



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE



وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

Université des Frères Mentouri Constantine
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

جامعة الإخوة متنوري قسنطينة
كلية علوم الطبيعة و الحياة

قسم الكيمياء الحيوية و البيولوجيا الخلوية و الجزيئية

Département de Biochimie et Biologie Cellulaire et Moléculaire

Mémoire présenté en vue de l'obtention du diplôme de Master
dans le cadre de l'arrêté ministériel n° 1275

Domaine : Science de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Biochimie Appliquée

Intitulé

Production de bioplastique à base d'algue verte du genre *Ulva*

Présenté par : CHADI Rayene

Le : 28/06/ 2025

Jury d'évaluation :

Présidente	Dr. GUENDOUZE Assia	(MCA -UFM Constantine 1).
Examinateuse	Dr. ZEHANI Lamia	(MCB -UFM Constantine 1).
Encadrante	Dr. KASSA LAOUAR Mounia	(MCB -UFM Constantine 1).
Représentante de Cati	Dr. ZEGHDAR Moufida	(MCB -UFM Constantine 1).
Représentant de CDE	Dr. MOKHTARI Mohamed Badreddine	(MCB -UFM Constantine 1).
Représentante d'incubateur 1275	Dr. BENKAHOUUL Malika	(MCA -UFM Constantine 1).
Secteur socioéconomique	Dr. TOUFOUTI Soumia	(Toxicologue- EPH IBN ZOHR).

Année universitaire

2024-2025

Remerciements

Avant tout, on remercie, Dieu tout puissant de j'ai donné le courage, la force, la volonté et la patience pour réaliser ce travail.

Au terme de ce modeste travail je tenon tout particulièrement à témoigner ma profonde gratitude à mon encadrante **Dr. KASSA LAOUAR Mounia** maître de Conférences à l'université de Frère Mentouri Constantine -1 d'avoir dirigé ce travail et de me faire partager ces connaissances qui ont été très utiles et pour ces précieux conseils et orientations.

Je remercie sincèrement tous les membres de jury pour avoir accepté de juger mon travail, Mme la présidente **Dr. GUENDOUZE Assia** maître de Conférences à l'université de Frère Mentouri Constantine -1, Mlle l'examinatrice **Dr. ZEHANI Lamia** maître de Conférences à l'université de Frère Mentouri Constantine -1.

Je remercie également monsieur **Dr. SANDLI Abd el Karim** maître de recherche à la faculté des Sciences Exactes d'université de Frère Mentouri Constantine -1, **Dr. ZEGHBID Nassime Lotfi** maître de Conférences à l'école de gestion et économie et **Dr. SOUIAD Falastine** docteur en chimie la faculté des Sciences Exactes d'université de Frère Mentouri Constantine -1.

Je remercie tous nos enseignants et toute la famille de la faculté de **Science de la Nature et de la Vie**, toutes les équipes des laboratoires pédagogiques de notre faculté plus spécialement le laboratoire de **Biochimie RDC** ; sans oublier les laboratoires du **Centre de Recherche de Biotechnologie (CRBT)** et le **Centre de Recherche en Sciences Pharmaceutiques (CRSP)**.

Dédicaces

Je dédie ma réussite

À mes chers partants **Khouthire et CHADI Yamina** : Maman, pour tes sacrifices silencieux et ta tendresse infinie, tu es le pilier sur lequel je me repose. Papa, pour ta sagesse, ton travail acharné et tes précieux conseils, tu m'as montré la valeur de la détermination et du courage.

À mon frère **Abd El Rezzake**, que Dieu ait pitié de lui.

À mes chers sœurs **Mouna, Ilham, Samia et Amira** pour votre soutien continu et vos encouragements à poursuivre ma carrière malgré toutes les difficultés.

À ma deuxième mère, mon amie et ma compagne, mademoiselle **ZAHRAOUI Chafika**, pour tout le soutien, l'amour et la tendresse qu'elle m'a apportée.

À mon amie et compagne **DJADLI Anissa**, merci pour la bonne compagnie et la camaraderie et tous les beaux moments que nous avons partagés ensemble tout au long de notre parcours universitaire.

Ce travail n'aurait pas été possible sans votre précieuse contribution.

Table des matières

Remerciement

Dédicaces

Liste des abréviations

Liste des figures

1	Généralités sur les algues	4
1.1	Définition des algues	4
1.2	Classification des algues	4
1.2.1	Algues vertes	4
1.2.2	Algues brunes	5
1.2.3	Algues rouges	5
1.2.4	Algues bleues	6
1.3	Composition biochimique des algues.....	7
1.3.1	Protéines	7
1.3.2	Polysaccharides	7
1.3.3	Lipides	10
2	Généralités sur le bioplastique.....	10
2.1	Définition de bioplastique.....	10
2.2	Historique de bioplastique.....	10
2.3	Types de bioplastiques	11
2.3.1	Bioplastique à base d'amidon	11
2.3.2	Bioplastique à base de cellulose	11
2.3.3	Bioplastiques à base de protéine	12
2.3.4	Acide polylactique (PLA)	12
2.4	Classification de bioplastique	13
2.4.1	Bioplastique issue des plantes	13
2.4.2	Bioplastique issue de microorganisme.....	13
2.4.3	Bioplastiques issus par synthèse à partir de monomère renouvelable	13
2.4.4	Bioplastique pétrochimique biodégradable	13
2.5	Propriétés du bioplastique.....	13
2.5.1	Propriété mécanique	14
2.6	Biodégradabilité des bioplastiques	15
2.7	Applications de bioplastique	15
2.7.1	Sacs et enveloppes d'emballage	15

2.7.2	En Agriculture.....	16
2.7.3	En médecine et pharmacie.....	16
2.8	Avantages et inconvenants des bioplastiques	16
2.8.1	Avantages.....	16
2.8.2	Inconvénients	17
1	Objectif de travail.....	19
3	Echantillonnage	19
3.1	Zone d'échantillonnage	19
3.2	Traitement de l'échantillon	20
4	Détermination de la teneur en eau	20
5	Étude de la composition biochimique	21
5.1	Détermination de la teneur en matière grasse.....	21
5.2	Détermination de la teneur en azote total et des protéines totales	21
	<i>Teneur en protéines totaux = Azote total ×6,25</i>	23
5.3	Détermination de la teneur en sucres totaux.....	23
6	Extraction de biopolymère (Matière première).....	24
6.1	Macération	24
6.2	Précipitation éthanolique	24
7	Rendement d'extraction	24
8	Caractérisation de biopolymère extraite par FTIR	25
9	Préparation de la matière bioplastique	25
10	Test de biodégradabilité	25
1	Objectif	28
2	Détermination de la teneur en eau	28
3	Étude de la composition biochimique	29
3.1	Détermination de la teneur en matière grasse.....	29
3.2	Détermination de la teneur en azote total et des protéines totales	29
3.3	Détermination de la teneur en sucres totaux.....	30
4	Extraction de biopolymère et rendement.....	31
4.1	Extraction	31
5	Rendement d'extraction	32
6	Caractérisation de biopolymère par le FTIR	32
7	Production de bioplastique	33
8	Test de biodégradabilité	34

Liste des abréviations

AOAC: Association des chimistes analytiques officiels

ATR: Réflectance total atténuée

Bio-PET: Polyéthylène téréphthalate biosourcé

CuSO₄: Sulfate de cuivre

FTIR: spectromètre infrarouge à transformée de Fourier

H₂SO₄: Acide sulfurique

H₃BO₃: Acide borique

HCl: Acide chloridrique

NaOH: Hydroxyde de sodium

OTR: Taux de transmission d'oxygène

PGA: Acide polyglycolides

PHA: Polyhydroxyalcanoates

PHB: Poly hydroxybutyrate

PHBV: Poly hydroxybutyrate-valérate

PLA: Acide polylactique

PLGA: Acide polylactides-Co-glycolides

WVTR: Taux de transmission de la vapeur d'eau

Liste des figures

<u>Figure 1 : Algue verte (<i>Ulva lactuca</i>)</u>	4
<u>Figure 2: Algue brune (<i>Laminaria</i>)</u>	5
<u>Figure 3: Algue rouge (<i>Palmaria palmata</i>)</u>	6
<u>Figure 4: Algue bleu (cyanobactéries)</u>	7
<u>Figure 5: Structure des ulvanes</u>	8
<u>Figure 6: Structure de l'alginate</u>	8
<u>Figure 7: Structure des furanes</u>	9
<u>Figure 8: Structure de laminarine</u>	9
<u>Figure 9: Structure d'agarose</u>	10
<u>Figure 10: Structure d'acide polylactique (PLA)</u>	12
<u>Figure 11: Localisation géographique du site de l'échantillonnage d'<i>Ulva</i> (Skikda)</u>	19
<u>Figure 12: Etapes de traitement de l'échantillon</u>	19
<u>Figure 13: Etapes de dosage de l'azote total par la méthode de Kjeldahl</u>	22
<u>Figure 14: Extraction par macération</u>	23
<u>Figure 15: Biopolymère extrait à partir de la poudre d'algue <i>Ulva</i></u>	30
<u>Figure 16: Spectre ATR-FTIR de l'extrait d'<i>Ulva</i></u>	31
<u>Figure 17: Bioplastique à base d'algue <i>Ulva</i></u>	33
<u>Figure 18: Biodegradation de bioplastique dans le sol. Photos prises après 25 jours d'enfouissement</u>	34
<u>Figure 19: Evolution de la dégradation du bioplastique au cours de temps</u>	34

Introduction

Introduction

Introduction

Les plastiques sont largement utilisés dans presque tous les secteurs industriels, en raison de leur légèreté et leur faible coût. Grâce à ces caractéristiques, ils surpassent souvent d'autres matériaux tels que les métaux ou le papier. D'ailleurs, plus de 300 millions de tonnes de plastique sont consommées dans le monde (**Mekonnen et al., 2013**). Néanmoins, la majorité de ces plastiques ne sont pas biodégradables, ce qui signifie qu'ils peuvent persister dans l'environnement pendant plusieurs décennies, contribuant ainsi à une pollution croissante (**El Kadi, 2010**).

Face à ces préoccupations environnementales, la demande pour des alternatives durables s'est fortement accru, en particulier à travers le développement des bioplastiques (**Peelman et al., 2013**). Les plastiques d'origine biologique sont des plastiques qui sont entièrement ou partiellement constitués de matières naturelles renouvelables. Ce type de plastique est fabriqué à partir de biomasse d'origine végétale, animale ou microbienne, ce qui réduit le recours au pétrole. Par ailleurs, cela se réfère aux plastiques biodégradables (**Damla, 2018**).

Les bioplastiques sont principalement utilisés pour des applications telles que la production de couverts, de couches, de matériaux d'emballage, entre autres, dans divers secteurs industriels. Par conséquent, les bioplastiques pourraient représenter une perspective prometteuse pour l'avenir. Le coût du bioplastique fabriqué à partir de ressources microbiennes est plus élevé, en comparaison avec celui produit à partir de ressources renouvelables (**Keith et al., 2010**). C'est la raison pour laquelle, la plupart des producteurs de bioplastiques se concentrent sur la production de ce matériau à partir de ressources renouvelables contenant de l'amidon, des protéines et de la cellulose (**Alvarez-Chavez et al., 2012**).

Près de 71% de la surface terrestre est recouverte par les océans et les mers. Ce milieu marin représente un écosystème unique, du fait de la diversité des êtres vivants qu'il abrite. Dans ce contexte, les algues ont été considérées pendant longtemps comme une importante source d'espoir économique pour les pays possédant de vastes littoraux, en raison de leur richesse en biopolymère (ulvanes, alginates et agars) (**Cardozo, 2007**).

L'objectif de ce travail est de produire un bioplastique biodégradable à base de polymères glucidique extraite d'une espèce algale de la côte algérienne, en vue de proposer une solution écologique aux plastiques dérivés du pétrole. Pour cela, le travail consiste à analyser la composition

Introduction

biochimique de l’algue, d’extraire les éléments utiles, de caractériser la matière première, de concevoir le bioplastique et d’évaluer sa biodégradabilité.

Le manuscrit est structuré en trois chapitres, le premier chapitre synthétise les données bibliographiques sur les algues et le bioplastique. Le deuxième est consacré à la description des méthodes suivies. Le troisième présente les résultats obtenus et leur interprétation. Enfin, le travail se termine par une conclusion et des perspectives.

Chapitre 1

Synthèse bibliographique

1 Généralités sur les algues

1.1 Définition des algues

Une algue est un organisme eucaryote, photosynthétique et avasculaire qui peut exister en tant qu'organisme unicellulaire, filamenteux ou pluricellulaire. À l'inverse des plantes, elle n'a pas des structures distinctes (racines, tiges et feuilles), ni de système vasculaire. Pour cela, une algue verte est identifiée comme une plante dépourvue de vaisseaux conducteurs (**Aqua Portail, 2024**).

1.2 Classification des algues

1.2.1 Algues vertes

Les algues vertes, également connues sous le nom de chlorophycophytes, renferment des chloroplastes pariétaux qui abritent des pyrénoïdes et produisent de l'amidon. Ils possèdent généralement une membrane cellulaire qui est souvent associée à une couche externe de pectine. Dans une majorité des chlorophycées, le thalle est unicellulaire, tandis qu'il est filamenteux chez d'autres, et foliacé ou massif pour les espèces les plus examinées. Les algues se distinguent par des zoospores piriformes typiques possédant deux flagelles apicaux de taille identique, des vacuoles contractiles et de taches oculiformes rouges (**Ozenda, 2007**). Cela fait référence à un ensemble diversifié d'organismes, comprenant au moins 17 000 espèces (**Perez, 1997**). Ce groupe présente une homogénéité notable en termes de composition pigmentaire et de métabolisme glucidique. Les algues appartenant à cet embranchement renferme de la chlorophylle a et b, du β-carotène ainsi que des oxycaroténés (lutéine, zéaxanthine, violaxanthine) (**Figure1**) (**Bezanger et al., 1990**).



