

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

**MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE**

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر وتهيئة الساحل

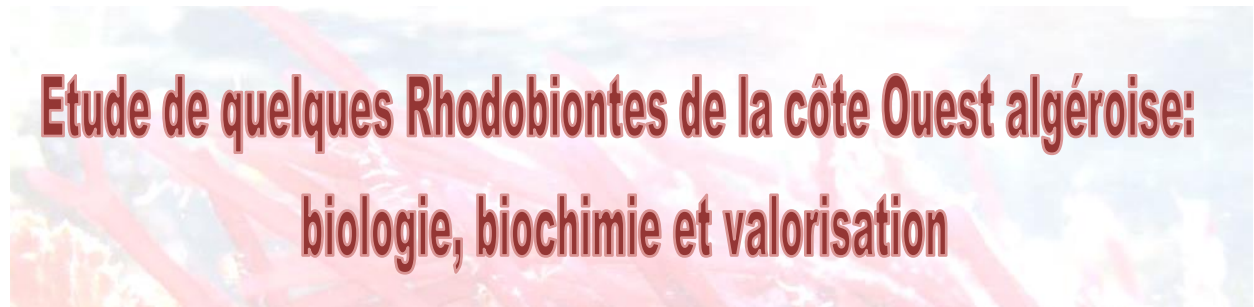
**ECOLE NATIONALE SUPERIEURE DES SCIENCES DE LA MER
ET DE L'AMENAGEMENT DU LITTORAL**



**Mémoire de projet de fin d'études
Pour l'obtention du Diplôme d'Ingénieur en
Sciences de la mer**

OPTION : AQUACULTURE

Thème :



Présenté par :

- Mme KOUICI Latifa
- Mme LASMI Yasmine

Soutenu le 14 Juillet 2016 devant le jury suivant :

Mme.BENTCHIKOU, L.	Maitre Assistante B	ENSSMAL	Président
Mme.AMMAR, I.	Maitre Assistante B	ENSSMAL	Examinatrice
Mme.AMROUCHE, I.	Maitre Assistante B	ENSSMAL	Examinatrice
Mme.OULD AHMED, N.	Maitre de Conférence B	ENSSMAL	Promotrice
Mme.AISSOU, C.	Maitre de Conférence B	ENSSMAL	Co-promotrice

Promotion : 2015-2016

«L'étude des algues fournit et fournira encore la
possibilité d'élucider des problèmes extrêmement
importants mais difficiles à résoudre en
s'adressant exclusivement aux plantes
supérieures »

Jean FELDMANN

Remerciement

On remercie Dieu Le tout-puissant qui nous a donné la santé, le courage et la patience nécessaire pour achever ce travail dans les meilleures conditions.

En préambule à ce mémoire, on tient à remercier sincèrement et particulièrement le Docteur N. OULD AHMED, en tant que promotrice, qui a été présente pour nous tout au long de la réalisation de ce travail, ainsi pour l'inspiration et son œil critique qui nous a été très précieux, pour structurer le travail et améliorer la qualité des différentes sections de notre mémoire.

Nous exprimons nos profonds remerciements à notre Co- promotrice, le Docteur AISSOU - AKROUR pour l'aide compétente qu'elle nous a apportée, pour sa patience, sa confiance et son encouragement.

On tient aussi à remercier Mme N. IDALLIA et Mr MEKKI, pour le partage de leur connaissance.

Nous adressons nos vifs remerciements aux Ingénieurs du laboratoire LBCM2

On tient à remercier très vivement et par avance le membre de jury :

Mme. BENTCHIKOU. L d'avoir accepté de présider ce jury.

Mme AMROUCHE qui nous a fait l'honneur d'avoir accepté d'examiner ce travail.

Mme AMMAR qui nous a fait l'honneur d'avoir accepté d'examiner ce travail.

Nos remerciements s'adressent également à toute l'équipe de la bibliothèque.

On remercie chaleureusement toutes les personnes qui nous ont aidées de près ou de loin dans ce travail.

Dédicace

A l'aide de dieu tout puissant, qui m'a tracé le chemin de ma vie,

J'ai pu réaliser ce travail que

Je dédie :

Amon cher père qui m'a appris le sens de la persévérance tout

au

Long de mes études, pour son sacrifice, ses conseils et ses

Encouragements.

A la lumière de mes yeux, ma mère qui m'apporté son appui

durant toutes mes années

D'étude, pour son sacrifice et soutien qui m'ont donné confiance,

Courage et sécurité.

A toute la Famille LASMI, TEMANI

A mes amis : Sophi, Nadia, Nassima, Fifi, Abdelhak.

Dédicace

A mon très cher papa qui était toujours à mes côtés

A ma très chère maman qui me toujours soutenu

A mes sœurs bien aimées : Sarah, Soumia

A mes chers frères : Ridha, Ibrahim, Belkaseem

*A mes amies : Sophie, Nadia , Nasima, Abdelhak , Fifi , Radia ,
Ridha et Khadija*

A Toutes les familles : Kouici et Chenouffi

A tous les étudiants 5^{ème} année Aquaculture

A tous les étudiants de ma promotion

A tous les étudiants de l'ENSSMAL

Latifa

Liste des abréviations

- °C : degré Celsius.
- pH : potentiel d'hydrogène.
- km² : kilomètre carré.
- Cm : centimètre.
- FAO: Food and Agriculture Organization.
- CT: Coupe transversal.
- D.O: Densité optique.
- g: Gramm.
- h:heure.
- Min: minutes.
- V: volume.
- mm: millimètre.
- µm :micrometer.
- AMCP : Aire Marine et Côtière Protégée.
- CNRDPA : Centre Nationale de Recherche et de Développement de la Pêche et de l'aquaculture

Liste des tableaux

Tableau n°1 : Mesure et analyses des paramètres physico-chimiques (salinité, pH, taux d'oxygène dissous, nitrites, nitrates, ammoniums).....	26
Tableau n°2 : Le poids des capsules vides.....	72
Tableau n°3: Le poids de la capsule avec l'échantillon de chaque espèce.....	73
Tableau n°4: Le taux d'humidité chez les Cinq espèces.....	73
Tableau n°5 : Résultats de titrage des cinq espèces étudié.....	74
Tableau n°6 : Analyse des protéines dans les espèces étudiées.....	75
Tableau n° 7: Poids des ballons avant et après extraction des différents échantillons.....	77
Tableau n°8 : Analyse des lipides dans les espèces étudiées	78
Tableau n°9 : Concentration et absorbances utilisées pour le tracé de la courbe d'étalonnage.....	79
Tableau n°10 : Valeurs des densités optiques et des concentrations en pigments caroténoïdes.....	81
Tableau n°11: Les densités optiques des différentes espèces étudiées.....	83

Liste des figures

Figure n°1 : Production mondiale de macro algues (FAO, 2014).....	19
Figure n°2 : Principaux pays producteurs d'algues dans le monde et en Europe*...	20
Figure n°3 : Schéma des étapes de la culture sur cordes. (Langlois ,2010).....	23
Figure n°4 : Anse de kouali , wilaya de Tipaza, 2016.....	25
Figure n°5 : Structure d'acide aminé.....	29
Figure n°6 : Structure d'acide gras.....	33
Figure n°7 : La récolte des algues.....	43
Figure n° 8: Broyage des Algues dans un mortier.....	45
Figure n°9: Flacons recouverts de papier aluminium.....	45
Figure n°10 : Minéralisation.....	47
Figure n°11 : La filtration du minéralisat.....	48
Figure n°12 : Appareille de distillation.....	49
Figure n°13: Dosage par HCl.....	49
Figure n°14 : La couleur du distillat après titrage.....	49
Figure n°15 : «Soxhlet» en marche.....	51
Figure n°16: Aspect général d' <i>Asparagopsis armata</i> (à l'œil nu).....	56
Figure n°17 : Coupe transversal d' <i>Asparagopsis armata</i> Gx10x4.....	57
Figure n°18 : Coupe transversal d' <i>Asparagopsis armata</i> Gx4x10.....	57
Figure n°23 : Détail de la partie fertile de <i>Corallina elongata</i> Gx0,7x10.....	61

Figure n°24 : Détail du conceptacle de <i>Corallina elongata</i> Gx40x10.....	62
Figure n°25 : Aspect générale d' <i>Hypnea musiformis</i> (vue à l'œil nu).....	63
Figure n°26 : Aspect générale du thalle d' <i>Hypnea musiformis</i>	64
Figure n°27 : Coupe transversale d' <i>Hypnea musiformis</i> G 4x10.....	64
Figure n°28 : Coupe transversale illustrant les cellules corticale G10x10.....	65
Figure n°29 : Aspect générale de <i>Jania rubens</i> (vue à l'œil nu).....	66
Figure n°30: Détail de la partie fertile de <i>Jania rubens</i> Gx0,7x10.....	67
Figure n°31 : Aspect générale de <i>Laurencia papillosa</i> (vue à l'œil nu).....	69
Figure n°32 : Coupe transversal de <i>Laurencia papillosa</i> Gx4x10.....	69
Figure n°33 : Aspect général de <i>Sphaerococcus coornopifilius</i> (vue à l'œil nu).....	71
Figure n°34 : Coupe transversal de <i>Sphaerococcus coronopifilius</i> Gx4x10.....	71
Figure n°35 : Quantité des protéines en % pour chaque espèce.....	75
Figure n°36 : Quantité des lipides en % pour chaque espèce.....	78
Figure n°37 : Courbe d'étalonnage de bichromate de potassium.....	80
Figure n°38 : Concentrations en caroténoïdes en fonction des espèces.....	82

Sommaire

Sommaire

Liste des figures.....	I
Liste des tableaux.....	II
Liste des abréviations.....	III

Introduction	13
---------------------------	-----------

Chapitre I : Généralités

1. Définition.....	17
2. Classification des algues.....	17
2.1. Les Cyanobiontes(algues bleus).....	17
2.2. Les Rhodobiontes (algues rouges).....	18
2.3. Les Chromobiontes(algues brunes).....	18
2.4. Les Chlorobiontes (algues vertes).....	18
3. Flore algale de la côte algérienne.....	18
4. La production mondiale des algues.....	19
5. Les extraits d'algues : les phycocolloïdes.....	20
5.1. Les agars	21
5.1.1. Définition.....	21
5.1.2. Localisation des agars.....	21
5.1.3. Composition chimique.....	21
5.2. Carraghénanes.....	21
5.2.1. Définition.....	21
5.2.2. Localisation des carraghénanes.....	21
5.2.3. Composition chimique	22
6. La culture des algues : Particularité des Rhodobiontes.....	22
7. Présentation de la zone d'étude.....	24
7.1. Caractères géologiques de l'Anse de kouali.....	24
7.2. Les réseaux hydrographiques.....	24
7.3. Données climatiques.....	25
7.4. Facteurs hydrologiques.....	25
7.4.1 .La Température.....	25
7.4.2. L'oxygène dissous.....	26
7.4.3. La salinité.....	27
7.5. Facteurs hydrodynamique.....	27
7.5.1 Les houles.....	27
8. Caractéristiques de l'Anse de Kouali.....	27
8.1. Trottoirs à vermetes.....	28
8.1. Récif barrière.....	28
9. Etude biochimique.....	28
9.1. Les protéines.....	28
9.1.1. Définition.....	28
9.1.2. Structure.....	29
9.1.3. Classification.....	29

9.1.4. Propriétés.....	30
9.1.5. Rôle.....	31
9.2. Les lipides	31
9.2.1. Définition.....	31
9.2.2. Structure	32
9.2.3. Classification.....	32
9.2.4. Rôle.....	32
9.2.5. Les acides gras.....	33
9.2.6. Propriétés des acides gras.....	33
9.2.7. Extraction et dosage des lipides.....	34
9.2.8. Méthode Soxhlet.....	34
9.2.9. principe de la méthode.....	34
9.3. Les caroténoïdes.....	35
9.3.1. Définition.....	35
9.3.2. Structure.....	35
9.3.3. Classification et propriétés.....	37
9.3.4. Biosynthèse des caroténoïdes.....	37
9.3.5. Dosage par spectrophotométrie.....	38
9.4. Les vitamines.....	38
9.4.1. Définition.....	38
9.4.2. Classification.....	39
9.4.3. Rôle.....	39
9.4.4. Vitamine E et ses dérivés.....	39

Chapitre II : Matériel et méthodes

1. Etude de la flore algale.....	43
1.1. Etude sur terrain.....	43
1.2. Etude au laboratoire.....	43
2. Etude biochimie.....	44
A/Lavage.....	44
B/Séchage.....	44
C/Broyage.....	44
D/Conservation.....	45
2.1. Détermination du taux d'humidité.....	46
2.1.1. Principe.....	46
2.1.2. Mode opératoire.....	46
3. Extraction et dosage des protéines.....	47

3.1. Mode opératoire.....	47
3.1.1. Minéralisation.....	47
3.1.2. Filtration et dilution du minéralisât.....	48
3.1.3. Distillation.....	48
3.1.4. Titration.....	49
3.1.5. Expression des résultats.....	50
4. Extraction et dosage des lipides.....	50
4.1. Mode opératoire.....	50
4.2. Expression des résultats.....	51
5. Extraction des caroténoïdes.....	51
5.1. Mode opératoire.....	51
5.1.1. Filtration sous vide.....	51
5.1.2. Lavage.....	52
5.1.3. Saponification.....	52
6. Dosage par spectrophotométrie des caroténoïdes.....	52
6.1. Mode opératoire.....	52
7. Extraction et dosage de la vitamine E.....	53
7.1. Mode opératoire.....	53

Chapitre III : Résultats et discussions

I. Etude de la flore algale.....	56
1. <i>Asparagopsis armata</i>	56
2. <i>Corallina elongata</i>	59
3. <i>Hypnea muciformis</i>	63
4. <i>Jania rubens</i>	66
5. <i>Laurencia papillosa</i>	68
6. <i>Sphaerococcus coronatilis</i>	70
II. Etude biochimique.....	72
1. Taux d'humidité.....	72
1.1. Expression des résultats.....	72
2. Dosage des protéines.....	73
2.1. Expression des résultats.....	75
3. Dosage des lipides.....	76
3.1. Expression des résultats.....	77
4. Dosage des caroténoïdes.....	79
5. Dosage de vitamine E.....	81
Conclusion de la discussion du dosage.....	81

Conclusion.....	82
------------------------	-----------

Références bibliographiques.....	83
---	-----------

Annexe	97
---------------------	-----------

Introduction

Introduction

Les algues sont des composantes naturelles des écosystèmes marins, leurs grande variété de forme, de couleur, de structure participe à la biodiversité de ces écosystèmes.

Les algues sont des organismes terrestres les plus anciens, et les premiers à produire de l'oxygène. Plus de 15000 espèces d'algues se trouvent dans les océans de la planète (Bansemir et *al*, 2006) (*in* Naghraoui) (2014).

La composition biochimique des macroalgues est très variable selon les espèces, la saison, les conditions de croissance et de stress... (Julie, 2010).

Les algues sont une source riche potentiellement de métabolites bioactifs pour l'industrie pharmaceutique dans le développement de médicaments (Abedin et Taha, 2008 ; EL-Gamal, 2010) (*in* Naghraoui) (2014).

Beaucoup d'algues possèdent des composés bioactifs tels que les stérols, les caroténoïdes terpénoïdes, les vitamines, les acides gras, les acides aminés, les antioxydants comme les polyphénols, des alcaloïdes, des polysaccharides tels que l'agar-agar, carraghénanes, les protéoglycanes et l'alginate (Paniagua, 2009).

Plusieurs travaux ont été publiés sur la recherche des activités antibactérienne, antioxydante, antifongique, antivirale et anti-inflammatoire des extraits d'algues récoltées le long des côtes atlantiques et méditerranéennes (Etahiri et *al*, 2001 ; Eikouri et *al*, 2004 ; Etahîri et *al*, 2007).

Les algues sont utilisées depuis longtemps comme des engrais. Il a été rapporté que les algues contiennent des niveaux élevés de minéraux, de vitamines, des acides aminés essentiels, des hydrates de carbone non digestibles et fibres alimentaires (Jiménez et Goni, 1999).

À partir du début du 20^{ème} siècle, les algues se retrouvent dans l'industrie des colloïdes extraction des alginates, des agars et des carraghénanes (Julie et *al*, 2010).

En Algérie, les études sur les algues marines benthiques sont connues principalement par des travaux anciens ; ceux de Montagne (1838) et Debray (1893-1897) (*in* Ould Ahmed) (1994), et particulièrement ceux de J.Feldmann (1931-1961) et G.Feldmann (1936-1949).

D'autres travaux plus récents ont été réalisés et ont concerné l'étude taxonomique et phytosociologique :

Seridi (1990) a traité l'étude systématique des algues de la région d'Alger.

Introduction

Ould Ahmed (1994) dont l'étude est de type phytosociologique dans l'Ouest algérien (golfe d'Arzew).

Kadari-Meziane (1994) contribua à l'étude phytosociologique dans la baie de Bou-Ismaïl. Ould Ahmed (2015) sur la flore algale des côtes algériennes d'une manière général.

Notre travail constitue une contribution à l'étude des algues marines de l'Algérie. C'est ainsi que nous avons réalisé une récolte d'algues dans la région de Tipaza (Anse de Kouali) à la saison printanière. Deux aspects sont traités dans ce travail, le premier concerne l'étude biologique, écologique, de six espèces de Rhodobiontes.

Le second constitue à effectuer une étude biochimique : mise en évidence des protéines, lipides, caroténoïdes, vitamine E sur les mêmes espèces.

Généralités

1-Définition :

- ✓ Les algues sont des organismes chlorophylliens ayant besoin d'eau ou d'humidité, d'air, de lumière et de sels minéraux. Elles prospèrent partout où se trouvent réunies ces conditions, c'est-à-dire : les mers, les lacs et les étangs...etc.
- ✓ Dépourvus de racines, de tiges et de feuilles d'où leur appellation thallophytes, qui possèdent 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).
- ✓ La taille des algues peut varier de la cellule microscopique de l'ordre du mm et jusqu'à 50m (laminaires, sargasses) pour certaines formes multicellulaires (Hervé, 2012).

