

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر وتهيئة الساحل

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



**Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme D'Ingénieur et
de Master en science de la mer et l'aménagement du littoral**

Spécialité : Aquaculture

Thème :

**Etude de quelques algues marines de la région de Tipaza :
Systématique et valorisation**

Présenté par :

Ait-Sali Imene

Ghezali Lynda

Soutenu le 21/06/2022 devant le jury composé de :

Mme. AMAR I.	MAA	ENSSMAL	Présidente
Mme. OULD AHMED N.	MCA	ENSSMAL	Promotrice
Mme. AISSOU-AKROUR	MCA	ENSSMAL	Co-Promotrice
Mme. OUADAH N.	MCB	ENSSMAL	Examinatrice
Mme. CHAOU.N	MAA	ENSSMAL	Examinatrice

Année universitaire : 2021-2022

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر وتهيئة الساحل

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



Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme d'Ingénieur et
de Master en sciences de la mer et de l'aménagement du littoral

Spécialité : Aquaculture

Thème :

**Etude de quelques algues marines de la région de Tipaza :
Systématique et valorisation**

Présenté par :

Ait-Sali Imene

Ghezali Lynda

Soutenu le 21/06/2022 devant le jury composé de :

Mme. AMAR I.	MAA	ENSSMAL	Présidente
Mme. OULD AHMED N.	MCA	ENSSMAL	Promotrice
Mme. AISSOU-AKROUR	MCA	ENSSMAL	Co-Promotrice
Mme. OUADAH N.	MCB	ENSSMAL	Examinatrice
Mme. CHAOU.N	MAA	ENSSMAL	Examinatrice

Année universitaire : 2021-2022

Remerciement

Avant tout, on remercie, Dieu le tout puissant de nous avoir donné la santé, le courage, la volonté et la patience pour la réalisation et l'élaboration de notre projet de fin de cycle.

Nous tenons à remercier profondément notre encadreur Mme Ould Ahmed, qui malgré ses nombreuses activités nous a toujours réservé un accueil chaleureux, en nous donnant l'avantage de bénéficier de son esprit élevé de sagesse et de compréhension, de ses conseils et son encouragement. Nous sommes honorées d'avoir été ces étudiantes, c'est un vrai modèle de générosité et de savoir.

Nos remerciements s'adressent également à notre co-encadreur Mme Aïssou Akrou pour avoir co-encadré et co-dirigé ce travail avec une grande rigueur scientifique, sa disponibilité, ses conseils, ses encouragements, ses corrections sérieuses et la confiance qui nous ont permis de mener à bien ce mémoire. Nous tenons à remercier tous les membres de jury pour l'honneur qu'ils nous ont fait en acceptant de siéger à notre soutenance, de prendre le temps de lire ce manuscrit et d'évaluer ce travail : la présidente de jury Mme Amar, les examinatrices Mme Ouadah et Mme Chaou.

Nous exprimons nos vifs remerciements à tous nos enseignants de l'Ecole nationale supérieure des sciences de la mer et l'aménagement du littoral, et particulièrement nos enseignants de spécialité, Aquaculture. Nous remercions également tout le personnel du laboratoire de biologie (Mekdahi Selma) pour sa disponibilité et de Biochimie (Gueroumi Houda, Maatouk Youcef) pour leur accueil et précieux conseils. Enfin, nous remercions toutes les personnes qui nous ont aidées de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Dédicace

J'ai le plaisir de dédier ce modeste travail : A ceux qui donnent sans recevoir, se brûlent pour que leur fille voie la lumière du savoir, à ceux qui ont été toujours la source d'inspiration et de courage, à ceux qui tous les mots du monde ne suffisent pas pour leurs montrer mon amour ; à mes très chers parents, les prunelles de mes yeux.

A mon cher père Ali qui m'a appris le sens de la persévérance tout au long de mes études. Merci pour ta compréhension, ta patience et ton soutien moral et financier. À la lumière de mes yeux, le bonheur de ma vie et ma raison d'être, mon adorable mère Safia. Mille fois merci pour tous tes conseils, tes encouragements, pour ton soutien inébranlable tout au long de mon parcours. A mes cher frères Badreddine et Abdelkrim pour leur appuis et encouragement

A mes chères copines

Ghezali lynda

Ghozal kenza

Askri Dihia

Djemai Amira

Diffallah Fatma Zohra

Boualem Ahlem

Aid Tinhinan

Dilmi Khadidja

Hebib Célia

Moussaoui Rihem

Mimoun Sanaa

Bezghoud Amani Ikram

Pour leur soutien, compréhension, encouragement et leurs motivations
A toutes les personnes qui nous ont aidées à accomplir ce travail : Amine Adjaout, Anis Sehil et mes amis de la spécialité 5^{ème} année Aquaculture.

Imene Aitsali

Dédicace

Je dédie ce travail à ma mère, la perle de ma vie, à mon père qui m'a encouragé durant toute ma vie, et mon cher oncle Abderrahmane qui était toujours là pour m'encourager et m'aider durant tous mon cursus.

Je tiens à adresser ma dédicace pour mon seul frère Lyes, mes sœurs : Dyhia, Nina, Dassine ; mes chères tantes Wahiba et Saida ; mes grands-parents que le bon Dieu les garde et mon oncle Mohand.

Mon binôme Imane, ma copine Celia, mes amis de la spécialité 5^{ème} année Aquaculture.

Lynda

Sommaire

Liste des tableaux	vi
Liste des figures.....	vi
Liste des abréviations	viii
Introduction	2
Chapitre I : Généralités sur les algues marines.....	5
1. Définition.....	5
2. Les bases de classification des grandes lignées d'algues.....	5
2.1 La pigmentation	6
2.2 Les polysaccharides de réserve	6
2.3 Les polysaccharides pariétaux	6
3. Les grands groupes d'algues marines	6
3.1 Les Cyanophytes	6
3.2 Les Rhodophytes.....	7
3.3 Les Chromophytes	7
3.4 Les Chlorophytes	7
4. Facteurs de répartition des algues	7
4.1 Lumière	7
4.2 Température	8
4.3 Substratum	8
4.4 Agitation de l'eau.....	8
4.5 Dessèchement	8
4.6 Salinité	8
5. Reproduction des algues	8
6. La culture des algues.....	9
7. Situation et tendance de la production mondiale des algues.....	9
8. Utilisation des algues marines	10
8.1 En alimentation	10
8.2 En agriculture.....	11
8.3 En Industrie.....	11
9. Connaissance des algues en Algérie.....	12
10. Caractéristiques nutritionnelles des algues	12
10.1 Les protéines	12
10.2 Les lipides	13
10.3 Le calcium.....	13
10.4 Le phosphore.....	14
10.5 Autres paramètres.....	15

Chapitre II : Matériel et méthode	17
1. Travail sur terrain	17
1.1 Présentation du site de récolte.....	17
2.1 Récolte des algues.....	18
2. Travail au laboratoire.....	19
2.1 Etude de la flore algale.....	19
2.1.1 Tri des échantillons récoltés	19
2.1.2 Identification spécifique	20
2.2 Etude biochimique	20
2.2.1 Préparation du matériel végétal	20
2.2.2 Dosage des composants biochimiques	21
Chapitre III : Résultats et discussion	36
1. Identification et position systématique	36
1.1 Présentation des espèces étudiées	36
1.1.1 <i>Hypnea musciformis</i>	36
1.1.2 <i>Jania rubens</i>	39
1.1.3 <i>Dictyota spiralis</i>	42
1.1.4 <i>Padina pavonica</i>	46
1.1.5 <i>Cladophora albida</i>	49
1.1.6 <i>Ulva rigida</i>	52
2. Teneurs des algues en composants biochimiques	55
2.1 Taux d'humidité.....	56
2.2 Taux d'acidité	56
2.3 Les protéines	57
2.4 Les lipides	59
2.5 Le calcium.....	61
2.6 Phosphore.....	62
2.7 Autres éléments dosés.....	64
Conclusion.....	67
Références bibliographiques.....	70
Annexes	78

Liste des tableaux

Tableau 1: Taux d'humidité de chaque espèce étudiée.....	56
Tableau 2: Taux d'acidité de chaque espèce étudiée	56
Tableau 3: Teneurs des protéines contenues dans chaque espèce d'algue.....	57
Tableau 4: Comparaison des concentrations en protéines des trois phylums deux à deux	58
Tableau 5: Teneurs moyennes des protéines contenues dans chaque phylum	58
Tableau 6: Teneurs des lipides totaux contenus dans chaque espèce.....	59
Tableau 7: Comparaison des concentrations en protéines des trois phylums deux à deux	60
Tableau 8: Teneurs moyennes des lipides contenus dans chaque phylum	60
Tableau 9: Concentrations en calcium chez les espèces d'algues étudiées	61
Tableau 10: Comparaison des concentrations en calcium des trois phylums deux à deux	62
Tableau 11: Concentration en phosphore contenues dans chaque espèce	62
Tableau 12: Comparaison des concentrations en phosphore des trois phylums.....	63
Tableau 13: Concentration en nitrate (mg/L) dans chaque espèce d'algue.....	64
Tableau 14: Concentration en nitrate (mg/L) dans chaque espèce d'algue.....	65

Liste des figures

Figure 1: Situation géographique de la Wilaya de Tipaza.....	17
Figure 2: Situation géographique du premier site d'étude (Google Earth, 2022)	18
Figure 3 : Situation géographique du deuxième site d'étude (Google Earth,2022)	18
Figure 4: Récolte des algues	19
Figure 5: Tri des algues	19
Figure 6 : Séchage d' <i>Ulva rigida</i>	20
Figure 7: Broyage des algues.....	21
Figure 8 : Tamisage des algues.....	21
Figure 9 : Appareil de minéralisation "Inkjel"	23
Figure 10: Appareil de distillation.....	24
Figure 11 : Appareil de soxhlet	26
Figure 12 : Rota vapeur	26
Figure 13 : Chaine multiparamétrique à flux continu segmenté (Skalar®).....	29

Figure 14 : Aspect général du thalle d' <i>Hypnea musciformis</i> vu a l'oeil nu.....	37
Figure 15: Détail de la partie en corss d' <i>Hypnea musciformis</i> vu à la loupe (G.4×10)	37
Figure 16 : Coupe transversale du thalle d' <i>Hypnea musciformis</i> (G.10×10).....	38
Figure 17: Détail de la coupe transversale d' <i>Hypnea musciformis</i> (G.40×10)	38
Figure 18: Aspect général du thalle de <i>Jania rubens</i> vu à l'oeil nu.....	40
Figure 19 : Détail du thalle vu au microscope optique de <i>Jania rubens</i> (G.10 × 10).....	40
Figure 20 : Détail de la cellule de l'article et de l'articulation après décalcification (HCL) de <i>Jania rubens</i> (G.10×10).....	41
Figure 21: Aspect général du thalle de <i>Dictyota spiralis</i> vu à l'oeil nu.....	43
Figure 22: Détail du thalle de <i>Dictyota spiralis</i> vu à l'oeil nu	43
Figure 23 : Détail de la partie apicale de <i>Dictyota spiralis</i> (G. 40×10)	43
Figure 24: Coupe transversale du thalle <i>Dictyota spiralis</i> (G. 40×10).....	44
Figure 25: Coupe au niveau de la partie fertile du thalle de <i>Dictyota spiralis</i> (G.40×10)	45
Figure 26: Aspect général du thalle de <i>Padina pavonica</i> vu à l'oeil nu	46
Figure 27: Coupe transversale de <i>Padina pavonica</i> (G.40×10)	47
Figure 28 : Coupe longitudinale du thalle de <i>Padina pavonica</i> (G.10×10).....	47
Figure 29 : Coupe au niveau de la partie fertile du thalle de <i>Padina pavonica</i> (G.40×10).	48
Figure 30 : Aspect général du thalle de <i>Cladophora albida</i> vu a l'œil nu	50
Figure 31: Détail du thalle de <i>Cladophora albida</i> (G.4×10).....	50
Figure 32: Détail des plastes de <i>Cladophora albida</i> (G.10×10).....	51
Figure 33: Aspect général du thalle d' <i>Ulva rigida</i> vu à l'oeil nu	53
Figure 34:Détail des bords dentelés du thalle d' <i>Ulva rigida</i> (G.40×10).....	53
Figure 35: Cellules du thalle d' <i>Ulva rigida</i> observées à plat (G.4×10)	54
Figure 36: Coupe transversale d' <i>Ulva rigida</i> montrant une lame constituée de deux couches de cellules superposées (G.10× 10)	54
Figure 37: Teneurs en protéines chez les espèces d'algues étudiées.....	57
Figure 38: Teneurs en lipides chez les espèces d'algues étudiées	59
Figure 39: Concentration en calcium (mg/L) chez les espèces d'algues.....	61
Figure 40: Concentration du phosphore en fonction des espèces.....	63

Liste des abréviations

C° : Degré Celsius

pH: potentiel d'hydrogène

Cm : centimètre

FAO: Food and Agriculture Organization

g : Gramm

V : Volume

mL : Millilitre

mg/L: Milligrams par litre

EDTA : l'acide éthylène diamine tétra acétique

PR : Patton-Reeder

MS : matière sèche

Introduction

Introduction

L'Algérie représente une diversité algale considérable ; soit un réservoir pour la recherche et la valorisation de ces espèces.

Les algues marines sont utilisées depuis des milliers d'années comme aliment pour l'Homme et le bétail. D'une manière générale, la valorisation des algues est étroitement liée à la composition minérale de ces dernières (fer, calcium, magnésium) ainsi qu'aux propriétés fonctionnelles des polysaccharides qu'elles contiennent.

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)

L'importance des algues dans le milieu aquatique est due à leur situation à la base du cycle trophique existant dans l'eau. Elles constituent le point de départ de la chaîne alimentaire qui aboutit aux peuplements piscicoles exploités par l'homme.

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

L'industrie algale représente aujourd'hui un enjeu économique important. D'ailleurs, sa valeur commerciale ne cesse d'augmenter ; elle est estimée en 2018 à environ 13,3 milliards de dollar (FAO, 2020).

La production des algues en Algérie est quasi inexistante, elle est seulement limitée à la production de quelques microalgues comme la spiruline.

Actuellement on dénombre 166 488 espèces d'algues dans le monde (Guiry et Guiry, 16-06-2022). En Méditerranée on recense un total de 1131 espèces de végétaux marins, ce qui constitue 6.3 % de la flore marine totale dans le monde (Ould Ahmed, 2015).

En Algérie, les travaux réalisés sur les algues marines sont essentiellement de type taxonomique et phytosociologique, dont principalement ceux de Feldmann (1931-1961) ; Seridi (1990 et 2007) ; Kadari-Meziane (1994) ; Ould Ahmed (1994 et 2015) et Ould Ahmed et al., (2013 et 2019). Peu de travaux mettent en évidence la valeur nutritionnelle d'origine algale (Marfaing et Lerat, 2007). Notre travail constitue une contribution à l'étude des algues marines de l'Algérie, C'est ainsi que nous avons réalisé une récolte de quelques algues dans la région de Tipaza (Ain Tagourait) à la saison hivernale.

Deux aspects sont traités dans ce travail, le premier concerne l'étude systématique, biologique et écologique de six espèces d'algues appartenant à des phylums différents.

Le deuxième consiste à la réalisation d'une étude biochimique : le dosage des protéines, des lipides, du Calcium et de quelques sels nutritifs (Phosphore, Nitrate, Ammonium) à partir de ces mêmes espèces.

Le plan adopté est le suivant :

Le premier chapitre est consacré aux généralités sur les algues, leurs productions, les différents domaines de leurs utilisations et leurs caractéristiques nutritionnelles.

Le deuxième chapitre décrit les méthodes d'étude systématique et biochimique et le matériel utilisé pour chaque manipulation. Enfin, le troisième chapitre présente les résultats obtenus et leur discussion, suivie d'une conclusion.

Généralités

Chapitre I : Généralités sur les algues marines.

1. Définition

Les algues constituent un ensemble de végétaux photosynthétiques très divers dont l'appareil végétatif est relativement simple appelé « thalle ». Celui-ci contient à sa base des rhizoïdes, cramponset un disque permettant la fixation de l'algue à un support comme une roche (algues épilithes), ou une plante (algues épiphytes), ou un animal (algues épibiontes) ou parfois même le sable. Le thalle présente une grande diversité de formes allant de lames simples à des structures plus complexes semblables à des tubes, des tiges et des feuilles ou encore des boules remplies d'eau. La texture est également très variée certaines algues peuvent être visqueuse, voir cartilagineuse, spongieuse ou rigide suite à l'accumulation de carbonate de calcium ou aragonite, dans les parois de leurs cellules. Certaines algues rouges sont même presque entièrement calcifiées et forment des croûtes aussi dures que les rochers leur servant de support. Les cellules des algues eucaryotes possèdent en général les mêmes organites que celles des plantes supérieures. En revanche, elles ont une paroi cellulaire partiellement cellulosique, des petits noyaux et des plastes pigmentés ou chromatophores comportant de la chlorophylle souvent masquée par des pigments surnuméraires qui donnent aux thalles des couleurs (Garon-Lardiere, 2004).

Elles ont des formes et des dimensions très variables. Certaines sont microscopiques et d'autres mesurent plusieurs mètres de longueur, mais elles ont toutes des caractères communs. Elles sont essentiellement aquatiques dans les eaux douces ou marines, et certaines vivent sur la neige ou la glace des régions polaires et des hautes montagnes. D'autres au contraire supportent dans les eaux des sources thermales des températures élevées (algues thermophiles).