Figure 1 : Algue verte (*Ulva lactuca*) (**Ozenda, 2007**).

1.2.2 Algues brunes

Les algues brunes sont également appelées **phéophycées** ou **cormophytes**. Elles ont un appareil végétatif souvent complexe, dont la taille peut varier considérablement. Elles possèdent une structure pluricellulaire qui renferme des plastes pariétaux de couleur brune (phéoplastes), qui sont généralement présents en grand nombre et de forme discoïdes ou bilobés, et rarement ils peuvent être uniques ou en forme de plaquettes irrégulières ou de bandelettes ramifiées (**Figure 2**) (**Ozenda, 2007**). La présence dominante de xanthophylle et de fucoxanthine, qui surpassent d'autres pigments tels que la chlorophylle a et c, ainsi que le β -carotène, est à l'origine de leur teinte brunâtre (**Garon-Lardiere, 2004**).



Figure 2 : Algue brune (*Laminaria*) (Ozenda, 2007).

La laminarine et le mannitol représentent la majorité des produits du métabolisme dissous dans les vacuoles. Il y a souvent des lipides mais jamais d'amidon. Leurs parois cellulaires sont pauvres en cellulose, elles sont principalement composées d'alginate et de fucoïdane. Les cellules germinales sont habituellement dotées de flagelles (zoïdes), possédant deux flagelles inégaux, rarement immobiles (aplanospores) et leurs parties antérieures sont pourvues de barbules (**Ozenda, 2007**). Environ 1500 espèces d'algues brunes sont exclusivement marines. Elles représentent les algues les plus abondantes des mers tempérées et froides, où elles créent les vastes forêts sous-marines (**Gillaume, 2010**).

1.2.3 Algues rouges

Les algues rouges sont nommées aussi rhodophycophytes. Elles constituent un taxon très varié, étant des thallophytes eucaryotes (**Ramdani et Elkhiati, 1998**). Entre 4000 et 6000 espèces sont connues, elles sont réparties dans près de 680 genres (**Raven et al., 2000**). Les rhodophycées peuvent être pluricellulaires ou unicellulaires, et elles habitent à la fois dans l'eau douce et salée (**Garon-Lardiere, 2004**).

Les algues rouges se répartissent en deux groupes, différenciés par leur cycle de reproduction particulièrement complexe : les Bangiophycées (qualifiées comme primitives) et les Floridéophycées (plus complexes) (Gillaume, 2010). Les algues rouges ne produisent pas d'amidon, mais plutôt un glucide de très faible poids moléculaire, analogues au glycogène, connu sous le nom amidon floridéen (Ozenda, 1990).

Les rhodophycées sont dépourvues de flagelles, de centrioles et des chlorophylles b et c (Yoon *et al.*, 2007). La phycoérythrine est un pigment de couleur rouge, hétéroprotidique, comportant des noyaux pyrroliques associé à d'autres pigments tels que la chlorophylle a, la phycocyanine et l'allophycocyanine. Ce complexe se trouve dans les plastes roses, ce qui permet d'attribuer la couleur rouge à ces algues (Figure 3) (Raven *et al.*, 2011 ; Perez, 1997 ; Cabioch, 1992).



Figure 3 : Algue rouge (*Palmaria palmata*) (Raven *et al.*, 2000)

La reproduction des algues rouges n'implique jamais la présence d'éléments flagellés. Les gamètes mâles (spermaties) sont dépourvus de mobilité, sont transportés de manière passive sur une partie réceptrice de l'oogone et du trichogyne. En effet, la fécondation est assimilée à une oogamie (Ozenda, 2007).

1.2.4 Algues bleues

Les colonies des cyanobactéries, également appelées cyanophycées, autrefois nommées algues bleues, présentent une grande diversité en termes de tailles, de formes et de couleurs. Tout comme pour les algues rouges, la chlorophylle a est obscurcie par la présence de pigments bleus (phycocyanines) et rouges (phycoérythrines) (Figure 4).

La majorité d'entre elles ont une texture gélatineuse ou même visqueuse en raison des mucilages qu'elles produisent (Garon-Lardiere, 2004 ; Ainane, 2011). Les cyanobactéries sont répandues dans

tous les environnements aquatiques et présentent une forte tolérance aux températures extrêmes. Les espèces de cyanobactéries les plus connues sont : *Arthrospira plantensis* (la spiruline, qui représente 50% de la production mondiale), *Nostoc commune* et *Aphanizomenon flos-aquae* (**Pulz et Gross, 2004**).



Figure 4 : Algue bleu (cyanobactérie) (Garon-Lardiere, 2004)

1.3 Composition biochimique des algues

1.3.1 Protéines

La teneur en protéine des algues marines varie d'un phylum à l'autre. Les algues rouges et les algues vertes contiennent souvent des niveaux élevés en protéines; contrairement aux algues brunes qui ont une teneur allant de 5 à 15% (**Holdt et Kraan, 2011**). La spiruline (microalgue d'eau douce) est la plus connue pour sa haute teneur en protéines, contenant principalement la majorité des acides aminés essentiels. Dans les algues rouges et bleues, il existe une protéine qui caractéristique de leur pigment principal : la phycobiliprotéine (**Leclerc et Floc'h, 2010**).

1.3.2 Polysaccharides

Les algues constituent des sources importantes de polysaccharides (32 à 74%), ayant des structures variées et originales, distinctes des fibres végétales. Les phycocolloïdes sont des polysaccharides particuliers des algues. Chez les algues brunes, ils peuvent représenter entre 18 à 45% de leur masse sèche (**Lahaye, 1991**).

1.3.2.1 Ulvanes

Les ulvanes sont des hétéropolysaccharides hydrosolubles hautement sulfatés extraits des parois cellulaires de certaines algues vertes du genre *Ulva*. Elle se compose principalement d'acide 4- β -D-glucuronique glycosyl (1 → 4)- α -L-rhamnose-3-sulfate, et présente une ramification variable due à la

présence de résidus de mannose, xylose, galactose et glucose (**Figure 5**) (Lahaye *et al.*, 1996 ; Shanmugam *et al.*, 2002 ; Mao *et al.*, 2008 ; Jaulneau *et al.*, 2010).

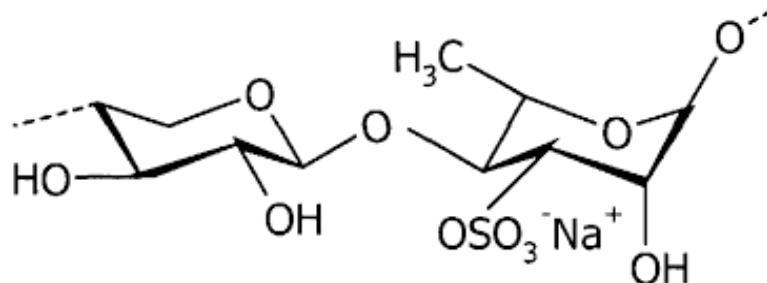


Figure 5 : Structure des ulvanes (Jiao *et al.*, 2011).

1.3.2.2 Alginate

L'alginate est un polysaccharide matriciel provenant des algues brunes, qui se trouve dans la zone médullaire. Il se retrouve chez les genres *Fucus* et *Macrocystis*. Il offre une flexibilité aux thalles, empêche la dessiccation et joue un rôle dans les échanges ioniques (Faller, 2011). L'alginate est un polymère linéaire constitué d'un diholoside anionique d'acide β -D-mannuronique et d'acide α -L-guluronique reliés par une liaison osidique β (1-4) (**Figure 6**) (Perez, 1997).

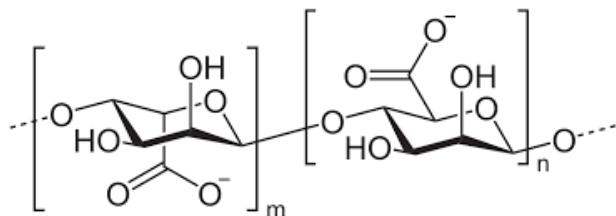


Figure 6 : Structure de l'alginate (Coviello *et al.*, 2007).

1.3.2.3 Fucanes

Les fucanes sont des constituants de la paroi cellulaire de certaines algues brunes (**Figure 7**). Ils interviennent dans la régulation de l'hydratation et de la pression osmotique à l'intérieur des cellules algales. Ils sont principalement composés des unités répétées de fucose sulfaté, de divers sucres neutres (galactose, mannose, xylose) et d'acide uronique, qui peut être acétylé. Leur teneur peut aller de 3 à 30% du poids sec de l'algue (Faller, 2011). Les fucanes sont classés en trois familles de

compositions différentes : les fucoïdanes , les xylofuranoglycanes et, les glycuronofucoglucanes (**Lahaye, 1998 ; Li *et al.*, 2008**).

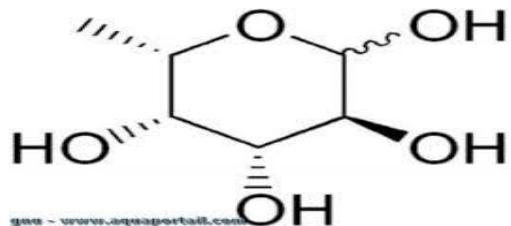


Figure 7 : Structure des furanes (**Garon-Lardiere, 2004**).

1.3.2.4 Laminarine

C'est un polymère linéaire de β (1-3) glucane, avec des points de ramification occasionnels à 6 atomes de carbone et différents rapports de chaîne terminale de glucose (**Figure 8**), ce qui pourrait réduire le potentiel de réduction. Il représente 35% du poids sec de l'algue brune *Laminaria cloustoni*. Le sulfate de laminaire, formé par deux radicaux de sulfate liés à une molécule de glucose, confère une grande stabilité structurelle à algue (**You *et al.*, 2010**).

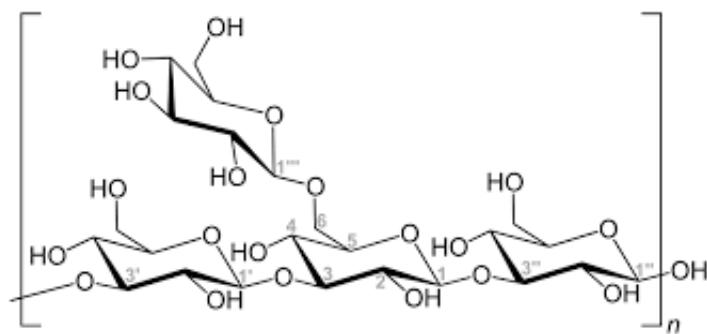


Figure 8 : Structure de laminarine (**You *et al.*, 2010**).

1.3.2.5 Agar et l'agarose

L'agar est le polysaccharide matriciel, présent dans le thalle (en moyenne 30% à 70% du poids sec) (**Kornprobst *et al.*, 2005**). L'agar est composé de 70% d'agarose et de 30% d'agaropectine. L'agar est un polymère sulfaté de D- et L-galactose et / ou 3,6- α -anhydrogalactose. Il est composé de

répétitions régulières d'unités diosidiques [...] 3 (D-galactose) β 1-4 (L-galactose) α 1...] n. Les principales sources d'agar et d'agarose (E 406) sont les algues rouges. (**Figure 9**) (Chouikhi, 2013).

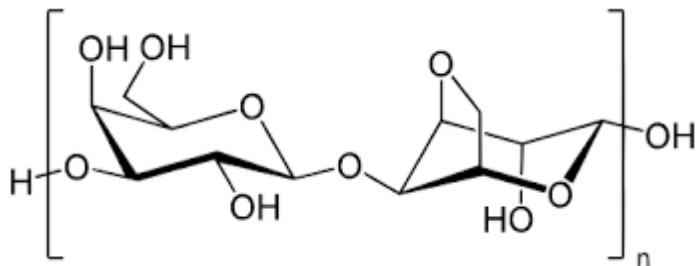


Figure 9 : Structure d'agarose (Chouikhi, 2013).

1.3.3 Lipides

La teneur en lipides dans les algues est différente de celle des plantes terrestres. Elle est très faible, et représente seulement de 1 à 3% de la matière sèche. Les lipides neutres, les glycolipides et les phospholipides sont les trois classes des lipides présents chez les algues (Eastmond *et al.*, 2010).

2 Généralités sur le bioplastique

2.1 Définition de bioplastique

Les plastiques d'origine biologique sont des plastiques constitués en tout ou en partie, de matières naturelles renouvelables. Ce type de plastique est fabriqué à partir de biomasse d'origine végétale ou animale, ce qui réduit sa dépendance à l'égard du pétrole. Par ailleurs, cela fait référence aux plastiques biodégradables (Damla, 2018).

2.2 Historique de bioplastique

L'histoire de bioplastique a été décrite comme suite:

En 1941 : Henry Ford a commencé à produire des plastiques à partir de fèves de soja durant la Seconde Guerre Mondiale, contribuant ainsi de manière importante à l'évolution des bioplastiques.

En 1992 : *Metabolix Biosciences*, une société qui a proposé des solutions répondant aux exigences mondiales en matière de plastiques, de produits chimiques et d'énergie.

En 2000 : la société *Metabolix* a lancé les programmes de recherche visant le développement des cultures industrielles d'ingénierie pour la production de bioplastiques.

En 2005 : *Toyota* a commencé la construction d'une usine pilote dans la ville de Toyota Hirose (Japon) pour tester la facilité de production de bioplastique.

En 2006 : *London-NEC corporation* a développé un matériau bioplastique renforcé par les fibres, pour minimiser l'impact environnemental des téléphones mobiles.