2-Classification des Algues :

La classification des algues se fait selon des caractéristiques spécifiques telles que les composantes de la paroi cellulaire, les pigments présents (la couleur), le cycle de vie et le type de composés utilisés pour l'entreposage de la nourriture. En effet, les algues sont un groupe d'organismes très diversifiés qui varient en forme et en structure : unicellulaire, multicellulaire, coloniale, filamenteuse, amas de protoplastes (Memory, 2006).

Cette classification repose sur cinq critères dont trois sont d'ordre biochimique :

- La nature des pigments photosynthétiques.
- La nature des polyholosides de réserve.
- La nature des polyholosides de soutien ; et deux sont de type morpho cytologiques en plus la reproduction.

A partir de ces critères, les algues sont réparties en plusieurs divisions, dans les plus commune sont : les Cyanobiontes (Algues bleues) les Rhodobiontes (Algues rouges), les Chromobiontes (Algues brunes) et Les Chlorobiontes (Algues verts).

2-1-Cyanobiontes (Algues bleues) :

Sont des algues procaryotes, caractérisées par une couleur bleue verdâtre due à la présence de phycocyanine. Ce sont des êtres vivants qui peuvent fixer l'azote atmosphérique. (Ce groupe contient 1500-2500 espèces) (Garon-Lardières, 2004).

2-2-Rhodobiontes (Algues rouges) :

La couleur rouge des Rhodobiontes résulte de la dominance de la ‘phycoérythrine’ qui masque la chlorophylle ‘a’. Les Rhodobiontes sont très diversifiées sur le plan morphologique.

Les Algues rouges sont le seul groupe des végétaux à se reproduire avec alternance de trois générations et à aucune étape de leur cycle cellulaire il n’y a de stade flagellé. (Kornprobst, 2005). Elles sont divisées en deux classes : celle des Bangiophycées (qualifiées de primitives) et celle des Floridéophycées (plus complexe). (6000 espèces) (Garon-Lardiére, 2004).

2-3-Chromobiontes (Algues brunes) :

Les Algues brunes sont presque toutes marines, caractérisées par la dominance de la ‘Fucoxanthine’ qui leur donne la couleur jaune olive à jaune pale. Elles montrent une grande diversité morphologique.

Elles sont regroupées dans la classe des phycophycées. (2000 espèces) (Garon-Lardiére, 2004).

2-4-Chlorobiontes (Algues verte) :

Elles sont caractérisées par la dominance de la chlorophylle ‘a’ et ‘b’ et la présence d’un vrai amidon intraplastidial comme les autres végétaux. Ce groupe est considéré comme étant le plus évolué par rapport aux autres groupes d’algues. On dénombre 1200 espèces (Garon-Lardiére, 2004).

3- Flore algale de la côte algérienne :

Les études d’ordre biologique, écologique et systématique des algues marines de la côte algérienne sont dues tout particulièrement aux travaux de J. et G.feldmann (1931-1961) (in Ould Ahmed, 2015).

Une étude détaillée des Ceramiacées récoltées dans l’Est, le Centre et l’Ouest de l’Algérie a été faite par Feldmann-Mazoyer de 1936 à 1949 (in Ould Ahmed, 2015).

Boudouresque en 1969, a contribué à la connaissance des algues marines d’Algérie, particulièrement celles qui sont localisées à l’Est d’Alger.

Perret Boudouresque et Séridi (1989) ont établi un inventaire global des algues marines de l'Algérie, en se basant sur les anciens travaux qui ont été réalisés avant quelque étude récente qui ont été effectuées sur les côtes algérienne :

Etude systématique au Centre par Séridi (1990 et 2007).

L'étude phytosociologique liée au sujet thermique dans l'Ouest d'Algérie (golfe d'Arzew) par Ould Ahmed (1994).

Suite à ces travaux nous dénombrons actuellement 495 espèces d'algues benthiques sur les côtes algériennes. Une nouvelle espèce vient de s'ajouter à cet inventaire : *caulerpa racemosa* (forme invasive), par l'étude d'Ould Ahmed Meinez (2007).

4-La production mondiale des algues

La production mondiale de macroalgues s'élève à peu près de 25 millions de tonnes en 2013 (FAO, 2014) : 96 % de ce tonnage provient de la culture d'algues dans les pays d'Asie, et le reste provient d'Amérique, d'Afrique, d'Europe puis d'Océanie.

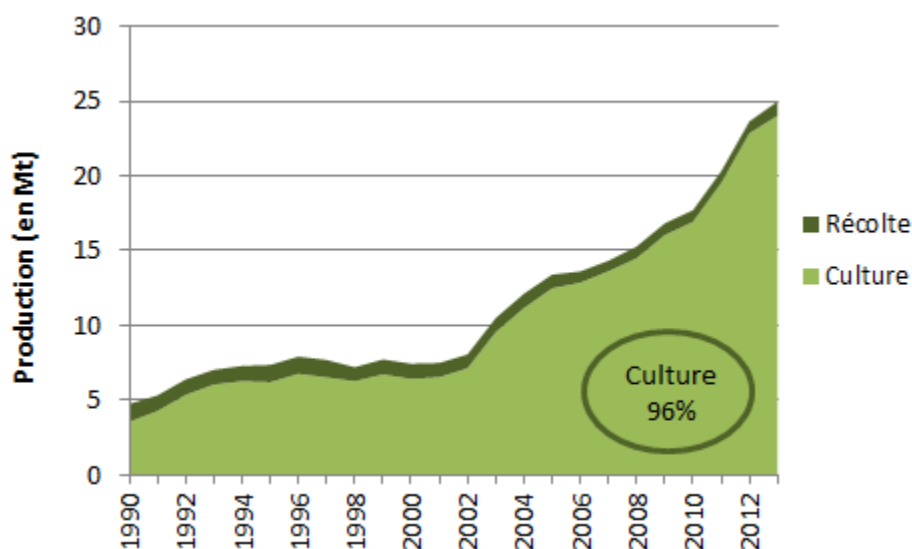


Figure n° 1 : Production mondiale de macro algues (FAO, 2014)

Généralités

L'Europe participe de manière très anecdotique à la production mondiale, avec une production d'environ 320 000 t en 2013 (Maguire, 2015). La quasi-totalité de son tonnage est produite à partir d'algues sauvages (près de 87%) et provient majoritairement de la Norvège, de la France et du Danemark.

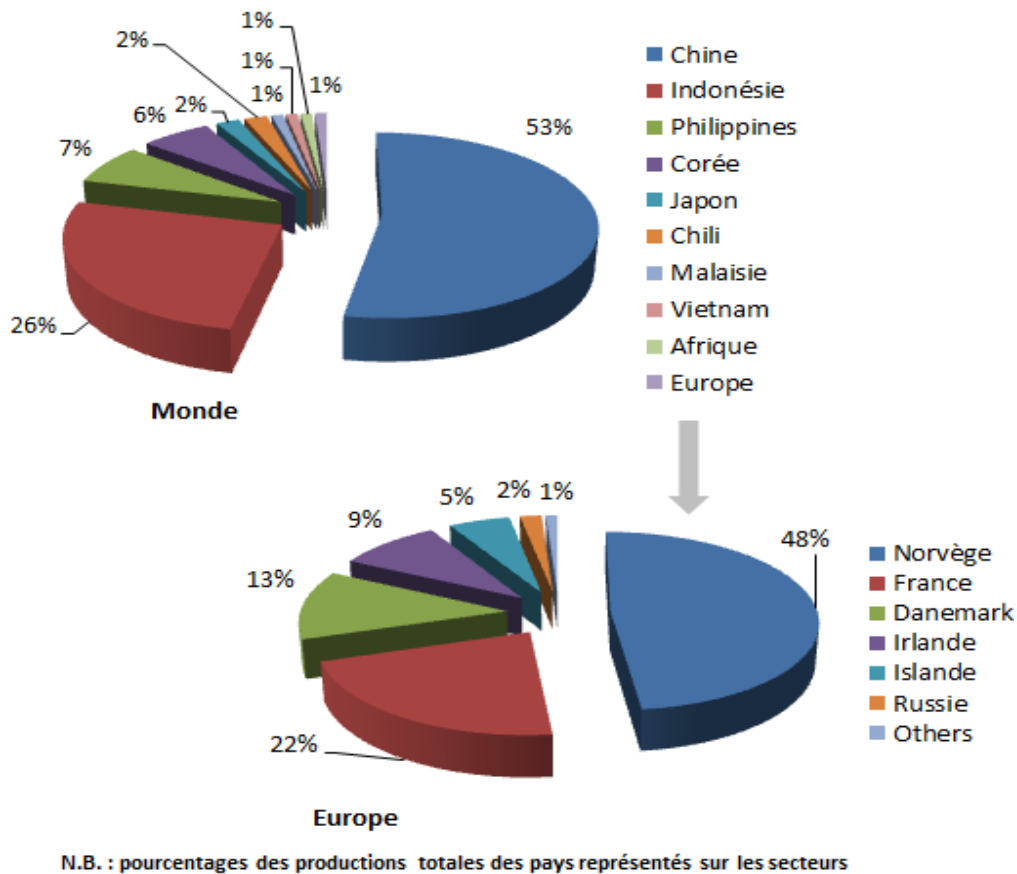


**Figure n° 2 : Principaux pays producteurs d'algues dans le monde et en Europe*
en 2013 (FAO, 2014)**

(*chiffres officiels à nuancer pour la production du Danemark)

5-Les extraits d'algues : les phycocolloïdes

Les phycocolloïdes sont des substances qui sont capables de modifier les propriétés rhéologiques (écoulement) des solutions aqueuses qui les contiennent. Soit ils augmentent la viscosité ainsi ils seront des épaississants ou ils réalisent des structures réticulées tridimensionnelles, et s'agit alors de gélifiants. Les agars, les alginates et carraghénanes sont les trois types de phycocolloïdes existant dans les Algues rouges et brunes (Heyraud et al. 1990 in Kornprobst, 2005).

Les principaux phycocolloïdes des Rhodobiontes sont les agars et les carraghénanes :

5.1. Les agars :

5.1.1. Définition :

Agar- agar est un mot d'origine de la Malaisie qui désigne la gelée obtenue à partir de diverses algues rouges.

Il se présente sous la forme d'une poudre blanche inodore et sans saveur. Il est en effet un mucilage obtenue à partir de plusieurs algues rouges (un mucilage gonfle au contact de l'eau et produits une matière visqueuses) (Perez, 1997).

5.1.2. Localisation des agars :

Les agars sont principalement localisés dans la paroi cellulaire des algues rouges, alors leurs extraction concerne directement leurs parois (Garon-Lardièrre, 2004).

5.1.3. Composition chimique :

L'agar agar a pour formule brute $C_{12}H_{18}O_9$, ils se composent de deux fractions : l'agarose et l'agaropectine.

L'agar est un mélange de polymères du galactose sous de configurations.

La configuration «galactose» proprement dite, associés ou non à des ions hydrophiles OSO_3^- sans que la proportion de OSO_3^- ne dépasse 5%.

La configuration « anhydrogalactose » présentent entre les 3^{ème} et 6^{ème} carbone, un radical hydrophobe CH_2-O .

5.2. Carraghénanes :

5.2.1. Définition :

Les carraghénanes sont des substances extraites de la paroi des Rhodobiontes de l'ordre des Gigartinales et des Cryptonémiales (Perez, 1997).

Ils sont principalement utilisés comme gélifiant et épaississant. Ils sont solubles dans l'eau chaude et insoluble dans l'alcool (Francq et al, 2007).

5.2.2. Localisation des carraghénanes :

La localisation des carraghénanes dans la paroi d'une algue a été réalisée par Immunofluorescence avec des anticorps monoclonaux, couplés à des fluorochromes, reconnaissant spécifiquement les κ -, ι - et λ -carraghénanes (Vreeland et al, 1992). Des sondes d'hybridation spécifiques constituées d'oligo- κ -carraghénanes et d'oligo- ι - carraghénanes fluorescents ont aussi été utilisées (Zabackis et al., 1991). Ces expériences ont montré que la Composition en carraghénanes variait suivant leur localisation dans la paroi de l'algue.

5.2.3. Composition chimique :

Ce sont des polymères qui se différencient fondamentalement des alginates puisqu'ils ne possèdent pas de radicaux COOH et qu'ils dérivent du galactose, alors que les alginates sont des chaînes ou se mêlent acide mannuronique et acide guluronique.

6-La culture des Algues :

Les Algues qui peuplent naturellement de la côte de la mer sont de formidables productrices de substances d'intérêt industrielle : polysaccharide, protéines, pigment. Parmi ces algues les Rhodobiontes (algues rouges) sont les plus recherchés par les industries alimentaires cosmétique, voir pharmaceutique. Vu leurs richesses en minéraux, calcium magnésium et potassium et en vitamines naturelles spécifiques aux algues rouges, B9, A, B12, la vitamine B12 et sont absentes de tous les végétaux terrestres.

La culture a bénéficié d'une expansion cohérente en production depuis 1970 avec un taux de croissance annuel moyen de 7,7 %. [FAO, 2010]. Approximativement 220 espèces sont cultivées. Les producteurs principaux sont la Chine, l'Indonésie et les Philippines qui à eux seuls, totalisent les quatre cinquièmes de la production. Selon les mêmes données cette production est majoritairement destinée à l'alimentation humaine directe (76,1%),

À l'extraction des métabolites (11,2 %), le reste est exploité dans différents secteurs : l'alimentation animale et l'agriculture [46].

6-1-Particularité des Rhodobiontes :

En 2009, la culture des macros Algues a produit près de 15 millions de tonnes pour une valeur de plus de 3 milliards de dollars US (données FAO). La culture des algues marines biologiques est soumise aux mêmes exigences que la collecte : qualité de l'eau, gestion de la ressource naturelle.

Il est possible de cultiver les Macro- algues avec des méthodes différentes, cela va dépendre des espèces que l'on va cibler. Certaines Algues présentant un cycle de reproduction assez simple, en particulier celles associées aux algues proliférantes, sont favorables à un mode de culture en bassins ou lagunes, sans utilisation d'infrastructures de fixation.

Concernant les algues rouges il existe une exploitation de grandes espèces « nobles » qui nécessite le passage préalable par des stades de culture en éclosion à l'état microscopique pour préparer des « semences », qui croissent fixées sur des cordelettes jusqu'au stade de

plantules, avant d'être acclimatées au milieu marin ouvert et développent des individus adultes qui pousseront sur différents dispositifs supports (cordes ou filets).

Ces méthodes nécessitent de bien connaître et maîtriser les différents stades de croissance et les cycles de reproduction des algues.

Une méthode de culture végétative est possible en éclosérie, il existe ensuite des méthodes de culture sur lignes, en sacs, ou en poche. La culture la plus couramment effectuée est celle sur cordes. (Figure 03).

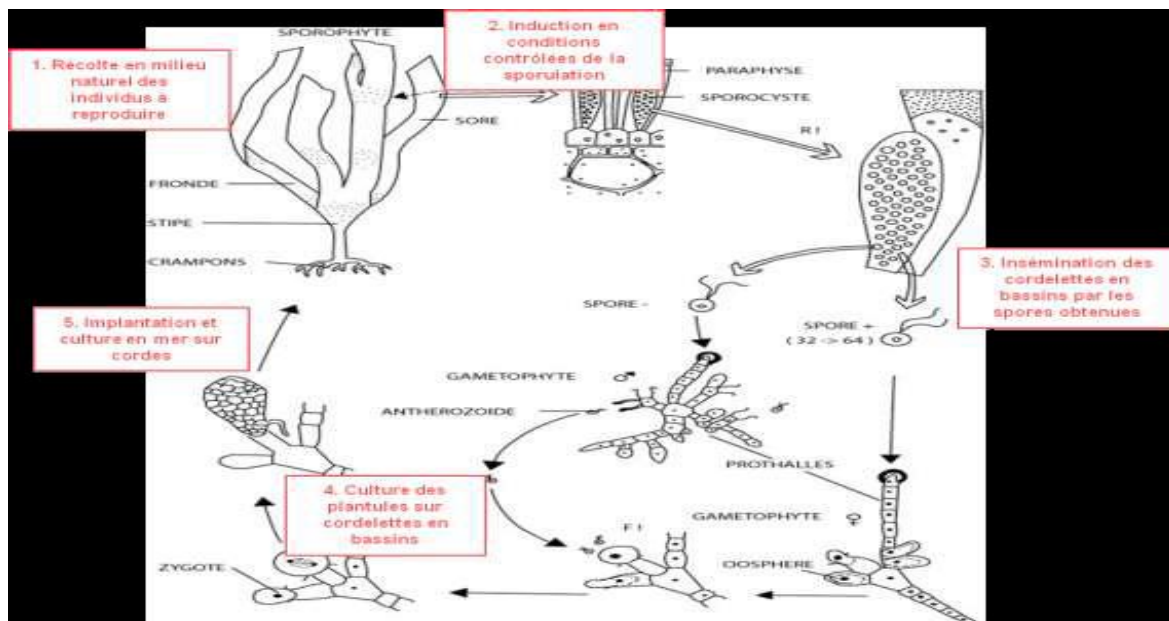


Figure 03 : schéma des étapes de la culture sur cordes. (Langlois ,2010).

Tout d'abord, les algues sont récoltées par coupe en milieu naturel, Une fois ramenées au sein d'écloseries, les algues subissent un stress hydrique et/ou thermique et/ou lumineux pour les amener à produire des spores. Ces spores seront ensuite cultivées en ballons ou en photobioréacteurs pour les amener au stade de sporophytes ou de gamétophytes dans une production de masse. Les conditions de cultures sont alors contrôlées : éclairement, bullage, températures, nutrition minérale... C'est à cette étape que les individus microscopiques sont mis en présence de cordelettes pour s'y fixer. Les cordelettes sont ensuite enroulées autour de cordes plus conséquentes dans le but d'être installées en mer pour y être cultivées.

