

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieure et de la Recherche Scientifique
المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر وتهيئة الساحل
Ecole National 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
d'état**

Option : Biodiversité et gestion des écosystèmes

Thème :

**Etude de quelques paramètres physico-chimiques et
écotoxicologiques d'une algue verte du genre *Ulva* du littoral
algérois**

Présenté par :

Guerouabi Ibtissame

Goudjil Sarah

Soutenu le 29 / 09 devant le jury composé de :

Mme MAOUEL DJ.	Maître de conférences classe B	ENSSMAL	Présidente
M REFES W.	Professeur	ENSSMAL	Promoteur
Mme AMROUCHE L.	Maître assistante classe A	ENSSMAL	Co-promotrice
M LOURGUIOUI H.	Maître de conférences classe B	ENSSMAL	Examineur
Mme BAHRI N.	Doctorante	ENSSMAL	Examinatrice

Année universitaire : 2021 / 2022

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieure et de la Recherche Scientifique
المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر وتهيئة الساحل
Ecole National Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Hydrobiologie Marine et Continentale

Spécialité : Biodiversité et gestion des écosystèmes

Thème :

**Etude de quelques paramètres physico-chimiques et
écotoxicologiques d'une algue verte du genre *Ulva* du littoral
algérois**

Présenté par :

Guerouabi Ibtissame

Goudjil Sarah

Soutenu le 29 / 09 devant le jury composé de :

Mme MAOUEL DJ.	Maître de conférences classe B	ENSSMAL	Présidente
M REFES W.	Professeur	ENSSMAL	Promoteur
Mme AMROUCHE L.	Maître assistante classe A	ENSSMAL	Co-promotrice
M LOURGUIOUI H.	Maître de conférences classe B	ENSSMAL	Examineur
Mme BAHRI N.	Doctorante	ENSSMAL	Examinatrice

Année universitaire : 2021/ 2022

REMERCIMENS

En arrivant enfin à l'aboutissement de ce projet de fin d'étude, qui s'est avéré être une expérience très enrichissante et instructive à notre égard, nous tenons à montrer notre gratitude à toutes les personnes ayant contribué de près ou de loin à la réalisation de ce modeste travail.

*Nous tenons tout d'abord à exprimer nos profonds remerciements et respect à notre promoteur **Mr REFESWahid**, Professeur à l'Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral ENSSMAL. Pour la confiance qu'il nous a accordée en nous accueillant au sein de son équipe, pour son accompagnement que ce soit pour la formation sur terrain ou bien le travail effectué au laboratoire, pour ses orientations qui sont toujours restées souples en sorte à nous convenir, ainsi qu'au partage de son savoir et de sa longue expérience.*

*Nous tenons à exprimer notre gratitude à notre Co-promotrice **Mme AMROUCHELynda** maître assistante classe A au niveau de l'Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral ENSSMAL, pour le temps et l'énergie qu'elle a employés afin de superviser notre travail, ainsi que pour sa disponibilité, ses nombreux conseils et directives. Nous la remercions pour son implication et l'intérêt accordé depuis le début jusqu'à la dernière ligne droite de la réalisation de ce travail. Nous lui adressons nos sincères respects.*

*Nous remercions particulièrement **Mme GUEROUMI Houda** ingénieur de laboratoire au niveau de l'ENSSMAL, pour son aide hors-norme à la bonne réalisation de tout notre travail, pour sa bienveillance et modestie, ainsi qu'à la fluidité qu'elle possède à partager toutes ses connaissances. Ce fut un plaisir de travailler à ses côtés.*

Nos vifs remerciements à toute l'équipe des ingénieurs responsables de matériel et de certains laboratoires de l'ENSSMAL, pour leur coopération et leur application à nous procurer tout le matériel ainsi que les bonnes conditions à la préparation de notre travail.

*Nous sommes également très honorées par la présence du jury, de **M LOURGUIOUI** et **Mme BAHRI**, nous les remercions d'avoir accepté d'examiner et de contribuer à l'amélioration de ce travail.*

Enfin, nos remerciements les plus sincères sont adressés à nos parents et à nos familles. Ainsi qu'à nos amis sincères, et à toutes les personnes nous ayant soutenu d'une quelconque façon qu'elle soit.

« Merci »

DEDICACES

Jedédiece travail

*A la mémoire de mon très cher Père qui aimait tant les sciences. Le souvenir,
c'est la présence invisible (Victor Hugo)*

*A ma très chère Mère, pour tous ses sacrifices, ses encouragements et à qui, ce
Mémoire revient en premier...*

*A mes très chères Soeurs, Wahiba, Nadjima, Fahima, Sarah et Nessrine pour leurs
aides, leurs générosités, leurs encouragements et leur disponibilité...*

A mes deux frères, Samir et Omar

*A mes chers amis qui ont toujours été là pour moi dans les bons mais aussi dans les
mauvais moments, qui m'ont aidé tous par
un moyen ou un autre et qui m'ont chaleureusement encouragé le long de
mon parcours, à vous: Hylida, Imene, Ouerdia, Dyna, Sarah et Ines et surtout
Zineddine .*

Et à toutes les personnes qui me sont chères.

Ibtissame

DEDICACES

Voilà que ce modeste travail touche à sa fin marquant ainsi l'achèvement d'un chapitre important de ma vie. Et c'est par ce billet que j'aimerais profiter pour rendre hommage aux personnes sans qui ceci n'aurait pu avoir lieu.

A mes très chers parents,

A la personne la plus douce et bienveillante qui m'a été donné de connaître, à celle au cœur en or, pour qui céder toute sorte de richesse aux prix de la satisfaction d'autrui forme son quotidien. A mon abri, ma confidente, mon pilier et mon espoir de vie. A la personne qui n'a jamais perdu foi en moi peu importe les circonstances. A tous tes sacrifices, à tes rêves déliés pour que les nôtres voient le jour, à ton amour inconditionnel et ta compréhension sans normes. A mon premier et meilleur professeur, à ma chère maman. Merci mamoune.

A la personne la plus assidue et compétente que j'ai pu rencontrer. A tous les sacrifices que tu fais pour qu'on puisse jouir d'une belle vie, sans manquer de rien. Pour toutes les fêtes et occasions que tu as ratées, étant coupé du monde à travailler. Pour ta générosité, et gentillesse inouïes. Pour ta tolérance et bienveillance. Pour l'amour silencieux que tu m'as accordé depuis ma naissance, et pour la totale confiance à laquelle j'ai eu droit. Je te dis merci papa. Que dieu vous bénisse, et vous offre une longue vie prospère en bonne santé.

A mon frère, et mes petites sœurs,

Au premier ami et compagnon de jeu que j'ai eu. A nos escapades nocturnes trimbalant ma valise rouge, à mes demandes que tu ne refuses jamais, à toutes les fois où tu m'a attendue sur le quai jusqu'à mon départ, à ta gentillesse et ton attention sans garde. Merci Yanis.

A notre rayon de soleil, qui a toujours su apporter la joie et la gaieté autour d'elle où qu'elle aille. A la plus délicate et gracieuse des écrivaines dramatiques. A toutes tes petites attentions discrètes. A toute la compréhension et maturité dont tu fais preuve. A toi shéra.

DEDICACES

A notre génie et jeune prodige. A notre artiste passionnée, qui cache bien d'autres talents. A la voix de la sagesse et du discernement. A la plus discrète des dessinatrices prodigieuse. A toi Inès. Je vous souhaite d'atteindre tous vos objectifs et rêves les plus fous, tout en profitant d'une longue vie épanouie.

A ma sœur de cœur, et à mon âme sœur. A Sara et Khaled. A ces deux merveilleuses personnes avec qui j'ai eu la chance de grandir et de découvrir la vie. A tous vos conseils et encouragements, à votre présence constante lors des moments de joie comme de tristesse. A la force que vous me procurez pour devenir quelqu'un de meilleur. A l'amour pur que vous m'offrez continuellement. Je vous remercie, et vous souhaite tout le bonheur et la réussite du monde.

A mes grands-parents,

A setti et A la mémoire de mon grand-père, que son âme repose en paix.

A mes deuxièmes parents, qui m'ont élevée en me berçant de tout l'amour du monde. Et qui ne cessent de veiller sur moi, de par leurs prières qui me suivent partout où je vais.

Que dieu puisse vous accorder une longue vie entourés de tous vos enfants et petits-enfants.

A toutes mes tantes, ainsi que mes oncles. Merci de votre présence ainsi que votre soutien.

A mon binôme, merci pour ta compréhension et ta patience, ainsi que ta détermination qui te permet d'accomplir tout ce que tu veux. Je te souhaite pleins d'autres réussites encore.

Sarah

TABLE DES MATIERES

Table des matières	i
Liste des abréviations	iii
Liste des figures.....	vi
Liste des tableaux	viii
Introduction.....	2
I. Chapitre I : Synthèse bibliographique.....	5
I.1. Généralité sur les algues	5
I.1.1. Définition.....	5
I.1.2. Classification des algues.....	5
I.1.2.1. Cyanobactéries.....	6
I.1.2.2. Les algues rouges (Rhodophycées).....	6
I.1.2.3. Les algues brunes (Phéophycées).....	6
I.1.2.4. Les algues vertes (chlorophycées).....	7
I.1.3. Facteurs de répartition et habitat des algues.....	7
I.1.3.1. Substrat.....	8
I.1.3.2. Lumière.....	8
I.1.3.3. Température.....	8
I.1.3.4. Salinité.....	8
I.1.3.5. Potentiel hydrogène.....	8
I.1.3.6. Agitation de L'eau.....	9
I.1.4. Reproduction et cycle de vie	9
I.1.5. Ecologie et rôle des algues.....	9
I.1.6. Utilisation des algues.....	10
I.2. Algues appartenant à la famille des Ulvaceae.....	11
I.2.1. Définition.....	11
I.2.2. Habitat et distribution.....	11
I.2.3. Méthodes de reproduction.....	11
I.2.4. Les phytoconstituants des Ulvacées.....	12
I.2.4.1. Les polysaccharides.....	12
I.2.4.2. Les protéines.....	13
I.2.4.3. Les composés phénoliques.....	13
I.2.4.3.1. Classification.....	14
I.2.4.4. Les lipides et acides gras.....	15
I.2.4.5. Les pigments.....	15
I.2.4.6. Les vitamines.....	15
I.2.4.7. La matière minérale.....	16
I.2.4.8. L'eau.....	16
I.3. Les composants chimiques et organiques de l'eau de mer.....	16
I.3.1. Eléments minéraux.....	16
I.3.2. Matières organiques.....	18
I.3.2.1. Matière organique particulaire.....	18
I.3.2.2. Chlorophylles.....	18
I.3.2.3. Matière organique dissoute.....	18

TABLE DES MATIERES

I.3.3.	Caractéristiques physico-chimiques de l'eau de mer.....	19
I.3.3.1.	Salinité.....	19
I.3.3.2.	Densité.....	19
I.3.3.3.	Solubilité.....	19
I.3.3.4.	Température.....	19
I.3.3.5.	Potentiel hydrogène.....	20
I.3.3.6.	Matières en suspension.....	20
I.3.3.7.	Dureté.....	20
I.3.3.8.	L'oxygène dissous.....	21
I.3.4.	Caractéristiques bactériologiques.....	21
I.3.4.1.	Microflore de l'eau.....	21
I.3.4.2.	Généralités sur les micro-organismes recherchés dans l'eau de mer.....	21
I.3.4.3.	Les normes bactériologiques d'eau de baignade.....	23
I.4.	L'écotoxicologie.....	23
I.4.1.	Définition de l'écotoxicologie.....	23
I.4.2.	Bio-surveillance.....	24
I.4.3.	Bioindicateur.....	26
I.4.4.	Biomarqueur.....	27
II.	Chapitre II : Matériel et méthodes.....	28
II.1.	Choix et Description des sites de prélèvements.....	28
II.2.	Plan d'échantillonnage.....	30
II.3.	Matrice eau.....	31
II.3.1.	Travail in situ (en mer).....	31
II.3.1.1.	Mesure des paramètres physico-chimiques.....	31
II.3.1.2.	Méthodes de prélèvement des échantillons.....	32
II.3.2.	Travail au laboratoire.....	33
II.3.2.1.	Mesure de la matière en suspension (MES).....	33
II.3.2.2.	Détermination de la qualité microbiologique des eaux de mer.....	34
II.3.2.2.1.	Dénombrement des coliformes totaux et coliformes thermotolérants.....	36
II.3.2.2.2.	Dénombrement des streptocoques fécaux.....	36
II.3.2.2.3.	Recherche (présence/absence) des germes pathogènes.....	36
A-	Salmonelles.....	36
B-	Vibrions.....	38
II.3.2.3.	Identification des germes isolés par des tests biochimiques classiques et galeries API20.....	39
II.4.	Matrice végétale : algues.....	40
II.4.1.	Travail in situ (en mer).....	40
II.4.2.	Travail au laboratoire : Traitement des échantillons et analyses.....	40
II.4.2.1.	Identification et caractérisation des algues.....	41
II.4.2.2.	Détermination de la composition chimique globale des ulves.....	41
II.4.2.2.1.	Détermination de la teneur en eau.....	41
II.4.2.2.2.	Détermination de la teneur en minéraux.....	42

TABLE DES MATIERES

II.4.2.2.3.	. Détermination de la teneur en lipides	43
II.4.2.2.4.	. Détermination de la teneur en protéines totales.....	46
II.4.2.3.	Extraction des biomolécules d'intérêt écotoxicologique.....	46
II.4.2.3.1.	. Extraction et dosage des composés phénoliques.....	46
A-	Extraction des composés phénoliques.....	46
B-	Dosage des composés phénoliques.....	47
II.4.2.3.2.	Extraction et analyses biochimiques des polysaccharides.....	48
A-	Extraction des polysaccharides.....	48
II.5.	Etude statistiques.....	50
III.	Chapitre III : Résultats et Discussion.....	51
III.1.	Identification des algues.....	51
III.2.	Composition chimique globale d' <i>Ulvaspp.</i>	54
III.2.1.	Teneur en eau.....	56
III.2.2.	Teneur en minéraux.....	56
III.2.3.	Teneur en lipides.....	57
III.2.4.	Teneur en Protéines totales.....	58
III.2.5.	Teneur en Polysaccharides.....	60
III.2.6.	Teneur en Polyphénols.....	61
III.3.	Présentation, analyse et interprétation des résultats des analyses physico-chimiques et bactériologiques.....	63
III.3.1.	Présentation des résultats des paramètres physico-chimiques analysés.....	64
III.3.1.1.	Température	64
III.3.1.2.	Oxygène dissous.....	65
III.3.1.3.	Potentiel d'hydrogène.....	66
III.3.1.4.	Salinité.....	67
III.3.1.5.	Matière en suspension MES.....	68
III.3.2.	Composition bactériologique.....	69
III.3.2.1.	Estimation des coliformes totaux.....	70
III.3.2.2.	Estimation des coliformes Fécaux.....	70
III.3.2.3.	Estimation des streptocoques fécaux.....	71
III.3.2.4.	Estimation des germes pathogènes.....	72
A-	Salmonelles.....	72
B-	Vibrions.....	72
	Conclusion.....	73
	Référence bibliographique.....	75
	Annexes.....	I

LISTE DES ABREVIATIONS

Symbole	Définitions
%	Pourcentage
°C	Degrés Celsius
Ph	Potentiel d'hydrogène
Mg	Milligramme
G	Gramme
Da	Dalton
L	Litre
Kg	Kilogramme
μ	Micro
COP	Carbone Organique Particulaire
COT	Carbone organique total
N	Azote
P	Phosphore
C	Carbone
Mm	Micromètre
Mol	Mole
UPS	Unité pratique de salinité
Na ⁺	L'ion sodium
K ⁺	L'ion potatium
H ⁺	L'ion d'hydrogène
CaCO ₃	Carbonate de calcium
H	Heur
Mm	Millimètre
Ml	Millilitre
PFU	Unité de formation de plaque
M	Mètre
Km	Kilomètre
μs	Micro siemens
Cm	Centimètre
Min	Minute
Mm	Micromètre
MES	Matières en suspensions

LISTE DES ABREVIATIONS

UFC	Unité Formant Colonie
SF	Streptocoques fécaux
BEA	Bile Esculine Agar
SFB	Bouillon au sélénite de sodium
SS	Gélose Salmonella Shigella
H ₂ O ₂	Peroxyde d'hydrogène
EPA	Eau peptoné alcaline
TCBS	Thiosulfate Citrate Bile Saccharose
µm	Micromètre
Cu ⁺	L'ion cuivre
Nm	Nanomètre
NAOH	Hydroxyde de sodium
T°	Température
BSA	Sérum albumine bovine
DO	Densité optique
µl	Microlitre
N	Normal
Na ₂ CO ₃	Carbonate de sodium
µg	Microgramme
Gr	Grossissement
MF	Matière fraîche
MS	Matière sèche
Eq	Equivalent
SOD	Superoxyde dismutase
GSH-Px	Glutathion peroxydase
EtOAc	Acétate d'éthyle
GAE	Gallicacidequivalent
CT	Coliformes totaux
CF	Coliformes fécaux
SF	Streptocoques fécaux
FAO	Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Facteurs de repartition des algues marines (Leclerc ,2010)	7
Figure 2 : Alternance des générations chez les algues (https://www.bord-a-bord.fr , 2021).....	9
Figure 3 : Cyle de reproduction d'une algue verte (<i>Ulva lactuca</i>) (Raven P. H. et <i>al.</i> , 2007.)	12
Figure 4 : Squelette de base des flavonoïdes (Bruneton.1999).....	15
Figure 5 : Les concepts de la biosurveillance (Mouhoub-Sayah et <i>al.</i> , 2015)	25
Figure 6 :Biosurveillance : les différents niveaux d'observation (d'après Geffard, 2009 et Lamonica, 2016) (Photos : proteis.eu, jardinons-alecole.org, forestiersdumonde.org – © Ecotoxicologie.fr) Légende : EN GRAS NOIR MAJUSCULE : les niveaux d'observation (sub-organisme, organisme, etc.)En vert : ce qui est observé/mesuré.	25
Figure 7 : Biomarqueurs et bioindicateurs : spécificités des outils en termes de pressions, niveaux de réponses du vivant et capacité intégrative VS identification des processus. (Pont et Garric, 2010)	26
Figure 8 : Situation géographique des trois sites (Ain Benian, Sidi Fredj, et Ain Tagourait) au niveau de la baie de Bou-Ismaïl.....	28
Figure 9 : Rejets d'eau d'assainissement (a) et des macro-déchets (b) directement sur la plage d'Ain Benian.	29
Figure 10: Pollution par les macro-déchets sur la plage Ouest de Sidi Fredj (ENSSMAL)	29
Figure 11 : Situation géographique (GOOGLE EARTH.2022) (a) et vue d'ensemble (b) de la plage d'Ain Benian (La madrague) (Alger)	30
Figure 12 :Situation géographique (GOOGLE EARTH.2022) (a)et vue d'ensemble (b) de la plage de Sidi Fredj (ENSSMAL)	30
Figure 13 :Situation géographique (GOOGLE EARTH.2022) (a)et vue d'ensemble (b) de la plage d'Ain Tagourait (Tipaza).....	31
Figure 14:Valise multiparamètres terrain (mesure pH et température).....	32
Figure 15 : Instrument de mesure de la salinité et conductivité de terrain.....	32
Figure 16 : Transport dans glacières	33
Figure 17: Flacons d'échantillonnage.....	33
Figure 18 : Bouteilles en polyéthylène.....	33
Figure 19 : Une rampe de filtration sous vide de marque	34
Figure 20 : Une balance de précision.....	34
Figure 21: Un dispositif de filtration sous vide de marque Sartorius.....	35
Figure 22 : Protocole de la coloration de Gram (microbiologie-clinique.com)	38
Figure 23 : Récolte des échantillons	40

LISTE DES FIGURES

Figure 24 :Etalement des échantillons.....	41
Figure 25 : Algue séchée.....	41
Figure 26 : Creusets contenant l'algue	43
Figure 27 : Creusets contenant la matière minérale.....	43
Figure 28 : Protocole d'extraction des lipides totaux.(Méthode Soxhlet).....	44
Figure 29 : Extraction des lipides par un extracteur de Soxhlet.....	45
Figure 30: Evaporation du solvant par un rota-vapeur.....	45
Figure 31 :Extraction des composés phénoliques	47
Figure 32 :Extraction et isolement des polysaccharides.	49
Figure 33 : <i>Ulva lactuca</i>	51
Figure 34 : <i>Ulva intestinalis</i>	51
Figure 35 :Composition chimique globale de l'algue <i>Ulva spp.</i> Au niveau du site 01(Ain Benian)	55
Figure 36 :Composition chimique globale de l'algue <i>Ulva spp.</i> Au niveau du site 02(Sidi Fredj)	55
Figure 37 :Composition chimique globale de l'algue <i>Ulva spp.</i> Au niveau du site 03(Ain Tagourait).....	55
Figure 38:Courbe d'étalonnage de la solution de BSA.....	58
Figure 39 :: Courbe d'étalonnage de l'acide	62
Figure 40 :Graphique en courbe présente variations des valeurs de la température de l'eau de mer des trois sites	64
Figure 41: Variation de l'Oxygène dissous des sites étudiés	65
Figure 42 :Variation du pH des eaux étudiées pour les trois sites	66
Figure 43 :Valeurs de la salinité des trois sites (Ain Benian, Sidi Fredj et Ain Tagourait).....	67
Figure 44: Variation temporelle des matières en suspensions dans des trois sites (Ain Benian, Sidi Fredj et Ain Tagourait).....	68
Figure 45:Comparaison entre les différentes concentrations en coliformes totaux dans les 3 sites d'échantillonnage.	69
Figure 46 : Comparaison entre les différentes concentrations en coliformes fécaux dans les 3 sites d'échantillonnage.	70
Figure 47 :Comparaison entre les différentes concentrations en streptocoques fécaux dans les 3 sites d'échantillonnage.	71

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Composition chimique de l'eau de mer (Riley et Skirrow.1995)	17
Tableau2 : Concentrations des différents éléments mineurs dont la concentration est supérieure à 1 μ g/l (Chantal Desjardins.2007) « les traitements des eaux ».....	17
Tableau 3:Qualité requise des eaux de baignades (Journal Officiel Algérien, 1993)	23
Tableau 4 : Tableau récapitulatif de l'organisation de l'échantillonnage.	31
Tableau 5 :Classification d' <i>Ulva lactuca</i>	51
Tableau 6 :Classification d' <i>Ulva intestinalis</i>	51
Tableau 7 : Identification des deux espèces d'algues a partir des caractères macroscopiques et microscopiques.....	52
Tableau 8 :La composition chimique globale de l' <i>Ulva lactuca</i> et <i>Ulva intestinalis</i>	54
Tableau 9 : comparaison des teneurs en matière minérale de l'algue <i>Ulva spp.</i> enregistrées au niveau des trois sites d'échantillonnage, selon le test Student.	57
Tableau 10 : comparaison des teneurs en lipides de l'algue <i>Ulva spp.</i> enregistrées au niveau des trois sites d'échantillonnage, selon le test Student.....	58
Tableau 11 : comparaison des teneurs en protéines de l'algue <i>Ulva spp.</i> enregistrées au niveau des trois sites d'échantillonnage, selon le test Student.	59
Tableau 12 : Comparaison des teneurs en polysaccharides de l'algue <i>Ulva spp.</i> enregistrées au niveau des trois sites d'échantillonnage, selon le test Student.	60
Tableau 13 : Comparaison des teneurs en polyphénols de l'algue <i>Ulva spp.</i> enregistrées au niveau des trois sites d'échantillonnage, selon le test Student.	62

INTRODUCTION

GENERALE

Introduction générale

L'Algérie possède un littoral riche en patrimoine naturel diversifié et remarquable avec un potentiel lié au développement socio-économique important (Ministère de l'environnement algérien, 2022). La côte algérienne est néanmoins fortement confrontée à de lourds problèmes de pollution. Elle est aujourd'hui considérée comme le déversoir final de divers agents polluant de provenance multiples (Boutiba et *al.*, 2003 et Grimes, 2010).

La région algéroise fait partie des zones les plus touchées par cette détérioration du milieu, la qualité des eaux marines côtières est de ce fait fortement altérée (Houma et *al.*, 2011). L'évaluation de la qualité des eaux littorales et le suivi des impacts des activités anthropiques sur le milieu marin font généralement appel à la mesure de paramètres physico-chimiques et écotoxicologiques de l'eau et du sédiment (Grall et Coïc, 2006).

L'importance cruciale des algues dans le milieu marin est indéniable. Elles jouent un rôle important dans le fonctionnement et l'équilibre de tous les écosystèmes aquatiques. En plus de leurs immenses variétés d'espèces à divers niveaux évolutifs, elles possèdent des aptitudes à produire des substances et métabolites secondaires chimiquement actifs, œuvrant à la protection ainsi qu'à la défense contre les autres organismes prédateurs ou colonisateurs, ou même aux changements altérant leur biotope naturel.

Les algues marines constituent un énorme réservoir de molécules naturelles potentiellement actives (Rajeev et Xu, 2004 et Blunt et *al.*, 2006 ; 2008 ; 2009). Ces métabolites actifs produits par plusieurs espèces de macro et microalgues marines, montrent des propriétés antibactérienne et anti-inflammatoire, qui sont efficaces dans le domaine thérapeutique (Paul et Puglisi, 2004).

Parmi les composés bioactifs émis par l'algue on retrouve les protéines, ainsi que les polysaccharides sulfatés (Wijesekara et *al.*, 2011), les phlorotannins (Wijesekara et *al.*, 2010 et Li et *al.*, 2011), les pigments (Pangestuti et Kim 2011), les stérols (Wijesekara et *al.*, 2011), les peptides et les protéines (Fleurence, 1999 ; 2004 ; Kim et Wijesekara, 2010 ; Samarakoon et Jeon, 2012). La synthèse des substances secondaires par les algues marines est influencée par la variation saisonnière et la répartition géographique (Valls et *al.*, 1993 ; Maréchal et *al.*, 2004 ; Younes et *al.*, 2009).

Les algues sont des organismes en lien direct avec la qualité de la phase aqueuse, et notamment avec son niveau trophique (Cazaubon et *al.*, 1999). Elles sont donc considérées comme des bio-indicateurs efficaces pour estimer la pollution dans le milieu aquatique, ainsi

que pour l'évaluation de la qualité de l'eau dans le monde (Bonanno et Orlando-Bonaca, 2018).

En Algérie cette évaluation a été réalisée en utilisant les espèces de la macrofaune benthiques (Bakalem et *al.*, 2009 et Grimes et *al.*, 2010). Les macroalgues marines ont donc servi, lors d'une première utilisation pour l'estimation de la qualité du milieu marin des côtes algéroises, et ce lors des travaux de Chabane (Chabane et *al.*, 2018).

Certaines espèces nitrophiles sont favorisées par la pollution. C'est le cas des ulvales, qui sont fréquemment présentes dans la baie d'Alger, notamment *Ulva lactuca* et *Ulva rigida* qui sont considérées comme de bons indicateurs pour déterminer l'eutrophisation du milieu (Ho, 1990).

Elles ont d'ailleurs, fait le centre de divers travaux (Chakraborty et *al.*, 2014), comme bioindicateurs de pollution des écosystèmes côtiers, de par leur morphologie, leur croissance et leur capacité à accumuler différentes quantités des polluants chimiques dans leurs tissus, ainsi que la variation de leurs propres composants chimiques en raison de la perturbation du milieu.

C'est dans cette sphère que s'inscrit notre travail de recherche. Il a pour but d'explorer et d'estimer le potentiel pouvoir de l'algue *Ulva spp.* récoltée sur le littoral ouest de la wilaya d'Alger en tant que biomarqueur pour l'évaluation de la qualité de l'eau des zones étudiées à savoir Ain Benian, Sidi Fredj ainsi que Ain Tagourait.

A cet effet, la présente étude vise à collecter les données sur la composition chimique de l'algue (humidité, cendres, protéines, lipides et glucides) et d'évaluer sa teneur en biomolécules bioactives telles que les composés phénoliques, et les polysaccharides. Notre travail se partage en trois grandes parties :

- La première partie comporte une synthèse bibliographique, qui à son tour est partagée en trois sous-parties, le premier volet porte sur les généralités sur les algues, puis plus précisément les ulvacées ainsi que toutes ses composantes, incluant celles à intérêt écologique et écotoxicologique ; le second se focalise sur l'eau de mer ainsi que ses propriétés ; et le dernier sur l'écotoxicologie en générale.
- La seconde partie est quant à elle subdivisée en deux tranches, la première est consacrée à l'explication des méthodes expérimentales ainsi qu'au matériel utilisé pour la détermination de la composition chimique et biologique de l'algue, ainsi qu'à l'extraction des biomolécules d'intérêt. Suivi de la tranche traitant les méthodes analytiques de l'analyse physicochimique et bactériologique de l'eau de mer.

INTRODUCTION GENERALE

- La troisième et dernière partie est dédiée à l'interprétation et explication des résultats obtenus, et à l'étude comparative avec les travaux réalisés en amont.

Enfin, une conclusion générale qui englobe la finalité des résultats obtenus ainsi que les perspectives complémentaires à ce travail.

CHAPITRE I

Synthèse bibliographique

I. Chapitre I : Synthèse bibliographique

I.1. Généralités sur les algues

Les algues sont apparues sur terre environ 3 à 4 milliards d'années (Marfaing, 2017) via les cyanobactéries. La base de données internationale sur les algues AlgaeBase (M.D. Guiry, Irlande) recense environ 127 000 noms d'espèces, dont la majorité de micro-algues. Il y aurait environ 9 000 espèces de macro-algues, dont 1 500 peuplent les mers d'Europe. (Mathieu.2011).

I.1.1. Définition

Les algues sont des organismes aquatiques, chlorophylliens, thallophytes, qui appartiennent au groupe des cryptogames (Roland *et al.*, 1999). Le terme botanique « algue », du latin « alga », apparu en 1951 permet de désigner un organisme photosynthétique, (Marfaing.2012). Les algues sont caractérisées par leur thalle, qui est un appareil végétatif uni- ou pluricellulaire, ne possédant ni racine, ni tige et ni feuille (Garon-Lardiere.2004), celui-ci contient une structure à sa base (rhizoïdes, crampons, disques...) permettant l'ancrage de l'algue sur un support : une roche (algues épilithes), ou une plante (algues épiphytes), ou un animal (algues épibiontes) ou parfois même sur le sable. Les algues ont des formes et des dimensions très variables certaines sont microscopiques et d'autres mesurent plusieurs mètres de longueur. Elles occupent une place importante dans le milieu marin avec un nombre important d'espèces appartenant à tous les niveaux évolutifs (Oumaskour *et al.*, 2013), et elles sont largement distribuées dans les régions côtières de plusieurs continents (Manivannan *et al.*, 2011).

I.1.2. Classification des algues

Les algues peuvent être classées en une dizaine d'embranchements selon des critères basés sur leur taille, leur composition pigmentaire, leur polysaccharides de réserves ou sur leur caractéristiques structurales (Ruiz.2005). Selon la taille, elles sont subdivisées en deux grands groupes à savoir : les microalgues et les macroalgues

- Les microalgues ou microphytes sont définies comme étant des organismes microscopiques (taille de l'ordre du micron) unicellulaires ou pluricellulaires indifférenciés occupent la plupart des niches écologiques. Sous cette désignation, elles constituent un sous-ordre des Eucaryotes ou des Procaryotes.