2. Les bases de classification des grandes lignées d'algues

De nombreux critères écologiques, physiologiques ou biochimiques interviennent dans la phylogénie des algues comme les structures cellulaires, le mode de nutrition, l'habitat ou même la nature et la localisation des pigments et glucanes de réserve. Malgré une extrême diversité et complexité structurale, tant d'un point de vue macroscopique que microscopique, les algues peuvent néanmoins être classées en une dizaine d'embranchements selon des critères basés sur leurs compositions pigmentaires, leurs polysaccharides de réserve ou des caractéristiques structurales (Reviere, 2002).

2.1 La pigmentation

Les pigments ont dès le début du 19^{ième} siècle constitué un critère important dans la classification des algues. Le rôle physiologique de ces molécules est de capter l'énergie lumineuse. Selon la nature des pigments surnuméraires associés à la chlorophylle, les plastes sont parfois verts (Chlorophytes), parfois jaunes ou bruns (Chromophytes), ou encore rouges (Rhodophytes).

2.2 Les polysaccharides de réserve

Les polysaccharides ou glucanes sont des polymères de glucides qui résultent du mécanisme photosynthétique. Il en existe deux familles, les polysaccharides de réserve et les polysaccharides pariétaux. Il existe des glucanes de réserve solubles en solution dans les vacuoles et d'autres insolubles qui forment des grains observables en microscopie. Composés de D-glucose, les glucanes de réserve se rencontrent sous deux formes : liés en (α -1,4) ils appartiennent à la catégorie des amidons et liés en (β -1,3), ils font partie de la catégorie des laminarines (Ruiz, 2005).

2.3 Les polysaccharides pariétaux

La classification des grandes familles d'algues repose également sur la nature chimique des colloïdes qu'elles produisent à la périphérie de leurs cellules (Mc Candless, 1978). La paroi des cellules végétales est parfois considérée par les biologistes comme un organite à part entière. La paroi des algues diffère significativement de celles des autres organismes végétaux par son organisation et sa composition. Elle peut être interprétée comme étant généralement une structure biphasique, composée d'une phase fibrillaire cristalline squelettique et d'une phase matricielle dont les structures de compositions variables selon les espèces, sont parmi les plus complexes connus dans la nature (Mc Neil et al., 1984).

3. Les grands groupes d'algues marines

Les algues sont divisées en 4 grands phylums d'après la nature des pigments et des réserves cellulaires ; les Cyanophytes, les Rhodophytes, les Chromophytes et les Chlorophytes.

3.1 Les Cyanophytes

Les cyanophytes ou les algues bleues sont procaryotes, elles sont constituées de colonies de taille, de forme et de couleur très variables. Comme les algues rouges, elles possèdent des pigments surnuméraires bleus (Phycocyanines) et rouges (Phycoérythrine) qui masquent la chlorophylle a.

Elles sont colorées en vert avec des reflets bleutés, violets, bruns, jaunes ou orangés. La plupart d'entre elles ont une consistance gélatineuse voire gluante en raison des mucilages qu'elles sécrètent.

3.2 Les Rhodophytes

Les Rhodophytes ou algues rouges forment un groupe très diversifié. Ces algues doivent leur couleur à la présence des plastes roses dans lesquels existe un pigment rouge : la phycoérythrine qui est associée à plusieurs autres pigments dont la chlorophylle *a*. La plupart de ces algues rouges sont pluricellulaires et marines, mais ils existent quelques formes unicellulaires et quelques-unes qui vivent également en eau douce. Elles se distinguent généralement par leur cycle de reproduction particulièrement complexe qui est trigénétique.

3.3 Les Chromophytes

La couleur brune de ces algues résulte de la dominance du pigment xanthophylle, la fucoxanthine qui masque les autres pigments (chlorophylle *a* et *c*, ainsi que le bêta-carotène). Leurs dimensions varient depuis les éléments microscopiques jusqu'aux très grands spécimens, dont la grande majorité est marines.

3.4 Les Chlorophytes

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

4. Facteurs de répartition des algues

Les facteurs qui déterminent la répartition géographique et bathymétrique des macroalgues sont :

4.1 Lumière

Les algues dépendent de la lumière pour leurs développements. Celle-ci varie en fonction de la profondeur et de la turbidité de l'eau. Les algues se raréfient rapidement au-delà de 80m. Les algues qui ont besoin de beaucoup de lumière (photophiles) vivent près de la surface. Celles ayant besoin de peu de lumière (sciaphiles) se développent en profondeur, sous les surplombs ou les autres algues.

4.2 Température

Les températures aériennes et aquatiques exerceront une influence sur la distribution des algues. Toutefois, l'eau ayant une forte inertie thermique, les variations quotidiennes et saisonnières seront d'autant moins marquées que les algues sont implantées profondément.

4.3 Substratum

Les algues puisent leurs éléments nutritifs dans l'eau de mer et non dans le sol. La nature chimique de ce dernier intervient donc peu dans leur implantation. En revanche, la texture joue un rôle important pour leur fixation. Les algues se développent généralement sur les substrats durs.

4.4 Agitation de l'eau

Elle conditionne les chocs mécaniques, l'oxygénation, la circulation des sels nutritifs et intervient donc dans les peuplements d'algues. Elle a également un impact sur la forme des thalles au sein d'une même espèce selon qu'elle se développe en mode abrité ou en mode battu.

4.5 Dessèchement

Il est lié à la durée d'émersion et donc au niveau qu'occupent les algues. Celles-ci s'implantent en fonction de leur capacité à retenir l'eau.

4.6 Salinité

Au cours de la marée basse, l'évaporation due au vent et à l'augmentation de température, les pluies, font varier considérablement la teneur en sels de l'eau retenue entre les thalles émergés et dans les cuvettes rocheuses. Les espèces situées en haut de l'estran ou dans les cuvettes sont celles qui résistent le mieux à ces variations. Elles sont dites euryhalines.

5. Reproduction des algues

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

6. La culture des algues

La culture des algues telle qu'elle est pratiquée dans le monde aujourd'hui consiste dans les grandes lignes à propager les algues selon deux grands modes de reproduction. Chez certaines espèces d'algues rouges et vertes, la reproduction se fait par bouturage (aussi appelé reproduction végétative) et une partie de l'algue va donner naissance à une autre algue identique. Mais certaines algues rouges comme le nori (*Porphyra*) et algues brunes comme les laminaires se reproduisent de manière sexuée. Dans ce cas, des gamétophytes mâles et femelles émettent des gamètes qui sont évacués dans l'eau ou ils se rencontrent afin de former, après fécondation, l'embryon d'une nouvelle algue. Ces jeunes pousses sont ensuite ensemencées sur des filets ou de longues cordes à terre, puis maintenues en nurserie quelques semaines afin d'assurer leur vigueur et éventuellement d'amplifier la densité d'ensemencement. Enfin, elles sont transférées dans les fermes en mer.

Chez certaines espèces, les gamètes mâles possèdent deux flagelles au lieu d'un, mais leur fonction est équivalente à celle des spermatozoïdes des mammifères pour assurer la fécondation du gamète femelle.

La culture s'opère en trois dimensions. L'accès à la lumière est la clé mais les conditions d'accès sont moins binaires qu'il n'y paraît. D'un côté, la présence des algues va forcément créer des zones d'ombre dans l'océan. D'un autre côté, en absorbant les nutriments qui flottent à la surface, les végétaux marins réduisent la turbidité de l'eau et facilitent la diffusion de la lumière. Cette possibilité d'une culture en étages ouvre des potentiels énormes de production de biomasse en comparaison avec une culture horizontale comme nous la pratiquons sur terre. Rappelons aussi que cette culture que l'on qualifie de « réparatrice », tant ses bienfaits sont nombreux, n'a besoin ni d'eau douce, ni de terres arables, ni de pesticides.

7. Situation et tendance de la production mondiale des algues

La production mondiale d'algues est principalement soutenue par l'aquaculture avec 34,7 millions de tonnes, ce qui représentait 97 % de la production mondiale d'algues en 2019 (Cai et al. 2021). Il existe un fort déséquilibre régional dans la production d'algues. En 2019, la production d'algues en Asie dont 99,1 % est issue de la culture a contribué à 97,4 % de la production mondiale, et sept des dix principaux pays producteurs d'algues provenaient d'Asie de l'Est ou du Sud-Est.

L'Amérique et l'Europe ont contribué respectivement à 1,4 % et 0,8 % de la production mondiale d'algues en 2019. La production d'algues dans ces deux régions était principalement assurée par la cueillette, et la culture ne représentait que 4,7 % et 3,9 % de la production totale. En revanche, la culture était la principale source de production d'algues en Afrique (81,3 %) et en Océanie (85,3 %), bien que leur contribution à la production mondiale d'algues n'ait été que de 0,4 % et 0,05 %.

La culture des algues est concentrée sur un nombre relativement restreint d'espèces. Les statistiques de la FAO n'enregistrent que 27 espèces d'algues différentes cultivées en 2019, une fraction (6,1 %) du total de 443 espèces dans l'aquaculture mondiale, même si les algues représentaient près de 30 % de la production mondiale aquacole en termes de poids humide (FAO, 2021).

8. Utilisation des algues marines

Les algues marines sont utilisées dans le monde depuis des millénaires par les populations littorales pour leurs hautes valeurs nutritives. En effet, elles ont des potentialités nutritionnelles très riches. Ceci se justifie par : la présence d'une fraction minérale variée et abondante, qui constitue un apport important de macroéléments et oligoéléments, des protéines en quantités non négligeables, en général bien équilibrées en acides aminés, un contenu vitaminique varié où la plupart des vitamines sont représentées, une fraction lipidique faible mais, cependant, certaines espèces sont riches en acides gras polyinsaturés et un contenu en fibres ayant des structures variées et originales différentes des fibres des végétaux terrestres (Zitouni, 2015). Ainsi les algues présentent d'autres substances intéressantes qui peuvent être utilisées dans différents domaines.

8.1 En alimentation

Les algues destinées à la consommation humaine sont utilisées dans la préparation des soupes et pour accompagner les plats de viande dans de nombreux pays de l'Est de l'Asie. Sur les quelques 300 algues utilisées par l'homme, les plus connues sont commercialisées sous les noms japonais kombu (*Laminaria spp.* ou *Saccharina spp.*), wakame (*Undaria pinnatifida*) et nori (*Porphyra spp.*). De nombreux noms sont populaires dans d'autres pays, comme la laitue de mer (*Ulva spp.*) en Europe, le dulce (*Palmaria palmata*) en Irlande ou cochayuyo (*Durvillaea antarctica*) au Chili (Pereira et Neto, 2015).

8.2 En agriculture

Certaines algues calcaires du genre *Lithothamnium* répondent dans les champs pour la diminution de l'acidité des terres (Perez, 1992).

Elles peuvent être utilisées comme engrais naturels (thalle de *Laminaire*, ou de *Fucus*, ou bien la poudre des *Macrocystis*), les algues apportent au sol de nombreux minéraux et oligoéléments, elles simulent le métabolisme des végétaux et apportent des substances qui inhibent la prolifération de bactéries pathogènes et champignons.

Pour éviter les carences en oligoéléments ; certains éleveurs conduisent leurs troupeaux d'ovins et bovins à consommer les algues à marée basse (Perez, 1992)

8.3 En Industrie

Les polysaccharides des algues marines appelés aussi phycocolloïdes présentent un grand intérêt économique. Ces polysaccharides forment des colloïdes dans l'eau qui sont stables à la température ambiante (Guiry et Blunden, 1991). Les phycocolloïdes les plus utilisés sont l'agar, la carraghénine et l'acide alginique, qui ont de nombreuses applications telles que les stabilisants et les émulsifiants dans l'alimentation, dans les industries pharmaceutiques et textiles, ainsi que dans la fabrication de peintures, le papier et d'autres usages industriels (Prud'homme van Reine et Trono, 2001). Les principaux composés utilisés par l'industrie sont les alginates, composés d'acide alginique, obtenus à partir d'algues brunes dans lesquelles les phycocolloïdes représentent souvent 70% du poids de l'algue. La carraghénine phycocolloïde est un polymère de galactan sulfaté extrait d'algues rouges des genres *Chondrus*, *Iridaea*, *Gigartina* et *Eucheuma*. Il est utilisé comme épaississant et stabilisant dans de nombreux produits comme les soupes, les crèmes, les boissons et les cosmétiques. L'Agar, un polymère polysaccharidique sulfaté, est obtenu à partir du *Gelidium*, *Gracilaria* et *Pterocladia* (Pereira et Neto, 2015). L'agar contient moins de sulfate que le carraghénine et produit des gels plus consistants. Il est utilisé comme milieu de culture pour les microorganismes en laboratoire et dans les activités pharmaceutiques. La forte demande pour certaines algues et leur prix élevé sur le marché ont conduit à leurs cultures même dans les pays industrialisés. La culture des algues brunes est actuellement très répandue. Les Laminariales sont cultivées dans plusieurs pays, en particulier en Chine et au Japon, et de telles cultures se propagent aux pays occidentaux comme dans le cas d'*Undaria pinnatifida*.

9. Connaissance des algues en Algérie

Les premières études sur les algues benthiques de l'Algérie sont essentiellement dues aux travaux de Montagne (1838 ; 1846 ; 1848 ; 1856), Debray (1893 ; 1897) in Ould Ahmed (1994 et 2015). Ces travaux ont par la suite été complétés principalement par J. Feldmann (1931 à 1961) et Feldmann- Mazoyer (1941). D'autres études plus récentes sur la flore algale des côtes algériennes ont été réalisées par : Perret-Boudouresque et Seridi (1989), Seridi (1990 et 2007), Ould Ahmed (1994 et 2015), Kadari Méziane (1994), Ould Ahmed et al. (2013) et Ould Ahmed et al. (2019).

Actuellement nous dénombrons plus de 500 espèces et variété d'espèces d'algues sur les côtes algériennes.

10. Caractéristiques nutritionnelles des algues

La valeur nutritionnelle des algues peut s'expliquer en grande partie par la présence conjointe de trois grandes catégories de composants (fibres, minéraux et protéines) mais également par la présence de métabolites présentant des propriétés antioxydants et anti-radicalaires tels que les caroténoïdes, les polyphénols, les vitamines ou les acides gras polyinsaturés (Marfaing, 2004).

Comme tous les végétaux, la composition des algues est variable selon l'espèce et son environnement de croissance (Banerjee et al., 2009). Les algues sont reconnues pour leur valeur nutritionnelle élevée. Elles sont entre autres une excellente source de glucides, de protéines, de vitamines et de minéraux (MacArtain et al., 2007).

10.1 Les protéines

Le taux de protéines chez les algues varie considérablement selon les espèces et des facteurs abiotiques comme la saison (Galland-Irmouli et al., 1999).

La fraction protéique des algues brunes est faible (3-15 % du poids sec), comparativement aux fractions protéiques des algues vertes et rouges (10-47 % du poids sec) (Rupérez et Saura-Calixto, 2001).

La plupart des algues brunes industriellement exploitées (*Laminaria digitata*, *Ascophyllum nodosum*, *Fucus vesiculosus* et *Himantalia elongata*) ont une teneur en protéines inférieure à 15 % de la matière sèche excepté pour l'espèce *Undaria pinnatifida* (Wakamé) qui possède un niveau protéique variable de (11 à 24%) (MS) (Fleurence, 1999).

Les teneurs protéiques élevées sont enregistrées chez les algues rouges telles que *Porphyra tenera* (47 % de MS) ou *Palmaria palmata* (35% de MS) (Fleurence, 1999). Ces algues possèdent une fraction protéique comparable du point de vue quantitatif, à celles des légumineuses (ex,soja) (Fleurence, 1999).

Chez certaines algues telles que les espèces appartenant au genre *Ulva*, la teneur en protéines peut représenter de 10 à 26 % de la matière sèche. L'espèce *Ulva lactuca* présente une teneur en protéines qui varie de 7,7 à 22,2% de (MS) (Chermiti et al., 2003).

La teneur en protéines des algues marines dépend aussi des périodes saisonnières. Une étude annuelle au niveau de *Palmaria palmata* (Dulse) a montré que sa teneur en protéines peut varier de 9 à 25% de la (MS). Les contenus protéiques élevés sont observés durant les périodes de fin d'hiver et de printemps et les faibles quantités sont observées durant les mois d'été (Fleurence, 1999).

10.2 Les lipides

La teneur lipidique des algues est très faible et varie de 1 à 3% de la matière sèche. Du point de vue qualitatif, les lipides des algues diffèrent de ceux des végétaux terrestres. Ils présentent une proportion en acides gras essentiels supérieure et les acides gras insaturés sont prédominants (Darcy-Vrillon, 1993 in Marfaing 2004).

Les algues vertes, dont la composition en acides gras est la plus proche de celle des végétaux supérieurs ont, par rapport à ceux-ci, une teneur beaucoup plus élevée en acide oléique et en acide alpha-linolénique, ces acides gras sont indispensables car ne sont pas synthétisés par l'homme. Les algues rouges contiennent des taux élevés d'acides gras polyinsaturés à 20 carbones, qui constituent une originalité car ces acides gras sont rencontrés essentiellement dans le monde animal. L'acide eicosapentaénoïque en particulier constitue 50% des acides gras polyinsaturés chez *Porphyra sp.* et *Palmaria palmata* (Marfaing, 2004).

La qualité des acides gras contenus dans les algues est non-négligeable puisque leur teneur en acides gras Oméga-3 et Oméga-6 représente jusqu'à la moitié de la totalité des acides gras. (Sánchez Machado et al. 2004).

10.3 Le calcium

Les algues contiennent selon les espèces de trois à quatorze fois plus de calcium que le lait, en tête : le wakamé, une algue très populaire dans la cuisine asiatique, avec 1300 mg de calcium pour 100 g, et le kombu, algue brune qui en contient 955 mg/100g. En comparaison, le lait, qu'il soit entier, demi-écrémé ou écrémé, contient 120 mg de calcium pour 100 g.