La culture peut se réaliser sur cordes horizontales ou verticales. Ces cordes peuvent être attachées à des points d'ancrage selon diverses méthodes. Elles peuvent être suspendues à des

structures qui flottent ou fixées aux fonds marins (pieux, corps morts...). Les mers agitées peuvent toutefois endommager ces structures ou enlever les algues de ces lignes.

En conclusion il est à noter qu'un intérêt grandissant pour la culture des macro algues à l'échelle mondiale tant à l'échelle d'expérimentations pilotes ou de fermes aquacoles en exploitation pour ses des différentes vertus.

7-Présentation de la zone d'étude :

L'Anse de Kouali se situe à environs 70 Km à l'ouest d'Alger. Elles font partie de l'ensemble Mont Chenoua-anses de Kouali qui a été retenue par le ministère de l'aménagement du territoire et de la ville pour bénéficier du statut d'Aire Marine et Côtière Protégée (AMCP) (Mangos et Claudot, 2013).

L'anse de kouali est considérée comme étant l'une des plus importantes criques de la baie

De Bou-Ismaïl, c'est une petite baie ouverte vers le nord, située à l'est de la ville de Tipaza.

Elle occupe une surface de 5 km², ses coordonnées géographiques sont 36° 35' 24'' N et 02° 29' 44'' E (zitouni, 2006).

7.1. Caractère géologique de l'anse de kouali :

Au niveau de la zone de l'anse de kouali, la cote est basse, mais rocheuse et très découpée. L'anse est située au pied d'un complexe paléo-quaternaire nommé bourrelet sahélien, dont les grès dunaires constituent le substratum (BRL, 2007).

L'ensemble de la baie est tapissé de matériaux fins, l'essentiel des sédiments présents sur le littoral est constitué de sables fins et de sédiment détritique côtiers. (BRL, 2007).

7.2. Les réseaux hydrographiques :

Plusieurs cours d'eau, essentiellement temporaires, coulent du massif. Trois oueds se jettent ainsi dans l'anse (l'oued Gasbaya à l'ouest ; un petit cours d'eau au centre reliant l'oued Seris et l'oued Hadjidjid ; un ravin à l'est),(BRL,2007).



Figure n° 4: Anse de kouali wilaya de Tipaza, 2016

7.3. Données climatiques :

La baie de Bou-Ismaïl est caractérisée par un climat subhumide et une périodicité des climats. La période hivernale se caractérise par une baisse de température à environ 16°C et une précipitation moyenne de 89,49 mm, alors que la période estivale se caractérise d'une température moyenne de 29°C avec des précipitations très faibles et un pourcentage d'humidité supérieur à 60p100. Les précipitations sur l'ensemble du territoire se présentent d'une façon diverse, d'une part par leurs causes et d'autre part par les quantités recueillies. Elles s'étendent d'Est en Ouest et du Nord au Sud (ONM, 2010).

7.4. Facteurs hydrologiques :

Les principaux facteurs intéressant notre étude sont la température, l'oxygène dissous et la salinité.

7.4.1. La température :

La température de l'eau de mer est un facteur écologique important agissant sur la répartition géographique des différentes espèces faunistiques et floristiques. Elle peut être un facteur limitant pour les espèces sténothermes.

Au niveau de l'anse, les relevés mensuels de température réalisés sur un cycle annuel montrent les variations enregistrées témoignent bien de l'étagement climatique relatif aux différentes

Généralités

saisons. Les plus hautes températures sont enregistrées pendant la saison estivale et les plus faibles pendant la saison hivernale (BOUMAZA, 1995).

La diminution de la température mensuelle est en relation avec la profondeur et plus accentué pendant la saison chaude. Les températures minimales sont enregistrées au mois de janvier (15°C). Tandis que les températures maximales sont enregistrées au mois de septembre et varie entre 28.5°et 20°C. (BOUMAZA, 1995).

7-4-2-L'oxygène dissous :

L'oxygène dissous est un paramètre important du milieu qui gouverne la majorité des processus biologiques et chimiques des écosystèmes aquatique, Il est aussi un élément indispensable pour la vie marine.

Au niveau de l'anse, la moyenne des teneurs en oxygène dans l'eau en surface varie entre 4 et 6 mg/l. cette oxygénation est due au brassage des eaux lié à l'hydrodynamisme de la région (KADARI-MEZIANE, 1994).

Une étude a été menée par le CNRDPA en 2004 qui consiste à la mesure et analyse des paramètres physico-chimique (salinité, pH, taux d'oxygène dissous, nitrites, nitrates, ammoniums). Qui sont résumé dans le tableau ci-dessous :

Tableau n°1 : Mesure et analyses des paramètres physiques-chimiques (salinité, pH, taux d'oxygène dissous, nitrites, nitrates, ammoniums).CNRDPA, 2004

		S1	S2
Paramètre physico-chimiques	Salinité(‰)	33,03	32,9
	Oxygène dissous (mg/l)	5,56	5,41
	PH	8,32	8,32
Analyses des composés inorganiques	Ammonium (mg/l)	0,063	0
	Nitrate (mg/l)	0,338	0
	Nitrites (mg/l)	0,02	0,104
	Phosphore (mg/l)	0	0
Analyse bactériologiques	Streptocoques fécaux (germes /100 ml d'eau)	0	11
	Coliforme fécaux et	0	4

	totaux (germes/100 ml d'eau)		
--	---------------------------------	--	--

7-4-3-La salinité :

Facteur important qui indique la teneur en sel dissous. La salinité moyenne annuelle au niveau de la baie de Bou-Ismaïl fluctue entre 36,5 et 38,85 P.S.U. selon les précipitations en hiver et l'évaporation en été (KADARI-MEZIANE, 1994).

7-5-Facteurs hydrodynamique :

Regroupe tous les facteurs liés aux mouvements de l'eau. Les plus importants sont les vagues, les courants, et les houles. Les facteurs hydrodynamiques jouent un rôle déterminant dans la répartition et plus précisément dans l'édification des organismes benthiques .

7-5-1 Les houles :

Les houles dépendent directement des vents, ainsi leur régime suit celui des vents (MAOUCHE, 1987).

En liaison avec l'orientation de la baie de Bou-Ismaïl, les houles hivernales de direction Ouest et Nord-Ouest arrivent perpendiculairement à la côte.

La baie de Bou-Ismaïl relève en général du mode battu, car ouverte aux vagues et houles du large.

A proximité de la côte en mode calme. Cependant, au niveau de l'anse de Kouali, l'hydrodynamisme est freiné par la présence d'un goulot d'étranglement, au niveau de la passe qui génère un mode calme (BOUMAZA, 1995).

8- Caractéristiques de l'anse de Kouali :

Le littoral de Tipaza offre des faciès marins remarquables. Zone de frange majeure dans la région avec de grands herbiers de posidonies bien conservés. Cette zone marine peut jouer un rôle important en matière de régénération des stocks halieutiques (BRL, 2007).

8-1-Trottoirs à vermet :

Présence de trottoir à vermet, occupant les rivages Est et Ouest de l'anse, à l'étage Médiolittoral. Il s'agit de formations récifales calcaires d'origine biologique constitués par Association d'une algue calcaire, corallinacée *Neogoniolithonnotarisii*, et d'un gastéropode *Prosobranche vermetus cristatus* (Biondi, 1859).

8-2-Récif barrière :

Les fonds marins sont occupées par des herbiers a posidonies sur une surface de 2.5 km² la croissance et la bonne santé de l'herbier ont permis le développement d'un 'récif -barrière ' a 55 m du rivage. Ce récif isole un lagon occupé par d'autres phanérogames (BRL, 2007). On relève ainsi la présence de nombreuses espèces méditerranéennes vulnérables, rares et protégées.

La qualité de l'herbier à *Posidonia oceanica* témoigne de l'équilibre naturel de l'espace marin du site (BRL, 2007).

9. Etude biochimique :

La composition biochimique des macroalgues est très variable selon les espèces, la saison, les conditions de croissance, de stress... (Julie, 2010). Les algues se composent généralement de protéines, d'une faible quantité de lipides comparée au fort pourcentage de glucides, qui sont essentiellement sous forme de polysaccharides tels que les alginates, les carraghénanes et les ulvanes.

9.1. Les protéines :

La teneur en protéines des algues marines est variable, certaines espèces d'algues, rouges possèdent une fraction protéique (30-40 % de la matière sèche) comparable, du point de vue quantitatif, à celle des légumineuses (Fleurence et Kaas, 1999).

9.1.1. Définition :

Les protéines sont des polymères linéaire des acides aminés (Figure n°5) unis par une liaison amide dit liaisons peptidiques groupement α -carboxyle (COOH) de l'un et le groupement α -aminé (NH₂) du suivant :

Généralités

Deux acides aminés liés par une liaison peptidique forment un dipeptide, trois acides aminés un tripeptide, un petit nombre d'acides aminés un oligopeptide, quelques dizaines d'acides aminés

(N < 100) un polypeptide au-delà on parle d'une protéine. La plupart des protéines naturelles comptent entre 100 et 2000 résidus d'acides aminés. Le poids moléculaire de la plupart des protéines est compris entre 11 000 et 220 000 daltons (MOUSSARD, 2006).

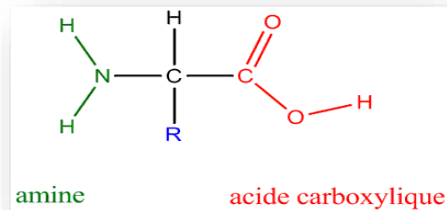


Figure n° 5 : Structure d'acide aminé

9.1.2. Structure :

La séquence d'acides aminés détermine la structure primaire de la protéine, la configuration de la chaîne peptidique dans l'espace détermine les structures secondaires et tertiaires, l'association de plusieurs chaînes peptidiques détermine la structure quaternaire.

9.1.3. Classification des protéines :

✓ Classification selon leur composition :

- Les holoprotéines ne sont composées d'acides aminés.
- Les hétéroprotéines comportent en plus une partie non protéique (appelé groupement prosthétique) : glucides, lipides, acides nucléiques, ions métalliques...

✓ Classification selon leur forme globale :

➤ Protéines globulaires :

- Elles sont solubles dans l'eau
- Leur rapport axial est inférieur à 10 : elles sont sphéroïdes
- Ces catégories appartiennent aux enzymes et aux anticorps

➤ Protéines fibreuses :

- Elles sont insolubles dans l'eau
- Leur rapport axial est supérieur à 10

- Elles remplissent des fonctions structurelles et protectrices
- Protéines mixte :
- Très stable
- Rigide
- Mi –globulaire et mi- fibreuses

9.1.4. Propriété des protéines :

1) Solubilité :

On obtient 3 catégories en fonction de leur solubilité :

- Les protéines solubles dans l'eau pure comme les albumines.
 - Les protéines qui ne se dissolvent qu'en présence de sels neutres ou dans un milieu Légèrement acide ou faiblement alcalin comme les globulines.
 - Les protéines insolubles comme les scléroprotéines.
- a) Influence des électrolytes.
 - b) Influence du PH.
 - c) Influence des solvants organiques.

2) Masse moléculaire (M.M) :

a) Détermination de la masse moléculaire par filtration sur gel de dextrane :

Les gels de dextrane utilisés sont des polyosides comportant un nombre variable de liaisons croisées lesquelles déterminent un degré de porosité. La pénétration des Macromolécules dans ces gels est plus ou moins facile selon leur taille. Les plus Grosses molécules, exclues du gel, sortiront les premières de la colonne tandis que Les plus petites seront retardées et sortiront en dernier. On peut calibrer des colonnes de gel de dextrane en y faisant passer des molécules de masse moléculaire (M.M) connue ce qui permet De déterminer la M.M de molécules inconnues.

b) Détermination de la masse moléculaire par ultracentrifugation :

Les molécules protéiques en solution, soumises à une centrifugation à grande vitesse (60 000 tours / minute), sédimentent en fonction de leur densité.

3) Caractère amphotère :

Chaque protéine, constituée d'acides aminés, est porteuse de charges électriques, notamment sur ses chaînes R, variables en fonction du pH. Les protéines peuvent être séparées par électrophorèse et chromatographie.

9.1.5. Rôle :

Les rôles des protéines sont multiples. Il n'y'a pas de biomolécules qui aient autant de fonctions cellulaires. Parmi ces rôles :

- ✓ **Régulation** : les protéines participent à la communication intra- est intercellulaire qui permet la coordination du métabolisme au niveau de la cellule et entre les différents niveaux de l'organisation hiérarchique des organismes multicellulaires (ex : hormones) et leurs récepteurs.
- ✓ **Mouvement** : par exemple la dynéine est la protéine des cils et flagelle qui meuvent nombre des cellules.
- ✓ **Transport** : les lipoprotéines plasmatiques transportent les lipides entre leurs sites métaboliques. Les protéines intrinsèques transportent ions et molécules à travers les membranes cellulaires.
- ✓ **Energie** : les protéines sont des réserves d'acides aminés en tant que substrats énergétiques.
- ✓ **Défense** : les anticorps.

9.2. Les lipides :

Les lipides dans l'algue peut être divisés en : stérols, tri-, di-, ou mono-acylglycérols et phospholipides. La teneur lipidique est très faible de l'ordre de 1 à 5% de la matière sèche (Darcy-Vrillon, 1993). Cependant, du point de vue qualitatif, les lipides algaux présentent une proportion en acides gras essentiels importante dont les algues rouges contiennent des taux élevés d'acides gras polyinsaturés.

9.2.1 Définition :

Les lipides est un regroupe d'un ensemble hétérogène de composés chimiques. Comme ils ne présentent pas de structure chimique commune, ils sont caractérisés davantage par la propriété qu'ils sont insolubles ou peu solubles dans l'eau mais soluble dans les solvants organiques (Rebestine et Sreirensen ; 2011).

Ils sont caractérisés par la présence dans la molécule d'acide gras ou chaîne grasse. Sont rattachés aux lipides en raison de leur insolubilité dans l'eau.

9.2.2. Structure des lipides :

- ✓ Ils sont tous amphiphiles et organisés en bicouche lipidique.
- ✓ La partie hydrophile (polaire) de la molécule est la *tête*, la partie hydrophobe (apolaire) est la *queue*.
- ✓ Les acides gras présents sont saturés et insaturés.

Les lipides présents dans les différentes classes de lipides membranaires sont constitués de :

- Phospholipides (glycérophospholipides et sphingomyélines),
- Cholestérol : l'ensemble de la structure est apolaire à l'exception du OH alcoolique qui est polaire.
- Glycolipides : les cérébroglucosides, cérébrogalactosides et gangliosides .

9.2.3. Classification des lipides :

En absence d'une structure commune, les lipides sont classés généralement en deux catégories : ceux qui sont saponifiables et ceux qui ne le sont pas (Tableau n°1 en annexe) transformé en savon pas hydrolyse basique (REBESTEIN et SOERENSEN, 2011).

Les lipides saponifiables sont tous porteurs des fonctions ester. Selon la nature de l'acide et de l'alcool à l'origine de la fonction ester, on distingue les triglycérides et les cires. Pour les lipides simples, et les glycérophospholipides, les glycolipides et les lipoprotéines pour les lipides composés

Les lipides non saponifiables sont réparties en trois classes : les terpènes (tous formé par l'association de deux ou plus d'unité isopréniques), les stéroïdes et les prostaglandines.

9.2.4. Rôle biologique :

- Les lipides représentent environ 20 % du poids du corps.
- Ils sont une réserve énergétique mobilisable : 1g lipides → 9 Kcal
- Ils ont un rôle de précurseurs : stéroïdes, vitamines, prostaglandines.
- Deux acides gras polyinsaturés sont des facteurs nutritionnels essentiels car ils ne sont pas synthétisés par l'organisme et doivent lui être apportés par l'alimentation. Ce sont des acides

Généralités

Gras indispensables : acide linoléique et acide linolénique.

- Les membranes ont une structure lipidique.

9.2.5. Les acides gras :

Ils sont monoacides, linéaires, à nombre pair ou impaire de carbone, soit saturés, soit insaturés.

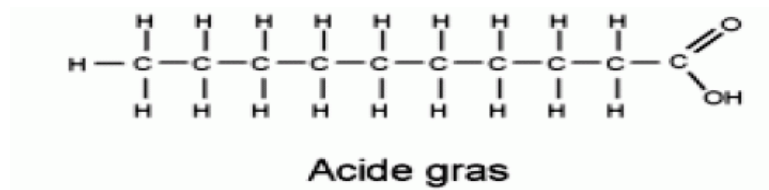


Figure n°6 : structure d'acide gras

9.2.6. Propriétés des acides gras :

1. Propriétés physiques :

➤ Solubilité

- L'acide butyrique à 4C est soluble dans l'eau, puis la solubilité des acides gras baisse progressivement et ils sont insolubles à partir de 10C.
- Ils sont solubles dans les solvants organiques apolaires : benzène, chloroforme,...

➤ Le point de fusion

- augmente avec le nombre de C, diminue quand le nombre de doubles liaisons augmente.

Ils sont liquides à 20° C si n < 10 C, Solides si n = 10 C

2. Propriétés chimiques :

✓ Oxydation des doubles liaisons

- L'oxydation par l'oxygène de l'air conduit au rancissement des graisses
- L'oxydation enzymatique intracellulaire de l'acide arachidonique par la cyclooxygénase

(Cyclisation + oxydation) conduit aux prostaglandines qui sont des médiateurs très actifs, très rapidement dégradés.

- ✓ Formation de sels de sodium ou potassium

Ce sont des savons à propriétés moussantes, mouillantes et émulsionnantes. Dans l'eau les savons se dissocient en $\text{Na}^+ + \text{R-COO}^-$

Ces molécules appelées amphiphiles ou amphipathiques, sont tensioactives : elles abaissent la tension superficielle de l'eau d'où leurs propriétés.

- ✓ Formation d'ester (avec Glycérol et Cholestérol) et de thioester (avec le Coenzyme A).