En 2010 : *Cardia Bioplastique CBMM* fabrication (Malaisie) a développé la fabrication de produits bioplastiques (**Rajendram et al, 2012**).

2.3 Types de bioplastiques

2.3.1 Bioplastique à base d'amidon

Avec les progrès en matière de recherche et en technologie, il est désormais possible d'incorporer des macromolécules biodégradables dans des polymères naturels tels que l'amidon (de maïs, pomme de terre, etc.) pour produire à grande échelle des matériaux thermoplastiques et biodégradables. Depuis le début des années 1990, une vaste gamme de plastiques est fabriquée à base d'amidon. Les plastiques à base d'amidon peuvent être transformés en produits finis en utilisant des équipements standards pour les résines thermoplastiques, après quelques ajustements. Parmi les technologies de conversion employées figure le soufflage, l'extrusion, le thermoformage, le moulage par injection, le moussage et le revêtement à l'aide de l'extrusion (**Razza, 2012**).

2.3.2 Bioplastique à base de cellulose

La cellulose a été employée dans divers secteurs pendant de nombreuses années. Le nitrate de cellulose, l'un des premiers thermoplastiques semi-synthétiques, qui a été élaboré en 1862 à partir de la cellulose (**Belgacem, 2008**). La cellulose continue de présenter de nouvelles potentialités en tant que matière thermoplastique. En effet, la chimie organique de la cellulose permet le développement d'une diversité de produits par le biais de l'estérification ou de l'éthérification (**Avérous, 2007**).

2.3.3 Bioplastiques à base de protéine

Les bioplastiques peuvent être fabriqués à partir de protéines provenant de diverses origines. Par exemple, le gluten de blé et la caséine montrent des propriétés prometteuses en tant que matières premières pour divers polymères biodégradables (**Brian, 2011**). En outre, la protéine de soja est considérée comme une autre source de bioplastique. Depuis plus d'un siècle, elles sont exploitées dans la fabrication de bioplastiques. Par exemple, les panneaux de carrosserie d'une voiture Ford du modèle original étaient fabriqués à partir de plastique dérivé du soja (**Ralston, 2011**). Le recours à des plastiques dérivés de protéines de soja pose des enjeux en raison de leur sensibilité à l'humidité et de leur coût relativement onéreux. Ainsi, le processus de fabrication de mélanges de protéines de soja avec des polyesters biodégradables est déjà en cours (**Zhang, 2006**).

2.3.4 Acide polylactique (PLA)

L'acide polylactique, souvent abrégé en PLA dérivé de l'anglais « polylactic acid », est un matériau plastique fabriqué *via* une synthèse conventionnelle comparable à celle des plastiques synthétiques. En réalité, il s'agit d'un polymère conçu à partir du monomère d'acide lactique (**Figure 10**) (**Sin, 2012**). Généralement, l'acide lactique est produit par un processus de fermentation du glucose. Ce sucre, qui se présent dans des biomasses renouvelables, est généralement obtenu à partir du maïs, de la canne à sucre, de la betterave à sucre ou du tapioca (**Groot, 2011**).

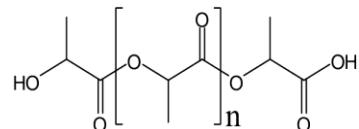


Figure 10 : Structure d'acide polylactique (PLA) (**Rudnik, 2010**).

2.4 Classification de bioplastique

2.4.1 Bioplastique issue des plantes

Les monomères simples sont dérivés des plantes par un processus de transformation chimique et/ou enzymatique, qui est ensuite suivi de la polymérisation de ces monomères (**Rabetafika, 2006**).

2.4.2 Bioplastique issue de microorganisme

Cette catégorie de bioplastiques englobe la famille des polyhydroxyalcanoates (PHA), incluant notamment le polyhydroxybutyrate (PHB) et le polyhydroxybutyrate-valérat (PHBV), qui sont les plus répandus. Ces polyesters sont le résultat du processus de survie de certains microorganismes qui les retiennent et les accumulent en tant que source d'énergie et de carbone (**Lapointe, 2012**).

2.4.3 Bioplastiques issus par synthèse à partir de monomère renouvelable

Ces biopolymères sont élaborés par synthèse chimique à partir des monomères issus de ressources agricoles. Ils sont aussi qualifiés de biopolysters, car ils partagent de nombreuses caractéristiques avec les polyesters conventionnels. Le groupe majeur de biopolyesters comprend les polyacides par exemple l'acide polylactique (PLA), synthétisés chimiquement à partir de l'acide lactique provenant de produits agricoles ou de résidus issus de l'industrie alimentaire (**Véronique, 2012**).

2.4.4 Bioplastique pétrochimique biodégradable

Il est possible d'obtenir une variété de bioplastiques biodégradables à partir de ressources fossiles. L'élaboration de ces matériaux remonte au début des années 70. L'objectif était de concevoir des polymères combinant les propriétés d'utilisation des polymères biodégradables par les microorganismes (**Feuilloley, 2005**).

2.5 Propriétés du bioplastique

Les propriétés générales les plus courantes des bioplastiques destinés aux matériaux d'emballage sont :

2.5.1 Propriété mécanique

- **Résistance à l'éclatement** : c'est la capacité d'un matériau d'emballage à résister à une rupture soudaine, notamment en raison de la pression interne.
- **Coefficient de frottement** : il s'agit d'une évaluation de la résistance à une force appliquée parallèlement à une surface ; cela est déterminé par la force perpendiculaire entre le matériau et une autre surface du matériau.
- **Densité** : il s'agit de la masse d'un matériau rapportée à son volume.
- **Allongement** : fait référence au changement de la longueur d'un matériau résultant d'une contrainte de traction
- **Calibre** : c'est une longueur unitaire, 1×10^{-4} pouces.
- **Brillance** : elle indique la proportion du flux lumineux séculaire réfléchi par une surface comparée au flux total réfléchi.
- **Brouillard ou opacité du matériau** : cela est causé par réflexions internes et superficielles de la lumière incidente.
- **Transmission lumineuse** : c'est le flux lumineux à travers un matériau sur un intervalle de temps.
- **Module d'élasticité** : un rapport d'une forme général spécifique de contrainte à une déformation spécifique ; des exemples spécifiques sont le module de Young, le module de masse et le module de cisaillement.
- **Opacité** : c'est un rapport entre la quantité de lumière incidente réfléchie par un matériau et la quantité de la lumière incidente qui traverse le matériau.
- **Taux de transmission d'oxygène (OTR)** : correspond la quantité d'oxygène traversant un matériau donné dans des conditions précises, telles que le temps, la température, la pression et l'humidité relative.
- **Résistance au déchirement** : la force requise pour déchirer un matériau ; l'initiation et la propagation de la déchirure sont généralement mesurées.
- **Résistance à la traction** : c'est la force maximale à laquelle un échantillon de matériau peut résister lorsqu'il est soumis à une tension.
- **Contrainte de traction** : une force d'étirement le long d'un axe.

- **Taux de transmission de la vapeur d'eau (WVTR)** : le volume de vapeur d'eau qui passe à traverse un échantillon sur une période définie dans des conditions contrôlées de temps, de température et d'humidité relative (**Orezzoli, 2018**).

2.6 Biodégradabilité des bioplastiques

Les bioplastiques ainsi que les plastiques conventionnels contiennent des additifs, qui ont la faculté de se biodégrader dans diverses conditions environnementales, y compris dans le sol, l'eau et le compost. La structure et la composition du biopolymère ou du bio-composite ont un impact sur le processus de biodégradation. Par conséquent, toute modification de ces paramètres pourrait améliorer la biodégradabilité. Le sol et le compost favorisent davantage la biodégradation en raison de leur richesse en différents microorganismes (**Orezzoli, 2018**).

2.7 Applications de bioplastique

2.7.1 Sacs et enveloppes d'emballage

Les biopolymères offrent une multitude applications dans le domaine de l'emballage. Les biopolymères possèdent des caractéristiques attrayantes pour leur utilisation dans le secteur de l'emballage. Les biopolymères, grâce à leurs caractéristiques intrinsèques, confèrent des fonctions supplémentaires à l'emballage. Par exemple, la capacité à laisser passer la vapeur d'eau, ce qui est favorable pour l'emballage de produits frais tels que les fruits et les légumes (**Bioplastique et Packaging, 2023**).

2.7.2 En Agriculture

L'aptitude des biopolymères à la biodégradation est cruciale pour leurs applications en agriculture. Dans ce domaine, les films de paillage fabriqués à partir de biopolymères commencent progressivement à remplacer les paillis conventionnels en polymères. Leur rôle majeur consiste à réduire l'évaporation de l'eau et à éléver la température du sol pour stimuler le développement des jeunes plantes au printemps. Les paillis en polymères biodégradables, particulièrement ceux à base d'amidon, présentent des avantages économiques et environnementaux en éliminant les besoins de collecte et de gestion des déchets plastiques. Leur biodégradabilité rapide empêche l'incinération des films traditionnels tout en assurant une durabilité suffisante pour leur usage agricole (**Replace Conventional Plastics in Agriculture by Bioplastics, 2021**).

2.7.3 En médecine et pharmacie

Dans le domaine médical, divers types de biopolymères sont utilisés. Les caractéristiques de biocompatibilité et de biorésorbabilité couplées à leur solidité mécanique, sont cruciales pour garantir les fonctions escomptées dans ce secteur. Les polymères synthétiques comme les polylactides (PLA) et les polyglycolides (PGA), ainsi que leurs copolymères de polylactides-Co-glycolides (PLGA) sont utilisés dans la fabrication des sutures et des implants médicaux. Ces biopolymères sont bien acceptés par l'organisme et ne présentent aucune toxicité. De plus, autres biopolymères tels que les polyhydroxyalcanoates (PHA), la cellulose ou les polyacides aminés conviennent également aux applications médicales (**Siracusa, 2016**).

2.8 Avantages et inconvénients des bioplastiques

2.8.1 Avantages

- **Réduction des émissions** : L'utilisation de bioplastiques contribue à diminuer l'empreinte carbone comparativement aux plastiques traditionnels d'origine pétrolière.
- **Propriétés similaires aux plastiques classiques** : Certains bioplastiques comme le polyéthylène téraphthalate biosourcé (bio-PET) possèdent des propriétés comparables à celles des plastiques conventionnels, facilitant ainsi leur adoption dans les applications existantes.
- **Valorisation en fin de vie** : Quand le recyclage n'est plus possible, les bioplastiques biosourcés peuvent être incinérés pour produire de l'énergie renouvelable ou transformés en biocarburants.

- **Impact environnemental positif** : Les bioplastiques contribuent à améliorer la fertilité des sols, minimisent l'accumulation des déchets plastiques dans l'environnement et participent à la réduction des dépenses liées à la gestion des déchets (**Chen, 2014; Ashter, 2016**).

2.8.2 Inconvénients

- **Problèmes de recyclage** : Le matériau bioplastique pourrait contaminer le processus de recyclage. Par exemple, les systèmes de tri des déchets qui utilisent des rayons infrarouges ne peuvent pas distinguer les bioplastiques.
- **Réduction des matières premières** : La production de bioplastiques à partir de ressources renouvelables pourrait réduire les réserves de matières premières (**Arikan, 2015**).

Chapitre 2

Matériel et méthodes

1 Objectif de travail

L'objectif de ce travail est de valoriser la biomasse d'une espèce algale très répandue en Algérie du genre *Ulva*, et de produire un bioplastique biosourcé. Pour cela, une caractérisation biochimique de l'algue est effectuée, en mesurant le contenu en eau, en lipide, en azote, en protéines et en sucre totaux, une extraction des constituants utiles, et caractérisation de la matière première, et enfin la formulation et caractérisation du bioplastique et en évaluation de sa biodégradabilité.

Ces manipulations sont réalisées au niveau du laboratoire pédagogique de Biochimie de la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie (SNV), les laboratoires d'analyses protéomiques, analyses environnementales et le laboratoire de technologie alimentaire du Centre de Recherche de Biotechnologie (CRBT) et enfin, le laboratoire de caractérisation moléculaire avancée du Centre de Recherche en Sciences Pharmaceutiques (CRSP).

3 Echantillonnage

3.1 Zone d'échantillonnage

L'algue verte *Ulva* est collectée durant le mois de **mars 2025**, au niveau de la côte rocheuse de la plage Mollo située sur le littoral de la ville de **Skikda**. La cueillette a été faite sur toute la côte, à partir de la plage Mollo jusqu'à la carrière (**Figure 11**).

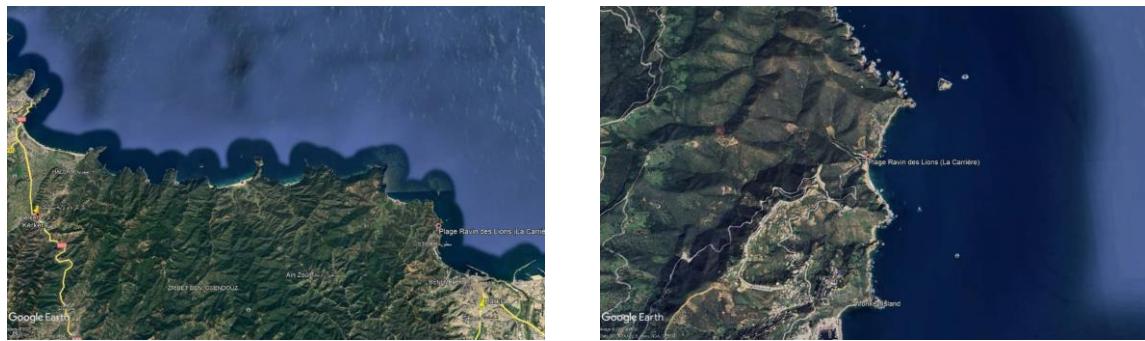


Figure 11 : Localisation géographique du site de l'échantillonnage d'*Ulva* (Skikda) (**Google Earth, 2025**)

3.2 Traitement de l'échantillon

Les algues sont prélevées à la main et conservées dans un bidon rempli d'eau de mer. L'échantillon est arrivé au laboratoire le même jour de son prélèvement. Un tri est effectué pour éliminer les débris, les petits coquillages et les autres espèces d'algues. L'échantillon est rincé, par la suite, à l'eau de robinet puis à l'eau distillée pour éliminer le sable et l'excès de sel.