Dans ce dernier règne, les représentants des microalgues sont regroupés dans la sous-classe des Cyanobactéries (Sialve *et al.*, 2013). Les microalgues constituent un groupe extrêmement hétérogène rassemblé autour d'une cohérence physiologique : la

photosynthèse oxygénique (Andersen.1992). Cette rassemblerait de plusieurs centaines de milliers à plusieurs millions d'espèces selon les estimations, parmi lesquelles 47000 espèces sont décrites (Andersen et *al.*, 1997 et Sharma et *al.*, 2011).

- Les macroalgues sont divisées à leur tour en trois familles selon leur couleur (Barrington et *al.*, 2009)et (Garon-Lardiere. 2004). Elles peuvent mesurer de quelques centimètres à plusieurs mètres, être en suspension ou agrippées sur un support, elles peuvent être fines ou épaisses (Benmehidi.2017).

Néanmoins, la classification généralement adoptées est celles par rapport à leurs compositions pigmentaires. Les algues sont alors subdivisées en 04 groupes et chaque groupe contient des classes, dont chacune contient des centaines d'espèces (Garon-Lardiere. 2004).

I.1.2.1. Cyanobactéries

Les cyanobactéries appelées « algues bleu-vert » sont des organismes procaryotes capables de photosynthèse constituées des colonies de taille, de forme et de couleur très variable, elles possèdent des pigments surnuméraires bleus (Phycocyanines) et rouges (Phycoérythrine) qui masquent la chlorophylle (a) (Garon-Lardiere.2004). Elles sont présentes naturellement à faibles concentrations dans la grande majorité des milieux aquatiques, notamment les lacs, les eaux courantes, les zones côtières marines et les réservoirs d'eau potable.

I.1.2.2. Les algues rouges (Rhodophycées)

Elles forment un groupe très diversifié sur le plan morphologique et systématique (3900) d'espèce (Demoulin et *al.*, 2009). Ces algues doivent leur couleur à la présence de plastides dans lesquels un pigment rouge, la phycoérythrine, est associé à plusieurs autres pigments dont les chlorophylles, la plupart de ces algues rouges sont pluricellulaires et marines, mais il existe quelques formes unicellulaires et quelques-unes vivent également en eau douce. Les algues rouges sont divisées en deux groupes : celui des Bangiophycées et celui des Floridéophycées. (Garons-Larderaï.2004).

I.1.2.3. Les algues brunes (Phéophycées)

Elles possèdent toutes une structure pluricellulaire, mais leurs dimensions varient depuis les éléments microscopiques jusqu'aux très grands spécimens. La grande majorité des algues brunes sont marines (Garons-Larderaï, 2004).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 beta-carotène (Demoulin et *al.*, 2009).Les algues brunes se situent entre 5 et 25 mètres du fond marin, les Phéophycées représentent les plus grands

thalles et forment les populations les plus denses (Fellous.2018).La grande majorité des algues brunes sont marines (Garons-Larderai.2004).

I.1.2.4. Les algues vertes (chlorophycées)

Les Chlorophycées, ainsi que leur nom l'indique, sont en principe des Algues de couleur verte ; celle-ci étant due à la nature de l'équipement pigmentaire contenu dans leurs chloroplaste (Cabioc'h et *al.*, 2006), leurs plastes sont colorés en vert par les chlorophylles a et b, auxquelles sont associés des carotènes et des xanthophylles (Demoulain et *al.*, 2009).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 (Garons-Larderai, 2004).

I.1.3. Facteurs de répartition et habitat des algues

Les Algues, tout comme l'ensemble des organismes marins, sont soumises à un ensemble de conditions propres au milieu marin et qui constituent leur environnement. Elles présentent à l'égard de celui-ci d'une part des adaptations, d'autre part des exigences (Chabioc'h et *al.*, 2006) .

Leur répartition le long des côtes est donc dépendante d'un certain nombre de facteurs écologiques que l'on peut grouper en facteurs physiques tels que le substrat, la température et la lumière et en facteurs chimiques comme la salinité, le pH, l'oxygène dissout et les sels nutritifs (Figure 1) .



Figure 1 : Facteurs de répartition des algues marines (Leclerc ,2010).

I.1.3.1. Substrat

La nature physique du substrat a une très grande importance pour l'établissement des algues (Naegele et *al.*, 1961). En effet, sa texture et son degré de cohésion sont deux éléments pouvant limiter la solidité de la fixation et de l'ancrage des algues. Néanmoins, en région côtière peu profonde, tout support solide peut être colonisé par les algues (Chabioc'h et *al.*, 2006).

I.1.3.2. Lumière

Les Algues étant des végétaux photosynthétiques, la lumière est indispensable à leur vie. Ce facteur complexe intervient de différentes manières : par sa quantité et par sa qualité, et par la photopériode (durée relative des périodes d'éclairement et d'obscurité) (Chabioc'h et *al.*, 2006). C'est la clé pour que la photosynthèse fonctionne, elle est de toute évidence un facteur fondamental puisque les algues ne sauraient réaliser leur photosynthèse sans elle, il faut que la lumière soit suffisante pour que le rendement énergétique de la photosynthèse dépasse celui de la respiration, de nouvelles algues seront formées et de nouveaux tissus s'élaboreront. Pour cela, il faut attendre le printemps. A ce moment, la durée d'éclairement et l'intensité lumineuse permettent un rendement de la photosynthèse positif (Garon-Lardiere.2004).

I.1.3.3. Température

Outre la lumière, la température influe sur tous les processus métaboliques et reproducteurs des algues. C'est ainsi que les écarts annuels de température et la photopériode sont les facteurs primordiaux pour le développement de certaines espèces et leur présence dans le milieu (Chabioc'h *etal.*, 2006). Les enzymes, catalyseurs de nombreuses réactions, sont très sensibles à la température. Il faut une température au-delà de 10°C pour que les enzymes de beaucoup d'algues soient vraiment efficaces (Garon-Lardiere.2004).

I.1.3.4. Salinité

L'eau de mer contient environ 33 à 38 g par litre de sels divers, concentration convenant bien à la majorité des espèces, les milieux à salinité variable sont des milieux à faible diversité spécifique algale. Algues brunes et Algues rouges y ont très peu de représentants. Seules les Algues vertes, d'ailleurs réduites à un petit nombre de genres, y sont prédominantes. Dans ces régions ne s'installent que des Algues euryhalines d'origine marine (Chabioc'h et *al.*, 2006).

I.1.3.5. Potentiel d'hydrogène

Le pH de l'eau de mer, voisin de 8.2 est principalement fixé par la présence des carbonates, toute modification dans la concentration des carbonates en CO₂ (respiration, photosynthèse,

échanges air-océan) ou en CO_3^{2-} (précipitation) entrainera donc une modification du pH. En milieu côtier et estuarien, certains rejets industriels ou les apports d'eaux continentales sont la cause de variations du pH qui s'avère dans ce cas un indice de pollution (Aminot et *al.*, 1983).

I.1.3.6. Agitation de l'eau

Ce facteur dépend de la conformation des côtes de la bathymétrie des fonds marins : agitation sur les caps rocheux exposés ou au pied des falaises et calme au fond des baies abritées et des estuaires. On définit ainsi les modes battu, semi-battu et calme, avec tous les intermédiaires, certaines espèces au thalle fragile ou très long sont arrachées du support par les fortes vagues tandis que d'autres ont besoin d'une eau battue très oxygénée par les vagues et les courants pour survivre. (Manneville. 2022).

I.1.4. Reproduction et cycle de vie

La reproduction des algues se déroule selon une alternance de phases de reproduction asexuée (scission binaire ou fragmentation des thalles), et de phases de reproduction sexuée, assurée par des thalles producteurs de gamètes (gamétophytes). L'union de ces cellules spécialisées aboutit à la formation d'un œuf ou zygote. (Figure 2)

Aux cycles d'alternance de génération plus ou moins variés caractérisant leur reproduction, se superpose également une alternance de phases (de n à $2n$ chromosomes) (Michel, 2000 ; Garon-Lardiere, 2004 ; Guillaume, 2010 et Bouchoukh, 2017)



Figure 2 : Alternance des générations chez les algues (<https://www.bord-a-bord.fr>, 2021)

I.1.5. Ecologie et rôle des algues

Les algues ont une place importante dans l'écosystème de la planète. Elles constituent une part importante de l'écologie aquatique et adoptent des modes de vie très divers, leur apport le plus évident est leur contribution à la production primaire locale ce qui les place à la base du réseau alimentaire. Les algues constituent également un atout majeur à la limitation de l'effet de serre, grâce à la fixation du dioxyde de Carbone et à la production de l'oxygène moléculaire par photosynthèse (Lionard.2014).

En outre, les macroalgues contribuent à la création d'habitats puisqu'elles offrent des abris à une grande variété de poissons et d'invertébrés.

Par ailleurs, les algues jouent aussi un rôle économique non négligeable en fournissant les ingrédients de base pour de nombreux produits industriels et de consommation courante, mais aussi, plus directement, comme aliment ou comme supplément alimentaire. (Lionard.2014)

Dans les régions côtières polluées par les rejets agricoles, urbains ou industriels les macroalgues peuvent jouer un rôle de biofiltre en absorbant ou/et en adsorbant l'azote et le phosphore dissous transportés par les courants (Chung et *al.* 2002) (Chung.2013). Ces services rendus aux écosystèmes augmenteraient la valeur des algues et par là, la rentabilité du secteur économique (Tamigneaux et *al.* 2016).

I.1.6. Utilisation des algues

Les algues constituent une source nutritionnelle et un produit à haute valeur ajoutée, surtout en Asie où elles sont utilisées directement comme aliments, ou indirectement dans l'industrie des phycocolloïdes (agars et alginates). Elles sont utilisées en agriculture comme engrais et fourrage ; dans l'industrie alimentaire et pharmaceutique, dans le textile, et dans bien d'autres domaines (Chopin.1997).

- Les algues brunes sont capables de fixer les métaux lourds (plomb, mercure) et l'iode dans l'eau (Moritsen.2015).
- Les algues sont utilisées comme matière première pour la production des biocarburants tels que le biodiesel, le bioéthanol et le biogaz moins cher, rentables et écologiques (Chia et *al.*, 2017).
- L'utilisation des populations de macroalgues à grande échelle peut fournir des technologies nouvelles et rentables pour la réduction de la diffusion des contaminants d'origine hydrique comme les métaux lourds, les bactéries pathogènes, les virus, etc. (Chouikhi.2013).
- Les algues constituent un moyen potentiel pour la restauration de la croissance des cultures sous stress abiotique (Nabti et *al.*, 2007) (Arif et *al.*, 2016) grâce à leurs composants chimiques et leur valeur nutritionnelle ainsi qu'aux propriétés physiques de leurs polysaccharides qui améliorent la structure du sol (Kim.1970).
- L'application des algues dans le traitement des eaux usées. Le premier concerne le traitement des eaux usées domestiques et celles issues des activités agricoles afin de diminuer la teneur totale en azote et en phosphore. (Alem.2015)
- Les algues ont un rôle important dans de nombreux domaines comme le captage du carbone, ou la dépollution : les polysaccharides sulfatés (Ulvanes), extraits à partir des

Ulves présentent des potentialités d'applications dans la dépollution de l'air et dans les industries pharmacologiques et cosmétiques. (Chouikhi.2013)(Elmtili et *al.*, 2014)

I.2. Algues appartenant à la famille des Ulvaceae

I.2.1. Définition

Les algues de la famille Ulvaceae sont des algues vertes chlorophytes intégrées dans l'ordre Ulvales, et dans la classe Ulvophyceae (Ulvophycées, Ulvophytes). Les huit genres de la famille appartiennent à l'ordre des Ulvales. Le thalle tubulaire est constitué de filaments accolés les uns aux autres pour former un tube. De la même façon, le thalle foliacé est constitué de filaments accolés formant une lame constituée d'une double assise cellulaire.

I.2.2. Habitat et distribution

Les ulves vivent dans l'eau douce, salée ou même saumâtre car elles sont très peu exigeantes, leur milieu de vie privilégié se situe sur les côtes rocheuses, depuis la zone balayée par les marées jusqu'à une profondeur d'une dizaine de mètres. Selon les espèces, elles peuvent se fixer sur n'importe quel substrat solide : rocher, digue, jetée... ou vivre à l'état libre, en flottant dans l'eau. La répartition est mondiale puisqu'on les retrouve dans tous les océans voire plus largement avec des ulvacées qui colonisent les continents via les lacs, les rivières, les étangs et les mares (Boudouresque.2016).

I.2.3. Méthodes de reproduction

Les ulves comme les autres algues se reproduisent selon deux méthodes (Figure 3). La première est la reproduction sexuée qui est biannuelle du printemps à l'automne.

La deuxième méthode, peu courante chez les autres types d'algues, s'effectue par division ou du thalle pouvant se faire sous la forme fixe ou dérivante, et se produisant toute l'année. Les Ulvacées ont donc un cycle reproductif digénétique (Garon-Lardiere .2004 ; Pettett .2009 ; Faller. 2011).

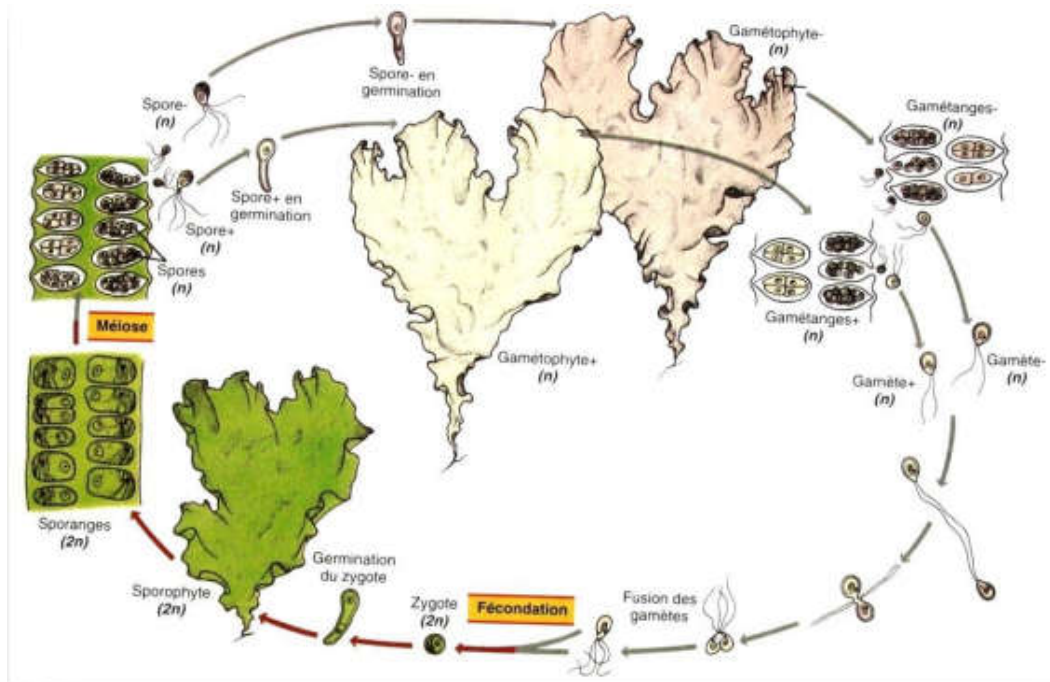


Figure 3 : Cycle de reproduction d'une algue verte (*Ulva lactuca*) (Raven P. H. et al., 2007.)

I.2.4. Les phytoconstituants des Ulvacées

La composition biochimique des macro-algues est très variable selon les espèces, la saison, la zone, les conditions de croissance, de stress. On note cependant que la plupart des composés bioactifs décrits à ce jour sont issus des algues brunes et des algues rouges, tandis que les algues vertes constituent un champ d'investigation assez récent (Person.2011).

I.2.4.1. Les polysaccharides

Les polysaccharides nommés polyholosides sont des macromolécules complexes que l'on retrouve dans tous les règnes (végétal, animal et bactérien) constituées d'un nombre élevé d'unités monosaccharidiques liées entre elles par des liaisons dites glycosidiques (Sinquin et al., 2014 et Bruneton.2009).

Les polysaccharides peuvent être divisés en deux classes en fonction de la nature de leurs composants, lorsque toutes les unités saccharidiques des polysaccharides sont identiques, celui-ci est dit homopolysaccharide (Pierre.2010), lorsqu'elles sont différentes, le polysaccharide est dit hétéropolysaccharide (Weil. 1997 et Quentin et al., 2011).

Les polysaccharides algaux forment une famille étendue au sein de laquelle on distingue :

- Les polysaccharides de réserves

Les polysaccharides sont stockés dans les vacuoles des algues, chez les algues vertes comme les ulvacées les polysaccharides majoritaires sont des hétéropolysaccharides, le Glucane (polymère du 1,4-β-glucose) représente la forme de réserve (Garon-lardiere.2004).

- Les polysaccharides de structures (pariétaux)

Les algues vertes appartenant aux genres *Ulva* sont communes à travers le monde. Elles sont riches en polysaccharides, des études antérieures montrent que les principaux polysaccharides du genre *Ulva* sont la cellulose, l'ulvane, le xyloglucane et l'amidon. La cellulose, le xyloglucane et l'ulvane sont situés dans les parois cellulaires, tandis que l'amidon sert de source de stockage dynamique du glucose (Liquori *et al.*, 1991).

I.2.4.2. Les protéines

Une protéine est une macromolécule biologique composée par une ou plusieurs chaîne(s) d'acides aminés liés entre eux par des liaisons peptidiques. La plupart des macroalgues contiennent tous les acides aminés essentiels et sont une source riche en acide aspartique et acide glutamique (Chermiti *et al.*, 2003) et (Fleurence.2004), chez les macroalgues vertes telles que les espèces appartenant au genre *Ulva*, la teneur en protéines peut représenter de (09 à 33 %) de la matière sèche (Thiviya *et al.*, 2022).

Par exemple, chez l'espèce *Ulva lactuca* (*U. fasciata*) la teneur en protéines varie de 8,7 à 32,8% de matière sèche. La lectine a été isolée et identifiée, elle aurait un rôle protecteur contre le stress oxydatif (Fleurence *et al.*, 2018). Certaines Ulves (algues vertes) ont des teneurs en acides aminés essentiels tels que la valine, la leucine ou encore l'isoleucine comparables à celles décrites pour les légumineuses (Fleurence J *et al.*, 1999).

I.2.4.3. Les composés phénoliques

Les polyphénols des algues marines constituent un groupe très hétérogène de molécules, selon leur structure et leur degré de polymérisation, fournissant ainsi une grande variété d'activités biologiques potentielles (Marfaing et Yannick.2007). Les teneurs diffèrent d'une espèce à une autre, elles sont tributaires du mode d'extraction et la polarité du solvant utilisé. En effet, le contenu phénolique total chez *U. rigida* varie de 9 à 19 mg PHG g⁻¹ (mg d'équivalent d'acide phloroglucinol par g d'extrait d'algue sèche). La teneur la plus élevée en phénols a été obtenue suite à une extraction dans l'acétate d'éthyle, suivie par la fraction chloroformique puis par le butanol et l'eau.

Ces concentrations sont aussi sous l'influence saisonnière puisque les extraits de fin de l'hiver et de début du printemps (Février et mars) ont montré une plus forte teneur phénolique que celles recueillies pendant les autres mois (Trigui *et al.*, 2013).

Par ailleurs, des teneurs encore plus élevées (entre 5 et 15% du poids sec) ont été retrouvées dans les algues brunes et les diatomées (Marfaing.2004). Ils ont des rôles variés : protecteur vis-à-vis des rayons solaires et des prédateurs herbivores en raison de leur goût astringent, ils peuvent également être antibactérien, antifongique ou antilarvaire.

Les composants phénoliques, biologiquement actifs, sont largement utilisés en thérapeutique comme vasoconstricteurs, anti-inflammatoires, inhibiteurs enzymatiques, antioxydants, anti radicalaires et antimicrobiens (Lakhdar.2014).

I.2.4.3.1. Classification

Les composées phénoliques sont commodément classées selon le nombre d'atomes de carbone dans le squelette de base (Larraoui.2007).

Deux principales classes sont largement répandues chez les ulves

- Les tanins
- Les flavonoïdes
- **Les tanins**

Les tanins sont des métabolites secondaires polyphénoliques (Khanbabaee et Ree.2001), Se sont des composés solubles dans l'eau de masse molaire entre 500-2000Da, de structures variées ayant en commun la propriété de précipiter les alcaloïdes, la gélatine et les protéines. (Vermerris et *al.*, 2006).

Les tanins ont une importance économique et écologique importante parmi les caractéristiques des tanins le goût astringence qui est une sensation tactile due à la précipitation des protéines salivaires et qui crée une sensation d'assèchement dans la bouche (Peronny. 2005).

Plusieurs métabolites secondaires ont été extraits par Soxhlet et identifiés chez quelques Chlorophyta dont *Ulva fasciata*, *Ulva lactuca*. En effet, des tannins et des saponines ont été identifiés après l'extraction à l'eau et au méthanol. (Sahayaraj et *al.*, 2014)

- Les flavonoïdes

Les flavonoïdes constituent une classe de métabolites secondaires largement connu dans le règne végétal. Ce sont des pigments, ils sont considérés comme des pigments grâce à leurs couleur jaunâtre et engendrent souvent la coloration des fleurs au-delà de la chlorophylle et des caroténoïdes (Akroum.2011).

Ils constituent un groupe de plus de 6000 composés naturels du règne végétal (Ghedira, 2005), qui sont caractérisés par la présence d'une structure phénolique dans leur molécule, et même d'une structure flavone ce qui les distingue des autres polyphénols.

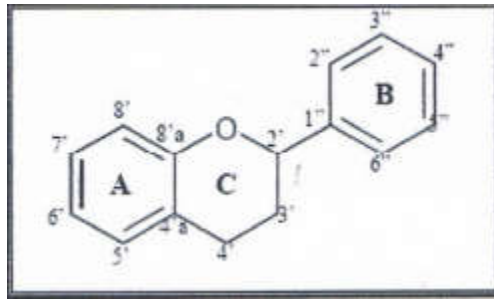


Figure 4 : Squelette de base des flavonoïdes (Bruneton.1999).

Al-Malki et *al.*, (2018) ont rapporté que l'utilisation de l'acétate d'éthyle a permis de récupérer le maximum de composés phénoliques et de flavonoïdes à partir des algues vertes *Ulva lactuca* en comparaisant avec les extraits à l'éthanol et au chloroforme. De plus, l'acétate d'éthyle avait le pouvoir réducteur significatif le plus élevé et l'activité de piégeage contre trois radicaux par rapport aux deux autres solvants. L'acétate d'éthyle a ainsi permis de découvrir la richesse en antioxydants de cette espèce, associée à une importante activité de piégeage contre divers radicaux.

I.2.4.4. Les lipides et acides gras

Les lipides ne représentent que 1 à 5% de la matière sèche chez les algues. Ces dernières sont riches en acides gras polyinsaturés particulièrement les acides oméga 3 et oméga 6 (Ivanova.2013). 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. D'après la littérature, le genre *Ulva* présente un taux de lipides totaux moyen variant de 0.17 à 7.87 % (Ilknur .2015).

I.2.4.5. Les pigments

Les pigments photosynthétiques sont des composés bioactifs dont le rôle essentiel est de capter l'énergie solaire. La couleur des algues est due à la présence ou absence de pigments (Hamed.2014). L'équipement pigmentaire des chlorophytes y compris les ulvacées est composé essentiellement de la Chlorophylle (a et b) , des caroténoïdes (β -carotènes) et de certains xanthophylles (les néoxanthine et violaxanthine) (Dumay et Morançais.2016).

I.2.4.6. Les vitamines

La composition vitaminique des algues est très intéressante, malgré de grandes variations saisonnières (Marfaing.2004). L'ensemble des vitamines est bien représenté par les groupes A, B1, B2, B6, B12, C, D et E. L'intérêt principal réside dans la vitamine B12 dont les teneurs sont assez importantes dans les algues contrairement aux plantes terrestres qui en sont totalement dépourvues. Les principales vitamines retrouvées chez les Ulves, selon Marfaing (2004), sont les vitamines B12, C et E.

I.2.4.7. La matière minérale

Les algues puisent dans la mer une richesse indéniable d'éléments minéraux qui peuvent représenter jusqu'à 40% de la matière sèche. Les algues contiennent dans leur composition de nombreux micro et oligo-éléments, tels que l'iode, le zinc, le fer, le cuivre, le calcium et le magnésium, le sodium et le potassium, nécessaires au bon fonctionnement de l'organisme humain. Les algues vertes ont un taux de fraction minérale qui varie entre 6-30%, cette teneur est un peu inférieur en comparaison avec les deux autres catégories d'algues (Brunes et Rouges) (Hamed et *al.*, 2015).

I.2.4.8. L'eau

Les algues sont généralement constituées à 90% d'eau, localisée dans la vacuole de la cellule, ainsi que dans le cytoplasme et la paroi cellulaire (Faller.2011). Il a été rapporté qu'*Ulva rigida* contient entre 76% et 83,56% d'eau (Satpati.2011) et (Ilknur .2015), cette valeur est variable en fonction des nutriments présents dans le milieu, une diminution de la teneur en eau a été enregistrée en présence d'une source de carbone, alors que l'ajout de nitrate dans le milieu l'augmente considérablement (Ilknur.2015).

I.3. Les composants chimiques et organiques de l'eau de mer

L'eau de mer est composée d'eau et de sels, ainsi que des substances en faible quantité. Si plus des deux tiers des 94 éléments chimiques naturels sont présents dans l'eau de mer, la plupart sont en faible quantité et difficilement perceptible. La grande particularité de l'eau de mer est que les proportions relatives de ses constituants sont sensiblement constantes ; (c'est-à-dire indépendantes de la salinité) ; cette propriété a été établie par le chimiste allemand William Dittmar (Mechenene .2011).

I.3.1. Eléments minéraux

Les éléments principaux, c'est-à-dire ceux qui contribuent d'une façon essentielle à la masse de sels dissous dans les océans, représentent onze éléments. Leurs concentrations sont données dans le tableau suivant :

CHAPITRE I : Synthèse bibliographique

Tableau 1 : Composition chimique de l'eau de mer (Riley et Skirrow.1995)

Principaux sels dissous pour une eau de mer de salinité 35 g/l		
Type d'ions		Salinité (g /kg)
Anions	Chlorures	19,3524
	Sulfates Carbonate	2,7123
	Bromures	0,0156
	Fluorures	0,0673
	Hydroxyde	0,0013
Cations	Sodium	10,7837
	Magnesium	1,2837
	Calcium	0,4121
	Potassium	0,3991
	Strontium	0,0079

L'eau de mer contient de nombreux autres éléments à des concentrations beaucoup plus faibles. Ces éléments ont une importance certaine dans des processus biologiques et organiques. Ils peuvent se trouver sous différentes formes (dissous, colloïdaux ou en suspension). (Tableau 2)

Tableau2 : Concentrations des différents éléments mineurs dont la concentration est supérieure à 1 μ g/l (Chantal Desjardins.2007) « les traitements des eaux ».

Eléments	Concentration en μ (g/l)	Eléments	Concentration en μ (g/l)
Lithium	170	Cuivre	3
Aluminium	10	Zinc	10
Silicium	3000	Arsenic	3
Phosphate	70	Rubidium	120
Titan	1	Molybdène	10
Vanadium	2	Iode	60
Manganèse	2	Barium	30
Fer	10	Uranium	30

I.3.2. Matières organiques

L'eau de mer représente un gros réservoir de carbone organique sur Terre. La majeure partie du carbone organique se trouve sous forme dissoute à plus de 92 % tandis que la fraction particulaire (COP : Carbone Organique Particulaire) représente entre 2% (pour les eaux profondes) et 8 % (pour les eaux de surface) du carbone organique total (COT) présent dans l'océan soit une moyenne de 3 %. La matière organique peut affecter la production primaire dans les eaux naturelles, directement et indirectement (Wetzel.1983). Dans le premier cas, elle peut agir comme une source de carbone organique (acides aminés ou polysaccharides) et comme une source d'énergie pour les algues capables, comme *Chlorella* (Lalucat et *al.*, 1984). Indirectement, elle peut interagir avec certains éléments nutritifs ou toxiques et, le cas échéant, affecter leur biodisponibilité, et évidemment, elle peut fournir des substances nutritives inorganiques (à base de N, P, C) après sa minéralisation (Langis. 1989).

I.3.2.1. Matière organique particulaire

L'eau de mer contient de la matière organique particulaire dont les constituants possèdent des tailles variées. Le phytoplancton, les levures, les bactéries et les petits organismes hétérotrophes comme le micro-zooplancton dont la taille est comprise entre 0,45 et 300 μm . Les bactéries hétérotrophes constituent la majeure partie de la matière organique particulaire de l'eau de mer, de dimension comprise entre 0,2 et 2 μm . Le phytoplancton constitue la biomasse vivante présente dans les océans. Sa morphologie et sa taille (de 0,2 à 200 μm) peuvent être très variables mais sa composition chimique varie peu chez les micro-algues (Mechenene .2011).

I.3.2.2. Chlorophylles

Les chlorophylles jouent un rôle important dans le mécanisme de la photosynthèse du phytoplancton marin. Ces molécules servent à transférer l'énergie lumineuse lors de la photo réaction et à la convertir en énergie chimique de réduction ou d'oxydation. Les chlorophylles sont des tétra-pyrroles constituent un atome de magnésium central. Les deux formes de chlorophylles a et b diffèrent par certains composants des cycles aromatiques. La chlorophylle-a est présente dans tous les phytoplanctons et la chlorophylle-b dans les algues vertes (Mechenene .2011).

I.3.2.3. Matière organique dissoute

L'activité biologique planctonique (production primaire et secondaire) est l'origine de la matière organique dissoute de l'eau de mer. Elle a aussi pour origine, les apports continentaux par les fleuves et l'activité humaine et les apports atmosphériques ils sont respectivement de 2

à 3×10^{14} mol de C par an pour les apports continentaux et environ $1,7 \times 10^{14}$ mol de C par an pour les apports atmosphériques (Mechenene.2011).

I.3.3. Caractéristiques physico-chimiques de l'eau de mer

Les principales caractéristiques physico-chimiques de l'eau de mer sont présentées Comme suit :

I.3.3.1. Salinité

La salinité est le caractère essentiel de l'eau de mer, c'est la quantité totale des résidus solides (en grammes) contenu dans 1 kg d'eau de mer. La présence de sel dans l'eau modifie certaines de ses propriétés telles que la densité, la compressibilité, le point de congélation, la température du maximum de densité, alors que d'autres comme la viscosité, l'absorption de la lumière ne sont pas influencées de manière significative. Enfin certaines sont essentiellement déterminées par la quantité de sel dans l'eau (conductivité, pression osmotique). La salinité de l'eau de mer est en moyenne de 35 PSU, soit 35g/kg, celle des eaux saumâtres est de 5 à 18 UPS et celle des eaux douces est inférieure de 0,5 PSU (Chevallier.2007).

I.3.3.2. Densité

La densité est le paramètre fondamental pour l'étude dynamique des océans, c'est en moyenne de l'ordre de 1,035 à 1,036. Elle dépend de trois paramètres : la température, la salinité et la pression (due à la compressibilité de l'eau de mer), la densité est mesurée par le densimètre ou hydromètre à flotteur (UVED).