9.2.7. Extraction et dosage des lipides :

La plupart des méthodes de dosage des lipides exploitent ces propriétés physiques pour extraire les lipides des aliments dans le but de mesurer leur concentration. L'extraction est réalisée par la méthode de Soxhlet.

9.2.8. Méthode Soxhlet :

La méthode Soxhlet c'est une méthode de référence utilisée pour la détermination de la matière grasse dans les aliments solides déshydratés. C'est une méthode gravimétrique, puisqu'on pèse l'échantillon au début et la matière grasse à la fin de l'extraction.

9.2.9 Principe de la méthode :

L'aliment solide est pesé et placé dans une capsule de cellulose. L'échantillon est extrait en continu par de l'éther éthylique à ébullition (P.E. 35° C) qui dissout graduellement la matière grasse. Le solvant contenant la matière grasse retourne dans le ballon par déversements successifs causés par un effet de siphon dans le coude latéral. Comme seul le solvant peut s'évaporer de nouveau, la matière grasse s'accumule dans le ballon jusqu'à ce que l'extraction soit complète. Une fois l'extraction terminée, l'éther est évaporé, généralement sur un évaporateur rotatif, et la matière grasse est pesée.

Les cartouches de cellulose sont perméables au solvant et à la matière grasse qui y est dissoute.

9.3. Les caroténoïdes :

Carotène, caroténoïdes sont des mots dérivés de *Daucus carota*, le nom latin de la carotte dont le β -carotène fut extrait et isolé pour la première fois en 1831 (GHAZI et SAHRAOUI ; 2002).

Toutes les macroalgues contiennent des caroténoïdes qui sont des pigments liposolubles composés d'unités isoprènes. Ceux sont de puissants antioxydants. Ils représentent en moyenne 0,1% du poids sec des algues brunes qui sont particulièrement riches en caroténoïdes et notamment en fucoxanthine, xanthophylles (violaxanthine) et β -carotène (Van et al, 1999).

Sur le plan chimique les caroténoïdes appartiennent à une grande classe chimique appelée : les terpènes. L'appartenance à cette catégorie est établie sur des critères de structure et de biosynthèse (Tapiero, Townsend et al. 2004), plus précisément dans le groupe des tetraterpènes (Stahl and Sies 2003 ; Stahl and Sies 2005 ; Cuttriss, Cazzonelli et al. 2011) qui est un système à double liaisons conjuguées avec des unités cycliques (parfois non cyclique) aux extrémités de la molécule (LUISOT, 1974 in BOUMEDINE ; 1991).

Toutefois il existe aussi des structures en C30 ou C50 (Perez-Galvez and Minguez-Mosquera, 2001).

9.3.1. Définition :

Les caroténoïdes sont des pigments liposolubles dont la gamme de couleur s'étend du jaune au rouge profond. Ces composés ne sont généralement pas considérés comme indispensables mais ils peuvent jouer divers rôles encore imparfaitement connus dont le plus évident est celui de pigment photosynthétique accessoires.

Ils sont très répandus dans les règnes végétales et animales, le nombre actuellement connus des caroténoïdes naturels est d'environ 600, ayant des structures très variées, (Britton, Liaaen-Jensen et *al.*, 2008).

9.3.2. Structure des caroténoïdes :

La famille des caroténoïdes est constituée de deux groupes :

Les hydrocarbures polyéniques et les caroténoïdes oxygénés (NEWMAN ; 1972 in BOUMEDINE ; 1991).

1) Les caroténoïdes hydrocarburés :

Ce sont des composés considérés comme les précurseurs des autres caroténoïdes. Sa structure est un système de 8 à 9 double liaisons conjuguées de formule générale $C_{40}H_{56}$.

Au fur et à mesure que ces doubles liaisons conjuguées sont saturées, le produit perd sa couleur.

Le β -carotène constitue la majeure partie des mélanges de carotènes se trouvant dans le végétal (BRAVERMAN ; 1949 in BENCHOUK et BENKHEROUF ; 1996), et chez toutes les algues.

2) Les caroténoïdes oxygénés :

Les caroténoïdes oxygénés appelés aussi les xanthophylles, possèdent de plus par rapport aux carotènes, des atomes d'oxygène c'est ce qui fait leurs diversités.

Ces atomes d'oxygène peuvent être présent sous forme de fonction hydroxyle ($-C-OH$), cétone ($-C=O$) (LIAAN-JENSEN et STOREBAKKEN. ; 1990 in GHAZI et SAHRAOUI ; 2005).

Ils sont généralement insérés aux extrémités de la molécule qu'elle soit à structure cyclique ou non. Les groupements hydroxyles des cycles β peuvent ensuite être glycosylés.

Ce groupe contient plusieurs dérivés parmi lesquels, nous pouvons citer :

- les dérivés hydroxyles (lutéine, zéaxanthine).
- les dérivés acides (acide apo- δ -caroténoïque).
- les dérivés hydroxylés et cétoniques (capsanthine).
- les dérivés cétoniques (cantaxanthine).

9.3.3. Classification et propriétés des caroténoïdes :

Ces hydrocarbures fortement insaturés sont divisés en fonction de la présence ou de l'absence d'oxygène dans la molécule en deux grands groupes :

1) Les carotènes :

Sont des hydrocarbures polyéniques formés par de longues chaînes hydrophobes, précurseur de la vitamine A pigment impliqué dans la photosynthèse.

Ces carotènes peuvent être considérés comme la structure de base et tous les autres caroténoïdes en dérivent par cyclisation, déshydrogénation et oxydation. (NEWMAN ; 1972 in GHAZI et SAHRAOUI ; 2005).

Le principal représentant de ce groupe est le β -carotène, son oxydation au niveau de la double liaison médiane donne naissance à deux molécules de rétinol (vitamine A) ; ce sont des provitamines A (ADRIAN et al 1981 in BENCHOUK et BENKHEROUF ; 1996).

Les principales provitamines A sont : β -carotène, α -carotène, delta-carotène, γ -carotène.

2) Les xanthophylles :

Les xanthophylles sont un ensemble de pigments caroténoïdes oxygénés, portant des groupes hydroxylés. Elles sont dépourvues d'efficacité vitaminique A à l'exception de la cryptoxanthine (CAPON et al ; 1993 in GHAZI et SAHRAOUI ; 2005).

Parmi les xanthophylles spéciales aux algues, il faut citer la fucoxanthine qui associée à la néofucoxanthine colore ainsi les phéoplastes.

9.3.4. Biosynthèse des caroténoïdes :

Les caroténoïdes sont des molécules avec une structure tridimensionnelle précise, qui est déterminante pour leurs propriétés physico-chimiques et nutritionnelles (Britton, Liaaen-Jensen et al. 2008).

Les caroténoïdes sont synthétisés par dimérisation «tête à tête» de deux molécules de phosphate de géranyl géranyl (GGPP).

9.3.5. Dosage par spectrophotométrie des caroténoïdes :

1. Principe :

Le principe de la spectrophotométrie est basé sur la loi de Beer-Lambert : la densité optique d'une solution d'une substance absorbante dans un solvant non absorbant est proportionnelle à l'épaisseur de la solution traversée et à la concentration de la solution. Qui s'exprime par la relation ci-dessous :

$$D.O = \ell L C$$

D.O : densité optique.

C : concentration molaire volumique en mg/L

L : épaisseur de la cuve en cm.

ℓ : coefficient d'extinction molaire.

La loi de Beer-Lambert est valide si les solutions sont très diluées, lumière monochromatique, pas de réflexion, diffusion ou fluorescence du faisceau incident.

9.4. Les vitamines :

La composition vitaminique des algues est intéressante, malgré de grandes variations saisonnières. L'ensemble des vitamines est bien représenté par les groupes A, B1, B2, B6, B12, C, D et E. L'intérêt principal réside dans la vitamine B12 dont les teneurs sont assez importantes dans les algues contrairement aux plantes (Watanabe et al. 2012).

9.4.1. Définition :

Les vitamines : sont des substances organiques découvertes en 1912 par le biochimiste Kazimierz Funk, sans valeur énergétique propre, à faible poids moléculaire et qui sont indispensables à l'organisme. Ce dernier ne sait pas les synthétiser, ou alors en petites quantités seulement (vitamine K, D, B12, B8). Elles doivent donc être fournies par

l'alimentation. Une fois absorbées et utilisées par l'organisme, elles sont éliminées par voie urinaire ou par les selles.

9.4.2. Classification des vitamines :

Les vitamines se distinguent en différents groupes : les vitamines hydrosolubles, solubles dans l'eau et les vitamines liposolubles, solubles dans les corps gras.

Dans le premier groupe, 9 vitamines : B1, B2, PP, B5, B6, B8, B9, B12 et C.

Dans le deuxième groupe, 4 vitamines : A, D, E et K.

Remarque : Les vitamines sont pour la plupart sensible à la chaleur, à la lumière et à l'oxydation. En effet, la cuisson détruit près de 50% des vitamines présentes dans les aliments.

9.4.3. Rôle des vitamines :

Les vitamines sont impliquées dans quatre grands types de fonctions :

La fonction Co-enzymatique : vitamines : A, B, C, K, PP

Le transfert de protons et d'électrons : vitamines : E, B2, K, PP, B5, C

La stabilisation des membranes : vitamine E

Une fonction de type hormonal : vitamine D.

9.4.4. Vitamine E et ses dérivés :

La vitamine E est le terme générique utilisé habituellement pour désigner les différents tocophérols et tocotriénols (4 tocophérols et 4 tocotriénols). Cette vitamine liposoluble est reconnue pour ses propriétés antioxydants et assure la stabilité des structures cellulaires.

1. Structure chimique :

La molécule de tocol constitue la structure de base des tocophérols. Elle est constituée d'un noyau hydroxychromane et d'une chaîne phytyle entièrement saturée. Les différentes formes de tocophérols (α , β , γ et δ) se distinguent entre eux par le nombre et la situation des groupements méthyles fixés sur le noyau chromanol. Parmi ces composés, le plus

fréquemment retrouvé dans la nature est l' α -tocophérol, qui présente également l'activité vitaminique la plus élevée.

Les tocotriénols diffèrent des tocophérols par la présence de trois doubles liaisons sur la chaîne latérale. Naturellement présents dans la nature, les α - et β -tocotriénols possèdent une activité vitaminique alors que les formes γ et δ sont inactives (**Annexe**).

2. Sources alimentaires :

La vitamine E est un micronutriment essentiel au bon fonctionnement de l'organisme humain.

Dans l'alimentation, les principales sources de vitamine E sont les huiles végétales et les produits dérivés de ces huiles. Parmi les huiles, celles issues de germes de blé et de tournesol sont les plus riches en α -tocophérol (respectivement 1330 et 487 mg/kg) (14). Les fruits oléagineux tels les noisettes et les amandes, et les céréales (l'orge, le seigle, etc.) sont également des sources de vitamine E. Les tocophérols et tocotriénols sont aussi retrouvés dans les fractions lipidiques de certains produits d'origine animale comme le foie, les œufs et la matière grasse du lait, mais en moindre mesure.

3. Propriété de la vitamine E :

LA vitamine E est une vitamine liposoluble indispensable à une bonne stabilisation des membranes cellulaires, au maintien de l'activité de certaines enzymes, à l'agrégation des plaquettes sanguines (elle joue sans doute un rôle préventif dans les maladies thrombotiques) et à la protection des globules rouges contre les substances oxydantes (radicaux libres, par exemple).

4. Extraction de la vitamine E

Les techniques d'extraction dépendent de la nature des échantillons qui peuvent être solides ou liquides et d'origine animale ou végétale. La vitamine E doit être extraite à partir de l'échantillon, et dans de nombreux cas, concentrée avant analyse, à l'exception des huiles végétales qui peuvent être directement analysées, après une dilution, au moyen d'un système de chromatographie liquide de haute performance (Ruperez et al. 2001).

5. Principe d'extraction de la vitamine E :

Le choix de la méthode analytique dépend en premier lieu du but pour suivi lors de l'analyse, et ensuite de la nature de l'échantillon. Il s'agit donc de déterminer quel est l'analyse

Généralités

recherché. Certaines analyses ont pour seul but d'identifier l' α -tocophérol. D'autres visent la détermination de l'ensemble des tocophérols et tocotriénols, voire même celle de leurs métabolites. Enfin, certaines méthodes s'intéressent en plus à la structure des molécules.

Matériel et méthodes

1. Etude de la flore algale :

1- 1 Etude sur terrain :

Notre étude a consisté à réaliser une récolte d'Algues du groupe des Rhodobiontes (algues rouges) qui a été effectuée à la main au niveau de l'infra-littoral supérieur de l'anse de Kouali (Figure n°7). Les échantillons récoltés ont été mis dans des sceaux en plastique et imprégnés d'eau de mer puis transportés au laboratoire afin d'être étudiés.



Figure n°7 : la récolte des algues

1-2-Etude au laboratoire

Une fois au laboratoire les algues ont été lavées puis triées selon la morphologie générale, une partie des échantillons a été lavée puis formolés à 5% avec l'eau de mer et l'autre partie a été séchée pour l'étude biochimique.

L'identification des espèces récoltées s'est faite à l'aide de loupe binoculaire et microscope optique selon les critères suivants :

- La morphologie
- La structure et le type de la croissance
- La cytologie et les types de plastides
- La reproduction

Des coupes cytologiques ont été réalisées au niveau de l'ensemble des espèces récoltées.

Matériel et Méthodes

Pour chaque espèce identifiée nous donnons sa biologie (description, cytologie, reproduction,...), Ensuite on a réalisé une étude bibliographique détaillée afin de préciser leur utilisation.

2-Etude biochimique :

Nos échantillons récoltés ont été traité selon quatre étapes pour obtenir la matière sèche.

A/ lavage :

Les algues ont été lavées à grande eau, rincées à l'eau distillée, puis égouttées. Cette étape a pour but de débarrasser les échantillons des épiphytes.

B/séchage :

Le séchage de nos échantillons a été effectué selon deux méthodes :

- ✓ 1^{ère} méthode : Par les journaux : On étale les algues sur des journaux, puis on les couvre par d'autres pour les protéger de la lumière et afin de faciliter le séchage par l'absorption de l'eau avec changement de journaux chaque jour.
- ✓ 2^{ème} méthode : Par lyophilisation : cette étape a été effectuée à l'unité de recherche du laboratoire de Sidi Fredj de l'ENSSMAL. On met nos échantillons dans le lyophilisateur. Cette méthode a pour but d'éliminer le maximum d'humidité des échantillons.

C/ broyage :

Les algues séchées sont pilées dans un mortier jusqu'à l'obtention d'une poudre pouvant passer à travers un tamis (1mm) de diamètre pour homogénéiser la poudre.



Figure n°8 : broyage des Algues dans un mortier

D/conservation :

La poudre obtenue est stockée dans des flacons recouverts de papier aluminium dans le dessiccateur.



Figure n°9 : flacons recouverts de papier aluminium

Matériel et Méthodes

Une fois les échantillons séchées et broyées nous passons à différentes techniques analytiques :

2.1. Détermination du taux d'humidité :

L'évaluation du taux d'humidité de nos échantillons a été réalisée au laboratoire de biochimie de l'ENSSMAL.

2.1.1. Principe :

Séchage de la poudre d'algues à 103°C dans une étuve jusqu'à l'obtention d'un poids constant (Méthode AOAC* ; 1980).

2.1.2. Mode opératoire :

- On régler l'étuve à 103°C.
- On sèche une capsule à l'étuve pendant 20-30 minutes et la refroidir dans un dessiccateur.
- On pèse la capsule sans couvercle, soit P_0 ce poids.
- On pèse 1g d'échantillon dans la capsule avec une précision de 0,001 soit P_1 ce poids.
- On met la capsule avec l'échantillon fermée dans l'étuve à 103°C pendant 40 minutes.
- On retire la capsule de l'étuve, on la met sans couvercle dans un dessiccateur, on la laisse refroidir pendant 20 minutes.
- Après refroidissement, on pèse la capsule avec échantillon soit P_2 ce poids.
- On répète l'opération jusqu'à obtention d'un poids constant.

Le taux d'humidité a été calculé selon la formule suivante :

$$\frac{P_1 - P_2}{P_1 - P_0} * 100$$

3-Extractions et dosage des protéines(protocole de 4eme année alimentation nutrition, 2014) :

3.1. Mode opératoire :

3.1.1. Minéralisation :

La minéralisation permet de dénaturer les protéines (casser les liaisons) et de libérer les acides aminés, ensuite transformé l'azote organique en azote minérale.

Cette transformation est effectuée à l'aide d'un appareil de minéralisation équipé d'une plaque chauffante, un thermostat, un port matras, un collecteur de fumées et un piègeur de fumées.

Dans un matras de Kjeldhal, on met :

- 2g de poudre d'algue lyophilisé, 7g de sulfate de potassium (K_2SO_4)
0.005 de sélénium (Se) et 1 ml de peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) à 60% (10V).10 ml d' H_2SO_4 et 2-3 morceaux de pierre ponce.
- On agite et on place le matras dans le dispositif de minéralisation.
- On chauffe doucement et progressivement jusqu'à l'apparition des fumées noirs.
- On poursuit le chauffage durant (30 min) jusqu'à l'obtention d'une couleur limpide
- A la fin de la minéralisation, on laisse les matras refroidir.



Figure n°10 : Minéralisation

3.1.2. Filtration et dilution du minéralisat :

Après refroidissement des matras, on filtre chaque minéralisat dans un erlen-meyer. On lave le matras et on filtre aussi l'eau de rinçage.

On ajuste jusqu'à 100 ml avec l'eau distillée

On transvase les minéralisats filtrés et dilués dans des erlenmeyers colorés en brun à bouchon étiqueté et on les conserve dans le réfrigérateur à 4°C.