Les algues sont séchées à l'air libre et à l'abri de la lumière durant 48h. Après un séchage dans l'étuve pendant 24 h à 45 °C (**Figure 12 A**), l'échantillon est broyé dans un broyeur et conservé, dans des boites propres, à température ambiante, jusqu'à son utilisation (**Figure 12 B et C**).

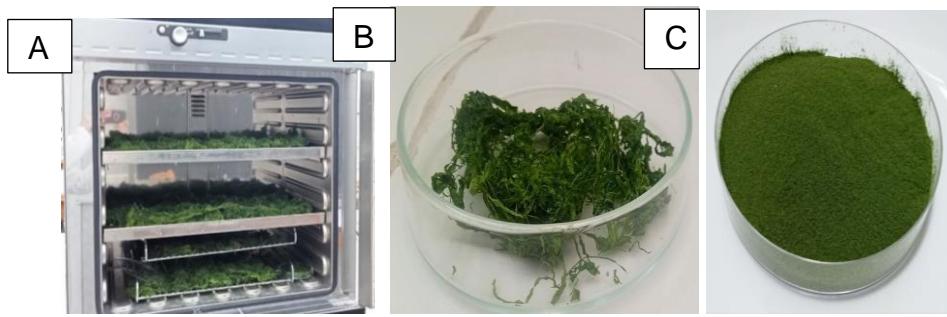


Figure 12 : Etapes de traitement de l'échantillon
(A : Séchage d'algue. B : Algues après séchage. C : Algues après broyage)

4 Détermination de la teneur en eau

La méthode de dessiccation, ou gravimétrique, est utilisée pour la détermination de la teneur en eau dans les algues. En effet, une quantité d'algue fraîche (notée **mf**) est égouttée superficiellement puis placée dans une étuve à 105 °C pendant 24 heures. L'échantillon est ensuite refroidi dans un dessiccateur et pesé (notée **ms**) (**Sluiter et al., 2008**). La teneur en eau est calculée en suivant l'équation ci-dessous :

$$\text{Teneur en eau} = \frac{m_f - m_s}{m_f} \times 100$$

dont :

mf : Masse fraîche

ms : Masse sèche

5 Étude de la composition biochimique

5.1 Détermination de la teneur en matière grasse

Le taux de la matière grasse est déterminé conformément aux méthodes officielles de l'AOAC (2010). 1 g de l'échantillon (**P_e**) est placée dans une cartouche en cellulose d'un système d'extraction d'un appareil à système Soxhlet semi-automatique. Puis, 25 mL d'hexane sont ajoutés dans des creusets en aluminium préalablement lavés, séchés et qui possèdent un poids désigné par **P₀**.

L'extraction se fait par ébullition du solvant et condensation de ses vapeurs par un réfrigérant. Cette extraction dure environ 1 heure. Ensuite, les creusets sont mis dans l'étuve à 105°C durant 24 heures pour éliminer complètement le reste du solvant. Les creusets sont ultérieurement refroidis dans un dessicteur et pesés de nouveau. Ce poids est désigné par **P₁** (AOAC, 2010).

La teneur en matière grasse, exprimée en pourcentage (%), est calculée par la formule suivante :

$$\text{MG (\%)} = \frac{(P_1 - P_0)}{P_e} \times 100$$

dont :

P_e : Prise d'essai de l'échantillon.

P₀ : Poids du creuset vide.

P₁ : Poids du creuset après l'extraction (contenant l'extrait gras).

5.2 Détermination de la teneur en azote total et des protéines totales

L'azote total est déterminé par la méthode de Kjeldahl, selon le protocole fourni par le fournisseur de l'appareil Kjeldahl (**FOSS Scino Co., Ltd.**). Dans les matras de minéralisation, 0,5 g de l'échantillon sont mélangées (**P**) avec 0,5 g de sulfate de cuivre (CuSO₄), puis 15 mL d'acide sulfurique (H₂SO₄) concentré sont ajoutés (**Figure 13 A**). Les mélanges sont laissés réagir 15 minutes à froid puis portés dans le bloc de minéralisation à 420 °C jusqu'à. La digestion complète correspond à l'obtention d'un mélange limpide (**Figure 13 B**). Après la digestion, 50 mL d'eau distillée et 50 mL de l'hydroxyde de sodium (NaOH) (40%) sont ajoutés dans chaque matras après leur refroidissement, puis laissés réagir pendant 10 minutes.

Le contenu des matras est ensuite transvasé dans des tubes de distillation. Chaque tube est introduit dans un bloc de distillation, où la vapeur chargée d'ammoniac est récupérée dans des Erlenmeyers de 100 mL contenant 25 mL de solution d'acide borique (H_3BO_3) de 2 % et 3 gouttes de l'indicateur coloré de Tashiro (rouge de méthyle 0,2 % et bleu de méthylène 0,1%) (**Figure 13 D**). La présence d'ammoniac dans le milieu est indiquée par l'apparition de la coloration verte dans les Erlenmeyers (**Figure 13 E**). La distillation est arrêtée lorsque le volume de la solution dans les Erlenmeyers atteint 100 mL (environ 3 minutes de distillation) (**Bradstreet, 1954**).

L'ammoniac dégagé par l'échantillon (récupéré dans les Erlenmeyers) est mesuré par titration avec une solution d'acide chloridrique (HCl) à 0,05 N (S). La neutralisation est arrêtée lorsque la coloration vire vers le rose (**Figure 13 F**). Le volume de l'acide chloridrique consommé (V échantillon) est enregistré. Un blanc est aussi réalisé dans les mêmes conditions sans échantillon, et le volume d'acide chloridrique consommé pour le blanc est également enregistré (**V Blanc**).

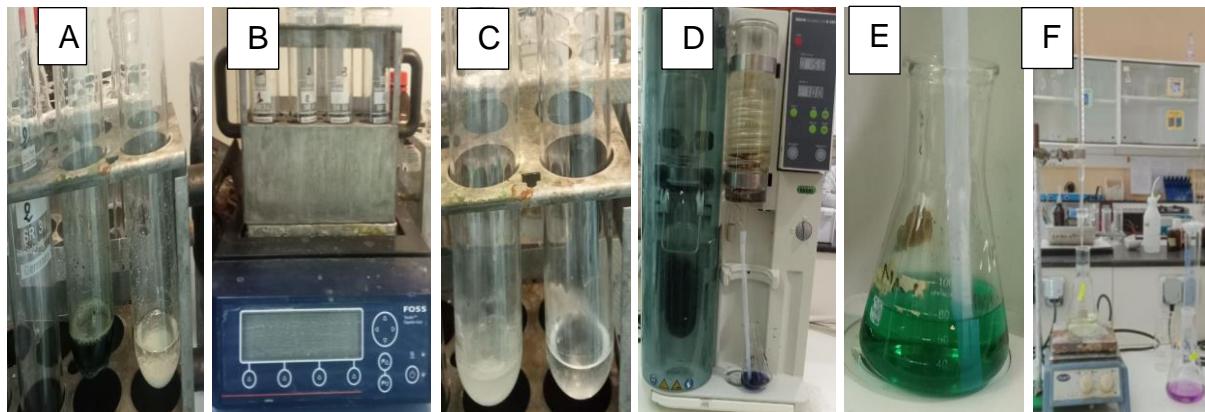


Figure 13 : Etapes de dosage de l'azote total par la méthode de Kjeldahl

(**A** : Avant minéralisation, **B** : Unité de minéralisation, **C** : Après minéralisation, **D** : Unité de distillation, **E** : Récupération de l'ammoniac, **F** : Titration)

La teneur en azote est exprimée en pourcentage (%) et elle est calculée par la formule suivante :

$$\text{Azote total (\%)} = \frac{(V_{\text{échantillon}} - V_{\text{Blanc}})}{P} \times S \times 14,007 \times 100$$

dont :

V Échantillon : Volume de HCl consommé lors de la titration de l'échantillon (mL).

V Blanc : Volume de HCl consommé lors de la titration du blanc (mL).

S : Concentration de HCl utilisé pour la titration (mol/l).

P : Prise d'essai d'échantillon (g).

La teneur en azote libéré est multipliée par un facteur de conversion pour déduire la teneur en protéines totales. Le facteur de conversion varie selon les espèces. Pour les algues, il équivaut à 6,25. Le résultat est calculé selon la formule ci-dessous et il est exprimé en pourcentage.

$$\text{Teneur en protéines totaux} = \text{Azote total} \times 6,25$$

5.3 Détermination de la teneur en sucres totaux

Les sucres solubles totaux sont dosés par la méthode au phénol de **Dubois et al. (1956)**. Pour cela, 100 mg de l'algue séchée sont placés dans des tubes à essais, auxquels sont ajoutés 3 mL d'éthanol à 80%. Les tubes sont laissés à une température ambiante pendant 48h et à l'obscurité. Au moment du dosage, les tubes sont placés dans un bain marie à 80 °C pour faire évaporer l'alcool. Après l'évaporation complète de l'éthanol, 20 mL d'eau distillée sont ajoutés à l'extrait, c'est la solution à analyser. Dans des tubes à essais, 2 mL de la solution à analyser sont mélangés avec 1mL de phénol à 5 % dilué dans de l'eau distillée. Puis, 5 mL de l'acide sulfurique concentré (96 %) sont ajoutés, rapidement, tout en évitant de les versés contre les parois du tube. Une solution jaune orange est obtenue.

La couleur de la solution est homogénéisée par un vortex, puis laissées pendant 10 min à l'aire libre. Les tubes sont incubés à une température de 30 °C pendant 20 min dans un bain-marie. Les mesures des absorbances sont effectuées à une longueur d'ondes de 490 nm à l'aide d'un spectrophotomètre (**SHIMADZU UV - 1280**). La teneur en sucre est calculée suivants une courbe d'étalonnage des sucres solubles en utilisant le glucose comme étalon (**Annexe**).

6 Extraction de biopolymère (Matière première)

6.1 Macération

30 g de la poudre d’algue sont introduits dans 800 mL d’eau distillée (**Figure 14 A**). Le mélange est incubé à 90 °C, pendant 2 h et sous agitation à 500 rpm (**Figure 14 B**). Le mélange est ensuite filtré sur Büchner afin d’éliminer les résidus algaux (**Figure 14 C**).

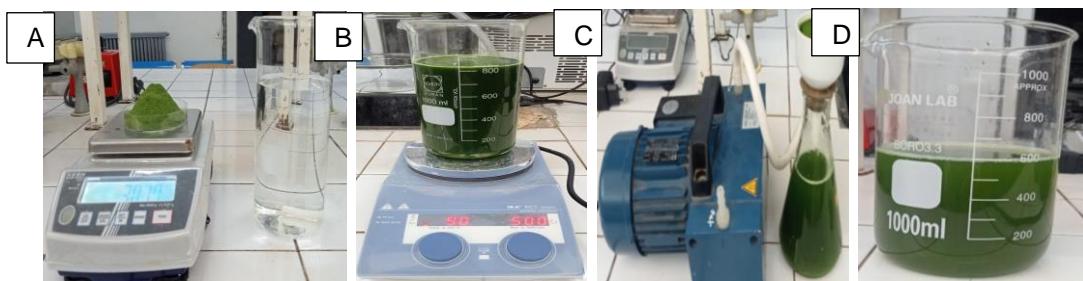


Figure 14 : Extraction par macération
(A : Pesai de l'échantillon B : Incubation C : Filtration D : Extrait)

6.2 Précipitation éthanolique

L’extract aqueux obtenu à la suite de macération est soumis à une précipitation avec de l’éthanol absolu (> 98%) (1 : 5, v : v) pendant 24h à 4°C. Après filtration, le précipité est conservé dans des boites stériles à 4°C (**Houghton- Raman, 2012**).

7 Rendement d’extraction

Le rendement d’extraction est exprimé en pourcentage (%), il est calculé selon la formule suivante :

$$R (\%) = \frac{Me}{Ms} \times 100$$

dont :

R : Rendement en (%)

Me : Masse de l’extract obtenu

Ms : Masse de la matière sèche d’algue utilisée lors de l’extraction

8 Caractérisation de biopolymère extraite par FTIR

Le spectromètre infrarouge à transformée de Fourier, *Fourier transform infrared spectroscopy (FTIR)*, est couramment utilisé pour l'analyse des groupements fonctionnels dans les échantillons organiques sans préparation complexe. Pour cela, le spectromètre **FTIR Spectrum Two (PerkinElmer, USA)** équipé d'un module **ATR** à cristal de diamant est utilisé pour l'analyse des groupements fonctionnels présents dans l'extrait. Le logiciel **Spectrum** est utilisé pour l'acquisition et le traitement des spectres. Une petite quantité de l'échantillon, sans aucune préparation chimique supplémentaire préalable, est déposée directement sur le cristal **ATR (Smith, 2011)**. La pression est appliquée à l'aide de l'accessoire de pression intégré pour assurer un bon contact entre l'échantillon et le cristal. Les spectres **FTIR** sont enregistrés dans la gamme de 4000 à 400 cm⁻¹, avec une résolution de 4 cm⁻¹ et un total de 32 scans par échantillon.

