

DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES

Présenté par

CHAKRI Reguia et BOUABDELLI Ikram

Pour l'obtention du diplôme de

MASTER EN SCIENCES BIOLOGIQUES

Spécialité : Microbiologie appliquée

THÈME

**Étude du pouvoir antioxydant et
antimicrobien des extraits d'algues
marines du littoral de Mostaganem.**

Soutenu le 02/07 /2025

DEVANT LE JURY COMPOSÉ DE :

Président	MEKHALDI Abdelkader	Pr	U. Mostaganem
Encadrante	BENSLIMANE Sabria	MCB	U. Mostaganem
Examinatrice	BOUABSA Foufa	MCB	U. Mostaganem

Année universitaire 2024/2025

Remerciements

Nous exprimons, en premier lieu, notre profonde gratitude à Dieu Tout-Puissant, pour nous avoir accordé la force, la patience et la persévérance nécessaires à la réalisation de ce travail.

Nous adressons nos remerciements les plus sincères au **Dr Benslimane S.**, notre encadrante, pour la qualité de son accompagnement, sa disponibilité et ses conseils avisés tout au long de l'élaboration de ce mémoire.

Nos vifs remerciements vont également au **Dr Arabi A.**, pour ses recommandations pertinentes, ainsi que pour le soutien technique et scientifique qu'il nous a apporté durant notre stage au sein du laboratoire.

Nous exprimons notre reconnaissance aux membres du jury, le **Pr Mekhaldi A.**, Professeur à l'Université de Mostaganem et Directeur du Laboratoire de Microbiologie et Biologie Végétale, ainsi qu'au **Dr Bouabssa F.**, pour l'honneur qu'ils nous font en acceptant d'évaluer ce travail et pour l'intérêt qu'ils lui ont porté.

Nous tenons à remercier le **Pr Djibaoui R.**, la **Pr Dallache F.**, **Dr Hamoum H.**, et **Dr Benguenab A.**, ainsi que tout nos enseignants qui nous ont accompagnée et transmis leur savoir tout au long de notre parcours universitaire.

Nos remerciements s'adressent également à **Mme Tehlalti A.**, technicienne de laboratoire, pour sa disponibilité et son assistance précieuse.

Enfin, nous remercions **Mme Belhada A.**, **M. Rabhi M.**, **M. Benothmane K.**, **Mme Zaoui S** et **Mme Elmeriah M.** pour l'aide, qu'ils nous ont apportée avec générosité et bienveillance.

À toutes ces personnes, nous témoignons notre profonde reconnaissance et notre respect.

Dédicaces

Je tiens à exprimer ma plus profonde gratitude à **ma mère**, dont l'amour inconditionnel, le soutien indéfectible et la présence réconfortante ont été le pilier de mon parcours universitaire. Que Dieu la protège et lui accorde santé, paix et longue vie.

Ma reconnaissance s'étend à **mes frères et sœurs**, pour leur appui constant, leurs encouragements et leur bienveillance. Une mention toute particulière à **Yacoub**, dont la disponibilité, la générosité et l'accompagnement tout au long de cette dernière année ont été d'un immense réconfort.

À **Ikram**, ma fidèle binôme, avec qui j'ai partagé chaque étape de cette aventure : les moments d'incertitude, les journées intenses, mais aussi les sourires complices et les instants de légèreté. Ta présence a transformé les épreuves en souvenirs précieux. Merci pour ta solidarité, ta patience et ton engagement.

Je souhaite également dédier ce travail à **mes chères amies, Firdaws et Yasmine**, dont l'amitié sincère, l'écoute attentive et le soutien constant ont contribué à alléger les moments difficiles et à enrichir cette expérience.

Chakri Reguia

Dédicaces

Écrire cette dédicace est pour moi l'un des moments les plus chargés d'émotion, car elle vient clore un long chemin de travail, d'endurance et de foi. Ce mémoire n'est pas seulement le fruit d'un effort intellectuel, mais aussi celui de prières silencieuses, de sacrifices discrets, et d'un amour profond reçu.

Je dédie tout d'abord ce mémoire, et ce succès, à mes parents bien-aimés, sans qui rien de tout cela n'aurait été possible. Qu'Allah vous protège et vous garde toujours pour moi.

À mon père, El Mehdi, Tu es l'homme qui m'a toujours soutenue avec force, tendresse et dévouement. Grâce à ton travail acharné, je n'ai jamais manqué de rien. Tu as su être présent dans le silence, par un regard, un mot, une présence rassurante. Même quand je doutais, toi, tu croyais en moi. Ce mémoire est le fruit de ton amour et de tes sacrifices. J'espère, à travers ce travail, te rendre un peu de la fierté que tu m'as donnée. Merci pour tout, papa. Que Dieu te récompense pour ton immense cœur.

À ma mère, Ta foi sincère et ton attachement à Allah ont toujours été ma source de force et de sérénité. Tes prières silencieuses, ton amour constant, ta patience et tes précieux conseils m'ont guidée dans chaque étape de ce parcours. Tu as toujours cru que la confiance en Dieu mène au succès, et cette certitude m'a portée. Merci pour ton soutien inestimable, pour chaque prière et chaque sacrifice. Que Dieu te récompense, maman, tu es un pilier dans ma vie.

À mon frère et mes sœurs, merci pour votre amour, vos encouragements et votre présence dans ma vie. Votre affection m'a toujours donné de la force. Je vous dédie ce travail avec tout mon amour.

À ma précieuse **binôme Rokaia,** Merci pour ton soutien constant, ta patience et ta sincérité. Ensemble, nous avons traversé les difficultés, partagé les efforts et les sourires. Ce mémoire est aussi le fruit de ton engagement. Oui, nous l'avons fait.

Ma gratitude va à Allah سبحانه وتعالى, Lui qui accorde le succès à ceux qui s'efforcent avec foi.

« وَمَا تَوْفِيقِي إِلَّا بِاللَّهِ عَلَيْهِ تَوَكَّلْتُ وَإِلَيْهِ أُنِيبُ » (سورة هود، الآية ٨٨)

Bouabdelli Ikram

Résumé

Dans un contexte de recherche accrue de nouvelles sources naturelles de composés bioactifs, cette étude s'intéresse au potentiel antioxydant et antimicrobien de six espèces d'algues marines (*Ulva rigida*, *Ulva compressa*, *Cystoseira compressa*, *Jania rubens*, *Caulerpa racemosa* et *Dictyota spiralis*), récoltées sur le littoral de Mostaganem en Algérie. Les extraits méthanoliques, obtenus par macération, ont tout d'abord été soumis à un dosage de leur teneurs en polyphénols totaux et en flavonoïdes. Leur activité antioxydante a ensuite été évaluée par la méthode de DPPH, tandis que leur activité antimicrobienne a été étudiée à l'aide de la technique de diffusion par disque et par la détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI) et bactéricide ou fongicide (CMF).

Les résultats sont révélés des rendements variables, *Cystoseira compressa* affichant la valeur la plus élevée (16 %), traduisant une richesse en composés polaires. L'analyse phytochimique a montré que cette espèce présente la plus forte concentration en polyphénols (7,056 mg EAG/g), tandis que *Caulerpa racemosa* se distingue par sa teneur élevée en flavonoïdes (9,93 mg EQ/g). *Cystoseira compressa* a démontré la plus forte activité antioxydante ($IC_{50} = 254,98 \mu\text{g/mL}$), bien que inférieure à celle de l'acide ascorbique. En revanche, *Dilophus spiralis* a présenté une activité relativement faible. L'étude de l'activité antimicrobienne, a révélé que les souches à Gram positif (*Staphylococcus aureus*, *Bacillus cereus*) et la levure *Candida albicans* sont plus sensibles aux extraits testés que les bactéries à Gram négatif. *Caulerpa racemosa* et *Ulva lactuca* ont montré les meilleurs résultats avec comme plus faible valeur de CMI 0,3 et 12,5 mg/mL respectivement. L'analyse du rapport CMB/CMI a permis de confirmer une activité bactéricide ou fongicide pour certains extraits, en particulier *Ulva rigida* et *Cystoseira compressa*.

Ces résultats confirment que les macroalgues marines du littoral de Mostaganem constituent une source prometteuse de composés antioxydants et antimicrobiens, avec un intérêt potentiel dans les domaines pharmaceutique, agroalimentaire et cosmétique.

Mots-clés: Algues marines, extraits méthanoliques, activité antioxydante, activité antimicrobienne, bactéries pathogènes, *Candida albicans*.

Abstract

In the context of the growing search for new natural sources of bioactive compounds, this study focuses on the antioxidant and antimicrobial potential of six marine algae species (*Ulva rigida*, *Ulva compressa*, *Cystoseira compressa*, *Jania rubens*, *Caulerpa racemosa*, and *Dictyota spiralis*), collected along the Mostaganem coast line in Algeria. The methanolic extracts, obtained by maceration, were first subjected to a quantification of their total polyphenol and flavonoid contents. Their antioxidant activity was then evaluated using the DPPH method, while their antimicrobial activity was studied using the disk diffusion technique and by determining the minimum inhibitory concentration (MIC) and minimum bactericidal or fungicidal concentration (MBC/MFC).

The results showed variable yields, *Cystoseira compressa* exhibiting the highest yield (16%), indicating a richness in polar compounds. Phytochemical analysis revealed that this species had the highest polyphenol content (7.056 mg GAE/g), while *Caulerpa racemosa* was distinguished by its high flavonoid content (9.93 mg QE/g). *Cystoseira compressa* showed the highest antioxidant activity ($IC_{50} = 254.98 \mu\text{g/mL}$), although lower than that of ascorbic acid. On the other hand, *Dilophus spiralis* displayed relatively low antioxidant activity. The antimicrobial activity, revealed that Gram-positive strains (*Staphylococcus aureus*, *Bacillus cereus*) and the yeast *Candida albicans* were more sensitive to the tested extracts than Gram-negative bacteria. *Caulerpa racemosa* and *Ulva lactuca* showed the best results, with the lowest MIC values of 0.3 and 12.5 mg/mL, respectively. The MBC/MIC ratio confirmed bactericidal or fungicidal activity for certain extracts, particularly *Ulva rigida* and *Cystoseira compressa*.

These results confirm that the marine macroalgae from the Mostaganem coast represent a promising source of antioxidant and antimicrobial compounds, with potential applications in the pharmaceutical and agri-food sectors.

Keywords : Marine algae, methanolic extracts, antioxidant activity, antimicrobial activity, pathogenic bacteria, *Candida albicans*.