Les algues constituent une des sources végétales de calcium les plus importantes avec des teneurs pouvant atteindre 6 % de la masse sèche chez les algues (*Ulva sp.*). Encore plus intéressant, l'algue calcaire *Lithothamne* contient de 25 à 34 % de calcium.

Le calcium du maërl se solubilise très bien dans les conditions gastriques (pH = 1,5) et produit quantitativement du calcium ionisé biodisponible (Assoumani, 1997).

Les deux groupes qui apparaissent comme étant les mieux pourvus en oxyde de calcium (CaO) (près de 10 %) sont les Chlorophytes et les Chromophytes. L'automne fait apparaître chez les algues vertes un fléchissement des concentrations de l'ordre de 10 % alors que les algues brunes au contraire accusent un enrichissement du même ordre. Paradoxalement, les Rhodophycées ne renferment pas plus de 5 % de CaO, mais un accroissement pouvant atteindre près de 40 % se manifeste en automne.

10.4 Le phosphore

Le phosphore est essentiel à la vie. Il joue d'importants rôles structurels dans le matériel génétique (ADN) et les membranes cellulaires, et participe activement à la production, au stockage et aux transferts d'énergie cellulaire. De nombreux processus biochimiques dont tous les organismes vivants dépendent, comme la respiration et l'absorption des nutriments, ne peuvent se faire sans phosphore.

Le terme « phosphore total » désigne la concentration totale de toutes les formes de phosphore présentes dans la colonne d'eau.

Le phosphore est également absorbé par les végétaux sous forme inorganique (Phosphates : $H_2PO_4^-$, $H_2PO_4^{2-}$, $H_2PO_4^{3-}$).

Les concentrations en P_2O_5 s'accroissent des algues vertes, aux brunes et aux rouges, en considérant les extrêmes, dans le rapport de 1 à 3. Cela demeure vrai, quelle que soit la saison considérée. *Ulva sp.* Une fois encore mise à part, toutes les autres algues voient en effet leurs teneurs en P_2O_5 augmenter, du printemps à l'automne. Les variations relatives de concentrations atteignent leur maximum avec les Phéophycées : + 38 % chez les sargasses. Les concentrations observées chez *Fucus sp* sont tout à fait comparables à celles données par L. Cayeux (1933), cité par Vinogradov (1953).

10.5 Autres paramètres

Les algues en particulier les ulves ont besoins de suffisamment de nutriments dans les eaux marins pour leur croissance et leur développement. Elles sont gourmandes en nutriments azotés. L'hypothèse la plus répandue dans le monde scientifique est que le développement massif de ce type d'algue est directement corrélé à l'apport en azote.

Matériel et méthodes

Chapitre II : Matériel et méthode

1. Travail sur terrain

1.1 Présentation du site de récolte

L'étude est réalisée à la wilaya de Tipaza commune de Ain Tagourait. Les prélèvements d'algues ont été effectués au niveau de deux sites situés à l'Ouest de la ferme conchylicole (Cultmare).

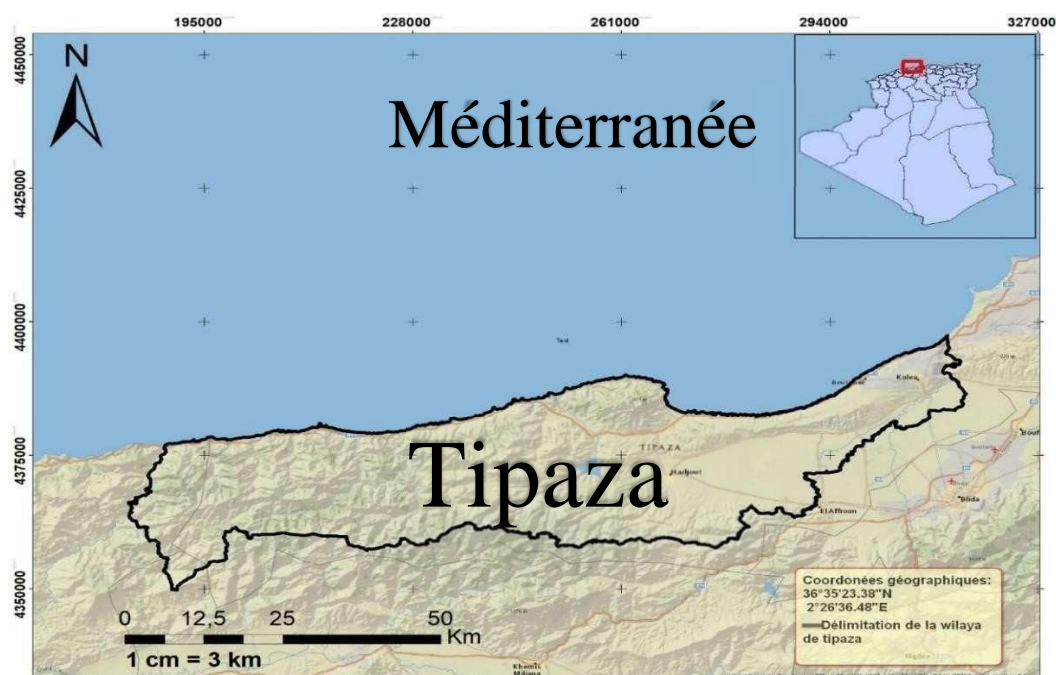


Figure 1: Situation géographique de la Wilaya de Tipaza

Le premier site est à 170m de la ferme conchylicole dont les coordonnées géographiques sont : 36°35' 25\"N et 2° 30' 33\" E (Figure 2).

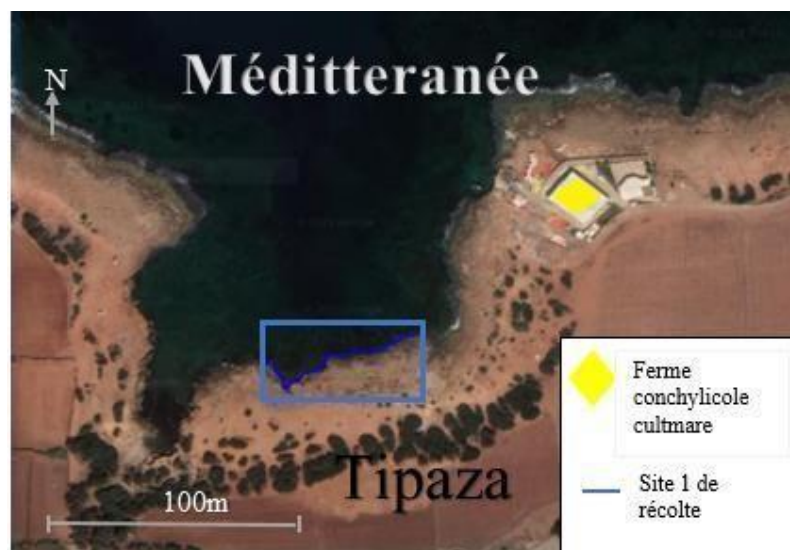


Figure 2: Situation géographique du premier site d'étude (Google Earth, 2022)

Le deuxième site est à 909m de la ferme conchylicole dont les coordonnées géographiques sont : $36^{\circ}35'27''$ et $2^{\circ}30'03''$ (Figure 3).



Figure 3 : Situation géographique du deuxième site d'étude (Google Earth, 2022)

Le temps était ensoleillé, la mer était calme, La zone d'étude était riche en flore benthique

2.1 Récolte des algues

La sortie sur terrain a été réalisée durant la saison hivernale de l'année 2022 (le 04/01 2022). La récolte d'algue a été effectuée à la main sur substrat rocheux à des niveaux superficiels (0-0.5m).

Les échantillons récoltés sont mis dans des seaux en plastiques imprégnés d'eau de mer et transportés au laboratoire.



Figure 4: Récolte des algues

2. Travail au laboratoire

2.1 Etude de la flore algale

2.1.1 Tri des échantillons récoltés

Une fois au laboratoire, nous avons trié les algues récoltées et nous avons retenu six espèces dont deux Rhodophytes, deux Chromophytes et deux Chlorophytes. Ces espèces ont été choisies d'une façon aléatoire en tenant compte de leur biomasse pour l'étude biochimique.



Figure 5: Tri des algues

2.1.2 Identification spécifique

La détermination des différentes espèces a été faite à l'œil nu, puis sous loupe binoculaire (référence : OPTECH), ensuite sous microscope optique (référence : BioBlue).

Pour chaque algue, nous avons réalisé des observations morphologiques, anatomiques, des coupes cytologiques, au niveau des différentes parties du thalle afin de préciser l'identification spécifique et la position taxonomique.

Un certain nombre de clés d'identification a été utilisé telles que : Delepine et al.(1987), Boudouresque et al. (1992 et 2006), Séridi (1990), Ballesteros et Llobet (2015) et Ould Ahmed (1994 et 2015).

2.2 Etude biochimique

2.2.1 Préparation du matériel végétal

Pour cette étude le traitement des algues est différent.

But : connaître la teneur des algues en certains constituants biochimiques (protéines, lipides, calcium, phosphore, nitrate, ammonium) de six espèces d'algues.

Les échantillons ont été rincés à l'eau du robinet et bien nettoyés pour éliminer toutes impuretés et un maximum d'épiphytes puis à l'eau distillée pour éliminer tous les sels minéraux dus au lavage des algues par l'eau du robinet.

➤ Séchage

Les algues ont été étalées sur des journaux et mises à l'abri de la lumière pendant 10 jours en renouvelant les journaux quotidiennement.



Figure 6 : Séchage d'*Ulva rigida*

➤ Broyage

Le broyage est effectué manuellement à l'aide d'un mortier en porcelaine et la poudre obtenue est ensuite tamisée.



Figure 7: Broyage des algues



Figure 8 : Tamisage des algues

2.2.2 Dosage des composants biochimiques

L'ensemble des dosages a été réalisé à partir des six espèces d'algues au niveau du laboratoire de biochimie de l'ENSSMAL.

❖ Les protéines (Méthode de Kjeldahl)

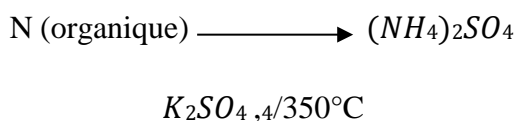
La méthode utilisée pour le dosage de l'azote total est la méthode de Kjeldahl (C.Akrour-Aissou, 2020. protocole des travaux pratiques Nutrition-Alimentation, 4ème année Aquaculture).

▪ Principe

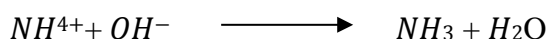
L'azote total (N) contenu dans les fourrages et celui lié à la fraction pariétale est dosé par la méthode de Kjeldahl. Cette méthode de dosage comporte deux étapes : la minéralisation et la titration.

L'azote organique de l'échantillon sec et broyé (prise d'essai 2g) est transformé en azote minéral (sulfate d'ammonium), en présence d'acide sulfurique concentré à chaud et d'un catalyseur. Après transformation du sulfate d'ammonium en ammoniac par une base forte, l'ammoniac est entraîné par la vapeur d'eau et repris dans une solution d'acide borique contenant un indicateur coloré. Il est alors titré par une solution d'HCl (0,1N). AOAC, 981.10 (1990).

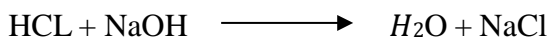
Minéralisation :



Distillation :



Dosage :



Pour ce dosage le matériel utilisé est : Appareil de minéralisation, matras Kjeldahl, balance, erlenmeyers, étuve, pierre ponce, papier filtre cylindre gradué, distillateur, burette, ph mètre, agitateur magnétique.

Concernant les réactifs : Sulfate de potassium, sélénium, peroxyde d'hydrogène, acide sulfurique, soude, acide borique, quelques gouttes de l'indicateur Tashiro, acide chlorhydrique, eau distillée.

Les étapes de la méthode de Kjeldahl :

➤ Minéralisation

On dispose de 6 matras de Kjeldahl (pour les 6 espèces d'algues). On introduit dans chaque matras 2 g de poudre d'algue, 7g de sulfate de potassium, 5 mg de sélénium 1 mL de peroxyde d'hydrogène, 10 mL d'acide sulfurique et 2 à 3 morceaux de pierre ponce. Après avoir mélangé les réactifs, on dépose les matras sur la plaque chauffante du minéralisateur et on augmente la température graduellement jusqu'à l'apparition de fumées noires, on continue le chauffage jusqu'à la formation d'une solution de couleur limpide. On éteint l'appareil.



Figure 9 : Appareil de minéralisation "Inkjel"

Après le refroidissement des matras, on filtre et on transvase les minéralisats dans des erlenmeyers et on ajuste à 100mL avec de l'eau distillée.

On verse les minéralisats dans des erlenmeyers colorés en brun à bouchon et on les garde au réfrigérateur à 4°C.

➤ Distillation

Dans l'appareil de distillation (Behr, labor-Technik)

On place un matras de kjeldahl avec 20 mL du minéralisat et un erlenmeyer avec 20 mL d'acide borique pour recueillir le distillat. On ajoute 40 mL de soude et 20 mL d'eau distillée à l'aide d'un bouton dans le matras et on met l'appareil en marche.

On poursuit la distillation jusqu'à ce qu'on obtient 100 mL de solution. Eton prélève de nouveau le pH.



Figure 10: Appareil de distillation

➤ Titrage

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

On titre directement la solution obtenue par une solution d'acide chlorhydrique à 0.2N, jusqu'à l'obtention du PH initial de la solution d'acide borique.

➤ Calcul

Le pourcentage en protéines est calculé par la formule suivante :

$$P\% = X \times F = \frac{2,803 \times \text{Vol Hcl} \times 100}{1000 \times \text{poids échantillon}} \times F$$

Sachant que : 1mL d'Hcl correspond à 2,803 mg de N

X : la quantité d'azote dans 100 g d'échantillon

m : le poids de la prise d'essai (g)

F=5.7

Le facteur F dépend de la nature de l'échantillon et dans ce cas, il correspond aux végétaux

❖ Lipides (méthode de soxhlet)

Les lipides ont été dosés par la méthode soxhlet (C.Akrour-Aissou, 2020. protocole travaux pratiques Nutrition-Alimentation, 4ème année Aquaculture), c'est une méthode gravimétrique basée sur la pesée du ballon avant et après l'extraction.

▪ Principe

C'est une méthode d'extraction solide-liquide qui est basée sur la pesée du ballon avant et après l'extraction.

Les lipides sont extraits en continu et à froid à l'éther éthylique dans un appareil de Soxhlet qui comporte 3 parties, respectivement de bas en haut, un ballon à col rodé, un extracteur recevant une cartouche et un réfrigérant à reflux. Environ 2g d'échantillon (sont pesés dans une cartouche en carton poreux, après introduction de 160 ml d'éther éthylique dans le ballon à col rodé, la cartouche est déposée dans l'extracteur et les trois parties de l'appareil sont assemblées. L'éther éthylique est alors porté à ébullition pendant 6h sur des plaques chauffantes jusqu'à obtention d'un maximum d'éther dans l'extracteur. Une fois l'éther éliminé, les cartouches sont séchées à l'étuve à 105°C pendant 1h30 à 2h00. AOAC, 920.39 (1990).

Pour ce dosage on a besoin de : appareil de soxhlet, réfrigèrent, matras, ballons, cartouches, balance, étuve, dessiccateur, rota-vapeur.

Concernant les réactifs : éther-éthylique

On allume le réfrigèrent à 2°,

On pèse les ballons vides, soit P_0 ce poids. On pèse 2g de l'échantillon dans les cartouches puis on les met dans les matras.

On installe les ballons et les matras dans l'appareil de soxhlet.

On rajoute 160 mL de l'éther-éthylique dans chaque matras et on les ferme.

On allume l'appareil à 90°C, après ébullition, on réduit la température à 60°C, on le laisse pendant 4 h, on éteint l'appareil et on laisse les ballons refroidir.



Figure 11 : Appareil de Soxhlet

On concentre les échantillons au rota vapeur et on récupère le solvant.



Figure 12 : Rota vapeur

On sèche les ballons dans l'étuve à 60°C, puis on les refroidit dans un dessiccateur, et on prend le poids après extraction.

➤ Calcul

Les lipides sont quantifiés par la formule suivante :

$$X = \frac{M}{m} \times 100 ; \text{ Avec } M = P - P_0$$

m : le poids de la prise d'essai de l'échantillon

P₀ : le poids du ballon vide

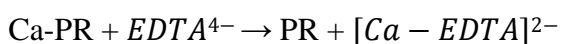
P : le poids du ballon après extraction

❖ Calcium (Méthode complexométrique)

▪ Principe

La méthode de titrage complexométrique utilise une très grosse molécule appelée l'acide éthylène diamine tétra acétique (EDTA) qui forme un complexe avec les ions calcium. Un colorant bleu appelé indicateur de Patton et Reeder (PR). Ce colorant bleu forme également un complexe avec les ions calcium changeant de couleur du bleu au rose/rouge dans le processus, mais le complexe colorant-ion métallique est moins stable que le complexe EDTA-ion métallique. Par conséquent, lorsque le complexe ion calcium-PR est titré avec de l'EDTA les ions Ca^{2+} réagissent pour former un complexe plus fort avec l'EDTA. Pour le titrage, l'indicateur est ajouté à la solution contenant les ions calcium et forme le complexe rose/rouge ion calcium-indicateur (Ca-PR). Cette solution est ensuite titrée avec de l'EDTA. Le point final se produit lorsque la solution devient bleue, indiquant que le Ca-PR complexe a été complètement remplacé par le calcium complexe ion-EDTA et l'indicateur PR revient à sa couleur bleue.