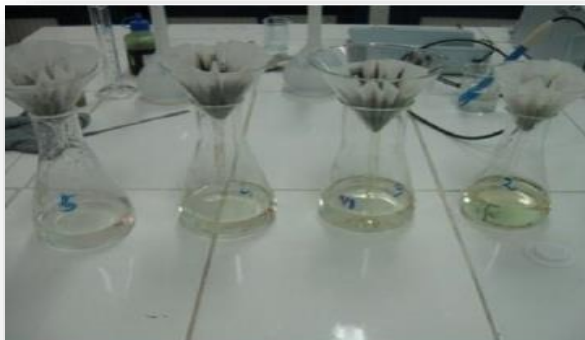


Figure n°11 : la filtration du minéralisat

3.1.3. Distillation :

On prélève dans chaque matras de Kjeldhal 20 ml du minéralisat filtré et dilué pour la distillation. Ensuite on place le matras dans l'appareil de distillation «Behr, Labor-technik». A l'aide d'un bouton on ajoute 40 ml de soude NaOH à 40% dans le matras et on débute la distillation.

On recueille le distillat (ammoniac entraîné à la vapeur d'eau) dans un erlenmeyer de collecte, contenant 20 ml d'acide borique à 4% dont le pH a été préalablement déterminé.

On continue la distillation jusqu'à obtenir 100 ml de solution (acide borique+ ammoniac entraîné à la vapeur), l'opération dure de 5 à 10 minutes. On prélève de nouveau le pH.



Figure n°12 : Appareille de distillation

3.1.4. Titrage :

On rajoute au distillat obtenu, 10 gouttes de solution d'indicateur 'Tashiro'.



Figure n°13 : dosage par HCL

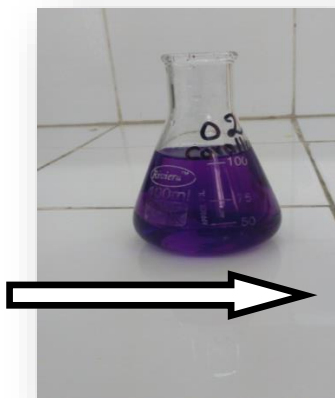
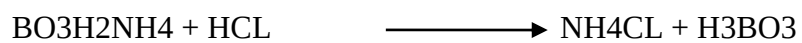


Figure n°14 : la couleur du distillat après

On titre directement la solution obtenu par une solution d'acide chlorhydrique a 0.2N jusqu'à obtention du pH initial de la solution d'acide borique. La réaction est la suivante :



3.1.5. Expression des résultats :

Le taux de protéines est calculé selon la formule suivante(INA, 2008) :

$$\% \text{ protéines} = X * F = X * F = \frac{2.803 * v * 100}{1000 * m} * F$$

X : quantité d'azote dans 100g d'algue séchés

F : facteur dépendant du type d'aliment analysé (algue) = 5,7

V : volume d'HCL en (ml).

m : le poids de l'échantillon en (g).

4-Extractions et dosage des lipides à partir des algues(protocole de 4ème année alimentation nutrition, 2014):

4.1. Mode opératoire :

- Peser chaque ballon vide, soit P₀ ce poids.
- Peser 5g de chaque échantillon lyophilisé et finement broyé dans une cartouche tarée. Soit m ce poids.
- Placer les ballons dans l'appareil de Soxhlet (sur la plaque chauffante) et déposer les cartouches dans les matras.
- Ajouter 120 ml ou 160 ml d'éther de pétrole dans chaque matras jusqu'à ce qu'il déverse dans le ballon. Fermer les matras.
- Allumer l'appareil a une température de 100°C jusqu'à l'ébullition, ensuite réduire la température de sorte à maintenir l'ébullition stable.
- Garder le même rythme pendant 4h, afin de dissoudre tous les lipides présents dans chaque échantillon.
- Eteindre l'appareil et laisser refroidir les ballons.



Figure n°15 :«Soxhlet» en marche

- Concentrer les échantillons de lipides contenus dans les ballons dans un rota-vapeur, à 40°C et à une vitesse de rotation 6 à 7 tours /min ; pour récupérer le solvant.
- Sécher les ballons à l'étuve à 37°C, puis refroidir dans un dessiccateur.
- Peser le ballon rempli, soit P ce poids.

4.2. Expression des résultats :

La quantité des lipides totaux a été calculée selon la formule suivante (SALGHIR, 2004) :

$$\% \text{ lipides} = \frac{M}{m} * 100$$

5-Extractions des caroténoïdes à partir d'algues séchées :

5.1. Mode opératoire :

La méthode choisie pour l'extraction des caroténoïdes est celle de Victor et col ; 1995.

5.1.1. Filtration sous vide :

- ✓ On pèse 5g de poudre de chaque échantillon d'algues.
- ✓ On filtre cette prise d'essai dans Buchner sous vide avec 40 ml d'Hexane-Ethanol (1 :1).
(Le mélange est maintenu pendant quelques minutes).

Matériel et Méthodes

- ✓ Cette filtration est poursuivie jusqu'à la décoloration du résidu soit V1 ce volume.

5.1.2. Lavage :

- ✓ Le mélange est transvasé dans une ampoule à décanter avec l'ajout de 25 ml d'Hexane et 20 ml d'eau distillée.
- ✓ Après la décantation on procède à une légère agitation de 30 à 60 secondes. Il résulte alors la séparation de 2 phases : phase organique et phase aqueuse.
- ✓ La phase aqueuse est réextraite 2 à 3 fois par 40 ml de solvant Ethanol-Hexane (1 :1), à chaque fois la phase organique obtenue est rajoutée à la première phase organique.
- ✓ L'ensemble des phases organiques est lavé avec de l'Hexane 2 à 3 fois et filtré, en présence de Na₂ So₄ qui est additionné au filtrat pour éliminer l'humidité.
- ✓ La solution obtenue est évaporée dans un rota-vapor à 40°C pour la récupération de l'Hexane.

5.1.3. Saponification :

- ✓ Après l'évaporation du solvant, nous procédons à la saponification qui consiste à l'ajout d'un volume égale de KOH méthanoïque 10%.
- ✓ Le mélange est chauffée pendant 10 min sur une plaque chauffante à 40°C puis refroidi rapidement avec de la glace.
- ✓ Après la saponification, on passe au lavage avec l'Hexane, et à la fin on ajuste le volume a 25 ml avec de l'Hexane.
- ✓ Le concentré de chaque échantillon est mis dans un spectrophotomètre pour déterminer leurs absorbance est donc déterminer leurs teneurs en caroténoïdes.

6-Dosage par spectrophotométrie des caroténoïdes ; représenté par le β -carotène
(protocole de 4eme année alimentation nutrition, 2014) :

6.1. Mode opératoire :

6.1.1. Préparation de la gamme étalon :

La gamme étalon est celle adoptée par BENK (1960).

-La solution de bichromate de potassium standard est préparée par dissolution de 0.036g dans 100 ml ; chaque ml de la solution correspond à 0.0266mg de caroténoïdes totaux calculés comme β -carotène.

- On a donc une solution d'une concentration de 26.6 mg/l de caroténoïdes, à partir de laquelle on prépare nos différents standards aux différentes concentrations (mg/L) :

1 mg/L, 2 mg/L, 5 mg/L, 10 mg/L, 15 mg/L.

-En parallèle chaque'un de nos échantillons est dilué 6 fois afin qu'il fasse partie de l'intervalle de la gamme étalon préparée, représentée par les différents standards.

-Après avoir régler la longueur d'onde à 450 nm qui correspond au maximum d'absorbance du β -carotène, on lit l'absorbance de chaque standard.

-On trace la courbe d'étalonnage en rapportant sur l'axe des abscisses les concentrations des standards et sur l'axe des ordonnées les absorbances correspondantes.

7-Extraction et dosage de la vitamine E (ROUGEREAU, 1984) :

7.1. Mode Opératoire :

- On pèse 5 à 10g de l'échantillon broyé.
- On ajoute 100ml d'une solution méthanoïque :
Acide ascorbique (0.5g dans 4ml d'eau) 20ml d'éthanol, ensuite on ajuste à 100ml avec du méthanol
- On met au bain marie le bouillon pendant 15 à 20 min
- On ajoute 15ml d'une solution KOH à 70%
- On remet au bain marie pendant 40 minutes
- On transvase le contenu dans une ampoule à décanter en lavant le ballon avec 50ml d'eau
- On extrait en ajoutant 120ml d'éther éthylique puis on agite, évapore et enfin on filtre sur Na_2SO_4 .
- On extrait à nouveau avec 120ml d'éther éthylique
- On filtre, évapore et on concentre à 1ml.

7.2. Dosage colorimétrique :

Après concentration et évaporation, on recueille le résidu par heptane et on fait la lecture.

Remarque : L'espèce *Hypnea musciformis* n'a été traité que pour le dosage de la vitamine E.

Résultats et discussion

I. Étude de la flore algale :

Les espèces identifiées sont :

- 1) *Asparagopsis armata*, Harvey.
- 2) *Corallina elongata*, J. Ellis & Solande.
- 3) *Hypnea musciformis*, J.V. Lamouroux.
- 4) *Jania rubens* (Linnaeus) J.V. Lamouroux.
- 5) *Laurencia papillosa*, (C. Agardh) Greville.
- 6) *Sphaerococcus coronopifolius*, var. *pennata* J. Agardh.

1) *Asparagopsis armata*

a. Description :

Cette espèce est sous forme de touffes de couleur rose, souvent accrochées à diverses algues. Les axes principaux sont cylindriques, portent des touffes de rameaux insérées sur 4 rangs alternant régulièrement avec des ramules plus simples légèrement rétrécies aux extrémités. La base du thalle porte des stolons plus ou moins ramifiés. Cette espèce est caractérisée par ses rameaux en harpons (Figure n°16).



Figure n°16 : Aspect général d'*Asparagopsis armata* (vue à l'œil nu)

b. Cytologie :

La croissance de cette algue se fait par une cellule initiale apicale. (Figure n°17). Les cellules d'une structure est uniaxiale avec la formation d'un tissu cortical dense (dû à la coalescence

de l'extrémité des rameaux courts formant un manchon tubuleux) autour d'une cavité centrale parcourue par le filament axial. Une coupe transversale(Figure n°18).

Le type de plaste est néoplastidié : Plastides sont de forme discoïdes ou plus ou moins rubanés (dans les cellules superficielles) mais très allongés et peu abondants dans les cellules internes.



Figure n°17 : Cellule initiale d'*Asparagopsis armata* Gx4x10

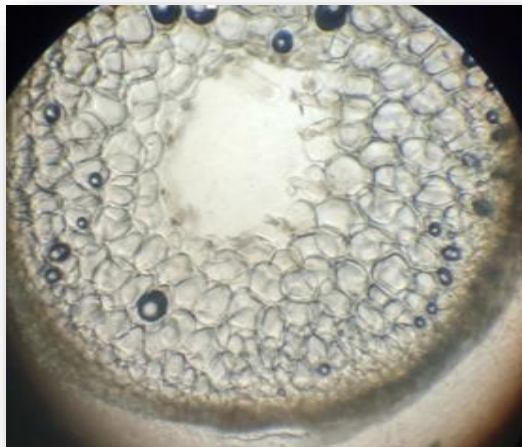


Figure n°18 : Coupe transversal d'*Asparagopsis armata* Gx4x10

c. Reproduction :

Pour cette algue le cycle est trigénétique hétéromorphe. *Asparagopsis* est un gamétophyte (hautement différencié) ne portant toujours que des cystocarpes ; les carpospores donnent naissance à une génération tétrasporophyte de structure beaucoup plus simple (formant de petits pompons roses connus sous le nom de *Falkenbergia* (Figure n°19), (Figure n°20).

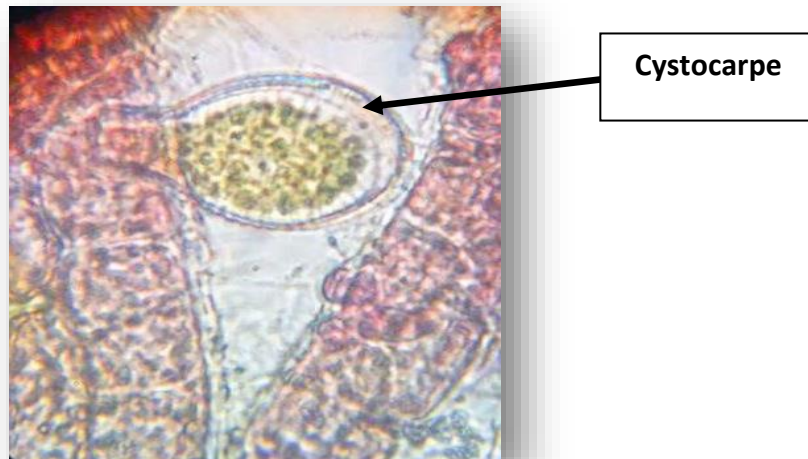


Figure n°19 : Aspect du thalle femelle fécondé une cystocarpe d'*Asparagopsis armata* Gx4x10

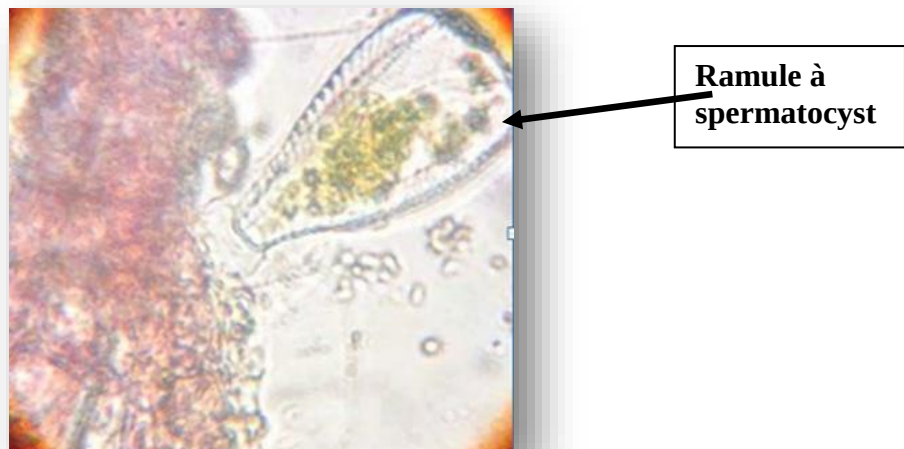


Figure n°20 : Aspect du thalle male d'*Asparagopsis armata* Gx4x10

d. Ecologie :

Cette espèce vit au niveau de l'infra-littoral supérieur (Boudouresque, 1984).

e. Répartition géographique :

L'espèce est présente en Manche : côte bretonne, aussi en Atlantique : jusqu'au Maroc et en Méditerranée (Feldmann&Feldman 1939, Mineur et *al.* 2010). Cette dernière est originaire d'Australie et de la Nouvelle-Zélande (Adams ,1994) ; depuis une quarantaine d'année seulement on la retrouve sur les côtes européennes.

f. Systématique :

Embranchement : Rhodobiontes.

Classes : Florideophyceae

Ordre : Bonnemaisoniales

Famille : Bonnemaisoniaceae

Genre : *Asparagopsis*

Espèces : *Asparagopsis armata* Harvey.

g. Utilisation :

Cette algue est utilisée dans le domaine médical (connu pour avoir des propriétés anticoagulantes ainsi qu'une activité significative sur la stimulation lymphocytaire) (Delepine et *al.*, 1987), ou encore dans l'industrie cosmétique pour ses qualités antibactériennes et fongicides, on la retrouve dans plusieurs solutions aqueuses de traitement de peau comme l'acné.

2) *Corallina elongata* :

a. Description :

Cette espèce est de couleur rosée ou jaunâtre mesure de 2 à 12 cm. Elle est de consistance très dure (calcifiée) fixée aux rochers par une croûte. (Figure n°21). Frondes dressées à ramification régulièrement pennée, formées d'articles comprimés, généralement beaucoup plus

larges à la partie supérieure ; Articles à tissus fortement calcifiés unis entre eux par des portions (articulations) non calcifiées (Figure n°22).



Figure n°21 : Aspect général d'une touffe de *Corallina elongata* (vue à l'œil nu)



Figure n°22 : Détail d'une extrémité de *Corallina elongata* avec articles et articulation

b. Cytologie :

La croissance de cette espèce se fait par un ensemble de cellules initiales apicales, Les assises internes sont constituées de cellules dont les parois sont incrustées de calcaire. Type de plaste

néoplastidié, Les plastes sont en forme de plaquettes n'existent que dans les assises superficielles colorées.

c. Reproduction :

Cette algue a un cycle trigénétique. Aucune différence morphologique ne semble exister entre le sporophyte et le gamétophyte. Les conceptacles piriformes ou arrondis, mais toujours terminaux, sont des cavités closes où se développent les organes reproducteurs. Conceptacles mâles prolongés en un mucron, rarement sessiles. (Figure n°23). Conceptacles asexués jamais sessiles (Figure n°24).

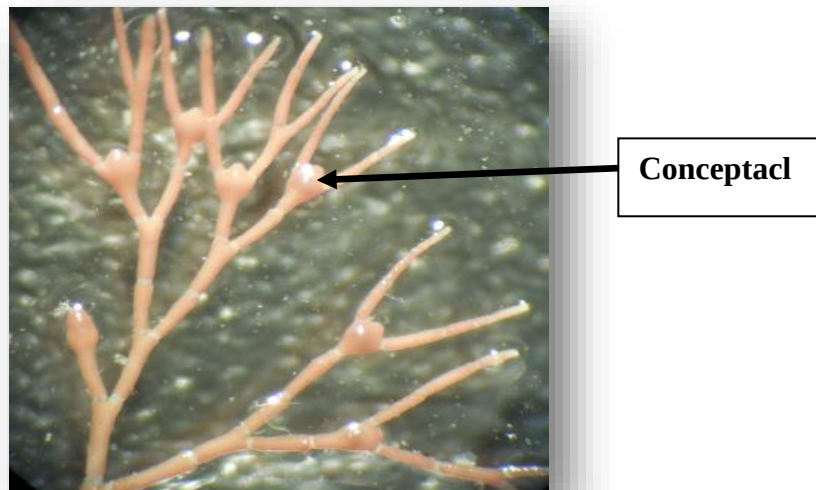


Figure n°23 : Détail de la partie fertile de *Corallina elongata* Gx 0,7 x10



Figure n°24 : Détail du conceptacle de *Corallina elongata* G x 40 x 10

d. Ecologie :

Espèce infralittorale elle se récolte depuis la surface jusqu'à 5 m de profondeur (Boudouresque, 1984). Sa limite supérieure indique très exactement le niveau toujours immergé, elle peut former des ceintures denses.

e. Répartition géographique :

Cette espèce se retrouve en Méditerranée, Manche, Atlantique : depuis Brest jusqu'en Mauritanie (Gayral, 1966).

f. Systématique :

Embranchement : Rhodobiontes.