الملخص

في سياق البحث المتزايد عن مصادر طبيعية جديدة للمركبات النشطة بيولوجيًا، تهدف هذه الدراسة إلى تقييم القدرة المضادة للأكسدة والمضادة للميكروبات لستة أنواع من الطحالب البحرية (*Ulva rigida*، *Ulva compressa*، *Cystoseira compressa*، *Jania rubens*، *Caulerpa racemosa* و *Dictyota spiralis*)، التي جُمعت من الساحل البحري لمدينة مستغانم في الجزائر. خضعت المستخلصات الميثانولية، التي تم الحصول عليها عن طريق النقع، في البداية لتحديد محتواها من الفينولات الكلية والفلافونويدات. ثم تم تقييم نشاطها المضاد للأكسدة باستخدام طريقة DPPH، في حين تم دراسة نشاطها المضاد للميكروبات باستخدام تقنية الانتشار بواسطة الأقراص، بالإضافة إلى تحديد التركيز المثبط الأدنى (CMI) والتركيز القاتل الأدنى سواء البكتيري أو الفطري. (CMF/ CMB)

أوضحت النتائج وجود اختلافات في المردودية، حيث سجلت *Cystoseira compressa* أعلى نسبة (16%)، مما يدل على غناها بالمركبات القطبية. أظهر التحليل الفيتوكيميائي أن هذا النوع يحتوي على أعلى تركيز من البوليفينولات (7.056 ملغ مكافئ حمض الغاليك/غ)، في حين تميزت *Caulerpa racemosa* بمحتواها العالي من الفلافونويدات (9.93 ملغ مكافئ كيرسيتين/غ). أظهرت *Cystoseira compressa* أعلى نشاط مضاد للأكسدة ($IC_{50} = 254.98$ ميكروغرام/مل)، رغم أنه أقل من نشاط حمض الأسكوربيك. بينما أظهرت *Dilophus spiralis* نشاطًا ضعيفًا نسبيًا. كشفت دراسة النشاط المضاد للميكروبات، أن السلالات موجبة الجرام (*Bacillus cereus* و *Staphylococcus aureus*) وكذلك الخميرة *Candida albicans* كانت أكثر حساسية تجاه المستخلصات المختبرة مقارنة بالبكتيريا سالبة الجرام. وقد بينت *Caulerpa racemosa* و *Ulva rigida* أفضل النتائج، حيث سجلنا أدنى قيم للـ CMI بلغت 0.3 و 12.5 ملغ/مل على التوالي. وأكد تحليل نسبة التركيز (CMB/CMI) وجود نشاط قاتل للبكتيريا أو الفطريات لبعض المستخلصات، خاصة *Ulva rigida* و *Cystoseira compressa*.

تؤكد هذه النتائج أن الطحالب البحرية الكبيرة من ساحل مستغانم تُشكل مصدرًا واعدًا للمركبات المضادة للأكسدة والمضادة للميكروبات، مع اهتمام مُحتمل في مجالات الأدوية، والأغذية الزراعية، ومستحضرات التجميل.

الكلمات المفتاحية: الطحالب البحرية، المستخلصات الميثانولية، النشاط المضاد للأكسدة، النشاط المضاد للميكروبات، البكتيريا الممرضة، *Candida albicans*.

Liste des tableaux

Tableau 1. Tableau d'échantillonnage (Sablettes et Stidia)	19
Tableau 2. Souches microbiennes, type de Gram et leurs références.	30
Tableau 3. Caractéristiques (aspect, couleur) et rendements d'extraction méthanolique des espèces d'algues étudiées	40
Tableau 4. Taux de polyphénols totaux des extraits algaux.....	42
Tableau 5. Taux de flavonoïdes des extraits algaux.....	44
Tableau 6. Les résultats de la coloration de Gram des souches bactériennes	52
Tableau 7. Résultats des tests biochimiques	54
Tableau 8. Résultats de l'activité antimicrobienne des extraits d'algues, du ciprofloxacine et de l'éconazole contre nos souches testées.....	55
Tableau 9. Concentrations minimale inhibitrice des différents extraits d'algues vis-à-vis des souches microbiennes	60
Tableau 10. Les concentrations minimales bactéricides (CMB) et les concentrations minimales fongicides (CMF) (mg/ml) des extraits d'algues contre différentes souches microbiennes	63
Tableau 11. Rapport CMB/CMI et type d'inhibition des extraits d'algues sur différentes souches microbiennes	65

Liste des figures

Figure 1. <i>Codium tomentosum</i>	4
Figure 2. <i>Asparagopsis armata</i>	5
Figure 3. <i>Padina pavonica</i>	6
Figure 4. Vue satellitaire du site de prélèvement (Les Sablettes)	17
Figure 5. Site de prélèvement des algues (Les Sablettes)	17
Figure 6. Vue satellitaire du site de prélèvement (Stidia)	18
Figure 7. Site de prélèvement des algues (Stidia)	18
Figure 8. <i>Ulva rigida</i>	20
Figure 9. <i>Cystoseira compressa</i>	20
Figure 10. <i>Jania rubens</i>	21
Figure 11. <i>Caulerpa racemosa</i>	22
Figure 12. <i>Ulva compressa</i>	22
Figure 13. <i>Dictyota spiralis</i>	23
Figure 14. Séchage des algues.....	24
Figure 15. Broyage des algues.....	24
Figure 16. Les étapes de préparation des échantillons d'algues	25
Figure 17. Les étapes de préparation de l'extrait	26
Figure 18. Réaction d'un antioxydant avec le radical DPPH.....	28
Figure 19. Schéma de réactivation des souches microbiennes.....	31
Figure 20. L'examen à l'état frais.....	32
Figure 21. Etapes de la coloration de Gram	33
Figure 22. Test d'oxydase	34
Figure 23. Test de la catalase	35
Figure 24. Test de coagulase	36
Figure 25. La méthode de diffusion par disques	37
Figure 26. CMI de l'extrait d' <i>Ulva rigida</i> en microplaque contre les souches S2, S3, S4 et S10.....	38
Figure 27. Technique de détermination de CMB/CMF.....	39
Figure 28. Courbe d'étalonnage d'acide gallique.....	41
Figure 29. Courbe d'étalonnage de la quercétine	43
Figure 30. Courbe d'étalonnage d'acide ascorbique	46

Figure 31. Pouvoir de piégeage du radical libre DPPH d'extrait méthanolique de <i>Cyrtoseira compressa</i>	46
Figure 32. Pouvoir de piégeage du radical libre DPPH d'extrait méthanolique de <i>Dilophus spiralis</i>	47
Figure 33. Observation à l'état frais de <i>C. albicans</i> (S10).....	51
Figure 34. Aspects microscopiques des différentes souches bactériennes <i>Bacillus cereus</i> (S2), <i>Staphylococcus aureus</i> (S3), <i>Proteus mirabilis</i> (S4), <i>Klebsiella pneumoniae</i> (S7), <i>Citrobacter freundii</i> (S8), <i>Pseudomonas aeruginosa</i> (S9).....	53
Figure 35. Résultats des tests de catalase, oxydase et coagulase	54
Figure 36. Activité antimicrobienne des extraits d'algues vis-à-vis de S2 : <i>B. cereus</i> , S3 : <i>S. aureus</i> , S7 : <i>K. pneumoniae</i>	56
Figure 37. Résultats de l'antibiogramme de S2 : <i>B. cereus</i> , S3 : <i>S. aureus</i> , S7 : <i>K. pneumoniae</i> . CIP: ciprofloxacine.....	56
Figure 38. Résultat de la CMI des différents extraits d'algues vis-à-vis des souches microbiennes	59
Figure 39. Résultats de CMB des extraits de <i>C. compressa</i> , <i>U. rigida</i> et <i>D. spiralis</i> vis à-vis de <i>B. cereus</i> (S2) et <i>C. albicans</i> (S10).....	62
Figure 40. Résultats de CMB des extraits de <i>C. compressa</i> et <i>D. spiralis</i> vis à-vis <i>S. aureus</i> (S3) <i>P. mirabilis</i> et <i>C. albicans</i> (S10).	63

Liste des abréviations

% :	Pourcentage
Ac :	Absorbance du contrôle négatif
AlCl₃ :	Chlorure d'aluminium.
ATCC :	American Type Culture Collection.
CIP :	Ciprofloxacine.
CMB :	Concentration minimale bactéricide.
CFI :	Concentration minimale inhibitrice ou fongicide.
CO₂ :	Dioxyde de carbone.
DPPH :	2,2-Diphényl-1-picrylhydrazyl.
EAG :	Équivalent acide gallique.
ECN :	Éconazole.
EQ :	Équivalent quercétine.
IC₅₀ :	Concentration inhibitrice médiane.
MH :	Mueller-Hinton.
OMS :	Organisation Mondiale de la Santé.
T° :	Température.
TTC :	Chlorure de triphényltétrazolium.

Table des matières

Remerciements

Dédicaces

Résumé

Liste des tableaux

Liste des figures

Liste des abréviations

Introduction..... 1

Partie 1.Synthèse bibliographique

1	Généralités sur les algues marines	3
1.1	Définition	3
1.2	Classification des algues marines.....	3
1.2.1	Algues vertes (Chlorophycées)	4
1.2.2	Algues rouges (Rhodophycées).....	5
1.2.3	Algues brunes (Phéophycées)	6
1.3	Composition chimique des algues.....	7
1.3.1	La fraction minérale	7
1.3.2	Les lipides	7
1.3.3	Les protéines	7
1.3.4	Les polysaccharides	8
1.3.5	Les vitamines	8
1.3.6	Les fibres.....	8
1.3.7	Les caroténoïdes.....	8
1.3.8	Les alcaloïdes	8
1.3.9	Les composés phénoliques	9
1.4	Activités biologiques des algues marines	9
1.4.1	Activité antioxydante	9
1.4.2	Activité antibactérienne	10
1.4.3	Activité antifongique.....	11
1.4.4	Activité antivirale.....	11
1.4.5	Activité anti-thrombotique	12
1.4.6	Activités anti-inflammatoire et immunomodulatrice	12

1.4.7	Activité anticancéreuse	12
1.4.8	Activité gastroprotective	13
1.4.9	Activité anti-hyperglycémiant	13
1.5	Utilisations des algues.....	14
1.5.1	Alimentation humaine.....	14
1.5.2	Alimentation animale.....	14
1.5.3	Domaine thérapeutique	14
1.5.4	Dans le domaine cosmétique.....	15
1.5.5	Dans le traitement des eaux usées.....	15
1.5.6	Agriculture	15

Partie 2. Matériel et Méthodes

1	Objectifs et lieu du travail	16
2	Préparation des échantillons.....	16
2.1	Description du site d'étude.....	16
2.1.1	Plage des Sablettes	16
2.1.2	Plage de Stidia.....	17
2.2	Récolte des algues.....	18
2.3	Identification des algues.....	19
2.3.1	Ulva rigida.....	19
2.3.2	Cystoseira compressa.....	20
2.3.3	Jania rubens.....	21
2.3.4	Caulerpa racemosa	21
2.3.5	Ulva compressa	22
2.3.6	Dilophus spiralis	23
2.4	Traitement des échantillons.....	23
2.4.1	Séchage	24
2.4.2	Broyage	24
2.5	Préparation des extraits bruts	26
2.5.1	Calcul des rendements des extraits secs.....	26
3	Analyse phytochimique des extraits d'algues	27
3.1	Dosage des polyphénols totaux :.....	27
3.2	Estimation de la teneur totale en flavonoïdes :	27
4	Evaluation de l'activité antioxydante par la méthode de piégeage du radical libre DPPH.....	28
5	Les microorganismes étudiés	30
5.1	Réactivation des souches microbiennes	30
5.2	Examen macroscopique et microscopique :	31
5.2.1	L'examen macroscopique :	31
5.2.2	L'examen microscopique :	31