I.3.3.3. Solubilité

La solubilité est la quantité maximale de moles d'un soluté que l'on peut dissoudre ou dissocier, à une température donnée, dans un litre de solvant.

L'eau contient toujours des gaz dissous dont les concentrations dépendent notamment de la température ainsi que de la composition et de la pression de l'atmosphère gazeuse avec laquelle elle est en contact. La loi de HENRY appliquée à la solubilité des gaz dans l'eau pure, prévoit que, la concentration dissoute d'un composé gazeux dans l'eau est directement proportionnelle à la pression partielle de ce composé dans la phase gazeuse au contact de l'eau (Rodier.2009).

I.3.3.4. Température

C'est une caractéristique physique importante, elle joue un rôle dans la solubilité des sels et surtout des gaz, dans la détermination du pH et pour la connaissance de l'origine de l'eau des mélanges éventuels. Sa mesure est nécessaire pour accéder à la détermination du champ de densité et des courants (Hamed et al., 2012). L'eau de mer est, en général, plus ou moins

froide suivant la latitude. Chaude à l'Équateur, froide aux pôles (1 à 3°C) en surface. Les échanges thermiques entre la surface de l'eau de mer et l'atmosphère sont très importants, le climat est influencé par la température de l'eau de mer, et invertébrés marins réagissent directement aux changements de température, notamment au réchauffement des océans en se déplaçant, généralement vers les plus hautes latitudes et les eaux plus profondes. Ces migrations leur permettent de rester dans des habitats dont la température est conforme à leurs besoins (Janicot et *al.*, 2015).

Il modifie également les cycles biologiques et l'abondance des organismes marins, du plancton aux grands prédateurs. Selon Janicot et *al.* (2015), le calendrier de nombreuses étapes du développement biologique, telles que la reproduction et la migration des invertébrés et des poissons, mais aussi celles des oiseaux de mer, est devenu plus précoce à cause du réchauffement.

I.3.3.5. Potentiel d'hydrogène

Le pH est un indicateur de pollution qui mesure la nature de l'eau, L'eau de mer est alcaline, elle est généralement de l'ordre de 8 (Bradai.1994). Plusieurs espèces de poissons et autres organismes aquatiques ne peuvent pas supporter une eau trop acide. La pollution atmosphérique et les précipitations acides demeurent la plus importante source d'acidité des plans d'eau (M. D. D. E. P.2006).

I.3.3.6. Matières en suspension

Les matières en suspension comprennent toutes les matières minérales ou organiques qui ne se solubilisent pas dans l'eau. Elles sont en fonction de la nature des terrains traversés, de la saison, de la pluviométrie, du régime d'écoulement des eaux, de la nature des rejets, etc. Les teneurs élevées en matières en suspension peuvent être considérées comme une forme de pollution (Hebert et Legere.2000). Ces matières affectent la transparence de l'eau et diminuent la pénétration de la lumière et, par conséquent pour la photosynthèse, elles peuvent également gêner la respiration des poissons. Par ailleurs, les matières en suspension peuvent accumuler des quantités élevées de matières toxiques (métaux, pesticides, huiles minérales, hydrocarbures aromatiques polycycliques...) (Merabet.2010).

I.3.3.7. Dureté

La dureté d'une eau correspond à la totalité des concentrations en cations métalliques à l'exception de ceux des métaux alcalins (Na⁺, K⁺) et H⁺ et de l'ion hydrogène. Dans la plus part des cas la dureté est surtout due aux ions calcium et magnésium auxquels s'ajoutent quelquefois les ions de fer, d'aluminium, de manganèse et de strontium. La dureté est encore

appelée dureté calcique et magnésienne. Elle s'exprime en milliéquivalents de concentrations en CaCO_3 (Rodier et *al.*, 2009).

I.3.3.8. L'oxygène dissous

Les concentrations en oxygène dissous constituent avec les valeurs de pH, l'un des plus importants paramètres de qualité des eaux pour la vie aquatique (Merabet.2010), La concentration en oxygène dissous varie de manière journalière et saisonnière car elle dépend des facteurs tels que la pression partielle en oxygène de l'atmosphère, température de l'eau, la salinité, la lumière, l'agitation de l'eau et la disponibilité en nutriments (Merabet.2010). Les facteurs pouvant menés à une réduction de l'oxygène dissous sont l'augmentation de la température de l'eau et la décomposition de grandes quantités de matière organique.

I.3.4. Caractéristiques bactériologiques

I.3.4.1. Microflore de l'eau

Les micro-organismes rencontrés dans l'eau sont de 3 types :

- Les germes typiquement aquatiques :

Les bactéries marines présentent deux modes de vies, l'un planctonique, c'est à dire en suspension dans leur environnement aqueux, et l'autre sessile c'est à dire attaché à une matrice immergée dans le milieu. D'un mode de vie à l'autre, la croissance bactérienne diffère, et suite à l'adhésion, les bactéries modifient leur phénotype. Les bactéries d'une même espèce ou d'espèces différent forment alors des microcolonies constituant un biofilm. La majorité des biofilms naturels est composée de bactéries et d'organismes pluricellulaires (algues, champignons) (Palmer et White.1997).

Pseudomonas, *Vibrio*, *Flavobacterium*, *Achromobacter*, *Acinetobacter* sont les genres les plus rencontrés dans le milieu marin, en particulier dans les biofilms. La majorité des espèces marines est mobile et les bactéries Gram -dominant nettement (Hamadouche.2003)

- Les germes telluriques

Ils sont représentés par des bactéries sporulées (*Bacillus*, *Clostridium*), ou appartenant au genre *Streptomyces* et des spores fongiques (Bessadat. 2013).

- Les germes de contamination humaine et animale

C'est des germes d'origine intestinale tels qu'*E.coli*, *Salmonella*, streptocoques fécaux, *Vibrio*, etc. On peut également rencontrer dans l'eau des parasites (kyste d'amibes) et des virus (poliomyélite, hépatite virale) (Guiraud et Galzy. 1998).

I.3.4.2. Généralités sur les micro-organismes recherchés dans l'eau de mer

Le contrôle sanitaire des eaux de mer a pour but de garantir un usage sans risque pour la santé humaine. Sont à redouter les germes pathogènes qui se transmettent par voie hydrique tels que

les salmonelles (fièvres typhoïdes), les shigelles (dysenteries), les vibrions (cholera) et certains virus comme ceux responsables des hépatites infectieuses. La présence d'organismes pathogènes constitue une preuve convaincante d'une pollution dangereuse (Mazières.1981 et Kerfouf et *al.*, 2010).

- Les germes totaux

Ce sont des micro-organismes se développent bien sur milieu ordinaire.

On a les germes saprophytes, qui se développent à 22°C au bout de 72 heures, et les germes dits pathogènes qui se multiplient à 37°C au bout de 24 heures. (Guiraud et Galzy.1998 et Haslay et Leclerc, 1993). Ces germes sont aérobies, avec certains d'entre eux anaérobies facultatifs (Roux.1987)

- Les coliformes totaux et fécaux

Les coliformes appartiennent à la famille des Enterobacteriaceae, ce sont des bacilles à Gram négatif ; non sporulés, oxydase négative, aérobies ou anaérobies facultatifs, capables de se multiplier en présence de sels biliaires, capables de fermenter le lactose avec production d'acide et de gaz en 48 h à une température de 37°C. Ces coliformes vivent notamment dans l'intestin des humains et des animaux. (Rodier.2009). Les coliformes fécaux présentent en plus deux caractéristiques liées à leur habitat, l'aptitude à se multiplier à 44°C et à le faire en présence de sels biliaires. Enfin, *Escherichia coli* ajoute généralement à ces propriétés celle de produire de l'indole (Bourgois et *al.*, 1980).

- Les streptocoques fécaux

Ce sont des streptocoques possédant la substance antigénique caractéristique du groupe D de Lancefield : *Streptococcus faecalis*, *Streptococcus faecium*, *Streptococcus durans*, *Streptococcus bovis*, *Streptococcus equinus*. Ce sont des bactéries à GRAM +, catalase négative, micro aérophiles ou anaérobies, ils se distinguent par leur forme coccidé, leur mode de regroupement en paire ou en chaînettes d'où leur caractère homo-fermentaire (Bourgois et *al.*, 1980).

- Les Clostridium sulfitoréducteurs

Ce sont des bacilles à Gram +, anaérobies stricts, catalase -, sporulés, mobiles ce sont des comensos habituels du tube digestif de l'homme. (Guiraud et Galzy.1998). Les Clostridium se caractérisent par leur aptitude à la sporulation mise en évidence par le teste thermorésistance et la coloration spécifique des spores. Ils sont généralement de grande taille, isolés ou en chaînettes.

- **Les salmonelles**

Les bactéries du genre *Salmonella* appartiennent à la famille des Enterobactériaceae dont elles présentent les principaux caractères : bacille à Gram⁻, Oxydase négatif, Lactose -, habituellement mobiles par des cils péritriches, les colonies ayant en général 2 à 4 mm de diamètre. Elles réduisent les nitrates en nitrites et fermentent du glucose avec gaz. (Bourgeois et al., 1980). Elles peuvent être strictement adaptées à un hôte. (Haslay et al., 1993).

- **Les vibrions**

Le genre vibrions regroupe des espèces souvent saprophytes des eaux et quelques espèces très pathogènes qui peuvent contaminer essentiellement les produits marins. Ces vibrions sont des bactéries non sporulées à Gram⁻, incurvés, en virgule et très mobiles. Ils sont aérobies ou anaérobies selon les espèces, leurs colonies sont lisses, brillantes ou translucides, ils se multiplient mieux à un pH alcalin 7 à 9. Parmi les espèces pathogènes pour l'homme, vibrion cholérique qui est l'agent responsable du choléra, le plus connu. Les vibrions pathogènes pour l'homme se distinguent des autres vibrions par l'étude des décarboxylases.

I.3.4.3. Les normes bactériologiques d'eau de baignade

Le tableau ci-dessous (Tableau 03) est extrait du manuel de l'eau de baignade (du JOA), et exprime les normes bactériologiques de l'eau de baignade, suivies lors de ce présent travail.

Tableau 3: Qualité requise des eaux de baignades (Journal Officiel Algérien, 1993)

Paramètres	Unités	Valeurs guides	Valeurs limites
Coliformes totaux	/100ml	500	10000
Coliforme fécaux	/100ml	100	2000
Streptocoques Fécaux	/100ml	100	—
Salmonelles	1L	—	0
Entérovirus	PFU/10L	—	0
Vibrion cholérique	/450ml	—	0

I.4. L'écotoxicologie

I.4.1. Définition de l'écotoxicologie

L'écotoxicologie peut se définir, de la façon la plus simple, comme l'étude du devenir des polluants toxiques dans les écosystèmes. Cette discipline scientifique est donc à l'interface entre l'écologie et la toxicologie. Son objectif est d'évaluer les modalités par lesquelles les

polluants sont introduits et circulent dans les écosystèmes, depuis les milieux contaminés (air, eaux et sols) jusqu'aux communautés vivantes. (Mouhoub-Sayah et *al.*, 2015)

I.4.2. Bio-surveillance

Cette approche, qui a émergé à partir des années 1980 est appelée biosurveillance. Elle désigne l'ensemble des outils basés sur "l'utilisation du vivant (organisme ou ensemble d'organismes à tous les niveaux d'organisation biologique moléculaire, biochimique, cellulaire, physiologique, tissulaire, morphologique et écologique) pour surveiller l'évolution des modifications et des altérations, ou la stabilité de la qualité d'un milieu" (Gourlay-France et *al.*, 2011).

L'utilisation des macrophytes est notable dans la biosurveillance de la contamination par les métaux traces (*Ulva lactuca*) (Phillips, 1994). Les mécanismes d'accumulation de ces métaux ont été étudiés dans des conditions de laboratoire (Amado Filho et *al.*, 1997), ainsi que dans des conditions naturelles: *Ulva lactuca* (Catsiki et Papathanassiou, 1993) ; *Ulva rigida* (Favero et *al.*, 1996).

La mesure de cette sensibilité spécifie trois concepts à différents niveaux (Mouhoub-Sayah et *al.*, 2015)(Figure 5).

- Le biomarqueur qui se situe au niveau infra individuel : altérations moléculaires, biochimiques ou physiologiques non visibles.
- Le bioindicateur qui se place au niveau individuel : altérations physiologiques, tissulaires ou morphologiques visibles.
- Le biointégrateur qui se situe au niveau de la population et/ou de la communauté. Tel que la variation de la densité et la présence /absence de l'espèce.

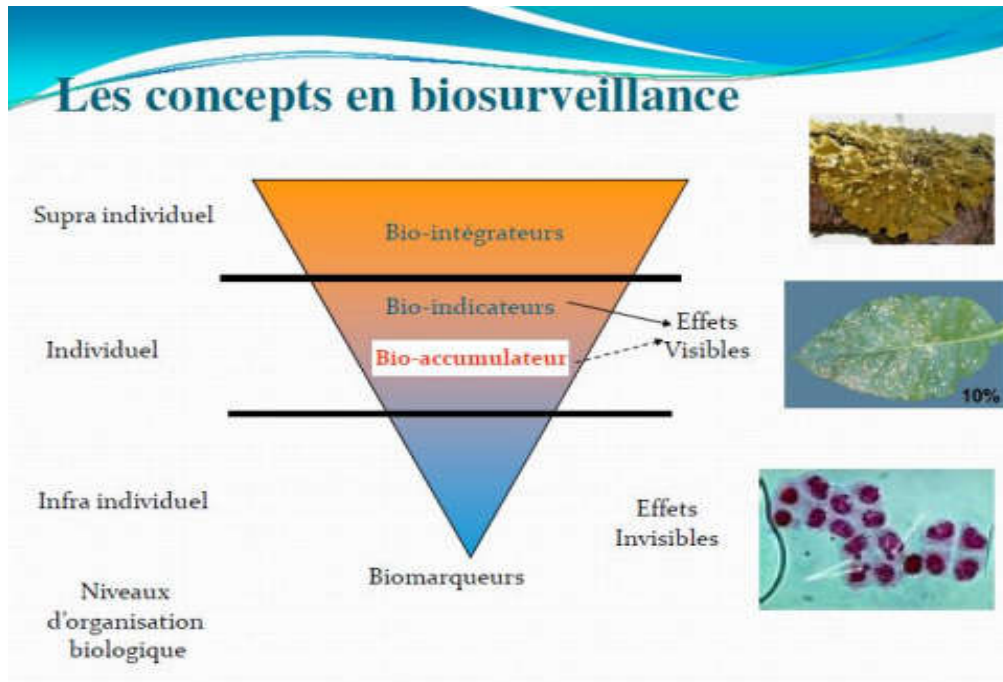


Figure 5 : Les concepts de la biosurveillance (Mouhoub-Sayah et *al.*, 2015)

La biosurveillance peut s'appliquer à différentes échelles, comme illustré dans le schéma ci-après.



Figure 6 : Biosurveillance : les différents niveaux d'observation (d'après Geffard, 2009 et Lamonica, 2016) (Photos : proteis.eu, jardinons-alecole.org, forestiersdumonde.org – © Ecotoxicologie.fr) Légende : EN GRAS NOIR MAJUSCULE : les niveaux d'observation (sub-organisme, organisme, etc.) En vert : ce qui est observé/mesuré.

I.4.3. Bioindicateur

La bioindication s'intéresse préférentiellement aux échelles supra-individuelles, c'est-à-dire aux populations (organismes d'une même espèce) et aux communautés (assemblage d'organismes de plusieurs espèces) (Launois L et Argillier C.2010).

On appelle bioindicateur, toute espèce ou groupe d'espèces dont les caractéristiques observées fournissent une indication sur le niveau de dégradation d'un milieu (Yorick Reyjol et *al.*,2013).

Les scientifiques désignent parfois ces espèces bioindicatrices sous le terme d'espèces sentinelles (Piren-Seine.2011). Les bioindicateurs visent à une évaluation écologique globale des écosystèmes. Bien que n'étant pas évacuée de leur champ d'action, l'évaluation du risque lié aux polluants « toxiques » n'est pas leur objectif premier (contrairement aux biomarqueurs) (Launois L et Argillier C.2010).

Les espèces bioindicatrices sont sélectionnées selon leur sensibilité à :

- la dégradation de la qualité de l'eau, de l'air ou du sol : présence de polluants de toutes natures, eutrophisation (pour les milieux aquatiques), hausse de température, etc. ;
- D'autres perturbations d'origine anthropique : altérations du fonctionnement hydromorphologique d'un cours d'eau (par exemple liées à un barrage), fragmentation des habitats naturels, etc. (Ecotoxicologie.fr) (Figure 7).

Le choix d'une espèce sentinelle dépend également d'autres critères tels que la sédentarité, l'aire de répartition (qui doit être la plus large possible), la facilité d'identification et de capture, la longévité et la biologie de l'espèce (Piren-Seine.2011).



Figure 7 : Biomarqueurs et bioindicateurs : spécificités des outils en termes de pressions, niveaux de réponses du vivant et capacité intégrative VS identification des processus. (Pont et Garric, 2010)

I.4.4. Biomarqueur

Tout organisme exposé à une pollution chimique met en œuvre une diversité de réponses moléculaires et cellulaires qui lui permettent de faire face à l'agression par les polluants (Ineris, 2008). L'approche par biomarqueurs consiste à étudier ces réponses biologiques sur des organismes de laboratoire, autochtones ou engagés dans le milieu naturel, afin d'établir le diagnostic d'une pollution. Du fait de la variabilité des réponses biologiques entre espèces, les biomarqueurs sont évalués sur des organismes sentinelles pour lesquels un travail préalable de développement/validation de la mesure a été réalisé (Piren-Seine.2011).

Les biomarqueurs sont réputés comme des indicateurs précoces. Ils peuvent permettre de détecter une pollution avant que les effets dommageables pour les populations et communautés ne soient à l'œuvre (Ecotoxicologie.fr).

Chez les algues, les substances phénoliques jouent un rôle écologique important, et leur synthèse et leur stockage sont considérés comme des facteurs essentiels de la croissance. Elles sont ainsi considérées comme de bons indicateurs de stress tels que le pâturage (Ragan et Glombitza, 1986), l'infection par des micro-organismes (Vergeer et Develi.1997) et la compétition inter et intra spécifique (Lachlan et Craigie.1966). La plupart de ces composés apportent une contribution significative à l'activité antioxydante des plantes et ont la capacité de fixer des métaux lourds (Emmons L et *al.*, 1999) et sont donc d'une importance majeure dans les mécanismes de protection des plantes contre le stress (Swain.1977).

Catégories de biomarqueurs

- **Les biomarqueurs d'exposition**, appelés biomarqueurs de présence, signalent l'activation de mécanismes de régulation, d'adaptation et de défense face à un polluant. Ils indiquent si le polluant a pénétré dans l'organisme et sont particulièrement utiles si les contaminants sont instables et difficiles à rechercher par analyse chimique.
- **Les biomarqueurs d'effet**, appelés également biomarqueurs de dommage, ils diagnostiquent un dépassement des capacités de régulation de l'organisme et constituent un signal d'alerte d'apparition de perturbations du fonctionnement de l'organisme, voire de sa population : ils traduisent les conséquences physiopathologiques de l'exposition à un polluant.

CHAPITRE II

Matériel et méthodes

II. Chapitre II : Matériel et méthodes

L'objectif de ce mémoire est d'évaluer la composition chimique globale d'une algue verte du genre *Ulva* littoral algérois et de prospector les molécules qui pourraient être utilisées comme biomarqueurs de pollution de son biotope.

II.1. Choix et Description des sites de prélèvements

Trois plages ont été sélectionnées pour cette étude. Toutes font partie de la baie de Bou-Ismaïl (Figure 8). Il s'agit des plages de Sidi Fredj, d'Ain Benian et d'Ain Tagourait. Les deux premières (Sidi Fredj et Ain Benian) (Figures 11 et 12) sont connues pour être fortement polluées ; ceci est dû aux rejets des eaux domestiques et les réseaux d'assainissement, quand ils existent, se font directement sur les plages ou dans la mer (figures 9 et 10). En plus, les deux zones ont connues ces dernières années une forte urbanisation et une explosion démographique. En revanche, la plage d'Ain Tagourait qui est située loin de tout impact de pollution, et l'activité humaine est relativement faible. Cette plage servira de site de référence (figure 13).



Figure 8 : Situation géographique des trois sites (Ain Benian, Sidi Fredj, et Ain Tagourait) au niveau de la baie de Bou-Ismaïl.



Figure 9 : Rejets d'eau d'assainissement (a) et des macro-déchets (b) directement sur la plage d'Ain Benian.



Figure 10 : Pollution par les macro-déchets sur la plage Ouest de Sidi Fredj (ENSSMAL)

La plage " El Djamila ou la Madrague " est située à l'extrême ouest de la commune d'Aïn Bénian (Guyoville) dans la wilaya d'Alger. Elle fait face à la presqu'île de Sidi-Feredj dont elle est séparée par une plage de sable d'une longueur d'environ 7 km le long de laquelle se trouvent les complexes touristiques de « Club des Pins » et de « Moretti ». Elle est aussi nommée Grande Plage. Elle mesure 150 mètres de long et 20m de largeur. Elle est l'une des 17 plages potentielles de la wilaya. (Figure 11).

La plage Sidi Fredj Ouest (Sidi-Ferruch) est située comme son nom l'indique, à l'ouest de la presqu'île de Sidi Fredj, sur la commune de Staoueli dans la wilaya d'Alger. De type sableuse et rocheuse, la plage s'étale sur une longueur de 100 m et sur une largeur de 5 mètres. (Figure 12)

Aïn Tagourait (Bérard) est situé à environ 15 km au nord-est de la wilaya de Tipaza ; la plage est de type sableuse et rocheuse. (Figure 13)

II.2. Plan d'échantillonnage

Au cours de cette étude, trois sorties en mer ont été réalisées allant du 24/02/2022 au 23/03/2022 à quinze jours d'intervalle entre chaque sortie. Les relevés des paramètres physico-chimiques in situ ainsi que l'échantillonnage ont été effectués le même jour pour les trois plages Ain Benian (la madrague), Sidi Fredj (plage Ouest, station marine et laboratoires de recherche de l'ENSSMAL) et Ain Tagourait.

Au niveau de chaque site, une station unique a été choisie aléatoirement, Les coordonnées Géographiques de chaque station sont reportées dans le tableau 4.



Figure 2 : Situation géographique (GOOGLE EARTH.2022) (a) et vue d'ensemble (b) de la plage d'Ain Benian (La madrague) (Alger)



Figure 3 : Situation géographique (GOOGLE EARTH.2022) (a) et vue d'ensemble (b) de la plage de Sidi Fredj (ENSSMAL)



Figure 4 : Situation géographique (GOOGLE EARTH.2022) (a) et vue d'ensemble (b) de la plage d'Ain Tagourait (Tipaza)

Tableau 4 : Tableau récapitulatif de l'organisation de l'échantillonnage.

		Coordonnées géographiques de chaque station		
		24/02/2022	09/03/2022	23/03/2022
Date	Site			
	Site 01 Plage Ain Benian (la madrague)	36°47'45.9 Nord 2°53'58.9 Est	36°47'45.9 Nord 2°53'58.9 Est	36°47'45.9 Nord 2°53'58.9 Est
	Site 02 Sidi Fredj (ENSSMAL)	36°45'33.1 Nord 2°50'33.1 Est	36°45'33.1 Nord 2°50'33.1 Est	36°45'33.1 Nord 2°50'33.1 Est
	Site 03 Plage Ain Tagourait (plage Suisse)	36°36'40.8 Nord 2°37'30.1 Est	36°36'40.8 Nord 2°37'30.1 Est	36°36'40.8 Nord 2°37'30.1 Est

II.3. Matrice eau

La matrice eau a été analysée afin de déterminer les caractéristiques spécifiques de l'environnement des ulves qui font l'objet de cette étude. Il s'agit de quelques paramètres physico-chimiques et bactériologiques conformément à la réglementation en vigueur (JOA. 1998). Il s'agit également de faire une étude comparative entre les trois sites en déterminant le degré de pollution du littoral ce qui nous permettra de prospecter d'éventuelles molécules qui seraient synthétisées activement par les ulves en réponse au stress et à la pression anthropique.

II.3.1. Travail in situ (en mer)

II.3.1.1. Mesure des paramètres physico-chimiques

Parmi les paramètres physico-chimiques mesurés in situ, on site : la température, le pH, la conductivité et la salinité. Ces paramètres sont très sensibles aux conditions environnementales peuvent disparaître ou changer pendant le stockage des échantillons et le transport vers le laboratoire (Rodier.2005).

- La température et le pH des eaux de surfaces (à 50 cm) sont mesurés à l'aide d'une valise multi-paramètres de marque WTW type Ph 197) (figure14). La mesure du potentiel hydrique, a été réalisée par la méthode électrochimique. L'étalonnage de l'appareil a été effectué antérieurement, l'électrode en verre doit être rincée après chaque usage, d'une station à une autre, avec de l'eau de distillée, et essuyée délicatement avec du papier absorbant.



Figure 5 :Valise multiparamètres terrain (mesure pH et température).

- La conductivité s'exprime en micro siemens par centimètre ($\mu\text{S}/\text{cm}$) et la salinité en (PSU). La conductivité et la salinité sont mesurées à l'aide d'une valise multi-paramètres de marque (marque WTW type (LF 197)(figure15)



Figure 6 : Instrument de mesure de la salinité et conductivité de terrain.

- L'oxygène dissout n'a pas été relevé pour des raisons purement techniques.

II.3.1.2. Méthode de prélèvement des échantillons

Les échantillons d'eau destinés aux analyses physico-chimiques et bactériologiques ont été prélevés respectivement dans des flacons en polyéthylène de 2 litres et en verre borosilicaté. Ils ont été lavés soigneusement avec de l'eau distillée. Les flacons en verre d'une capacité de 1 l, 500 ml et 250 ml sont réservés pour l'analyse bactériologique. Ils ont été stérilisés dans un autoclave à 120°C pendant 20 min.

Le flacon est débouché et est immergé complètement jusqu'à 20 cm de profondeur, en position verticale renversée en le tenant par le fond ; il est alors retourné, selon les

recommandations de Rodier (2005). Le flacon rempli d'eau est fermé hermétiquement et retiré du plan d'eau. Les échantillons soigneusement étiquetés sont placés dans une glacière à 4°C et transportés ensuite au laboratoire (Figure 16)



Figure 7 : Transport dans glacières Figure 8 : Flacons d'échantillonnage Figure 9 : Bouteilles en polyéthylène de l'eau de mer

II.3.2. Travail au laboratoire

II.3.2.1. Mesure de la matière en suspension (MES)

La mesure des matières en suspension dans l'eau s'effectue par la méthode de filtration. L'eau est filtrée et le poids de matières retenues par le filtre est déterminé par pesée différentielle (Rodier et *al.*, 2009).

Un volume d'échantillon (500ml) est filtré sur un filtre Wattman de porosité 0,45 μ m. Le poids des matières retenues est déterminé par pesée différentielle du filtre après passage à l'étuve à 80 degré C° pendant 24 heures.

Pour ce faire le matériel utilisé est :

- Un dispositif de filtration sous vide de marque Sartorius. (Figure 19)
- Des membranes filtrantes Wattman, de porosité 0,45 μ m.
- Une balance à précision 10⁻⁶. (Figure 20)
- Une étuve de marque MEMMERT.



Figure 10 : Une rampe de filtration sous vide de marque Sartorius Figure 11 : Une balance de précision Sartorius

Expression de résultats : La concentration des MES donnée par l'expression suivant :

$$[\text{MES}] \text{ (mg /l)} = (P2 - P1) /V$$

Avec :

P1 : poids du filtre avant filtration (mg)

P2 : poids du filtre après filtration (mg)

V : volume d'eau de mer filtré (l)

II.3.2.2. Détermination de la qualité microbiologique des eaux de mer

L'analyse bactériologique des eaux de mer de la même colonne des stations de prélèvement des ulves a pour but d'évaluer la qualité de leur biotope et de mettre en évidence la présence ou non des germes indicateurs de contamination fécale et des germes pathogènes. Les germes recherchés sont : les coliformes totaux, les coliformes thermotolérants dont *E.coli*, les Streptocoques fécaux, les salmonelles et les vibrions.

La méthode de filtration sur membrane est utilisée pour la recherche et la numération des bactéries. C'est une méthode universelle, pratique et reproductible. Elle consiste à filtrer un volume d'eau à travers une membrane stérile, de porosité 0,45 µm, susceptible de retenir les germes (Rodier et al.,2009).

Mode opératoire

L'appareil est un simple système de filtration de marque Sartorius fonctionnant sous pression (Figure21)



Figure 12 : Un dispositif de filtration sous vide de marque Sartorius.

La réalisation de la technique de filtration sur membrane a été faite selon les étapes suivantes:

- Désinfecter la paillasse avec l'eau de javel.
- Laver, sécher et stériliser par flambage de l'équipement de filtration et placer celui-ci et la pompe à vide devant un bec-bunsen.
- , Prendre une membrane filtrante stérile près du bord en utilisant une pince stérilisée.
- Placer l'entonnoir sur le support et le fixer fermement.
- Verser dans chaque entonnoir un volume 100 ml de d'échantillon bien homogénéisé.
- Faire le vide jusqu'à filtration totale de l'échantillon ;
- Retirer l'entonnoir et déposer la membrane filtrante à l'aide d'une pincé stérile sur un milieu adapté aux bactéries recherchées;
- Déposer la membrane en la déroulant pour tenir un contact étroit avec la gélose (éviter la présence des bulles d'air) ;
- Incrire sur la boîte de Pétri le numéro de l'échantillon, le volume filtré et la date de l'analyse ;
- Placer les boîtes de Pétri en position inverse et les incuber à une température et une durée optimale de croissance pour chaque germe ;
- Flamber le dispositif à l'aide d'un bec-bunsen après chaque échantillon filtré pour éviter toute contamination possible ;

II.3.2.2.1. Dénombrement des coliformes totaux et coliformes thermotolérants

Après filtration comme décrit précédemment, la membrane est déposée sur un milieu gélosé Sélectif Tergitol-TTC. L'opération est répétée deux fois. L'une des boîtes est incubée à 37°C pendant 24h pour la recherche des coliformes totaux, et l'autre est placée à 44°C pour la recherche des coliformes thermotolérants.

Les colonies à dénombrer sont celles entourées d'un halo jaune (utilisation du lactose) et celles colorées en rouge (forte réduction du TTC) (Joffin, 2010).

Le nombre de colonies comptabilisées est exprimé en « Unité Formant Colonie » dans un volume de 100ml de l'échantillon d'eau analysée (UFC/100ml).

II.3.2.2.2. Dénombrement des streptocoques fécaux

Idem, après filtration, la membrane est disposée sur le milieu Slanetz, gélose glucosée contenant de l'acide et du TTC, et incubée à 37°C pendant 24-48h. Les colonies de SF seront de couleur rose ou rouge-marron (test présomptif).

Pour confirmer les résultats, le filtre précédent est reporté sur le milieu BEA (Bile Esculine Agar), avec une pince stérile, et la boîte est incubée à 37 °C pendant 2h (ou plus). Seules les colonies entourées d'un halo noir sont à dénombrer (Test confirmatif) (Rodier et *al.*, 2009).

Comme les coliformes, le nombre de colonies comptabilisées est exprimé en « Unité Formant Colonie » dans un volume de 100ml de l'échantillon d'eau analysé (UFC/100ml).