La réaction est :



Remarque : Ca-PR est rose/rouge et PR est bleu.

Pour ce dosage on a besoin de : Pipettes, fioles coniques, Fioles jaugées, pH mètre, éprouvettes, burette.

Concernant les réactifs on a utilisé l'acide éthylène diamine tétra acétique, indicateur de Patton-Reeder, hydroxyde de sodium, acide chlorhydrique.

Le dosage du calcium par titrage est divisé en 2 parties : la préparation des échantillons et le titrage.

Partie 1 : Préparation des échantillons

La poudre des six (6) algues était d'abord dissoute dans l'acide.

1. On pèse environ 0,5 g de chaque échantillon d'algue dans un petit bécher puis on ajoute 20 mL d'acide chlorhydrique.
2. On ajuste le pH de la solution avec l'hydroxyde de sodium dilué jusqu'à l'obtention d'un pH=7.
3. On transfère la solution dans une fiole jaugée de 100 mL.

Partie 2 : Titrage

1. On transvase 10 mL de la solution, 40 mL d'eau distillée, 4mL d'hydroxyde de sodium dans un erlenmeyer et on laisse la solution reposer pendant 5 minute.
2. On ajoute une petite pincée d'indicateur de Patton-Reeder (acide calconcarboxylique).
3. On titre l'échantillon avec la solution l'acide éthylène diamine tétra acétique (EDTA)
4. Le point final est un changement de couleur du rose/rouge au bleu.

Calcul

$$[Ca^{2+}] = \frac{V_E \times C_{EDTA}}{V_{\text{prise d'essai}}}$$

V_E : Volume d'acide éthylène diamine tétra acétique

C_{EDTA} : Concentration d'acide éthylène diamine tétra acétique

On converti de mol /L au mg/L par la multiplication de la concentration par la masse molaire du calcium $M=40,078$ u

❖ Les sels nutritifs (Méthode colorimétrique)

La méthode a été prise à partir du manuel des analyses chimiques en milieu marin. On a disposé d'une chaîne multiparamétrique à flux continu fabriquée et commercialisée par la société Skalar. L'auto analyseur appelé San2+ est le « cœur » du système et permet de doser indépendamment ou simultanément le phosphore, l'ammonium et les nitrates.

▪ Principe

La méthode utilisée pour le dosage des sels nutritifs (Le phosphore, Nitrates, Ammonium) est basée sur une réaction de coloration avec des réactifs spécifiques pour donner une coloration qui absorbe la lumière à une certaine longueur d'onde (λ).

L'absorption de l'énergie lumineuse dépend de l'intensité de la coloration.

Le dosage des sels nutritifs s'est fait par colorimétrie à flux continu sur chaîne automatisée (Autoanalyzer SAN +) selon les protocoles définis par le fabricant (Skalar, 1998).

Le fonctionnement de l'appareil repose sur un principe dynamique simple, celui de l'analyse liquide en flux continu :

Une veine liquide progresse, par l'intermédiaire d'une pompe péristaltique, en continu, ce qui autorise une polyvalence et une grande souplesse. Les réactions chimiques s'effectuent dans cette veine en progression.

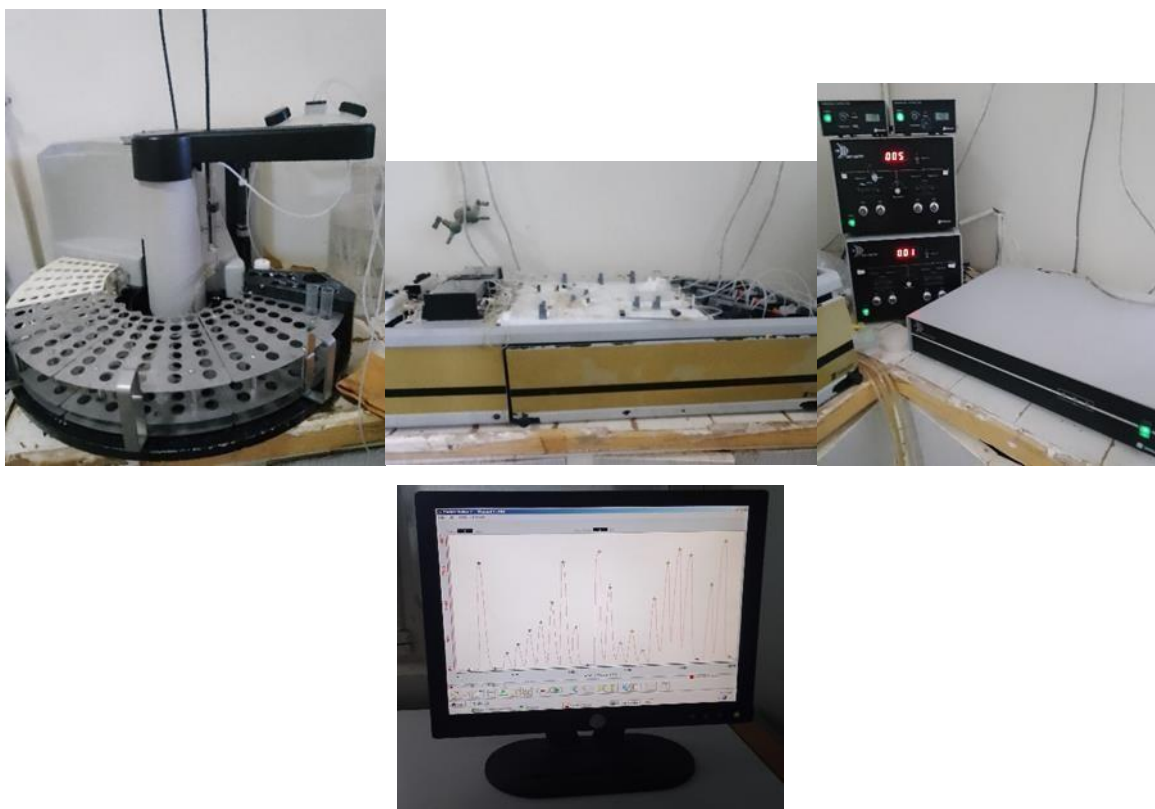


Figure 13 : Chaîne multiparamétrique à flux continu segmenté (Skalar®)

Pour le dosage des sels nutritifs on prépare d'abord le minéralisât :

Dans des bouteilles de verres on met 2 g de poudre d'algues et 25 mL de la solution oxydante (10g de persulfate de potassium, 3.75 g d'acide borique, 3.75 g d'hydroxyde de sodium) puis on procède à l'autoclavage de la solution à 120°C pendant une heure.

➤ Le phosphore (Murphy et Riley, 1962)

La procédure automatisée pour la détermination du phosphore est basée sur la réaction suivante ; le molybdate d'ammonium et le tartrate de potassium et d'antimoine réagissent en milieu acide avec des solutions diluées de phosphore pour former un complexe antimoinephosphomolybdate. Ce complexe est réduit en un complexe intensément bleuté par l'acide ascorbique. Le complexe est mesuré à 880nm.

Pour le dosage du phosphore on utilise : une solution de molybdate d'ammonium, l'acide sulfurique, une solution d'acide ascorbique, une solution d'oxytartrate de potassium et d'antimoine, une solution étalon primaire de phosphate, une solution étalon secondaire de phosphate.

Pour ce dosage on procède comme suit :

1. On prépare le mélange-réactif : 100 mL de solution de molybdate d'ammonium, 250 mL d'acide sulfurique, 100 mL d'acide ascorbique, 50 mL de solution d'oxytartrate de potassium et d'antimoine.
2. On mesure 100 mL du minéralisât
3. On ajoute 10 mL du mélange-réactif et on homogénéise.
4. On attend cinq minutes et on mesure l'absorbance à 885 nm en cuve de 10 cm de trajet optique, par rapport à l'eau distillée.

➤ Nitrates (Wood et al. 1967)

La procédure automatique pour la détermination des nitrates est basée sur la méthode de réduction du cadmium ; l'échantillon est passé dans une colonne contenant des granulés de cuivre-cadmium pour réduire le nitrate en nitrite. Le nitrite (présent à l'origine plus nitrate réduit) est déterminé par diazotation avec du sulfanilamide et couplage avec du dichlorhydrate d' α -naphtylène diamine pour former un colorant azoïque très coloré qui est mesuré à 540 nm.

Pour le dosage des nitrates on utilise : une solution de sulfanilamide, solution de N-naphtyléthylènediamine, étalon primaire de nitrite, solution étalon secondaire de nitrite.

Pour ce dosage on procède comme suit :

1. On rince une éprouvette de 50 mL avec la solution à analyser et y introduire 50 mL de l'échantillon.
2. On ajoute 1 mL de la solution de sulfanilamide et on mélange.
3. On laisse reposer 2 à 8 minutes
4. On ajoute 1 mL de la solution de N-naphtyl-éthylènediamine et on mélange à nouveau.

5. On mesure l'absorbance en cuve de 10 cm de trajet optique à la longueur d'onde de 543nm.

➤ Ammonium (méthode de Korolrff (1969))

La procédure automatisée pour la détermination de l'ammoniac est basée sur la réaction de Bethelot modifiée ; l'ammoniac est chloré en monochloramine qui réagit avec le phénol. Après oxydation et couplage oxydatif, un complexe de couleur verte se forme. La réaction est catalysée par le nitroprussiate, l'hypochlorite de sodium. L'absorption du complexe formé est mesurée à 630nm.

Pour le dosage de l'ammonium on utilise : une solution de de phénol-nitroprussiate, solution alcaline d'hypochlorite, solution étalon primaire d'ammonium, solution étalon secondaire d'ammonium.

Pour ce dosage de on procède comme suit :

1. On prend 100 mL de d'échantillon directement dans le flacon à réaction
2. On ajoute 3 mL de la solution de phénol- nitroprussiate
3. On ferme et on agite pour bien homogénéiser
4. On ajoute 3 mL de la solution alcaline d'hypochlorite
5. On place immédiatement à l'abri de la lumière pendant 6 à 8 heures à température ambiante
6. On mesure l'absorbance à 630 nm, par rapport à l'eau distillée, en cuve de 10 cm de trajet optique.

❖ **Détermination des indices paramétrique**

➤ Taux d'humidité

Pour l'estimation du taux d'humidité on a utilisé la méthode (AOAC, 1980)

La méthode consiste à sécher la poudre des algues à 105°C dans une étuve jusqu'à obtenir un poids constant.

On met l'étuve à 105°C

On pèse d'abord des creusets propres et secs soit P_0 , ce poids.

On pèse 2 g (de chaque échantillon) dans les creusets, soit P_1 ce poids.

On dépose les creusets avec les échantillons et on laisse le couvercle semi ouvert dans l'étuve à 105°C pendant 30 minutes

On retire les creusets de l'étuve, on les met sans couvercles dans un dessiccateur pendant 15 minutes pour refroidir

Après refroidissement, on pèse les creusets avec les échantillons soit (P_2) ce poids

On répète l'opération jusqu'à l'obtention d'un poids constant.

Calcul

Le taux d'humidité est calculé selon l'équation suivante

$$\text{Taux d'humidité \%} = \frac{(P_1 - P_2)}{(P_1 - P_0)} \times 100$$

P_0 : Poids du creuset propre et sec

P_1 : Poids de l'échantillon

P_2 : Poids du creuset + poids de l'échantillon

➤ Taux d'acidité

Titration de l'acidité avec solution d'hydroxyde de sodium en présence de phénolphthaléine comme indicateur coloré.

Pour la détermination du taux d'acidité des échantillons on a besoin de : Balance, fioles coniques, fioles jaugées, réfrigérants à reflux, burette.

Concernant les réactifs on a besoin de : L'hydroxyde de sodium, phénolphthaléine.

1. Préparation de l'échantillon :

Dans une fiole conique, on met 2 g d'échantillon d'algue qu'on a pesé avant et on lui ajoute 50 mL d'eau distillée chaude, on homogénéise la solution.

On place la fiole conique sous un réfrigérant à reflux puis on chauffe le mélange au bain marie pendant 30 minutes puis on le laisse refroidir.

On transvase le mélange dans une fiole jaugée de 250 mL et on complète avec de l'eau distillée en mélangeant le contenu jusqu'au trait repère.

On filtre la solution à l'aide du papier filtre.

2. Détermination

On ajoute 0.25 à 0.5 mL de phénolphaléine et tout en agitant, on verse la solution d'hydroxyde de sodium jusqu'à l'obtention d'une couleur rose persistante pendant 30 secondes.

Calcul

$$\text{Acidité \%} = \frac{(250 \times V_1 \times 100)}{(V_0 \times M \times 10)} \times 0,07$$

M = Masse de l'échantillon en gramme.

V_0 = Volume de la prise d'essai en (mL).

V_1 = Volume de NaOH en (mL).

0,07 = facteur de conversion de l'acidité titrable équivalent de l'aide citrique.

❖ Le test T

Le test t, aussi appelé test de Student ou distribution t, est un test statistique qui a pour but de mesurer les différences entre les moyennes de deux groupes. Il est basé sur une loi de probabilité appelée loi de Student.

Ce test a été utilisé pour comparer les concentrations moyennes des différents composants biochimiques (protéines, lipides, Calcium, Phosphore, Nitrites, Ammonium) chez les trois phylums (Rhodophytes, Chromophytes, Chlorophytes) deux à deux.

On a commencé d'abord par établir une hypothèse :

Les concentrations moyennes en composant biochimiques des trois phylums d'algues comparés deux à deux sont identiques et qu'il n'existe pas de différence significative entre elles. Le test de Student prouvera ou infirmera l'hypothèse nulle.

La marge d'erreur est 0,05

Ensuite on calcul : la moyenne, l'écart type et l'intervalle de confiance (le calcul a été fait par Excel)

Puis on a procédé à un test unilatéral pour nous indiquer si la différence entre les moyennes étudiées est significative ou non.

Résultats et discussion

Chapitre III : Résultats et discussion

1. Identification et position systématique

Les espèces identifiées sont présentées selon leurs groupes systématiques qui sont données dans l'ordre évolutif. La nomenclature des espèces est donnée selon la taxonomie actuelle (Guiry et Guiry, 2022).

1.1 Présentation des espèces étudiées

1.1.1 *Hypnea musciformis*

➤ Position systématique

Phylum : Rhodophyta

Classe : Florideophyceae

Ordre : Gigartinales

Famille : Cystocloniaceae

Genre : *Hypnea*

Espèce : *Hypnea musciformis* (Wulfen) J.V.Lamouroux 1813

➤ Description

Hypnea musciformis est sous forme de touffes formée de branches cylindriques lâchement entrelacées, de 10 à 20 cm de hauteur, 0,5 à 1,0 cm de diamètre, qui deviennent progressivement plus fines vers les extrémités. Cette espèce est ferme, cartilagineuse, très ramifiée. Ses extrémités sont sous forme de branches, aplaties avec de larges crochets. Cette algue est de couleur rouge verdâtre (Figure 14).

Elle se distingue facilement des autres espèces du genre *Hypnea* par la présence de larges crochets aplatis à l'extrémité des branches (Figure 15).



Figure 14 : Aspect général du thalle d'*Hypnea musciformis* vu à l'oeil nu



Figure 15: Détail de la partie en corss d'*Hypnea musciformis* vu à la loupe (G.4×10)

➤ Cytologie

En coupe transversale cette espèce présente des cellules corticales entourées d'une paroi cellulaire épaisse composée de microfibrilles. Ces cellules entourent un cytoplasme dense et contenant des plastes de petite taille sans pyrénoides (type néoplastidié) (Figure 16 et 17).



Figure 16 : Coupe transversale du thalle d'*Hypnea musciformis* (G.10×10)



Figure 17: Détail de la coupe transversale d'*Hypnea musciformis* (G.40×10).

➤ Reproduction

Hypnea musciformis possède un cycle trigénétiq ue avec un tétrasporophyte et un gamétophyte identique (isomorphes). Le tétrasporocystes se trouve sur la partie terminale deramules solitaires et renflés (stichidies). Le cystocarpes sphériques situe sur des rameaux spiniformes ; les 2 générations ne sont pas présentes dans toutes les régions (Delipine,et al.,1987).

Chez cette algue la reproduction asexuée prédomine la reproduction sexuée. On trouve généralement plus de thalles végétatifs que d'organe reproducteurs surtout dans des conditions environnementales stressantes pour la croissance (Reis et Yoneshigue-Valentin,2000).

➤ Biotope

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

➤ **Utilisation**

Hypnea musciformis présente une source des carraghénanes (CNEXO, 1976) et un pouvoir pharmacologique important qui se manifeste par des activités antispasmodiques (Solimabi et Das, 1980), analgésique, anti-inflammatoire (Chatter et al., 2011), anti microbienne, anticancéreuse et neuroprotectrice (Souza,2018) .

Elle est aussi utilisée en agriculture comme un biofertilisants (Rao et Chatterjee, 2014).

➤ **Répartition géographique**

Hypnea musciformis est présente en méditerrané et également en Atlantique (Boudouresque et al., 2012).

En Algérie, Elle a été retrouvée à Arzew, Cherchell, Chenoua, Ain tagourait, Sidi fredj, Boumerdes, parc de Gouraya, parc de Taza. (Ould Ahmed, 2015)

1.1.2 *Jania rubens*

➤ **Position systématique**

Phylum : Rhodophyta

Classe : Florideophyceae

Ordre : Corallinales

Famille : Corallinaceae

Genre : *Jania*

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

➤ **Description**

Jania rubens 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, 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 (Figure 18). Après la mort de *Jania rubens*, sa couleur vire au blanc (Feugas et al., 2007).