5.3	Études des caractères biochimiques :	33
6	Evaluation de l'Activité Antimicrobienne :	36
6.1	Méthode de diffusion sur disques en milieu solide :	36
6.2	Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI) :	37
6.3	Détermination de la concentration minimale bactéricide (CMB) et Fongicide (CMF):	38

Partie 3. Résultats et discussion

1	Rendements des extractions :	40
2	Analyse phytochimique des extraits d'algues	41
2.1	Dosage des polyphénols totaux	41
2.2	Estimation de lateneur totale en flavonoïdes	43
3	Evaluation de l'activité antioxydante par la méthode de piégeage du radical libre DPPH.....	45
4	Les microorganismes étudiés	49
4.1	L'examen macroscopique :	49
4.2	L'examen microscopique :	51
4.3	Études des caractères biochimiques :	54
5	Evaluation de l'Activité Antimicrobienne	55
5.1	Méthode de diffusion par disques en milieu solide.....	55
5.2	Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI) :	58
5.3	Détermination de la concentration minimale bactéricide (CMB) et fongicide (CMF)	62
	Conclusion	67
	Références bibliographiques	70
	Annexe	87

A green arrow pointing to the right, with a black outline, containing the word "Introduction" in a bold, italicized black font.

Introduction

Introduction

Les environnements marins constituent la composante prédominante de la biosphère, couvrant plus de 70 % de la surface terrestre. Ils hébergent une biodiversité remarquable, incluant certaines des formes de vie les plus anciennes et les plus variées, avec plus de 500 000 espèces végétales et animales recensées (**Guezennec et Debitus, 2006**). Cette richesse biologique s'accompagne d'une vaste production de métabolites secondaires aux structures chimiques souvent inédites, dotés d'activités biologiques multiples et potentiellement utiles en biotechnologie (**Jayawardena et al., 2025**).

Parmi les organismes marins, les macroalgues occupent une place centrale en raison de leur capacité à synthétiser une grande variété de composés bioactifs présentant des propriétés antioxydantes, antimicrobiennes, antivirales ou encore anti-inflammatoires. Ces caractéristiques leur confèrent un intérêt croissant pour des applications dans les secteurs pharmaceutique, cosmétique et agroalimentaire (**Cadar et al., 2025**).

L'Algérie, avec un littoral de plus de 1 200 kilomètres, bénéficie d'une biodiversité marine abondante mais encore peu exploitée. La région de Mostaganem, notamment, abrite une diversité d'algues marines encore insuffisamment étudiées, bien qu'elles puissent représenter une source précieuse de nouvelles molécules bioactives à visée thérapeutique, cosmétique ou nutritionnelle (**Maachi et Irari, 2024**).

Dans un contexte mondial marqué par l'accélération de la résistance bactérienne aux antibiotiques, la recherche de nouveaux agents antimicrobiens devient une priorité de santé publique. Les composés naturels issus des macroalgues marines se présentent comme des candidats prometteurs, en raison de leur efficacité contre diverses souches pathogènes et de leur diversité structurale (**Terreni et al., 2021**). Parallèlement, la recherche de solutions de remplacement aux antioxydants de synthèse, dont les effets toxiques sont de plus en plus mis en évidence, a orienté l'attention scientifique vers les antioxydants d'origine naturelle, notamment ceux extraits des algues (**Gopeechund et al., 2020**). Grâce à leur richesse en composés tels que les polyphénols, flavonoïdes, caroténoïdes et polysaccharides, ces organismes ont démontré des activités antioxydantes et antimicrobiennes notables, renforçant leur potentiel de valorisation dans plusieurs domaines industriels (**Ganesan et al., 2019 ; Biris-Dorhoi et al., 2020**).

Dans cette optique, la présente étude vise à évaluer *in vitro* le potentiel biologique de six espèces de macroalgues récoltées sur les côtes de Mostaganem : *Ulva compressa*, *Ulva rigida*, *Caulerpa racemosa*, *Cystoseira compressa*, *Dictyota spiralis* et *Jania rubens*. L'analyse porte principalement sur

leur teneur en composés phénoliques totaux et flavonoïdes, ainsi que sur l'évaluation de leurs activités antioxydante et antimicrobienne.

Le travail s'articule autour de trois parties principales :

- **Première partie:** Synthèse bibliographique rassemblant les connaissances fondamentales relatives aux algues marines, à leurs composés bioactifs, ainsi qu'à leurs activités biologiques reconnues, notamment antimicrobiennes et antioxydantes.
- **Deuxième partie: Partie matérielle et méthodes** présentant:
 - Le matériel biologique utilisé, comprenant les six espèces d'algues récoltées sur la côte de Mostaganem.
 - La technique d'extraction par macération méthanolique employée pour la préparation des extraits.
 - Les méthodes d'analyses phytochimiques visant à doser les polyphénols totaux et les flavonoïdes.
 - Ainsi que les protocoles d'évaluation des activités biologiques, focalisés sur l'activité antioxydante (notamment pour *Cystoseira compressa* et *Dictyota spiralis*) et l'activité antimicrobienne contre diverses souches pathogènes.
- **Troisième partie:** Présentation et discussion des résultats expérimentaux, confrontés aux données disponibles dans la littérature scientifique, en vue d'évaluer la pertinence, la spécificité et l'originalité des observations réalisées.

L'étude se clôt par une conclusion générale synthétisant les résultats majeurs obtenus, et propose des perspectives pour approfondir la valorisation du potentiel bioactif des macroalgues marines algériennes.

Partie 1. Synthèse bibliographique



1 7Généralités sur les algues marines

1.1 Définition

Les algues représentent le plus vaste groupe primitif d'eucaryotes photoautotrophes, issu d'origines évolutives multiples (polyphylétiques). Elles sont responsables de plus de la moitié de la photosynthèse sur terre. On les classe généralement selon leur morphologie, en microalgues (unicellulaires, comme les diatomées, ou multicellulaires) et en macroalgues, de structure pluricellulaire plus complexe (**Menea et al., 2020**). La survie et le développement des algues nécessitent la lumière pour la photosynthèse, l'eau pour la nutrition et la reproduction, le dioxyde de carbone, l'azote, le phosphore ainsi que du fer (**Raven, 2007**).

L'appareil végétatif de l'algue est représenté par un thalle (un appareil végétatif unicellulaire ou multicellulaire sans racines, tiges et feuilles), sa forme et sa taille varient considérablement. Les cellules d'algues possèdent une paroi cellulaire en partie cellulosique, des noyaux de petites tailles et des plastes pigmentés ou chromatophores qui renferment de la chlorophylle souvent occultée par des pigments en excès, conférant aux thalles une gamme de couleurs variées (rouge, brunâtre, verte ou bleue)(**Garon-Ladiere, 2004**).

Parmi les différentes catégories d'algues, les algues marines représentent un groupe particulièrement important en raison de leur rôle écologique et de leur diversité. Se sont des organismes semblables à des plantes que l'on trouve généralement fixées sur les rochers ou autres supports durs des zones côtières. Elles représentent l'une des ressources les plus abondantes de l'océan, constituent un élément essentiel de l'écosystème marin, elles jouent un rôle important comme source d'alimentation pour les animaux marins et forment des ressources potentiellement renouvelables pour l'homme (**Veluchamy et Palaniswamy, 2020**).

1.2 Classification des algues marines

La classification des algues repose sur leurs caractéristiques cytologiques et biochimiques, ainsi que sur leurs différences structurelles et reproductives (**Škaloud, 2006**). La présence et la localisation des pigments jouent un rôle clé dans la définition des principaux groupes d'algues, comme l'ont souligné **Lamouroux (1813)**, **Kützing (1843)** et de **Reviere (2002)**. En fonction des pigments accessoires associés à la chlorophylle, la couleur des plastes permet de distinguer plusieurs types d'algues : les algues rouges (Rhodophytes), brunes (Phéophytes), vertes (Chlorophytes) et bleues (Cyanobactéries).

1.2.1 Algues vertes (*Chlorophycées*)

Les algues vertes, regroupées sous le nom de Chlorophycées, sont exceptionnellement diversifiées avec entre 6000 et 7000 espèces. Elles sont principalement présentes dans les eaux douces, mais certaines espèces se trouvent également dans les milieux marins et terrestres. Ces algues sont réparties partout dans le monde et se caractérisent par la présence de chlorophylles A et B qui leur donnent une couleur verte, ainsi que de carotènes et de xanthophylles. Leur forme et leur taille sont très variées, allant des micro-organismes unicellulaires aux grandes structures pluricellulaires, incluant des formes filamenteuses (**Figure 1**) (**Bouchoukh, 2016**).

Les algues vertes jouent un rôle important dans la production d'oxygène des milieux aquatiques, notamment par la photosynthèse. Elles se développent principalement dans les couches superficielles de la mer (entre 1 et 5 mètres de profondeur), où la lumière, notamment les radiations rouges, est la plus intense. En raison de leur sensibilité à la pollution organique et aux excès de nitrates, elles peuvent servir d'indicateurs de la qualité de l'eau, leur capacité à prospérer dans des eaux peu profondes les rend vulnérables à la pollution, mais leur diversité et leur importance écologique sont inestimables. (**Foucart, 2003**)



Figure 1. *Codium tomentosum* (Mehiaoui, 2024)

1.2.2 Algues rouges (*Rhodophycées*)

Les rhodophycées, communément appelées algues rouges, forment un groupe remarquablement diversifié. Leur couleur distinctive est due à la présence de phycoérythrine dans leurs plastes roses, qui s'associe à d'autres pigments comme les chlorophylles et les caroténoïdes (**Figure 2**) (**Garon-Lardiere, 2004**). Bien que la plupart soient marines, certaines espèces peuvent être trouvées dans les eaux douces. Cependant, leur abondance varie géographiquement, étant moins fréquentes dans l'océan Arctique que dans les régions tropicales (**Ruiz, 2005**).

Les algues rouges présentent une grande diversité morphologique. La majorité des espèces sont pluricellulaires, avec une taille ne dépassant que rarement un mètre, néanmoins, quelques espèces unicellulaires subsistent, bien que minoritaires au sein de ce groupe. Sur le plan économique, ces algues sont très valorisées, elles sont utilisées directement comme aliments, ou bien transformées en produits tels que l'agar, des cosmétiques, et divers additifs alimentaires, soulignant ainsi leur importance industrielle (**Le Gall, 2012**).