9 Préparation de la matière bioplastique

La préparation du bioplastique est réalisée en plusieurs étapes successives et avec plusieurs compositions. Dans un premier temps, les différents composants sont pesés avec précision puis introduits dans un milieu de dispersion. La phase de mélange est effectuée sous agitation, suivie par une phase de chauffage contrôlé, visant à favoriser l'interaction entre les composants et à permettre la formation d'un gel homogène. Le mélange ainsi obtenu est ensuite coulé sur des plaques rectangulaires de **20 cm** de longueur, **6 cm** de largeur et **0,4 cm** d'épaisseur. Les plaques sont soumises à un séchage à température ambiante, suivi d'un séchage complémentaire en étuve. Une fois le séchage est achevé, la composition la plus adéquate est conditionnée pour les analyses ultérieures d'évaluation des propriétés chimiques et environnementales.

10 Test de biodégradabilité

L'évaluation du comportement biodégradable de bioplastique élaboré à partir d'algue est réalisée à l'aide d'un protocole de dégradation par enfouissement dans le sol. Ce test consiste à simuler les conditions naturelles de dégradation, en plaçant un échantillon de **1,5 mm** d'épaisseur de bioplastique ainsi préparé dans un environnement terrestre à une profondeur de **10 cm**, dans le but d'observer leur décomposition progressive au fil du temps.

L'objectif principal de ce test est de mesurer la perte de masse d'échantillon en fonction de la durée d'enfouissement, afin de déterminer le degré de biodégradabilité du matériau. L'essai est effectué sur une période allant de **1 à 30 jours**, avec des mesures intermédiaires aux **7, 15, 20 et 25^{ème}**. La masse initiale du spécimen testé était de **6,1 grammes**. À l'issue de chaque période d'enfouissement, l'échantillon est soigneusement récupéré, nettoyé des particules de sol, lavé, puis pesé pour déterminer la masse résiduelle (**ISO 17556, 2012**).

Chapitre 3

Résultats et discussion

1 Objectif

L'objectif de la présente étude est la fabrication d'un bioplastique à base d'un extrait d'une algue très répondue sur la côte algérienne, elle appartient au genre *Ulva*. Pour atteindre cet objectif, des mesures sont effectuées sur la biomasse fraîche de cette algue, à savoir la teneur en eau, à sa composition biochimique en lipides, protéines, et sucres, ainsi le rendement d'extraction du biopolymère. La caractérisation structurale par spectroscopie infrarouge (FTIR) sont également examinés, afin d'identifier les groupes fonctionnels présents dans le biopolymère extrait. Par la suite, la formulation de la matière bioplastique et les performances obtenues à travers le test de biodégradabilité sont examinées.

2 Détermination de la teneur en eau

La méthode gravimétrique permet de quantifier la teneur initiale en eau, par chaffage de l'échantillon à 105 °C jusqu'à l'obtention d'une masse constante. Car L'eau libre et liée s'évapore en entraînant par la suite une perte de masse. L'analyse gravimétrique effectuée sur l'*Ulva* frais a révélé une teneur moyenne en eau de **90,3 ± 1,2 %**. Cette forte teneur d'eau est typique des algues marines en raison de leur milieu de vie et de leur structure cellulaire spécialisée pour l'absorption d'eau (**Macartain et al., 2007**).

La teneur en eau élevée obtenue dans cette espèce du genre *Ulva* est en accord avec les valeurs rapportées par **Zitouni (2015)** pour les algues vertes, qui varient entre **80 et 90 %** selon la saison, le lieu de récolte, l'âge de l'algue et les conditions environnementales (salinité, température, lumière).

En comparaison avec d'autres espèces de macroalgues comme *Gracilaria*, une algue rouge (**Armisen et al., 2009**) ou *Laminaria*, une algue brune (**Rious et al., 2002**), *Ulva* présente une teneur en eau légèrement supérieure, ce qui peut influencer le rendement en matière sèche et la concentration des biomolécules extractibles (**Lahaye et Robic, 2007**). Il est à noter que cette teneur en eau peut être réduite par différentes méthodes de séchage (séchage solaire, lyophilisation, air chaud). Une standardisation du procédé de séchage est donc cruciale pour garantir la reproductibilité des résultats (**Kidgell et al., 2019**).

3 Étude de la composition biochimique

3.1 Détermination de la teneur en matière grasse

La teneur en matière grasse est déterminée par la méthode officielle de l'AOAC (2010) qui permet d'isoler et quantifier la fraction lipidique totale de l'échantillon. Les lipides sont extraits par un solvant l'hexane chaud qui circule en continu autour de l'échantillon délipidé. Les graisses sont dissoutes, puis récupérées par évaporation du solvant.

Les résultats obtenus pour l'algue du genre *Ulva*, utilisée dans cette étude, est de **0,87 ± 0,03 %**. Ce faible pourcentage est typique des macroalgues vertes, connues pour leur faible teneur en lipides (McCauley *et al.*, 2016). Sur le plan analytique, l'écart-type très faible ($\pm 0,03$) témoigne d'une excellente homogénéité de l'échantillon ainsi que d'une bonne précision de la méthode AOAC utilisée.

Ces résultats sont en accord avec ceux d'Ortiz *et al.* (2006), qui ont rapporté une teneur en matière grasse de **0,8 %** pour *Ulva lactuca* récoltée sur les côtes chiliennes. De même, Kidgell *et al.* (2019) ont mentionné une fourchette allant de **0,5 à 1,5 %** selon les espèces d'*Ulva* et leur environnement. Cette variabilité peut s'expliquer par plusieurs facteurs comme les conditions saisonnières, la salinité, la lumière, le type de substrat et le stade de développement de l'algue (Kidgell *et al.*, 2019).

La teneur en matière grasse obtenue dans la présente étude est légèrement plus élevée que celle rapportée par Yaich *et al.* (2011) pour *Ulva rigida* de la côte tunisienne, soit **0,6 ± 0,1 %**. cette différence pourrait être liée à la différence entre les souches, de la zone géographique ou de la méthode d'extraction (méthode Soxhlet ou gravimétrie directe). D'autres travaux, tels que ceux de Rupérez (2002), ont montré que *Ulva spp.* peut contenir jusqu'à **1,2 %** de lipides dans des conditions optimales de croissance.

3.2 Détermination de la teneur en azote total et des protéines totales

La teneur en protéines totales dans l'échantillon d'*Ulva* est dosée par la méthode de Kjeldahl. Elle permet de déterminer la teneur en azote total, puis la convertir en protéines par une multiplication par un facteur, généralement 6,25dans le cas des algues.

L'azote organique dans l'échantillon est oxydé en ion ammonium (NH_3^+) par digestion avec de l'acide sulfurique (H_2SO_4) et en présence de sulfate de cuivre (CuSO_4 comme catalyseur. Après alcalinisation, l'ammoniac libéré est distillé, capté dans l'acide borique, puis dosé par titrage.

Le résultat de la teneur en protéines, dans l'algue verte du genre *Ulva*, est de **16,45 ± 0,3 %** de la matière sèche. Cette valeur indique une richesse modérée de cette espèce en protéines. La faible variabilité, présenté par un écart type de **± 0,3**, témoigne une bonne homogénéité des échantillons et de la reproductibilité de l'analyse.

Les mesures de la teneur en protéines effectué par **Bikker et al. (2022)** ont révélé que l'espèce *Ulva fenestrata* (Norvège) contient environ **16,5 ± 0,6 %** de la matière sèche en adoptant la même méthode de Kjeldahl et en multipliant par le facteur 6,25. Cette valeur est semblable à celle obtenue par la présente étude de **Fleurence (1999)**, qui a rapporté une fourchette de **9–29 % MS** pour le genre *Ulva*, soulignant une forte dépendance aux facteurs environnementaux et à la maturité de l'algue. Cependant, **Novoa-Garrido et al. (2024)** ont trouvé des teneurs allant jusqu'à **21,2 % MS** chez des espèces d'*Ulva* cultivées en Nouvelle-Zélande.

3.3 Détermination de la teneur en sucres totaux

La méthode de **Dubois (2010)** ou également appeler méthode phénol-sulfurique utilisée dans cette étude, a permis de quantifier les sucres totaux, notamment les polysaccharides solubles. Les sucres présents sont déshydratés par l'acide sulfurique en furfural ou dérivés, qui réagissent avec le phénol pour former un complexe coloré (jaune/orangé) dont l'intensité de la couleur est mesurée à 490 nm et utilisant le glucose comme standard.

La teneur en sucres totaux mesurée dans l'échantillon d'algue verte *Ulva* est de **1,6 ± 0,7 %**. Elle est nettement inférieure aux valeurs couramment rapportées dans la littérature scientifique. En général, les algues du genre *Ulva* contiennent entre **15** et **50 %** de sucres totaux. Cette différence peut être expliquée par la méthode d'analyse utilisée et les conditions environnementales de l'espèce étudiée (**Lahaye et Robic, 2007 ; Mæhre et al., 2014**). La seule convergence entre le résultat obtenu et ce qui est rapporté dans la fiche nutritionnelle apporter par le **Centre d'Etude et de Valorisation des Algues (CEVA) (2021)**, où ils ont trouvé une valeur de **0.22 %**, qui est encore inférieure à la valeur obtenue.

La méthode de **Dubois (2010) pour le dosage des sucres totaux** nécessite la présence de sucres simples ou hydrolysés. Or, les algues du genre *Ulva* renferment majoritairement des polysaccharides complexes, comme l'ulvane, qui doivent être hydrolysés soit par chauffage soit par traitement acide doux pour être détectés. Alors que le dosage sans hydrolyse, le cas de l'étude actuelle, résulte une sous-estimation de la vraie teneur en sucre. La composition biochimique des algues peut varier considérablement selon la saison de la récolte, de la zone géographique, ou encore du stade de développement de l'algue. Une récolte en fin de cycle, en zone appauvrie en nutriments ou une méthode de dosage malle effectuer peut engendrer une teneur très faible.

4 Extraction de biopolymère et rendement

4.1 Extraction

La matière première ou le biopolymère est extraite à partir de la poudre d'algue de genre *Ulva* par macération à chaud (macération classique). La matière première résultante est comme suit :

- . **Forme** : Le résidu se présente sous forme d'une masse fibreuse, pâteuse et assez homogène. Sa consistance indique qu'il reste une fraction structurée de la biomasse algale, principalement les parois cellulaires, partiellement gonflées par l'eau.
- . **Aspect** : Le résidu possède une texture moue, humide, et légèrement visqueuse. Il a une structure spongieuse due à la macération, qui a décomposé partiellement les parois sans les dissoudre complètement. Le résidu possède une homogénéité assez uniforme, sans gros grumeaux visibles, ce qui indique que le broyage et la macération sont bien réalisés.
- . **Couleur** : Le résidu est presque blanc (blanc pâle) (**Figure 15**). Cela indique que la majorité des pigments, chlorophylle et caroténoïdes, et autres composés colorés sont éliminés dans le filtrat.



Figure 15 : Biopolymère extrait à partir de la poudre d'algue *Ulva*

5 Rendement d'extraction

Le rendement calculé après l'extraction de biopolymère par macération hydraulique à partir d'une poudre d'algue de genre *Ulva*, est de **42,3 %**, équivalent de **12,7 g** de biopolymère (polysaccharides, protéines) à partir de **30 g** de la poudre d'algue. Cela, dévoile que l'extraction par macération a donné un bon rendement.

Ce rendement est cohérent avec des études de **Hardouin et al. (2016)** effectuées sur les algues vertes, et qui ont indiqué un rendement atteignant jusqu'à **44 %** d'extrait brut (polysaccharides, pigments, minéraux, composés phénoliques) par macération.

6 Caractérisation de biopolymère par le FTIR

L'analyse par spectroscopie infrarouge à transformée de Fourier (FTIR) en mode ATR (Attenuated Total Reflectance) a permis d'identifier qualitativement les principaux groupes fonctionnels présents dans l'extrait d'*Ulva* (**Figure 16**).