Classe : Florideophyceae

Ordre : Corallinales.

Famille : Corallinaceae

Genre : *Corallina*.

Espèce : *Corallina elongata* J.Ellis&Soland.

g. Utilisation :

Cette algue est utilisée comme vermifuge dans la pharmacopée traditionnelle. Cependant cette espèce est aussi utilisée (avec *C. officinalis*) pour ses propriétés propres (hypocholestérolémiantes, hypoglycémiantes, et anticoagulantes) dans la thérapeutique homéopathique. Des substances antimicrobiennes ont été signalées (Delepine et *al*, 1987).

3) *Hypnea musciformis*

a.Description :

Cette espèce est très polymorphe de couleur très variable en fonction de l'exposition à la lumière (souvent verdâtre), elle est formée d'axes très ramifiés, cylindriques et effilés au sommet ; (Figure n°25). Les individus adultes sont caractérisés par la présence de rameaux enroulés en crosse (Figure n°26).



Figure n°25 : Aspect générale d'*Hypnea musciformis* (vue à l'œil nu).



Figure n°26 : Aspect générale du thalle d'*Hypnea musiformis*

b. Cytologie :

Cette espèce a une structure uniaxiale mais avec différenciation de cellules apicales secondaires. En coupe transversale (Figure n°27), le thalle présente quelques assises de cellules assimilatrices externes, arrondies, petites et 2 ou 3 assises de cellules corticales incolores beaucoup plus grandes à paroi épaisse ; la medulla est formée de la cellule axiale (souvent indistincte) entourée par les grandes cellules péricentrales (Figure n°28). Les plastes sont de type néoplastidié.



Figure n°27 : Coupe transversale d'*Hypnea musiformis* G 4x10

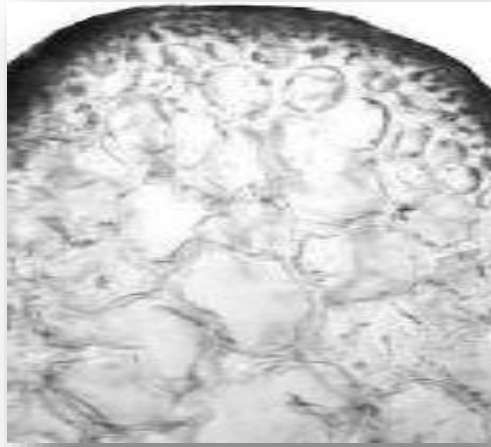


Figure n°28 :Coupe transversale illustrant les cellules corticale G10x10

c. Reproduction :

Le cycle de développement de cette espèce est trigénétique avec tétrasporophyte et gamétophyte isomorphes. Les organes reproducteurs n'ont pas été observés car l'échantillon n'était pas fertile. Le tétrasporocyste est zoné sur la partie terminale de ramules solitaires et renflé (stichidies) et le Cystocarpes sphériques sur des rameaux spiniformes.

d. Ecologie :

Cette espèce est photophile, thermophile qui colonise l'étage infralittoral (Boudouresque, 1984).

d. Répartition géographique :

Cette espèce est présente en Méditerranée et également en Atlantique (Boudouresque et *al*, 2012).

f. Systématique :

Embranchement : Rhodobiontes

Classe : Florideophyceae

Ordre : Gigartinales

Famille : Cystocloniaceae

Genre : *Hypnea*

Espèce : *Hypnea musciformis* J.V.Lamouroux.

g. Utilisation :

Cette espèce a différentes utilisations. Elle est déjà récoltée en divers pays pour en extraire l'hypnéane (carraghénane) et a fait l'objet de cultures expérimentales, elle est potentiellement utilisée en agriculture (grâce aux hormones de croissance signalées), (Reis, 2005). Et en alimentation humaine aux Philippines et comme vermifuge en Indonésie.

4) *Jania rubens* :

a. Description :

Cette espèce est une algue calcaire dressée, ramifiée de façon dichotome. Le thalle est formé de branches articulées, cylindriques très fines (0,2 mm de diamètre). Des segments calcifiés (articles) et des segments souples se succèdent, lui conférant une certaine souplesse (Figure n°29).

L'ensemble forme une touffe d'un diamètre allant de 2 à 5 cm. Elle est fixée au substrat par un petit disque conique.

Elle a l'aspect de pompon de couleur rose violacé. Quand elle meurt, la couleur vire au blanc.



Figure n°29 : Aspect générale de *Jania rubens* (vue à l'œil nu)

b. Cytologie

La croissance de cette espèce se fait par un ensemble de cellules initiales apicales. En coupe longitudinale : les cellules axiales ont des articulations qui sont en principe de la même taille que celles des articles, les cellules sont de type multiaxial et le plaste de type néoplastidié.

c. Reproduction :

Le cycle de développement de cette espèce est trigénétique isomorphe le tétrasporophyte mâle et le gamétophyte femelle (l'espèce est dioïque) sont identiques morphologiquement (Figure n°30).

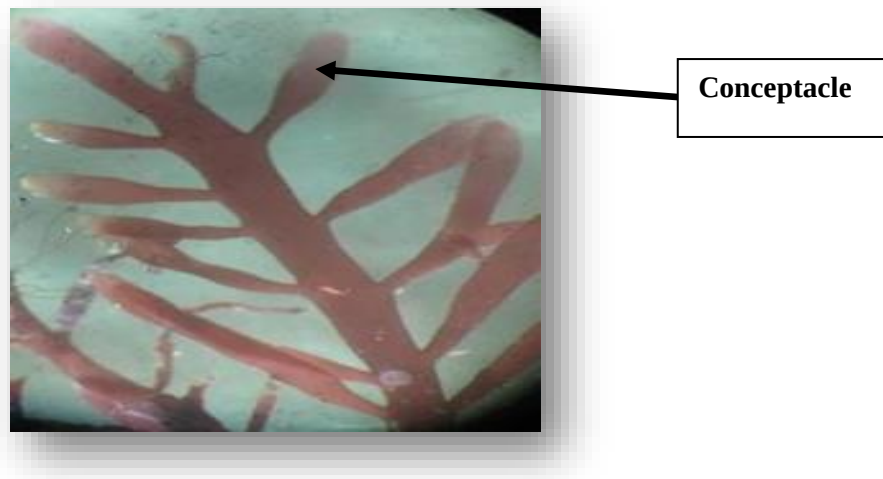


Figure °30: Détail de la partie fertile de *Jania rubens* G x 0,7 x10

d. Ecologie :

C'est une espèce photophile de l'étage médiolittoral à infralittoral (Boudouresque, 1984). Elle vit dans les eaux calmes proches de la surface jusqu'à 20 m. On la trouve notamment dans les cuvettes sableuses et dans les herbiers de zostères. Elle est épiphyte sur d'autres algues.

e. Répartition géographique :

Cette espèce a été repérée en Atlantique du Nord-Est, de la Norvège à la Mauritanie, océan Indien, mer de Chine (Gayral, 1966).

f. Systématique :

Embranchement : Rhodobiontes

Classes : Florideophyceae

Ordre : Corallinales

Famille : Corallinaceae

Genre : *Jania*

Espèce : *Jania rubens* (Linnaeus) J.V.Lamouroux.

g. Utilisation :

Dans l'industrie cosmétique, *Jania rubens* est souvent dénommée comme « corail végétal » utilisée dans la fabrication de crèmes dont le but est d'assouplir la peau, la matifier et l'hydrater. Les laboratoires de cosmétiques ont en effet constaté que le corail réagissait exactement comme notre épiderme et aussi comme vermifuge (Delepine et al, 1987).

5) *Laurencia papillosa* :

a. Description :

Cette espèce mesure 5 à 10 cm. Le thalle est composé de plusieurs branches dressées qui mesurent jusqu'à 12 cm de long 0.3- 0.4 mm de diamètre qui proviennent d'une stipe cylindrique mince commune attaché au substrat par un crampon discoïde . Contrairement à *L. obtusa*, les cellules de la couche externe ne renferment pas de "corps en cerise" (Figure n°31).



Figure n°31 : Aspect générale de *Laurencia papillosa* (vue à l'œil nu)

b. Cytologie :

Cette espèce a une croissance apicale, les cellules corticales sont rectangulaires disposés comme palissade dans la surface des branches. En coupe transversale (Figure n°32), la zone médullaire apparaît parenchymateuse avec des cellules à parois relativement épaisses. Lorsque le thalle vu à plat au microscope montré les quatre cellules de la couche externe ne renferment pas de “corps en cerise” comme chez *L. obtusa*. Le type de plaste est néoplastidié.



Figure n°32 : Coupe transversal de *Laurencia papillosa* Gx4x10

c. Reproduction :

Cette algue présente un cycle trigénétique avec gamétophyte et sporophyte isomorphes. Cystocarpes situés vers l'extrémité des rameaux, ouverts par un ostiole. Tétraporocystes tétraédriques immergés dans le cortex des rameaux terminaux.

d. Ecologie :

Cette espèce a été retrouvée sur substrats rocheux, en mode battu, dans l'horizon le plus superficiel de l'infralittoral où à la base du médiolittoral.

e. Répartition géographique :

Cette algue est surtout abondante dans les régions chaudes de la Méditerranée (Boudouresque et al, 2012).

f. Systématique :

Embranchement : Rhodobiontes

Classe : Rhodophyceae

Ordre : Ceramiales

Famille : Rhodomylaceae

Genres : *Laurencia*

Espèces : *Laurencia papillosa* (C. Agardh) Greville.

g. Utilisation :

Cette espèce est potentiellement utilisée en médecine en liaison avec les propriétés antibactériennes (Shanmughapriya et al, 2008), entre dans l'alimentation humaine (en tant que source de nourriture et agaroïde).

6) *Sphaerococcus coronopifolius* :

a. Description :

Cette espèce est de thalle rouge vif, haut d'environ 20 cm, de consistance charnue, cartilagineuse, dont les axes aplatis dans leurs parties supérieures sont de nombreuses fois ramifiés (Figure n°33).

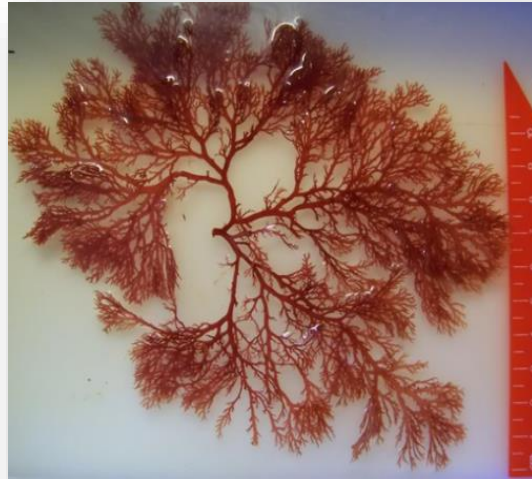


Figure n°33 : Aspect général de *Sphaerococcus coronopifilius* (vue à l'œil nu)

b. Cytologie :

Cette espèce a une croissance apicale : Les cellules sont uniaxiales, en coupe transversale : l'axe central est entouré d'hyphes réfringents abondants engendrés par les cellules péricentrales peu discernables (Figure n°34). Le plaste est de type néoplastidié.

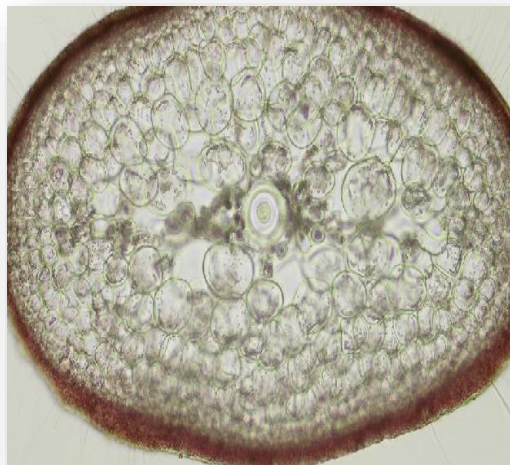


Figure n°34: Coupe transversal de *Sphaerococcus coronopifilius* Gx4x10

c. Reproduction :

Cette espèce a un cycle trigénétique avec gamétophyte et tétrasporophyte isomorphes. Les tétrasporocystes (zonés) sont disséminés dans le cortex du thalle ; les cystocarpes, très

proéminents, sont portés par de petites proliférations marginales des ramules. Les organes reproducteurs n'ont pas été observés car l'échantillon n'est pas fertile.

d. Ecologie :

Cette espèce vit dans l'étage infralittoral, dans des milieux ombragés en mode calme ou battu (Boudouresque, 1984).

e. Répartition géographique :

On retrouve cette espèce en Méditerranée et en Atlantique dont manche, Mer noire (Gayral, 1966).

f. Systématique :

Embranchement : Rhodobiontes

Classe : Floridéophycées

Ordre : Gigartinales

Famille : Sphaerococcacées

Genre : *Sphaerococcus*

Espèce : *Sphaerococcus coronopifolius* var. *Pennata* J. Agardh.

g. Utilisation :

Cette espèce est utilisée dans le domaine médical si on se réfère à son exploitation en Chine (Delepin et al, 1987).

II. Etude biochimique :

1-Le taux d'humidité :

- Les différents poids obtenus à chaque pesée de chaque capsule vide sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau 01 : Le poids des capsules vides

Espèces	<i>Laurencia papillosa</i>	<i>Corallina elongata</i>	<i>Sphaerococcus coronopifolius</i>	<i>Asparagopsis armata</i>	<i>Janiarubens</i>
Poids(g)	50,1374	45,6377	49,3308	49,1686	46,6650

- Les différents poids obtenus à chaque pesée de chaque échantillon sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau 02 : Le poids de la capsule avec l'échantillon de chaque espèce

Poids (g) D'échantillon	<i>Laurenciapapillosa</i>	<i>Corallinaelongata</i>	<i>Sphaerococcus cornopifilus</i>	<i>Asparagopsis armata</i>	<i>Janiarubens</i>
1ere pesée	51,1073	46,6184	50,3338	50,1675	47,5730
2eme pesée	51,1036	46,5530	50,2203	50,0310	47,5294
3eme pesée	51,1027	46,5502	50,2140	50,0263	47,5294
4ème pesée	51 ,1026	46,5426	50,2058	50 ,0260	47,5246

1-1 Expressions des résultats

Tableau 03: le taux d'humidité chez les Cinq espèces

Espèces	Taux d'humidité (%)
<i>Laurenciapapillosa</i>	0,48
<i>Corallinaelongata</i>	7,73
<i>Sphaerococcuscoronopifilus</i>	12,76
<i>Asparagopsis armata</i>	14,16
<i>Janiarubens</i>	5,33

2-Dosage des protéines :

A la fin de la distillation, on mesure le pH du distillat puis on ajoute les 10 gouttes de 'Toshiro'. Afin de retrouver le pH initial, titrer avec un acide.