II.3.2.2.3. Recherche (présence/absence) des germes pathogènes

La recherche des Salmonelles et des Vibrions est effectuée par la méthode qualitative, réalisée en trois étapes successives: Enrichissement, isolement et identification biochimique (Aichiou L.Echatabi A.2006).

A- Salmonelles

La recherche des salmonelles combine les deux méthodes précédemment mentionnées, celle de la filtration et la méthode qualitative, réalisée en trois étapes successives :En effectuant deux séries d'enrichissement et d'isolement, suivies de l'identification biochimique.

Premièrement 100ml d'échantillon d'eau de mer, sont filtrés. Le filtre est ensuite placé dans un milieu d'enrichissement.

1^{er}Enrichissement

Un premier enrichissement est effectué sur bouillon au sélénite de Sodium+Cystéine (SFB), additionné à de disques SFB. L'incubation est effectuée à 37°C pendant 18h à 24h.

1^{er} Isolement

Un premier isolement est réalisé, à partir du premier enrichissement, sur gélose Hektoen, qui est un milieu d'isolement des Salmonelles, bien que de nombreuses bactéries à Gram négatif puissent se développer ; et sur milieu SS qui est sélectif aux salmonelles.

L'identification d'entérobactéries pathogènes repose sur la non-utilisation du lactose (lactose négatif) isolées sur ces géloses. L'incubation est effectuée à 37°C pendant 24H.

2eme Enrichissement

Un deuxième enrichissement est réalisé dans 10ml du même milieu conditionné en tubes auquel sont ajoutés des disques SFB. L'incubation est effectuée à 37°C pendant 24h.

2eme Isolement

Il s'effectue en étalant une goutte de SFB (S/C) sur géloses Hektoen et SS.

L'identification biochimique

Des colonies de salmonelles sont transparentes, avec ou sans centre noire sur le milieu SS ; et les colonies bleu-vert sur le milieu Hektoen.

A partir de ces colonies suspectes, quelques tests biochimiques ont été effectués :

- **La coloration de Gram**

C'est un test signalé par Christian Gram en 1884 et reste utilisable jusqu'à l'heure actuelle. Il permet la distinction entre deux groupes bactériens, les Gram+ et les Gram- le premier se colore en violet et le second en rose. Il y a plusieurs théories expliquant ce phénomène, la plus retenue se base sur les différences dans la structure de la paroi de ces deux groupes Gram(+) et Gram(-) (Figure 22).

La paroi des Gram - semble contenir 20% de lipides qui se dissolvent dans l'alcool augmentant ainsi la perméabilité cellulaire, ce qui facilite l'élimination du premier colorant violet du cytoplasme. La fuschine, colorant basique, permettra au Gram(-) d'acquérir une nouvelle coloration rose.

La paroi des Gram+ ne contient que 05% de lipides, l'alcool entraîne l'élimination d'eau et le rétrécissement des pores et donc la rétention du violet de Gentiane au niveau du cytoplasme (Joffin et leyrat.2001).

Les échantillons sont ensuite observés au microscope au grossissement 100, les salmonelles sont des bacilles à Gram négatif (seront donc colorés en rose).

Le protocole est illustre ci-après :

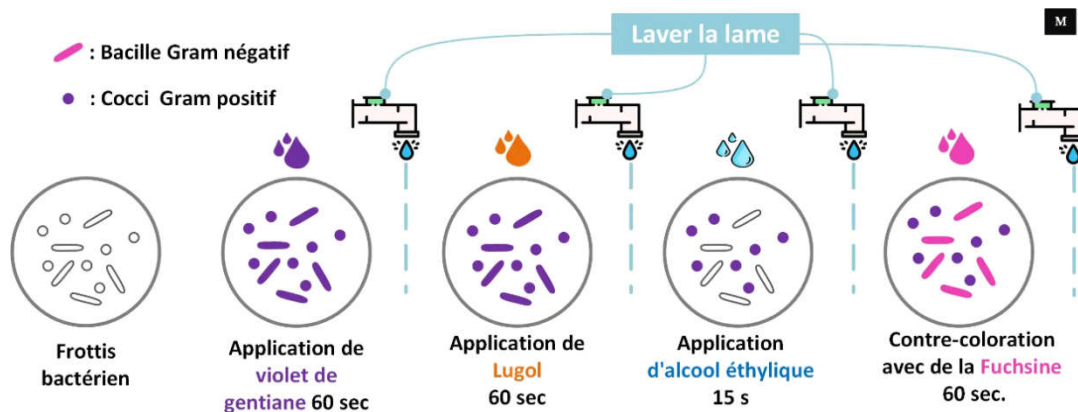


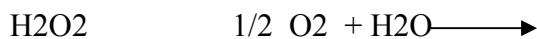
Figure 13 : Protocole de la coloration de Gram (microbiologie-clinique.com)

Une fois cette étape terminée, le reste des tests s’effectueraient uniquement sur les échantillons testés positifs (bacilles à Gram négatif).

- **Test de la catalase**

Cette enzyme la décomposition du peroxyde d’hydrogène (H₂O₂) qui est produit par certaines réactions cellulaires et est très toxique, donc c’est l’une des enzymes chargée d’éponger l’eau oxygénée par la dismutation (Pelmont.1993).

La réaction catalysée est la suivante :



Le test de la catalase consiste essentiellement à ajouter du peroxyde d’hydrogène (eau oxygénée) à des colonies bactériennes : la présence de catalase donne lieu à l’apparition de bulles d’oxygène. Pour les salmonelles, le test catalase doit être négatif.

B- Vibrions

Les vibrions sont présents dans les milieux côtiers et saumâtres, ils sont considérés comme pathogène pour l’homme et les animaux marins (Sakazaki.1968)

1^{er} enrichissement

On a procédé à une introduction de 450 ml d’eau de mer à analyser dans un flacon contenant 50 ml de milieu d’enrichissement pour vibrion (Eau Peptonnée Alcaline concentrée 10 fois, pH 8.6 : EPA). Le mélange est incubé à 37°C pendant 24-48 h.

1^{er} isolement

On a prélevé à la surface du milieu d’enrichissement une anse bouclée pour ensemercer deux boîtes de Pétri de gélose TCBS, l’incubation est réalisée à 37°C pendant 24 h.

Les germes recherchés formeront de petites colonies bombées de couleur jaune.

2^{ème} enrichissement et 2^{ème} isolement

A partir du premier enrichissement on procède à un deuxième enrichissement de milieu EPA en tube (9ml) et à un deuxième réisolement sur la gélose TCBS.

L'identification biochimique

L'identification des vibrions concerne les colonies jaunes, sur le milieu TCBS. Les colonies typiques ont fait l'objet des tests biochimiques suivants:

- **La coloration de gram**

Elle est réalisée selon le mode cité précédemment, les vibrions sont de petits bacilles incurvés à Gram négatif

- **Test oxydase**

L'oxydase est une enzyme présente dans certaines chaînes respiratoire cytochromiques bactériennes (Delarras, 2008).

Le test a été effectué à l'aide des disques oxydases. Le disque est placé sur une lame propre, Une colonie bien isolée est déposée sur sa surface. Une coloration violette apparaisse après 30 secondes en cas de réaction positive. Le test oxydase des vibrions est positif

II.3.2.3. Identification des germes isolés par galeries biochimiques API20

Les espèces bactériennes une fois isolée ont fait l'objet d'une Identification biochimique grâce à l'utilisation des galeries d'identification API 20 E, API 20STAPH et API 20 STREP.

Mode opératoire

A partir d'une boîte de pétri contenant une culture pure (un seul type de bactérie), une Suspension dans de l'eau physiologique a été préparée de densité (0.5 Mac Farland). Avec cette solution bien homogénéisée, on remplit les galeries en respectant le mode d'emploi. Les galeries sont incubées à 37°C pendant 24H.

- ·API20E

Galerie de 20 micro-tubes prêts à l'emploi permettant de réaliser 20 tests biochimiques afin d'identifier des bacilles Gram- appartenant à la famille des Enterobacteriaceae. Néanmoins, certains bacilles à Gram (-) appartenant à d'autres familles (tels que les vibrions peuvent être identifiés par API20E).

II.4. Matrice végétale : algues

Le choix de l'algue verte du genre *Ulva* est justifié par :

- La présence et l'abondance de cette algue au niveau des trois sites et à des profondeurs assez réduites (moins de 10 mètres de l'étagement médiolittoral, notamment sur les rochers), ce qui facilite l'accès et la récolte.
- L'intérêt spécial qu'elle présente, de par répartition, sa composition chimique et le rôle qu'elle remplit en tant que bio-indicateur grâce à sa grande tolérance à la pollution et aux apports anthropiques.

II.4.1. Travail en mer (in situ)

- La récolte des échantillons s'est effectuée d'une manière manuelle au niveau des trois sites (Ain Benian, Sidi Fredj et Ain Tagourait) à des profondeurs de 10 à 60 cm. Les algues ont été mises dans des sacs en plastique noire étiquetés pour chaque station pour éviter leur exposition à la lumière, tout en gardant un minimum d'eau de mer pour favoriser leur conservation. Elles ont été transportées dans une glacière jusqu'au laboratoire. (Figures 23)

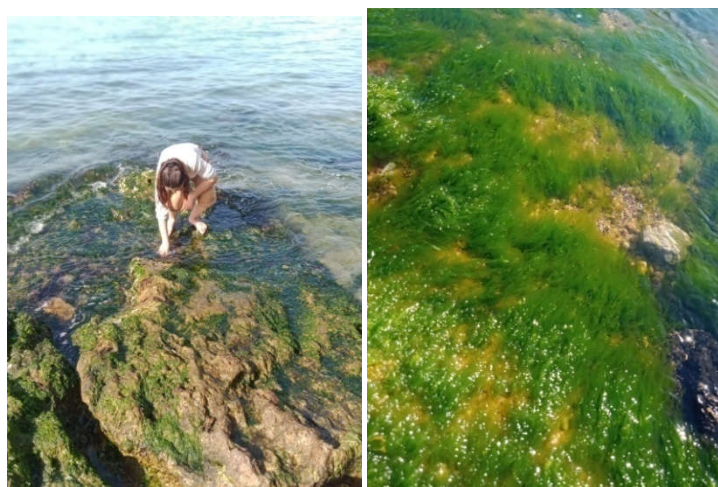


Figure 14 : Récolte des échantillons

II.4.2. Travail au laboratoire : Traitement des échantillons et analyses

Au laboratoire, les algues sont triées manuellement afin d'éliminer toute source de contamination (épiphytes, larves, crustacés,...) puis lavées à l'eau distillée. Le séchage se fait au laboratoire à l'air libre et à l'obscurité. Cette méthode de séchage permettrait la préservation de la composition chimique des algues tout en éliminant l'eau (Figure 24 et 25).



Figure 24 : Etalage des échantillons d'algues pour séchage

Figure 15 : Algues séchées

Par la suite, l'algue est broyée finement et tamisée à la aide d'un tamis dont le diamètre des mailles est de $150\mu\text{m}$. la poudre d'algue sèche de ($\text{Ø} < 150\mu\text{M}$) est conditionnée dans des bocaux en verre sombres et stockée dans un dessiccateur.

II.4.2.1. Identification et caractérisation des algues

L'identification des algues fraîchement récoltées a été effectuée au niveau du laboratoire de biologie de l'ENSSMAL, sous l'égide du Pr Refes. L'analyse comprend les caractères macroscopiques, morpho-anatomiques (forme, taille et couleur du thalle), et l'aspect microscopique des coupes transversales (nombre d'assises, la taille et la forme des cellules et des chloroplastes).les observations relevées sont confrontées aux clés d'identification rapportées dans la littérature (fiche FAO) (Bauchot et *al.*, 1987).

II.4.2.2. Détermination de la composition chimique globale des algues

II.4.2.2.1. Détermination de la teneur en eau

- Principe

La teneur en eau est déterminée par une méthode thermogravimétrique (AOAC, 2000). Elle repose sur la pesée de l'échantillon avant et après séchage à 105°C pendant 24h (jusqu'à l'obtention d'un poids constant). La mesure s'effectue donc par séchage conventionnel par évaporation de l'eau dite libre de l'échantillon (ce qui correspond à l'eau évaporée).

- Mode opératoire :

- Peser les creusets en porcelaine vides à l'aide d'une balance de précision.
- Peser 2 g d'algues fraîches dans les creusets.
- Placer les creusets dans une étuve à 105°C pendant 24 h dans l'étuve.
- Retirer les creusets et les placer dans un dessiccateur.
- Après refroidissement repeser les creusets.

Le pourcentage d'humidité a été déterminé par calcul selon, la formule :

$$H\% = \frac{M_1 - M_2}{M_1 - M_0} \times 100$$

Avec :

H% : la teneur en humidité en pourcentage

M₀ : la masse du creuset vide en g.

M₁ : la masse en g du creuset et des échantillons avant séchage.

M₂ : la masse en g du creuset et des échantillons après séchage.

II.4.2.2.2. Détermination de la teneur en minéraux

La teneur en matières minérales est obtenue par élimination de la matière organique suite à l'incinération des algues séchées dans un four à moufle à 600°C pendant 4h, jusqu'à calcination complète. La matière minérale se précipite sous forme de cendres blanches. La différence des masses initiales et finales correspond à la masse de la matière minérale de l'échantillon (AOAC ,1999).

• Mode opératoire :

- Peser les creusets en porcelaine vides.
- Peser 2 g d'algues séchées (Séchées à l'air libre puis à l'étuve).
- Placer les creusets dans le four à moufle à 600°C pendant 4 h(Figures 26 et 27).
- Retirer les creusets et les placer dans un dessiccateur.
- Peser les creusets encore une fois après refroidissement.

La teneur en matière minérale est calculée comme suit :

$$MM(\%) = \frac{P_3 - P_1}{P_2 - P_1} \times 100$$

Avec :

P1 : poids du creuset vide

P2 : poids du creuset contenant la prise d'essai

P3 : poids du creuset contenant le résidu incinéré



Figure 16 : Creusets contenant l'algue Figure 17 : Creusets contenant la matière minérale
Séchés dans le four à moufle à 600°C

II.4.2.2.3. Détermination de la teneur en lipides

La détermination de la fraction lipidique est réalisée par la méthode de Soxhlet, Elle consiste à peser l'échantillon au début et à la fin de l'extraction, elle se définit donc comme une méthode gravimétrique (Chandre.1998). Cette détermination est basée sur le fait que les matières grasses sont solubles dans les solvants organiques tels que l'éther éthylique.

• Principe

La capsule de cellulose (perméable au solvant et à la matière grasse), contenant la poudre d'algue, préalablement pesée, est mise dans un matras de l'appareil Soxhlet (Figure 29). L'extraction graduelle de la matière grasse est ensuite faite grâce à un solvant qui est l'éther éthylique dont la température d'ébullition est de 35°C.

L'effet de siphon dans le coude latéral de l'appareil permet une circulation continue du liquide, et donc un déversement successif dans le ballon du solvant contenant la matière grasse. L'évaporation continue concerne uniquement le solvant, et va donc permettre l'accumulation des lipides précipités dans le ballon (Figure 30).

Une fois l'extraction complète, les ballons seront placés dans un rota-vapeur, afin que l'éther restant soit évaporé ; et les ballons contenant la matière grasse uniquement seront pesés.

2g de poudres d'algue dans une cartouche



La pesée des ballons vides



**Extraction au Soxhlet avec Ether éthylique
(160 ml ; 60°C pendant 4h)**



Concentration dans rota-vapeur



La pesée des ballons après extraction, évaporation et refroidissement

Figure 18 : Protocole d'extraction des lipides totaux. (Méthode Soxhlet)

• **Mode opératoire :**

- Peser trois cartouches en Cellulose vides.
- Peser dans deux cartouches 2 g de poudre d'algue (Algue séchée finement broyer) et laisser le troisième vide (le blanc).
- Peser les ballons vides.
- Placer les cartouches avec l'échantillon dans le Matra
- Ajouter 160 ml d'Ether éthylique dans chaque poste.
- Régler le dispositif chauffant du ballon à 60°C.

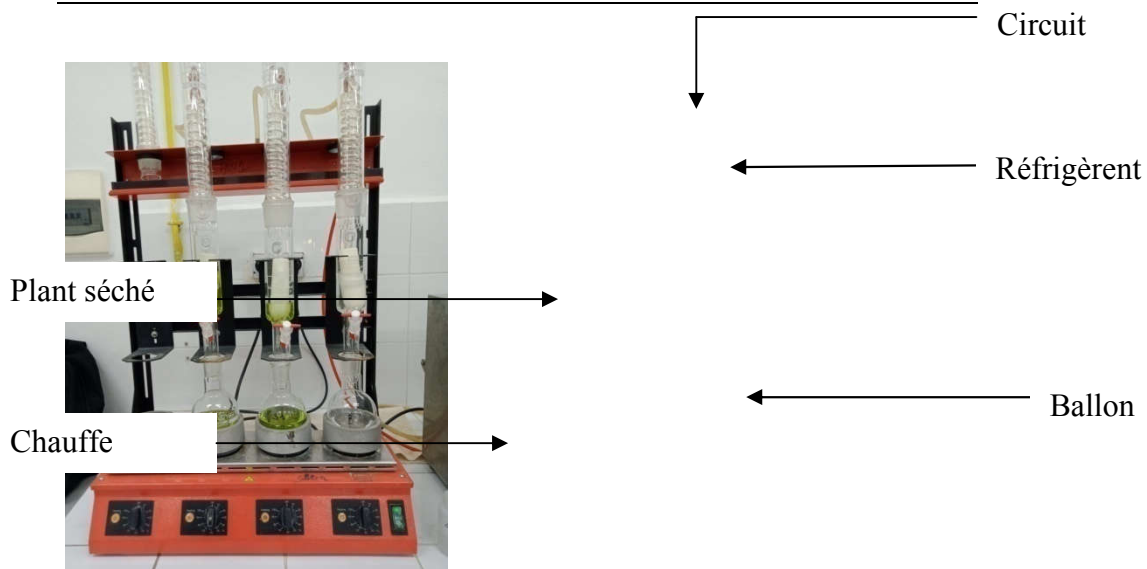


Figure 19 : Extraction des lipides par un extracteur de Soxhlet..



Figure 20:Evaporation du solvant par un rota-vapeur.

La teneur en lipides s'exprime en pourcentage(%)

$$\text{Teneur en lipides (\%)} = \frac{\text{Maasse des lipides}}{\text{Masse de l'échantillon}} \times 100$$

Avec :

P1 : Poids du ballon après extraction

P0 : poids du ballon avant extraction

$$\text{Masse des lipides} = P1 - P0$$

II.4.2.2.4. Détermination de la teneur en protéines

- Principe

Le dosage des protéines totales est basé sur la réaction du Biuret qui se traduit par la réduction des ions Cu^{2+} en Cu^{+} par les protéines en milieu alcalin. La liaison peptidique établie entre deux acides aminés est également capable, dans les mêmes conditions expérimentales, de former un complexe avec les ions cuivriques. Le nombre de liaisons peptidiques, et par conséquent, la concentration en protéines (C), détermine l'intensité de cette coloration. Ce complexe peut être dosé par spectrophotométrie à 540 nm.

Cette méthode a été introduite en 1914 par Riegler puis souvent modifiée (Kingsley G.1939), elle est encore utilisée

actuellement pour doser les protéines totales du sérum par exemple (Tichy et *al.*, 2009).

On réalise une gamme étalon à partir d'un standard de concentration connue ; la mesure de la concentration protéique de l'échantillon est déterminée par comparaison avec cette gamme étalon.

- Mode opératoire
 - Préparer une solution mère de Sérum albumine bovine (BSA) à 1 %
 - Préparer ensuite une gamme en utilisant différentes concentrations de BSA (0,1- 0,2- 0,3- 0,4- 0,5 g/l) ainsi que l'échantillon.
 - Ajouter de l'eau distillée (volume final $V_f=1\text{ml}$) et du NAOH dans la gamme et l'échantillon
 - Ajouter dans la gamme et l'échantillon un volume du réactif de Biuret
 - Incuber à T° ambiante, de 30 à 90 min, à l'abri de la lumière
 - Lecture à 545nm après 35min d'incubation
 - Tracer la courbe étalon, $DO=f(c)$.

II.4.2.3. Extraction des biomolécules d'intérêt Eco toxicologique

II.4.2.3.1. Extraction et dosage des composés phénoliques

A- Extraction des composés phénoliques

- Mode opératoire :

L'extraction des composés phénoliques s'est effectuée selon le protocole de Mezdour et Menad, (2018) et Kuda et *al.*(2005) modifié.

Extraction dite de type solide-liquide (par macération à température ambiante et au Soxhlet à 60°C) de 30 g de l'échantillon broyé (poudre d'algue), pour chaque site, dans un mélange de

solvants. La solution est ensuite centrifugée (à 3000 tours/minute pendant 15 min). Après une concentration au rota vapeur, l'extrait phénolique est conservé à -20°C (Figure31).

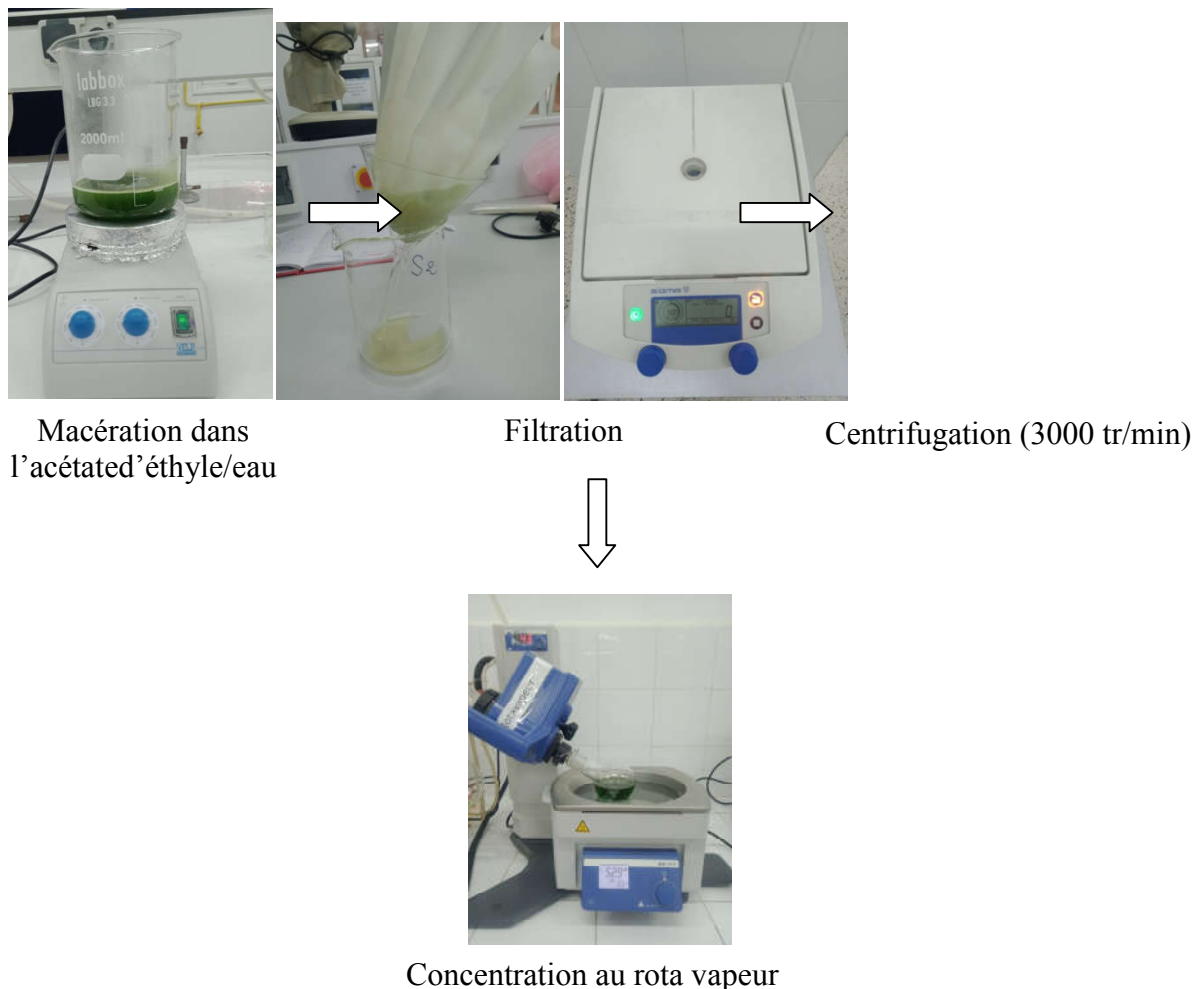


Figure 21 : Extraction des composés phénoliques

B- Dosage des composés phénoliques

• Principe

Le dosage des phénols totaux des extraits est effectué selon la méthode de Folin-Ciocalteu (Singleton et Rossi.1965). Ce réactif jaune est constitué d'un mélange d'acide phosphotungstique et d'acide phosphomolybdique.

Il est réduit lors de l'oxydation des phénols, en un mélange bleu d'oxydes de tungstène et de molybdène possédant une absorption maximale aux environs de 765 nm. L'intensité de la couleur est proportionnelle aux taux des composés phénoliques oxydés (Boizot et charpentier. 2006).

- **Mode opératoire**

Le dosage des polyphénols totaux est effectué selon le protocole de Benaribaet al. (2013) modifié.

Un mélange est conçu avec 0.1 ml d'extrait algal avec 2 ml de Na₂CO₃ à 2%, après agitation il est incubé à température ambiante pendant 5 minutes.

Après ajout de 100 µl du réactif de Folin à 0.2N, les tubes sont agités et mis en incubation pendant 30 minutes à température ambiante et à l'abri de la lumière. L'absorbance des échantillons sont mesurés au spectrophotomètre à 760 nm contre un blanc.

Préparation d'une gamme étalon, dans les mêmes conditions opératoires, en utilisant l'acide gallique à différentes concentrations (allant de 50 à 1000 µg/ml).Après la mesure de l'absorbance de la gamme étalon, les valeurs serviront au tracé de la courbe d'étalonnage, et à la détermination de la droite de régression. Qui servira à la déduction de la concentration des extraits en polyphénols (µg équivalent phénol/ mg d'extrait).

Le calcul du taux de polyphénols est fait selon la formule qui suit :

$$\text{Polyphénols} = \frac{a \times f}{C}$$

Avec :

- a : Concentration de polyphénols déterminée à partir de la courbe d'étalonnage.
- f : Facteur de dilution (22).
- C : Concentration de l'extrait.

II.4.2.3.2. Extraction et analyses biochimiques des polysaccharides

A- Extraction des polysaccharides

- **Protocole**

Une quantité de 15 g de poudre d'algue broyée finement est placée dans 3 cartouches de cellulose (5g dans chaque cartouche), ces dernières sont mises à l'intérieur de l'extracteur de Soxhlet (chaque cartouche dans un matra). Une première extraction est réalisée avec de l'acétone. Ensuite, une deuxième extraction a été réalisée avec de l'éthanol absolu. Des extraits appauvris en pigments, en lipides et en protéines sont obtenus.

Ces extraits, séchés à l'étuve, sont plongés dans un volume d'eau distillée et subissent une extraction sous agitation constante. Après une filtration à l'aide de la gaze, les polysaccharides contenu dans le filtrat sont récupérés par précipitation avec de l'éthanol absolu sous agitation manuelle vigoureuse. Les polysaccharides ainsi obtenus sont séchés à l'étuve. Ils sont ensuite broyés finement dans un mortier et conditionnés dans un tube à vice à

l'obscurité, dans un endroit sec et à température ambiante (18-22°C), jusqu'à utilisation (Figure 31)

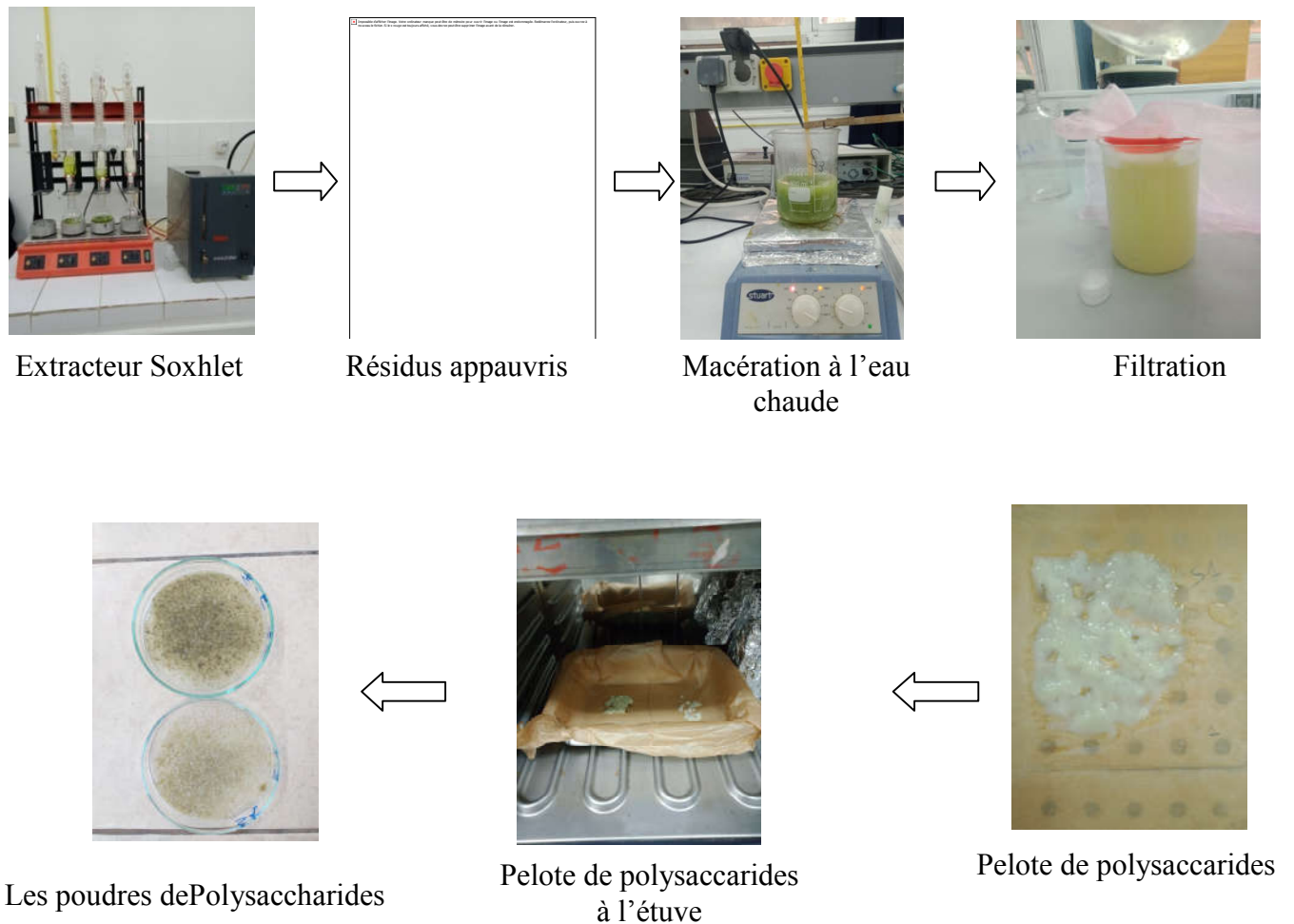


Figure 31 :Extraction et isolement des polysaccharides.

