un meilleur traitement, les cystes doivent être minutieusement lavés avec de l'eau douce dans le but d'enlever l'excès de sel, Nous avons utilisé un tamis d'un diamètre de 125 microns pour récupérer les cystes, on peut également utiliser des sacs à filtré (éventuellement les sacs de riz) avec un maximum de diamètre égalant 150 microns. L'étape de lavage ne doit pas être plus longue que 5 à 10 minutes.

2-4 Séparation selon la densité en eau douce

Les cystes sont transférés dans une ampoule à décanter en verre contenant de l'eau douce (on ne doit pas utiliser de l'eau froide car sa densité est plus élevée) la flottaison et la séparation serait inférieure. Pour désagréger les amas de cystes, l'aération doit être maintenue en continue. Les cystes pleins coulent au fond alors que les petits débris et les cystes vides flottent à la surface (Cf. Fig. 19).

Cette séparation en eau douce ne doit pas être plus longue que 15 minutes, autrement ils vont atteindre le niveau d'hydratation qui met en route leur métabolisme ; Ceux pleins sont récupérés sur un tamis de 125 micron ; on peut aussi les collecter à l'aide d'un sac en tissu de 150 micron et enlever l'excès d'eau par pression ferme sur le sac qui sera séché avec un tissu absorbant. L'excès d'eau peut être plus efficacement retiré en plaçant le sac dans un centrifugeur.

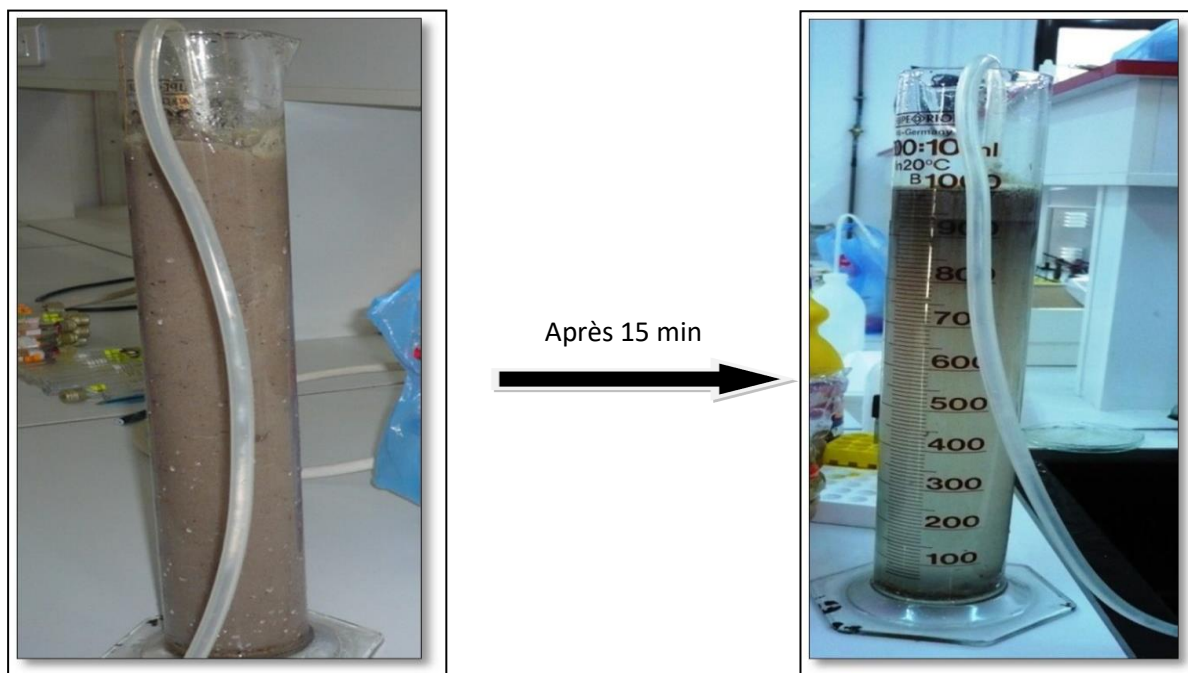


Figure 19 : Séparation selon la densité dans l'eau douce

2-5 Le séchage et conservation

L'eau de constitution des cystes, après traitement en eau douce, doit être réduite aussitôt que possible au-dessous du niveau critique de 10%, dans le but de stopper l'activité métabolique du cyste. Après avoir mis les cystes dans des boîtes de Pétri, on a placé ces dernières dans l'étuve à 30- 45°C, pendant 2 jours (Cf. Fig. 20).

Bien que les effets du métabolisme n'aient pas été entièrement compris, il a été démontré par de nombreuses expériences que cela dépendait de la procédure de séchage et de la qualité du cyste, son efficacité d'éclosion, son taux d'éclosion et l'énergie qu'il contient peuvent être affectés.

Avant leur conservation entre 0 et 4 °C, les cystes doivent être émergés dans la saumure. Pour une conservation de longue durée (Au-delà d'un mois) l'emballage sous vide ou sous azote est envisagé.



Figure 20 : Séchages des cystes dans l'étuve.

3- Incubation et éclosion des cystes

Afin d'assurer une éclosion optimale des cystes, certaines conditions strictes doivent être respectées (**Lavens et Sorgeloos, 1996**), à savoir :

1/ Une température maintenue entre 25 et 28°C.

2/ Une salinité de 15 à 35 g/l.

3/ Un pH aux environs de 8.0.

4/ Une quantité d'oxygène de 2 mg/l au minimum, de préférence 5 mg/l.

5/Une densité maximale de cystes ne dépassant pas 2g/l.

6/Assurer une illumination constante de 1000 à 2000 lux. (Deux ampoules de 40 Watts sont suffisantes pour quatre récipients d'incubations) (**Granvil Treece, 2000**).

La procédure standard employée est celle de **Sorgeloos et al. (1986)**. Elle consiste à incuber 250 mg de cystes dans un récipient cylindro-conique en verre, contenant 100 ml de l'eau de mer naturelle filtrée (0.45 et 0.2µm). Les cystes doivent être maintenus en suspension en appliquant une aération par le fond du récipient (Cf. Fig. 21).

La température est maintenue à 26°C, parfois à 28°C à l'aide d'un thermostat, les jeunes larves sont ainsi obtenues au bout de 24 heures et sont évidemment nourris avec de la levure de bière et de la poudre de lait (**Wit et Pravit, 1972 ; Dobbler et al, 1980**).

La collecte de ces jeunes individus se fait à l'aide d'une pipette en matière plastique pour l'étude du test de toxicité.

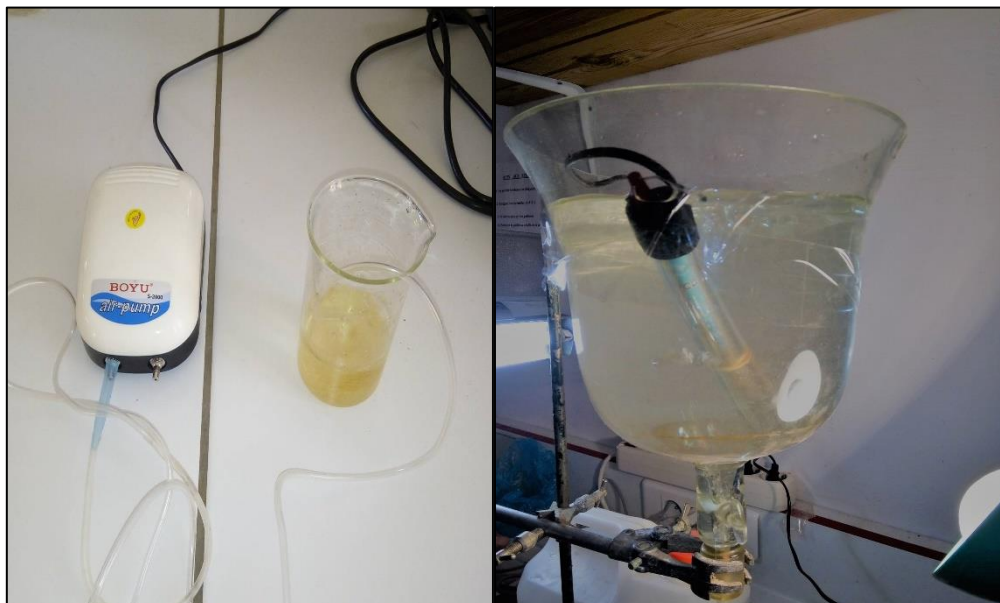


Figure 21 : Elevage de l'*Artémia salina*

4- Récolte des nauplii

Après l'éclosion des cystes, les nauplii doivent être séparés des autres débris (débris du chorion, métabolites d'éclosion). Cinq à dix minutes après avoir arrêté l'aération, ces derniers flottent en surface et seront facilement éliminés, tandis que les nauplii et les cystes non éclos se concentrent au fond du récipient et peuvent être siphonnés.

Les nauplii ainsi collectés, sont transférés dans un petit aquarium. Une source de lumière est placée ensuite devant le bac. L'éclairage unilatéral d'une des parois de l'aquarium attire les nauplii qui finissent par se concentrer dans le faisceau lumineux. Ceci facilite leur récolte qui peut être effectuée à l'aide d'une simple pipette.

5- Tests de toxicité DL 50

Les tests ont été menés à l'aide du test de B.S ; dans des tubes à essai en diluant 0.02 g de l'extrait dans 2 ml de sulfoxyde de diméthyle (DMSO) et en suite 0.2 ml dans 1.8 ml de l'eau de mer (EM). Cette dose converti 100 ppm de solution mère a bas cette solution on calcule les solutions filles a différent concertation (500, 100,10 ppm) dans chaque tube à essai remplirai 10 nauplii plus 0.5 ml de solution fille de chaque dose du trois répliquas avec deux gouttes de DMSO dans le témoin (Cf. Fig. 22).

Après 24 heures on compte le nombre des individus morts dans les tubes et le témoin, delà on peut définir la dose de létalité DL_{50} selon les déférentes contractions déterminées.

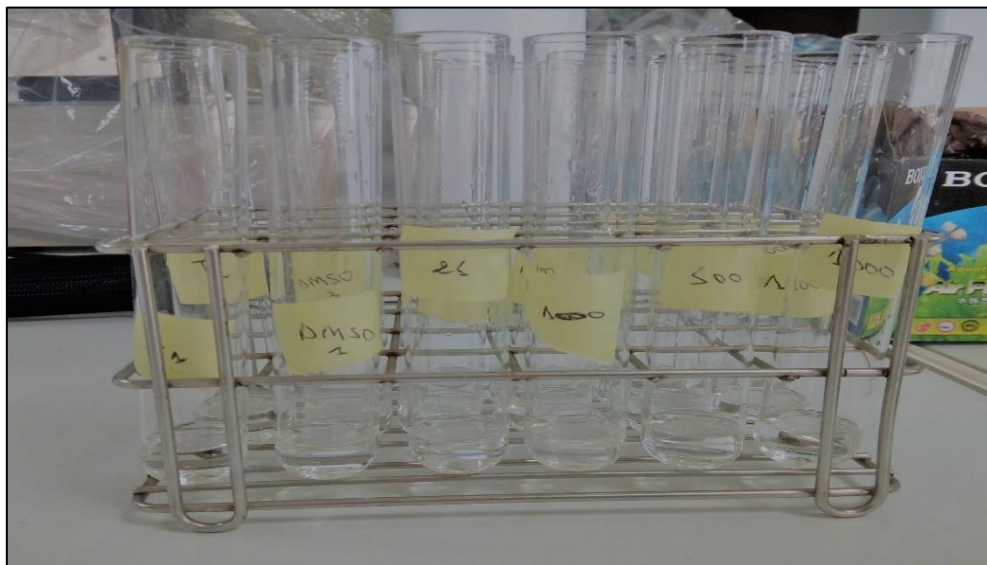


Figure 22 : Test de létalité DL_{c50}

Dans le cas où le témoin contient des larves mortes, le pourcentage de mortalité est corrigé en utilisant la formule suivante :

$$\% M = (NLP - NLT)/10 \times 100$$

Sachant que :

M : Pourcentage de mortalité.

NLP : Nombre de larve morte en présence du produit a testé.

NLT : Nombre de larve morte en présence du témoin (solvant).

6- Evaluation du pouvoir antioxydant

L'activité antioxydant de l'extrait de *Cystoseira stricta sp* a été déterminée en utilisant le radical 1,1-diphényl-2-picrylhydrazyl (DPPH°).