Les résultats obtenus sont notés dans le tableau suivant :

- **1^{er} essai** : pH initiale d'acide Borique est : 4,03
- **2^{iem} essai** : pH initiale d'acide Borique est : 3,94
- **3^{iem} essai** : pH initiale d'acide Borique est : 3,87

Résultats et discussion

Tableau n°4 : résultats de titrage des cinq espèces étudié

Espèces	Poids de prises d'essai(g)	pH de distillat			Volumes d'Hcl (ml)			Volumes moyens d'Hcl
		1ér essai	2ém essai	3ém essai	1ér essai	2em essai	3em essai	
<i>Laurenciapapillosa</i>	2	7,29	7,30	7,53	1,3	2,3	2,2	1,93
<i>Corallinaelongata</i>	2	7,34	7,31	6,80	1,70	1,60	0,50	1,26
<i>Sphaerococcuscoronopifilus</i>	2	7,66	7,42	7,67	2,90	1,50	2,80	2,40
<i>Asparagopsis armata</i>	2	6,84	7,59	7,69	1,2	3,6	3,3	2,70
<i>Janiarubens</i>	2	6,85	6,58	6,61	0,40	0,20	0,50	0,36

1ml d'HCL à 0,2N -----> 2,803 mg d'N (0,2803g)

Le taux des protéines est calculé selon l'équation suivante(INA, 2008):

$$\% \text{ de protéines} = X * F = \frac{2,803 * v * 100}{100 * m} * F$$

F : facteur de conversion des protéines d'origine végétale = 5,7

V : volume d'HCL en (ml)

M : le poids de l'échantillon en (g)

Les teneurs en protéines sont notées dans le tableau n °05

2.1. Expression des résultats :

Tableau n°05 : Analyse des protéines dans les espèces étudiées

Espèces	Protéines (%)			La moyenne (%)
	1ér essai	2ém essai	3ém essai	
<i>Laurenciapapillosa</i>	1,04	1,85	1 ,77	1,55±0,44
<i>Corallinaelongata</i>	1 ,47	1,38	0,43	1,09±0,57
<i>Sphaerococcuscoronopifolius</i>	2 ,66	1, 37	2,57	2,2±0,72
<i>Asparagopsis armata</i>	22,63	11,34	31,19	21,72±9,95
<i>Janiarubens</i>	0,33	0,16	0,42	0,30±0,13

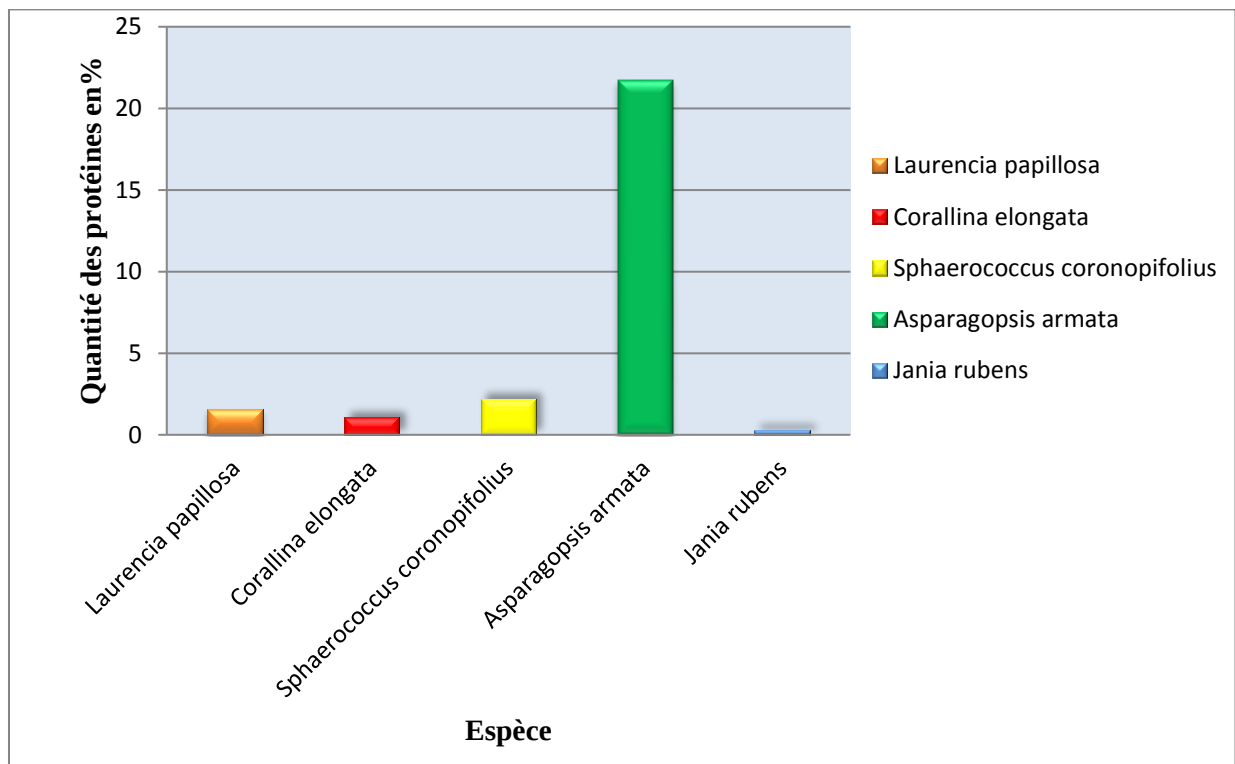


Figure n°35 : Quantité des protéines en % pour chaque espèce

La teneur en protéines des macroalgues (visibles à l'œil nu) varie beaucoup en fonction des familles d'algues. La famille des algues rouges est la plus riche en protéines avec des teneurs

de 8 à 47 % de leur poids sec (Yada, 2004). Par comparaison, la plante de soja, une des sources de protéines végétales de référence, ne contient que 35 à 38% de protéines dans sa matière sèche (Brumm et Hurburgh, 2002). Les algues rouges sont donc des sources de protéines potentiellement plus intéressantes que le soja (J. Fleurence, 2010).

À l'intérieur d'un même groupe d'algues, le pourcentage de protéines dépend de l'espèce d'algue considérée. Cependant, pour une espèce donnée, comme l'algue rouge *Palmariapalmata*, la teneur en protéines est également très variable : de 8 % à 35 % du poids sec.

Dosage par la méthode de Kjeldhal a permis d'obtenir des teneurs qui varient en fonction d'espèce utilisée.

Le taux moyens des protéines des cinq espèces étudiées, ainsi présenté dans la figure n°35, varient sensiblement d'une espèce à une autre le : *Asparagopsis armata* a une quantité relativement supérieure des autres (21,72%), légèrement diminué pour *SphaerococcusCoronopifolius*(2,2%) et *Laurenciapapillosa* (1,55%), tandis que la teneur en protéines de *Corallinaelongata*(1,09%) et *Janiarubens* (0,30%) est faibles par rapport aux autres espèces.

Il existe une différence significative ($P < 0,05$) par comparaison des moyennes en protéines deux à deux entre *Corallinaelongata* vs. *Asparagopsis armata*, *Sphaerococcuscoronopifolius* vs. *Asparagopsis armata*, *Sphaerococcuscoronopifolius* vs. *Janiarubens*, *Asparagopsis armata* vs. *Corallinaelongata*, *Asparagopsis armata* vs. *Janiarubens*, *Janiarubens* vs. *Laurenciapapillosa*,

3- Dosage des lipides

A la fin de séchage, les ballons Soxhlet sont pesés une autre fois ; les résultats sont représentés dans le tableau ci-dessous :

Tableau n°6 : poids des ballons avant et après extraction des différents échantillons

Résultats et discussion

Echantillon	Poids du ballon vide (g)			Poids du ballon séché (g)		
	1 ^{ier} essai	2 ^{iem} essai	3 ^{iem} essai	1 ^{ier} essai	2 ^{iem} essai	3 ^{iem} essai
<i>Sphaerococcus coronopifolius</i>	110,88	110,04	104,20	111,00	110,23	104,32
<i>Jania rubens</i>	104,20	110,87	110,04	104,27	110,88	110,20
<i>Laurencia papillosa</i>	89,20	104,20	104,31	89,30	111,09	110,88
<i>Corallina elongata</i>	104,21	89,20	110,04	104,30	89,32	110,17
<i>Asparagopsis armata</i>	104,33	124,71	109,41	104,41	125,23	109,57

Les Teneur en lipide sont calculées par la règle suivant (SALGHI.R, 2004) :

$$MG\% = \frac{P1 - P0}{P} * 100$$

P0 : poids du ballon vide (g).

P1 : poids du ballon séché (g).

P : poids de la prise d'essai (g).

3.1. Expression des résultats

Les teneurs en lipides sont notées dans le tableau n °7

Tableau n°7 Analyses des lipides dans les espèces étudiées

Espèces	Lipides (%)			La moyenne (%)
	1 ^{er} essai	2 ^{ém} essai	3 ^{ém} essai	
<i>Laurencia papillosa</i>	0,08	1,38	1,32	0,93±0,73
<i>Corallina elongata</i>	1,99	2,70	2,58	2,42±0,38
<i>Sphaerococcus coronopifilus</i>	2,73	4,29	3	3,34±0,83
<i>Asparagopsis armata</i>	7,99	12,26	3,87	8,04±4,19
<i>Janiarubens</i>	1,39	0,08	3,34	1,60±1,64

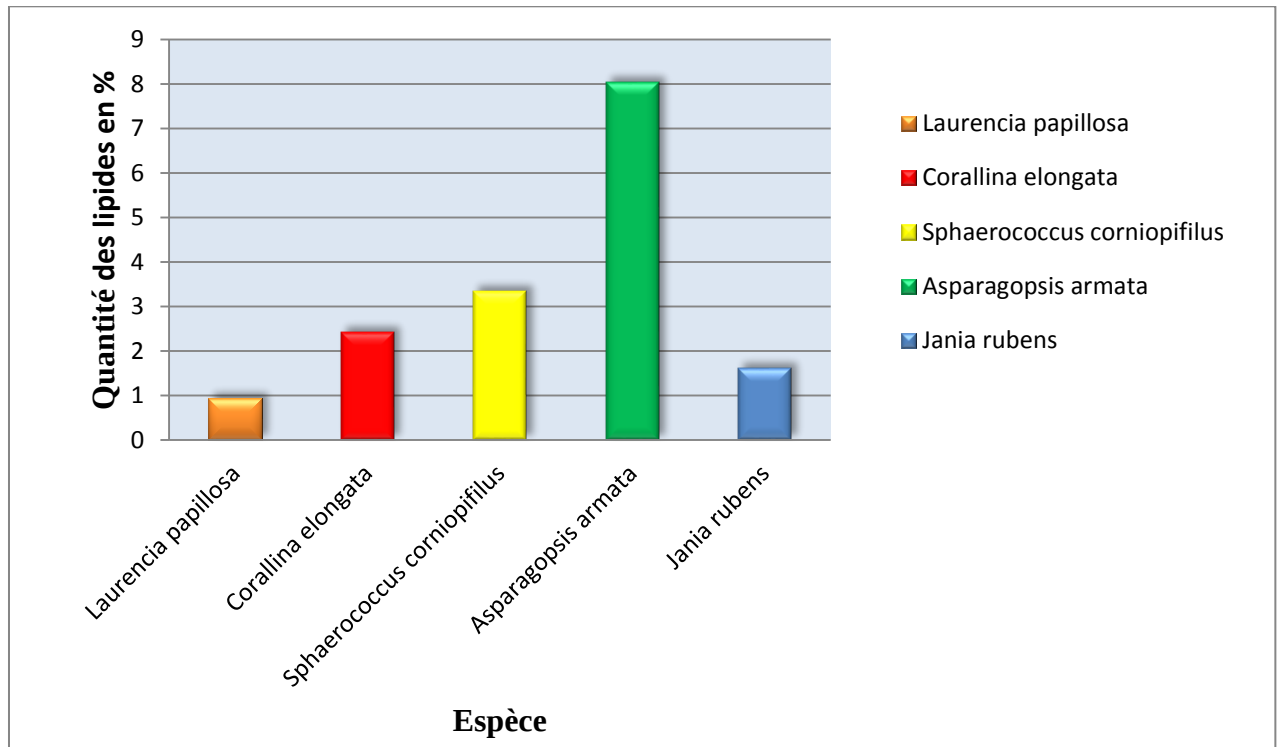


Figure n°36 : Quantité des lipides en % pour chaque espèce

Du point de vue qualitatif, les lipides algaux diffèrent de ceux des végétaux terrestres. Ils présentent une proportion en acides gras essentiels supérieurs.

Les algues rouges contiennent des taux élevés d'acides gras polyinsaturés à 20 carbones, ce qui constitue une originalité car ces acides gras sont rencontrés essentiellement dans le monde animal (Duché, 2005).

Résultats et discussion

Le dosage des lipides par la méthode de d'extraction en continu a permis d'obtenir des teneurs qui varient d'une espèce à une autre.

Les taux moyens des lipides des cinq espèces étudiées, ainsi présentés dans la figure n° 36 sont sensiblement différents, *Asparagopsis armata* contient une teneur élevée en lipide (8,04%), l'espèce *SphaerococcusCoronopifolius* présente une valeur moyenne de (3,34%) par rapport aux teneurs enregistrés, tandis que la teneur en lipide d'*Corallinaelongata*, *Janiarubens* et *Laurenciapapillosa* est très faible avec 2.42, 1.60 et 0,93% respectivement.

Il existe une différence significative ($<0,05$) par comparaison des moyennes en lipides deux à deux entre *Laurenciapapillosa* vs. *Corallinaelongata*, *Laurenciapapillosa* vs. *Sphaerococcuscoronopifolius* vs. *Laurenciapapillosa* vs. *Asparagopsis armata* et, *Corallinaelongata* vs. *Janiarubens*

4-Dosage des caroténoïdes

L'extraction des pigments caroténoïdes se fait par la méthode de Victor et al, 1995

Tableau n°8 : Concentration et absorbances utilisées pour le tracé de la courbe d'étalonnage.

Concentration (mg/l)	Absorbances
0	0
1	0,025
2	0,056
5	0,128
10	0,272
15	0,415

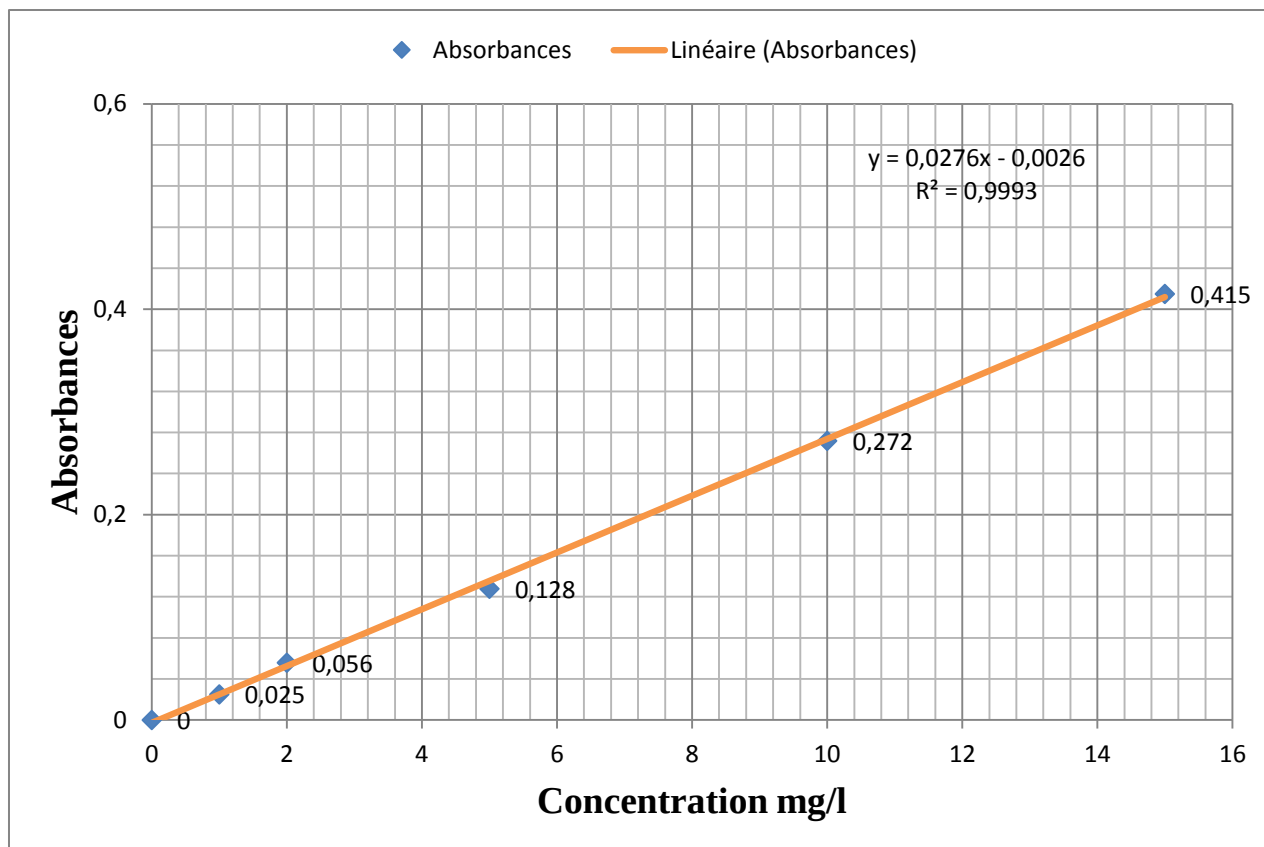


Figure 37 : Courbe d'étalonnage de bichromate de potassium (standard) en 5 points de dilution.

Les concentrations en caroténoïdes sont obtenues à partir de la courbe d'étalonnage, et sont représentées dans le tableau suivant :

Tableau n°9 : Les valeurs des densités optiques et des concentrations en pigments caroténoïdes.

Echantillon	D.O	Concentration (mg/l)	Moyenne (mg/l)
<i>Corallinaelongata</i>	0,034	1,3	1,4±0,26
	0,042	1,7	
	0,031	1,2	
<i>sphaerococcuscoronopifoluis</i>	0,004	0,2	0,21±0,02
	0,005	0,25	
	0,004	0,2	
<i>Janiarubens</i>	0,026	1,1	1,16±0,11
	0,028	1,3	
	0,026	1,1	
<i>Laurenciapapillosa</i>	0,097	3,5	3,53±1,41
	0,098	3,6	
	0,097	3,5	
<i>Asparagobsisarmata</i>	0,015	0,6	1,1±1,04
	0,01	0,4	
	0,057	2,3	

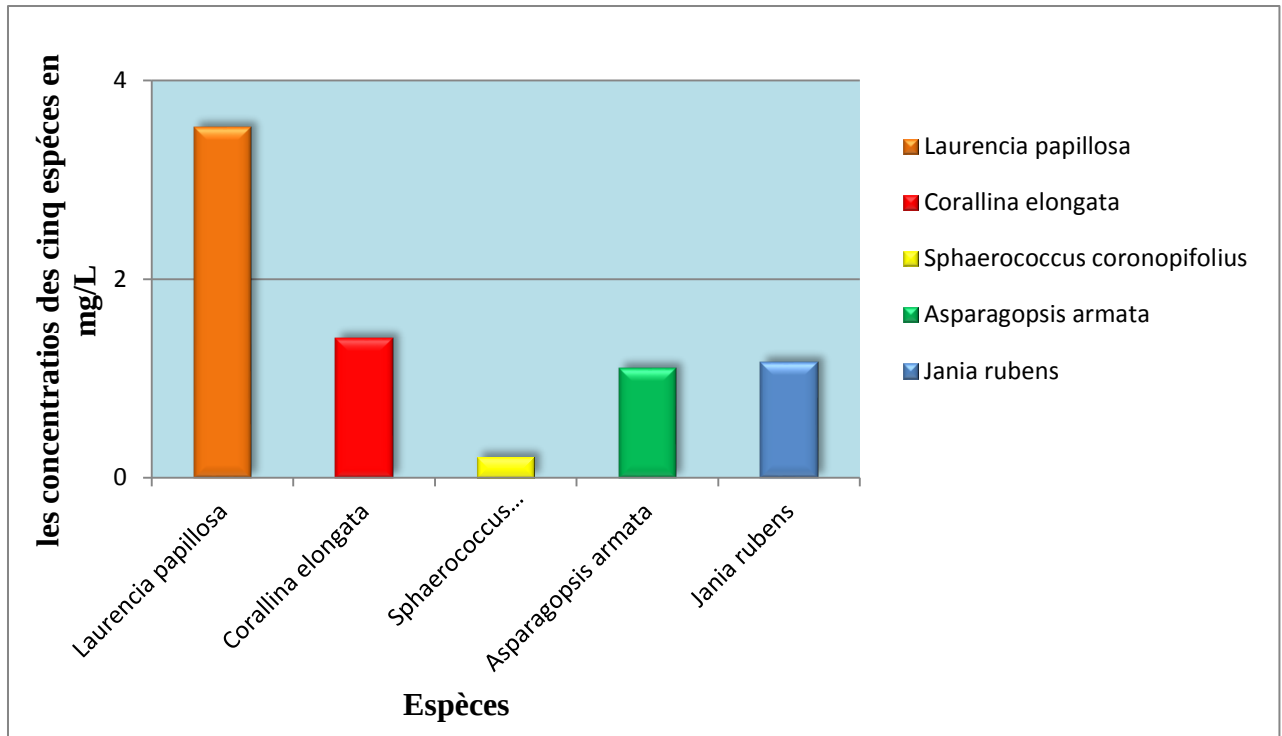


Figure n°38: Concentrations en caroténoïdes en fonction des espèces.