- **Calcul du rendement d'extraction**

Le rendement d'extraction des polyosides, exprime en pourcentage (%), est le rapport du poids de l'extrait sec brute obtenu par rapport au poids de la matière sèche de l'échantillon utilisé initialement (Drosou *etal.*, 2015).

$$\text{Rendement des polysaccharides}\% = \frac{M1}{M0} \times 100$$

Sachant que :

M0 : Masse de la poudre d'algue insérée dans la cartouche en cellulose.

M1 : Masse du précipité après séchage.

II.5. Etude statistique

Pour évaluer la différence, et comparer entre les sites une Test-t de Student a été effectué, avec calcul sur Excel.

Le test-t de Student est un test statistique permettant de comparer les moyennes de deux groupes d'échantillons. Il s'agit donc de savoir si les moyennes des deux groupes sont significativement différentes au point de vue statistique. (Statistical Tools For High-Throughput Data Analysis)

Il existe plusieurs variantes du test-t de Student. Pour la présente étude un Test de Student pour échantillon unique (STHDA, <http://www.sthda.com/french/wiki/test-de-student-formules>)

Il s'agit de comparer une moyenne observée à une moyenne théorique (μ).

Soit X une série de valeurs de taille n, de moyenne m et d'écart-type S. La comparaison de la moyenne observée (m) à une valeur théorique μ est donnée par la formule :

$$t = \frac{m - \mu}{s - \sqrt{n}}$$

Pour savoir si la différence est significative, il faut tout d'abord lire dans la table t, la valeur critique correspondant au risque $\alpha = 5\%$ pour un degré de liberté :

$$d. d. l = n - 1$$

Si la valeur absolue de t ($|t|$) est supérieure à la valeur critique, alors la différence est significative. Dans le cas contraire, elle, ne l'est pas. Le degré de significativité (ou p-value) correspond au risque indiqué par la table de Student pour la valeur $|t|$.

CHAPITRE III

Résultats et Discussion

III. Chapitre III. Résultats et Discussion

III.1. Identification des algues

Deux espèces ont été identifiées, d'après l'observation des caractères morphologiques (macroscopique et microscopique) des échantillons fraîchement récoltés au niveau des trois sites S1 (Ain Benian), S2 (Sidi Fredj) et S3 (Ain Tagourait).

Il s'agit de l'*Ulva lactuca* dans les deux sites Ain Benian et Sidi Fredj, et l'*Ulva intestinalis* à Ain Tagourait.

La classification est représentée dans le Tableau 05 et Tableau 06.

Les critères d'identification sont représentés dans le Tableau 07.

Tableau 5 :Classification d'*Ulva lactuca*

Embranchement	Chlorophyta
Classe	Ulvophyceae
Ordre	Ulvales
Famille	Ulvaceae
Genre	<i>Ulva</i>
Espèce	<i>Ulva lactuca</i> Linnaeus, 1753



Figure 32 : *Ulva lactuca*(Ain Benian)

Tableau 6 :Classification d'*Ulva intestinalis*

Embranchement	Chlorophyta
Classe	Ulvophyceae
Ordre	Ulvales
Famille	Ulvaceae
Genre	<i>Ulva</i>
Espèce	<i>Ulva intestinalis</i> Linnaeus ,1753

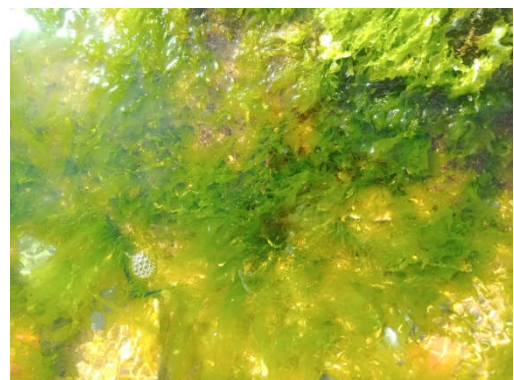


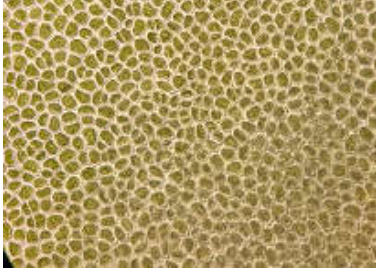



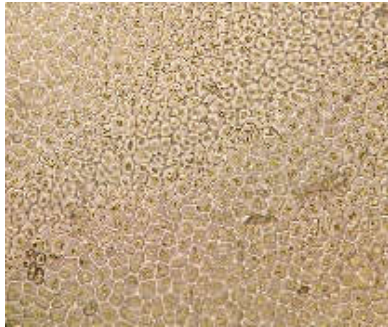
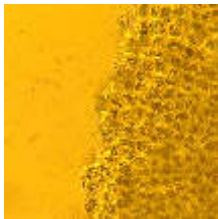


Figure 33 : *Ulva intestinalis*(Ain Tagourait)

Tableau 7 : Identification des deux espèces d'algues a partir des caractères macroscopiques et microscopiques.

Identification par Fiche FAO (Fischer <i>et al.</i>, 1987) Caractères distinctifs	
Caractères macroscopiques	Caractères microscopiques
<ul style="list-style-type: none"> ➤ Algue marine d'une couleur verdâtre translucide. ➤ Thalle aplati et entier, membraneux et irrégulièrement perforé fixée par un petit crampon discoïde. 	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Une lame bistrématique possède des cellules pentagonales ou hexagonales et jointives d'une taille importante pourvues d'un chloroplaste ➤ Les bords sont non denticulés de ce thalle
 <p><i>Ulva lactuca</i> linnaeus, 1753</p>	 <p>Observation microscopique Gr × 40 × 10 d'une coupe transversale du thalle d'<i>Ulva lactuca</i> montrant une lame constituée de 2 couches de cellules superposées</p>  <p>Observation microscopique Gr × 40 × 10 des cellules pentagonal présentes dans le thalle d'<i>Ulva lactuca</i></p>  <p>Observation microscopique Gr × 60 × 10 des bords non denticulés du thalle d'<i>Ulva lactuca</i></p>

Identification par Fiche FAO (Fischer <i>et al.</i>, 1987) Caractères distinctifs	
Caractères macroscopiques	Caractères microscopiques
<ul style="list-style-type: none"> ➤ Le thalle est fin à sa base puis s'élargit vers l'apex, où il peut être aplati. ➤ Il présente des constrictions formant des bourrelets contenant de l'air, qui lui donnent l'aspect d'un intestin 	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Thalle formé d'une lame monostratifiée, tubuleuse et intestinale. ➤ Les cellules sont polygonales et renferment un unique plaste en forme de capuchon, porteur d'un seul pyrène (sauf dans quelques cellules) et situé sur la face proximale de la cellule.
 <p><i>Ulva intestinalis</i> Linnaeus, 1753</p>	<div style="text-align: center;">  <p>Observation microscopique Gr × 40 × 10 d'une coupe transversale du thalle d'<i>Ulva intestinalis</i></p> </div> <div style="text-align: center; margin-top: 10px;">  <p>Observation microscopique Gr × 40 × 10 des cellules polygonales présentes dans le thalle d'<i>Ulva intestinalis</i></p> </div> <div style="text-align: center; margin-top: 10px;">  <p>Observation microscopique Gr × 60 × 10 des bords denticulés du thalle d'<i>Ulva intestinalis</i></p> </div>

III.2. Composition chimique globale

Les résultats de la composition chimique globale de l'*Ulva spp.* présentés et discutés dans ce Chapitre proviennent des échantillons d'algue prélevés le 24 Février 2022, le 09 mars 2022 et le 23 mars 2022. Ils sont présentés dans le tableau ci-dessous.

Tableau 8 :La composition chimique globale de l'*Ulva lactuca* et *Ulva intestinalis*.

Composant \ Sites	Site 01 (Ain Benian) <i>Ulva lactuca</i>		Site 02(Sidi Fredj) <i>Ulva lactuca</i>		Site 03(Ain Tagourait) <i>Ulva intestinalis</i>	
	Eau	17.26%*	86,32%* *	17.97%*	85,86%**	17.82%*
Minéraux	33.85%*		26.86%*		26.99%*	
Lipides	5,6%*		5,23%*		3,931%*	
Protéines	16,72%*		15,06%*		12,12%*	
Polysaccharides	16,19%*		15,08%*		8,64%*	
Polyphénols	5.27%*		3%*		2.02%*	

* Résultat exprimé par rapport à la matière sèche.

** Résultat exprimé par rapport à la matière fraîche.

Les figures (34,35 et 36)expriment également la composition chimique globale de l'algue *Ulva spp.* Récoltée au niveau des trois sites d'échantillonnage (Ain Benian, Sidi Fredj et Ain Tagourait)



Figure 34 :Composition chimique globale de l'algue *Ulva lactuca*. Au niveau du site 01(Ain Benian)

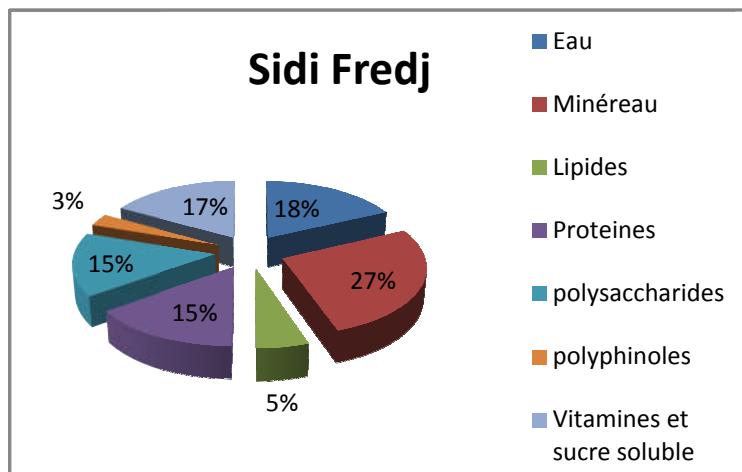


Figure 35 :Composition chimique globale de l'algue *Ulva lactuca* Au niveau du site 02(Sidi Fredj)

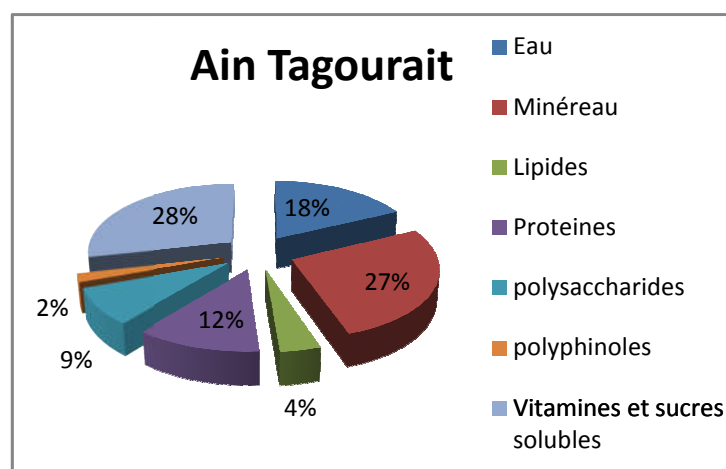


Figure 36:Composition chimique globale de l'algue *Ulva intestinalis* Au niveau du site 03(Ain Tagourait)

III.2.1. Teneur en eau

Il ressort du tableau 08 que la teneur en eau de *Ulva lactuca* et *Ulva intestinalis* collectées sur les trois sites (Ain Benian, Sidi Fredj et Ain Tagourait) est estimée par rapport à la matière fraîche (MF) à raison de 86,32%, 85,86% et 87,11% respectivement aux S1, S2 et S3 ; et à la matière sèche (MS) à raison de 17.26 %, 17.97% et de 17.82%.

Les teneurs en matière fraîche sont relativement élevées pour les trois sites (Ain Benian, Sidi Fredj et Ain Tagourait). Ces teneurs élevées en humidité à l'état frais sont justifiées par le fait que les algues sont immergées dans l'eau durant tout leur cycle de vie.

Ces valeurs corroborent avec celles rapportées par YAICH et al.(2011, 2015) ; OUCIF et al., (2020) ; Leclerc et Floc'h(2010) ; Shanmugam et Palpandi,(2010) et Marcham et al.(2007), les teneurs en eau enregistrées par rapport à la matière fraîche des ulves oscillait de 74.9 % à 90 % .

De même, Hamdi et Zidi (2020) ont rapporté que la teneur en eau de *Ulva spp.*, estimée par rapport à la matière fraîche (MF) et la matière sèche (MS), est respectivement de 86.13% et 17.25%.

Par ailleurs, Oucif (2019) et Chibani et al. (2018) ont relevé chez *Ulva lactuca* des teneurs en eau dans l'ordre de 16,53 % et 15.25 % (MS).

A l'état sec, la teneur en eau peut être influencée par plusieurs facteurs entre autres le mode de séchage et les conditions de stockage

Les valeurs obtenues dans notre étude dans les deux sites (Ain Benian et Sidi Fredj) sont par conséquent élevées.

De ce qui précède, il apparaît que les deux algues renferment une teneur intéressante en matière sèche, malgré leur provenance, ce qui en fait un substrat valorisable en alimentation animale.

III.2.2. Teneur en minéraux

Au regard du tableau 08 les teneurs en cendres des ulves récoltées aux niveaux des trois sites (Ain Benian, Sidi Fredj et Ain Tagourait) sont respectivement de (33.85%)(MS), (26.86%)(MS) et (26.99%)(MS).

D'après la littérature, la teneur en minéraux varie généralement entre 8% et 40% pour *Ulva lactuca*(Macartain et al., 2008) ; et entre (24.60% et 29%)pour *Enteromorpha intestinalis* (Rajeswary et al.,1984).Les valeurs obtenues dans notre étude correspondent à ces intervalles. Hamdi et Zidi (2020) ont signalé que la fraction minérale chez *Ulva spp.* représente 19.9% du poids sec.

Tableau 9 : comparaison des teneurs en matière minérale de l'algue *Ulva spp.* enregistrées au niveau des trois sites d'échantillonnage, selon le test Student.

Tcalculé	S1	S2	S3
S1		1,990	1,946
S2	1,451		0,032
S3	1,671	0,0375	

Avec un échantillon de taille 3, et un risque à 5% : la valeur du T théorique, selon la table T Student, est estimée à 4,303.

Les valeurs enregistrées pour ce paramètre sont inférieures à 1,99, pour toutes les comparaisons réalisées deux à deux. La différence entre tous les sites est donc non significative.

On note que la valeur estimée pour le site 01 (Ain Benian) dépasse celles estimées pour le site 02 (Sidi Fredj) et le site 03 (Ain Tagourait), malgré que cet écart soit non significatif.

Il pourrait être expliqué par le fait que le contenu minéral des algues varie en fonction de plusieurs facteurs : espèce, localisation géographique, saison, variations environnementales et physiologiques (Sanchez-Machado.2004 et Siddique et *al.*, 2013).

III.2.3. Teneur en lipides

Les teneurs en lipides des échantillons analysés des trois sites sont représentées dans le tableau 08.

Les contenus en lipides des algues vertes *Ulva lactuca* et *Ulva intestinalis* récoltées aux niveaux des trois sites (Ain Benian, Sidi Fredj et Ain Tagourait) sont respectivement 5,6%, 5,23% et 3,93% (MS). Le taux de lipides des algues en provenance des deux premiers sites sont significativement élevés par rapport au troisième site (Ain Tagourait).

Selon les valeurs rapportées dans la littérature, la plupart des macroalgues dont l'*Ulva* contiennent un taux en lipides inférieurs à 4 % (Dermid et Stuercke, 2003).

Toutefois, la teneur en lipides enregistrée chez *Ulva intestinalis* à (Ain Tagourait) (3,93% MS) est en concordance avec le résultat obtenu (3.5% pour *Ulva lactuca*) par Manivannan et al.(2018) et par Papou et al.(2022). En revanche, Wielgosz Collin et al.(2016) ont observé une variation dans la teneur en lipide des ulves allant de 0.7 à 5.1% (MS).

Les teneurs en lipides mesurées dans la présente étude pour les deux sites Ain Benian et Sidi Fredj sont conformes à celles rapportées par Borsali et *al.* (2020) qui est de 5.5% (MS) et par Yaich et *al.*(2011) variant de 7,87 à 1,64 % (MS).

Tableau 10 : comparaison des teneurs en lipides de l’algue *Ulva spp.* enregistrées au niveau des trois sites d’échantillonnage, selon le test Student.

Tcalculé	S1	S2	S3
S1		0,260	1,096
S2	0,436		0,852
S3	1,961	0,909	

Les valeurs enregistrées pour ce paramètre sont inférieures à 1,961 pour toutes les comparaisons réalisées deux à deux. Tandis que la valeur de la table T à 5% de risque est de 4,303. La différence entre tous les sites est donc non significative.

La composition en lipides de l’algue *Ulva spp.* Est approximativement similaire pour cette algue au niveau des trois sites.

La teneur en lipides a montré une différence non significative entre les sites 01 (Ain Benian) (5,6%) et le site 02 (Sidi Fredj) (5,23%). Cette dernière pourrait être due à l’algue (deux espèces différentes) aux facteurs géographiques et saisonniers, ainsi qu’au stade de développement de l’algue (Haroon et al., 2000 et Ortiz et al., 2006).

III.2.4. Teneur en Protéines totales

La teneur en protéines totales dans les extraits d’algues est déterminée à partir de l’équation de régression linéaire de la courbe d’étalonnage de la protéine albumine sérique bovine (BSA) (Figure 37)

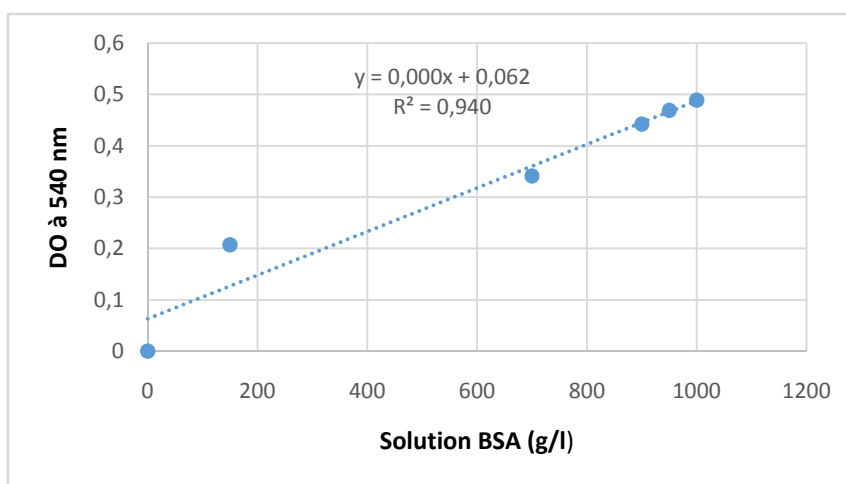


Figure 37 : Courbe d’étalonnage de la solution de BSA

La teneur en protéines extractible mesurée lors de cette étude varie selon le site de récolte, elle a été estimée dans l’ordre décroissant à 16,72% (MS) sur le site 01 (Ain Benian), 15,06% (MS) au niveau du site 02 (Sidi Fredj), 12,12% (MS) sur le site 03 (Ain Tagourait).

Ces valeurs sont comprises dans l'intervalle des teneurs en protéines enregistrées pour les algues vertes par Arasaki et Arasaki (1983) ; Benjama et al. (2011) ; Shuuluka et al. (2013) ; Peinado et al. (2014) et Joël Florence et al.(2018).

Cependant, les taux en protéines totales des algues vertes du genre *Ulva* diffère selon les multiples études menées. Par ailleurs, Rouxel et al.(2001) ont constaté des variations saisonnières dans les teneur en protéines chez *l'Ulva lactuca* des côtes françaises avec un maximum enregistré en décembre (23.6%) et un minimum en été (11,3% de MS).

En outre, la teneur en protéines varie en fonction du mode d'extraction et du dosage. Les solutions aqueuses peuvent donner des rendements plus bas que certains solvants à base de phénols (Wijsekara et al., 2017).

En effet, Mezghani (2013) a abouti à un contenu total en protéines à partir des algues des côtes tunisiennes variant, selon le solvant d'extraction, avec un minimum de 9,37% (MS) à un maximum de 14.5% (MS).

Dans une étude similaire, menée par Shuuluka et al.(2013), en Afrique du sud, sur *Ulva intestinalis*, indique un taux élevé en protéines égale à 26% (MS) est obtenu par la méthode de Kjeldahl).

Tableau 11 : comparaison des teneurs en protéines de l'algue *Ulva spp.* enregistrées au niveau des trois sites d'échantillonnage, selon le test Student.

Tcalculé	S1	S2	S3
S1		0,513	4,513
S2	0,310		2,881
S3	0,857	0,904	

La valeur du T théorique selon la table student à 5% de risque est de 4,303. Tandis que les valeurs enregistrées pour ce paramètre sont inférieures à 2,881 pour toutes les comparaisons réalisées deux à deux. Sauf pour la comparaison des valeurs enregistrées sur le site 03 (Ain Tagourait) avec celles du site 01 (Ain Benian), où on enregistre une valeur de 4,513.

La différence des valeurs entre tous les sites est donc non significative, sauf pour celle concernant le site 03 (Ain Tagourait) avec le site 01 (Ain Benian).

Par ailleurs, une augmentation de la teneur en protéines a été observée au niveau de certaines stations en raison d'une forte pollution ainsi que suite à une baisse de la température de l'eau de mer (İrkin, 2014). Ce qui justifierait donc la différence entre les résultats obtenus des extraits des deux sites étudiés, le site (Ain Benian) contenant une valeur supérieure à celle de (Ain Tagourait) qui est alors moins pollué.

III.2.5. Teneur en Polysaccharides

Le niveau de polysaccharides extraits lors de cette étude varie considérablement d'un site à un autre. Le plus haut pourcentage est enregistré sur le S1 (Ain Benian) avec 16,19% (MS), suivi de 15,08% en (MS) au niveau de S2 (Sidi Fredj), la valeur la plus basse ayant été signalée sur le S3 (Ain Tagourait) avec 8,64% (MS).

L'intégralité des résultats obtenus dans la présente étude corrobore avec les teneurs rapportées dans le travail de Lahaye et Robic mené en 2007, qui dresse une fourchette du rendement d'extraction des polysaccharides chez *Ulva* spp. allant de 8 à 26 % (MS).

Dans une récente synthèse bibliographique sur les teneurs en polysaccharides des ulves, il a été constaté qu'elles variaient de 7.58% (MS) (Wang et al., 2011) à 86.1% (MS) (Song et al., 2010), suivant la méthode et le temps d'extraction ainsi que le solvant utilisé (Ning et al. 2022).

La valeur qui se rapproche le plus des résultats obtenus pour les algues issues du S1 (16,19% MS) et du S2 (15,08% MS) est celle rapportée par Tang et al.(2011) qui est de 17,42% (MS).

Selon Kidgell et al.(2009), la composition chimique globale de l'espèce et les différents facteurs environnementaux ainsi que les procédés de prétraitement, la taille des particules de la poudre d'algues, le solvant d'extraction, la température d'extraction, sa durée et les méthodes de purification influencent tous le rendement d'extraction des polysaccharides.

Tableau 12 : Comparaison des teneurs en polysaccharides de l'algue *Ulva* spp. enregistrées au niveau des trois sites d'échantillonnage, selon le test Student.

Tcalculé	S1	S2	S3
S1		0,335	10,290
S2	0,504		8,788
S3	3,451	1,958	

La valeur de la table T à 5% de risque est de 4,303. Tandis que les valeurs enregistrées pour ce paramètre sont inférieures à 3,451 pour toutes les comparaisons réalisées deux à deux. Sauf pour la comparaison entre le site 03 (Ain Tagourait) et le site 01 (Ain Benian), où on enregistre une valeur de 10,290. Ainsi que celle comparant le site 03 (Ain Tagourait) et le site 02 (Sidi Fredj), qui est de 8,788. La différence des taux entre tous les sites est donc non significative, sauf pour celle concernant le site 03 (Ain Tagourait) et le site 01 (Ain Benian), ainsi que le site 03 (Ain Tagourait) et le site 02 (Sidi Fredj).

La différence significative des teneurs en polysaccharides enregistrée entre le site 03 (AinTagourait) et les deux sites (site 01 Ain Benian, site 02 Sidi Fredj) pourrait être due à unbesoin de défense ou protection éprouvé par l'algue en situation de stress au niveau de cesdeux derniers sites. D'où l'hypothèse de pollution de la masse d'eau au niveau du site 01 (Ain

Benian) et site 02 (Sidi Fredj), ainsi que la faculté de l'algue *Ulva spp* qui produit des substances actives servant de bioindicateur de la perturbation du milieu.

La différence significative des teneurs en polysaccharides enregistrée entre le site 03 (AinTagourait et les deux sites (site 01 Ain Benian, site 02 Sidi Fredj) pourrait être due à unbesoin de défense ou protection éprouvé par l'algue envers une situation de stress oxydatif au niveau de ces deux derniers sites. D'où l'hypothèse de pollution de la masse d'eau au niveaudu site 01 (Ain Benian) et site 02 (Sidi Fredj), ainsi que la faculté de l'algue *Ulva spp* à produire des substances actives servant de bioindicateurs de la perturbation du milieu,notamment les polysaccharides.

Godardd et al. ont rapporté que le polysaccharide de *U. lactuca* pouvait augmenter de manière significative les activités enzymatiques de la superoxyde dismutase (SOD) et de laglutathion peroxydase (GSH-Px) et inhiber la production de peroxydation lipidique et d'anionsuperoxyde. En outre, l'ulvane à forte teneur en sulfate possède une capacité antioxydanteévidente et une activité hypolipidique.

Les polysaccharides les plus abondants présents dans les algues vertes et surtout dans *Ulva lactuca* sont les ulvanes. Ces polysaccharides sont responsables d'un large éventail d'activités physiologiques et biologiques telles que les activités anticancéreuses, anticoagulantes,antioxydantes, antifongiques et antitumorales (Thanh et *al.*, 2016). L'ulvane est unpolysaccharide hydrosoluble présent dans la paroi cellulaire d'Ulva, représentant 8 à 29 % dupoids sec (Lahaye et *al.*, 2007).

III.2.6. Teneur en Polyphénols

La teneur en polyphénols totaux dans l'extrait acétate d'éthyle d'algue est déterminée à partir de l'équation de régression linéaire de la courbe d'étalonnage exprimée en µg. Eq acide gallique par mg d'extrait (Figure 38).

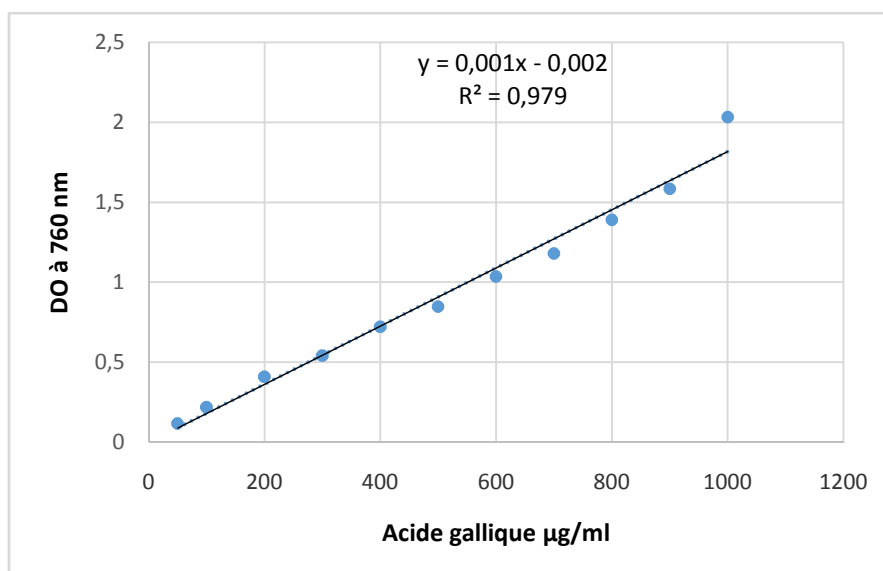


Figure 22 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique

Dans cette étude, l'extrait acétate d'éthyle (EtOAc) a montré des teneurs en phénols totaux différentes pour chaque site. La valeur la plus élevée est enregistrée pour les algues provenant du site S1 (Ain Benian) avec 52,68 µg d'acide gallique/mg, suivie de 29,97 µg d'acide gallique/mg pour celles de S2 (Sidi Fredj), et au niveau du S3 (Ain Tagourait) elle est estimée à 20,21 µg d'acide gallique/mg.

A l'exception du site de Ain Benain, ces résultats sont relativement proches des autres études menées sur *Ulva spp* en utilisant le même solvant EtOA (Hamdi et al., 2020).

D'autres études rapportent des niveaux moyens de 19 µg GAE /mg pour *Ulva rigida* (Trigui et al., 2013) ; 39,59 µg GAE /mg pour *Ulva linza* (Kim et al., 2018) et 21 µg GAE /mg pour *Ulva fasciata* (Vijayavel et Martinez. 2010). Ce dernier taux est presque similaire à celui relevé sur le site 03 de Ain Tagourait.

Egalement, l'étude menée par Wekre et al. (2019) a montré une similarité $52,9 \pm 5,2$ µg GAE/mg (5,3 % de MS) avec les résultats obtenus dans le présent travail (52,68 µg GAE /mg (5,27 % de MS), bien que les méthodes utilisées soient différentes.

Par contre, dans une autre étude menée par Al-Malki et al. (2018) sur l'*Ulva lactuca*, une teneur élevée de 77,3 µg GAE /mg a été enregistrée.

Tableau 13 : Comparaison des teneurs en polyphénols de l'algue *Ulva spp.* enregistrées au niveau des trois sites d'échantillonnage, selon le test Student.

Tcalculé	S1	S2	S3
S1		2,656	6,033
S2	1,074		1,815
S3	1,536	1,143	

La valeur de la table T à 5% de risque est de 4,303. Tandis que les valeurs enregistrées pour ce paramètre sont inférieures à 2,656 pour toutes les comparaisons réalisées deux à deux. Sauf pour la comparaison entre le site 03 (Ain Tagourait) et le site 01 (Ain Benian), où on enregistre une valeur de 6,033.

La différence entre tous les sites est donc non significative, sauf pour celle concernant le site 03 (Ain Tagourait) et le site 01 (Ain Tagourait).

La valeur significative qui compare le site 03 (Ain Tagourait) au site 01 (Ain Benian), est indicatrice d'une différence claire entre le niveau de perturbation de ces deux sites. Nous constatons alors une pollution présente sur la masse d'eau au niveau du site 01 (Ain Benian), accompagnée d'une hausse en production de produits phénoliques, considérés alors comme bioactifs et indicateurs de pollution.

Les composés bioactifs d'importance industrielle majeure trouvés dans *U. lactuca* sont des phénoliques, des pigments (chlorophylles et caroténoïdes) et des polysaccharides. (Caf et *al.*, 2015). Les teneurs en composés phénoliques changent de façon considérables d'une espèce à une autre et à l'intérieur de la même espèce, à cause des facteurs extrinsèques (température, climat...), génétiques (la variété et l'origine d'espèces), physiologiques (le degré de maturation de la plante, les organes utilisés) et de la durée de stockage (Maisuthisakul et *al.*, 2007 ; Ebrahimzadeh et *al.*, 2008, 2007 ; Ksouri et *al.*, 2009). Intervient également le facteur de température d'extraction, car une macération dans le méthanol, et une décoction dans le mélange eau-méthanol, donnent des extraits différents sur leur teneurs en polyphénols et flavonoïdes ainsi que leur activité antioxydante (Tefiani.2015).