Le DPPH (1,1-diphényl-2-picrylhydrazyl) est un radical libre stable de couleur violacée qui absorbe à 517 nm. En présence de composés anti-radicalaires, le radical DPPH est réduit en changeant de couleur et en virant vers le jaune. Les absorbances mesurées à 517 nm servent à calculer le pourcentage d'inhibition du radical DPPH, qui est proportionnel au pouvoir anti radicalaire de l'échantillon.

a. Principe

Cette méthode est basée sur la mesure de la capacité des antioxydants à piéger le radical DPPH. L'effet de l'extrait sur le DPPH est mesuré par la procédure décrite par **Benariba et al. (2013)**.

b. Mode opératoire

- Préparation du DPPH à la concentration de 0,004 mg /ml dans du méthanol,
- Préparation d'extrait dans le méthanol à différentes concentrations (100, 200, 300, 400, 500 mg/ml) ; (Cf. Fig. 23).
- A 2 ml de la solution du DPPH on ajoute 0.014mg pour chaque extrait à différentes concentrations ;
- Préparation de tube blanc pour chaque concentration : 50 ml du méthanol et 0.014 de l'extrait correspondant ;
- Préparation de tube control négatif : 50ml du méthanol avec 2ml de la solution du DPPH,
- Le tube blanc renferme 2 ml du méthanol,

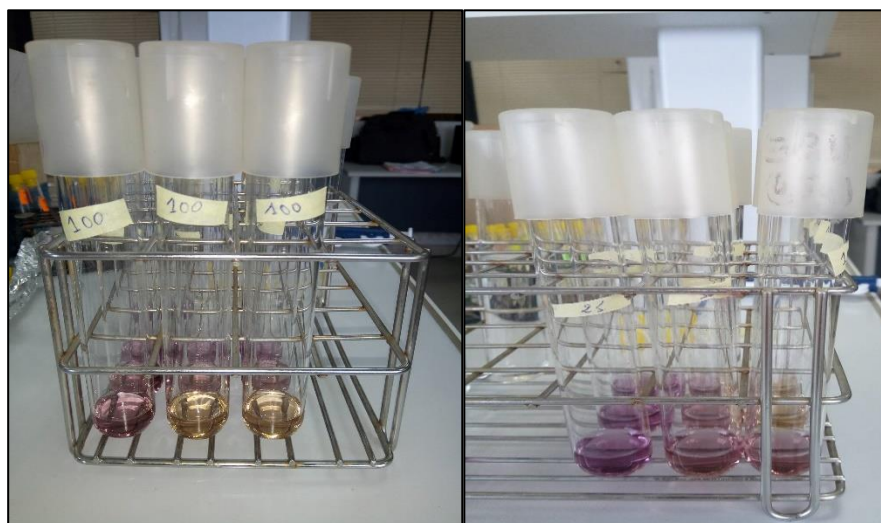


Figure 23 : Teste de DPPH°

- Incubation 30 min à la température ambiante et à l'obscurité,
- Mesure de l'absorbance à 517 nm (Cf. Fig. 24).



Figure 24 : Spectrophotomètre utilisé pour la lecture des absorbances.

c. Expression des résultats

➤ Pourcentage de réduction du DPPH

Les résultats ont été exprimés en tenant compte de la moyenne de trois mesures obtenues pour l'extrait, dont le pourcentage de réduction du DPPH est calculé selon la formule suivante :

$$I\% = \frac{(\text{ABS BLANC}) - (\text{ABS EXTRAIT})}{(\text{ABS BLANC})} \times 100$$

Sachant que :

DPPH (%) : Pourcentage de réduction du DPPH.

ABS BLANC : Absorption d'extrait blanc.

ABC EXTRAIT : Absorption d'extrait

d. Détermination IC50

La valeur IC50 est la concentration qui assure la réduction de 50% du DPPH, déterminée graphiquement pour chaque extrait à partir de la courbe du pourcentage de réduction en fonction de la concentration (**Samarth et al, 2008**).

7- Dosage des poly-phénols totaux

Le dosage des poly-phénols totaux des extraits de *C. Stricta* a été fait selon la méthode de Folin-Ciocalteu. Ce réactif est constitué d'un mélange d'acide phosphotungstique ($H_3PW_{12}O_{40}$) et d'acide phosphomolybdique ($H_3PMO_{12}O_{40}$). Lors de l'oxydation, il est réduit en un mélange d'oxyde bleu. La coloration produite est proportionnelle à la quantité de poly-phénols présents dans l'extrait analysé (**Boizot et Charpentier, 2006**).

La teneur des poly-phénols contenus dans l'extrait d'algue *Cystoseira stricta sp* a été déterminée suivant la méthode décrite par **Miliaukas et al. (2004)**. Cette méthode consiste à mélanger un volume de 1ml d'extrait (1mg/ml) avec 5ml de réactif de Folin-Ciocalteu dilué 10 fois. Après 5 minutes d'incubation, 4ml de carbonate de sodium à concentration 75g/l ont été additionnés. Parallèlement, dans les mêmes conditions, un étalon a été réalisé avec des concentrations croissantes d'acide gallique (standard) allant de 0 à 90 µg/l. Après une heure d'incubation à la température ambiante, l'absorbance a été lue à 765 nm contre un blanc (eau distillé) à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible (Jenway 6715). La teneur en poly-phénols totaux a été exprimée en milligramme (mg) équivalent standard (acide gallique) par gramme de la matière algale (mgEAG/g).

Tableau 2 : Dosage de poly-phénols totaux dans l'extrait d'algue *Cystoseira stricta sp*

Concentration de l'acide gallique (µg/ml)	10	20	30	40	50	60	70	80	90		
Volume de l'acide gallique (ml)	1	1	1	1	1	1	1	1	1		
Extrait d'algue (ml)										1	
Blanc : Eau distillé (ml)											1
Folin-Ciocalteu (ml)	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5
1 ère Incubation pendant 5min à température ambiante											
Na₂CO₃ (ml)	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4
2^{ème} Incubation pendant 1 heure à température ambiante et à l'obscurité											
Mesure de DO à 765 nm											

8- Technique d'extraction des lipides totaux à froid (Technique de Folch et al. 1957)

L'objectif de cette technique est de déterminer la quantité de lipides totaux dans un échantillon d'algue brune étudiée.

a. Principe

A partir d'une masse connue de prise d'essai, les lipides totaux sont extraits à l'aide d'un mélange de solvants chloroforme + méthanol. Après ajout d'une phase aqueuse, cette extraction s'effectue par séparation de deux phases : la phase inférieure (chloroforme + lipides) et supérieure (méthanol + eau). Le filtrat obtenu est évaporé et la quantité de lipides mis à sec est pesée.

b. Mode opératoire

Dix grammes de l'algue est additionnée de 60 ml de réactif de Folch (méthanol + chloroforme). Il est broyé à l'aide d'un homogénéisateur pendant 2 minutes. Le mélange obtenu est filtré sur verre fritté (Cf. Fig. 25B).

**A****B**

Figure 25 : Pesée de la matière sèche et filtration du mélange,

A : Pesée de 10 g de l'algue

B : Filtration du mélange obtenu

Ce filtrat est versé dans une ampoule à décanter. La séparation des phases s'effectue avec la solution de chlorure de sodium (NaCl) à 0,73 % à raison de 1 volume de NaCl pour 4 volumes de filtrat. Une saturation de deux mélanges est obtenue : méthanol/eau et chloroforme/lipide. Ces deux mélanges sont agités et laissés décanter environ 2 heures. Après décanter, les phases apparaissent incolores, limpides et séparées par un ménisque (Cf. Fig. 26A). La phase inférieure (chloroforme/lipide) est filtrée sur sulfate de sodium ayant la propriété d'absorber l'eau (Cf. Fig. 26B). Le filtrat obtenu est recueilli dans un ballon à col rodé préalablement pesé (Cf. Fig. 22A).

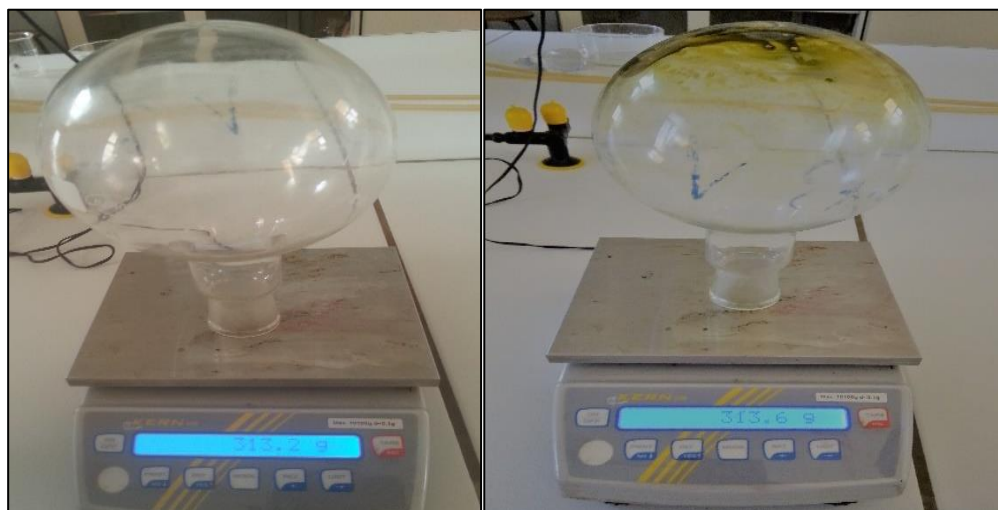


A

B

Figure 26 : Décantation et filtration de la phase inférieure,**A : La séparation des deux phases****B : Filtration de phase inférieure**

La phase supérieure (méthanol/eau) est rincée à l'aide de 50 ml d'un mélange à 20 ml de NaCl concentré à 0,58 % et 80 % de méthanol + chloroforme de façon à extraire le reliquat des lipides apparaissant à l'issue de cette opération. La phase inférieure est alors filtrée et le chloroforme évaporé sous vide. Le poids net des lipides ainsi mis à sec est obtenu par différence entre le poids du ballon contenant la matière grasse (Cf. Fig. 27B) et celui du ballon vide.



A

B

Figure 27 : Pesé du ballon,**A : Pesé du ballon vide****B : Pesé du ballon plein**

- Le pourcentage des lipides totaux peut être déterminé par la formule suivante :

$$MG(\%) = \frac{P_2 - P_1}{P_E} \times 100$$

Sachant que :

P₂ : poids du ballon contenant les lipides.

P₁ : poids du ballon vide.

P_E : prise d'essai.

9- Détermination des protéines brutes (méthode de KJELDAHL 1883)

Le processus de KJELDAHL, 1883 est la méthode la plus utilisée pour déterminer les protéines brutes (Cf. Fig. 28).



Figure 28 : Appareil de KJELDAHL

La teneur en protéines brutes contenue dans le produit est obtenue en mesurant la teneur en azote total dans l'échantillon multiplié par le facteur empirique 6,25.

9-1 Principe de la méthode

Le principe de la méthode de KJELDAHL se divise en trois étapes :

- Minéralisation de la matière organique par l'acide sulfurique en présence d'un catalyseur de cuivre pour convertir l'azote totale $(NH_4)_2SO_4$,
- Libération du NH_3 de l'échantillon minéralisé en ajoutant du NaOH en excès et distillation à vapeur de cette ammoniaque à l'acide borique.
- Détermination du NH_3 libéré par titrage avec l'hydroxyde de sodium.

9-2 Réactifs et appareillage

Tous les réactifs doivent être de qualité analytique reconnue. L'eau utilisée doit être de l'eau distillée et les réactifs utilisés sont :

- Sulfate de potassium.
- Catalyseur.
- Acide sulfurique.
- Sélénium.
- Hydroxyde de sodium.
- Acide borique.
- Solution du titrage (hydroxyde de sodium).

Pour le matériel on utilise :

- Balance analytique.
- Du matériel permettant de réaliser l'opération de minéralisation, de distillation et de titrage selon la méthode de KJELDHAL

9-3 Mode opératoire

9-3-1 Minéralisation de la matière organique

- Peser 0,25 g de l'échantillon et introduire cette prise d'essai dans un ballon à minéralisation de KJELDHAL (Cf. Fig. 29).
- Ajouter 20ml d'acide sulfurique pure et 5 g de catalyseur ($K_2SO_4 + CaSO_4 + Se$).