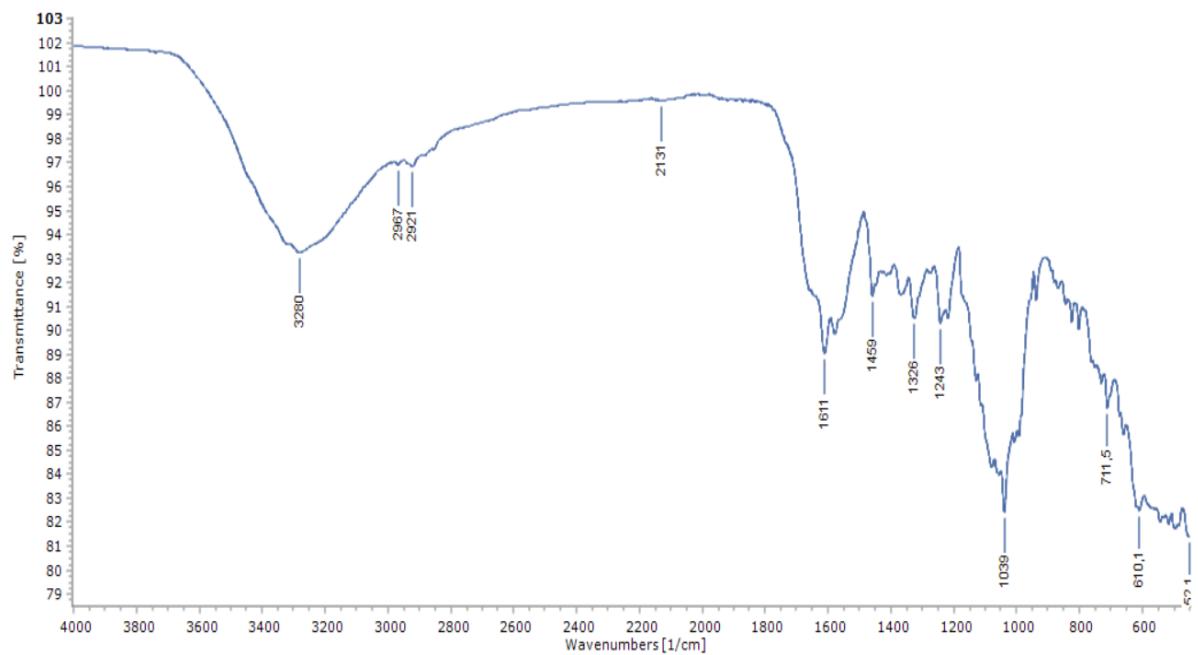


Figure 16 : Spectre ATR-FTIR de l'extrait d'*Ulva*

Le spectre montre plusieurs bandes caractéristiques des fonctions chimiques présentes dans l'échantillon analysé :

- Une large bande à 3280 cm⁻¹ suggère la présence de groupes hydroxyles (–OH), typiques des composés hydrophiles.
- Les bandes faibles à 2967 cm⁻¹ et 2921 cm⁻¹, qui sont attribuées aux vibrations C–H des chaînes aliphatiques saturées (groupes –CH₃ et –CH₂–).
- Une bande intense à 1611 cm⁻¹ est typique des groupes carboxyles ou carboxylates, fréquemment rencontrés dans les acides uroniques. Cependant, cette bande peut également indiquer la présence de groupements amides (liaisons –NH–CO–), caractéristiques des protéines.
- Les bandes moyennes à 1326 cm⁻¹ et 1243 cm⁻¹, qui correspondent à des groupes sulfatés (S=O), caractéristiques des sulfates estérifiés.
- Une bande forte à 1039 cm⁻¹ est liée aux liaisons glycosidiques (C–O–C) entre les unités glucidiques.
- Enfin, les bandes à 711 cm⁻¹ et 610 cm⁻¹ qui peuvent être associées à des vibrations hors plan de cycles aromatiques ou saccharidiques, ou encore à des liaisons S–O.

Le spectre est globalement cohérent avec ceux décrits par **Thanh (2016)**, **Toskas (2011)**, et **Zhang (2010)** pour des extraits d'*Ulva spp*, ce qui valide la composition chimique attendue de polysaccharide sulfaté de type ulvane dans un extrait d'algue du genre *Ulva*. En outre ces signaux caractéristiques des polysaccharides suggèrent également la présence de protéines. La détection de bandes associées aux vibrations amide et aux liaisons C–N des amines primaires laisse penser que des protéines ou peptides résiduels coexistent avec les polysaccharides dans l'extrait. Ce constat est cohérent avec la composition biochimique des algues vertes du genre *Ulva* décrite par **Hernández-Garibay (2011)**, connues pour contenir à la fois des polysaccharides sulfatés et une proportion significative de protéines solubles.

7 Production de bioplastique

La matière bioplastique est obtenue en mélangeant l'extrait d'algue avec d'autres composants naturels et des agents renforçants. Le mélange homogène est ensuite séché pour former le bioplastique.

Ce matériau présente une apparence homogène, semi-transparente et légèrement jaunâtre (**Figure 17 A**). Il présente une forme en film, avec des bords relativement réguliers, suggérant une bonne malléabilité du matériau au moment du séchage. De plus, aucune phase de séparation ou inclusion de bulles n'a été observée grâce à la présence de la fraction protéique qui donne une bonne cohésion au matériau (**Lens, 2023**), ce qui confirme l'homogénéité du mélange lors de la phase de gélification. En outre, ce film présente une bonne flexibilité, ce qui indique sa capacité à se déformer avec aucune fissuration ni rupture (**Figure 17 B**), ce qui démontre une bonne plastification du matériau.



Figure 17 : Bioplastique à base d'algue *Ulva*

Cette plasticité peut être attribuée à la présence des agents plastifiants, qui interagissent avec les groupements hydroxyles de l'ulvane (**Figure 16**), ce qui réduira par la suite les interactions intermoléculaires rigides (**Dianursanti et al., 2018**).

8 Test de biodégradabilité

Après une période d'enfouissement du bioplastique ainsi produit dans un sol humide, des signes visibles de biodégradation sont observés. La figure 18 A montré une fragmentation avancée après (25 jours d'enfouissement) de la matière testée. Le bioplastique présente une texture friable, se dégrade en petits morceaux, ce qui montre qu'un processus de décomposition est en cours.

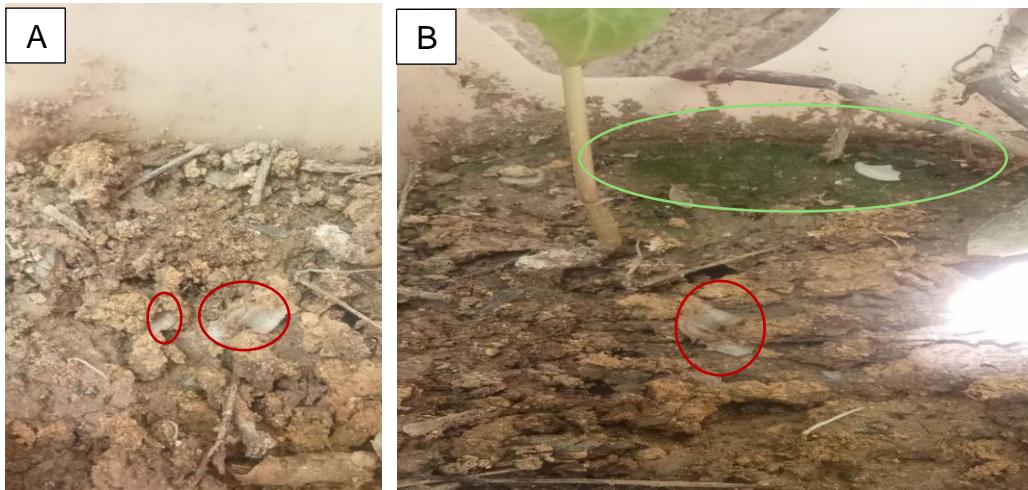


Figure 18: Biodegradation de bioplastique dans le sol. Photos prises après 25 jours d'enfouissement

Le sol autour du bioplastique montre également des zones verdâtres (**Figure 18 B**), suggérant une activité biologique reflétée par la présence des algues et des moisissures, ce qui renforce l'idée que le milieu est biologiquement actif. En effet, ce test confirme que la matière testée a subi une biodégradation, ce qui a amélioré la fertilité du sol entourant.

Pour valider ces observations qualitativement, la mesure de la perte de masse du matériau est effectuée dans un intervalle de temps de 30 jours. Les résultats obtenus sont résumés dans le graphe ci-dessous :

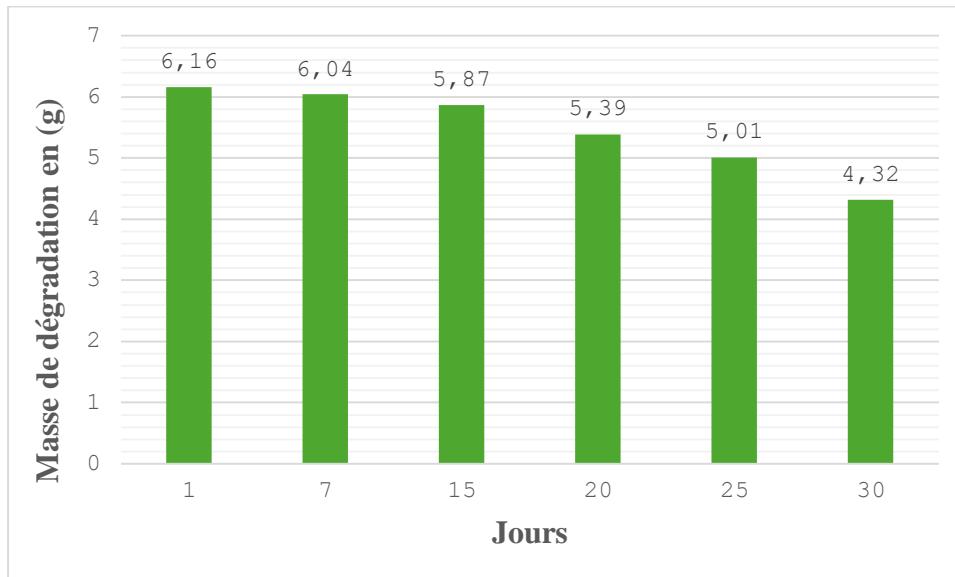


Figure 19 : Evolution de la dégradation du bioplastique au cours de temps

La Figure 19, montre que la masse du bioplastique diminue progressivement au fil du temps. Cela montre que le matériau est biodégradable.

Au premier jour, l'échantillon pesait 6,16 g, et après un mois, au jour 30, sa masse avait diminué à 4,32 g. Cela représente une diminution globale de 1,84 g. Ainsi, le taux global de dégradation une période de 30 jours est estimé d'environ **29,87 %**. Toutefois, l'évolution de la dégradation ne suit pas une tendance linéaire, elle paraît être plus rapide au début du processus avant de ralentir progressivement. Entre le 1^{er} et 7^{ème} jour, la perte de masse observée était relativement faible avec, elle était de 0,12 g. De même une perte de 0,17 g était enregistrée entre le jour 7^{ème} et 15^{ème}.

Une accélération est notée entre le 15^{ème} et 20^{ème} jour avec une perte de 0,48 g de la masse, suivie par une légère diminution entre le jour 20^{ème} et 25^{ème} jour avec 0,38 g de réduction de poids. Finalement, la diminution la plus significative est notée entre le jour 25 et le jour 30, avec une perte de 0,69 g. Ces variations indiquent une cinétique de biodégradation non uniforme, marquée par des phases de dégradation plus ou moins actives selon la période. Cela reflète bien le comportement réel des matériaux biodégradables dans un environnement naturel (**Emadian et al., 2017**).

Conclusion

Conclusion

La valorisation des ressources marines, en particulier les algues, constitue une alternative durable et innovante face aux problématiques environnementales liées aux plastiques synthétiques. Parmi ces ressources, les algues vertes du genre *Ulva*, qui sont abondantes sur les côtes algériennes, se démarquent par leur richesse en biopolymères naturels, notamment les polysaccharides sulfatés, et leur potentiel d'application dans la fabrication de matériaux biodégradables.

Dans ce contexte, le présent travail se concentre sur la production d'un bioplastique à base des algues vertes (*Ulva*), récoltées dans la wilaya de Skikda. Plusieurs étapes ont été réalisées : l'échantillonnage des algues, la mesure de la teneur en eau, l'analyse de la composition biochimique (lipides, protéines, sucres), l'extraction du biopolymère par macération à chaud, la caractérisation de biopolymère par spectroscopie FTIR, la formulation de la matière bioplastique et en dernier lieu, l'évaluation de sa biodégradabilité.

Les analyses biochimiques ont démontré une teneur élevée en eau, atteignant **$90,3 \pm 1,2 \%$** , ce qui témoigne le caractère hydrophile de l'algue fraîche. La teneur en matière grasse est de **$0,87 \pm 0,03 \%$** le contenu en protéines est de **$16,45 \pm 0,3 \%$** et la quantité en sucres totaux est de **$1,6 \pm 0,7 \%$** . Ces résultats montrent une composition propice à l'extraction de biopolymères, mais les analyses aboutissent à une sous-estimation de la teneur en sucres totaux. Bien que la méthode d'extraction soit simple, elle donne un rendement satisfaisant de **42,3 %**. La spectroscopie FTIR a permis d'identifier la présence de polysaccharides sulfatés de type ulvane, constitués de diverses unités monosaccharidiques, ainsi qu'une fraction protéique, ce qui confirme le caractère biopolymérique de l'extrait. Le bioplastique produit présentait un aspect visuel agréable et des propriétés de film souple et flexible, appropriées pour des applications dans le domaine de l'emballage. Le test de biodégradabilité a révélé une dégradation de **29,87 %** après **30 jours**, avec une prévision de biodégradation totale entre **3 à 4 mois**.

Ces conclusions attestent le potentiel d'*Ulva* en tant que ressource prometteuse pour la fabrication de bioplastiques biodégradables et ouvrent des perspectives d'utilisation dans divers domaines tels que l'emballage, l'agriculture, le biomédical et la cosmétique.

Pour compléter ce travail, les perspectives suivantes sont suggérées :

Conclusion

- Améliorer la caractérisation mécanique et thermique des films obtenus en ajoutant d'autres composes.
- Effectuer divers essais mécaniques, notamment les tests de traction, de compression et de résiliasse.
- Évaluer l'activité antimicrobienne éventuelle des films à base d'algues.