III.3. Présentation, analyse et interprétation des résultats des analyses physico-chimiques et bactériologiques

L'analyse des eaux de mer a été réalisée dans le but de déterminer les caractéristiques spécifiques de l'environnement des ulves qui font l'objet de cette étude. Quelques paramètres physico-chimiques et bactériologiques ont été utilisés pour évaluer la qualité des eaux de baignades conformément aux exigences réglementaires formulées dans le décret exécutif n° 93-164 du 10 Juillet 1993 (Benamar.2014) (annexe 05).

Il s'agit également de faire une étude comparative entre les trois sites en déterminant le degré de pollution du littoral ce qui nous permettra de prospecter d'éventuelles molécules qui seraient synthétisées activement par les ulves en réponse au stress et à la pression anthropique.

Les résultats des analyses physico-chimiques et bactériologiques présentés et discutés dans ce chapitre proviennent des échantillons d'eau prélevés le 24 Février 2022, le 09 mars 2022 et le 23 mars 2022.

III.3.1. Présentation des résultats des paramètres physico-chimiques analysés

III.3.1.1. Température

La figure (39) présente les résultats de la température des trois prélèvements effectués pour chaque site

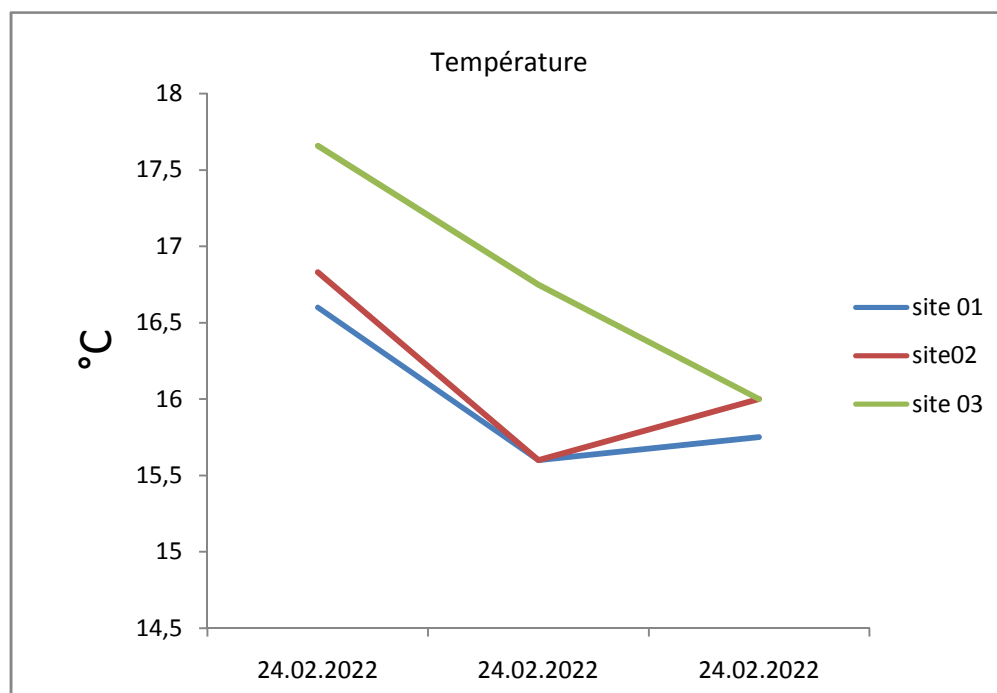


Figure 39 :Variations de la température des eaux de mer de surface (°C) aux niveaux d'Ain Beniane, de Sidi Fredj et d'Ain Tagourait.

D'après les données de ce graphique (figure 39), Les température des eaux aux niveaux des deux sites Ain Benian et Sidi Fredj sont très proches avec une moyenne de $15,98 \pm 0,35^{\circ}\text{C}$.

Les valeurs enregistrées de la température durant les trois sorties pour le site 03 (Ain Tagourait) varient de 17,66 à 16°C avec une moyenne de $16,80 \pm 0,47^{\circ}\text{C}$.

Ces températures ont relevées à 50cm de la surface de l'eau, elles sont donc sous l'influence de la température de l'air ; elles restent saisonnières.

La température des trois sites se situe dans un intervalle des températures qui favorisent le développement des micro-organismes, qui est de 4°C à 35°C . (Boudoumana et Chennou.2007).

Toutes les valeurs de ce paramètre enregistrées en fin d'hiver et en début de printemps ne dépassent pas la norme algérienne 25°C (Jordp.2011). Donc, ces eaux sont de bonne qualité du point de vue température.

Il n'existe pas de différence significative entre les températures des trois sites. Parce qu'il s'agit de la même masse d'eau, or les trois sites d'extraction appartiennent à la même zone d'étude, qui est la baie de Bou Ismail.

III.3.1.2. Oxygène dissous

Le dosage de l'oxygène dissous est d'une importance capitale dans les études portant sur la qualité des eaux.

Les concentrations en oxygène dissous des eaux de surfaces exprimées en mg/l des trois sites sont illustrées ci-dessous (figure 40).

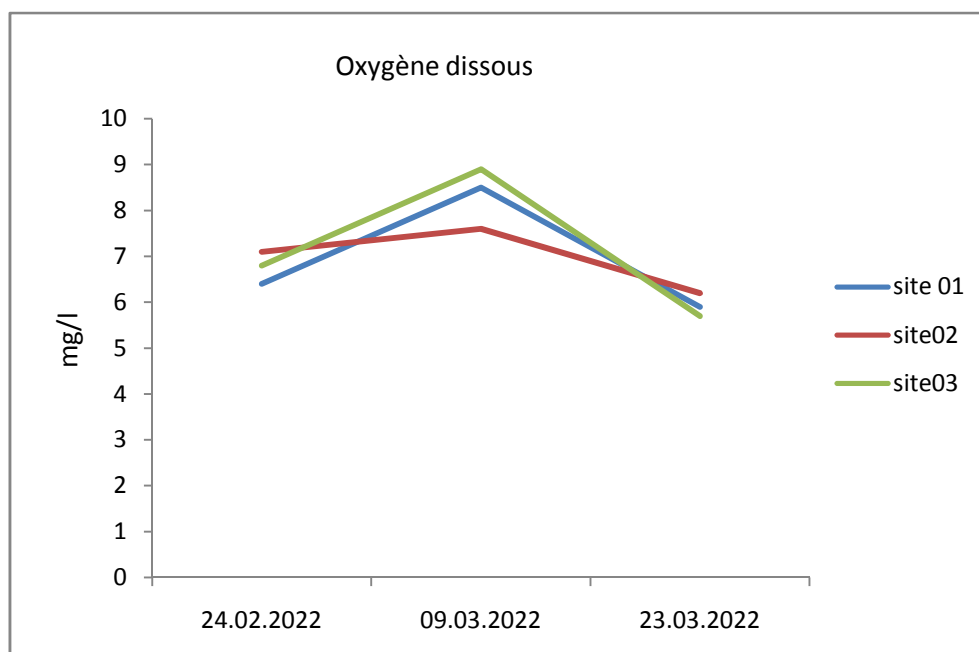


Figure 40 : Variation de l'Oxygène dissous (mg/l) d'Ain Beniane, de Sidi Fredj et d'Ain Tagourait

L'analyse des résultats de ce graphique (figure 50) montre que les concentrations en oxygène dissous varient entre 8,5 et 5.9mg/l avec une moyenne de $6,93 \pm 0.8$ mg/l pour le site 01 (Ain Benian), entre 7,6 et 6.2 mg/l pour le site 02 (Sidi Fredj) avec une moyenne de $6,96 \pm 0.4$ mg/l, et entre 8,9 et 5,7 mg/l pour le site 03 (Ain Tagourait) avec une moyenne de $5,91 \pm 0.92$ mg/l. Les plus faibles valeurs sont enregistrées aux niveaux d'Ain Benian et de Sidi Fredj où on a remarqué le déversement des eaux usées directement sur les plages. Globalement, ces concentrations sont considérées comme bonnes car elles sont comprises entre 5 et 7 mg/l.

La concentration en oxygène dissous varie de manière journalière et saisonnière car elle dépend de nombreux facteurs tels que la pression partielle en oxygène de l'atmosphère, la température de l'eau, la salinité, la pénétration de la lumière, l'agitation de l'eau et la

disponibilité en nutriments (Merabet, 2010). Les facteurs pouvant menés à une réduction de l'oxygène dissous sont l'augmentation de la température de l'eau et la décomposition de grandes quantités de matière organique (Rodier et al.,1996 et Hebert et Légaré, 2000).

On distingue une différence non significative mais tout de même présente entre les valeurs enregistrées pour les trois sites. Les valeurs faibles de l'oxygène dissous enregistrées sur les deux sites (Ain Benian et Sidi Fredj) seraient probablement dues à une pollution au niveau de ces zones-là. Le fort développement des métabolismes bactériens à ces niveaux, serait responsable de la dégradation de la matière organique avec consommation d'oxygène dissous (Rodier et *al.*,1996).

III.3.1.3. Potentiel d'hydrogène

Le pH est un paramètre important qui représente le degré d'ionisation du milieu étudié. Sa diminution indiquerait une acidification du milieu marin, qui est synonyme de pollution. La pollution atmosphérique et les précipitations acides demeurent la plus importante source d'acidité des plans d'eau. Ce paramètre doit être étroitement surveillé au cours de la période de prélèvement (Brisou et Denis,1980).

L'eau de mer est alcaline, elle est généralement de l'ordre de 8. Les valeurs du potentiel d'hydrogène pH de l'eau de mer examinée pour les trois sites sont reportées dans la figure (41).

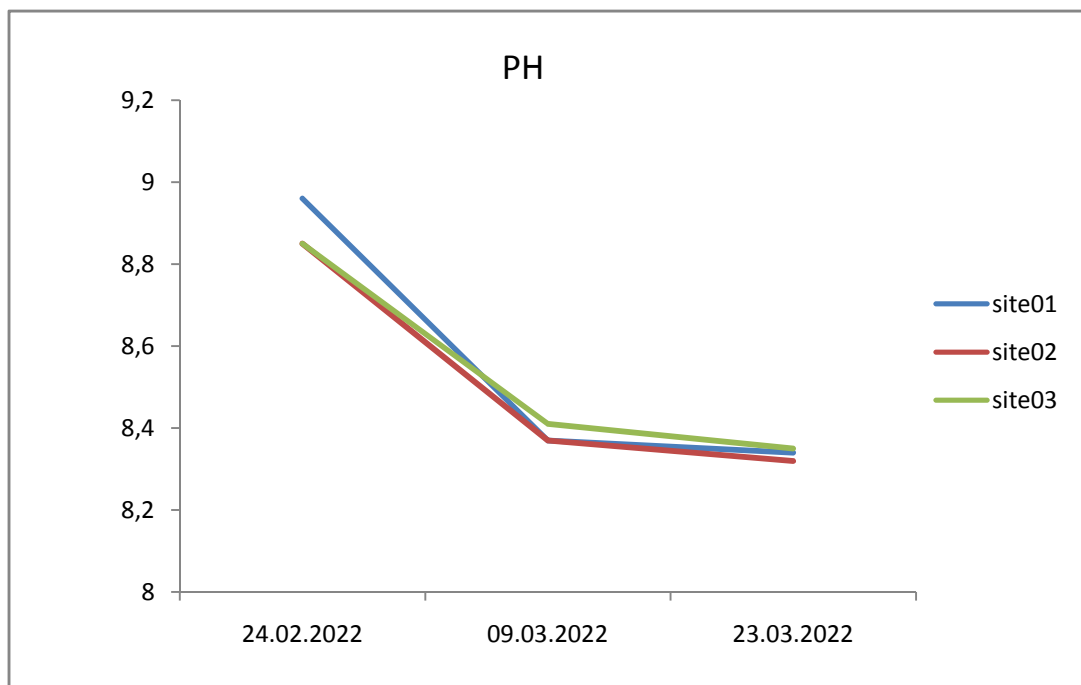


Figure 41 : Variation du pH des eaux de mer aux niveaux d'Ain Benian, de Sidi Fredj et d'Ain Tagourait.

Les valeurs observées révèlent que le pH est légèrement alcalin aux niveaux des trois sites. Elles varient entre 8,96 et 8,32.

La différence entre les sites est non significative. Elle est peut être due à l'acidité entraînée par le rejet des eaux usées et les eaux de ruissèlement directement en mer. Nous notons tout de même que Les valeurs de pH mesurées dans les différentes stations sont supérieures à celles de l'eau de mer naturelle. Il n'a pas de signification hygiénique mais il représente une notion importante de la détermination de l'agressivité de l'eau et la précipitation des éléments dissous (Abdesselem, 1999). Cependant, elles ne présentent pas de danger pour la faune et la flore, car seuls les pH inférieurs à 5 ou supérieurs à 9 sont mortels pour les poissons (Diagne et al., 2017).

III.3.1.4. Salinité

La salinité traduit le caractère salin de l'eau, elle varie considérablement d'une saison à une autre et d'une région à une autre.

La figure (42) représente la variation spatiale de salinité dans les eaux pour les différents sites.

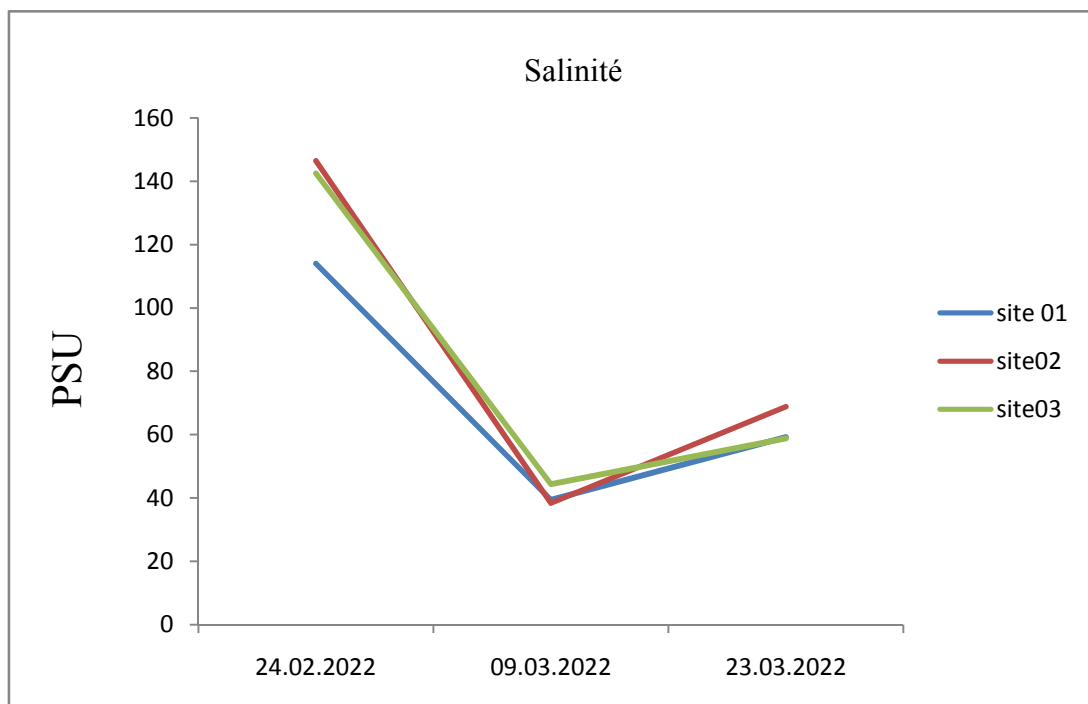


Figure 42 : Valeurs de la salinité des trois sites (Ain Benian, Sidi Fredj et Ain Tagourait)

Les valeurs de la salinité pour le site 01 (Ain Benian) sont comprises entre 36 PSU et 35.2 PSU avec une moyenne de 35.53 ± 0.23 PSU ; pour le site 02 (Sidi Fredj), elles varient entre 36,1 PSU et 33,6 PSU avec une moyenne de $35,16 \pm 0.77$ PSU. La salinité maximale et minimale enregistrées dans les eaux du site 03 (Ain Tagourait) est de l'ordre de 36.4 PSU et 36 PSU avec une moyenne de $36,17 \pm 0.12$ PSU.

Les teneurs moyennes de la salinité des différents sites sont comprises entre 36,17 PSU et 35,16 PSU. La plus haute valeur est enregistrée sur le site 03(Ain Tagourait) alors que la valeur la plus basse est enregistrée au niveau du site 02 (Sidi Fredj).

Ces résultats sont comparables à ceux observés par Ifremer (1986), qui sont compris dans l'intervalle de (36-37 PSU) ; ainsi qu'aux valeurs citées dans des travaux antérieures (36.5 à 37.5PSU), effectuées sur les côtes algériennes (Millot *et al.*,1989 et Haddouche. 2003).

Cette différence significative de salinité entre le site 03 (Ain Tagourait) et les deux sites (Sidi Fredj et Ain Benian) est étroitement liée aux apports en eau douce et à la faible évaporation de l'eau qui augmente la concentration de sel au milieu.

III.3.1.5. Matière en suspension MES

Les matières en suspension représentent l'ensemble des particules minérales et organiques contenues dans les eaux. Elles sont fonction de la nature des terrains traversés, de la saison, du régime d'écoulement des eaux et de la nature des rejets.

Les normes nationales (Décret exécutif 06-141 du 19 avril 2006 / JORADP / 23-04-2006) et internationales (OMS/PNUE.1995) fixent comme valeur limite pour les MES, dans les effluents liquides (ménagers, industriels et agricoles), une concentration de 35 mg/l

La figure (43) représente la variation spatiale de matière en suspension dans les eaux de mer pour les différents sites : site 01(Ain Benian), Site 02(Sidi Fredj) et Site03(Ain Tagourait) étudiés.

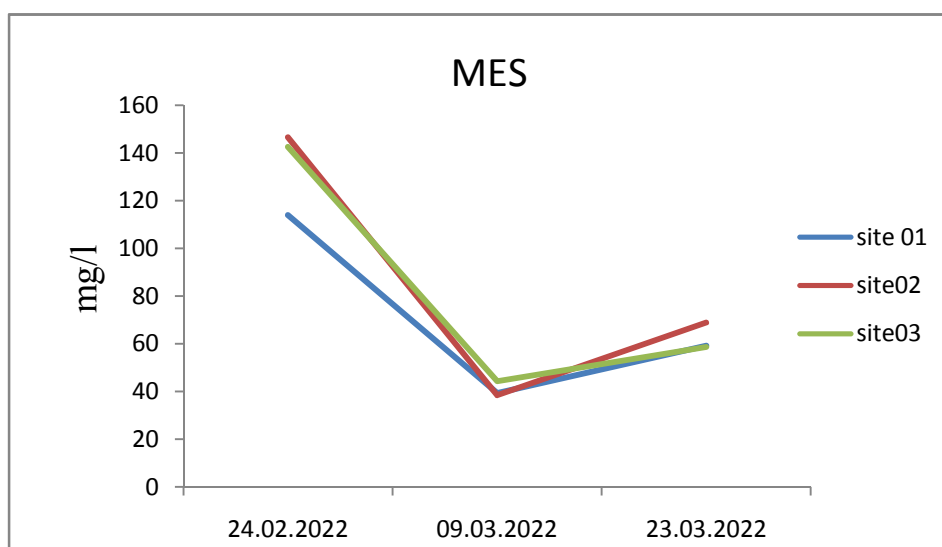


Figure 43: Variation temporelle des matières en suspensions dans des trois sites (Ain Benian, Sidi Fredj et Ain Tagourait)

Les concentrations en MES obtenues varient entre 114 et 39.4mg/l avec une moyenne de 70, 87 mg/l pour le site 01 (Ain Benian) et entre 146,5et 38.4.mg/lpour le site 02 et une

concentration moyenne trouvée de 84.57mg/l. Concernant le site 03, les valeurs changent entre 142.58 et 44.4 mg /l avec une moyenne de 81.9mg/l.

Les valeurs élevées en MES peuvent se traduire par une forte agitation de la mer provoquée par les vagues et les houles. Les concentrations sont également sous l'influence des apports terrigènes des eaux de ruissèlement par temps pluvieux et orageux Ce qui a remis toutes les microparticules en suspension.

Les résultats obtenus au cours de notre étude montrent que les concentrations des matières en suspension au niveau de tous les sites analysés dépassent les normes nationales définies à (35mg/l).

III.3.2. Composition bactériologique

III.3.2.1. Estimation des coliformes totaux

Les résultats bactériologiques des échantillons d'eau prélevés sur les trois sites révèlent des charges bactériennes qui varient entre 15 CT/100ml et une valeur supérieure à 300CT/100ml (carla boîte était indénombrable) (colonies confluentes) (Figure 44).

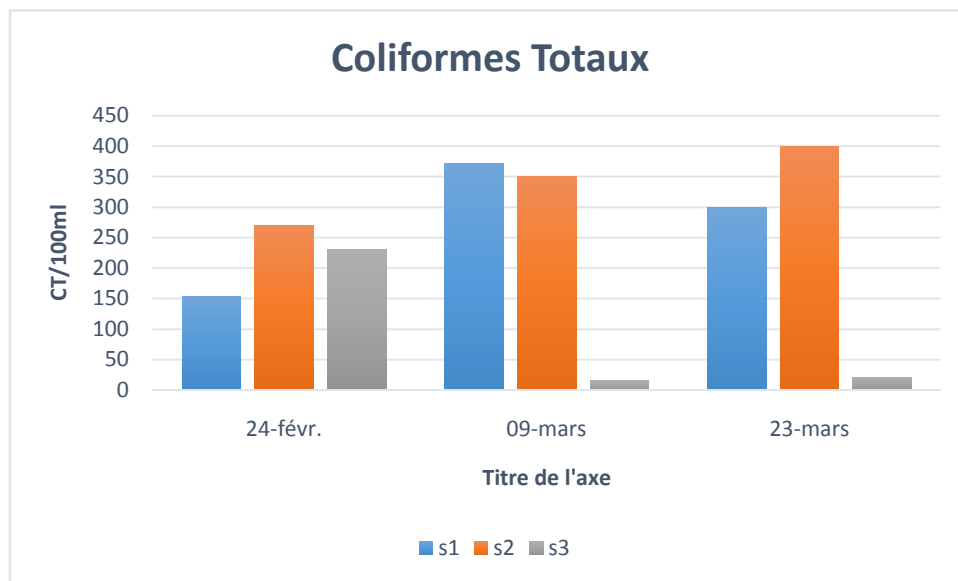


Figure 44 : Comparaison entre les différentes concentrations en coliformes totaux des eaux de mer aux niveaux des trois sites d'échantillonnage (Ain Benian, Sidi Fredj et Ain Tagourait).

La charge bactérienne moyenne est de 186CT/100ml pour le site 01 (Ain Benian). Elle est d'une moyenne de 287 CT/100ml pour le site 02 (Sidi Fredj). Tandis que celle du site s3 (Ain Tagourait) est estimée à 89 CT/100ml.

Ces concentrations sont conformes aux normes Algériennes (5000-10000 CT/100ml) (Journal Officiel Algérien.1993).

Cette différence de valeurs est néanmoins significative entre le s3 (Ain Tagourait) et les deux autres sites s1 et s2 (Ain Benian, Sidi Fredj). Il est clairement concevable que les valeurs de ces derniers sont nettement supérieures à celle du S3 (Ain Tagourait), Ceci s'accorde à l'écart de contamination aux coliformes totaux.

III.3.2.2. Estimation des coliformes Fécaux

Dans le cadre de cette étude, nous avons ciblé les coliformes d'origine fécale dont *E.coli* car c'est l'espèce la plus fréquemment associées à ce groupe bactérien. A la vue des résultats illustrés ci-après (Figure 45),

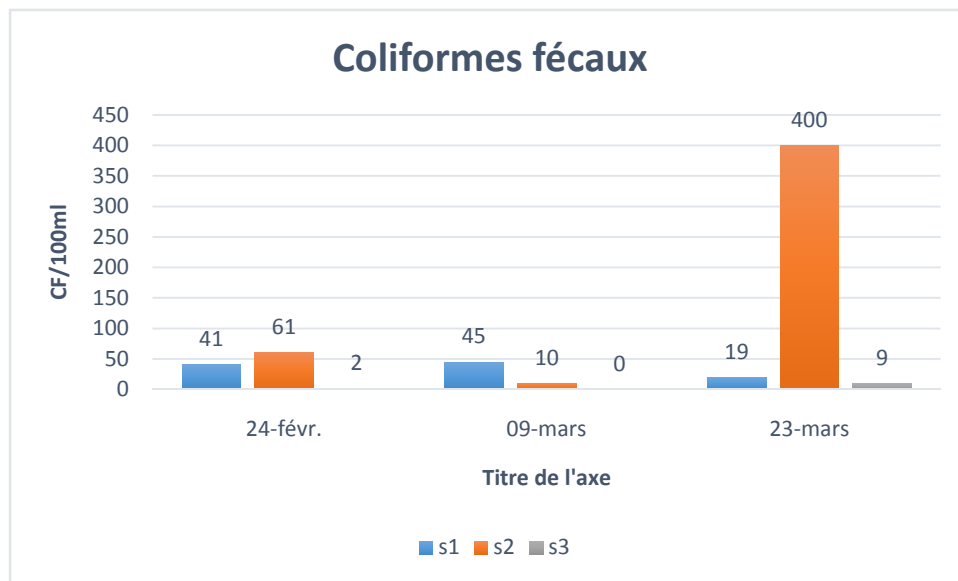


Figure 45 : Comparaison entre les différentes concentrations en coliformes fécaux des eaux de mer aux niveaux des trois sites d'échantillonnage (Ain Benian(S1), Sidi Fredj(S2) et Ain Tagourait (S3)).

La valeur estimée des coliformes fécaux varie de 0CF/100ml à une valeur indécomptable car le nombre de colonies dépassent 300Cf/100ml (colonies confluentes) (Figure 55).

La concentration moyenne en coliformes fécaux des eaux d'Ain Benian (S1) et de Sidi Fredj (S2) est respectivement de 35CF/100ml et de 157CF/100ml, elle est nettement supérieure à celle du site S3 (Ain Tagourait) dont la moyenne est quasiment nulle et est estimée de 04CT/100ml.

Toutes ces concentration moyenne en coliformes fécaux sont conformes et restent nettement inférieures à la valeur guide (500CF/100ml) (JORA, 19993)

Néanmoins, La différence des taux en CF entre les sites exprime clairement la marge de contamination, qui est nettement plus prononcée au niveau du S2 (Sidi Fredj) suivi de S1 (AinBenian). Cette contamination serait due aux matières fécales, provenant probablement de déversement d'eau d'assainissement. Ces zones seraient donc plus exposées à une pollution,

qui pourrait donc induire à une eau ainsi contaminée, contenant des microbes (bactéries, virus ou parasites).

III.3.2.3. Estimation des streptocoques fécaux

Les streptocoques fécaux sont les meilleurs témoins de la contamination fécale (Brisou, 1980), grâce à leur caractéristiques physiologiques qui leur confèrent une meilleure adaptation par rapport aux autres germes indicateurs (PNEU/ 1977).

Après dénombrement, on constate que la concentration en streptocoques fécaux est plus élevée pour les sites S1 (Ain Benian) dont la moyenne est estimée à 57 SF/100ml d'eau, et S2 (Sidi Fredj) avec une moyenne de 69 SF/100ml d'eau, comparativement au site S3 (Ain Tagourait) dont la moyenne est de 51 SF/100ml d'eau (Figure 46).

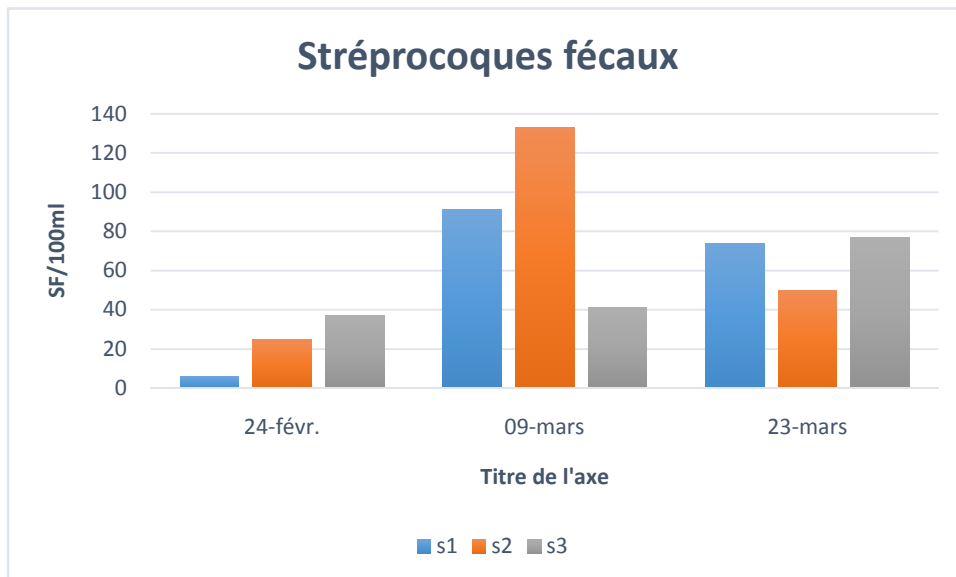


Figure 46 : Comparaison entre les différentes concentrations en streptocoques fécaux des eaux de mer aux niveaux des trois sites d'échantillonnage (Ain Benian, Sidi Fredj et Ain Tagourait).

Les taux moyens en SF enregistrés pour les trois sites sont conformes aux normes algériennes et restent inférieurs à la valeur guide qui est de 100 SF/100ml (JORA, 1993). Toutefois, la valeur la plus élevée en SF est observée pour le S2 (Sidi Fredj)

III.3.2.4. Estimation des germes pathogènes

A- salmonelles

La recherche des germes pathogènes, à caractère épidémique comme les salmonelles, est primordiale puisque ces bactéries ont d'origine fécale et contribuent à signaler un danger de et risque de sante public.

Les résultats des analyses bactériologiques ont démontré l'absence des salmonelles dans un litre d'eau de mer dans les trois sites. Ils sont donc tous conformes aux normes algériennes (JORA,1993).

A- Vibrions

Aucun Vibrio n'a été détecté dans tous les échantillons d'eau collectés lors des 3 sorties. Ils sont donc conformes aux normes algériennes (JORA,1993).

CONCLUSION

CONCLUSION

La présente étude a pour objectif d'évaluer certains paramètres et propriétés d'une algue verte du genre *Ulva* sur le littoral algérois, et de prospecter les molécules qui pourraient être utilisées comme biomarqueurs précoces de pollution de son biotope. Pour ce faire trois sites d'échantillonnage ont été choisis à une condition commune, qui est d'abriter ce genre d'algue. Deux des sites choisis (S1 Ain Benian, et S2 Sidi Fredj) sont confrontés à un stress anthropique évident ainsi qu'à une pollution aux rejets des eaux domestiques, tandis que le troisième site situé loin de tout impact de pollution, est donc considéré comme site de référence.