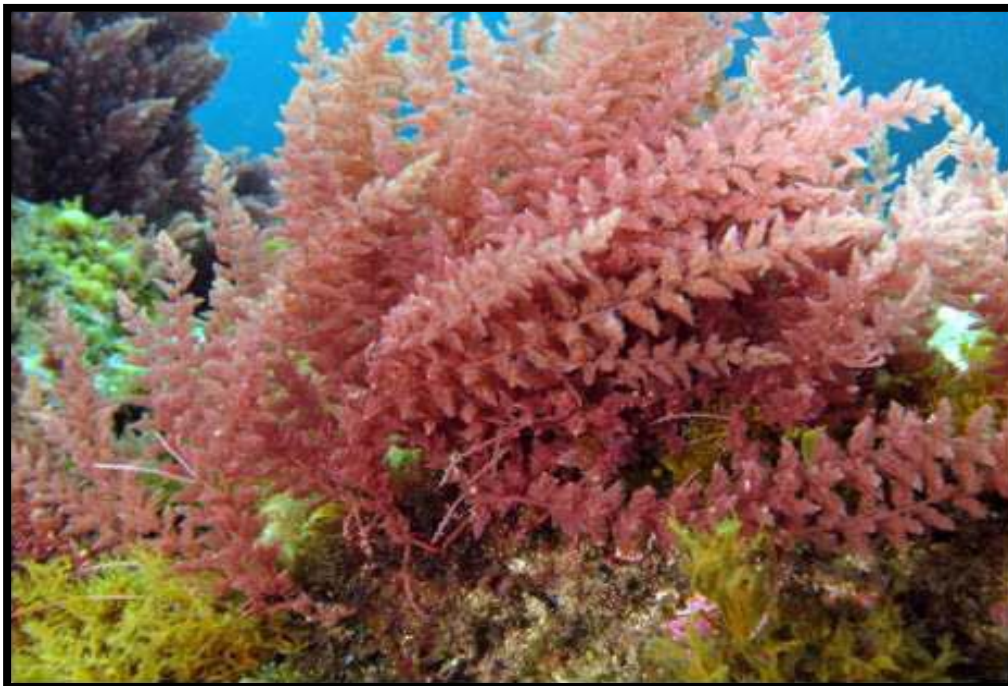


Figure 2. *Asparagopsis armata* (**Harelin, 2008**).

1.2.3 Algues brunes (*Phéophycées*)

Les algues brunes sont une classe d'eucaryotes multicellulaires et photosynthétiques qui ont évolué il y a environ 200 à 250 millions d'années. Elles présentent une grande variété de tailles et de morphologies, allant de l'algue géante *Macrocystis pyrifera* (ordre des Laminariales), d'importance commerciale, à la petite espèce filamenteuse *Ectocarpus siliculosus* (ordre des Ectocarpales) (**Figure 3**) (**Beuder et Braybook, 2023**). Elles se distinguent par leur capacité à former des structures complexes, incluant des attaches, des tiges et des feuilles, ce qui leur permet de prospérer dans des environnements turbulents (**Yoon et al., 2009**).

Sur le plan industriel, les algues brunes sont très valorisées. Elles sont utilisées dans divers secteurs, notamment l'alimentation, la cosmétique, la pharmacie et la chimie. Certaines espèces sont également cultivées comme engrais naturels pour les plantes. En plus de leur intérêt économique, les algues brunes jouent un rôle écologique important : elles contribuent à la lutte contre le changement climatique en capturant le dioxyde de carbone (CO₂) et en le transformant en matière organique, réduisant ainsi la concentration de gaz à effet de serre dans l'atmosphère. Par conséquent, leur protection et leur conservation sont essentielles pour préserver la santé des écosystèmes marins et soutenir les moyens de subsistance humains (**Bouchoukh, 2016**).



Figure 3. *Padina pavonica* (**Riviere et al, 2017**)

1.3 Composition chimique des algues

Les algues macroscopiques sont une excellente source de composés bioactifs. Leurs compositions chimiques varient en fonction de facteurs environnementaux tels que la salinité, l'habitat géographique, les variations saisonnières et les conditions ambiantes telles que la température de l'eau, la concentration en nutriments, l'intensité lumineuse et l'acidification des océans (**Mena et al., 2020**).

1.3.1 La fraction minérale

Les algues tirent une abondance inégalée de divers minéraux de l'océan. La teneur en minéraux est de 8 à 40 % (**Mabeau et Fleurence, 1993 ; Macartain et al., 2007**). Cette fraction minérale est initialement diversifiée : des macroéléments comme le sodium, le calcium, le magnésium, le potassium, le chlore, le soufre et le phosphore, mais aussi l'iode, le fer, le zinc, le cuivre, le sélénium, le molybdène... Elle comprend également des oligoéléments comme le fluor, manganèse, bore, nickel, cobalt et autres. Selon certains auteurs, les trois phylums d'algues (brune, verte et rouge) ont des teneurs minérales totales similaires, bien que les algues brunes et rouges aient un léger avantage (**Marfaing, 2004**).

1.3.2 Les lipides

La teneur des algues en lipides est différente de celle des plantes terrestres. Elle est très faible et représente entre 1 à 3% de la matière sèche. Leur fraction lipidique est majoritairement composée de glycolipides et de phospholipides, avec une proportion variable d'acides gras polyinsaturés (AGPI). Ces acides gras jouent un rôle physiologique crucial dans les algues, notamment dans l'adaptation aux conditions marines (températures basses, salinité élevée), et elles représentent un intérêt dans les domaines pharmaceutiques, cosmétique et agroalimentaire (**Guillaume, 2010; Saini et al., 2021**).

1.3.3 Les protéines

La teneur des algues en protéines varie considérablement d'une espèce à l'autre et dépend de la saison et des conditions environnementales (**Dawczynski et al., 2007**).

De manière générale, la teneur en protéines des algues brunes est faible (3 à 15 % de matière sèche) par rapport à celle des algues vertes et rouges (10 à 47 % de matière sèche) (**Fleurence, 1999**).

1.3.4 *Les polysaccharides*

Les algues sont une source importante de polysaccharides (33-61%) avec des structures uniques qui diffèrent des fibres végétales terrestres. D'un point de vue nutritionnel, la plupart des polysaccharides d'algues sont des polysaccharides non digestibles, à l'exception de l'amidon chez les algues vertes et du floridoside chez les algues rouges (Marfaing, 2004).

1.3.5 *Les vitamines*

Schiewer (1970) a mené une étude sur la teneur en vitamines de plusieurs algues de la mer baltique, et n'a montré aucune différence significative entre les trois groupes d'algues (algues brunes, vertes et rouges). Les principales vitamines retrouvées selon Marfaing (2004), sont : vitamine B12, vitamine C et vitamine E.

1.3.6 *Les fibres*

Les algues marines sont une source exceptionnelle de fibres alimentaires, représentant jusqu'à 60 % de leur poids sec, avec une proportion élevée de fibres solubles, parfois supérieure à celle des plantes terrestres. Elles contiennent des fibres insolubles comme la cellulose, qui aident à maintenir leur structure et à retenir l'eau pour éviter le dessèchement à marée basse. Leurs fibres solubles telles que les alginates, fucoïdanes, carraghénanes et agars sont très diversifiées selon le type d'algue (verte, rouge ou brune) et se distinguent fortement de celles des végétaux supérieurs. Ces fibres jouent un rôle important dans la santé digestive, la régulation du transit intestinal et la satiété, ce qui rend les algues intéressantes sur le plan nutritionnel (Lahaye, 1991 ; Gupta & Abu-Ghannam, 2011 ; Holdt & Kraan, 2011).

1.3.7 *Les caroténoïdes*

Les algues brunes sont particulièrement riches en caroténoïdes, notamment en fucoxanthine, β -carotène et violaxanthine. Chez les algues rouges, les principaux caroténoïdes sont le β -carotène, l' α -carotène, ainsi que leurs dérivés dihydroxylés tels que la zéaxanthine et la lutéine. Quant aux algues vertes, elles contiennent principalement du β -carotène, de la lutéine, de la violaxanthine, de l'anthéroxanthine, de la zéaxanthine et de la néoxanthine (Yan *et al.*, 1999 ; Marfaing, 2004).

1.3.8 *Les alcaloïdes*

Les alcaloïdes isolés des algues marines appartiennent principalement aux groupes des phényléthylamines et des indoles. Ils sont relativement rares par rapport aux alcaloïdes des plantes

terrestres (**Güven et al., 2010**). Ils peuvent être classés en divers groupes : alcaloïdes isoquinoline, pyridiniques, indolique, stéroïdiques, et d'autres alcaloïdes (**Yan et al., 2021**).

1.3.9 Les composés phénoliques

Les composés phénoliques constituent une vaste classe de métabolites secondaires largement présents dans les macroalgues marines. Ils jouent un rôle essentiel dans le maintien de la croissance, de la survie et de la défense des algues contre les agressions biotiques et abiotiques, notamment les infections microbiennes, les herbivores, les rayons ultraviolets et les stress environnementaux. Ces molécules agissent comme antioxydants naturels en neutralisant les radicaux libres, mais elles possèdent également d'autres activités biologiques, telles qu'anti-inflammatoires, antivirales, antimicrobiennes et anticancéreuses. Sur le plan structural, les composés phénoliques des macroalgues se distinguent par une grande diversité, allant de structures simples (acides phénoliques, acides cinnamiques, flavonoïdes) à des structures complexes comme les phlorotannins, polymères phénoliques uniques aux algues brunes. Cette diversité chimique s'explique par la présence d'au moins un noyau aromatique substitué par un ou plusieurs groupes hydroxyles, qui peuvent être hautement polymérisés. Cependant, leur extraction et leur identification restent un défi analytique, en raison de la complexité de la matrice algale et de la co-extraction fréquente de polysaccharides. En outre, la teneur en composés phénoliques peut varier considérablement selon l'espèce, la saison, l'environnement, et les méthodes d'extraction utilisées. Malgré ces contraintes, les macroalgues apparaissent aujourd'hui comme une source prometteuse de composés bioactifs naturels valorisables dans les domaines pharmaceutique, cosmétique et alimentaire (**Santos et al., 2019 ; Jimenez-Lopez et al., 2021**).