Figure 18: Aspect général du thalle de *Jania rubens* vu à l'oeil nu

➤ Cytologie

Les articles fertiles sont en forme de petits flacons avec une cavité centrale ou conceptacle, et un pore apical ou ostiole. La ramification de l'algue est dichotomique avec des branches effilées à leur extrémité. Ce dernier qu'on peut observer au niveau des articulations sont les organes reproducteurs de l'algue (Figure 19). La croissance est terminale ; elle est assurée par un ensemble de cellules apicales qui nous appelons les initiales apicales. Les cellules de cette espèce renferment des plastides de petites tailles (type néoplastidié).

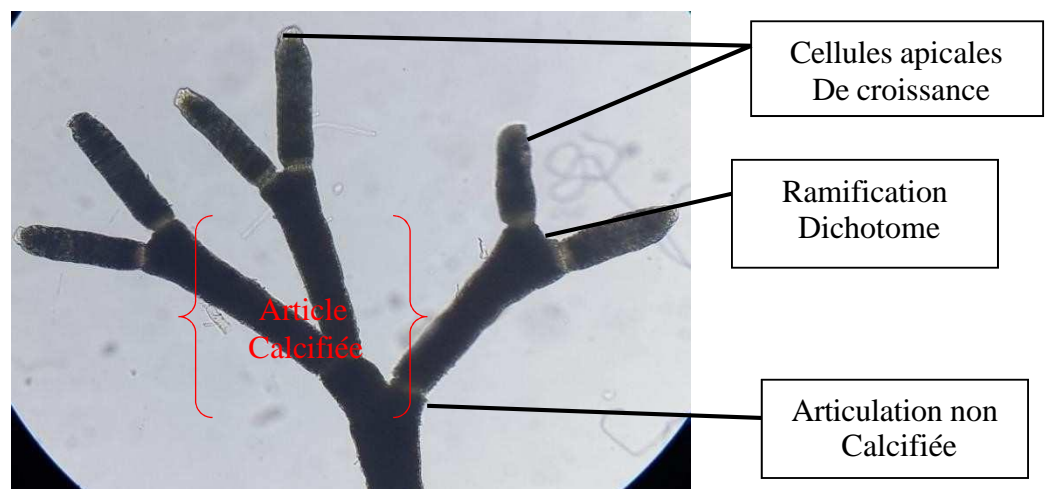


Figure 19 : Détail du thalle vu au microscope optique de *Jania rubens* ($G.10 \times 10$)

Après décalcification de *Jania rubens* à HCL ; l'ensemble des cellules d'article et les articulations sont visibles (Figure 20).

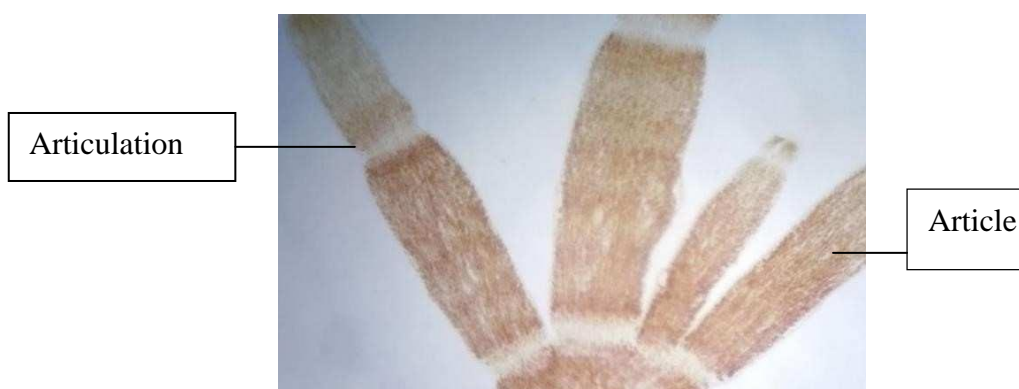


Figure 20 : Détail de la cellule de l'article et de l'articulation après décalcification (HCL) de *Jania rubens* (G.10×10)

➤ **Reproduction**

Le cycle de développement chez *Jania rubens* est de type trigénétique isomorphe. Il est caractérisé par trois générations le tétrasporophyte et le gamétophyte (mâle ou femelle, l'espèce est dioïque) identiques morphologiquement et le carposporophyte qui se développe dans les conceptacles femelles.

Les thalles fertiles différencient leurs éléments reproducteurs (tétrasporocystes, gamètes mâles et femelles ou carposporocystes) dans des articles spécialisés, intercalaires à la base des dichotomies.

➤ **Biotope**

Jania rubens est une espèce photophile de l'étage médiolittoral à infralittoral (Boudouresque, 1984)

Cette espèce est généralement épiphyte sur d'autres algues, elle vit dans l'étage infralittoral (Delepine et al, 1987). Notre échantillon a été récolté à environ -30 cm en association avec d'autres algues.

➤ **Utilisation**

Dans l'industrie cosmétique *Jania rubens* est dénommée comme corail végétal. Elle est utilisée dans la fabrication des crèmes dont le but est d'assouplir la peau, et l'hydrater. En effet l'action de *Jania* due à la présence du carbonate de calcium qui agit sur la peau comme un abrasif doux. L'utilisation du calcaire dans les dentifrices au même but (Weinberg, 2004).

➤ **Répartition géographique**

Jania rubens a été repérée en Atlantique du Nord –Est, de la Norvège à la Mauritanie, océan Indien, mer de chine (Gayral, 1966).

Atlantique nord-est (de la Scandinavie à la Mauritanie), Méditerranée, mer Noire, océan Indien, mer en Chine (Cabioc'h et al., 2006).

En Algérie *Jania rubens* a été recensée aux îles Habibas, Arzew, Cherchell, Chenoua, Ain Tagourait, Anse de Kouali, Bou ismail, Sidi fredj, Ain beniane, Boumerdes, Parc de gouraya, Parc de Taza. (Ould Ahmed, 2015).

1.1.3 ***Dictyota spiralis***

➤ **Position systématique**

Phylum : Chromophyta

Classe : Phaeophyceae

Ordre : Dictyotales

Famille : Dictyotaceae

Genre : *Dictyota*

Espèce : *Dictyota spiralis* Montagne 1846

➤ **Description**

Dictyota spiralis présente un thalle érigé en forme de rubans étroits de 15 cm de hauteur maximale et de 3 à 4 mm de largeur. Le thalle est opaque, membraneux, de couleur brun jaunâtre, avec des extrémités parfois iridescentes de couleur verdâtre il est fixé au substrat par des stolons. Les lanières sont le plus souvent droites mais parfois elles peuvent présenter l'amorce d'une légère spiralisation, elles sont dépourvues de nervure médiane. La ramification est pseudodichotome dans un plan (Figure 21 et 22).

Les segments terminaux sont droits, plus larges que ceux de la base du thalle et en forme de spatules à apex arrondi. Les deux faces du thalle portent des groupes de poils isolés.



Figure 21: Aspect général du thalle de *Dictyota spiralis* vu à l'oeil nu

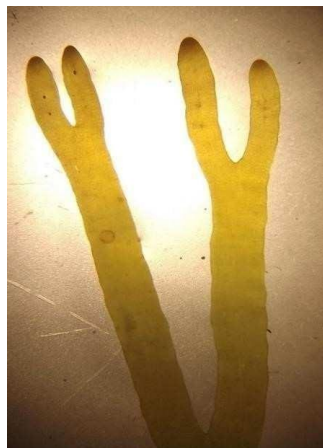


Figure 22: Détail du thalle de *Dictyota spiralis* vu à l'oeil nu

➤ **Cytologie**

La croissance se fait par dichotomie à partir d'une cellule apicale (Figure 23).

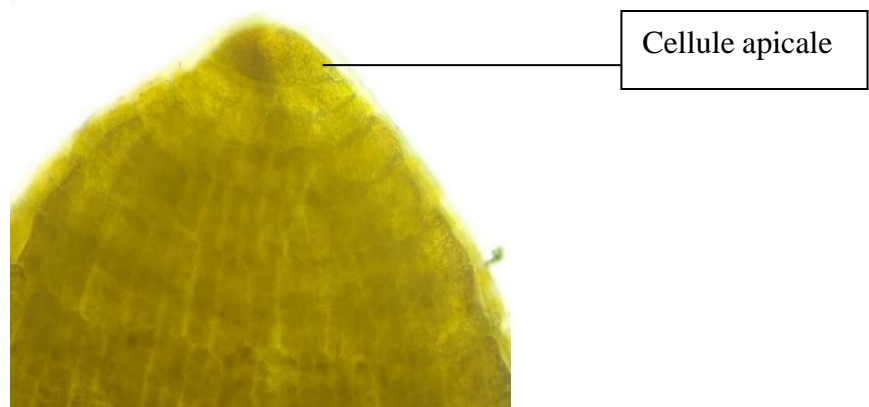


Figure 23 : Détail de la partie apicale de *Dictyota spiralis* (G. 40×10)

Les plastes de cette espèce sont de type néoplastidié (plastés discoïdes sans pyrénoides). En coupe transversale, le thalle présente une médulla centrale de grosses cellules incolores et un cortex monostromatique de petites cellules colorées. La médulla est monostromatique dans la plus grande partie du thalle, devient polystromatique dans la région basale. Le cortex est constitué d'une seule couche de petites cellules pigmentées, de forme presque carrée (Figure 24).



Figure 24: Coupe transversale du thalle *Dictyota spiralis* (G. 40×10)

➤ Reproduction

Le cycle de reproduction de cette algue est diplophasique isomorphe c'est-à-dire gamétophyte et sporophyte sont semblables. L'espèce est dioïque ses gamètes mâles et femelles sont regroupés dans des sores. Les sporocystes sont disposés sur le thalle en petits groupes. La surface des thalles porte parfois des proliférations qui sont des spores germées sur le thalle (Figure 25).



Sporocyste

Figure 25: Coupe au niveau de la partie fertile du thalle de *Dictyota spiralis* (G.40×10)

➤ **Biotope**

Dictyota spiralis est fréquente en printemps et en automne, cette algue se localise près de la surface et son amplitude verticale est souvent plus faible (Boudouresque et al., 2006).

➤ **Utilisation**

Dictyota spiralis a des propriétés antibiotiques reconnues, elle est utilisée dans la fabrication des médicaments et dans la médecine en générale. (Delepine et al, 1987). Elle est destinée à la consommation humaine.

➤ **Répartition géographique**

Manche, Atlantique nord jusqu'en Mauritanie, Méditerranée (Gayral, 1966)

Sur la cote Algérienne, *Dictyota spiralis* a été retrouvée à : Tamentfoust, Surcouf, Boudouaou, Bouharoun, Tipaza, Mers El Hadjadj ; Iles Habiba, Arzew, Cherchell, Chenoua, Sidi Fredj, AinBenian, Taza (Ould Ahmed et al., 2013).

1.1.4 *Padina pavonica*

➤ Position systématique

Phylum : Chromophyta

Classe : Phaeophyceae

Ordre : Dictyotales

Famille : Dictyotaceae

Genre : *Padina*

Espèce : *Padina pavonica* (L.) Thivy, 1960

➤ Description

Padina pavonica est sous forme de lame en éventail et présente des frondes de couleur blanchâtre à brunâtre. Le thalle est fixé par une touffe de rhizoïdes avec une base courte plus ou moins cylindrique.

La taille de notre échantillon est de 4,8cm, et elle peut atteindre jusqu'à 15 cm de longueur en été se rétrécissant vers la base, atteignant jusqu'à 2 mm de largeur et environ 1 cm de longueur (Aisha et Shameel, 2010) (Figure 26).



Figure 26: Aspect général du thalle de *Padina pavonica* à l'oeil nu

➤ **Cytologie**

La partie supérieure du thalle est composée d'alvéoles en forme cylindrique, et la partie inférieure est composée de cellules carrées ou rectangulaires (Figure 27).

Les cellules de *Padina pavonica* possèdent des petits plastes sans pyrénoides (type néoplastidié).



Figure 27: Coupe transversale de *Padina pavonica* (G.40×10)

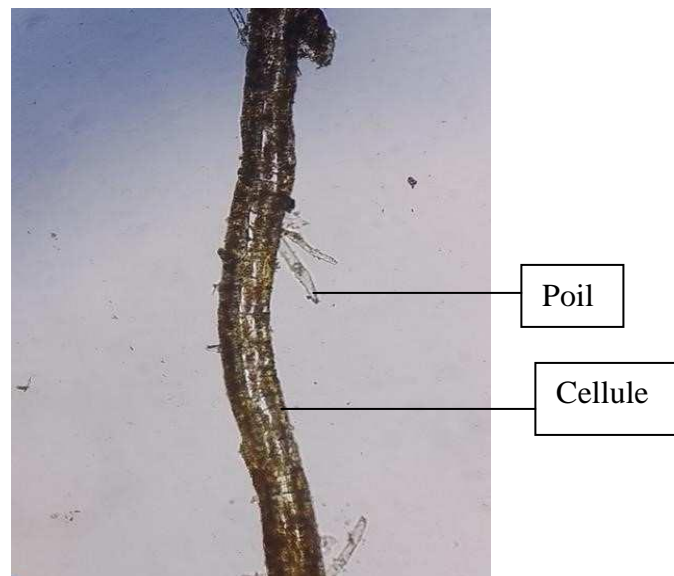


Figure 28 : Coupe longitudinale du thalle de *Padina pavonica* (G.10×10)

➤ Reproduction

Cette espèce a un cycle digénétique isomorphe. Entre les lignes concentriques de poils se trouvent des rangées d'organes reproducteurs qui naissent des cellules corticales externes. Parfois les spores des sporophytes ne subissent pas la méiose et redonnent directement le sporophyte.

Chez *Padina pavonica*, les sporophytes fertiles sont beaucoup plus fréquents que les gamétophytes fertiles. Les sporocystes ont été observés et ils sont assemblés en sores sombres concentriques, recouverts d'une indusie évidente (une fine membrane qui recouvre les cellules reproductrices), et disposé entre les bandes de poiles (Gomez et al., 2007) (Figure 29).



Figure 29 : Coupe au niveau de la partie fertile du thalle de *Padina pavonica* (G.40×10).

➤ Biotope

Padina pavonica présente toute l'année sur un biotope photophile, de la surface jusqu'à une vingtaine de mètres de profondeur ; plus profondément en Méditerranée orientale (Boudouresque et al., 2014).

➤ Utilisation

Padina pavonica est utilisée dans le domaine pharmaceutique, elle possède une activité antifongique (Oumezzine et al., 2009). Cette algues possède aussi une activité antioxydante qui justifie son usage dans le domaine des compléments alimentaires (Matsuka et al., 2003). Elle est également utilisée comme source de minéraux, et en particulier comme source de calcium (Haque et al., 2009).

➤ **Répartition géographique**

Padina pavonica se rencontre le long de toutes les cotes des pays qui bordent le pourtour de la mer Méditerranée et de nombreuses îles de l'océan Atlantique nord-est, Atlantique nord ouest et elle est aussi très répandue à la mer noire (Boudouresque et al., 2006).

En Algérie elle a été recensée aux îles Habiba, Arzew, Cherchell, Chenoua, Ain Tagourait, Kouali, Bou-Ismaïl, Sidi Fredj, Ain Benian, Bourmedes, Gouraya, Taza (Ould Ahmed et al., 2013).

1.1.5 *Cladophora albida*

➤ **Position systématique**

Phylum : Chlorophyta

Classe : Ulvophyceae

Ordre : Cladophorales

Famille : Cladophoraceae

Genre : *Cladophora*

Espèce : *Cladophora albida* (Nees) Kütz., 1843

➤ **Description**

Cladophora albida est une algue verte filamenteuse, densément ramifiée, et prenant souvent une forme touffue de couleur vert pâle. Les branches sont situées au sommet de la cellule. Les thalles sont attachés au substrat par un crampon discoïde formé à partir de membrane cellulaire ou rhizoïdes ramifiés (Figure 30).



Figure 30 : Aspect général du thalle de *Cladophora albida* vu à l'œil nu

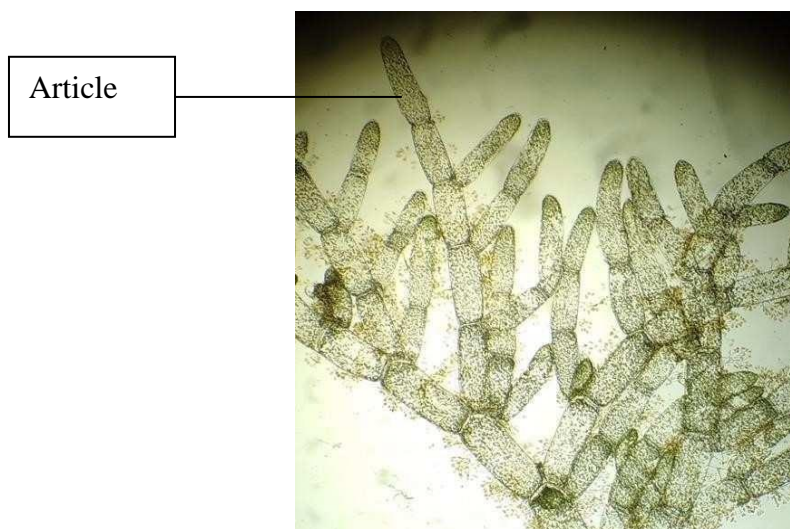


Figure 31: Détail du thalle de *Cladophora albida* (G.4×10).

➤ Cytologie

Cladophora albida possède des cellules cylindriques légèrement claviformes contenant plusieurs noyaux et chloroplastes. Ces derniers contiennent souvent des pyrénoides lenticulaires encadrés de chaque côté par un grain d'amidon concave.