Références bibliographique

Références bibliographiques

- Ainane, T. (2011). Valorisation de la biomasse algale du Maroc : Potentialités pharmacologiques et applications environnementales, cas des algues brunes *Cystoseira tamariscifolia* et *Bifurcaria bifurcata* [Thèse de doctorat, Université Hassan II – Casablanca].
- Alvarez-Chavez, C. R., Edward, S., Moure-Eraso, R., & Geiser, K. (2012). Sustainability of biobased plastics: General comparative analysis and recommendations for improvement. *Journal of Cleaner Production*, 23(1), 47–56. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2011.10.003>
- AOAC. (2010). Official Methods of Analysis of AOAC International (18th ed.). Gaithersburg, MD: AOAC International. (Méthode Soxhlet – n° 920.39C).
- Arikán, E. B., & Ozsoy, H. D. (2015). A review: Investigation of bioplastics. *Journal of Civil Engineering and Architecture*, 9, 188–192.
- Armisen, R., & Galatas, F. (2009). Agar. In G. O. Phillips & P. A. Williams (Eds.), *Handbook of hydrocolloids* (2^e éd., pp. 82–107). Woodhead Publishing.
- Ashter, S. A. (2016). *Introduction to bioplastics engineering*. William Andrew Publishing.
- Averous, L. (2014). Biodégradable et biosourcé. *L'Actualité Chimique*, 375–376, 14–19.
- Barker, T. (2010). In *Climate Change 2007: Mitigation*. Contribution of Working Group III to the Fourth Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change. Cambridge University Press.
- Belgacem, M. N., & Gandini, A. (2008). Surface modification of cellulose fibres. In M. N. Belgacem & A. Gandini (Eds.), *Monomers, polymers and composites from renewable resources* (Chap. 18, pp. 385–400). Elsevier.
- Bezanger, B., Pinkas, M., Totck, M., & Trotin, F. (1990). Les plantes médicinales des régions tempérées (pp. 12–13). Maloine.
- Bradstreet, R. B. (1954). *The Kjeldahl Method for Organic Nitrogen*. Academic Press.
- Brian, E., & Osswald, T. A. (2011). The history of tomorrow's materials: Protein-based biopolymers. *Plastic Engineering*, 32(1).
- Cabioc'h, J., Floc'h, J. Y., Le Toquin, A., Boudouresque, C. F., Meinesz, A., & Verlaque, M. (1992). Guide des algues des mers d'Europe : Manche, Atlantique, Méditerranée (Vol. 1, pp. 231–272). Paris, France: Delachaux et Niestlé.

- Chen, Y. J. (2014). Bioplastics and their role in achieving global sustainability. *Journal of Chemical and Pharmaceutical Research*, 6(1), 226–231.
- Chouikhi, A. (2013). Les applications potentielles des macroalgues marines et les activités pharmacologiques de leurs métabolites : Revue. 4th International Congress of the Populations & Animal Communities - Dynamics & Biodiversity of the Terrestrial & Aquatic Ecosystems, Algérie.
- Dianursanti, D., Gozan, M., & Noviasari, C. (2018). The effect of glycerol addition as plasticizer in *Spirulina platensis*-based bioplastic. *E3S Web of Conferences*, 67, 03048. <https://doi.org/10.1051/e3sconf/20186703048>
- Dubois, M., Gilles, K. A., Hamilton, J. K., Rebers, P. A., & Smith, F. (1956). Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Analytical Chemistry*, 28(3), 350–356.
- Eastmond, J. P., Quettier, A. L., Kroon, T. M. J., Craddock, C., Adams, N., & Slabas, R. A. (2010). Phosphatidic acid phosphohydrolase 1 and 2 regulate phospholipid synthesis at the endoplasmic reticulum in *Arabidopsis*. *The Plant Cell*, 22, 2796–2811.
- El Kadi, S. (2010). Bioplastic production from inexpensive sources: Bacterial biosynthesis, cultivation system, production and biodegradability. USA: VDM Publishing House.
- Emadian, S. M., Onay, T. T., & Demirel, B. (2017). Biodegradation of bioplastics in natural environments. *Waste Management*, 59, 526–536. <https://doi.org/10.1016/j.wasman.2016.10.006>
- Faller, H. (2011). Les applications et la toxicité des algues marines (Thèse de doctorat en pharmacie). Université de Limoges, France. 131 p.
- Fleurence, J. (1999). Seaweed proteins: Biochemical, nutritional aspects and potential uses. *Trends in Food Science & Technology*, 10(1), 25–28. [https://doi.org/10.1016/S0924-2244\(99\)00015-1](https://doi.org/10.1016/S0924-2244(99)00015-1)
- Garon-Lardiere, S. (2004). Étude structurale des polysaccharides pariétaux de l'algue rouge *Asparagopsis armata* (Bonnemaisoniales) (Thèse de doctorat en biochimie). Université de Bretagne Occidentale, France. 226 p.
- Groot, W., Van Krieken, J., Sliekers, O., & De Vos, S. (2011). Production and purification of lactic acid and lactide. In R. Auras, L. T. Lim, S. Selke, & H. Tsuji (Eds.), *Poly(Lactic Acid): Synthesis, Structure, Properties, Processing and Applications* (pp. 3–18). Hoboken, NJ: John Wiley & Sons.

- Guillaume, P. (2010). Caractérisation biochimique d'exopolymères d'origine algale du bassin de Marennes-Oléron et étude des propriétés physico-chimiques de surface de microorganismes impliquées dans leur adhésion (Thèse de doctorat en biochimie). Université de La Rochelle, France. 292 p.
- Hardouin, K., Bedoux, G., Burlot, A. S., Donnay-Moreno, C., Bergé, J. P., Nyvall Collén, P., & Bourgougnon, N. (2019). Production of active poly- and oligosaccharidic fractions from *Ulva* sp. by combining enzyme-assisted extraction (EAE) and depolymerization. *Metabolites*, 9(9), 182. <https://doi.org/10.3390/metabo9090182>
- Hernández-Garibay, E., Zertuche-González, J. A., & Pacheco-Ruiz, I. (2011). Isolation and chemical characterization of algal polysaccharides from the green seaweed *Ulva clathrata* (Roth) C. Agardh. *Journal of Applied Phycology*, 23(3), 537–542. <https://doi.org/10.1007/s10811-010-9629-0>
- Holdt, S. L., & Kraan, S. (2011). Bioactive compounds in seaweed: Functional food applications and legislation. *Journal of Applied Phycology*, 23(3), 543–597. <https://doi.org/10.1007/s10811-010-9632-5> (ajouté pour complétude)
- Houghton, P. J., & Raman, A. (2012). *Laboratory Handbook for the Fractionation of Natural Extracts*. Springer Science & Business Media.
- International Organization for Standardization. (2012). ISO 17556:2012: Plastics — Determination of the ultimate aerobic biodegradability in soil — Method by analysis of evolved carbon dioxide. Geneva: ISO.
- Jaulneau, V., Lafitte, C., Jacquet, C., Fournier, S., Salamagne, S., Briand, X., Esquerre-Tugaye, M. T., & Dumas, B. (2010). Ulvan, a sulphated polysaccharide from green algae, activates plant immunity through the jasmonic acid signaling pathway. *Journal of Biomedicine and Biotechnology*, 2010, Article ID 525291, 1–11. <https://doi.org/10.1155/2010/525291>
- Kaith, B. S., Jindal, R., Jana, A. K., & Maiti, M. (2010). Development of corn starch based green composites reinforced with *Saccharum spontaneum* L fiber and graft copolymers – Evaluation of thermal, physico-chemical and mechanical properties. *Bioresource Technology*, 101(17), 6843–6851. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2010.04.054> (DOI ajouté pour complétude)

- Kidgell, J. T., Magnusson, M., de Nys, R., & Glasson, C. R. K. (2019). Ulvan: A systematic review of extraction, composition and function. *Algal Research*, 39, 101422. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2019.101422>
- Kornprobst, J. M., & Potier, P. (2005). Substances naturelles d'origine marine : chimiodiversité, pharmacodiversité, biotechnologies. Paris, France : Technique & Documentation, Lavoisier. 634 p.
- Lahaye, M. (1991). Marine algae as source of fibers: Determination of soluble and insoluble dietary fibre content in some "sea-vegetables". *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 54(4), 587–594. <https://doi.org/10.1002/jsfa.2740540412> (DOI ajouté pour complétude)
- Lahaye, M., & Robic, A. (2007). Structure and function properties of Ulvan, a polysaccharide from green seaweeds. *Biomacromolecules*, 8(6), 1765–1774. <https://doi.org/10.1021/bm061185q>
- Lapointe, R. (2012). Bioplastiques biodégradables, compostables et biosourcés pour les emballages alimentaires, distinctions subtiles mais significatives (Thèse de doctorat, Université de Sherbrooke), pp. 13 & 27.
- Lens, P. N. L. (2023). Sustainable biorefining and bioprocessing of green seaweed (*Ulva spp.*) for the production of edible (ulvan) and non-edible (polyhydroxyalkanoate) biopolymeric films. *Microbial Cell Factories*, 22, 140. <https://doi.org/10.1186/s12934-023-02154-7>
- Li, B., Lu, F., Wei, X., & Zhao, R. (2008). Fucoidan: Structure and bioactivity. *Molecules*, 13(8), 1671–1695.
- MacArtain, P., Gill, C. I. R., Brooks, M., Campbell, R., & Rowland, I. R. (2007). Nutritional value of edible seaweeds. *Nutrition Reviews*, 65(12), 535–543. <https://doi.org/10.1111/j.1753-4887.2007.tb00278.x>
- Mæhre, H. K., Malde, M. K., Eilertsen, K. E., & Ellevoll, E. O. (2014). Characterization of protein, lipid, and mineral contents in common Norwegian seaweeds. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 94(15), 3281–3290.
- Mao, W., Zang, X., Li, Y., & Zhang, H. (2006). Sulfated polysaccharides from marine green algae *Ulva conglobata* and their anticoagulant activity. *Journal of Applied Phycology*, 18(1), 9–14.

- McCauley, J. I., Meyer, B. J., Winberg, P. C., & Skropeta, D. (2016). Parameters affecting the analytical profile of fatty acids in the macroalgal genus *Ulva*. *Food Chemistry*, 209, 332–340. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/27173571/>
- Mekonnen, T., Mussone, P., Khalil, H., & Bressler, D. (2013). Progress in bio-based plastics and plasticizing modifications. *Journal of Materials Chemistry A*, 1(43), 13379–13398.
- Novoa-Garrido, M., O'Rourke, D., Al-Sayed, R., & Li, Y. (2024). Proximate composition and amino acid profile of two edible seaweed species cultivated in New Zealand. *Frontiers in Marine Science*, 11, 1410005. <https://doi.org/10.3389/fmars.2024.1410005>
- Orezzoli, A., Zavaleta, E., Pajares-Medina, N., Adolfo, S., & Linares, L. L. (2017). Physicochimie et caractéristiques mécaniques des films biodégradables à base d'amidon de pomme de terre. *Asian Journal of Scientific Research*, 11(2), 56–61.
- Ortiz, J., Romero, N., Robert, P., Araya, J., López-Hernández, J., Bozzo, C., & Rios, A. (2006). Dietary fiber, amino acid, fatty acid and tocopherol contents of the edible seaweeds *Ulva lactuca* and *Durvillaea antarctica*. *Food Chemistry*, 99(1), 98–104.
- Ozenda, P. (1990). Les organismes végétaux : Végétaux inférieurs (1^{re} éd.). Masson. Paris, France. 219 p.
- Ozenda, P. (2007). Les végétaux : Organisation et diversité biologique (2^e éd.). Dunod. Paris, France, 528 p. (pp. 296–327).
- Peelman, N., Ragaert, P., De Meulenaer, B., Adons, D., Peeters, R., Cardon, L., Van Impe, F., & Devlieghere, F. (2013). Application of bioplastics for food packaging. *Trends in Food Science and Technology*, 32(2), 128–141.
- Perez, R. (1997). Ces algues qui nous entourent : Conception actuelle, rôle dans la biosphère, utilisations, culture. IFREMER, 272 p.
- Philp, J. C., Ritchie, R. J., & Guy, K. (2013). Biobased plastics in a bioeconomy. *Trends in Biotechnology*, 31(2), 65–67.
- Rabatfika, H. N., Paquot, M., & Dubois, P. (2006). Les polymères issus du végétal : Matériaux à propriétés spécifiques pour des applications ciblées en industrie plastique. *Biotechnologie, Agronomie, Société et Environnement*, 10(3), 186.
- Rajendram, N., et al. (2012). Seaweeds can be a new source for bioplastics. *Journal of Pharmacy Research*, 5(3), 1476–1479.

- Ralston, E., & Osswald, T. A. (2011). The history of tomorrow's materials: Protein-based biopolymers. *Plastics Engineering*, 32(1), 1–9.
- Ramdani, M., & Elkhiati, N. (1998). Flore et faune marines du Maroc : Biodiversité, biologie, écologie, biogéographie. Royaume du Maroc (Rabat), EXPO'98 Marrocos, OKAD, Lisboa, Portugal. 68 p.
- Raven P.H., Evert R.F. et Eichhorn S.E. (2000). Biologie végétale, 1^{re} édition, De Boeck Supérieur, 968p.
- Razza, F., & Innocenti, F. D. (2012). Bioplastics from renewable resources: the benefits of biodegradability. *Asia-Pacific Journal of Chemical Engineering*, 7, S301–S309.
- Richard J. Radmer. Algal diversity and commercial algal products. (1996). 263-270.
- Rioux, L. E., Turgeon, S. L., & Beaulieu, M. (2009). Structural characterization of laminaran and galactofucan extracted from the brown seaweed *Laminaria longicurvis*. *Phytochemistry*, 70(8), 1069–1075. <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2009.03.017>
- Rupérez, P. (2002). Mineral content of edible marine seaweeds. *Food Chemistry*, 79(1), 23–26.
- Shanmugam, M., Mody, K. H., Ramavat, B. K., Murthy, A. S. K., & Siddhanta, A. K. (2002). Screening of *Codiacean* algae (Chlorophyta) of the Indian coasts for blood anticoagulant activity. *Indian Journal of Marine Science*, 31, 33–38.
- Sin, L. T., Rahmat, A. R., & Rahman, W. A. W. A. (2012). Polylactic Acid: PLA Biopolymer Technology and Applications (p. 327). Oxford: Elsevier Science & Technology. (PDL Handbook Series).
- Siracusa, V. (2016). Packaging material in the food industry. In *Antimicrobial Food Packaging* (pp. 95–106).
- Sluiter, A., Hames, B., Ruiz, R., Scarlata, C., Sluiter, J., Templeton, D., & Crocker, D. (2008). Determination of total solids in biomass and total dissolved solids in liquid process samples: Laboratory analytical procedure (LAP). National Renewable Energy Laboratory (NREL), Golden, CO. NREL/TP-510-42621
- Smith, B. C. (2011). *Fundamentals of Fourier Transform Infrared Spectroscopy* (2nd ed.). CRC Press.
- Thanh, T. T. T., Quach, T. M. T., Nguyen, T. N., Luong, D. V., Bui, M. L., & Van Tran, T. T. (2016). Structure and cytotoxic activity of ulvan extracted from green seaweed *Ulva lactuca*.