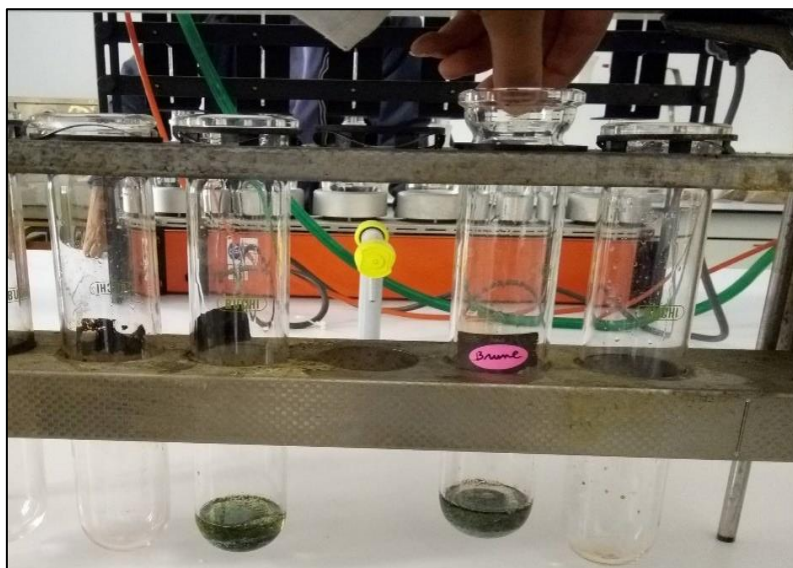
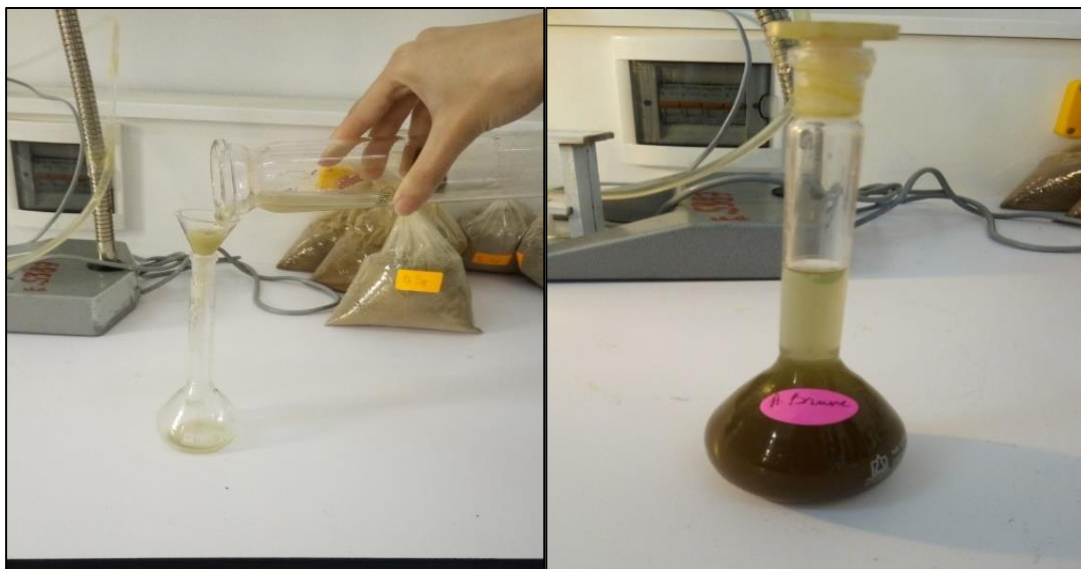


Figure 29 : Ballon à minéralisation de KJELDHAL

- Chauffer le ballon tout d'abord doucement pour éviter le débordement de la mousse.
- Chauffer avec modération, en agitant en tournant jusqu'à carbonisation de la masse et disparition de la mousse, chauffer ensuite plus fort jusqu'à ébullition régulière du liquide, et arrêter le chauffage quand la couleur verte apparaisse.
- Transvaser le liquide dans une fiole de 100ml et ajuster au trait de jauge (Cf. Fig. 30A, B).



A

B

Figure 30 : ajustassions du filtrat dans une fiole,

A : transvaser le liquide dans une fiole

B : ajuster au trait de jauge

9-3-2 Distillation de l'ammoniaque

- Prélever un volume V (20ml) du distillat et transvaser se liquide dans un ballon à deux cols rodés. Y ajouter 40ml de NaOH à 30% et fermer immédiatement.
- A l'autre bout de réfrigérant, on place un bécher qui contient 20ml d'acide borique à 4%.
- Lancer le chauffage du ballon pour distiller l'ammoniaque. Ce dernier sera piégé dans l'acide borique qui se colore en bleu (signe de présence d'ammoniaque) (Cf. Fig. 31).

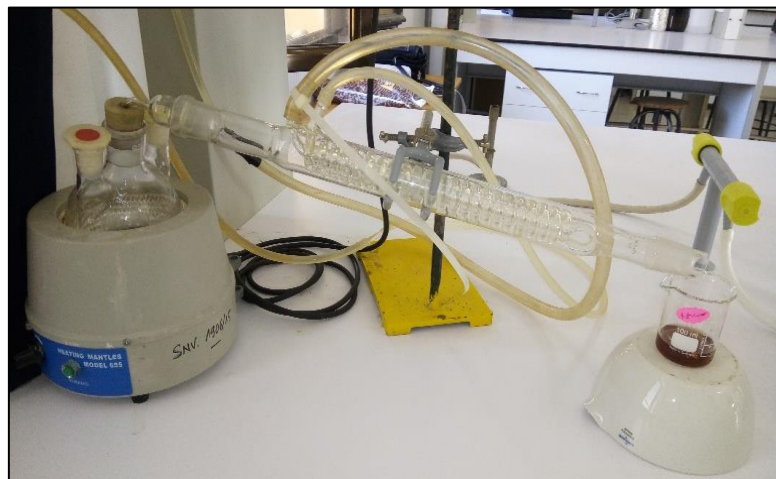


Figure 31 : Distillation de l'ammoniaque

9-3-3 Titrage

- Titrer ce distillat avec de l'acide sulfurique N/20 jusqu'à la couleur de départ (grenade) (Cf. Fig. 32).
- Noter le volume de la burette V_0 .

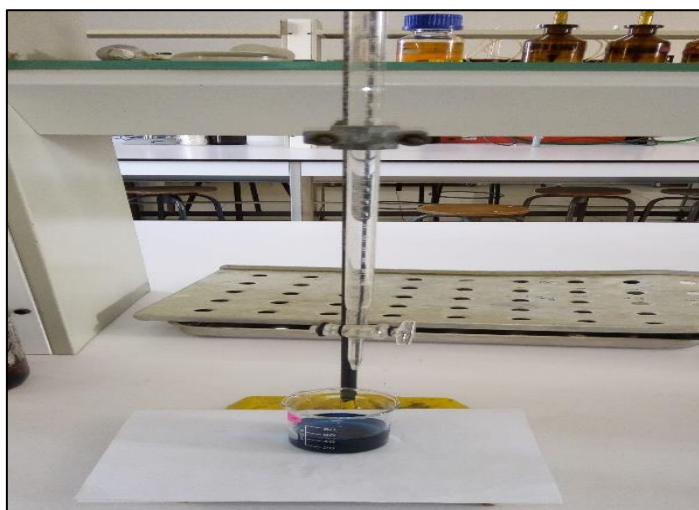


Figure 32 : Titrage du distillat.

9-3-4 Calcule de la teneur en azote

La teneur en azote est exprimée en pourcentage en masse du produit :

$$N(\%) = v \times (V / v_0) \times 7 \times 10^{-4} \times (100 / P)$$

Sachant que :

v : le volume de l'acide sulfurique pour la détermination.

V : le volume de la solution d'acide sulfurique utilisé pour le titrage.

v_0 : le volume de la prise d'essai.

P : le poids de l'échantillon.

9-3-5 Calcule de la teneur en protéine brutes

Calculer la teneur en protéines brutes du produit en multipliant la teneur en azote par le facteur 6,25.

10- Extraction et dosage des pigments Photosynthétiques

L'extraction des pigments photorécepteurs des tissus foliaires a été réalisée par la méthode d'Arnon (1949).

100mg de matière végétale fraîche ont été coupés en petits morceaux et broyés à sec puis dans 5mL d'acétone à 80% et quelques milligrammes de carbonate de calcium (CaCO_3) pour faciliter le broyage (Cf. Fig. 33).



Figure 33 : Broyage de la matière végétale

Après broyage total, L'extrait était filtré à l'aide d'un papier filtre de type Whatman n°1.

Le dosage se fait à l'aide d'un spectrophotomètre réglé aux longueurs d'onde $\lambda = 645 \text{ nm}$ et 663 nm pour déterminer la teneur en chlorophylles a et b et $\lambda = 480 \text{ nm}$ pour déterminer la teneur des caroténoïdes après étalonnage de l'appareil avec la solution témoin d'acétone à 80 %.

➤ Les teneurs en chlorophylles (a), (b), (a + b) et caroténoïdes, sont données à partir de ces formules et exprimées en ($\mu\text{g} / \text{g}$ de MF) :

- $\text{CHla} = 12,7 \cdot \text{Do663} - 2,69 \cdot \text{Do645}$
- $\text{CHlb} = 22,9 \cdot \text{Do645} - 4,86 \cdot \text{Do663}$
- $\text{CHla} + \text{CHlb} = 8,02 \cdot \text{Do663} + 20,20 \cdot \text{Do645}$
- $\text{Cart} = [(100 \cdot \text{Do480}) - (3,27 \cdot (\text{CHla}) - 104 \cdot (\text{CHlb}))] / 229$.

11- Déterminations des cendres brutes

La méthode permet la détermination de la teneur en minérale par incinération de produit à 550°C. (LAB23 I-MET006_Cendres brutes v11 2013-02-01-3/5).

a. Principe de la méthode (Cf. Fig. 34).

Ce principe consiste à la décomposition de la matière organique par incinération, puis la pesé des cendres brutes obtenues.

b. Appareillage : pour cela on a utilisé.

- Dessiccateur.
- Balance analytique.
- Etuve à 103°C.
- Four à moufle.
- Creuset d'incinération.

c. Mode opératoire

On a procédé comme suit :

- Peser le creuset vide.
- Peser 5g d'échantillon.
- Mettre les 5g dans les creusets et peser à la 2^{ème} fois.

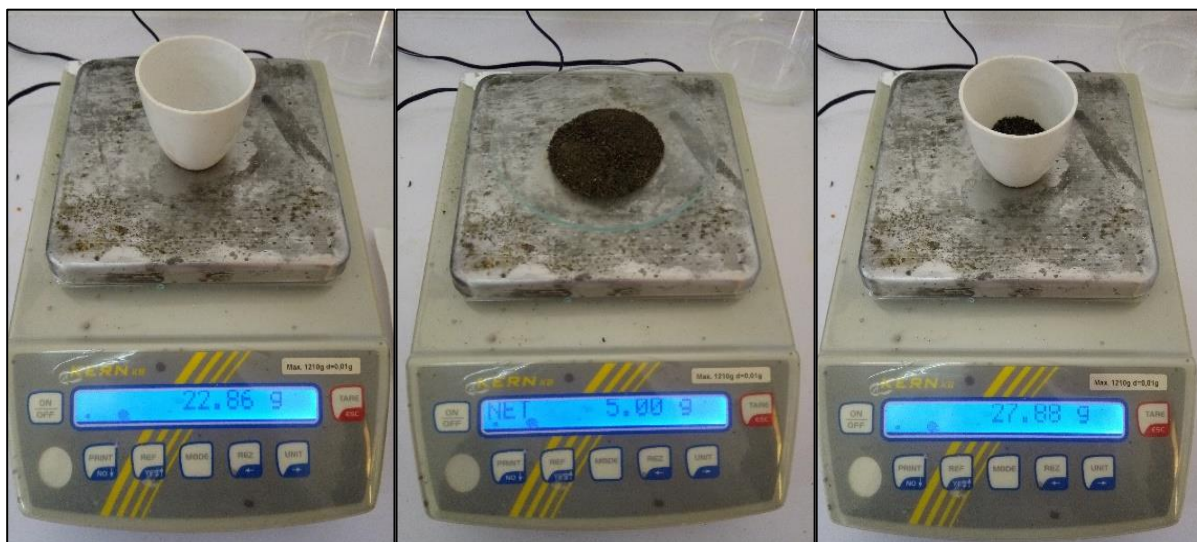


Figure34 : Les pesés du creuset vide, de l'échantillon et du creuset avec l'échantillon

- Mettre les creusets dans un four à moufle 550°C/2h et 30min
- Laisser les creusets dans un dessiccateur 45min pour le refroidissement (Cf. Fig. 35A).
- En fin peser le creuset (Cf. Fig. 35B).