Le travail entrepris dans cette recherche englobe en premier lieu une détermination de la composition chimique globale de l'algue *Ulva spp*, ainsi qu'une évaluation des molécules à intérêts bioactifs (Polyphénols et Polysaccharides) extraites de cette même algue collectée au niveau des trois sites d'échantillonnage. En second plan une analyse physicochimique et bactériologique de l'eau échantillonnée est réalisée, afin de prouver une différence de contamination de la masse d'eau entre les différents sites.

De ce travail il en ressort :

L'algue verte étudiée est très riche en matière minérale, la valeur maximale de cendres enregistrées est de 33,85% de MS, et il n'existe pas de différence significative entre les sites. Tandis que le taux en lipides enregistré au niveau des trois sites sans différence significative est relativement faible, sa valeur optimale est de 5,6 % de MS.

Elle montre également un taux appréciable en protéines totales, la valeur la plus haute a été enregistrée au niveau du S1 (Ain Benian) et est de 16%, cette dernière montre une différence significative avec la valeur du S3 de référence (Ain Tagourait) où son taux est nettement inférieur, ceci pourrait s'apparenter à une piste à suivre, à savoir l'augmentation de ce paramètre pourrait être lié à un facteur de stress ou pollution du milieu en question.

Les teneurs en polysaccharides enregistrées pour cette algue sont élevées. Il existe une différence significative entre la valeur minimale enregistrée sur le S3 (Ain Tagourait) et les deux autres sites S1 (Ain Benian), S2 (Sidi Fredj), ceci s'apparente à une réponse au stress auquel cette algue est confrontée dans son biotope. Ces molécules produites en cas de danger, peuvent alors servir de marqueurs de pollution de la zone étudiée.

Elle contient également des taux très importants en polyphénols, leur teneur varie au dépend des sites. La valeur la plus importante est enregistrée sur le S1 (Ain Benian) et est estimée à 52,68 $\mu\text{g AgE/mg}$ de MS. Elle montre une différence significative avec celle signalée sur le S3 (Ain Tagourait) à savoir 20,21 $\mu\text{g AgE/mg}$. Connaissant les caractères antioxydants des

CONCLUSION

composés phénoliques, cette augmentation de concentration est clairement due à une réponse au stress oxydatif détecté au niveau du milieu altéré, cette molécule aurait donc un pouvoir dénonciateur et indicateur de perturbation du milieu marin.

De l'analyse bactériologique des échantillons d'eau de mer prélevés sur les trois sites il a été constaté que les concentrations de Coliformes totaux et fécaux, et en Streptocoques fécaux sont toutes conformes aux normes algériennes, selon le journal officiel algérien de l'eau. Malgré la différence non significative du niveau de contamination des sites, il a été constaté que le S2 (Sidi Fredj) est celui qui montre les valeurs les plus élevées.

Les résultats de ce travail se montrent très prometteurs, surtout rapportés dans un domaine très peu explorée en Algérie. Malgré leur pertinence ces premiers constats, concernant les propriétés bioindicatrices de cette algue, ne représentent que des données partielles, et une initiation à un travail qui se doit d'être complété.

Pour ce faire des analyses complémentaires se voient essentielles :

- S'assurer que la différence des concentrations en biomolécules entre les sites n'est pas due à la différence des espèces.
- Prolonger la période d'étude sur un laps de temps plus large, voir concevoir un suivi annuel pour prospecter à une comparaison saisonnière.
- Identifier et caractériser les polysaccharides sulfatés par RMN et HPLC.
- Identifier et caractériser les composés phénoliques.
- Identifier et caractériser les protéines.
- Etudier les propriétés anti-oxydantes, antimicrobiennes (Antibiogramme), antifongique, et anti-inflammatoires des composés à intérêt bioactif ; notamment les polysaccharides, les polyphénols, ainsi qu'explorer cette voie pour les protéines.
- Elargir la zone d'étude, à condition d'existence de cette même espèce d'algue sur ces sites visés.
- Evaluer la contamination métallique par différents xénobiotique (Cu, Pb et Zn essentiellement) de l'extrait brut de l'algue verte étudiée.
- Rajouter une troisième matrice, qu'est le sédiment.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUE

A :

Abdel-Khaliq A; Hasan H M; Rateb M E and Hammouda O. (2014).

Abomohra, A. E. F;El-Naggar, A. H et Baeshen, A. A. (2018). Potential of macroalgae for biodiesel production: screening and evaluation studies. Journal of bioscience and bioengineering. Vol.125,N°2,P.P.231-237.

Alem M. ;(2015).Les compléments alimentaires à base d'algues.Thèse doctorat.Pharmacie . Rabat : Université Mohammed V-RABAT.85p.

Allam H; Aoua Ar. Benguedda W et Bettioui W(1994). Macrophytes as Biomonitors of Trace Metals. Biomonitoring of Coastal Waters and Estuaries.35-103pp.

Aminot A., Chaussepied M., (1983).Manuel des analyses chimiques en milieu marin .Brest :CNEXO,P.395.

Andersen R.A.(1992). Diversity of eukaryotic algae.Vol.1,N°4,P.P.267–292.

Antimicrobial activity of three *Ulva* species collected from some Egyptian Mediterranean seashore. International Journal of Engineering Research and General Science .Vol.2, N°5,P.P. 648– 669.

AOAC (2000). Official Methods of Analysis. , Gaithersburg, MD, USA :17èmeEd,P.P 10- 992.

AOAC. (1999). Official methods of analysis. Washington: 16ème Ed.

Arasaki, S., Arasaki, T. (1983).Low calorie, high nutrition: vegetables from the sea; to help you look and feel better.

Atallah A.(2014). Procédé de dessalement et qualite physico-chimique de l'eau dessalée par la station de dessalement de l'eau de mer de honaine.Mémire Master.Alimentation et Nutrition. Tlemcen :Universite Abou Bekr Belkaid Tlemcen.P.99.

B :

Baga M. (2014).Etude de la pollution maritime par les métaux lourds (Cd, Cr) dans la cote de Jijel.Master.Pollution des écosystème et écotoxicologie Université Constantine ,P.P.1.51.

Bakalem, A ; Ruellet, T.,et Dauvin, J. C. (2009).Benthic indices and ecological quality of shallow Algeria fine sand community.Vol.9,N°3,P.P. 395-408.

- Barrington K;Chopin T;Robinson S (2009).** Integrated multi-trophic aquaculture (IMTA) in marine temperate waters. Vol.529,P.P.7–46.
- Ben Abdallah R et al. (2020).**Physico-chemical characterization of sample marine tunisian *Padina pavonica* algae as a sustainable biomaterial.P.P.38- 45.
- Benamar M.E.A.(2014).** Guide de contrôle des eaux de baignade du littoral Algérien. Laboratoire de Physique Fondamentale et Appliquée (FUNDAPL) Université Blida ,P.P.1,4.
- Benariba N et Adida H.(2015).**Étude phytochimique et évaluation du pouvoir antiradicalaire des extraits de *Pituranthos scoparius*.Vol.14,N4,P.P.1-6.
- Benjama,O;Payap,M.(2011).**Nutritional composition and physicochemical properties of two green seaweeds (*Ulva pertusa* and *U. intestinalis*) from the Pattani Bay in Southern Thailand, Songklanakar. J. Sci. Technol.Vol.33,P.P.575–583.
- Benmehidi .F(2017).** Contribution à l'étude de la composition chimique et nutritionnelle d'une algue verte (*caulerpa racemosa*) et rouge (*corallina elongata*) collectées au niveau de la côte mostaganémoise. Mémoire Master. Exploitation et protection des ressources marines vivantes. Mostaganem : Université Abdelhamid Ibn Badis-Mostaganem.P.47.
- Bernard D. (2021).** Algues vertes en Bretagne : de la nécessité d'une ambition plus forte.Rapport d'activité .document non publié.Bretagne .
- Berri M et al.(2017).** Ulvane, un polysaccharide sulfaté d'*Ulvaarmoricana*, stimule la réponse immunitaire intestinale par un mécanisme impliquant la voie de signalisation TLR4/Akt.Vol.49,P.P.211-212.
- Bessadat N.(2013).**Microbiologie des eaux: eaux naturelles et eaux usées. [Enligne]. [Consulté le 011 /06/ 2022] disponible sur infoterre.brgm.fr/rapports/83-SGN-386-EAU.pdf.
- Blunt JW et al. (2006).** Marine natural products. Naturals Products Reports.Vol,22,N°1,P.P.15-61.
- Blunt JW et al,(2008).** Marine natural products.Vol.25,N°2,P.P.35-94.
- Blunt JW et al.(2009).** Marine natural products.VCol.26,N°02,P.P.170-244.
- Bonanno, G. et Orlando-B, M. (2018).**Perspectives on using marine species as bioindicators of plastic pollution. Vol. 137,N°2,P.P.209-221.

REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE

Borsali, S ;Baaloudj A ; A. Kerfouf.(2020) Biochemical study of *Ulva lactuca* and *Cystosiera stricta* from mostaganam coastline(Western Algeria).Vol.10,N°3,P.P.116-121.

Borsali, S. et al.(2020).Biochemical study of *Ulva lactuca* and *Cystoseira stricta* from Mostaganem coastline (**Western Algeria**)Vol.10,N°4, P.P.116-121.

Bouchoukh I.(2017).Cours Botanique. [Enligne].[Consulté le 18/07/2022)] disponible sur le <https://fac.umc.edu.dz>.

Boutiba Z ; Taleb M.Z et Abi-Ayed S.M.(2003) *.État de la pollution marine de la côte oranaise.* Oran :Dar El Gharb Ed, P.P.69.

Briand X.(1997).Anaerobic digestion of *Ulva spp.* 1. Relationship between *Ulva* composition and methanisation.Vol.9,P.P. 511–524.

Brisou J, and François A. Denis(1980). Techniques de surveillance de l'environnement maritime. Vol.3.

Bruneton J. (1999).Pharmacognosie et phytochimie des plantes médicinales. Paris :3ème Ed, lavoisier,P. 1120.

Bruneton J. (2009). Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales. Composés du métabolisme primaire. Éd : Lavoisier,P.P.42-79.

Bruni.V et al.(1984). Isolement et identification de vibrions halophiles d'une station expérimentale de mariculture .Vol.3,P.P.475-481.

Burlot A.S(2016)...Étude de la macroalgue rouge *Solieria chordalis* : aspects écophysiologicals, production d'extraits et perspectives d'applications.Thèse doctorat. Biologie. MarineBretagne : Ecole Doctorale Des Sciences de la Mer

Burlot et al. 2016). Valorisation des métabolites d'algues proliférantes par voie enzymatique : applications dans les domaines de la nutrition et santé animale, végétale et humaine, de la cosmétique et de l'environnement.Vol.5,N°2,P.428.

C :

Cabioc'h j ;Floc'h j. Y ; Toquin A. L et et Boudouresque C. F. (2006).Guide des algues des mers d'Europe.Paris :2ème Ed,P.272.

[https://library-opac.hcmr.gr/cgi-bin/koha/opac-](https://library-opac.hcmr.gr/cgi-bin/koha/opac-detail.pl?biblionumber=54098&query_desc=su%3A%7BSpatial%20variations%7DCatsi)

[detail.pl?biblionumber=54098&query_desc=su%3A%7BSpatial%20variations%7DCatsi](https://library-opac.hcmr.gr/cgi-bin/koha/opac-detail.pl?biblionumber=54098&query_desc=su%3A%7BSpatial%20variations%7DCatsi)

ki V.A. et E. Papathanassiouby Katsiki, A.-V (1993).The use of the

chlorophyte https://library-opac.hcmr.gr/cgi-bin/koha/opac-detail.pl?biblionumber=54098&query_desc=su%3A%7BSpatial%20variations%7D Ulva lactuca (L.) as indicator https://library-opac.hcmr.gr/cgi-bin/koha/opac-detail.pl?biblionumber=54098&query_desc=su%3A%7BSpatial%20variations%7D Organism of metal pollution .P.P.93-105.

Chabane k ; Bahbah L ET Siridi H.(2018). Ecological quality status of the algiers coastal waters by using macroalgae assemblage as bioindicators (Algeria, Mediterranean Sea). Vol.19, P.P.305-315.

Chakraborty, S., Bhattacharya, T., Singh, G., & Maity, J. P. (2014). Benthic macroalgae as biological indicators of heavy metal pollution in the marine environments: A biomonitoring approach for pollution assessment. Ecotoxicology and environmental safety. Vol.100, P.P.61-68.

Chantal D.(2007). les traitements des eaux. 2^{ème} Ed :Lavoisier.P.403.

Chaouche; Tarik M.; Haddouchi F; ATIK-BEKARA, Fouzia, (2015). Antioxidant, haemolytic activities and HPLC–DAD–ESI–MSn characterization of phenolic compounds from root bark of Juniperus oxycedrus subsp. oxycedrus. Vol. 64, P.P. 182-187.

Chauvallier. H.(2007). L'eau un enjeu pour demain. Sang terre.P.352.

Choppin .T (1995). Valorisation des algues pour les industries agro-alimentaires, pharmaceutiques et cosmétiques .

Chung I.K et al.(2002). Application of seaweed cultivation to the bioremediation of nutrient rich effluent. Vol.17, N°13, P.P.187-194.

D :

Décret exécutif 06-141 du 19 avril 2006 / JORADP / 23-04-2006

Delépine R, Boudouresque CF, Frada-Orestano C, Noailles MC, Asensi A(1987). Algues et autres végétaux marins. Fisch W Bauchet ML Schneider Mrédacteurs Fiches FAO Identif Espèces Pour Besoins Pêche Révision 1 Méditerranée Mer Noire Zone Pêche [Enligne]. [Consulté 31 mars 2022]; 37. Disponibles sur: <ftp://193.43.36.93/docrep/fao/009/x0169f/X0169F02.pdf>

Demoulin G, Leymergie C.,(2009). Les algues, le trésor de la mer. Sur haute école de santé de geneve ; P.P.20-24.

Derdour A;Guerine L et ALLALI, M (2021).Assessment of drinking and irrigation water quality using WQI and SAR method in Maâder sub-basin, Ksour Mountains, Algeria.Vol. 7,N°1,P.P.1-14.

Diagne I, Drame S, Ndiaye B, Ndiaye M, Diop A. 2017. Caractérisation physicochimique et contamination métallique des eaux usées déversées au niveau de la Baie de Hann (Dakar/Sénégal).Vol.11,N°1,P.P.462-472.

Direction de L'environnement et de L'Amenagement Littoral.(1996). L'Ecotoxicologie Appliquée du Milieu Marin.Rapport d'activité .Document non publié. Nante :ed IFREMER.

Djafar S,Mezerreg I.(2018). Les activités biologiques des polysaccharides.Master.Toxicologie. Constantine : Université des Frères Mentouri Constantine.P.P.37.

Dominguez H ,Drugs M (2019).ReviewUlva lactuca, A Source of Troubles and Potential Riches.Vol.17,N°6,P.357.

Dominguez, H.; Loret, E(2019).*Ulva lactuca*, a source of troubles and potential riches.Vol.17,N°6, P.P.357–377.

Drosou C et al.(2015).A comparative study on different extraction techniques to recover red grape pomace polyphenols from vinification byproducts.Vol.75,P.P.141-149.

EIMtili N et al.(2013).Les algues marines: nouvelle potentialité économique pour le Maroc. Quelle stratégie biotechnologique?.P.P.1-7.

E :

Emmons.L. et al. (1999).Antioxydant capacity of oat(*Avena Sativa* L.) Extracts.2.In vitro antioxidant activity and contents of phenolic and Tocol Antioxydants.Vol.47,N°12,P.P.4894-4898.

F:

Faller H. (2011). Les applications et la toxicité des algues marines.P.132.

Farid M. et al.(2009). Evaluation de l'effet du lieu de récolte des algues marines des côtes atlantiques marocaines sur l'activitéantibactérienne et anti-inflammatoirey.Vol.6,N°1,P.P.54-66.

Farid Y ; Etahiri S et Assobhei O.(2009). Activité antimicrobienne des algues marines de la lagune d'Oualidia (Maroc) : Criblage et optimisation de la période de la récolte. Vol. 24, P.P.1543 – 1552.

Farzanah R et al.(2022). Feasibility of United Arab Emirates Native Seaweed *Ulva intestinalis* as a Food Source: Study of Nutritional and Mineral Compositions. Vol.2, N°1, P.P.120-131.

Favero N et al. (1996). Metal Accumulation in a Biological Indicator (*Ulva rigida*) from the Lagoon of Venice (Italy) .Vol.31, P.P.9-18.

Fischer W ; Schneider M. et Bauchot M. L., (1987) : Méditerranée et mer noire. Fiche FAO d'identification des espèces pour les besoins de la pêche .P.759.

Fisher, W. (1987). Fiche FAO d'identification des espèces pour les besoins de la pêche (révision). Méditerranée et mer noire. Zone de pêche 37,

Fleurence J. et Guéant J.L(1999). Les algues : une nouvelle source de protéines. Nantes : Quae Ed, P.P.32-36.

Fleurence J., (1999). Seaweed proteins: biochemical, nutritional aspects and potential uses. Vol.10, N°1, P.P.25-28.

Fleurence, J (1999). Seaweed proteins: biochemical, nutritional aspects and potential uses. Vol.10, N°1, P.P.25-28.

Fleurence, J et al. (2012). What Are the Prospects for Using Seaweed in Human Nutrition and for Marine Animals Raised through Aquaculture? Trends in Food Science and Technology. Vol.7, N°4, P.P.57-61.

G :

Garon-Lardiers (2004). Etude structurale des polysaccharides pariétaux de l'algue rouge *Asparagopsis armata* Bonnemaisoniales .Thèse de doctorat. Université de Bretagne occidentale école doctorale des sciences de la matière, de l'information et du vivant .P.226.

Gaujous. D.(1995). Pollution des milieux aquatiques (aide mémoire) 2ème édition, P.46.

Gerbam(1984). Duxième colloque international de bacteriologie marine. Brest, P.670.

Ghali Fatiha et Hammou Fatiha(2017). Etude de la qualité physico-chimique de l'eau de mer des trois sites « Salamandre, Sablette et Sidi Medjdoub ». Mémoire de

Master.Ressources halieutiques et exploitation durable. Mostaganem : Université Abdelhamid Ibn Badis-Mostaganem.P.38.

Ghedira k.(2005).Les flavonoïdes: structure, propriétés biologiques, rôle prophylactique et emplois en thérapeutique.Vol.3,P.P.162-169.

Gilberto M et al.(1997). Effects on Growth and Accumulation of Zinc in Six Seaweed Species.Vol.37,P.P.223-228.

Gourlay-Francé C et al .(2011).Le risque écotoxicologique dans le bassin de la Seine : comprendre et diagnostiquer l'impact de la contamination sur les organismes.P.49.

Grall J et Coïc, N. (2006). Synthèse des méthodes d'évaluation de la qualité du benthos en milieu côtier. Institut Universitaire européen de la Mer. Université de Bretagne Occidentale Laboratoire des sciences de l'Environnement Marin,P.P.7-86.

Grimes S. (2010).Peuplements benthiques de substrats meubles de la cote algérienne : *Taxonomie, structure et statut écologique* .Thèse de doctorat. Science de l'environnement .Oran : Université d'Oran.P.360.

Guiraud J et Galzy P.(1995). L'analyse microbiologique générale. Éd. L'usine nouvelle, P.267 .

Guiraud J. ET Galzy P. (1980). L'examen au microscope. Techniques générales de la microbiologie. L'analyse microbiologique dans les industries alimentaires. Paris : Éd de l'usine nouvelle.

Guiry, M.D. et Guiry, G.M. (2022). *AlgaeBase*. World-wide electronic publication. Enligne]. [Consulté le 12/05/2022].<https://www.algaebase.org>; searched

H :

Hadji.A (2020).Microbiologie de l'eau. [Enligne]. [Consulté le 15/08/2022] disponible sur <http://pharmacie.univ-batna2.dz/>.

Hamadouche N.(2003). Interactions des bactéries marines responsables de la formation des biosalissures avec des matériaux biospécifiques.Thèse de doctorat. Génie Biologique et Médical.Paris :Université Paris XIII.P.222.

Hamed I. OF;Ozogul Y;M. Regenstein J. (2014). Marine Bioactive Compounds and Their Health Benefits: A Review.Vol.14,P.P.446-465.

Hamed M.M et al.(2022).Inconsistency in historical simulations and future projections of temperature and rainfall: A comparison of CMIP5 and CMIP6 models over Southeast Asia.Vol.265,P.P.1-15.

Hamed. M ;Guettache A et Bouamer L (2012). Etude des propriétés physicochimiques et bactériologiques de l'eau du barrage DJORF- TORBA Bechar. Mémoire d'Ingénieur d'état en Biologie. Becha :Université de Bechar. 7- 9pp

Hanan M. Khairy et Mohamed A. El-Sheikh(2008) .Antioxidant activity and mineral composition of three Mediterranean common seaweeds from Abu-Qir Bay, Egypt.Vol.22,N°5,P.P.623-630.

Haroon A. M., Szaniawska A.(1994). Relation between biochemical composition of *Enteromorpha spp.* and heavy metal accumulation. Abstract of Biochemical and Physiological effects of Pollutants and Toxicological Assessment of Environmental of quality, Annual Conference in Genova (Italy), Sept. P.P.20–23.

Hashem k ,kawas N.(2010).Utilisation des macrophytes pour l'évaluation du stress environnemental au niveau de la côte oranaise : Etude préliminaire.Magister.Science de l'environnement.Université d'Oran Es-Senia.P.49.

Haslay C. ,Leclerc H.(1993). Microbiologie des eaux d'alimentation. Paris : Ed Lavoisier,P.367.

Hébert, Serge et Légaré.(2000) Stéphane. Suivi de la qualité de l'eau des rivières et des petits cours d'eau.

Ho, Y. B. (1990).*Ulva lactuca* as bioindicator of metal contamination in intertidal waters in Hong Kong. Hydrobiologia.Vol.203,N°1, P.P.73-81.

Houma, Stanley(2011). Leadership challenges and management strategies of women school leaders.P.P.139-153.

Huang et al. (2019) Emerging trends and research foci in gastrointestinal microbiom.P.P.18,259.

I:

Ilknur Ak et al .(2015). Effect of sodium acetate and sodium nitrate on biochemical composition of green algae *Ulva rigida*.Vol.23,P.P.1–11.

J :

Jiménez-E et al.(2011). Seaweed as a source of novel nutraceuticals: sulfated polysaccharides and peptides. *Advances in food and nutrition research*.vol.64, P.P.325-337.

Joffin, N. (2013).Les techniques de laboratoires utilisées en mycologie,P.1-20.
<http://www.techmicrobio.eu/index.php/microbio/mycologie/laboratoire>

K :

KADA BENABDALLAH ;Noria(2018).Contribution à l'étude de la pollution marine par des bioindicateurs.Thèse de Doctorat.Chimie de l'environnement .Université Djillali Liabes.P.P.1-258.

Kerfouf A et al .(2010).La qualité bactériologique des eaux de baignade du golfe d'Oran (Algérie occidentale).Vol.4,N°1,P.P.22-31.

Kerfouf ;Amar ,Boutiba(2010).La qualité bactériologique des eaux de baignade du golfe d'Oran (Algérie littorale occidentale). Vol.4, N°1. P.P.22-31.

Khellil W.(2020). Identification et l'utilisation d'une algue rouge dans le domaine des traitements des eaux..Mémoire Master. Bioressources Marines. Mostaganem : Université Abdelhamid Ibn Badis-Mostaganem.P.78.

Kingsley G. (1939). The determination of serum total protein, albumin, and globulin by the biuret reaction.P.P.P. 131-197-200.

Kraan S.(2013).Functional Ingredients from Algae for Foods and Nutraceuticals. UK :Domínguez H, P.P.205–251.

Ksouri et al(2009). Antioxidant and antimicrobial activities of the edible medicinal halophyte *Tamarix gallica* L. and related polyphenolic constituents.Vol.47,N°8, P.P.2083-2091.

Kuda T et al.(2005).Antioxidant properties of four edible algae harvested in the Noto Peninsula.Vol.18,N°7,P.P.625-633.

L:

L'Actus des algues (2021). Qu'est-ce qu'une algue ? [Enligne].[Consulté le 10/07/ 2022] disponible sur www.bord-a-bord.fr.

Ladrat C.D et al.(2014). Exopolysaccharides produced by marine bacteria and their applications as glycosaminoglycan-like molecules.Vol.2, N°85, P.P.1-15.

- Lahaye, Marc ,Robic, Audrey(2007).** Structure and functional properties of ulvan, a polysaccharide from green seaweeds.Vol.8,N°6,P.P.1765-1774.
- Lakahal Farida (2016).**Problematique De L'environnement Marin : Cas Du Littoral Ouest Algerien..Vol.9,N°3,P.P.111-127.
- Lakhdar.M. et al.(2014).**Determination of polyphenols content, antioxidant and antibacterial activity of nigella sativa l. Seed phenolic extracts.Vol.6,N°1,P.P.395-400.
- LalucatJ et Imperial,R(1984).** Parés Utilization of light for the assimilation of organic matter in Chlorella sp. VJ79.Vol. 26, P.P.677-681.
- Lambert-Servien et al.(2008).** De la connaissance des macro-algues.P.P.9-21.
- Langis R.(1989).** Effet de la matière organique dissoute, sur la biodisponibilité du fer pour l'algue verte *Selenastrum capricornutum*.Thèse de doctorat. Québec :L'Université du Québec Institut National de la Recherche Scientifique.P.132.
- Laredj F (2018).**Evaluation de l'impact des rejets sur le littoral ouest algérien par l'utilisation des macroalgues *Ulva lactuca*, et *corallinaofficinilas* comme bioindicateurs de la pollution marine.Thèse doctorat. Science de la mer et de littorale.Oran : Université d'Oran.P.P.1.166.
- Leclerc V. (2010).** Les secrets des algues.Quae : 1ère Ed, P.13.
- Leclerc V., Floc'h J.-Y(2010)** .Les secrets des algues .Collection "Carnets de sciences. Quae Ed, P.167.
- Lecomte V.(2021).** Notions essentielles de l'écotoxicologie. [Enligne].[Consulté le 06 juin 2022) Disponible sur <https://ecotoxicologie.fr/notions->.
- Lecomte V.(2021).**Évaluer les effets des polluants chimiques sur les êtres vivants et les écosystèmes : les grands principes. Intérêts et limites d'une approche par type de milieu pour le développement d'un indice poisson lacustre français.Vol.17,P.P.111-138.
- Lemesle S.(2015).**Bioindicateurs du milieu marin : utilisation des macroalgues comme outil d'évaluation de la qualité biologique des eaux marines : réponse à une problématique d'échouages d'algues.Thèse de doctorat. Physiologie, biologie des organismes, populations, interactions.Caen :École doctorale Normande de biologie intégrative, santé, environnement (Mont-Saint-Aignan, Seine-Maritime).

M :

Mageswaran, Rajeswary et Sivasubramaniam, S (1984). Mineral and protein contents of some marine algae from the coastal areas of Northern Sri Lanka. 1984.

Maisuthisakul, Pitchaon, Suttajit, Maitree, et Pongsawatmanit, Rungnaphar(2007). Assessment of phenolic content and free radical-scavenging capacity of some Thai indigenous plants. Vol.100, N°4, P.P. 1409-1418.

Manivannan K., Karthikai devi G ; Anantharaman T., et Balasubramanian T ;(2011). Antimicrobial potential of selected brown seaweeds from Vedalai coastal waters, Gulf of Mannar. Vol.1, N°2, P.P.144-120.

Manneville O.(2018) Biodiversité sur les côtes rocheuses : zonation et relations écologiques.[Enligne]. [Consulté le 02/05/2022] disponible sur www.encyclopedie-environnement.org.

Manneville O.(2018).Biodiversité sur les côtes rocheuses : zonation et relations écologiques. [Enligne].[Consulté le 01/06/2022) disponible sur le www.encyclopedie-environnement.org

Maréchal JP, Culioli G, Hellio C, Thomas-Guyon H, Callow ME, Clare AS., et Ortalo-Magné A. (2004). Seasonal variation in antifouling activity of crude extracts of the brown alga *Bifurcaria bifurcata* (Cystoseiraceae) against cyprids of *Balanus Amphitrite* and the marine bacteria *Cobetia marina* and *Pseudoalteromonas haloplanktis*. Vol 313, P.P.47-62.

Marfaing H.(2017) .Qualités nutritionnelles des algues, leur présent et futur sur la scène alimentaire Nutritional value of seaweed, present and future in western food diet. Vol.52, N°5, P.P.257-268.

Mazières J.(1981).Méthodes usuelles d'analyse bactériologique pour le contrôle sanitaire courant des eaux de mer et des coquillages ouistrecham. [Enligne]. [Consulté le 12/06/2022] [disponible sur https://archimer.ifremer.fr/](https://archimer.ifremer.fr/)

McDermid, K. J. , Stuercke, B. (2003).Nutritional composition of edible Hawaiian seaweeds. Vol, 15, N°6, P.P.513-524.

Mechenene H.(2011).Dessalement de l'eau de mer, qualité des eaux après dessalement, estimation des prix et l'impact sur l'environnement.

REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE

Merabet S.(2010). Evaluation de la qualité physico-chimique des eaux brutes et distribuées du barrage réservoir de béni-Haroun. Mémoire de magister. Université Mentouri de Constantine.

Mezdour H , Menad A.(2018). Potentiel antioxydant des algues des côtes de l'est Algérien. Thèse de doctorat . Constantine :Université des Frères Mentouri Constantine,P.P.1.99.

Millot C et al., (1989). La circulation générale en Méditerranée occidentale : Aperçu de nos connaissances et projets d'études.P.P. 497-515.

Mouhoub-S C. [Enligne]. [Consulté le 09/05/2022] disponible sur <http://fsnv.univ-bouira.dz/wp-content/uploads/2021/01/Cours-M-II-Phytopathologie-Ecotoxicologie-et-Analyse-des-r%C3%A9sidus.pdf>

Mouritsen O.G.(2015). Algues marines. Propriétés, usages, recettes.France :1^{ère} Ed,P.304.

N:

Nabti E.(2016).Impact of seaweeds on agricultural crop production as biofertilizer.Vol.14,N°5.

Naegle E. , Nagele A., (1961).Que sais-je sur les algues .Presse universitaire de France :Ed. PUF,P.126.

Nakamura T. et al. (1996).Antioxydant activity of phlorotannins isolated from the brown alga *Eisenia bicyclis*.Vol.62,N°6,P.P.923-926.

Necib A , Boughediri L.(2013). La bio-indication de la pollution aquatique par les microalgues (Cas de l'Oued "Bounamoussa" et du Lac des" Oiseaux).Vol.6,N°14 ,6-14 pp.

Ning, Limin, YAO, Zhong, et ZHU, Benwei. *Ulva* (Enteromorpha) Polysaccharides and Oligosaccharides (2022).A Potential Functional Food Source from Green-Tide-Forming Macroalgae. .Vol. 20,N°3,P.202.

O :

OMS (2002). Journal officiel de la république algérienne n°27 (26 avril 2006.P.P.P.10, 11,12.

Organisation des plantes sans fleurs, algue et champignons,7^{ème} Ed.Paris : *Dunod* .P.139.