1.4 Activités biologiques des algues marines

1.4.1 Activité antioxydante

Les algues constituent une source naturelle abondante en antioxydants, essentiels pour protéger les cellules des dommages causés par les radicaux libres, des molécules instables produites par des processus cellulaires internes et accentuées par des facteurs externes comme le stress et les rayonnements UV (**Lobo et al., 2010; Carochó et Ferreira, 2013**). Un déséquilibre entre ces radicaux libres et les défenses antioxydantes entraîne un stress oxydatif, impliqué dans le développement de maladies graves telles que le cancer, les troubles cardiovasculaires et neurologiques, par la dégradation de l'ADN, des lipides et des protéines (**Goudable et Favier, 1997; Aruoma, 1998**). Grâce à leur diversité en composés antioxydants, notamment des pigments photosynthétiques et des composés

phénoliques, les algues neutralisent les radicaux libres et limitent leurs effets délétères (**Jiménez-Escrig et al., 2001; Hamed et al., 2015; Ponte et al., 2022**).

Certaines espèces comme *Chlorella vulgaris* et *Asparagopsis armata* sont particulièrement reconnues pour leurs propriétés antioxydantes et leurs applications thérapeutiques (**Zubia et al., 2009; Rhimou et al., 2013; Manam et Quraishi, 2024**). Intégrer les algues dans l'alimentation permet ainsi de renforcer les défenses antioxydantes de l'organisme et de prévenir les pathologies liées au stress oxydatif, soulignant leur importance dans une alimentation équilibrée (**Carocho et Ferreira, 2013**).

1.4.2 *Activité antibactérienne*

Les infections bactériennes causent environ 7,7 millions de décès dans le monde, soit un décès sur huit en 2019, selon l'Organisation Mondiale de la Santé. La résistance aux antibiotiques complique leur traitement et soulève des préoccupations quant aux effets secondaires (**Abdallah et al., 2019**). Face à ce défi, la recherche s'oriente vers des molécules bioactives naturelles, notamment issues des algues marines comme celles du genre *Asparagopsis*, qui produisent divers métabolites secondaires aux propriétés antibactériennes efficaces contre un large spectre de bactéries (**Lima-Filho et al., 2002; Farid et al., 2012**).

Utilisées depuis longtemps à des fins thérapeutiques (**Chbani et al., 2011**), les algues marines représentent également une source renouvelable de composés bioactifs dotés de multiples propriétés biologiques : antivirales, antifongiques, anti-inflammatoires et antioxydantes (**Etahiri et al., 2001 ; Etahiri et al., 2004 ; Zubia et al., 2007 ; Widjaja-Adhi et al., 2010**). Leurs métabolites secondaires — tels que les polyphénols, terpènes et alcaloïdes — exercent des effets pharmacologiques notables, notamment par des mécanismes d'action antibactériens bien identifiés (**Lutge et al., 2002 ; Abderrazak et Joel, 2007**). Par exemple, certains polyphénols algaux provoquent la rupture de la membrane bactérienne, entraînant une perte de perméabilité cellulaire et la lyse des cellules pathogènes. D'autres composés, comme certains terpènes halogénés, inhibent les enzymes essentielles à la biosynthèse de la paroi cellulaire, tandis que des alcaloïdes marins interfèrent avec la réplication de l'ADN bactérien ou perturbent le métabolisme énergétique (**Reichelt et al., 1984 ; Etahiri et al., 2007**). En outre, plusieurs de ces molécules sont capables de stimuler la réponse immunitaire de l'hôte, renforçant ainsi l'efficacité de la défense contre les infections microbiennes. Dès lors, l'identification et l'exploitation de ces composés issus d'algues apparaissent comme des pistes prometteuses dans la recherche de nouveaux agents antibactériens (**Abdallah et al., 2019**).

1.4.3 *Activité antifongique*

Les infections fongiques, causées par des champignons présents dans l'environnement, se transmettent principalement par inhalation ou contact avec des spores. Elles peuvent être superficielles, affectant la peau et les tissus kératinisés, ou invasives, particulièrement chez les personnes immunodéprimées, représentant une menace croissante en raison de la résistance aux traitements (Richardson et Warnock, 2012; Guedes et al., 2012; Revankar, 2021). L'Organisation Mondiale de la Santé souligne le besoin urgent de nouvelles molécules antifongiques, car les options thérapeutiques disponibles restent limitées (OMS).

Les algues marines, notamment les rhodophytes comme le genre *Asparagopsis*, sont une source prometteuse de composés bioactifs aux puissantes propriétés antifongiques. Ces algues contiennent des composés halogénés, phénoliques et caroténoïdes qui contribuent à leur activité antifongique (Pinteus et al., 2015; Pérez et al., 2016; Mandrekar et al., 2019; Ponte et al., 2022). En plus de leur action antifongique, les algues marines possèdent diverses autres activités biologiques, telles que des effets antiparasitaires, anti-inflammatoires, anticancéreux et antiviraux, renforçant leur intérêt comme source naturelle de molécules thérapeutiques (Genovese et al., 2009; Zubia et al., 2009; Bouhlal et al., 2010; Feki et al., 2009).

1.4.4 *Activité antivirale*

Les algues marines, qu'elles soient macroalgues ou microalgues, constituent une source naturelle riche en composés bioactifs aux propriétés antivirales reconnues. Parmi ces composés, les polysaccharides sulfatés, notamment le fucoidane et le carraghénane, sont les plus étudiés en raison de leur activité antivirale à large spectre, efficace contre divers virus humains, y compris des virus enveloppés (Ponce et al., 2003; Jiao et al., 2011; Wei et al., 2012). Ces polysaccharides exercent leur effet antiviral principalement en empêchant l'infection virale, leur efficacité dépendant de leur structure chimique, poids moléculaire et degré de sulfatation, qui conditionnent leur capacité à interférer avec l'attachement, la pénétration ou la réplication des virus (Ayehunie et al., 1998; Hernandez-Corona et al., 2002; Rechter et al., 2006). En raison de leur large spectre d'action et de leur potentiel thérapeutique, les composés antiviraux issus des algues marines sont considérés comme des candidats prometteurs pour le développement de nouveaux antiviraux naturels (Baba et al., 1988; Hoshino et al., 1998). De plus, plusieurs études récentes ont mis en évidence leur efficacité contre des virus émergents comme le SARS-CoV-2, renforçant ainsi l'intérêt pour leur exploitation pharmaceutique (Song et al., 2020).

1.4.5 *Activité anti-thrombotique*

Les algues marines constituent une source importante de polysaccharides sulfatés, en particulier les fucoïdanes, qui présentent des propriétés anticoagulantes prometteuses (Mao et al., 2006). Ces composés font l'objet d'études en tant qu'alternatives potentielles à l'héparine, avec un risque réduit de contamination virale ou prionique (Durig et al., 1997). Leur efficacité dépend de leur structure, en particulier du poids moléculaire et du degré de sulfatation, les fractions de haut poids moléculaire et moins sulfatées étant souvent les plus actives (Mourao et al., 1999). Des études *in vivo* ont montré que les fucoïdanes peuvent prévenir la thrombose avec une efficacité durable supérieure à celle de l'héparine (Mauray et al., 1995). *In vitro*, ils inhibent la thrombine en activant l'antithrombine III et le cofacteur II de l'héparine (Colliec et al., 1991; Sinniger et al., 1993).

1.4.6 *Activités anti-inflammatoire et immunomodulatrice*

Les microalgues et macroalgues sont riches en composés bioactifs, notamment la phycocyanine, les caroténoïdes (comme la fucoxanthine), les polyphénols, les polysaccharides sulfatés et les acides gras polyinsaturés, qui possèdent des propriétés anti-inflammatoires importantes (Balazs, 2012; Kherraf, 2018). Ces composés agissent en modulant différentes voies cellulaires impliquées dans l'inflammation, notamment en inhibant la production de cytokines pro-inflammatoires et en régulant la réponse immunitaire. Leur capacité à réduire l'infiltration des cellules inflammatoires et à moduler l'expression des protéines liées à l'inflammation confère à ces molécules un fort potentiel pour des applications thérapeutiques naturelles dans le traitement des maladies inflammatoires (Wiemer et al., 1991; Namgoong et al., 1994; Granert et al., 1999).

1.4.7 *Activité anticancéreuse*

Les algues, qu'elles soient micro- ou macroalgues, contiennent de nombreux composés bioactifs tels que les fucanes, caroténoïdes, phytostérols et fucoxanthines, qui présentent des propriétés anticancéreuses importantes (Queva, 2011). Riches en iode, sélénium et lignanes, elles contribuent à la prévention de certains cancers, notamment hormonodépendants (Aslam et al., 2009). Des extraits d'algues ont montré une capacité à induire l'apoptose et à inhiber la prolifération de diverses lignées cellulaires cancéreuses, comme celles du poumon, du col de l'utérus, du neuroblastome ou encore de la leucémie (Athukorala et al., 2006; Cavas et al., 2006; Moreau et al., 2006a; Kwon et al., 2007; Aboul-Enein et al., 2011; Shanab et al., 2012). De même, certains composés spécifiques, tels que le kahalalide F issu des Chlorophyta, ont démontré une activité antitumorale notable (Hamann et Scheuer, 1993; Hamann et al., 1996).

Ces résultats soulignent le potentiel des algues comme source de molécules anticancéreuses prometteuses pour le développement de nouveaux traitements thérapeutiques (Kumar et al., 2025)

1.4.8 *Activité gastroprotective*

Les composés extraits des algues, notamment les alginates et les ulvanes, présentent des effets bénéfiques sur le système digestif. Les ulvanes stimulent la sécrétion de mucine, contribuant ainsi au renforcement de la protection de la muqueuse gastrique (Barcelo et al., 2000). Les alginates, quant à eux, forment une masse gélifiée dans l'estomac, réduisant la sensation de faim et protégeant la muqueuse gastrique (Michel et al., 1996; Vidal, 2013). Ils sont également utilisés dans le traitement symptomatique du reflux gastro-œsophagien, en formant une barrière protectrice contre les remontées acides, souvent en association avec le bicarbonate de potassium (Vidal, 2013). De plus, les alginates sont fermentescibles par la flore colique, ce qui contribue à la santé intestinale (Michel et al., 1999). Leur capacité à ralentir la digestion participe également à la régulation du transit intestinal et à la gestion du poids (AMS, 2015). Par ailleurs, les enzymes alginases jouent un rôle dans l'adaptation biochimique des animaux à une alimentation riche en algues brunes (Le Gal, 1964). Ainsi, les composés algaux, tels que les alginates et les ulvanes, offrent un large éventail de bénéfices pour la santé digestive, allant de la protection de la muqueuse gastrique à la régulation du transit intestinal.

1.4.9 *Activité anti-hyperglycémiant*

Les composés issus des algues, notamment les extraits d'*Ulva rigida* et les polysaccharides d'*Ulva lactuca*, ont montré des effets bénéfiques sur la régulation de la glycémie et la protection des fonctions hépatiques chez les rats diabétiques (Celikler et al., 2009; Bensmaine et Bougueroua, 2019). Des dérivés de bromophénols extraits d'algues comme *Rhodomela confervoides* et *Symphyclocladia latiuscula* ont également démontré des activités anti-hyperglycémiques et la capacité à inhiber des enzymes impliquées dans les complications du diabète (Faulkner, 2001; Shi et al., 2008). Ces composés agissent notamment en stimulant la sécrétion d'insuline, en induisant la régénération des cellules β du pancréas et en modulant des enzymes clés du métabolisme du glucose.