Les algues contiennent des pigments caroténoïdes (xanthophylles : fucoxanthine, lutéine, La zéaxanthine et carotènes : β carotène essentiellement (Rock, 2003).

Les principaux caroténoïdes des algues rouges sont le β -carotène, l' α -carotène et leurs dérivés dihydroxylés : zeaxanthine et lutéine (Yamane T, et al, 1993).

Le dosage des pigments carotènes a permis d'obtenir des proportions différentes fonction des espèces

La concentration en pigments chez *Laurencia papillosa* est la plus élevée environ (3,53mg/L), suivi par *Corallina elongata* avec une concentration de (1,4 mg/L) et la concentration la plus faible est observée chez *Jania rubens*, *Asparagopsis armata* et *Sphaerococcus coronopifolius* 1.16, 1.1 et 0,21 mg/L respectivement.

Il existe une différence significative ($<0,05$) par comparaison des moyennes en caroténoïdes deux à deux entre *Laurencia papillosa* vs. *Sphaerococcus coronopifolius*, *Corallina elongata* vs. *Sphaerococcus coronopifolius*, *Sphaerococcus coronopifolius* vs. *Jania rubens*

5- Dosage de vitamine E :

Le tableau ci-dessous représente les densités optiques obtenues à une longueur d'onde de 460 nm :

Tableau n°10: Les densités optiques des différentes espèces étudiées

Espèce	<i>Asparagopsis armata</i>	<i>Laurencia papillosa</i>	<i>Corallina elongata</i>	<i>Jania rubens</i>	<i>Sphaerococcus coronopifolius</i>	<i>Hypnea musciformis</i>
D.O $\lambda(\text{nm})$	0.118	0.115	0.168	0.045	0.037	0.018

Suite au dosage de la vitamine E on a obtenu un spectre d'absorbance qui témoigne de la présence de cette dernière.

Conclusion de la discussion du dosage :

- On constate que les teneurs de protéines trouvées dans notre étude sont inférieures à celle présentée dans la littérature (de 8 à 47 %).
- Comparée à d'autres végétaux terrestres par exemple plante de soja, ne contient que 35 à 38% de protéines dans sa matière sèche, les espèces étudiées sont peu représentative.
- On constate que les teneurs de lipides trouvées dans notre travail sont identiques à celle dans la littérature (de 1 à 5%) (Duché, 2005).
- Par comparaison d'un point de vue qualitatif, les lipides algaux diffèrent de ceux des végétaux terrestres. Ils présentent une proportion en acides gras insaturés supérieure à celle des végétaux terrestres.
- On constate que les teneurs de caroténoïdes trouvées dans notre étude sont supérieures en comparaison aux algues brunes (en moyenne 0,1%).

Conclusion

Conclusion

Notre travail a essentiellement porté sur l'étude biologique de quelques espèces de Rhodobiontes de la côte Ouest algéroise au niveau de l'Anse de Kouali (Tipaza).

L'échantillonnage a été réalisé au printemps de l'année 2016 au niveau de l'infralittoral supérieur (0-1m).

Une fois l'aspect biologique réalisé, une étude biochimique a été effectuée. Celle-ci a consisté à mettre en évidence le dosage des protéines, lipides, caroténoïdes et le dosage de la vitamine E.

L'étude biologique a permis l'identification de six espèces de rhodobiontes appartenant à des ordres différents aux utilisations principalement médicinales.

Sur le plan écologique, ces espèces sont notamment de type photophile.

Les espèces indicatrices de pollution sont peu présentes. Ceci confirme la clarté de l'eau du site, qui est relativement propre.

L'étude biochimique a révélé une richesse en protéines et en lipides chez *Asparagopsis armata* alors que de faibles teneurs sont enregistrés chez *Laurencia papillosa*.

-Quant aux teneurs en caroténoïdes, celles-ci sont plus élevées chez *Laurencia papillosa* par rapport à celles obtenues chez *Sphaerococcus coronopifolius*.

-Pour ce qui est de la vitamine E, les résultats montrent qu'elle est présente dans toutes les espèces étudiées avec une absorbance relativement élevée chez *Corallina elongata*.

Cette étude a permis d'affirmer que les espèces expérimentées présentent des vertus aussi bien nutritionnelles (Protéines, Lipides), que médicinales. Elles pourraient par conséquent faire objet d'exploitation en passant par l'algoculture.

Référence bibliographique

Références bibliographiques :

B

- **Benarous, A. (2012).** *Etude de la flore algale de la cote Est d'Alger (Boumérdes) : Taxonomie et Utilisation.* Mémoire d'ingénieur. Aquaculture. Alger : ENSSMAL, 35 p.
- **Boudouresque, C. F. (1984).** Groupe écologique d'algues marines et phytocénose benthique en méditerranée Nord- Occidentale. *Giornale Botanico Italiano*. Vol .118, 2, 7-42 p.
- **Boudouresque, C. F., Cabioch J., (1992).** *Guide des algues des mers d'Europe*. N°2. Paris : Delachaux et Niestlé. 231 p.
- **Boumaaza, S. (1995).** *Le pidochronologie et production primaire de l'herbier à Posidonia océanica, delile de l'Anse de Kouali Tipaza.* Thèse de doctorat. Ecologie. Alger : ENSSMAL, 148 p.
- **Bouragba, M. (2015).** *Actualisation de la taxonomie et de l'inventaire des Chlorobiontes des cotes algérienne et mise en évidence des espèces a intérêt aquacole.* Mémoire d'ingénieur. Aquaculture. Alger : ENSSMAL, 72 p.
- **Boukherchoufa.N, Tebakh, F. (2006).** *Extraction et identification de certains pigments caroténoïdes à partir d'algues brunes.* Mémoire d'ingénieur .Aquaculture. Alger : ENSSMAL, 74 p.

C

- **CHANFORAN, C (2010).** *Stabilité de microconstituants de la tomate (composés phénoliques, caroténoïdes, vitamines C et E) au cours des procédés de transformation : études en systèmes modèles, mise au point d'un modèle stoechio-cinétique et validation pour l'étape unitaire de préparation de sauce tomate.* Thèse de doctorat. Chimie. Marseille : Université d'Avignon, 85 p.

D

- **Données FAO, (2014).** Production mondiale des algues .France : Ifremer, 120 p.
- **Delphine, R. (1987).** Algues et autres végétaux marins. *Fiche FAO d'identification des espèces pour les besoins de la pêche*. Vol. 1, 136 p.

• **Duché, D. (2005).** *Algues et alimentation animale*. Côtes –d’Armor (France). [En ligne]. Marie- Christine Le Marrec. [Consulté le 13/04/2016]. Disponible sur le web : <http://www.ceva.fr/jpn/content/download/8965/53328/file/Algorythme%20n%C2%B072.pdf>.

E

- **Etahiri, S., Bultel-Poncé, V., Caux, C., Guyot, M. (2001).** New bromoditer-penes from the red alga *Sphaerococcus coronopifolius*. *Journal Na ! Prod* ,64: 1024-7 •
- **Etahiri, S., El Kouri, A., BulteI-Ponce, V. (2007).** Antibacterial bromophenol from the marine red alga *Pterosiphonia complanata*. *Na! Prod Commun*, 2(7): 749-52 10.
- **Elkouri, A. (2004).** *Recherche des propriétés : antibactérienne, antifongique, et anti-inflammatoire de quatorze espèces d'algues marines récoltées sur la côte d'El Jadida (Côte Atlantique Marocaine)*. Thèse de doctorat .Algologie. Maroc : Fac. Sciences. El Jadida, 138 p.

F

- **Feldmann, J. (1931).** Les algues de Cherchell. *Contribution à la flore algologique marine de l’Algérie*, fascicule 2. p. 179-360. Disponible sur le web : bibdigital.rjb.csic.es/Imagenes/P0063_08/P0063_08_0441.pdf
- **Feldmann, J. (1939).** *Les algues marines de la cote des Albères, IV Rhodophycées (Bangiales, Gélidiales, Cryptonémiales)*. France : Laboratoire 1939.
- **Feldmann J., Feldmann, G. (1939).** Rhodophycées .*Addition a la flore des algues marine de l’Algérie*. Fascicule 2. [en ligne]. [consulté le 22/04/2016], p. 319-321. Disponible sur le web : www.vliz.be/imisdocs/publications/272891.pdf
- **Fleurence, J. (2010).** Les algues sont une source de protéines intéressantes. *La Nutrition*. Fascicule2. [en ligne]. [Consulté le 10/03/2016], chapitre 1. Disponible sur le web : <http://www.lanutrition.fr/communaute/opinions/interviews/les-algues-sont-une-source-de-proteines-interessantes.html>
- **Fleurence, F., Kaas, R. (1999).** Les algues marines : une source méconnue de protéines végétales. *Equinoxe*, 56: 12-7.

G

- **GARON-LARDIERE, S (2004).** *Etude structurale des polysaccharides pariétaux de l'algue rouge Asparagopsis armata (Bonnemaisoniales)*. Thèse de doctorat. Chimie. Bretagne : Université de Bretagne Occidentale, 211 p.
- **Gayral, P. (1966).** *Les algues de la cote française (Manche et Atlantique)*. N°2. Paris : Douane. 611 p.
- **Gayral, P. (1966).** *Les algues : Morphologie, cytologie, reproduction, écologie*. N°2. Paris : Dion. 200-450 p.

K

- **KADARI-MEZIANE, Y. (1994).** *Contribution de la pollution sur la distribution spatio-temporelle des peuplements phytobenthiques dans la baie de Bousmail*. Thèse de magister. Environnement. Alger : ENS, 226 p.
- **Kornprobst, J. (2005).** *Substances naturelles d'origine marine (Chimiodiversité, Pharmacodiversité, Biotechnologie)*. N°1. Paris : Tec et Doc. 598 p.

J

- **Jiménez-Escrig, A., Goni Isabel, C. (1999).** *A. Evaluaciôn nutricional y efectos fisiológicos de macroalgas marinas comestibles*. *Archivas Latino americanos de Nutriciôn*, 49: 114-120.
- **Julie, P., Danielle, L., Daniel, M. (2010).** *Algues, filières du futur Livre Turquoise*. adebioihech : p. 163.

L

- **Le Deit, H. (2002).** *Les algues : l'une des réponses aux problèmes environnementaux de la planète ?*. Côtes –d'Armor (France) : Karine Vincent. [en ligne]. [Consulté le 15/04/2016]. Disponible sur le web : [file:///C:/Users/ACER/Downloads/Algorythme%20n%C2%B061%20\(1\).pdf](file:///C:/Users/ACER/Downloads/Algorythme%20n%C2%B061%20(1).pdf)

M

• **MORIN-SAVY S., (2005).** *Biosynthèse de caroténoïdes aromatiques hydroxylés par des bactéries non photosynthétiques : Des carotènes aux xanthophylles.* Thèse de doctorat .Microbiologie .Brest : Ecole doctorale Sciences de la Matière, de l'Information et de la Santé. [en ligne]. [Consulté le 04-05-2016]. Disponible sur le web : <https://tel.archives-ouvertes.fr/tel-00193188/document>

Mangos, A., Claudot, M-A. (2013). *Etude économique des effets des aires protégées marines et côtières en Méditerranée.* Plan Bleu, Valbonne. (Les Cahiers du Plan Bleu 13).

Maouche, S. (1987). *Mécanismes hydrosédimentaires en baie d'Alger (Algérie).* Thèse de doctorat. Environnement .Alger : ENA, 78 p.

N

- **NAGHRAOUI, M. (2014).** *Activités antioxydantes et antimicrobiennes de l'extrait brut et ses fractions de l'algue rouge Corallina officinalis, récoltée sur la côte ouest algérienne (plage de Madrid).*Thèse de magister. Biologie. Tlemcen : Université Aboubekr Belkaid, Tlemcen, p. 76.

O

- **Ould Ahmed, N. (1994).** *Etude des espèces phytobenthiques au voisinage de la centrale thermique de mer El Hadjdj (Golf d'Arzew). Mention particulière sur une espèce remarquable chlorophyte coulerpale ; Caulerpa prolifera Lmouroux.* Thèse de magister. Ecologie. Alger : I.S.M.A.L ,263 p.
- **Ould Ahmed N., Meinesz. (2007).** *Algae in the Mediterranean. First record of the invasive alga caulerpa racemose (Caulerpa, Chlorophyta) of the coast of Algeria.* Vol. 28, n°3, p. 303-305.
- **Ould Ahmed, N. (2015).** *Etude des algues des cotes algériennes : connaissance, caractérisation, conservation et utilisation.* Thèse de doctorat. Algologie. Alger : ENSA, 207 p.

P

- **Payri, C. (2000).** Algues de Polynésie française. n°2. Tahiti : L'Auvent Des Iles. 320 p.
- **Paniagua, M. (2009).** *The carotenogenesis pathway via the isoprenoid-betacarotene interference approach in a new strain of Dunaliella salina isolated from Baja California Mexico.* Mar Drugs, 7:45-56.
- **Perez, R. (1997).** *Ces algues qui nous entourent : Conception actuelle, rôle dans la biosphère, utilisation, culture.* N°1. France : Ifremer .272 p.
- **Perret-Boudouresque M., Seridi H. (1989).** Inventaire des algues marines benthiques d'Algérie. N°2. Marseille : G.I.S Podonie Publi. 117 p.

R

- **Ruiz, G (2005).** *Extraction, Détermination et valorisation des phycocolloïdes d'algue rouge marine.* Thèse doctorat .Algologie .Limoges : Université de Limoges, 229 p.

S

- **Sayah A, Boukhari T. (2011).** Etude de la flore algale de la région Ouest d'Alger : Taxonomie et Valorisation. Mémoire d'ingénieur. Aquaculture. Alger : ENSSMAL, p. 81.
- **SERIDI, H. (1990).** *Etude des algues marines benthiques de la région d'Alger.* Thèse de magister. Algologie. Alger : USTHB, 129 p.
- **SERIDI, H. (2007).** *Etude de la flore algale de l'Algérie : étude phytosociologique des peuplements algaux photophiles de l'infra littoral supérieur de substrat dur.* Thèse de doctorat. Sciences biologiques. Alger : USTHB, 174 p.

T

- **Tebbal –Baba Ali., (2011).** Composition chimique et minérale de quatre algues benthiques de la région de Kouali. . Mémoire d'ingénieur. Aquaculture. Alger : ENSSMAL, p. 70.

V

- **Vincent K. (2003).** Les algues, matières premières pour la nutrition animale. Côtes-d'Armor (France) : Karine Vincent. [en ligne]. [Consulté le 13/04/2016]. Disponible sur le web
<http://www.ceva.fr/jpn/content/download/8966/53332/file/Algorythme%20n%C2%B063.pdf>
- **Vreeland, V., Zablackis, E. 1988.** Monoclonal antibodies to carrageenan. in (T. Stadler. M.C. Verdus, J. Mollion, Y. Karamanos). Algal Biotechnology. Elsevier pub. Sous presse.

W

Watanabe, F.et al. (2012). Dried green and purple lavers (Non) contain substantial amounts of biologically active vitamin B12 but less of dietary iodine relative to other edible seaweeds. *Journal Agriculture Food Chem*, 47: 2341-3.

Annexes

Les annexes :

Tableau n°1 : Structure des lipides

Lipide	Partie Apolaire = Queue	Partie Polaire = Tête
Glycérophospholipides	2 AG + Glycérol (DAG)	Phosphoryl - Alcool
Sphingomyélines	Céramide (AG + Sph.)	Phosphoryl - Choline
Cérébrosides	Céramide (AG + Sph.)	Oses
Cholestérol	Totalité molécule (Sauf OH)	- OH en 3

Tableau n°2 : Classification des lipides

Lipides saponifiables		Lipides non saponifiables
Lipides simples	Lipides composés	
Triglycérides Cérides	glycérophospholipides glycolipides lipoprotéines	Terpènes Stéroïdes prostaglandines



Figure n°1 : Pesé du ballon vide.



Figure n°2 : Le rota-vapeur

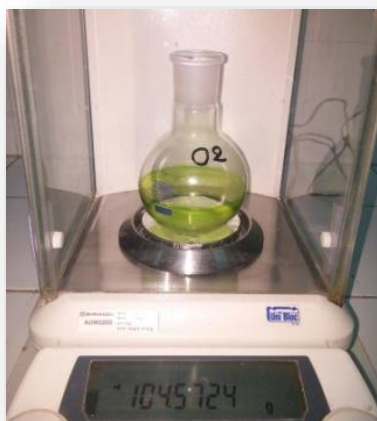


Figure n°31: Des ballons remplis