Elle dispose d'une couche de cuticule dans les couches externes de la paroi cellulaire qui donne une rigidité aux cellules et une résistance mécanique. La couche interne de la paroi cellulaire faite de cellulose adhère au cytoplasme (Figure 32).

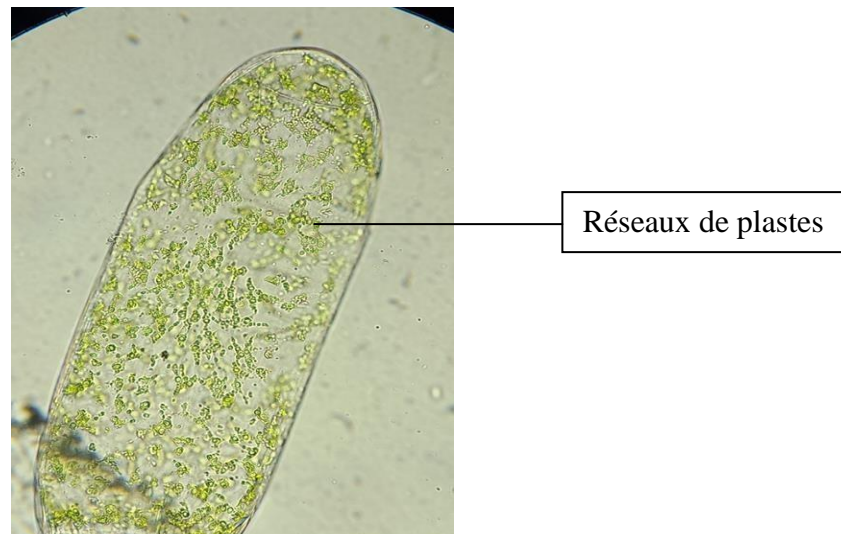


Figure 32: Détail des plastes de *Cladophora albida* (G.10×10)

➤ Reproduction

La reproduction sexuée de *Cladophora albida* se fait par isogamie avec des isogamètes biflagellés. Le cycle développement présente une alternance isomorphe de générations (Vanden Hoek, 1982), ce qui signifie que le sporophyte (algue diploïde qui forme des spores) et gamétophyte (génération d'algues qui forme les gamètes, généralement haploïdes) sont morphologiquement identiques.

D'autre part, la reproduction asexuée a lieu à l'aide de zoospores de forme différente, avec deux ou quatre flagelles apicales (Van den Hoek et al., 1995). Très souvent, seule la reproduction végétative se produit chez *Cladophora albida* et se fait par fragmentation du thalle et formation de coureurs. Dans des conditions défavorables à la croissance, des cellules de spores au repos (akinètes) sont produites sur les branches de spores (rhizoïdes épaissis et parties du thalle) ou sur les parois épaisses. Parallèlement à l'amélioration des conditions environnementales, l'akinètes donnent naissance à un nouveau thalle (Lee, 2008).

➤ Biotope

Cladophora albida est largement répandu dans les eaux tempérées. Cette algue vit près des littoraux le plus souvent rocheux et moyennement battus (Womersley, 1984).

➤ **Utilisation**

Dans les étangs d'élevage de crevettes, *Cladophora albida* peut prospérer sauvagement pour former des couvertures vertes qui rendent l'étang anoxique (Liping et al., 2009).

Les thalles compressés et séchés de *Cladophora albida* sont consommés au Laos sous le nom de Kaipen, sous forme de feuilles fines découpées en rectangle et ressemblant à du nori (Dorothy Culloty, 2012).

➤ **Répartition géographique**

Cladophora albida est répandue en Atlantique, depuis les côtes anglaises jusqu'au sud de la péninsule ibérique. Manche, mer du nord et en Méditerranée (Verlaque et al., 2015). En Algérie cette espèce a été retrouvée à Oran, Iles Habibas, Arzew; Alger, Sidi-Fredj, Ain Benian; Bejaia, Gouraya. (Ould Ahmed et al., 2019).

1.1.6 *Ulva rigida*

➤ **Position systématique**

Phylum : Chlorophyta

Classe : Ulvophyceae

Ordre : Ulvales

Famille : Ulvaceae

Genre : *Ulva*

Espèce : *Ulva rigida* f. *laciniata* J.Agardh 1883

➤ **Description**

Ulva rigida est une algue verte qui ressemble à la laitue de mer. Elle présente un thalle foliacé, très polymorphe (Figure 33). L'appareil végétatif sous forme d'une lame ondulée avec des bords denticulés (Figure 34). Cette espèce se distingue par un thalle très mince (moins d'un dixième de millimètre d'épaisseur), en forme de feuille, de couleur vert émeraude et translucide qui peut virer à la transparence en cas de stress. Ce thalle présente un stipe très court, rigide à la base et plus délicat à proximité des bords de croissance. Ce stipe, appelé aussi crampon par lequel l'algue se fixe à son support, est constitué par de petits rhizoïdes rigides.



Figure 33: Aspect général du thalle d'*Ulva rigida* vu à l'oeil nu

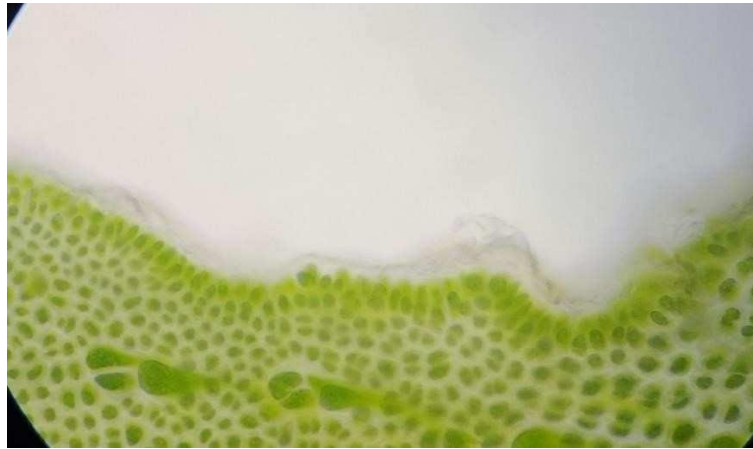


Figure 34: Détail des bords dentelés du thalle d'*Ulva rigida* (G.40×10)

➤ Cytologie

Le thalle vu à plat montre des cellules non ordonnées, elles présentent une croissance diffuse (Figure 35).

Les cellules d'*Ulva rigida* contiennent un plaste qui est souvent de grand de taille et de type pariétal (archéoplastidié), avec 1 à 3 pyrénoides.

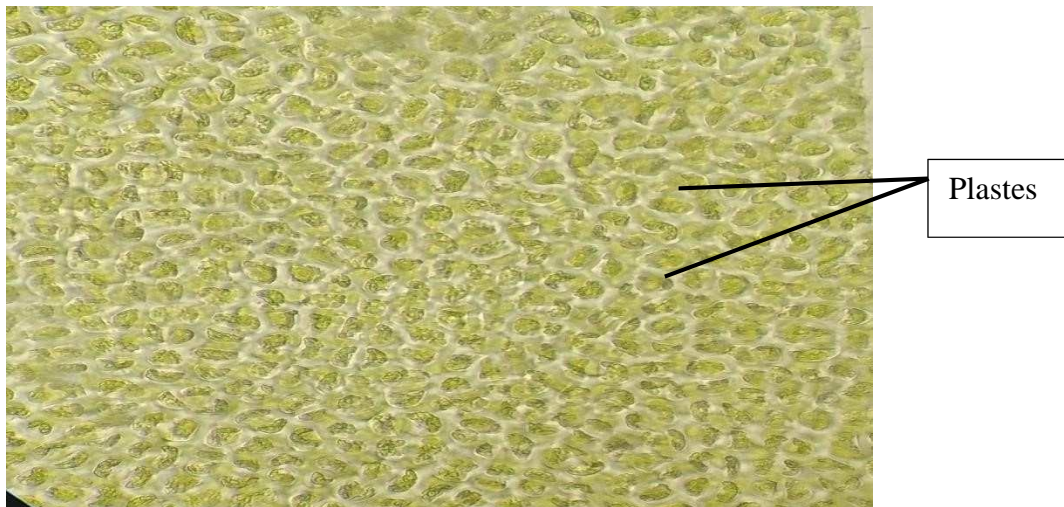


Figure 35: Cellules du thalle d'*Ulva rigida* observées à plat (G.4×10)

La forme lamellaire d'*Ulva rigida* est due à la présence de deux assises de cellules (Figure 36)



Figure 36: Coupe transversale d'*Ulva rigida* montrant une lame constituée de deux couches de cellules superposées (G.10× 10)

➤ **Reproduction**

Le cycle de vie de cette espèce est digénétique isomorphe. Les gamétophytes engendrent des gamètes biflagellés anisogames et les sporophytes des spores quadri flagellées (Delepine et al., 1987).

➤ **Biotope**

Ulva rigida est généralement fixée sur des roches dans des zones intertidales et sublittorales. C'est une algue photophile de l'infra littoral portuaire (Boudouresque, 1984). Elle est retrouvée également en abondance dans les zones abritées et peu profondes, des endroits bien illuminés tels que les lagunes saumâtres et les ports.

➤ **Utilisation**

En France, *Ulva* fait partie des quelques macroalgues autorisées à être utilisées dans l'industrie alimentaire (Mabeau, 1992).

Ulva rigida fait partie des espèces à partir de laquelle ont été isolés des métabolites biologiquement actifs tels que l'acide gallique et des stérols (Yildiz, 2012).

Elle se trouve aussi incluse dans une grande variété de plats tels que les salades, les soupes, les biscuits et les repas traditionnels (Silva, 2013).

Elle est potentiellement utilisée dans l'alimentation humaine sous forme de salade ; et dans l'alimentation animale et dans le domaine médical en raison des vitamines C et B1 et des substances antimicrobiennes.

➤ **Répartition géographique**

Sa distribution est commune et elle est largement présente dans le monde : Atlantique nord-est (de la Scandinave et de l'Islande aux canaries), Atlantique nord-ouest, Méditerranée, mer Noire, Pacifique (Boudouresque et al., 2006).

Sur la côte Algérienne les algues vertes se trouvent à Bordj El Kiffan, El Marsa, Surcouf, Bouharoun, Oran, Mers El Hadjadj, Oran, Iles Habibas, Arzew, Tipaza, Cherchell, Ain Tagourait, Anse de Kouali, Bou-Ismaïl, Alger, Sidi-Fredj, Ain Benian, Boumerdes, Boudouaou (Ould-Ahmed et al. 2019).

2. Teneurs des algues en composants biochimiques

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

2.1 Taux d'humidité

Les taux en eau chez les six espèces d'algues étudiées sont présentés dans le tableau suivant :

Tableau 1: Taux d'humidité de chaque espèce étudiée

Espèces d'algues	Taux d'humidité (%)
<i>Hypnea musciformis</i>	11,42
<i>Jania rubens</i>	2,6
<i>Dictyota spiralis</i>	11,09
<i>Padina pavonica</i>	10,36
<i>Cladophora albida</i>	11,11
<i>Ulva rigida</i>	13,13

Ulva rigida présente le taux d'humidité le plus élevée avec 13 ,13%, suivie d'*Hypnea musciformis* avec 11,42%, *Cladophora albida* avec 11,11%, *Dictyota spiralis* avec 11,09%, *Padina pavonica* avec 10,36, *Jania rubens* avec 2,6%.

2.2 Taux d'acidité

Cette manipulation a pour but de déterminer par titrage la concentration molaire en ions H^+ pour les poudres d'algues. Cette concentration est exprimée en pourcentage.

Tableau 2: Taux d'acidité de chaque espèce étudiée

Espèces d'algues	Taux d'acidité (%)
<i>Hypnea musciformis</i>	0,871
<i>Jania rubens</i>	0,871
<i>Dictyota spiralis</i>	0.870
<i>Padina pavonica</i>	0.846
<i>Cladophora albida</i>	0.868
<i>Ulva rigida</i>	0.699

Les deux espèces d'algue *Hypnea musciformis* et *Jania rubens* ont un taux d'acidité de 0,871% suivie de *Dictyota spiralis* avec 0,870%, *Padina pavonica* avec 0,868%, *Cladophora albida* avec 0,868%, *Ulva rigida* avec 0,699.

2.3 Les protéines

Les résultats obtenus sont présentés dans le tableau suivant :

Tableau 3: Teneurs des protéines contenues dans chaque espèce d'algue

Espèces d'algue	Poids sec de l'échantillon(g)	Volume moyen d'HCL	% de protéines
<i>Hypnea musciformis</i>	1,77452	2,5	2,25
<i>Jania rubens</i>	1,95023	1,75	1,43
<i>Dictyota spiralis</i>	1,78622	2,7	2,42
<i>Padina pavonica</i>	1,79754	1,3	1,16
<i>Cladophora albida</i>	1,78117	1,8	1,62
<i>Ulva rigida</i>	1,74427	3,95	3,62

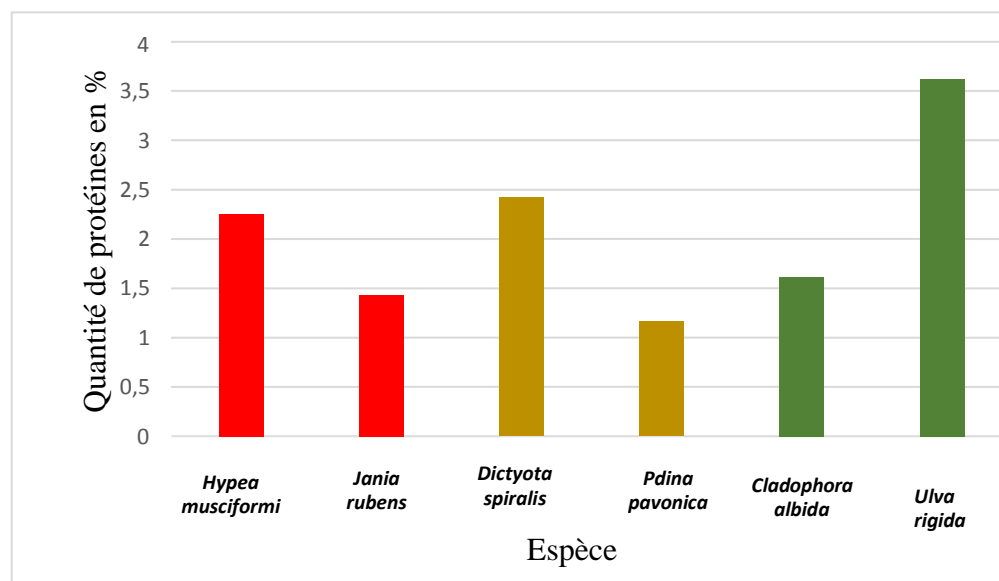


Figure 37: Teneurs en protéines chez les espèces d'algues étudiées

Le dosage des protéines par la méthode Kjeldahl a permis d'obtenir les teneurs suivantes :

Ulva rigida avec le taux le plus élevé 3,62 %, *Dictyota spiralis* avec 2,42%, *Hypnea musciformis* avec 2,25%, *Cladophora albida* avec 1,62%, *Jania rubens* avec 1,43%, et en dernier l'espèce *Padina pavonica* avec 1,16%.

Tableau 4: Comparaison des concentrations en protéines des trois phylums deux à deux

	Rhodophytes	Chromophytes	Chlorophytes
Rhodophytes		DNS	DNS
Chromophytes	0,43		DNS
Chlorophytes	0.43	0,35	

La comparaison des teneurs moyennes en protéines de ces espèces deux à deux, n'a révélé aucune différence significative entre les différentes espèces étudiées ($p > 0,05$) selon le test de Student.

Tableau 5: Teneurs moyennes des protéines contenues dans chaque phylum

Phylum	Teneurs moyennes des protéines (%)
Rhodophytes	1,8
Chromophytes	1,79
Chlorophytes	2,62

Les teneurs en protéines obtenues dans notre étude sont relativement faibles à celles observées dans la littérature. Toute fois on constate dans le tableau 5 que le phylum des algues vertes présente une teneur en protéines plus élevée que celle des deux autres phylums. En effet selon la littérature le phylum des algues vertes présente une teneur de 30% (Makkaret al., 2016), supérieur aux teneurs du phylum des algues rouges qui varient de 10 à 40% (Barral-Martínez et al., 2020), et les teneurs du phylum des algues brunes allant de 5 à 15% (Fauziee et al., 2020).