Ces résultats soulignent le potentiel des algues comme source naturelle prometteuse pour le développement de traitements innovants contre le diabète et ses complications (Ait Ouakrouch, 2015).

1.5 Utilisations des algues

1.5.1 Alimentation humaine

En raison de leur valeur nutritive élevée, les algues sont traditionnellement utilisées dans l'alimentation, notamment dans les pays asiatiques. Elles entrent dans la composition de salades, de potages et de vinaigres, mais sont également utilisées dans divers produits transformés tels que les crèmes glacées, pâtisseries, confiseries, desserts lactés, laits chocolatés, etc. On les retrouve aussi dans certaines conserves de viande, jus de fruits et confitures (Cabioch *et al.*, 1992 ; Fleurence, 1999).

La production mondiale d'algues est passée d'environ 2 millions de tonnes en 1970 à près de 20 millions de tonnes en 2010. Une large part de cette production, estimée à environ 75 à 80 %, est destinée à l'alimentation humaine (Faller, 2011; FAO, 2007).

1.5.2 Alimentation animale

Les animaux vivant dans les zones côtières (ovins, bovins, équins), notamment dans les pays maritimes, consomment depuis longtemps des macroalgues brunes, en particulier dans les régions où ces dernières sont rejetées naturellement sur les rivages. L'algue rouge *Palmaria palmata* était d'ailleurs traditionnellement surnommée « goémon à vache » en raison de son usage dans l'alimentation du bétail. Aujourd'hui, la disponibilité de macroalgues pour l'alimentation animale a été renforcée grâce à la production de farines d'algues. Les premières études portant sur l'intégration des algues dans les régimes alimentaires des ruminants ont montré une bonne acceptabilité, une digestibilité satisfaisante et une assimilation efficace des nutriments issus des algues (Chouikhi, 2013).

1.5.3 Domaine thérapeutique

Les algues constituent une source naturelle de molécules bioactives présentant une large gamme d'activités biologiques, telles que des effets antibactériens, antiviraux, antioxydants et anti-inflammatoires (Rorrer et Cheney, 2004). Les macroalgues présentent également un intérêt en santé humaine en raison de leur teneur en vitamine C, un composé reconnu pour renforcer le système immunitaire, améliorer l'absorption intestinale du fer, recycler la vitamine E et limiter l'oxydation des lipoprotéines de basse densité (LDL). De plus, la présence de tocophérols (formes de la vitamine E, notamment alpha et gamma) dans certaines algues contribue à la prévention du stress oxydatif et des maladies cardiovasculaires (Burtin, 2003 ; Holdt Et Kraan, 2011).

1.5.4 Dans le domaine cosmétique

Les extraits d'algues figurant fréquemment parmi les ingrédients des produits cosmétiques, en particulier dans les crèmes et lotions pour le visage ou les mains (**Chouikhi, 2013**). Ils peuvent être utilisés comme excipients, à des concentrations comprises entre 2 % et 20 %, en raison de leurs propriétés gélifiantes et épaississantes. Sous forme de poudres solubles dans l'eau, ces extraits entrent dans la formulation de gels aqueux, de gels solaires protecteurs, de gels cicatrisants après-soleil, de gels anti-inflammatoires ou encore de lotions capillaires où ils agissent comme agents gainants pour les cheveux. Les extraits d'algues peuvent également être employés comme actifs cosmétiques (à des concentrations de 0,2 % à 2 %), pour leurs propriétés tonifiantes, hydratantes, nourrissantes et antioxydantes. Enfin, ils peuvent aussi être intégrés comme additifs pour enrichir la formulation globale des produits (**Bedoux et al., 2014**).

1.5.5 Dans le traitement des eaux usées

Les macroalgues, tout comme les microalgues, présentent un fort potentiel dans le traitement des eaux usées grâce à leur capacité à absorber les nutriments, les métaux lourds et divers polluants organiques. Des espèces comme *Ulva lactuca* (algue verte) ou *Gracilaria verrucosa* (algue rouge) ont démontré une efficacité notable dans la réduction des concentrations d'azote ammoniacal, de nitrates, de phosphates et de substances organiques dans les effluents domestiques et aquacoles (**Hernández-Garibay et al., 2010 ; Ben-Ari et al., 2018**). Les macroalgues peuvent être utilisées en systèmes de culture intégrée multitrophique où elles jouent un rôle épurateur en captant les rejets nutritifs produits par d'autres organismes aquatiques, comme les poissons ou les coquillages, tout en produisant une biomasse réutilisable (**Chopin et al., 2001**).

1.5.6 Agriculture

Pendant longtemps, les populations littorales ont utilisé les macroalgues, en particulier les grandes algues brunes, comme fertilisants naturels pour enrichir leurs terres agricoles. Ces algues étaient généralement récoltées sur le rivage, puis lavées et découpées avant d'être épandues sur les sols. L'efficacité des macroalgues comme engrais dépend de l'espèce utilisée, en raison de leur composition chimique variée et de leur richesse en éléments nutritifs. En plus de leur valeur nutritive, les polysaccharides présents dans les algues, comme les alginates, participent à l'amélioration de la structure physique du sol, favorisant ainsi la rétention d'eau et l'aération (**Kim, 1970**). L'usage de ces engrais naturels contribue à réduire la dépendance aux engrais chimiques et aux traitements phytosanitaires conventionnels, limitant ainsi la contamination des sols et des cultures (**Pérez, 1997**).

Partie 2. Matériel et Méthodes



1 Objectifs et lieu du travail

Les objectifs de ce travail sont la détermination des teneurs de six extraits d'algues marines en diverses substances bioactives, l'évaluation de leurs activités antioxydante et antimicrobienne sur les germes de références *Staphylococcus aureus*, *Bacillus cereus*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Klebsiella pneumoniae*, *Citrobacter freundii*, *Proteus mirabilis* et *Candida albicans*.

L'étude a été conduite au Laboratoire de Recherche de Microbiologie et Biologie Végétale de l'université Abdelhamid Ibn Badis (Mostaganem), entre février et juin 2025.

La section suivante présentera en détail les matériaux et méthodes utilisés, incluant les sites d'échantillonnage, les techniques d'extraction des composés bioactifs, ainsi que les protocoles d'évaluation de l'activité antioxydante et antimicrobienne. Ces étapes sont essentielles pour assurer la fiabilité et la pertinence des résultats obtenus.

2 Préparation des échantillons

2.1 Description du site d'étude

2.1.1 Plage des Sablettes

La plage se trouve dans la municipalité de Mazagran, au sein de la wilaya de Mostaganem, elle est localisée dans le nord-ouest de l'Algérie. Elle se trouve à environ 5 km de la ville de Mostaganem et s'étend sur 4 kilomètres (coordonnées : 35°53' N / 0°02') (**Figure 4**). Cette plage se trouve à proximité d'un port de pêche en activité, elle se démarque par sa composition distincte de sable et de pierre, qui propose une variété d'habitats pour les êtres marins, y compris les algues (**Figure 5**).



Figure 4. Vue satellitaire du site de prélèvement (Les Sablettes)



Figure 5. Site de prélèvement des algues (Les Sablettes)

2.1.2 Plage de Stidia

Positionnée à peu près à 25 km au nord-ouest de Mostaganem, cette localité est réputée pour ses sables délicats et ses formations montagneuses. La localisation de la plage est à 35° 49' de latitude nord et 0° 01' de longitude (Figure 6 et Figure 7) (Kalleche, 2019).



Figure 6. Vue satellitaire du site de prélèvement (Stidia)



Figure 7. Site de prélèvement des algues (Stidia)

2.2 Récolte des algues

La méthode de récolte des algues marines varie selon leur taille et leur mode de fixation. Les algues fortement accrochées aux rochers sont détachées à l'aide d'un couteau, tandis que celles plus facilement accessibles sont arrachées à la main. Une fois récoltées, les algues sont immédiatement placées dans une glacière pour assurer leur conservation jusqu'au laboratoire.

L'échantillonnage a été réalisé à différents moments avec différentes conditions (**Tableau 1**).

Tableau 1. Tableau d'échantillonnage (Sablettes et Stidia)

Echantillon	Site géographique	Date	Heure	T°	Climat	Etat de la mer
Algue 01	Stidia	11/02/2024	9 :15	12°	Ensoleillé	Calme
Algue 02	Stidia	11/02/2024	10 :00	13°	Ensoleillé	Calme
Algue 03	Stidia	11/02/2024	10 :30	13°	Ensoleillé	Calme
Algue 04	Stidia	11/02/2024	11 :00	14°	Ensoleillé	Calme
Algue 05	Sablettes	11/02/2024	11 :30	14°	Ensoleillé	Calme
Algue 06	Sablettes	11/02/2024	11 :45	17°	Ensoleillé	Calme

2.3 Identification des algues

L'identification des espèces a été réalisée par le **Dr Belhada Abir** au Laboratoire de Recherche de Microbiologie et Biologie Végétale, situé au sein de l'université d'Abdelhamid Ibn Badis (Mostaganem).

2.3.1 *Ulva rigida*

Est une algue verte marine à thalle en lame mince, rigide à la base et souvent dentelé sur les bords, de couleur verte et mesurant généralement de 5 à 30 cm (**Figure 8**). Elle s'attache aux rochers et se trouve surtout en Méditerranée, dans des milieux riches en nutriments. Son identification nécessite souvent une analyse microscopique en raison de sa ressemblance avec d'autres espèces du genre *Ulva*. (Wichard, 2015).

Classification taxonomique : (Agardh, 1823)

Règne : *Plantae*

Embranchement : *Chlorophyta*

Classe : *Ulvophyceae*

Ordre : *Ulvales*

Famille : *Ulvaceae*

Genre : *Ulva*

Espèce : *Ulva rigida*



Figure 8. *Ulva rigida*

2.3.2 *Cystoseira compressa*

Est une algue brune marine à thalle rigide en touffes de 10 à 30 cm, avec des rameaux aplatis et des vésicules gazeuses (**Figure 9**). Elle se fixe aux rochers en zone infralittorale méditerranéenne, formant des prairies denses. Espèce photophile et résistante à une pollution modérée, elle joue un rôle écologique important en abritant de nombreux organismes marins (Cabioc'h et al, 2014).

Classification taxonomique : (Cabioc'h et al., 2014)

Règne : *Chromista*

Embranchement : *Ochrophyta*

Classe : *Phaeophyceae*

Ordre : *Fucales*

Famille : *Sargassaceae*

Genre : *Cystoseira*

Espèce : *Cystoseira compressa*



Figure 9. *Cystoseira compressa*

2.3.3 *Jania rubens*

Est une algue rouge calcaire à branches fines et articulées, formant des touffes de 2 à 5 cm, de couleur rose violacée à blanche (**Figure 10**). Répandue en Méditerranée et dans les océans tropicaux, elle vit dans des eaux calmes, dans la partie inférieure de la zone médiolittorale, souvent fixée sur des rochers ou d'autres algues (**Benslimane et Bettahar, 2016**).