- International Journal of Biological Macromolecules, 93, 695–702.
<https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2016.09.040>
- Tonuk, D. (2018). Materials as temporally specific phenomena: Specialization and compromise in bioplastics production (p. 116).
 - Toskas, G., Hund, R. D., Laourine, E., Cherif, C., Smyrniotopoulos, V., & Roussis, V. (2011). Nanofibers based on polysaccharides from the green seaweed *Ulva rigida*. Carbohydrate Polymers, 84(3), 1093–1102. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2010.12.075>
 - Van Hoof, V., & Geerken, T. (2012). Bioplastiques : définitions, normes, possibilités d’application, impact sur l’environnement (p. 21).
 - Yaich, H., Garna, H., Besbes, S., Barthélémy, J. P., Paquot, M., Blecker, C., & Attia, H. (2011). Impact of drying process on the chemical composition and antioxidant activity of *Ulva lactuca* seaweed. Journal of Food Processing and Preservation, 35(3), 349–363. <https://doi.org/10.1111/j.1745-4549.2010.00476.x>
 - Yaich, H., Garna, H., Besbes, S., Paquot, M., Blecker, C., & Attia, H. (2017). Effect of extraction procedures on structural, thermal and antioxidant properties of ulvan from *Ulva lactuca* collected in Monastir coast. International Journal of Biological Macromolecules, 105, 1430–1439. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2017.07.141>
 - Yoon, S. J., Pyun, Y. R., Hwang, J. K., & Mourão, P. A. S. (2007). A sulfated fucan from the brown alga *Laminaria cichorioides* has mainly heparin cofactor II-dependent anticoagulant activity. Carbohydrate Research, 342(15), 2326–2330.
 - You, S. G., Yang, C., & Lee, B. Y. (2010). Molecular characteristics of partially hydrolyzed fucoïdans from sporophyll of *Undaria pinnatifida* and their in vitro anticancer activity. Food Chemistry, 119(2), 554–559.
 - Zhang, J., Linyong, Z., Jane, J.-L., & Mungara, P. (2006, April 19). Morphology and properties of soy protein and polylactide blends. Biomacromolecules, pp. 1551–1561.
 - Zhang, Z., Wang, F., Wang, X., Liu, X., Hou, Y., & Zhang, Q. (2010). Extraction of the polysaccharides from five algae and their potential antioxidant activity in vitro. Carbohydrate Polymers, 82(1), 118–121. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2010.04.031>
 - Zitouni, N., Bensalah, F., Boudissa, S.M., & Khelifi, L. (2015). Biochemical composition of some green seaweeds from the Algerian coast. Journal of Materials and Environmental Science, 6(3), 758-765.

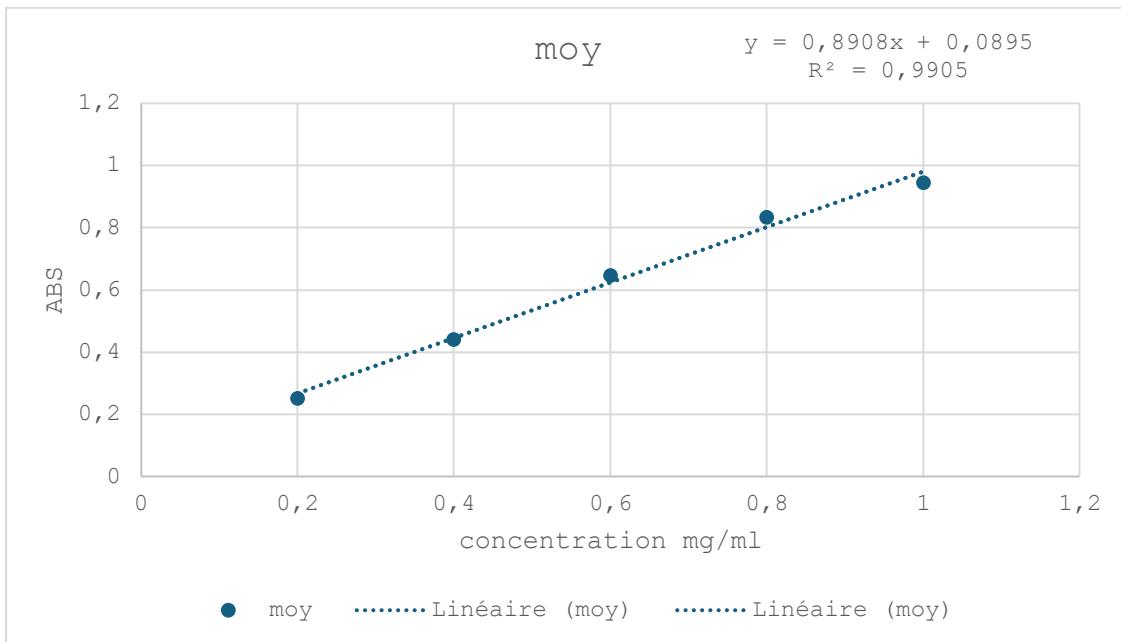
Site d'internet

- <https://www.aquaportal.com/dictionnaire/definition/429/algue>
- <https://www.loopz.com/blog/bioplastique-et-packaging-un-duo-gagnant/#:~:text=L'utilisation%20de%20bioplastique%20est,de%20plastiques%20issus%20d'hydrocarbures.>
- https://www.google.com/imgres?q=bioplastique%20en%20agriculture&imgurl=https%3A%2F%2Fwww.agro-chemistry.com%2Fwp-content%2Fuploads%2F2021%2F12%2FMulch-Film-R.jpg&imgrefurl=https%3A%2F%2Fwww.agro-chemistry.com%2Fnews%2Fun-recommends-replacing-conventional-plastics-by-bioplastics%2F&docid=tiZ6KPL36TXWzM&tbnid=gGJeP4_3_zWvnM&vet=12ahUKEwiF_7ip7SLAxVS9wIHHbYsFNAQM3oECBUQAA..i&w=1600&h=1066&hcb=2&ved=2ahUKEwiF_7ip7SLAxVS9wIHHbYsFNAQM3oECBUQAA

Annexe

Annexes

Courbe d'étalonnage



Courbe d'étalonnage de glucose

Résumés

Résumé

L'*Ulva*, une algue verte très répandue le long des côtes algériennes, présentant un potentiel considérable pour la valorisation dans les matériaux biodégradables. La présente étude s'est intéressée à la production d'un bioplastique à partir des biomolécules de cette espèce collectée dans la wilaya de Skikda. La détermination de la teneur en eau a montré que cette algue contient approximativement **90,3 ± 1,2 %**. L'analyse biochimique a indiqué une faible teneur en lipides, soit **0,87 ± 0,03 %**, une teneur modérée en protéines de **16,45 ± 0,3 %** et un faible taux de sucres se chiffrant à **1,6 ± 0,7 %**. Le rendement obtenu lors de l'extraction du biopolymère d'intérêt en utilisant la macération à chaud a atteint **42,3%**. La caractérisation de l'extrait par FTIR a confirmé la présence de polysaccharides sulfatés de type ulvane, composés de plusieurs sucres, ainsi que d'une fraction protéique. Le bioplastique fabriqué à base de polymère de l'algue présentait un bon aspect et une flexibilité notable. Le test de biodégradabilité du bioplastique produit a révélé une perte de **29,87 %** de sa masse initiale après **30 jours**, avec une prévision de biodégradation complète dans un délai de **3 à 4 mois**. Ces résultats révèlent que l'algue de genre *Ulva* présente une ressource prometteuse pour le développement de bioplastiques respectueux de l'environnement.

Mots clés : *Ulva*, biopolymère, bioplastique, polysaccharides, FTIR, biodégradabilité, extraction à chaud.

Abstract

Ulva, a green seaweed widely found along the Algerian coasts, shows considerable potential for use in biodegradable materials. This study focused on the production of a bioplastic from the biomolecules of this species, collected from the Skikda region. The moisture content determination showed that this seaweed contains approximately **90.3 ± 1.2%** water. Biochemical analysis revealed a low lipid content of **0.87 ± 0.03%**, a moderate protein content of **16.45 ± 0.3%**, and a low sugar level of **1.6 ± 0.7%**. The yield obtained during the extraction of the target biopolymer using hot maceration reached **42.3%**. The FTIR characterization of the extract confirmed the presence of sulfated polysaccharides of the ulvan type, composed of various sugars, as well as a protein fraction. The bioplastic produced from the algal polymer showed a good appearance and notable flexibility. The biodegradability test of the produced bioplastic revealed a **29.87%** weight loss after **30 days**, with complete biodegradation expected within **3 to 4 months**. These results demonstrate that seaweed of the *Ulva* genus is a promising resource for the development of environmentally friendly bioplastics.

Keywords: *Ulva*, biopolymer, bioplastic, polysaccharides, FTIR, biodegradability, hot extraction.

الملخص

تُعدُّ الأولفا، وهي طحلب أخضر واسع الانتشار على طول السواحل الجزائرية، من الموارد الوعادة للاستغلال في تصنيع المواد القابلة للتحلل الحيوي. وقد ركزت هذه الدراسة على إنتاج مادة بلاستيكية حيوية انطلاقاً من الجزيئات الحيوية لهذا النوع، الذي تم جمعه من ولاية سكيكدة. أظهرت قياسات نسبة الرطوبة أن هذا الطحلب يحتوي على حوالي $90.3\% \pm 1.2$ من الماء. وكشفت التحاليل البيوكيميائية عن انخفاض نسبة الدهون (حوالي $0.03 \pm 0.87\%$)، ونسبة متوسطة من البروتينات ($16.45\% \pm 0.3$)، ونسبة منخفضة من السكريات قدرت بـ $1.6\% \pm 0.7$. أما مردود الاستخلاص خلال عملية النقع الساخن للحصول على المركب الحيوي المستهدف، فقد بلغ 42.3% . وأكدت التحاليل الطيفية بالأشعة تحت الحمراء وجود سكريات متعددة الكبريتات من نوع أولفان، تتكون من عدة أنواع من السكريات، بالإضافة إلى جزء بروتيني. وقد أظهرت المادة البلاستيكية الحيوية المصنعة من مركب الطحلب مظهراً جيداً ومرنة ملحوظة. وأظهر اختبار التحلل الحيوي للمادة المنتجة فقدان 29.87% من الكتلة بعد 30 يوماً، مع توقيع تحلل كامل خلال فترة تتراوح بين 3 إلى 4 أشهر. وتبين هذه النتائج أن طحالب الأولفا تُعدُّ مورداً واعدة لتطوير مواد بلاستيكية قابلة للتحلل وصديقة للبيئة.

الكلمات المفتاحية: أولفا، بوليمر حيوي، سكريات كبريتية، التحليل الطيفي بالأشعة تحت الحمراء بتحويل فورييه، التحلل البيولوجي، الاستخلاص الساخن.

Année universitaire : 2024-2025	Présenté par : CHADI Rayene
Production de bioplastique à base d'algue verte du genre <i>Ulva</i>	
Mémoire pour l'obtention du diplôme de Master en Biochimie Appliquée	
Résumé	
<p>L'<i>Ulva</i>, une algue verte très répandue le long des côtes algériennes, présentant un potentiel considérable pour la valorisation dans les matériaux biodégradables. La présente étude s'est intéressée à la production d'un bioplastique à partir des biomolécules de cette espèce collectée dans la wilaya de Skikda. La détermination de la teneur en eau a montré que cette algue contient approximativement 90,3 ± 1,2 %. L'analyse biochimique a indiqué une faible teneur en lipides, soit 0,87 ± 0,03 %, une teneur modérée en protéines de 16,45 ± 0,3 % et un faible taux de sucres se chiffrant à 1,6 ± 0,7 %. Le rendement obtenu lors de l'extraction du biopolymère d'intérêt en utilisant la macération à chaud a atteint 42,3%. La caractérisation de l'extrait par FTIR a confirmé la présence de polysaccharides sulfatés de type ulvane, composés de plusieurs sucres, ainsi que d'une fraction protéique. Le bioplastique fabriqué à base de polymère de l'algue présentait un bon aspect et une flexibilité notable. Le test de biodégradabilité du bioplastique produit a révélé une perte de 29,87 % de sa masse initiale après 30 jours, avec une prévision de biodégradation complète dans un délai de 3 à 4 mois. Ces résultats révèlent que l'algue de genre <i>Ulva</i> présente une ressource prometteuse pour le développement de bioplastiques respectueux de l'environnement.</p>	
Mots-clefs : : <i>Ulva</i> , biopolymère, bioplastique, polysaccharides, FTIR, biodégradabilité, extraction à chaud.	
Laboratoires de recherche : laboratoire de Biochimie RDC (U Constantine 1 Frères Mentouri).	
Présidente du jury :	Dr. GUENDOUZE Assia (MC(A) – U Constantine1 Frères Mentouri).
Encadrante :	Dr. KASSA LAOUAR Mounia (MA(B)- U Constantine1 Frères Mentouri).
Examinateuse :	Dr. ZEHANI Lamia (MA(B)- U Constantine1 Frères Mentouri).