2.4 Les lipides

Tableau 6: Teneurs des lipides totaux contenus dans chaque espèce

Espèce d'algue	Poids sec	Quantité des lipides (g)	Taux des lipides dans 100 g d'algue (%)
<i>Hypnea musciformis</i>	1,793923	0,0763	4,26
<i>Jania rubens</i>	1,97959	0,0915	4,62
<i>Dictyota spiralis</i>	1,81392	0,2717	14,98
<i>Padina pavonica</i>	1,82864	0,1292	7,07
<i>Cladophora albida</i>	1,8476	0,1574	8,52
<i>Ulva rigida</i>	1,73789	0,0732	4,21

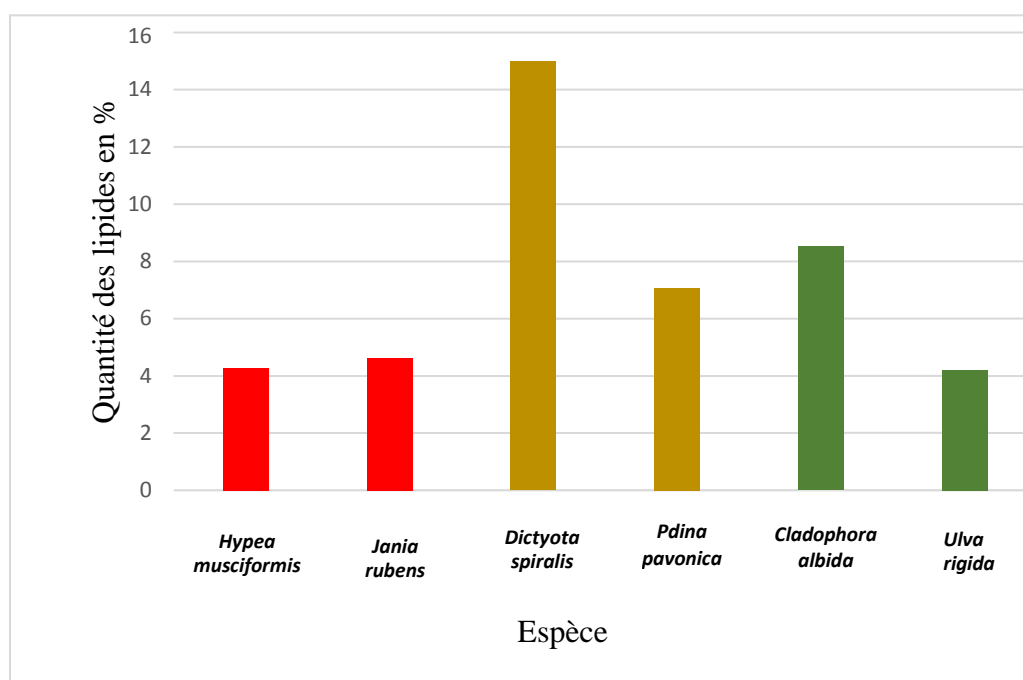


Figure 38: Teneurs en lipides chez les espèces d'algues étudiées

Le dosage des lipides par la méthode de Soxhlet nous a permis d'obtenir des teneurs différentes en fonction des espèces et à partir du tableau 5, on observe que *Dictyota spiralis* renferme le taux le plus élevé des lipides avec 14,98%, suivie par *Cladophora albida* avec 8,52%, *Padina pavonica* avec 7,07%, *Jania rubens* avec 4,62%, *Hypnea musciformis* avec 4,26%, et *Ulva rigida* avec 4,21%.

Tableau 7: Comparaison des concentrations en protéines des trois phylums deux à deux

	Rhodophytes	Chromophytes	Chlorophytes
Rhodophytes		DNS	DNS
Chromophytes	0,18		DNS
Chlorophytes	0,28	0,12	

La comparaison des teneurs moyennes en lipides de ces espèces deux à deux, n'a révélé aucune différence significative entre les différentes espèces étudiées ($p > 0,05$) selon le test de Student

Tableau 8: Teneurs moyennes des lipides contenus dans chaque phylum

Phylum	Teneurs moyennes des lipides
Rhodophytes	4,44
Chromophytes	11,03
Chlorophytes	6,37

Les teneurs en lipides obtenues dans notre étude : les algues brunes 11,03% et les algues rouges 4,44% sont sensiblement égales à certaines teneurs d'algues brunes et rouges de la littérature. En effet, selon Kazuo Miyashita et al., 2013 les algues brunes présentent une teneur en lipides totaux allant de 10 à 20 % en poids par poids sec et selon Kendel et al., 2015, le taux de lipides chez les algues rouges avoisine les 4% par rapport au reste des composants de l'algue. Par contre, la teneur en lipides totaux chez les algues vertes est beaucoup plus faible 6,37% par rapport à celle de la littérature 45% (Piorreck et al., 1984).

2.5 Le calcium

Tableau 9: Concentrations en calcium chez les espèces d'algues étudiées

Espèce d'algue	Concentration en Ca ²⁺ (mol/L)	Concentration en Ca ²⁺ (mg/L)
<i>Hypnea musciformis</i>	0,0019	76,15
<i>Jania rubens</i>	0,031	1242,45
<i>Dictyota spiralis</i>	0,0067	268,53
<i>Padina pavonica</i>	0,0115	460,91
<i>Cladophora albida</i>	0,0026	104,21
<i>Ulva rigida</i>	0,0029	116,23

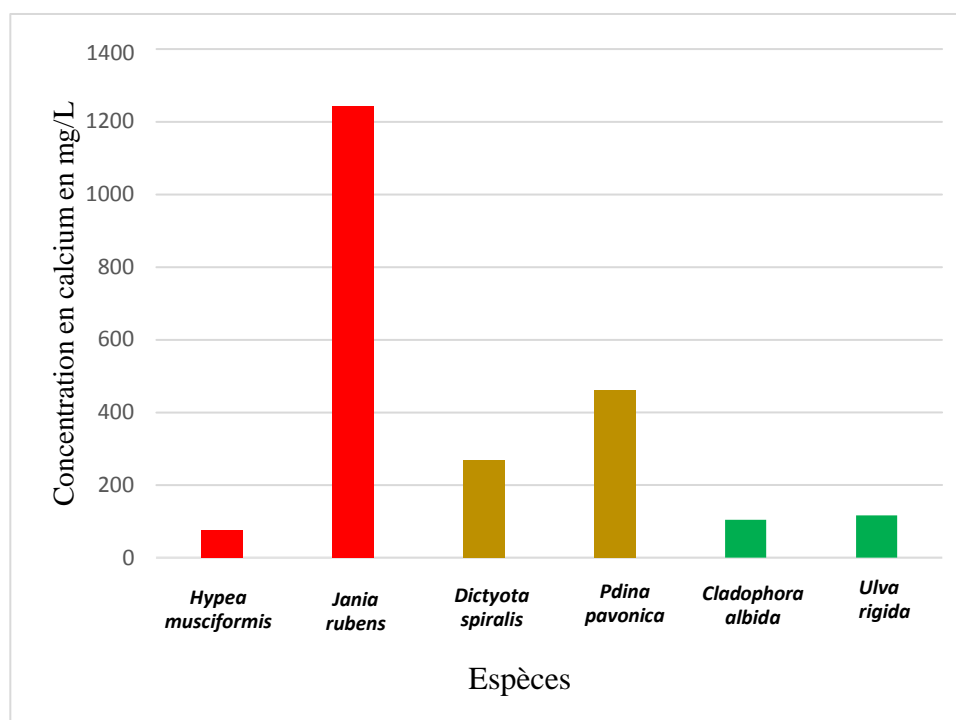


Figure 39: Concentration en calcium (mg/L) chez les espèces d'algues

Le dosage du calcium par la méthode complexométrique a permis d'obtenir les résultats suivants : la plus grande concentration est trouvée chez *Jania rubens* avec 1242,45 mg/L suivie par *Padina pavonica* avec 460,91 mg/L, *Dictyota spiralis* avec 268,53 mg/L, *Ulva rigida* avec 116,23, *Cladophora albida* avec 104,21, et la concentration la plus faible est trouvée chez *Hypnea musciformis* avec 76,15 mg/L.

Tableau 10: Comparaison des concentrations en calcium des trois phylums deux à deux

	Rhodophytes	Chromophytes	Chlorophytes
Rhodophytes		DNS	DNS
Chromophytes	0,33		DNS
Chlorophytes	0,33	0,26	

La comparaison des concentrations moyennes du calcium deux à deux, n'a révélé aucune différence significative entre les différentes espèces étudiées ($p > 0,05$).

2.6 Phosphore

Tableau 11: Concentration en phosphore contenues dans chaque espèce

Espèces d'algue	Concentration en Phosphore (mg/L)
<i>Hypnea musciformis</i>	2,2
<i>Jania rubens</i>	1,45
<i>Dictyota spiralis</i>	3,71
<i>Padina pavonica</i>	2,55
<i>Cladophora albida</i>	2,96
<i>Ulva rigida</i>	3,03

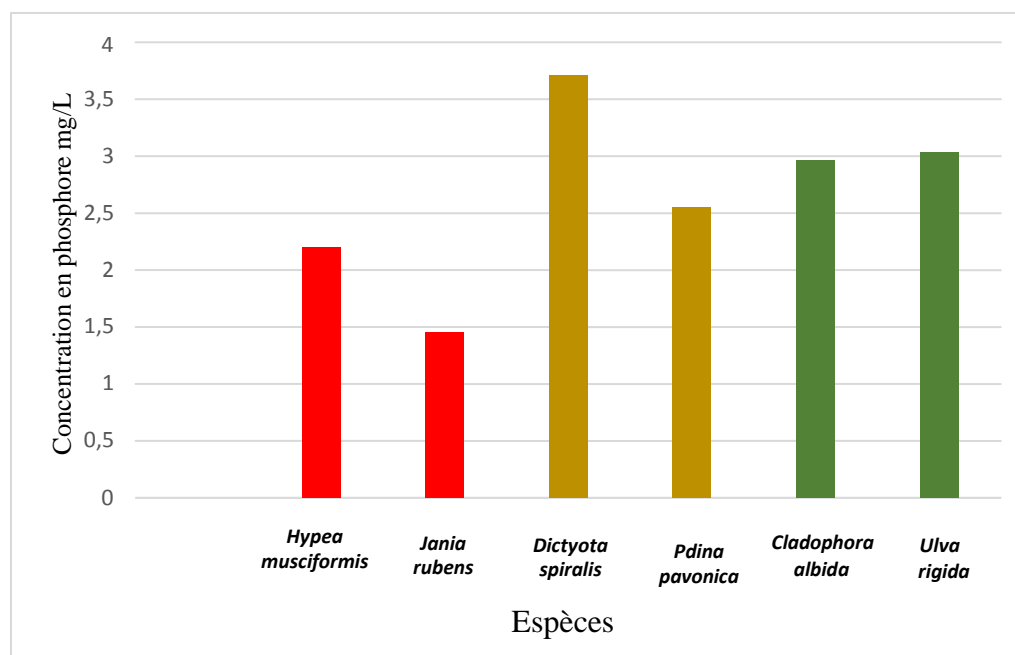


Figure 40: Concentration du phosphore en fonction des espèces

Le dosage du phosphore par la méthode colorimétrique a permis d'obtenir les concentrations suivantes : la concentration la plus élevée est représentée chez *Dictyota spiralis* avec 3,71mg/L suivie d'*Ulva rigida* avec 3,03mg/L, *Cladophora albida* avec 2,96mg/L, *Padina pavonica* 2,55mg/L et *Jania rubens* avec 1,45mg/L.

Tableau 12: Comparaison des concentrations en phosphore des trois phylums

	Rhodophytes	Chromophytes	Chlorophytes
Rhodophytes		DNS	DNS
Chromophytes	0,05		DNS
Chlorophytes	0,05	0,43	

La comparaison des concentrations moyennes du phosphore deux à deux, n'a révélé aucune différence significative entre les différentes espèces étudiées ($p > 0,05$)

Les concentrations en phosphore obtenues dans notre étude sont supérieures aux concentrations en phosphore dans l'eau de mer présentes dans la littérature. La concentration en phosphore total ne doit pas dépasser 0,2 mg/L dans l'eau de mer.

2.7 Autres éléments dosés

➤ Nitrates

Tableau 13: Concentration en nitrate (mg/L) dans chaque espèce d'algue

Espèce	Concentration en Nitrates (mg/L)
<i>Hypnea musciformis</i>	0,267
<i>Jania rubens</i>	0,197
<i>Dictyota spiralis</i>	0,244
<i>Padina pavonica</i>	0,594
<i>Cladophora albida</i>	0,537
<i>Ulva lactuca</i>	0,188

Le dosage des nitrates par la méthode colorimétrique a permis d'obtenir les valeurs suivantes

La valeur la plus élevée est représenté chez : *Padina pavonica* avec 0,594 mg/L, suivie par *Cladophora albida* avec 0,537mg/L, *Hypnea musciformis* avec 0,267mg/L, *Dictyota spiralis* avec 0,244mg/L, *Jania rubens* avec 0,197mg/L et *Ulva rigida* avec 0,188mg/L.

Les concentrations en nitrates obtenues dans notre étude sont inférieures aux concentrations en nitrates dans l'eau de mer présentes dans la littérature. Cette concentration en nitrate ne doit pas dépasser 45 mg/L dans l'eau de mer. A partir de ce seuil, on peut dire que les résultats enregistrés dans cette étude excluent le risque de toxicité au sein des échantillons étudiés.

➤ Ammonium

Tableau 14: Concentration en nitrate (mg/L) dans chaque espèce d'algue

Espèces d'algues	Concentration en Ammonium (mg/L)
<i>Hypnea musciformis</i>	1,044
<i>Jania rubens</i>	1,574
<i>Dictyota spiralis</i>	1,639
<i>Padina pavonica</i>	0,710
<i>Cladophora albida</i>	1,438
<i>Ulva rigida</i>	1,362

Le dosage de l'ammonium par la méthode colorimétrique a permis d'obtenir les valeurs suivantes : la valeur la plus élevée est représentée chez *Dictyota spiralis* avec 1,639mg/L suivie par *Jania rubens* avec 1,574mg/L, *Cladophora albida* avec 1,438mg/L, *Ulva rigida* avec 1,362mg/L, *Hypnea musciformis* avec 1,044mg/L et *Padina pavonica* avec 0,710 mg/L.

Les concentrations en ammonium obtenues dans notre étude sont légèrement supérieures aux concentrations en ammonium dans l'eau de mer donnée dans la littérature, en effet les concentrations d'ammonium (NH_4^+) dans la mer présentent des variations considérables et peuvent changer rapidement et selon Stumm et Morgan, 1981, les quantités dépassent rarement 0,0923 mg/L dans les eaux oxygénées et non polluées.

Conclusion

Conclusion

Notre étude a essentiellement porté sur la systématique de quelques algues marines (deux Rhodophytes, deux Chromophytes et deux Chlorophytes) de la région de Ain Tagourait.

Cette étude est complétée par l'aspect valorisation de ces mêmes espèces, en se basant sur le dosage de leurs protéines, lipides, calcium et de leurs sels nutritifs (Phosphore, Ammonium et Nitrate).

- L'échantillonnage a été réalisé à la saison hivernale (janvier de l'année 2022). La récolte a été faite à des niveaux superficiels (0-0.5 m) sur substrat rocheux au niveau de deux sites à l'Ouest de la ferme conchylicole « CULTMARE ».
- Pour chaque espèce identifiée, nous avons donné sa position systématique complète, son mode de reproduction, sa cytologie, ses possibilités d'utilisation et enfin sa répartition géographique dans le monde et en Algérie.
- La partie biochimique de cette étude a permis de mettre en évidence les éléments suivants :
 - Les six espèces utilisées contiennent plus de lipides (7,28%) que de protéines (4,25%).
 - En revanche elles contiennent plus de calcium (378,08 mg/L) que de phosphore (2,65 mg/L)
 - Les espèces considérées séparément ont révélé que l'algue verte *Ulva rigida* a un meilleur rendement en protéines (3,62%) que les autres espèces étudiées.
 - Par contre l'algue brune *Dictyota spiralis* a donné un meilleur rendement en lipides (14,98%).
 - En revanche, l'algue rouge *Jania rubens* a montré une meilleure concentration en calcium (1242,45 mg/L).
 - L'algue brune *Dictyota spiralis* a la plus grande valeur (3,71 mg/L) en phosphore.
 - L'algue brune *Padina pavonica* est plus concentrée en Nitrate (0,594 mg/L).
 - L'algue rouge *Jania rubens* est plus riche en ammonium (1,574 mg/L).

Conclusion

- Ainsi, les composants chimiques des algues varient selon l'espèce.
- Par ailleurs, toutes les espèces recensées, et quelle que soit leur position systématique ou écologique, semblent présenter une valeur dans divers domaines ; en alimentation, en agriculture, en aquaculture, en cosmétologie, en médecine ... etc.
- Notre étude, bien que préliminaire, pourrait constituer une contribution aux travaux sur la flore algale des côtes Algériennes.
- La présence en Algérie d'espèces à diverses utilisations possibles serait intéressante sur le plan économique. Cependant la préservation de la ressource vivante marine, dont la flore algale est primordiale d'où la nécessité de promouvoir l'algoculture.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- Abdellah N., Alioua N. (2016).** Composition biochimique de quelques espèces d'algues marines aux possibilités alimentaire. Mémoire d'ingénieur. Aquaculture. Dely ibrahim : ENSSMAL, 86 p
- Aisha K., Shameel M. (2010)** Occurrence of the Genus Padina (Dictyophyceae, Phaeophycota) in the Coastal Waters of Karachi. Pakistan Journal of Botany, 42 : P.P.319-340.
- Aminot A., Chaussepied M. (1983).** Manuel des analyses chimiques en milieu marin. Ed CNXO: 395 p.
- AOAC. (1980).** Official methods of analysis of AOAC International. (W. Horwitz, Ed.) Association of Official Analysis Chemists International (15th ed.). Washington, DC.
- AOAC. (1990).** Association of Official Analytical Chemists, Official Methods of Analysis, 15th ed. Arlington, VA. ed. USA.
- Assoumani M.B. (1997).** A natural Calcium supplement derived from seaweed. Agro-Food Industry hi Tech : P.P. 45-47.
- Ballestros E., Liobet T. (2015).** Faune et flore de la mer Méditerranée. Mèze. Ed Biotope : 135 p
- Banerjee K., Ghosh R., et al . (2009).** Seasonal variation in the biochemical composition of red seaweed (*Catenella repens*) from Gangetic delta, northeast coast of India. Journal of Earth System Science, 118 (5), P.P. 497-505.
- Barral-Martínez M., Flórez-Fernández N. (2020).** Tailoring hybrid carrageenans from *Mastocarpus stellatus* red seaweed using microwave hydrodiffusion and gravity Carbohydrate Polymers : 248 p
- Boudouresque C. F., Cabioch J. (2006).** Guide des algues des mers d'Europe. Paris. Ed de la chaux et Niestlé. : 272 P.
- Boudouresque C.F., Cabioch J. et al. (2014).** Algues des mers d'Europe. Paris. Ed de la chaux et Niestlé, D1: 272 P.
- Cai J., Lovatelli S., Stankus A., Zhou X. (2021).** Seaweed revolution : where is the next milestone ? FAO Aquaculture Newsletter, 63 : P.P. 13–16.