<p>Classification taxonomique : (Benslimane et Bettahar, 2016)</p> <p>Règne: <i>Plantae</i></p> <p>Embranchement : <i>Rhodophyta</i></p> <p>Classe : <i>Florideophyceae</i></p> <p>Ordre : <i>Corallinales</i></p> <p>Famille : <i>Corallinaceae</i></p> <p>Genre : <i>Jania</i></p> <p>Espèce : <i>Jania rubens</i></p>



Figure 10. *Jania rubens*

2.3.4 *Caulerpa racemosa*

Est une algue verte marine dotée de stolons rampants et de frondes en grappes sphériques, pouvant atteindre 30 cm. (**Figure 11**) Constituée d'une unique cellule géante multi-nucléée, elle bénéficie d'une grande adaptabilité. Originaires de régions tropicales, elles sont devenues des espèces invasives majeures en Méditerranée, où elles colonisent rapidement les fonds marins et menacent les écosystèmes locaux. (**Verlaque et al., 2000**).

Classification taxonomique : (Guiry et Guiry, 2007)

Règne : *Plantae*

Embranchement : *Chlorophyta*

Classe : *Ulvophyceae*

Ordre : *Bryopsidales*

Famille : *Caulerpaceae*

Genre : *Caulerpa*

Espèce : *Caulerpa racemosa*



Figure 11. *Caulerpa racemosa*

2.3.5 *Ulva compressa*

Est une algue verte marine à thalle tubulaire aplati et ramifié, mesurant jusqu'à 30 cm. (**Figure 12**) Elle s'attache aux rochers et pousse en zones intertidales et estuaires, tolérant bien les eaux riches en nutriments. Riche en protéines et minéraux, elle est utilisée en alimentation et cosmétique (Abdeldjebbar, 2023).

Classification taxonomique : (Guiry et Guiry, 2024)

Règne : *Plantae*

Embranchement : *Chlorophyta*

Classe : *Ulvophyceae*

Ordre : *Ulvales*

Famille : *Ulvaceae*

Genre : *Ulva*

Espèce : *Ulva compressa*



Figure 12. *Ulva compressa*

2.3.6 *Dilophus spiralis*

Est une algue brune marine appartenant à la famille des Dictyotaceae, souvent considérée comme un synonyme de *Dictyota spiralis*. Elle présente un thalle aplati, brun jaunâtre, ramifié dichotomiquement avec des lanières qui se divisent en deux, mesurant généralement entre 7 et 15 cm (**Figure 13**). Cette algue photophile se fixe au substrat rocheux ou meuble dans des eaux claires, à des profondeurs allant de 1 à 30 mètres, et peut supporter un certain taux de pollution organique. Elle est présente en Méditerranée ainsi que dans plusieurs mers atlantiques européennes (**Benyahia et Dadouche, 2019**)

Classification taxonomique :

(Benyahia et Dadouche, 2019)

Règne : *Chromista*

Embranchement : *Ochrophyta*

Classe : *Phaeophyceae*

Ordre : *Dictyotales*

Famille : *Dictyotaceae*

Genre : *Dictyota* (synonyme *Dilophus*)

Espèce : *Dictyota spiralis*



Figure 13. *Dictyota spiralis*

2.4 Traitement des échantillons

Après la récolte, les échantillons sont triés manuellement au laboratoire, puis rincés plusieurs fois à l'eau du robinet afin d'éliminer l'excès de sel, les débris adhérant aux thalles, les plantes épiphytes, les grains de sable et autres particules étrangères, en vue de garantir la fiabilité des analyses ultérieures.

2.4.1 Séchage

Après avoir été soigneusement nettoyés, les échantillons d'algues sont disposés à l'ombre dans des lieux bien aérés, à température ambiante, afin d'être séchés pendant 7 jours (**Figure 14**).



Figure 14. Séchage des algues

2.4.2 Broyage

Après séchage, les algues sont broyées à l'aide d'un broyeur jusqu'à obtention d'une poudre fine qui servira par la suite aux différents tests biologiques (**Figure 15** et **Figure 16**). Pour chaque espèce, la poudre obtenue est conservée à température ambiante dans des récipients en verre hermétiquement fermés, à l'abri de l'humidité, jusqu'à son utilisation.



Figure 15. Broyage des algues

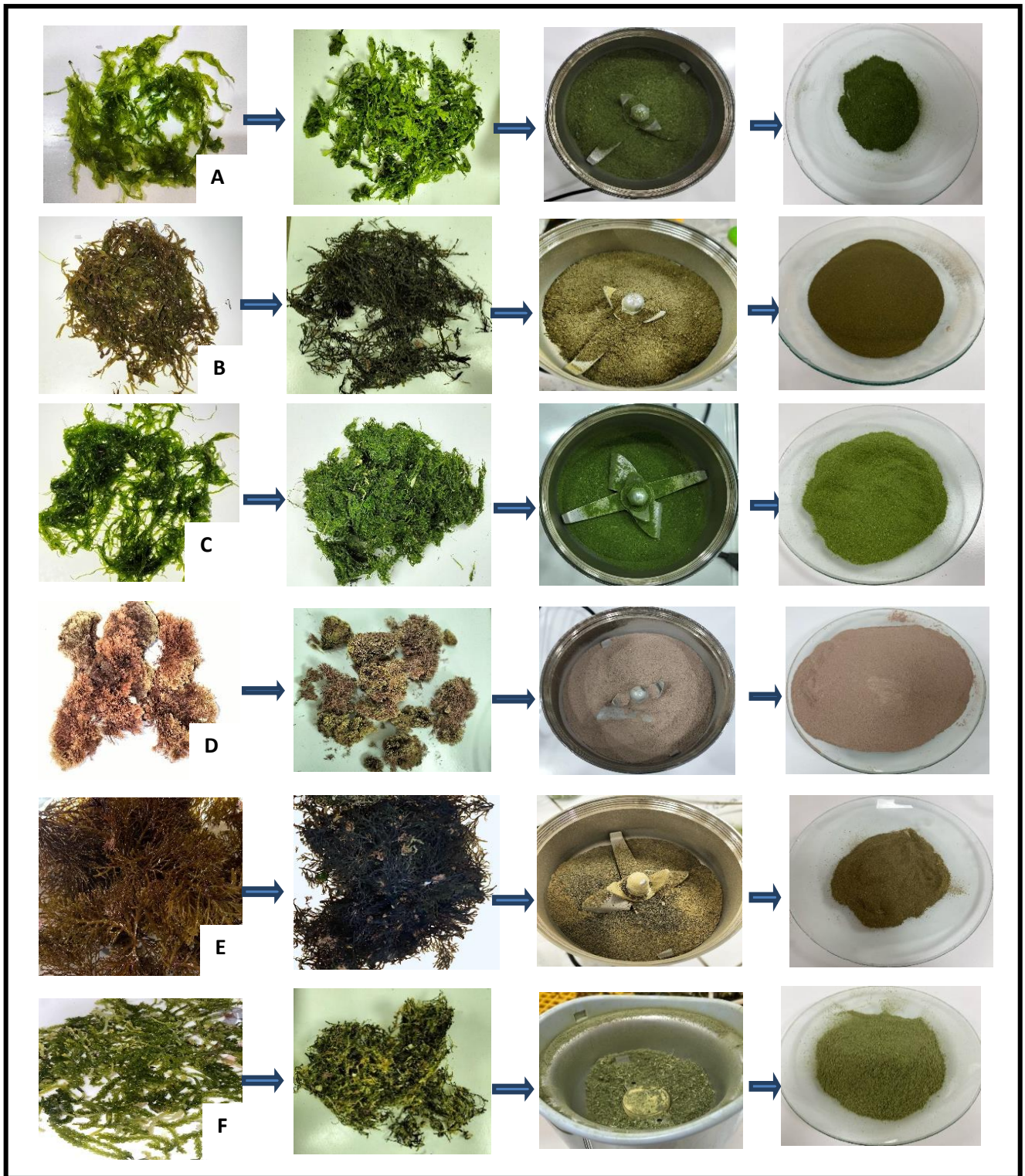


Figure 16. Les étapes de préparation des échantillons d'algues

A : *Ulva rigida*, B : *Dilophus spiralis*, C : *Ulva compressa*, D : *Jania rubens*, E : *Cystoseira compressa*,
F : *Caulerpa racemosa*

2.5 Préparation des extraits bruts

(20 g) de matériel végétal (*Ulva compressa*, *Ulva rigida*, *Cystoseira compressa*, *Jania rubens*, *Caulerpa racemosa*, *Dilophus spiralis*) séché puis broyé, a été macéré dans 200 ml de méthanol (70 %) à une température ambiante (25°C) pendant 24 heures sous agitation. Les extraits ont été filtrés par un papier filtre et évaporés utilisant un rotavapor (Heidolph Laborota 4000) à 40°C sous vide pour obtenir des extraits bruts (Figure 17) (Ertas et al., 2021).