A

B

Figure 35 : Refroidissement et peser du creuset,

A : Le refroidissement du creuset

B : pesé du creuset

d. Mode de calcul

Le calcul se fait par la formule suivante :

$$CT (\%) = (P2 - P1) / PE \times 100$$

Sachant que :

P₁ : Poids de creuset vide (g).

P₂ : Poids du creuset et des cendres après calcination (g).

P_E : La masse de l'échantillon (la prise d'essai en g).

12- Extraction des métaux lourds dans les plantes marines

Les extraits des plantes sont préparés selon la méthode décrite par **Hoening et al, (1979)** qui consiste en une digestion par voie humide.

Les métaux lourds (Cu, Pb et Zn) sont extraits avec l'eau régale (solution sulfonitrique-eau oxygénée). Pour cela 1 ml d'acide sulfurique, 3 ml d'acide nitrique, 3 ml d'eau oxygénée à 30 volume, sont ajoutés à 1g de l'échantillon des plantes séchées et broyées en fines particules.

Dans un erlenmeyer rodé de 250 ml, fixé à un réfrigérant, l'ensemble est chauffé à 75 °C, jusqu'à l'ébullition pendant 15mn, après refroidissement et rinçage du réfrigérant par quelques millilitres d'eau déminéralisée, le contenu est filtré sur papier filtre à vitesse moyenne de filtration dans une fiole de 50 ml à son ml selon les besoins.

Cette opération est automatiquement accompagnée par une minéralisation des blancs, qui consiste en une solution d'eau régale.

C'est à partir de cette solution d'essai que l'on procède aux dosages par spectrophotométrie d'absorption atomique à flamme.

13- Dosage des métaux lourds par Spectrophotométrie d'Absorption Atomique avec flamme

a. Principe

C'est une méthode analytique fondée sur l'exposition des spectres de raies, permettant de doser les éléments métalliques. Cette méthode repose sur la règle expérimentée par **Kirchoff** (*in Merad et al, 1991*) ; et elle a été mise au point simultanément par **Walch & Alkemade** (**1955**) ; le principe est tel qu'un certain corps soumis à certaines conditions d'excitation ne peut absorber que des radiations qu'il est susceptible d'émettre, la réaction est la suivante :

Nos dosages ont été réalisés à la Sonatrach au niveau du laboratoire du complexe GNL2 / Z : Gaz Naturel Liquéfié 2 Arzew. L'appareil mis à notre disposition pour l'analyse de nos échantillons est un S.A.A. de marque.

b. Etalonnage

Pour chaque métal à analyser, les échantillons standards ont été préparés à partir des solutions mères (Tab. 3). Les concentrations des échantillons biologiques doivent être comprises dans l'intervalle des concentrations des solutions standards (**Pinta et al, 1979**). De ce fait, une courbe étalon relative à la concentration de nos échantillons a été tracée à partir des solutions standards (mère) ainsi on pourra faire la lecture correctement de nos dosages au SSA. af.

Tableau 3 : Concentrations des solutions mères (S₁, S₂, S₃) de la gamme étalon.

Elément à doser	Concentration des solutions mères dans 100(mg/l) d'eau bidistillée		
	S ₁	S ₂	S ₃
Cuivre	2.5	5	-
Zinc	1	2	5
Plomb	2	4	6



RÉSULTATS ET DISCUSSION

1- Teneur en eau

D'après notre expérience, la teneur en eau de l'algue brune *C. stricta sp* est relativement élevée avec une valeur de 64,9 %. Cette valeur notée est tout à fait justifiée.

En effet, selon l'étude de **Leclerc V., Floc'h J.-Y. 2010** elles sont constituées jusqu'à 90% d'eau, contenue essentiellement dans la vacuole de la cellule, ainsi que dans le cytoplasme et la paroi cellulaire cependant la différence notée pour le contenu hydrique peut s'expliquer par la profondeur à laquelle elle se situe, vue qu'elles proviennent d'un milieu marin, elles y sont immergées durant tout leur cycle de vie, c'est ce qui explique leur contenu élevé en humidité.

2- Rendement en extrait brut

L'extraction des composés secondaires après 24 heure de macération à partir de l'algue brune *Cystoseira stricta sp* nous a permis de calculer le rendement de l'extrait exprimé en pourcentage pour 10 g d'algue sèche broyée. Le résultat obtenu est évalué à 8,8%.

En comparaison avec l'espèce *C. tamariscifolia* récoltée en mois de février, les rendements enregistrés d'après les travaux faits par **Ainan (2011)** où il a obtenu 5,65 % pour le méthanol et 0,22 % pour l'éther.

Selon **Michel et al, (2012)**. Le rendement des extractions par des solvants de polarité croissante dépend de la nature du solvant utilisé et des propriétés chimiques des molécules à extraire. De même, la méthode d'extraction (macération, décoction, infusion) joue également un rôle important dans la détermination du rendement ainsi que la composition chimique des extraits préparés (**Tefiani, 2015**).

3- Tests de toxicité DL 50

Confirmation de la toxicité de la culture de *C. stricta sp*. La solution obtenue à partir de l'extraction d'algue s'est révélé toxique par l'*Artémia salina*. La concentration de la toxine déterminée par le test de l'*Artémia* avec une solution témoin de *C. stricta sp*. Essai de crevette à la saumure, le groupe de contrôle utilisant moyen donné mortalité et une mortalité prononcée de 0 à 40% respectivement de déférentes concentrations détermine. La seconde mortalité a été prise en compte lors du calcul de la DL 50.

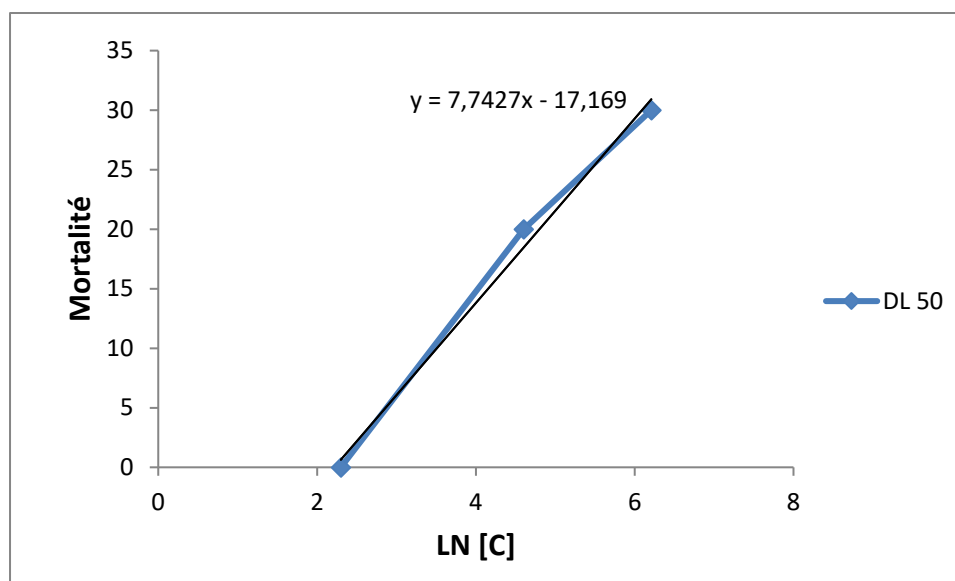


Figure 36 : Graphe de la mortalité aux différentes valeurs de concentration d'extraits.

La mortalité dans le groupe témoin a suivi une tendance similaire à celle observée dans le groupe expérimental et a probablement été causée par des toxines de l'*Artémia* a révélé la présence des toxines leur voies digestives.

Le programme informatique utilisé pour les statistiques d'analyse des données a pris en compte la mortalité de contrôle dans mon échantillon de l'extrait de *C. stricta sp*, DL 50 ne dépasse pas 5825.49 ppm.

La toxicité des extraits à base d'algues exprimée en DC50 est généralement soit par comparaison valorisée à **Meyer** ou à l'indice de toxicité de **Clarkson**. Selon l'indice de toxicité de **Meyer**, l'extraits avec DL50 < 1000 µg/ml sont considérés comme toxiques, tandis que les extraits avec DL50 > 1000 µg/ml sont considérées comme étant non toxique (**Meyeret et al, 1982**). Critère de toxicité pour l'évaluation de la toxicité de **Clarkson** d'extraits végétaux classifie extraits dans l'ordre suivant :

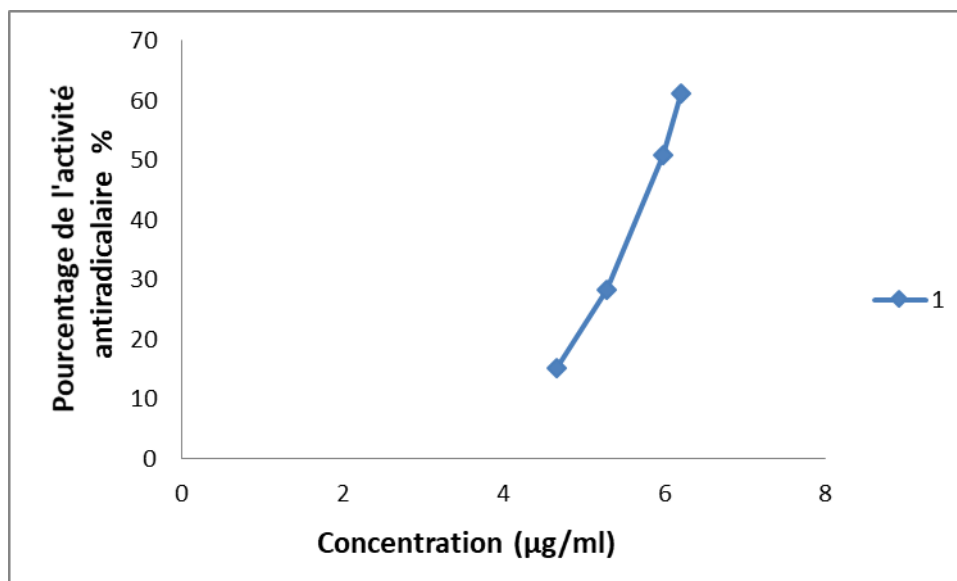
Extraits avec CL50 > 1000 µg/ml ne sont pas toxiques, CL50 - 500 - 1000 µg/ml sont faibles toxiques, extrait avec CL50 de 100 -500 µg/ml sont moyennement toxiques, tandis que les extraits avec CL50 de 0 -100 µg/ml sont hautement toxiques (**Clarkson et al, 2004**).

4- Activité anti radicalaire

Les résultats de l'effet anti radicalaire (activité anti-oxydante) de l'extrait de *Cystoseira stricta sp* sont évalués par tests reposant sur la capacité anti-oxydante totale et le piégeage du radical libre DPPH qu'on a résumé dans le tableau (4) et représenté par la (Figure 37).

Tableau 4 : Pourcentages de réduction du DPPH

% de réduction du DPPH	61,14	50,93	28,15	15,11
Concentrations de l'extrait (mg/ml)	6,21	5,99	5,29	4,66

**Figure 37 :** Pourcentage d'inhibition du DPPH par l'extrait de *Cystoseira stricta* sp.

Selon les résultats obtenus on note une augmentation de l'activité anti radicalaire proportionnelle à l'augmentation de la concentration de l'extrait. A faible concentration 4,66 mg/ml, l'extrait présente un faible pourcentage de réduction du DPPH évalué à 15,11 %.

Aux concentrations moyennement élevées, 6,21 mg/ml, l'extrait présente des pourcentages de réduction du DPPH plus élevés qui varient jusqu'à 61,14 %.

A partir de ce résultat on constate que cet extrait à forte dose (6,21 mg/ml) présente un effet antiradicalaire sur le DPPH.