- Chermi A., Mahouachi M., et al .(2003).** Nutritional characteristics of marine plants and possibilities of their utilization in animal nutrition. The 3rd Tunisia-Japan symposium on science and technology. INSAT. Tunis. 22-24 May. Tunisie
- Chouiref M.L., Fetnassi W.O. (2010).** Recherche des espèces algales à intérêt aquacole dans la région de Tipaza : utilisation et valorisation. Mémoire d'ingénieur. Aquaculture. Dely Ibrahim, ENSSMAL : 59 p.
- C.N.E.X.O. (1976).** Produits et services issus de la mer dans les domaines de santé et d'hygiène. Document non publié. Paris : C.N.E.X.O.
- Darcy-Vrillon B. (1993).** Nutritional aspects of the developing use of marine macroalgae for the human food industry. *Int of Food Science and Nutrition*, 44: P.P. 23-35.
- Delepine R., Boudouresque C.F., et al. (1987).** Algues et autres végétaux marins. Fiches FAO d'identification des espèces pour les besoins de la pêche. Révision I méditerranée et mer noire, zone de la pêche, volume I végétaux et invertébrés. Rome : FAO, 136 p.
- Dorthy Culloty (2012).** River weed or rock algae. [En ligne]. [Consulté le 15/05/2022]. Disponible sur le web : WWW.foodfromnorthernlaos.com
- FAO (2020).** La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture. La durabilité en action. Italie, Rome : FAO, 247 p.
- FAO (2021).** Global seaweed and microalgae production, 1950–2019. *World Aquaculture Performance Indicators (WAPI) factsheet*: 172 p.
- Fauziee N.A. et al. (2020).** Functional polysaccharides of fucoidan, laminaran and alginate from Malaysian brown seaweeds (*Sargassum polycystum*, *Turbinaria ornata* and *Padina boryana*). *Int J Biol Maromol*.
- Feldmaan J.(1931).** Contribution à la flore algologique marine de l'Algérie. Les algues de Cherchell. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord, Algeria*, 22 : P.P. 179-254
- Feldmaan J., (1933).** Contribution à la flore algologie marine de l'Algérie. (Fascicule 2). Algérie. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord*, 24 : P.P. 360-366.
- Feldmaan J. (1936).** Les algues marines de la côte des Albères. I-III. Cyanophycées, chlorophycées et phéophycées. *Rev. Algol., Fr.*, 9(3-4) : P.P.144-331.
- Feldmaan-Mazoyer G. (1941).** Recherches sur les Ceramiacées de la méditerranée occidentale. Thèse .doct. Imprimerie Minerva, Alger, Algérie : 510 p.
- Feldmaan J. et Feldmaan G. (1949).** Addition à la flore des algues marines de l'Algérie. Fascicule 4. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord*, 38 : P.P. 80-91.

- Feldmaan J. (1961).** Note sur les algues marines de la Galite. Rapp pv réun comiss internation explor. , Sci mer medit., N°2 : P.P. 503-508.
- Feugas M., Lamare V., Verlaque M. (2007).** *Jania rubens* (Linnaeus) J.V Lamouroux. [En ligne]. [Consulté le 20/04/2022]. Disponible sur le web : www.doris.ffessm.fr.
- Fleurence J. (1999).** Seaweed proteins: biochemical, nutritional aspects and potential uses. Trends in Food Science & Technology, 10(1) : P.P. 25-28.
- Garon-Lardiere S. (2004).** Etude structurale des polysaccharides pariétaux de l'algue rouge *Asparagopsis armata* (Bonnemaisoniales). These de doctorat. Chimie. Bretagne : Université de Bretagne Occidentale : 211 p.
- Gayral P. (1966).** Les algues des côtes françaises (Manche &Atlantique). France. Ed Ouest France :220 p.
- Gomez Garreta A.,Barcelo Marti M.C., Ribera Siguan M.A (2007).** On the Presence of Fertile Gametophytes of *Padina pavonica* (Dictyotales, Phaeophyceae) from the Iberian coasts. Anales del Jardin Botanice de Madrid. 48 p.
- Guiry M.D., Blunden G. (1991).** Seaweed Resources in Europe. Uses and Potential. John Wiley & Sons Ltd., Chichester.
- Guiry M.D., Guiry G.M. (2022).** *AlgaeBase*. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway.
- Hadjazi R., Rezig N. (2021).** Biodiversité de la flore marine benthique de la région d'El djamila : taxonomie et écologie. Mémoire d'ingénieur. Dely ibrahim : ENSSMAL, 74 P.
- Jiménez-Escrig A., Goni Isabel C. (1999).** Evaluaciôn nutricional y efectos fisiológicos de macroalgas marinas comestibles. Archivas Latino americanos de Nutriciôn, 49 : P.P.114-120.
- JulieP., Danielle L., Daniel M. (2010).** Algues, filières du futur Livre Turquoise. Adebioihc . Rhodophycées (Gigartinales et Rhodyméniales). Rev. Algol, 12 (1-2) : PP77-100.
- Kadari-Meziane Y. (1994).** Contribution à l'étude de l'impact de la pollution sur la distributions-temporelle des peuplements phytobenthiques dans la baie de Bou-Ismaïl (Algérie). Thèse Magister. Alger : 226 p.
- Kazuo M., Nana M., Masashi H. (2013).** Chemical and nutritional characteristics of brown seaweed lipids : P.P.1507-1517

- Kendel M., Wielgosz-collin G., et al (2015).** Lipid composition, Fatty Acids and sterols in the Seaweeds *Ulva* and *Solieria* from Brittany (France): Antiproliferative Activity Perspectives. France Ed., Orazio Tagliapietra la Safati, France.
- Kouici L., Lasmi Y. (2016).** Etude de quelques Rhodobiontes de la côte Ouest algéroise : Biologie, biochimie et valorisation. Mémoire d'ingénieur. Dely Ibrahim : ENSSMAL, 97 p.
- Lee R. (2008).** Phycology, 4th edn. Cambridge Univ Press, New York: P.P 1–645.
- Liping D., Yang Z. (2009).** Biosorption of Cr (VI) from aqueous solutions by nonliving green algae *Cladophora albida*.
- Lourguioui H. (2006).** Etude hydrobiologique du barrage de Boukourdane (wilaya de Tipaza). Mémoire de magister. ISMAL Alger.
- Mabeau S. CE, Fleurence J., Lahaye M. (1992).** New seaweed based ingredients for the food industry. International food ingredients 3 : P.P. 38-45.
- Mac Artain P., Gill C.-I-R., et al (2007).** Nutritional value of edible seaweeds. Nutrition Reviews, 65(12) : P.P. 535-543
- Makkar H.P.S., Strnad I., Mittendorfer J. (2016).** Proficiency testing of feed constituents : a comparative evaluation of European and developing country laboratories and its implications for animal production J. Agric. Food chem., 64 (41) : P.P. 7679-7687.
- Marfaing H. (2004).** Les algues dans notre alimentation : Intérêt nutritionnel et utilisations. Revue de nutrition pratique. Dietecom Bretagne. Centre d'étude et de valorisation des algues (CEVA) : P.P. 1-9
- Marfaing H., Lerat Y. (2007).** Les algues ont-elles une place en nutrition?. Centre d'étude et de valorisation des algues (CEVA) Presqu'île de Pen Lan, BP, 22 610 Pleubian, France : P.P. 1-9
- Mc Candless E.L. (1978).** The importance of cell wall constituents in algal taxonomy. In : Irvine, D.E.G, Price, J.H. (Eds), Modern approaches to the taxonomy of red and brown algae. London: Academic Press, P.P 63-85.
- Mc Neil M., Darvill A.G., Albersheim P. (1984).** Structure and function of the primary cell walls of plants. Ann. Rev. Biochem., 53: P.P. 625-663.
- Miyashita K., Mikami N., Hosokawa M. (2013).** Chemical and nutritional characteristics of brown seaweed lipids : a review. Journal of functional foods 5(4) : P.P. 1507-1517.
- Ortiz J., Romero N. et al. (2006).** Dietary fiber, amino acid, fatty acid and tocopherol contents of the edible seaweeds *Ulva lactuca* and *Durvillaea antarctica*. Food chemistry, 99 : P.P. 98-104.

- Ould Ahmed N. (1994).** Etude des espèces phytobenthiques au voisinage de la centrale thermique de Mers El Hadjdj (Golfe d'Arzew ; Ouest algérien). Mention particulière sur une espèce remarquable Chlorophyte, Caulerpale : *Caulerpa prolifera* (Forsskal) Lamouroux. Thèse Magister ISMAL : 178 p. +annexe
- Ould Ahmed N. (2015).** Les algues des cotes algériennes. Connaissance, caractérisation, conservation et utilisation. Thèse de doctorat. Algologie. El Harrach : ENSA.
- Ould Ahmed N., Meinsz A. (2007).** First record of the invasive algae *Caulerpa racemosa* (Caulerpales, Chlorophyta) on the coast of Algeria. Cryptogamie Algologie : 28 p
- Ould Ahmed N., Gómez Garreta A. et al. (2013).** Checklist of the benthic marine macroalgae from Algeria. I. Phaeophyceae. Anales del Jardín Botánico de Madrid 70(2) : P.P.136-143.
- Ould Ahmed N., Gómez Garreta A., Ribera Siguan M.A. (2019).** Checklist of the benthic marine macroalgae from Algeria, part II : Ulvophyceae. Anales Del Jardín Botánico de Madrid.
- Perret-Boudouresque M. et Seridi H. (1989).** Inventaire des algues marines benthiques d'algerie. GIS. Posidonie publ, Marseille, Fr : P.P 1-117.
- Pereira L. et Neto JM. (2015).** Marine Algae : Biodiversity, Taxonomy, Environmental Assessment, and Biotechnology. CRC, Press Taylor & Francis Group : 397 p.
- Perez R. (1992).** La culture des algues marines dans le monde. France : Ifremer, 613 p.
- Piorreck M., Baasch K.-H., Pohl P. (1984).** Biomass production, total protein, chlorophylls, lipids and fatty acids of freshwater green and blue-green algae under different nitrogen regimes. Phytochemistry 23: P.P 207–216.
- Prud'homme van Reine W.F., Trono Jr.G.C. (2001).** Plant Resources of South-East Asia. Cryptogams Algae, 15(1) Backhuys Publishers, Leiden: P.P.74-75.
- Reis R. P., Yoneshigue-Valentin Y. (2000).** Phenology of *Hypnea musciformis* (Wulfen) Lamouroux (Rhodophyta, Gigartinales) in three populations from Rio de Janeiro State, Brazil. Bot. Mar. 43 (3): P.P. 299-304.
- Rao G.-N., Chatterjee R. (2014)** Effect of seaweed liquid fertilizer from *Gracilaria Textorii* and *Hypnea musciformis* on seed germination and productivity of some vegetable crops. Universal Journal of Plant Science 2(7): P.P115-120.
- Reviere B. (2002).** Biologie et phylogénie des algues. Belin. 1: 351 p.
- Rio A. (2001).** Guide illustre des Algues de Bretagne. France : Edition Cloître : 338 p.
- Ruiz G. (2005).** Extraction, détermination et valorisation des phycocolloïdes d'algue rouge marine. Thèse doctorat. Algologie. Limoges : Université de Limoges : 229 P

- Sanchez-Machado D.I., Lopez-Cervantes J., et al. (2004).** Fatty acids, total lipid, protein and ash contents of processed edible seaweeds. *Food Chemistry*, 85(3) : P.P. 439-444.
- Seridi H. (1990).** Etude des algues marines benthiques de la région d'Alger. Thèse magister. Bab ezzouar ,USTHB :221p.
- Seridi H. (2007).** Etude de la flore algale de l'Algérie. Etude phytosociologie des peuplements algaux photopiles de l'infralittoral supérieur de substrat dur. Thèse doctorat Sciences Biologiques. Bab ezzouar ,USTHB : 172 p.
- Silva M. VL., Ameida A.P., Kijjoa A. (2013).** The marine macroalgae of the Genus *Ulva*: Chemistry, Biological Activities and Potential Application. *Oceanography* 1.
- Solimabi., Das B. (1980).** Antispasmodic and anti-inflammatory activity of Carrageenan from *Hypnea musciformis* Wulfen. *Indian Journal of Pharmacology*, vol.12: P.P.259-261
- Souza R-B., Frota A-F. et al. (2018).** In vitro activities of kappa-carrageenan isolated from red marine alga *Hypnea musciformis*. Antimicrobial, anticancer and neuroprotective potential. *International Journal of Biological Macromolecules*, Volume 112: P.P.1248-1256
- Van den Hoek C. (1982).** A taxonomic revision of the American species of *Cladophora* (Chlorophyceae) in the North Atlantic Ocean and their geographic distribution. Royal Netherlands Academy of Arts & Sciences, Amsterdam: P.P.1-236
- Van den Hoek C., Mann DG., Jahns H.M. (1995).** *Algae: an introduction to phycology*. Cambridge University Press, Cambridge.
- Van Stratum P., Rudrum M., Ten Hoor F., et al. (1978)** *Annales de la nutrition et de l'alimentation* Vol. 32, No. 2/3, Troisième symposium international alimentaire et travail nutrition and work : Nancy, 28-29-30 septembre 1977 (1978), pp.377-389 (13 pages).
- Verlaque M., Ruitton S., et al. (2015).** *Ciesm atlas of exotic species in the Mediterranean*. Ciesm publishers. Monaco : 362 p.
- Vincent D. (2022).** *La révolution des algues*. Paris : Edition des Equateur/Humensis.320p
- Veinberg S. (2004).** *Découvrir l'atlantique, La manche et la mer du nord*. France : ed Nathan nature, 384 p.
- Yildiz G., Celikler S., et al. (2012).** Determination of the Anti-oxidative capacity and bioactive compounds in Green seaweed *Ulva rigida* C. Agardh. *International Journal of food Properties* 15 : P.P. 1182-1189.

Références bibliographiques

Zitouni H. (2015). Valorisation nutritionnelle d'algues marines du littoral Algérien chez le ruminant via des méthodes chimiques, biologiques et moléculaires. Thèse de doctorat. Algérie : Université de Constantine : 142 p.

Annexes

Annexes

Annexes 1 : Test de Student

La valeur t= 2,902

➤ Protéine

	Moyenne	Ecart type	Intervalle de confiance
Rhodophytes	1,8	0,57982756	0,80358523
Chromophytes	1,79	0,89095454	1,23477731
Chlorophytes	2,62	1,4177491	1,96486389

➤ Lipide

	Moyenne	Ecart type	Intervalle de confiance
Rhodophytes	4,44	0,25455844	0,35279352
Chromophytes	11,03	5,59321464	7,75165756
Chlorophytes	6,365	3,04763023	4,22372239

➤ Calcium

	Moyenne	Ecart type	Intervalle de confiance
Rhodophytes	659,3	824,698639	1142,953
Chromophytes	364,72	136,033203	188,528936
Chlorophytes	110,22	8,49942351	11,7793835

➤ Phosphore

	Moyenne	Ecart type	Intervalle de confiance
Rhodophytes	2,925	0,53033009	0,73498649
Chromophytes	4,985	0,82024387	1,13677911
Chlorophytes	4,475	4,475	6,20191961

Résumé

Etude de quelques algues marines de la région de Tipaza : Systématique et valorisation
Dans le but d'étudier la flore algale marine de l'Algérie, nous nous sommes intéressées à étudier les macroalgues marines de la région de Tipaza (Ain Tagourait) en mettant en évidence leurs positions systématiques ainsi que leurs valorisations. Le nombre total des espèces retenues est de six algues dont deux Rhodophytes, deux Chromophytes et deux Chlorophytes. Suite à une recherche bibliographique, les espèces identifiées peuvent être utilisées et valorisées dans divers domaines. Les résultats obtenus constituent une étape préliminaire pour l'étude et la valorisation de la flore algale des côtes Algériennes.
Mots clés : algues marines, systématique, valorisation.

ملخص

دراسة بعض الطحالب البحرية من منطقة تيبازة: عالم التصنيف والتثمين.
من أجل دراسة الطحالب البحرية في الجزائر ركزنا الاهتمام بدراسة الطحالب البحرية الكبيرة في منطقة تيبازة (عين ناجوريت)، من خلال تقديمها وإبراز أصنافها. العدد الإجمالي للأنواع المحتجزة هو ستة. بعد البحث البيبليوغرافي استنتجنا أنه يمكن استخدام الأنواع المدروسة في مختلف المجالات.
الكلمات المفتاحية : الطحالب البحرية، عالم التصنيف، التثمين.

Abstract

Study of some seaweeds from the Tipaza region: Systematics and valuation

In order to study the marine algal flora of Algeria, we were interested in studying the marine macroalgae of the region of Tipaza (Ain Tagourait) by highlighting their systematic positions as well as their valuations. The total number of species retained is six algae including two Rhodophytes, two Chromophytes and two Chlorophytes. Following a bibliographical search, the identified species can be used and enhanced in various fields. The results obtained constitute a preliminary step for the study and the valorization of the algal flora of the Algerian coasts.

Keywords: marine algae, systematics, valuation