Oucif. H, (2019).Valorisation des algues de la côte Ouest algérienne: potentiel antioxydant et hormonal. Thèse de Doctorat .Biotechnologie. Oran :Université d’Oran

Oucif. H et al .(2020). Chemical composition and nutritional value of different seaweeds from the West Algerian Coast. vol. 29, N°1,P.P.90-104.

Oumaskour, K., (2013).Anti-inflammatory and antimicrobial activities of twenty- three marine red algae from the coast of Sidi Bouzid (El Jadida- Morocco).Vol.5,N°3,P.P.145-149.

P :

Palmer J .White D.(1997).Developmental biology of biofilms: implications for treatment and control.Vol.5,N°1,P.P.435-440.

Palpandi (2010). Extraction of collagen from mangrove archeogastropod Nerita (Dostia).vol.5,N°1,P.P.23-30.

Pangestuti, Ratih , Kim, Se-Kwon(2011).Biological activities and health benefit effects of natural pigments derived from marine algae. vol.3, N°4,P.P.255-266.

Pappou S (2022).Extraction of Bioactive Compounds from *Ulva lactuca*.Vol.12.6-17p.

Paul VJ., et Puglisi MP. (2004).Chemical mediation of interactions among marine organisms. Vol.21,N°1,P.P.189-209.

Pelmont, J.(1995). Enzymes :catalyseurs du monde vivant. Grenoble :.Vol.7,P.P.P. 621, 652-654.

Pérez.R.(1997).Ces algues qui nous entourent.Plouzané, France : IFREMER ,P.272.

Peronny S. (2005). La perception gustative et la consommation des tannins chez le MAKI (Lemur Catta).Thèse de Doctorat. Eco-Ethologie. Muséum national d’histoire naturelle .P.151.

Piren-Seine (2011).Evaluation du platane comme bioindicateur de la contamination atmosphérique par les composés organiques semi volatils (COSV): PCB, HAP, PBDE, Parabènes, phtalates et BPA :Rapport d’activité .Document non publié. Paris.

Postma1 P. R. (2018).Biorefinery of the macroalgae *Ulva lactuca*: extraction of proteins and carbohydrates by mild disintegration.Vol. 30,N°2,P.P.1281–1293.

Prabakaran,(2018). Polyphenol composition and antimicrobial activity of various solvent extracts from different plant parts of *Moringa oleifera*.Vol. 26,P.P.23-29.

Q :

Quentin F, Gallet P, Guillolon M, et Quintard B. (2011). Biochimie. Paris : 2^{ème} Ed, P.152.

R :

Ragan, M.A. , Glombitza, K.W. (1986). Phlorotannins, Brown Algal Polyphenols. Vol.4, P.P.129-241.

Rajeev KJ , Xu Z. (2004). Biomedical compounds from marine organisms. Vol 2, N3°, P.P.123-146.

Ramade F.(2007). Introduction à l'écotoxicologie .France,P.640.

Rasyid A.(2017). Evaluation of nutritional composition of the dried seaweed *Ulva lactuca* from Pameungpeuk waters, Indonesia.. Vol.28, N°2, P.P.119–125.

Raven P. H. ERF, Eichhorn S. E., Evrardt C.(2007). Biologie végétale.Paris.P.725.

Remili S et Kerfouf A. (2013). Évaluation de la qualité physico-chimique et du niveau de contamination métallique (Cd, Pb, Zn) des rejets d'eaux usées d'Oran et de Mostaganem (littoral Ouest algérien). Vol.7, P.P.165-182.

Riley J.P et Skirrow G.(1965). Chemical Oceanography. London: Academic Press,P.P. 295-424.

Rohani-Ghadikolaei, K.; Abdulalian, E.; Ng,W.K (2012). Evaluation of the proximate, fatty acid and mineral composition of representative green, brown and red seaweeds from the Persian Gulf of Iran as potential food and feed resources. Vol.49,N°6 ,P.P.774–780.

Rodier J. (2009). L'analyse de l'eau. Paris: 9eme Ed Dunod,P.1526.

Roland J.C., EL Maarouf-Bouteau H. et Bouteau F(1999). Atlas Biologie végétale.

Roux D. (1987). Office International de L'eau : L'analyse biologique de l'eau. Paris : TEC et DOC, P.229.

S :

Sabir, et al.(2018). Analysis and a review of the history of the accidental phytoplankter, *Phaeodactylum tricornutum* Bohlin (Bacillariophyta). Vol.13, N°6.

Salim D.(2019).Formulations éco-compatibles d'extraits de l'algue verte *Ulva Lactuca* pour la préservation des agrumes après récolte.Thèse de doctorat.Biotechnologies. Toulouse : Appliquées.Université de Toulouse.P.P.1-220.

Samara et al.(2020).Influence of sulfated polysaccharides from *Ulva lactuca* L. upon Xa and IIa coagulation factors and on venous blood clot formation.Vol.45,P.P.101-750.

Samarakoon et al.(2012).Bio-functionalities of proteins derived from marine algae—A review. Food Research International.Vol. 48,N°2,P.P.948-960.

Sánchez-Machado et al. (2004).Fatty acids, total lipid, protein and ash contents of processed edible seaweeds. Vol.85,N3,P.P. 439-444.

Sassi J.F ; Person J.(2011). Livre Turquoise - Algues, filières du futur. Romainville : Ed AdeBiotech,P.160.

Satpati.G , Pal P.(2011).Biochemical composition and lipid characterization of marine green alga *Ulva rigida*- a nutritional approach.Vol.2,N4,P.P.10-13.

Serge J et al.(2015) .Changement climatique Quels défis pour le Sud ?. [Enligne]. [Consulté le 01 /06/ 2022] disponible sur books.openedition.org/irdeditions/29392?lang=fr.

Sharma N. K.;Rai A.K.(2011). Biodiversity and biogeography of microalgae.Vol.15,P.P. 1–15.

Shore A et al.(2014).Nutritional evaluation of green macroalgae, *Ulva* sp. and related water nutrients in the Southern Mediterranean Sea coast.Vol.5,N°1,P.P.1-14.

Sialve B , Steyer J-P (2013). Les microalgues, promesses et défis. Innovations Agronomiques.Vol.26,P.P. 25-39.

Snoussi N; Chibani F. (2018).Contribution à l'étude de quelques paramètres biochimiques et éco-toxicologiques d'une algue verte(*Ulva lactuca*). Mémoire de Master.P.58.

Swain, T. (1977) .Secondary compounds as protective agents. Vol.28,N°4, P.P.479-501.

T :

Tamigneaux .E , Jhonson L.E .,(2016).Les macroalgues du Saint-Laurent : une composante essentielle d'un écosystème marin unique et une ressource naturelle précieuse dans un contexte de changement global.Vol.140,N°2,P.P.63-74.

Tang, Z.; Yu, Z.; Zhao, W.; Guo, J.; Gao, L.; Qin, S.(2011). Ultrasonic extraction of polysaccharides from Enteromorpha. Mod. Technol.Vol.27, P.P.56–59.

Tichy, Met al .(2009).Interference of IgM-λ paraprotein with biuret-type assay for total serum protein quantificationVol. 47,N°2,P.P.235–236.

Torres Moacir A et al.(2008).Biomarqueurs biochimiques d'algues et pollution marine.Vol.71,N°1,P.P.1-15.

Turner A; Brice D; Murray T. Brown(2011). Interactions of silver nanoparticleswith the marine macroalga, *Ulva lactuca*.Vol .21,P.P.148–154.

Tutor Ale M; Jørn Dalgaard Mikkelsen et Anne S. Meyer (2011). Differential growth response of *Ulva lactuca* to ammonium and nitrate assimilation.Vol.23,P.P. 345–351.

V:

Valls R, Piovetti L., et Praud A. (1993).The use of diterpenoids as chemotaxonomic markers in the genus cystoseiraceae. P.P.260-261:P.P. 549-556.

Vermerris W. , Nicholson R.(2008).*Phenolic Compound Biochemistry*. 2006e édition : Springer.P.P.63-149.

Vijayavel, Kannappan et Martinez, Jonathan A.(2010). In vitro antioxidant and antimicrobial activities of two Hawaiian marine Limu: *Ulva fasciata* (Chlorophyta) and *Gracilaria salicornia* (Rhodophyta). Journal of medicinal food. Vol. 13,N° 6,P.P. 1494-1499.

W:

W. Fischer, M.L. Bauchot et M. Schneider .(1987). Fiches FAO d'identification des espèces pour les besoins de la pêche : Méditerranée et Mer Noir (zone de pêche 37) .Rome : Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture,P.P.891-1421.

Wang, Y ;Zhao, Y ;Andrae-Marobela, K., (2013). Tea polysaccharides as food antioxidants: an old woman's tale?. Food Chemistry.Vol.138, N° 2-3,P.P.1923-1927.

Weil J. (1997).Biochimie général. Paris :8 éme Ed., 164p.

Wielgosz-Collin,G et al. (2016). Lipids, fatty acids, glycolipids, and phospholipids.P.P. 185-221.

Wijesekara I. et al (2011).Advences in food and nutrition research.Vol.64.P.P.235-244.

X:

Xu, J. et al.(2015). Isolation, purification, and antioxidant activities of degraded polysaccharides from *Enteromorpha prolifera*. *Int. J. Biol. Macromol.* Vol. 81, P.P.1026–1030.

Y :

Yaich H et al.(2011). Chemical composition and functional properties of *Ulva lactuca* seaweed collected in Tunisia. *Vol.128,N°4,P.P.895-901.*

Yaich, H. et al. (2017). Effect of extraction procedures on structural, thermal and antioxidant properties of ulvan from *Ulva lactuca* collected in Monastir coast. *Vol.105, P.P.1430-1439.*

Yang;Y et al.(2021).Protective Effects of *Ulva lactuca* Polysaccharide Extract on Oxidative Stress and Kidney Injury Induced by D-Galactose in Mice Qian. *Vol.19,N°10,P.539.*

Yorick et al.(2013).Bioindication : des outils pour évaluer l'état écologique des milieux aquatiques Perspectives en vue du 2e cycle DCE – Eaux de surface continentales : Rapport d'activité .Document non publié.France : Véronique Barre (Onema/Dast).

Younes F et al. (2009). Activité antimicrobienne des algues marines de la lagune d'Oualidia (Maroc) : Criblage et optimisation de la période de la récolte. *J.Vol. 24,P.P. 1543 – 1552.*

Z :

Zehlila A.(2017).Caractérisation structurale et fonctionnelle des métabolites de l'algue verte *Ulva Rigida* au moyen d'une approche protéomique. Thèse doctorat.Neurosciences [q-bio.NC]. Normandie : Université de Tunis El Manar Français.P.183.

ANNEXES

Annexe 01 : Matériel et réactifs utilisés

Appareillage

- Balance de précision
- Centrifugeuse
- Etuve
- Spectrophotomètre UV-visible
- Microscope optique
- Microscope Photonique
- Dessiccateur
- Four à moufle
- Extracteur de Soxhlet
- Cartouche de cellulose
- Rota vapeur
- Mortier
- Papier filtre
- Burette
- Pipette
- Micropipette
- Flacon hermétique brun
- Vortex
- Tube à visse
- Pompe à vide
- Autoclave
- Agitateur avec plaque chauffante
- Hotte d'aspiration chimique

Réactifs

- l'éther éthylique
- Sérum albumine bovine (BSA) à 1 %
- Hydroxyde de sodium NaOH
- Réactif de Biuret
- Acétate d'éthyle
- Réactif de Folin(0.2N)
- Carbonate de sodium Na₂CO₃ à 2%
- l'acétone (100 %)
- Ethanol absolu
- Phénole
- Acide sulfurique (98%)
- Acide gallique

Annexe 02 : Photos des différents procédés



Figure (A2) 1: lavage des algues **Figure(A2) 2 :** Broyage d'algue



Figure (A2)3:Détection des polysaccharides par la méthode de Dubois.

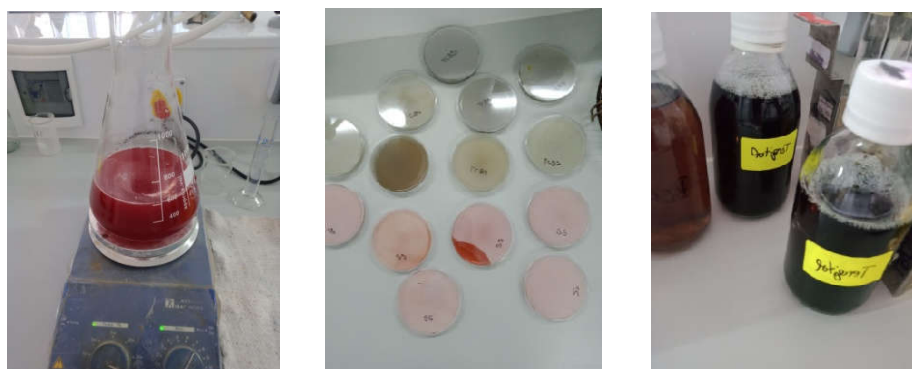


Figure (A2) 04 : Préparation des milieux de cultures.

Annexe 03 : Les milieux de culture et les réactifs utilisés dans les analyses bactériologiques

- **Gélose thiosulfate-citrate-sels biliars-sucrose(TCBS)**

Composition	Quantité (g/l)
Peptone	10
Extrait de levure	5
Citrate de sodium	10
Thiosulfate de sodium	10
Chlorure de sodium	10
Bile de boeuf	8
Citrate ferrique	1
Saccharose	20
Bleu de bromothymol	0.04
Bleu de thymol	0.04
Agar (gélose)	13.5

pH:8.6

- **Gélose Hécktoenn**

Composition	Quantité (g/l)
Protéose Peptone	12
Extrait de levure	3
Chlorure de lithium	5
Thiosulfate de sodium	5
Sels biliars	9
CCitrate de fer ammoniacal	1.5
Salicine	2
Lactose	12
Saccharose	12
Fuschine acide	0.1
Bleu de bromothmol	0.065
Agar	14

- **Milieu de Slanets Barthly**

Composition	Quantité (g/l)
Hydrolysats tryptique de caséine	20
Extrait de levure	5
Phosphate disodique	4
Azide de sodium	0.4
Chlorure de triphenyltetrazolium	0.1
Glucose	2
Agar	10

pH :6.8 ,ne pas autoclaver ,ne pas refondre .

ANNEXES

- **Milieu BEA**

Composition	Quantité (g/l)
Peptone	17
Peptone pepsique de viande	3
Extrait de levure	5
Esculine	1
Citrate de sodium	1
Citrate de fer ammoniacal	0.5
Bile de bœuf déshydratée	10
Azoture de sodium	0.2
Chlorure de sodium	5
Agar	13

- **La gélose Salmonella Shigella (SS)**

Composition	Quantité (g/l)
Peptone	5,0
Extrait de viande	5,0
Sels biliaires	8,5
Vert brillant	0,00033
Lactose	10
Rouge neutre	0.025
Thiosulfate de sodium	8,5
Citrate ferrique ammoniacal	1,0
Citrate de sodium	8,5
Agar	15

pH :7.3

- **Bouillon Selenite Cystine (SFB)**

Composition	Quantité (g/l)
Tryptone	5
Lactose	4
Sélénite acide de sodium	4
Phosphate disodique	10
L-cystine	0.01

- **Bouillon Eau peptpnée alcalin (EPA)**

Composition	Quantité (g/l)
Peptones	10 g
Extrait de bœuf	1 g
Extrait de levure	2g
Chlorure de sodium	5g
Peptones	10

- Milieu Tergitol

Composition	Quantité (g/l)
Peptone	10
Extrait de levure	6
Extrait de viande	5
Lactose	20
Bleu de bromothymol	0,05
Tergitol 7	0,1
Agar	13

pH :7,2

Annexe 04 : Résultats des analyses

Paramètres physicochimiques

Tableau (A4) 1 : Paramètres physicochimiques de l'eau de mer au niveau des trois sites durant toutes les sorties de la présente étude.

Sites Paramètres	Site 01 (Ain Benian)	Site 02 (Sidi Fredj)	Site 03 (Ain Tagourait)
Température (°C)	15,98	16,14	16,80
Salinité (PSU)	35 ,54	35,17	36 ,17
Oxygène dissout (mg/l)	6,93	6,97	5,91
pH	8,56	8.51	8,54

ANNEXES

- **Salinité**

Tableau(A4) 2 : variations de la salinité au niveau des trois sites

Salinité	24.02.2022	09.03.2022	23.03.2022
site 01	35,4	35,2	36
site02	36,1	33,6	35,8
site03	36,1	36,4	36

- **Oxygène dissous**

Tableau(A4) 3 : variations de l'oxygène dissous au niveau des trois sites

oxygène dessous	24.02.2022	09.03.2022	23.03.2022
site 01	6,4	8,5	5,9
site02	7,1	7,6	6,2
site03	6,8	8,9	5,7

- **Potentiel hydrogène**

Tableau (A4) 4: variations du pH au niveau des trois sites

Ph	24.02.2022	09.03.2022	23.03.2022
site01	8,96	8,37	8,34
site02	8,85	8,37	8,32
site03	8,85	8,41	8,35

- **Température**

Tableau (A4) 5: variations de la température au niveau des trois sites

Température	24.02.2022	24.02.2022	24.02.2022
site 01	16.6	15.6	15.75
site02	16.83	15.6	16
site 03	17.66	16.75	16

Paramètres bactériologiques

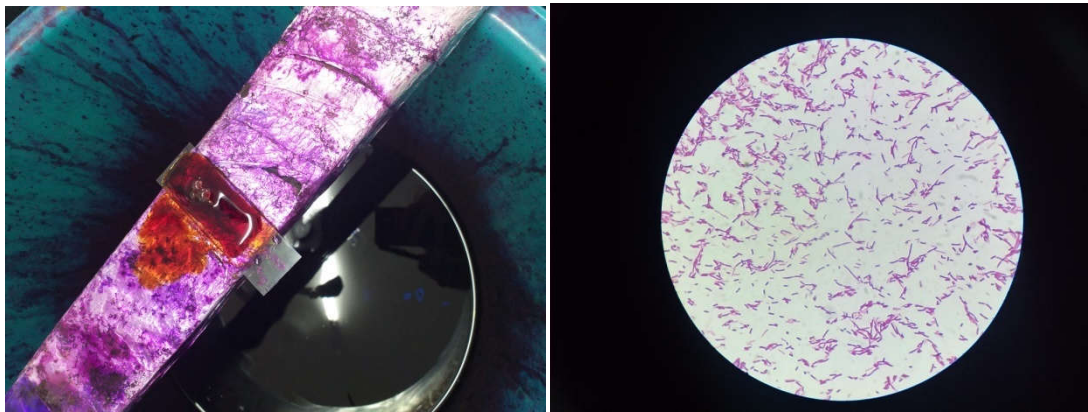
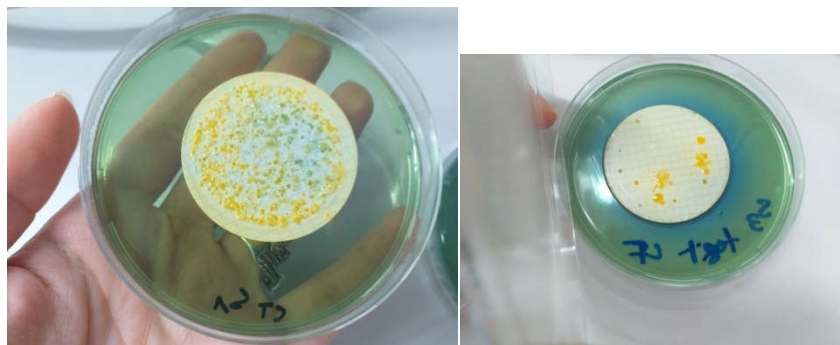


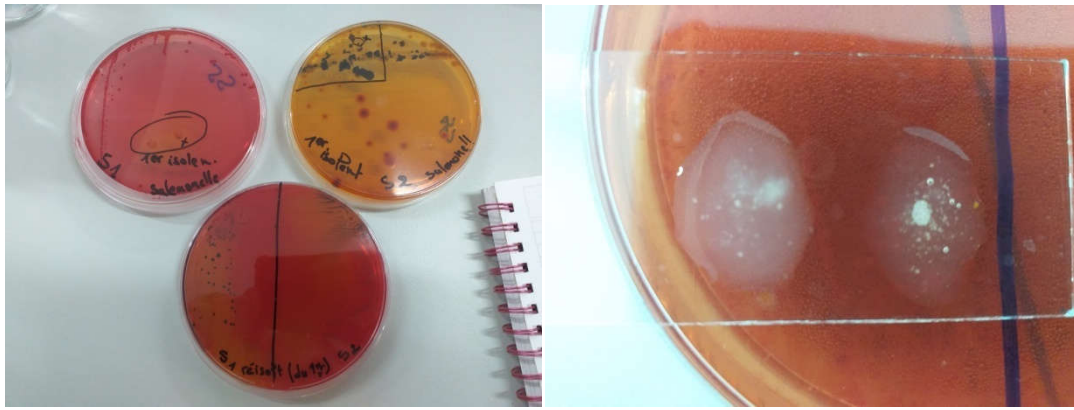
Figure (A4) 1: Identification des Salmonelle et Vibrio par la coloration de gram



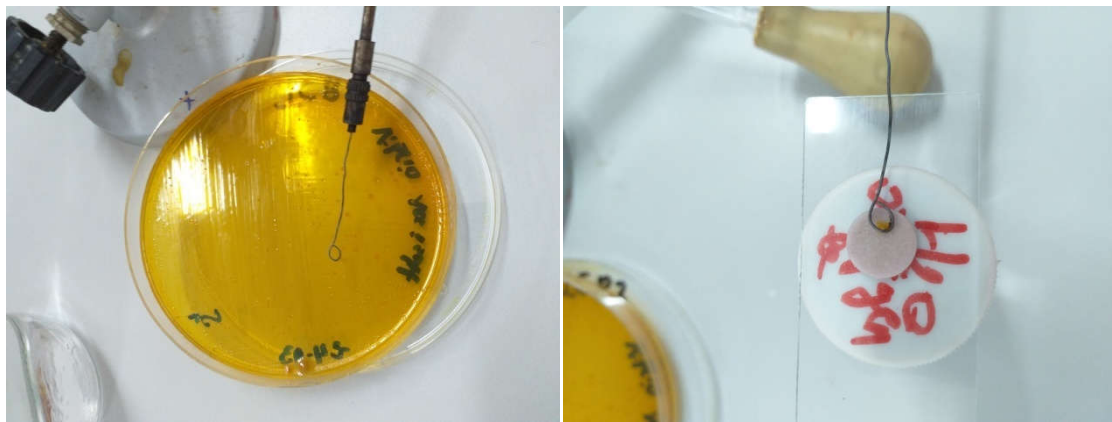
Figure(A4) 2 : Comptage des colonies de Coliformes totaux et Coliformes fécaux sur le milieu Tergitol



Figure(A4) 3 : Comptage des colonies des Stréptocoques fécaux sur milieu BEA



Figure(A4) 5 : Isolement des colonies suspectes de Selmonelles du milieu SS et Hektoen, et Réalisation du Test Catalase.



Figure(A4) 6 : Isolement des colonies suspectes de Vibrios du milieu TCBS, et Réalisation du Test oxydase.

Annexe 05 : Guide de contrôle des eaux de baignade du littoral Algérien

Décret exécutif n° 93-164 du 10 juillet 1993 définissant la qualité requise des eaux de baignade

Article 1er. - Le présent décret a pour objet de définir la qualité des eaux de baignade à l'exception des eaux destinées aux usages thérapeutiques et des eaux de piscine.

Art. 2. - Au sens du présent décret on entend par:

- "eaux de baignade" les eaux ou parties de celles-ci douces, courantes ou stagnantes ainsi que l'eau de mer, dans lesquelles la baignade est autorisée ou n'est pas interdite et habituellement pratiquée par un nombre important de baigneurs,
- "zone de baignade" l'endroit où se trouvent des eaux de baignade.

Art. 3. - La qualité des eaux de baignade doit satisfaire aux paramètres microbiologiques et physico-chimiques indiqués à l'annexe du présent décret.

Les méthodes d'échantillonnage, de conservation, de manipulation et d'analyses des échantillons sont effectuées selon les normes algériennes en vigueur.

Art. 4. - La fréquence minimale des prélèvements, le nombre minimal d'échantillons et d'analyses sont déterminés par arrêté conjoint du ministre chargé de l'environnement et des ministres concernés.

Art. 5. - Lorsque la qualité des eaux de baignade ne satisfait pas aux paramètres prévues à l'annexe du présent décret, le wali territorialement compétent interdit la baignade pour cause de pollution.

Art. 6. - L'agence nationale pour la protection de l'environnement (A.N.P.E) est chargée d'effectuer les opérations de surveillance de la qualité des eaux de baignade et ce, en liaison avec les organismes et institutions concernés.

Elle peut, à cet effet, faire appel à des laboratoires agréés conformément à la réglementation en vigueur, agissant sous sa direction et son contrôle.

Art. 7. - Le présent décret sera publié au Journal officiel de la République algérienne démocratique et populaire.

ANNEXES

Tableau (A5) 1 : Qualité requise des eaux de baignades

Paramètres	Unités	Valeurs guide	Valeurs limites
MICROBIOLOGIQUES			
1. Coliformes totaux	/100 ml	500	10.000
2. Coliformes fécaux	/100 ml	100	2.000
3. Streptocoques	/100 ml	100	-
4. Salmonelles	1 L	-	0
5. Enterovirus	PFU/ 10l	-	0
6. Vibriion cholérique	/450 ml	-	0
PHYSICO-CHIMIQUES			
7. Coloration	mg/l	-	Pas de changement anormal de la couleur
8. Huiles minérales	mg/l	-	Pas de film visible a la surface de l'eau et absence d'odeur
Substances tensio-actives réagissant au bleu de méthylène	mg/l	> 0,3	Pas de mousse persistante
10. Phénols (indice phénol)	mg/l	$C_6H_5O_4 > 0,005$	0,05 et aucune odeur spécifique
11. Transparence	M	2	1
12. Résidus goudronneux et matières flottantes (bois, plastique, bouteille et toute autre matière débris ou éclats)	-	-	Absence
13. P.H	-	-	6-8
14. Oxygène dissous	% saturation en oxygène	-	80-120
15. Autres Substances	-	-	Ne doit pas contenir de substances susceptibles de nuire à la santé des baigneurs

1. Les concentrations inférieures ou égales aux valeurs guides indiquent une eau de bonne qualité.
2. Les eaux dont les concentrations sont comprises entre les valeurs guides et les valeurs limites sont de qualité acceptable et doivent faire l'objet d'une surveillance continue.

RÉSUMÉ

Les travaux portant sur l'étude et l'évaluation des caractères physicochimiques et écotoxicologiques des algues vertes notamment du genre *Ulva*, réalisés sur la côte algérienne sont peu nombreux. Son usage est encore moindre dans le domaine de la biosurveillance, qui s'avère être des plus urgents à appliquer sur le littoral algérien qui est de plus en plus confronté au stress d'accroissement rapide d'urbanisation et d'anthropisation ainsi qu'à différentes pollutions d'origines multiples.

En vue de cela, le présent travail vise à d'abord déterminer la composition chimique globale de l'algue *Ulvaspp.* collectée sur les côtes ouest d'Alger au niveau de trois sites (Ain Benian, Sidi Fredj, et Ain Tagourait), et à examiner son pouvoir bioindicateur de pollution, à travers l'évaluation et estimation des composés bioactifs, à savoir les polysaccharides ainsi que les polyphénols au niveau des trois sites étudiés. Pour confirmer la source des variations de ces taux entre les différents sites, une évaluation physicochimique et bactériologique des eaux côtières récoltées sur chacun des sites est réalisée.

Les résultats de l'analyse de la matrice végétale qu'est *Ulvaspp.* indiquent que cette dernière présente un taux très élevé en matière minérale avec une valeur maximale de cendres de 33,85% de MS. Le taux de lipides contenu est par contre faible, sa valeur optimale est de 5,6% de MS.

Elle contient également un taux appréciable en protéines totales, dont la valeur varie d'un site à un autre avec un maximum de 16% de MS enregistré au niveau du S1 Ain Benaian, qui est présumé présenter un endroit confronté au stress. Cela pourrait avancer un signe de l'existence d'éventuelles propriétés bioactives de ces molécules. Les teneurs en polysaccharides enregistrées pour cette algue sont élevées. Avec des taux croissants selon la concentration en contamination des sites, comptant une valeur maximale de 16,19% de MS. Ainsi qu'un taux très importants en polyphénols, leur teneur varie au dépend des sites. La valeur la plus importante est enregistrée sur le S1 (Ain Benian) et est estimée à 52,68 µg AgE/mg de MS.

Du traitement de la matrice minérale eau de mer, il en ressort que les concentrations de Coliformes totaux et fécaux, et en Streptocoques fécaux sont toutes conformes aux normes algériennes, selon le journal officiel algérien de l'eau. Malgré la différence non significative du niveau de contamination des sites, il a été constaté que le S2 (Sidi Fredj) est celui qui montre les valeurs les plus élevées.

Les résultats obtenus de ce travail représentent une bonne base pour un travail prometteur qui reste à être complété.

Mots clefs : Algue, *Ulva*, pollution, Alger, Biomarqueur, Bioindicateur, polyphénols, Polysaccharides, composition chimique globale.

ABSTRACT

The work on the study and evaluation of physicochemical and ecotoxicological characteristics of green algae, particularly of the genus *Ulva*, carried out on the Algerian coast are few. Its use is even less in the field of biomonitoring, which proves to be most urgent to apply on the Algerian coastline which is increasingly faced with the stress of rapid growth of urbanization and anthropization as well as various pollutions of multiple origins.

In view of that, the present work aims to determine the global chemical composition of the *Ulvaspp* algae collected on the west coast of Algiers at three sites (Ain Benian, Sidi Fredj, and Ain Tagourait). Moreover, to examine its bioindicator power of pollution, through the evaluation and estimation of bioactive compounds, namely polysaccharides as well as polyphenols at the level of the three studied sites. To confirm the source of the variations of these rates between the different sites, a physicochemical and bacteriological evaluation of the coastal waters collected on each of the sites is carried out.

The results of the analysis of the vegetal matrix that is *Ulvaspp* indicate that it presents a very high rate of mineral matter with a maximum value of ash of 33.85% of DM. On the other hand, the lipid content is low, with an optimum value of 5.6% of DM.

It also contains an appreciable rate of total protein, whose value varies from one site to another with a maximum of 16% of DM recorded at S1 Ain Benian, which is presumed to present a place facing stress. This could advance a sign of the existence of possible bioactive properties of these molecules. The contents of polysaccharides recorded for this alga are high. With increasing rates according to the concentration in contamination of the sites, counting a maximum value of 16,19% of MS. As well as a very important rate in polyphenols, their content varies according to the sites. The most important value is recorded on S1 (Ain Benian) and is estimated at 52.68 $\mu\text{g AgE/mg DM}$.

From the treatment of the seawater mineral matrix, it appears that the concentrations of total and faecal coliforms, and faecal Streptococci are all in conformity with the Algerian standards, according to the Algerian official water journal. Despite the non-significant difference in the level of contamination of the sites, it was found that S2 (Sidi Fredj) is the one that shows the highest values.

The results obtained from this work represent a good basis for a promising work that remains to be completed.

Keywords: Algae, Ulva, pollution, Algiers, Biomarker, Bioindicator, polyphenols, Polysaccharides, global chemical composition.