5- Teneur en poly-phénols totaux

La teneur en poly-phénols totaux est déterminée à partir de l'équation de la régression linéaire de la courbe d'étalonnage exprimée en µg équivalent d'acide gallique (mg EAG) par g de la matière sèche (MS) (Figure 38).

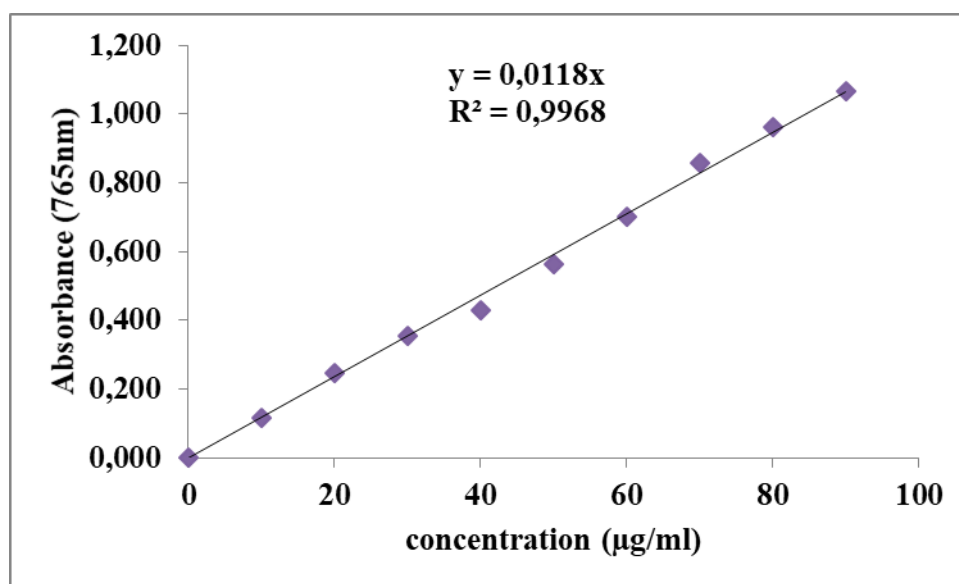


Figure 38 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique pour le dosage des phénols totaux.

La teneur en poly-phénols peut servir comme indicateur important de la capacité anti-oxydante et être utilisé comme une sélection préliminaire pour n'importe quel produit quand il est destiné comme source naturelle des antioxydants dans les aliments fonctionnels (**Viuda-Martos et al, 2011**).

Concernant notre étude l'analyse des poly-phénols montre que l'extrait obtenue à partir de l'algue brune *Cystoseira stricta sp* possède une teneur en phénols totaux de (5,43 mg EAG/g MS).

Nos résultats de la teneur en phénol totaux de l'extrait acétonique restent comparables avec les travaux de **Sadati et al, (2011)** et **Zubia et al, (2009)** sur les espèces *Cystoseira Myrica* et *Cystoseira tamariscifolia* où les teneurs sont de $10,08 \pm 1,13$ mg EAG/ g Ms et $10,91 \pm 0,07$ mg EAG/ g MS, respectivement. Alors que **Reza et al, (2013)** ont reporté une teneur faible de l'ordre de $0,17 \pm 0,03$ mg EAG/ g MS chez *C. myrica*.

6- Teneur en lipides totaux

Le contenu en lipides de l'algue brune *Cystoseira stricta sp* est très faible avec une valeur de 4%.

D'après la littérature, les teneurs en lipides dans les algues varient entre les espèces, la localisation géographique, la saison, la température, la salinité, l'intensité lumineuse, mais encore l'interaction entre ces facteurs, et enfin la méthode d'extraction utilisée (**Myachita et al, 2013 ; Sanchez-Machado et al, 2004 a, b ; Yaich et al, 2011**).

Il est rapporté que les algues marines ne sont pas une source conventionnelle en énergie, avec un contenu faible en lipides, mais, leurs acides gras polyinsaturés, peuvent être aussi élevés que ceux des végétaux terrestres (**Darcy Vrillon, 1993**). De plus, du point de vue qualitatif, les lipides des algues diffèrent de ceux des végétaux terrestres.

7- Teneur en protéines brutes

D'après la méthode de KJELDAHL, l'algue brune étudiée montre une teneur en protéines brutes de 21%. En effet, d'après **Fleurence (1999)**, la teneur protéique dans les algues varie entre (10 et 21%).

Généralement, la fraction protéique des macro-algues brunes est faible 3 à 15% MS comparativement à celle des macro-algues vertes et rouges (10-47% MS) (**Arasaki et Arasaki, 1983 in Fleurence, 1999**), cependant les macro-algues brunes industriellement exploitées (*Laminaria digitata*, *Ascophyllum nodosum*, *Fucus vesiculosus* et *Himanthalia elongata*) ont une teneur en protéines plus faible que 15% MS excepté pour l'espèce *Undaria pinnatifida* (Wakamé) qui possède un niveau protéique variable de 11 à 24 % MS (**Fleurence, 1999**).

Il est rapporté que la teneur en protéines des algues marines varie fortement entre les espèces et dépend des saisons et des conditions environnementales (**Dawczynski et al, 2007 ; De Oliveira et al, 2009**).

8- Les pigments Photosynthétiques

Les teneurs en chlorophylles a et b et la teneur des caroténoïdes d'algue brune *Cystoseira stricta sp* sont représentés dans le tableau (5).

Tableau 5 : Teneurs en chlorophylles (a), (b) et caroténoïdes.

Espèce d'algue	CH1a	CH1b	CH1a + CH1b	Cart
<i>C. stricta sp</i>	0,83	1,70	5,59	-0,468

- Sachant que Les teneurs en chlorophylles (a), (b), (a + b) et caroténoïdes, sont calculées à partir de ces formules et exprimées en ($\mu\text{g} / \text{g}$ de MF) :
- $\text{CHla} = 12,7 \cdot \text{Do663} - 2,69 \cdot \text{Do645}$
 - $\text{CHlb} = 22,9 \cdot \text{Do645} - 4,86 \cdot \text{Do663}$
 - $\text{CHla} + \text{CHlb} = 8,02 \cdot \text{Do663} + 20,20 \cdot \text{Do645}$
 - $\text{Cart} = [(100 \cdot \text{Do480}) - (3,27 \cdot (\text{CHla}) - 104 \cdot (\text{CHlb}))] / 229$

9- Teneur en cendres brutes

D'après notre étude sur l'algue brune *Cystoseira stricta* sp, la teneur en cendres brutes obtenue pour 5 g d'algue sèche broyée est évaluée à 19,4 %,

D'après la littérature, la teneur en minéraux chez les algues varie généralement entre 8% et 40% (MacArtain et al, 2007 ; Mabeau et Fleurence, 1993). Les valeurs obtenues dans notre étude correspondent à cet intervalle.

Nos résultats de la teneur en minéraux restent comparables avec les travaux d'autres auteurs sur l'algue verte. En effet, pour *Ulva lactuca*, Yaich et al (2011) et Ortiz et al (2006) ont rapporté respectivement 11% et 19,6% par rapport à la matière sèche.

10- Contamination par les métaux lourds

L'analyse a révélé la présence des xéno-biotiques (Cu, Pb et Zn) dans l'algue brune *Cystocea stricta* (Tableau 6) montre que la contamination la plus importante concerne relativement le Zinc qui n'est pas considéré comme un métal toxique ; toutefois, une forte concentration peut engendrer des dérèglements physiologiques à l'organisme.

Tableau 6 : Concentrations moyennes des métaux lourds en $\mu\text{g/g}$ de poids sec chez l'algue brune *Cystocea stricta* de Sidi Ladjal.

Métaux	Zinc (Zn)	Cuivre (Cu)	Plomb (Pb)
<i>Concentration trouvée</i>	187,589	109,648	97,0029

La comparaison des résultats obtenues par la présente étude, par rapport à ce qui est rapporté par littérature scientifique, nous permet de constater que les valeurs obtenues sont proche des celles des milieux pollués.

Villares et al, 2001, ont trouvé des valeurs entre 6,96 à 66,8 $\mu\text{g/g}$ dans les tissus de *U. lactuca*, et de 16,21 à 147 $\mu\text{g/g}$ dans les tissus de *E. intestinalis*, par-contre **Kaimoussi et al, 2004**, ont arrivé à une valeur plus importante arrivé à une limite maximale de 337 $\mu\text{g/g}$ de poids sec, dans les tissus d'*U. lactuca*.

Bennasser et al, (2000) et Ho (1988) ont montré que les algues accumulent le Zn et le Cu facilement de l'eau de mer ; Mais aussi selon l'étude de **(Favero et Frigo, 2002)**, les teneurs en métaux dans les tissus des algues, dépendant principalement des différences des cycles biologiques et des conditions de la biodisponibilité des métaux.

La comparaison des résultats obtenus par notre étude avec des études antérieures nous indiquent la présence de fortes teneurs en Zinc qui s'affiche avec 187,589 $\mu\text{g/g}$. PS, suivie du cuivre avec 109,648 $\mu\text{g/g}$. PS et enfin le plomb qui s'enregistre à une valeur de 97,0029 $\mu\text{g/g}$. PS.

Selon **Benkdad et al, 2011**. Les concentrations des métaux varient, non seulement parmi les espèces d'algues, mais aussi au sein de la même espèce provenant des différents sites. Cela est dû aux facteurs abiotiques ou biotiques, des facteurs anthropiques et de la distribution hétérogène des métaux dans l'écosystème. Ces variations sont en relation avec l'âge des tissus, le cycle de vie, les concentrations ambiantes des métaux les autres conditions environnementales.



CONCLUSION GÉNÉRALE

Les algues sont largement distribuées aux niveau du littoral algérien et un grand potentiel pour le développement des études qui visent des caractérisations de leur composé ainsi que les détails des activités biologique et écologiques.

Notre présent travail à viser l'étude des potentialités naturelles des algues brunes marines qui forment une ressource intéressante et très prometteuse de substances biologiquement actives.

Nous nous sommes intéressé à évaluer les caractéristiques de quelques éléments nutritifs et à la contamination métallique par trois métaux (Zinc, cuivre et plomb) de l'algue brune *Cystoseira stricta sp* collectée au niveau de la plage de Sidi Ladjal de la wilaya de Mostaganem.

Les résultats obtenus nous ont permis de conclure que :

- Le rendement en extrait brut évalué à 8,8 %.
- La présence de métabolite secondaire avec une potentialité importante, la quantification des polyphénols totaux pour l'extrait acétonique est de l'ordre de (5,43 mgEAG/g MS). La richesse en polyphénols est responsable des effets antioxydants important sur le DPPH.
- Concernant l'activité antioxydante, nous soulignons la capacité de l'extrait de l'algue étudiée à réduire le DDPH.
- Une faible teneur en lipides totaux de 4%.
- De même, l'algue étudiée se caractérise par une teneur appréciable en protéines brutes, dont la teneur et de l'ordre de 21%.
- Les analyses chimiques de l'algue étudiée révèlent une teneur élevée en matière organique évalué à 19,4 %.
- Etant des organismes aquatiques utilisé comme bio-indicateur les valeurs trouvées en métaux traces indiquent des teneurs importantes en zinc avec 187,589 ppm. PS.

Certains des inconvénients du travail avec des extraits de produits naturels sont les faibles quantités disponibles pour les tests, En variante, des méthodologies de culture d'algues peuvent être utilisées pour obtenir une plus grande quantité de matière en plus de la possibilité de contrôler les conditions de croissance. Conditions susceptibles de diminuer la variabilité des résultats obtenus.



RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- **Abdulla M, et Chmielnicka J. 1990** : New aspects on the distribution and metabolism of essential trace elements after dietary exposure to toxic metals. *Biol Trace Elem Res.* 23 :25–53.
- **Abourriche A, Charrouf M, Berrada M, Bennamara A, Chaib N, Francisco C. 1999** : Antimicrobial activities and cytotoxicity of the brown alga *Cystoseira tamariscifolia*. *Fitoterapia* 70: 611-614.
- **Afnor. 1986** : Recueil des Normes Françaises huiles essentielles. AFNOR. Paris. 57.
- **Ainane, T. 2011** : Valorisation de la biomasse algale du Maroc : potentialités pharmacologiques et applications environnementales cas des algues brunes *Cystoseira tamariscifolia* et *Bifurcaria bifurcata*. Thèse de doctorat en chimie Université, Hassan II – Casablanca, Maroc.
- **Aloui, N. 1998** : Les salines, sebkhas, chotts et l'*Artémia* en Tunisie : étude de cas de l'*Artémia* dans la saline de Mégrine. *Mar. Mari. Aquacult. Act. Coll. IFREMER France.*, 19: 61-69.
- **Aloui, N. 2003** : Bio-écologie de l'*Artémia* : *Artemia salina* (Branchiopodes, Anostracés) et optimisation des conditions de sa production en Tunisie. Ph.D. Thesis. Univ. Tunis Manar. Fac. Sci. Tunis., 1-300.
- **Amarouayache, M. 2009** : Biological data on *Artemia sauna* (Branchiopoda, Anostraca) from Chott Marouane (northeastAlgeria). *Crustaceana*, 82: 997-1005.
- **Amarouayache, M. and Kara, M.H. 2010** : Qualité et biomasse exploitable d'*Artemia sauna* du Chott Marouane. *Synthèse*, 21: 39- 48.
- **Amarouayache, M., Derbal, F., M.H. Kara. 2012** : Note on the carcinological fauna associated with *Artemiasalina* (Branchiopoda:Anostraca) from Sebkhha Ez-Zemoul (northeast Algeria). *Crustaceana.*, 85: 129-137.
- **Arasaki, S. and Arasaki, T. 1983** : Low Calorie, High Nutrition Vegetables from the Sea to Help You Look and Feel Better (Vol. 60). Japan Publications, Tokyo. 196p.
- **Arieli, A., Sklan, D. and Kissil, G. 1993**: A note on the nutritive value of *Ulva lactuca* for ruminants. *Anim. Prod.* 57, 329-331.
- **Arnon DI. 1949** : Copper enzymes in isolated chloroplasts, polyphenoloxidase in *Beta vulgaris*. *Plant Physiology.* 24: 1-15.
- **Baker J. H. 2000** : The Oxford Companion to the Earth : environmental toxicology. Ed Paul Hancock and Brian J. Skinner. Oxford University Press. Oxford Reference Online. Oxford University Press.

- **Banaigs B. 1983** : Diterpenoid metabolites from the marine alga *Cystoseira elegans*. Tetrahedron 39, 629-638.
- **Barbier Olivier, Grégory, Jacquillet. , Michel, Tauc. , Marc, Cougnon. , Philippe, Poujeol. 2005** : Nephron physiology effect of heavy metals on, and handling by, the kidney. Nephron Physiol 99 : 105–110.
- **Barigozzi, C. 1974** : *Artemia*: à survey of its significance in genetic problem. Evol. Biol. In: Than, D.T., Hech, M.K., W.C. Steere (eds). Plen. Press. New York. USA., 7: 221-252.
- **Barigozzi, C. 1980** : Genus *Artemia* : problems of systematic. Brine Shrimp *Artemia* Appl : Morphol, General, Radiobiol, Toxicol. In: Persoone, G., P. Sorgeloos., O.A. Roels., E. Jaspers (eds). Univ. Press. Wett. Belgium., 1 : 147-154.
- **Bellan-Santini, D. 1966** : Influence des eaux polluées sur la faune et la flore marine benthique dans la région marseillaise. Techn. Sci. Muncip. Fr., 61 (7), 285-292.
- **Bellan-Santini, D. 1969** : Contribution à l'étude des peuplements infralittoraux sur substrats rocheux (étude qualitative et quantitative de la frange supérieure). Rec. Trav. Stat. Mar. Endoume, Fr., 47(63), 1-294.
- **Belsher, T., Boudouresque, C.F. 1987** : Les espèces végétales marines. Livre rouge des espèces menacées en France. Tome 2. Espèces marines et littorales menacées. Beaufort F. de, Lacaze J.C. Ed., Muséum National d'Histoire Naturelle publ. Paris,Fr., 241-271.
- **Ben Maiz, N. 1984** : Contribution à la distribution, à l'écologie et à la systématique des algues marines benthiques de Tunisie. D.E.A Ecologie méditerranéenne, Université d'Aix-Marseille III, 65p.
- **Ben Seghier T. 2012** : Evaluation de la contamination métallique dans des sols agricoles situés à Maghnia (Hammam Boughrara). Mémoire de fin d'étude pour l'obtention du diplôme de magister en chimie inorganique et environnement (CIE). Université de Tlemcen., p : 49-65.
- **Benariba N, Djaziri R, Bellakhdar W, et al. 2013** : Phytochemical screening and free radical scavenging activity of *Citrullus colo-cynthis* seeds extracts. Asian Pac J Trop Biomed 3:35–40.
- **Benguedda R W. 2012** : Contribution à l'étude de la bioaccumulation métallique dans les sédiments et différents maillons de la chaîne trophique du littoral extrême ouest algérien. Thèse de doctorat. Université de Tlemcen., p : 1-25.

- **Benkdad, A., Laissaoui, A., Tornero., M. V., Benmansour, M., Chakir, E., Garrido, I. M., Moreno, J. B. 2011** : Trace metals and radionuclides in macroalgae from moroccan coastal waters. Environ monitassess, 182 : 317-324.
- **Bennasser L., Fekhaoui M., Mameli O. & Melis P. 2000** : Assessment of the metals contamination of the low Sebou sediments (Morocco). Annali di Chimica, 90, 637-644.
- **Blunt J. 2006** : Marine natural products. Nat. Prod. Rep. 23, 26Ð78 (and earlier reviews cited therein).
- **Boizot N., and Charpentier .J.P. 2006** : Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre foustier. Le cahier des techniques de l'Inra. pp 79-82. (cited in DjemaiZoueglache S, 2008).
- **Boudouresque C.F. 1990** : Livre rouge "Gérard VUIGNIER" des végétaux, peuplements et paysages marins menacés de Méditerranée. Programme des Nations Unies pour l'Environnement (PNUE-PAM-CARASP-IUCN) et GIS Posidonie publ. 1-250.
- **Boudouresque C.F., Perret-Boudouresque M. 1987** : A check list of the benthic algae of corsica. GIS Posidonie pub. Fr. : 1-121.
- **Boudouresque, C.F. 1970a** : Recherches sur les concepts de biocénoses et de continuum au niveau des peuplements benthiques sciaphiles. Vie et milieu 21 (1B). 103-136.
- **Boudouresque, C.F. 1971b** : Recherches de bionomie analytique, structurale et expérimentale sur les peuplements benthiques sciaphile de Méditerranée occidentale (fraction algale) : la sous-strate sciaphile des peuplements des grandes Cystoseira de mode battu. Bulletin du musée d'Histoire naturelle de Marseille, Fr., 31,141-151.
- **Boudouresque, C.F. 1992** : Guide des algues des mers d'Europe : Manche / Atlantique. Ed. DELACHAUX et NIESTLE, France, 176 p.
- **Boudouresque, C.F. 2005** : Excursion au Cap-Croisette (Marseille) : le milieu marin. Ed. GIS Posidonie publ. Marseilles, Fr., 1-48.
- **Bowen S.T., Davis.ML; Fenster S.R., G.A. Lindwall. 1980** : Sibling species of *Artemia*. Brine Shrimp *Artemia* Appl: Morphol, General, Radiobiol, Toxicol. In: Persoone, G., P. Sorgeloos., O.A. Roels., E. Jaspers (eds). Univ. Press. Wett. Belgium., 1: 155-167.
- **Brisset, P. 1984** : Elevage et utilisation en aquaculture de l'*Artémia*. Ph.D. Thesis. Univ. Lille I. 137.
- **Browne, R. A. & G. H. Mac Donalad. 1982** : Biogeography of the brine shrimp *Artemia*: distribution of parthenogenetic and sexual populations. J. Biogeogr., 9. 4: 331-338.

- **Chomari, M.S., Selselet, G.S., Hontoria, F. and Amat, F. 2011** : Arlemia Biodiversity in Algerian Sebkhas. *Crustaceana.*, 84: 1025-1039.
- **Chopin, T. 1997** : Marine biodiversity monitoring. Protocol for monitoring of seaweeds. Environment Canada, Ecological monitoring and Assessment Network. Ottawa, 40p.
- **Chouikhi, A. 2013** : Les applications potentielles des macroalgues marines et les activités pharmacologiques de leurs métabolites : Revue. USTHB- FBS- 4th International Congress of the Populations & Animal Communities —Dynamics & Biodiversity of the terrestrial & aquatic Ecosystems""CIPCA4""TAGHIT (Bechar) – Algeria.
- **Cinelli, F. 1969** : Acrothamnion J. Agardh (Rhodophyta, Ceramiaceael: genere algale nuovo per il mare Mediterraneo. - *Pubb\.* *Staz. Zoo\.* Napoli 37: 567-574.
- **Clark L., Bowen S. 1976** : The genetics of *Artemia salina*VII. Reproductive isolation. *J. Hered.*, 67: 385–388.
- **Clarkson, P., Li, Y., Richardson, G. 2004** : The market valuation of environmental expenditures by pulp and paper companies. *The Accounting Review* 79, 329–353.
- **Cohen.,I., Neori, A. 1991** :*Ulva lactuca* biofilters for marine fish pond effluents. Ammonia uptake Kinetics and nitrogen content. *Bot.Mar.*34, 475-482.
- **Cole, G.A. & R.J. Brown. 1967** : The chemistry of *Artemia* habitats. *Ecol.*, 48. 5: 858-861.
- **CURTO E.D. 2006** : *Artemia*, el camarón de la sal. En : Bañados del río Dulce y laguna Mar Chiquita (Córdoba, Argentina) (ed. Bucher E.H.), pp. 161-171. Academia Nacional de Ciencias (Córdoba, Argentina).
- **Dahloum, L. 2007** : Contribution à l'étude de trois populations d'*Artemia* endémiques aux eaux des salines de Bethiou, de Sidi Bouziane et le lac salé d'El Meniâ. Mémoire de Magister en Sciences Agronomiques, option: Hygiène et Sécurité Agro-alimentaire. Université Abd El Hamid Ibn Badis -Mostaganem.
- **Danovaro R. 2003** : Pollution threats in the Mediterranean sea: An Overview. *Chem Ecol.* ,19:15–32.
- **Darcy-Vrillon, B. 1993** : Nutritional aspects of the developing use of marine macroalgae for the human food industry. *Int. J. Food. Sci. Nutr.* 44, 23-35.
- **Dawczynski, C., Schubert, R., Jahreis, G. 2007** : Amino acids, fatty acids, and dietary fibre in edible seaweed products. *Food Chem.* 103, 891- 899.
- **De Oliveira, M.N., Ponte Freitas, A.L., Urano Carvalho, A.F., Tavares Sampaio,T.M., Farias,D.F., Alves Teixeira, D.I., Gouveia,S.T., Gomes Pereira, J. and**

- De Castro Catanho de Sena. M.M. 2009** : Nutritive and non-nutritive attributes of washed-up seaweeds from the coast of Ceará, Brazil. *Food Chem.* 115, 254-259.
- **Defaye, D., Rabet, N. & Thiery, A. 1998** : Atlas et bibliographie des Crustacés Branchiopodes (Anostraca, Notostraca, Spinicaudata) de France métropolitaine. Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris, 61 p.
 - **Dell'Anno A., Mei ML., Ianni C. et Danovaro R. 2003** : Impact of bioavailable heavy metals on bacterial activities.
 - **Delpine, R., Boudouresque, C.F. 1987** : Algues et autres végétaux marins. Fiche FAO d'identification des espèces pour les besoins de la pêche, Révision 1, Méditerranée et Mer Noire, Zone de la pêche 37, volume I. végétaux et invertébrés, 1-136.
 - **Derbal, F., Amarouyache, M. and Kara, M.H. 2010** : Preliminary data on a new Artemia strain from El-Bahiralake (Northeast of Algeria), *Rapp. Pêch. Int. Mer Méditer.* 39.
 - **Dhont, J. & G. Van Stappen. 2003** : Biology, Tank production and Nutritional Value of Artemia. *Liv. Fed. Mar. Aquacult.* In: Støttrup, J.G and L. A. Mc Evoy (eds). Blackwell. Sci. Ltd. Oxford. UK. 65-121.
 - **D'Itri Frank M. 2003** : Environmental Encyclopedia : Heavy metals and heavy metal poisoning. Eds Marci Bortman, Peter Brimblecombe, Mary Ann Cunningham, William P. Cunningham, William Freedman. 2 :708-710.
 - **Dobbeleir, J., Adam, N., Bossuyt, E., Bruggeman, E., Sorgeloos, P. 1980** : New aspects of the use of inert diets for high culturing of brine shrimp: 165-174. In: *The brine shrimp Artemia*. Vol 3. Ecology, culturing use in aquaculture. Persoone, G., Sorgeloos, P., Roels, O., Jaspers, E. (Eds.) Universa Press Wetteren, Belgium, 456pp.
 - **Fadli, M.; Aracil, J.M.; Jeanty, G.; Banaigs, B. and Francisco, C. 1991**: Novel Meroterpenoids from *Cystoseria mediterranea*: use of the Crown-gall bioassay as a primary screen for lipophilic anti-neoplastic agents. *J. Nat. Prod.* 54(1): 261-264.
 - **Favero, N., Frigo, M. G. 2002** : Biomonitoring of metal availability in the southern basin of the lagoon of Venice (Italy) by means of macroalgae. Department of Biology, University of Padova, Padova, Italy.
 - **Feldmann, J. 1937** : Recherches sur la végétation marine de la Méditerranée. La côte des Albères. *Revue Algologique* 10, 73±254.
 - **Feldmann, J. 1938** : Recherches sur la végétation marine de la Méditerranée : la côte des Albères. *Rev. Algol, Fr.*, 10 (1-4), 1-340.

- **Feldmann, J. 1961** : Note sur les algues marines de la Galite (Tunisie). Rapp. P.V.Réun. Commiss.Explor. Sci. Médit., Monaco., 16 (2), 503-508.
- **Fleurence, J. 1999** : Seaweed proteins: biochemical, nutritional aspects and potential uses. Trends Food Sci Tech. 10, 25-28.
- **Fleurence, J. 1999** : Seaweed proteins: biochemical, nutritional aspects and potential uses. Trends Food Sci Tech. 10, 25-28.
- **FOLCH J., LEES M., SLOANE STANLEY G. H. 1957** : A simple method for the isolation and purification of total lipids from animal tissues. J. Biol. Chem., 226, 497-5.
- **Gagneur, J. and Kara, M.H. 2001** : Limnology in Algeria. In : Wetzel and Gopal (eds). Limnology in Developing Countries Vol. 3. Int. Ass. Limn., (SIL): 1-34.
- **Garban B., Ollivon D., Jairy A., Carru A. M. et Chesterikoff A. 1999** : The role of phytoplankton in pollutant transfer processes in rivers. Example of River Marne (France). Biogeochemistry. . 44: 1-27
- **Garon-Lardiere, S. 2004** : Etude structurale des polysaccharides pariétaux de l'algue rouge *Asparagopsis armata* (Bonnemaisoniales). Université De Bretagne Occidentale.
- **Gevaert F, Creach A, Davoult D, Kling R & Lemoine Y. 2001** : Réponses des grandes algues marines *Laminaria saccharina* aux variations d'irradiance lors d'un cycle de marée simulé : photoinhibition et photoprotection (résultats préliminaires), Journal de Recherche Océanographique, 16(1-2) : 9–17.
- **Giaccone, G. 1985** : Flora e vegetazione marina dell'isola di Ustica. Boll.Accad. Gioenia Sci. Nat. Catania, Ital., 18 (326).
- **GRANVILL, T. 2000** : *Artémia* production for marine Larval Fish culture. Southern Aquaculture Regional Center. SRAC publication NO. 702.
- **Grimes, S. 2005** : Projet régional pour le développement d'aires protégées marines et côtières dans la région méditerranéenne (Projet Med MPA) : Plan de gestion de l'aire marine du Parc National d'El Kala (Wilaya d'El Tarf), 148p.
- **Guist, G.G ; Humm, J.J. 1976** : Effect of sewage effluent on growth of *Ulva lactuca* Florida Sci., 39,267-271.
- **Hachem Khalil Kawas, N. 2010** : Utilisation des macrophytes pour l'évaluation du stress environnemental au niveau de la côte Oranaise : Etude préliminaire. Mémoire de Magister. Université Es Sénia, Oran, Algérie, 81p.
- **Haddag, M. 1991** : Contribution à l'étude d'une souche d'*Artemia (Artemiatunisiana)* endémique aux eaux de la saline d'Arzew, Algérie. Th. Magis. Sci Biol. Aquacult. Inst Scie. Mer. Aménag. Litto. Alger. Algérie. 68.

- **Hansen, H.R., Hector, B.L., Feldmann, J. 2003** : A qualitative and quantitative evaluation of the seaweed diet of North Ronaldsay sheep. *Anim. Feed. Sci. Technol.* 105, 21-28.
- **Hardy John T. 1991** : *Natural History : Where the Sea Meets the Sky*. EBSCO Industries Inc.100 : 5.
- **Hedgpeth, J.W. 1959** : Some preliminary considerations of the biology of inland mineral waters. *Archivio Oceanogr. Limnol.*, 11: 111-141.
- **Heip, C., Willems, K.A., A. Goossens. 1977** : Vertical distribution of meiofauna and the efficiency of the Van Veen grab on sandy bottoms in lake Grevelingen. Reprinted from *Hydrobiol. Bull. Dep. Zool. State University of Ghent. Belgium. Delta Inst voor Hydrobiol. Onderzoek. Yerseke. "De Nieuwe Schouw" Press. Zeist. Amsterdam. The Netherlands.*, 11: 35-45.
- **Hinton, H.E. 1964** : Resistance of the dry eggs of *Artemia salina* (L) to high temperatures. *Ann. Mag. Nat. Hist.*, 7: 664.
- **Ho, J-S. 1988** : Phylogenetic analysis of the Eudactylinidae (Crustacea: Copepoda: Siphonostomatoida), with descriptions of two new genera. *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 101: 317–339
- **Kaimoussi, A., Mouzdahir, A., Saih, A. 2004** : Variations saisonnières des teneurs en métaux (Cd, Cu, Fe, Mn et Zn) chez l'algue *Ulva lactuca* prélevée au niveau du littoral de la ville d'El Jadida (Maroc). *Comptes Rendus Biologies.* 327, 361–369.
- **Kalia, K., Flora, SJ. 2005** : Strategies for safe and effective therapeutic measures for chronic arsenic and lead poisoning. *J Occup Health.* , 47 :1–21
- **Kara, M.H. 1998** : Bases biologiques et écologiques de l'élevage du loup Dicentra chusiahraux dans la région d'Annaba. Thèse de Doctorat d'Etat, Alger, Algérie 172 p.
- **Kara, M.H., Amarouyache, M. 2012** : Review of the biogeography of *Artemia* Leach, 1819 (Crustacea: Anostraca) in Algeria. *International Journal of Artemia Biology.* ISSN: 2228-754X. 2012, Vol 2, No 1: 40-50.
- **Kara, M.H., Bengraine, K.A., Derbal, F., Chaoui, L. and Amarouyache, M. 2004** : Quality evaluation of a new strain of *Artemia* from Chott Merouane. *Aquaculture*, 235: 361-369.
- **Kim, D.H., 1970** : Economically important seaweeds in Chile-I/Gracilaia. *Bot. Mar.*13, 140-162.
- **Kjeldahl, J. 1883** : A New Method for the Determination of Nitrogen in Organic Matter. *Zeitschrift für Analytische Chemie*, 22, 366-382.

- **Lahaye, M. 1991** : Marine algae as source of fibers : determination of soluble and insoluble dietary fibre content in some “sea-vegetables”. *Journal Sciences Food Agricul.* 54,587-94.
- **Lavens, P., Sorgeloos, P. 1996** : Manual on the production and use of live food for aquaculture. FAO Tech. Pap. 361, 295.
- **Leach, W.E. 1819** : Entomostraca, Dictionaire des Science Naturelles, 14, pag. 524.
- **Leclerc V., Floc’h J.-Y. 2010** : Les secrets des algues. Carnets de sciences, ISSN 2110-2228.
- **Leclerc, V. 2010** : Les secrets des algues. 1ère Edition Quae, p13.
- **Linnaeus, C. 1758** : Syst. Nat. Hafnia., 1: 634.
- **Loffer, H. 1964** : Vogelzug and Crustace enverbreitung. *Zool. Anz.*, 27: 311-316.
- **Mabeau, S., Fleurence, J. 1993** : Seaweed in food products: Biochemical and nutritional aspects. *Trends Food Sci Tech.* 4, 103-107.
- **Mac Artain, P., Gill,C.I.R., Brooks, M., Campbell, R., Rowland,I.R. 2007** : Nutritional Value of Edible Seaweeds. 535–543.
- **Mac Donald, G. 1980** : The use of *Artemia* cysts as food by flamingo (*phoenicoptenus* rubber roseurs) and the shelduck (*Tadopna tadorna*). *Brine Shrimp Artemia : Ecol, Cult, Use Aquacult.* In: Persoone, G., P. Sorgeloos., O.A. Roels., E. Jaspers (eds). Univ. Press. Wett. Belgium., 3 : 97-104.
- **MADANI. 2001** : Ministère de la pêche et des ressources Halieutique pour la pêche et l'aquaculture, Manuel pratique sur l'*Artémia*, CNDPA.
- **Mangialajo, L. 2008** : The toxic benthic dinoflagellate *Ostreopsis ovata*: quantification of proliferation along the coastline of Genoa, Italy. *Mar. Poll. Bull.* 56, 1209–1214.
- **Marechal, J. P., G. Culioli, C. Hellio, H. Thomas-Guyon, M. E. Callow, A. S. Clare, & A. Ortaño-Magné. 2004** : Seasonal variation in antifouling activity of crude extracts of the brown alga *Bifurcaria bifurcata* (Cystoseiraceae) againts cyprids of *Balanus amphitrite* and the marine bacteria *Cobetia marina* and *Pseualteromonas haloplanktis*. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 213: 47-62.
- **Marfaing, H. 2004** : Les algues dans notre alimentation : Intérêt nutritionnel et utilisations. *Revue de nutrition pratique. Dietecom Bretagne.CEVA.* 1-9.
- **Mayer, A. M. S. & Hamann, M. T. 2005** : Marine pharmacology in 2001-2002: marine compounds with anthelmintic, antibacterial, anticoagulant, antidiabetic, antifungal, anti-inflammatory, antimalarial, antiplatelet, antiprotozoal, antituberculosis, and antiviral activities; affecting the cardiovascular, immune and nervous systems and other

- miscellaneous mechanisms of action. Comparative biochemistry and physiology Toxicology pharmacology CBP, 140(3-4), 265-286.
- **MEKKAOUI T. 2013** : Evaluation de l'accumulation métallique chez une espèce d'algue verte *Enteromorpha linza* sur le littoral de Ghazaouet (W.Tlemcen).Université de Tlemcen., p :8.
 - **Meyer, B.N., Ferrigini, R.N., Putnam, J.E., Jacobsen, L.B., Nichols, D.E., McLaughlin, J.L. 1982** : Brine shrimp: A convenient general bioassay for active plant constituents. *Planta Medica* 45, 31- 35.
 - **Michel C. 2000** : Algues-opéron. *Biologie Module 1, Diversité des algues et des Plantes.* 20.
 - **Michel T., Destandau E., Le Floch G., Lucchesi M.E., Elfakira C. 2012** : Antimicrobial, antioxidant and phytochemical investigations of sea buckthorn (*Hippophaë rhamnoides L.*) leaf, stem, root and seed, *Food Chemistry*, 131(3). 754-760.
 - **Miliaukas. G., Venskutonis P.R., and Van Beek T.A. 2004** : Screening of radical scavenging activity of some medicinal and aromatic plant extract. *Food chemistry* (85) : 231-237.
 - **Mioara Dumitrascu. SC Biosafety SRL-D. 2011** : *Balneo-Research Journal : Artemia salina*, Vol.2, Nr.4, 119.
 - **Molinier, R. 1960** : Etude des biocénoses marines du Cap Corse. *Vegetatio*9, 121-192, 217-312.
 - **Morgan JE., Richards SPG .et Morgan AJ. 2001** : Stable strontium accumulation by earthworms: A paradigm for radiostrontium interactions with its cation analogue, calcium. *Environ Toxicol Chem.* 20:1236–1243
 - **Noziah, M.H., Ching, Ch.Y. 2000** : Nutritional composition of edible seaweed. *Gracilaria changgi*. *Food Chemistry.* 68,69-76.
 - **Nsikak Benson. 2008** : *Encyclopedia of Global Warming and Climate Change.* Ed. S. Philander. Vol 3. Thousand Oaks. CA: Sage Publications Inc .3 :813-817
 - **Omrane, A. 2009** : Mise en place d'un système de suivi macrophyte benthique au niveau de l'île de Jalta : Contribution dans le cadre du projet de l'Aire Protégée Marine et Côtière de l'Archipel de Jalta. *Projet de fin d'Etude du Cycle Ingénieur.*Institut National Agronomique. Tunisie, 63 p.
 - **Ortiz, J., Romero, N., Robert, P., Araya, J., Lopez-Hernandez, J., Bozzo, C., Navarrete, E., Osorio, A. and Rios, A. 2006** : Dietary fiber, amino acid, fatty acid and

- tocopherol contents of the edible seaweeds *Ulva lactuca* and *Durvillaea Antarctica*. Food Chem.99, 98-104.
- **Paul V.J., Fenical W. 1987** : Natural products chemistry and chemical defence in tropical marine algae of the phylum chlorophyta : Bio-organism Marina Chemistry. 1-29.
 - **Pawlik-Skowrońska B. 2002** : Correlations between toxic Pb effects and production and production of Pb-induced thiol peptides in the microalga *Stichococcus bacillaris*. Environ.Pollut., 119: 119-127.
 - **Pawlik-Skowrońska B. et Skowroński T. 2001** : Freshwater algae. In: Metals in the Environment. Analysis by Biodiversity. 59-94
 - **Pèrez, R. 1997** : Ces algues qui nous entourent, Conception actuelle, Rôle dans la biosphère, utilisations, culture, aquaculture. Ifremer.266p.
 - **Person J., Lando D., Mathiu D. 2010** : Algues, filières du futur : Livre Turquoise. Adebioihech. 6
 - **Persoone, G. & P. Sorgeloos. 1980** : General aspects of ecology and biogeography of *Artemia*. Brine Shrimp *Artemia*: Ecol, Cult, Use Aquacult. In: Persoone, G., P. Sorgeloos., O.A. Roels., E. Jaspers (eds). Univ. Press. Wett. Belgium., 3: 3-24.
 - **Pinedo, S., Garcia, M., Satta, M.P., de Torres, M., Ballesteros, E. 2007** : Rocky-shore communities as indicators of water quality: a case study in the Northwestern Mediterranean. Marine Pollution Bulletin 55, 126±135.
 - **Pizzuto, F. 1995** : Struttura periodismo di un popolamento a *Cystoseira amentacea* Bory var. *stricta* Montagne (Fucales, Fucophyceae) del litorale catanese. Boll. Acc. Gioenia Sci. nat, Ital., 28, 23-43.
 - **Post, F.J. & N.N. Youssef. 1977** : A prokaryotic intracellular symbiont of the GSL brine shrimp *Artemia salina* (L). Can. J. Microbiol., 23: 1232-1236.
 - **Praud, A. 1994** : Isolement, caractérisation structurale et analyse de nouveaux métabolites d'algues méditerranéennes appartenant aux genres *Cystoseira* et *Lyngbiya*. Thèse. Doc. Sien.Spectro. physico-Chimie Structurale. Univ. Aix-Marseille 1, France, 186p.
 - **Provasoli, L. & K. Shiraishi. 1959** : Axenic cultivation of the brine shrimp *Artemia salina*. Biol. Bull., 117: 347-355.
 - **R. Valls-Solé J, et al. 1995** : Autonomic and peripheral neuropathies in patients with chronic alcoholism. A dose-related toxic effect of alcohol. Arch neuro 52 : 45-51.
 - **Reeve, M.R. 1963** : The filter-feeding of *Artemia*. II. Suspension of various particles. J. Exp. Biol., 40: 207-214.

- **Reza Jassbi, A, Mohabati, M, Eslami, S, Sohrabipour, J, Miri, R. 2013** : Biological activity and chemical constituents of red and brown algae from the Persian Gulf. Iranian Journal of Pharmaceutical Research, 12 (3) : 339-348.
- **Rivard-Sirois C. 2005** : Les algues. 732.
- **Rjiba Ktita, S., Chermiti, A. and Mahouachi, M. 2010** : The use of seaweeds (*Ruppia maritima* and *Chaetomorpha linum* for lamb fattening during drought periods). Small Ruminant. Res. 91,116 -119.
- **Rollefsen, G. 1939** : Artificial rearing of fry of seawater fish. Preliminary communication. Rapp. P.V. Reun. Cons. Perm. Int. Explor. Mer., 30: 204-221.
- **Rorrer, G., L., Cheney, D.P. 2004** : Bioprocess engineering of cell and tissue cultures for marine seaweeds. Aquacultural Engineering.32, 11-41.
- **Sadati, M Pourkazemi, M Shakurian, MHS Hasani, HR Pourali. 2011** : Journal of Applied Ichthyology 27 (2), 591-594.
- **Sales, M., Ballesteros, E. 2009** : Shallow *Cystoseira* (Fucales: Ochrophyta) assemblages thriving in sheltered areas from Menorca (NW Mediterranean): Relationships with environmental factors and anthropogenic pressures. Estuarine, Coastal and Shelf Science 84, 476±482
- **Samarth, R. M., Panwar, M., Kumar, M., Soni, A., Kumar, M. and Kumar, A. 2008** : Evaluation of antioxidant and radical- scavenging activities of certain radioprotective plant extracts. Food Chemistry 106: 868-873.
- **Samraoui, B., Chakri, K. and Samraoui, F. 2006** : Largebranchiopods (Branchiopoda: Anostraca, Notostraca and Spinicaudata) from the salt lakes of Algeria. J. Limnol., 65: 83-88.
- **Sanchez-Machado, D.I., López-Cervantes, J., López-Hernandez, J. and Paseiro-Losada, P. 2004** : Fatty acids, total lipid, protein and ash contents of processed edible seaweeds. Food Chem. 85, 439- 444.
- **Sanchez-Machado, D.I., Lopez-Hernandez, P., Paseiro-Losada, P., Lopez-Cervantes, J. 2004b** : An HPLC method for the quantification of sterols in edible seaweeds Biomedical Chromatography, 18, 183–190.
- **Sato, N. L. 1967** : Enzymatic contribution to the excystment of *Artemia salina*. Sci. Rep. Tohoku. Univ., 33: 319-327.
- **Sauvageau, C. 1912** : A propos de *Cystoseira* de Banyuls et de Guétary. Bull.Stat. Biol. Arcachon, Fr., 14, 133-566.

- **Seale, A. 1933** : The brine shrimp *Artemia* as a satisfactory live food for fishes. Trans. Am. Fish. Soc., 63: 129-130.
- **Seki, H. 1966** : Studies on microbial participation to food cycle in the sea. III. Trial cultivation of brine shrimp to adult in a chemostat. J. oceanogr. Soc. Japan., 22. 3: 105-110.
- **Skoultschi, A.L. & H.J. Morowitz. 1964** : Information storage and survival of biological systems et temperature near absolute zero. Yale. J. Biol. Med., 37: 158-163.
- **Sorgeloos, P. 1980** : The use of brine shrimp *Artemia* in aquaculture. Brine. Shrimp *Artemia*: Ecol, Cult, Use Aquacult. In: Persoone, G., P. Sorgeloos., O.A. Roels., E. Jaspers (eds). Univ. Press.Wett. Belgium., 3: 1-456.
- **Sorgeloos, P. 1986** : Manual for the culture and use of brine shrimp *Artemia* in aquaculture. Belgian Administration for Development Cooperation and the FAO of the United Nations, Artemia Reference Center, Belgium, pp: 1-319.
- **Spitchak, M.K. 1980** : *Artemia* in the USSR. Brine Shrimp *Artemia*: Ecol, Cult, Use Aquacult. In: Persoone, G., P. Sorgeloos., O.A. Roels., E. Jaspers (eds). Univ. Press.Wett. Belgium., 3: 127-128.
- **Steinberg P.D., Schneider S. 1997** : Chemical defences of seaweeds against microbial colonization: Biodegradation. 211–220.
- **Takano, H. 1967** : Rearing experiments of brine shrimp on diatom diet. Bull. Tokai Reg. Fish. Res. Lab., 52: 1-1 1.
- **Tefiani C. 2015** : Les propriétés biologiques des huiles essentielles de *Curcuma longa*, *Ammoides verticillata* et *Thymus ciliatus* sp. eu-ciliatus. Thèse de Doctorat en sciences de l'université de Mostaganem. 145 pages.
- **Teixeira, F. A.; Silva, F. F. da; Bonomo, P.; Pires, A. J. V.; Nascimento, P. V. N.; Goncalves Neto, J. 2014** : Performance of dairy heifers grazing on *Urochloa decumbens* pastures deferred for two periods. Acta Scientiarum - Anim. Sci., 36 (1) : 109-115.
- **Thibaut, T., Pinedo, S., Torras, X., Ballesteros, E. 2005** : Long-term decline of the populations of Fucales (*Cystoseira* spp. and *Sargassum* spp) in the Alberes coast (France, North-western Mediterranean). Marine Pollution Bulletin 50, 1472± 1489.
- **Tremblin, C., Coudret, A., Bardali, A. 1986** : Photosynthèse apparente et installation chez deux cystoseires méditerranéennes : *Cystoseira stricta* et *Cystoseira crinita*(Phéophycées, Fucales) ; effets de la lumière, de la température et de la salinité. Cryptogamie : Algol., Fr., 7 (4), 291-300.

- **Van Ho A, Ward D M. Et Kaplan J. 2002** : Transition metal transport in yeast. *Ann. Rev. Microbiol.*, 56: 237-26
- **Ventura., M.R., Castanon, J.I.R. 1998** : The nutritive value of seaweed (*Ulva lactuca*) for goats. *Small Ruminant Res.*, 29, 325-327.
- **Verlaque, M. 1990** : Relations entre *Sarpa salpa* (Linnaeus, 1758) (Téléostéen, Vijver M. G., Gestel C A M V., Lanno R. P., Van Straalen N. M. et Peijnenburg W J G M. (2004). Internal metal sequestration and its eco-toxicological relevance. A review. *Environ. Sci. Technol.*, 38: 4705-4712.
- **Villares, R, Puente., X., Carballeira, A. 2001** : *Ulva* et *Enteromorpha* as indicators of heavy metal pollution. *Hydrobiologia* 462 : 221-232.
- **Viuda-Martos M., Mohamady M.A., Fernandez-Lopez J., Abd El Razik K.A., Omer E.A., Pérez-Alvarez J.A. et Sendra E. 2011** : In vitro antioxidant and antibacterial activities of essential oils obtained from Egyptian aromatic plants. *Food Control*, 22: 1715-1722.
- **Volmer, C. 1952** : Kiemenfüss, Üpferling und Muschelkrebs. N B B. Band 57.
- **Vos, J. & A. Transutapanit. 1979** : Detailed report on *Artemia* cysts inoculation in Bangpakong. Chachoengsao Province. FAO/UNDP Field Doc. 54.
- **Wang J. et Chen C. 2006** : Biosorption of heavy metals by *Saccharomyces cerevisiae*. *Biotech. Adv.*, 24: 427-451
- **Wangersk PJ. 1986** : Biological control of trace metal residence time and speciation. A review and synthesis. *Mar. Chem.* , 18:269-297
- **Wong, K.H., Cheung, P.C.K., 2000** : Nutritional evaluation of some subtropical red and green seaweeds Part I proximate composition, amino acid profiles and some physico-chemical properties. *Food Chem.* 71, 475- 482.
- **Yaich, H., Garna,H., Besbes,S., Paquot, M., Blecker, C. and Attia, H. 2011** : Chemical composition and functional properties of *Ulva lactuca* seaweed collected in Tunisia. *Food Chem.*128, 895-901.
- **Zalups R K. et Ahmad S. 2003** : Molecular handling of cadmium in transporting epithelia. *Toxicol. Appl. Pharmacol.* , 186: 163-188.
- **Zemmouri, A. 1991** : A note on the genus *Artemia* in Algeria. *Hydrobiologia.*, 212: 231-2.
- **Zubia M, Fabre MS, Kerjean V, Lann KL, Pouvreau VS, Fauchon M, Deslandes E. 2009** : Antioxidant and anti-tumoural activities of some Phaeophyta from Brittany coasts. *Food Chem.* 2009 ; 116:693–701.