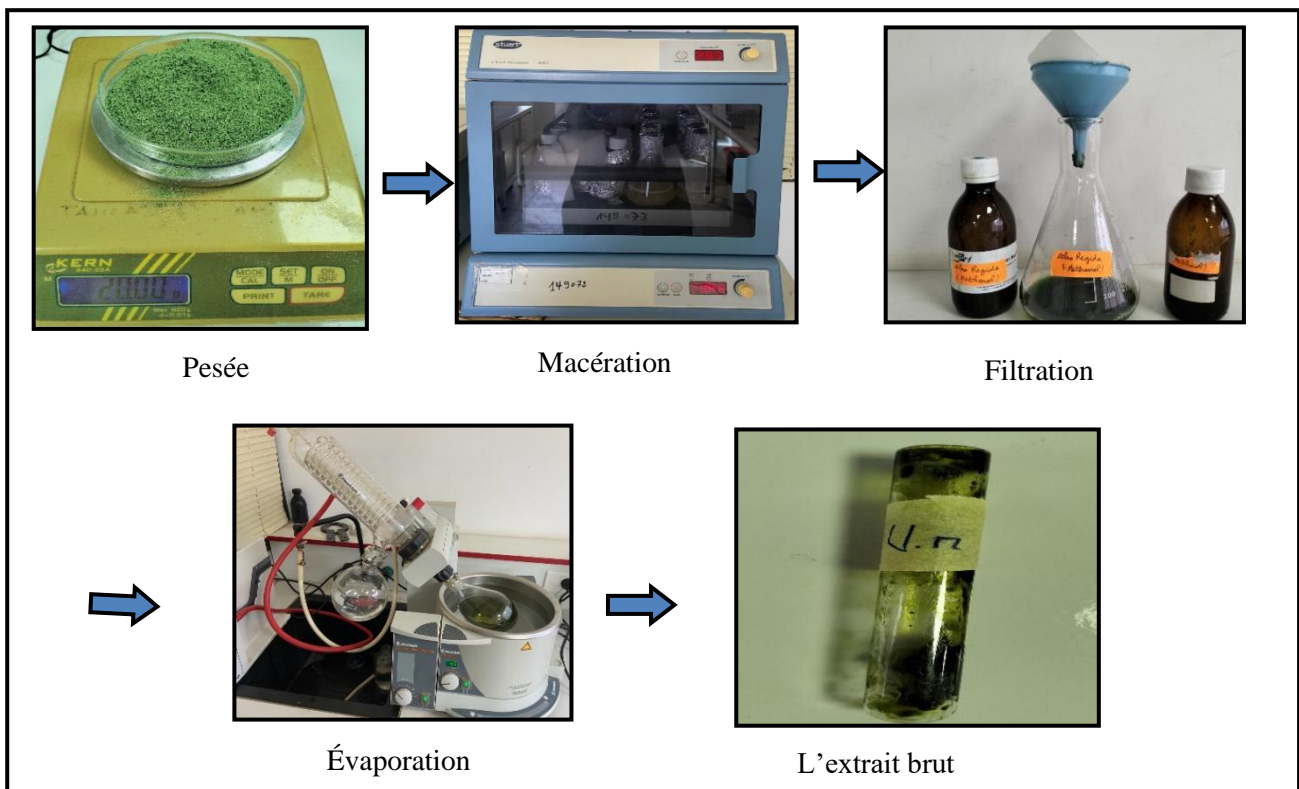


Figure 17. Les étapes de préparation de l'extrait

2.5.1 Calcul des rendements des extraits secs

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

$$R (\%) = (P1-P2/P3) \times 100$$

P1 : poids du ballon après évaporation.

P2 : poids du ballon avant évaporation.

P3 : poids de la matière sèche algale.

3 Analyse phytochimique des extraits d'algues

3.1 Dosage des polyphénols totaux

La teneur totale en polyphénols a été déterminée par spectrophotométrie, selon la méthode colorimétrique utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu, telle que décrite **Ali-Rachedi et al. (2018)**. Cette méthode repose sur la quantification des groupements hydroxyles totaux présents dans les extraits, qui réagissent avec le réactif pour produire une coloration mesurable.

Un volume de 200 µl de chaque extrait a été introduit dans des tubes à hémolyse en verre, suivi de l'ajout de 1 ml de réactif de Folin-Ciocalteu dilué à 10 % (v/v). Après un temps de repos de 2 minutes, 800 µl d'une solution de carbonate de sodium (Na_2CO_3) à 7,5 % a été ajouté. Les tubes ont ensuite été agités, puis incubés pendant 30 minutes à température ambiante. L'absorbance des échantillons a été mesurée à 765 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible.

Les résultats ont été exprimés en milligrammes d'équivalent acide gallique par gramme d'extrait (mg EAG/g extrait). Une courbe d'étalonnage a été établie dans les mêmes conditions, en utilisant l'acide gallique comme standard, à des concentrations comprises entre 10 et 100 µg/ml.

3.2 Estimation de la teneur totale en flavonoïdes :

La teneur totale en flavonoïdes a été déterminée par spectrophotométrie, en utilisant la méthode colorimétrique au chlorure d'aluminium (AlCl_3), telle que décrite par **Karimzadeh et Zahmatkesh, (2021) et Salih et al., (2021)**. Cette méthode repose sur la formation d'un complexe entre les ions Al^{3+} et les groupements hydroxyles des flavonoïdes, dont l'absorbance est mesurée à 430 nm.

Pour chaque extrait d'algues méthanolique, un volume de 1 ml a été prélevé et transféré dans un tube en verre. Ensuite, 1 ml d'une solution de chlorure d'aluminium à 2 % (préparée dans le méthanol) a été ajouté. Le mélange a été incubé pendant 10 minutes à température ambiante. L'absorbance a ensuite été mesurée à une longueur d'onde de 430 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible.

Une courbe d'étalonnage a été établie en parallèle, en utilisant la quercétine comme standard de référence, à des concentrations comprises entre 10 et 60 µg/ml. Les résultats ont été exprimés en milligrammes d'équivalent quercétine par gramme de d'extrait (mg EQ/gextrait).

4 Evaluation de l'activité antioxydante par la méthode de piégeage du radical libre DPPH

Le test utilise le radical libre stable appelé 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle (DPPH). Ce composé, de couleur violette, présente un maximum d'absorption à 517 nm. Lorsqu'un antioxydant est ajouté, il fournit un électron au radical DPPH, neutralisant ainsi son électron non apparié. Ce phénomène entraîne un changement de couleur, le violet foncé du DPPH radicalaire s'estompant progressivement pour devenir jaune, correspondant à la forme réduite DPPH-H (**Figure 18**). L'efficacité antioxydante est quantifiée par la baisse de l'absorbance mesurée, qui reflète la capacité des substances à neutraliser les radicaux libres (**Sanchez Moreno, 2002 ; Parejo et al., 2003**).

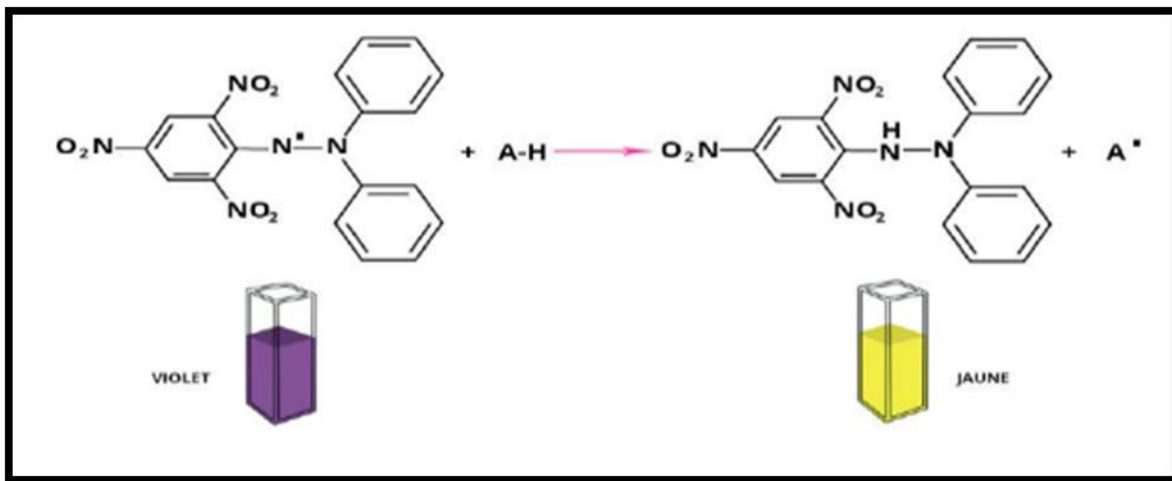


Figure 18. Réaction d'un antioxydant avec le radical DPPH. (**Molyneux, 2004**)

- **Mode Opératoire :**

L'activité antioxydante de deux extraits d'algues marines, *Cystoseira compressa* et *Dilophus spiralis*, choisies pour leur richesse en polyphénols, a été évaluée en appliquant la méthode de réduction du radical DPPH, selon le protocole de **Benariba et al. (2013)**.

Dans un premier temps, une courbe d'étalonnage a été établie à partir de l'acide ascorbique, utilisé comme standard de référence. Des solutions de concentrations comprises entre 0 et 100 µg/ml ont été préparées, soumises au test DPPH dans les mêmes conditions que les extraits, puis analysées par spectrophotométrie à 517 nm. Les résultats ont été exprimés en milligrammes équivalents d'acide ascorbique par gramme d'extrait.

Un volume de 200 µl de chaque extrait méthanolique ou solution d'acide ascorbique a été mélangé à 1 ml d'une solution méthanolique de DPPH (1 mg/50 ml), fraîchement préparée. Les dilutions testées allaient de 0 à 1000 µg/ml pour *Cystoseira compressa* et de 0 à 9000 µg/ml pour *Dilophus spiralis*. Un contrôle négatif a été préparé en parallèle, en mélangeant 200 µL de méthanol avec 1 ml de la même solution de DPPH. Après agitation, les mélanges ont été incubés à température ambiante, à l'abri de la lumière, pendant 30 minutes. La lecture de l'absorbance a ensuite été réalisée à 517 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible.

- **Calcul du pourcentage d'inhibition du radical DPPH :**

A été calculé à l'aide de la formule suivante:

$$I \% = ((Ac - At) / Ac) * 100$$

Ac: absorbance du contrôle négatif.

At: absorbance de l'extrait

L'acide ascorbique a été utilisé comme contrôle positif afin de comparer les capacités antioxydantes. La valeur IC₅₀, correspondant à la concentration d'extrait nécessaire pour inhiber 50 % du radical DPPH, a été déterminée graphiquement par régression linéaire, en fonction du pourcentage d'inhibition obtenu à différentes concentrations (**Samarth et al., 2008**).

5 Les microorganismes étudiés

L'activité antimicrobienne de nos extraits d'algues a été évaluée sur 7 souches microbiennes de référence; comprenant 6 bactéries et une levure, sélectionnées pour leur rôle majeur en tant qu'agents pathogènes impliqués dans les infections humaines (**Tableau 2**).

Tableau 2. Souches microbiennes, type de Gram et leurs références.

Code	Souches	Type de Gram	Références
S3	<i>Staphylococcus aureus</i>	+	ATCC25923
S2	<i>Bacillus cereus</i>	+	ATCC10876
S9	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	-	ATCC27853
S7	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	-	ATCC700603
S8	<i>Citrobacter freundii</i>	-	ATCC13316
S4	<i>Proteus mirabilis</i>	-	ATCC35659
S10	<i>Candida albicans</i>	/	ATCC10231

ATCC : Américain type culture collection.

5.1 Réactivation des souches microbiennes

La réactivation a été réalisée à partir de cultures gélosées conservées au froid de nos sept souches microbiennes. Dans un premier temps, chaque souche a étéensemencée dans un bouillon nutritif (BN) et incubée à 37 °C pendant 24 heures afin de favoriser leur croissance. Ensuite, à partir de nos suspensions microbiennes, un ensemencement a été réalisé sur des boîtes de Pétri contenant des milieux de culture sélectifs, notamment le milieu Sabouraud pour *Candida*, le milieu Hektoen pour les entérobactéries, le milieu Chapman pour *Staphylococcus*, la gélose nutritive pour *Bacillus*, le milieu King B pour *Pseudomonas* en utilisant la technique des quadrants. Les boîtes ont été incubées à 37 °C pendant 24 heures (**Figure 19**).

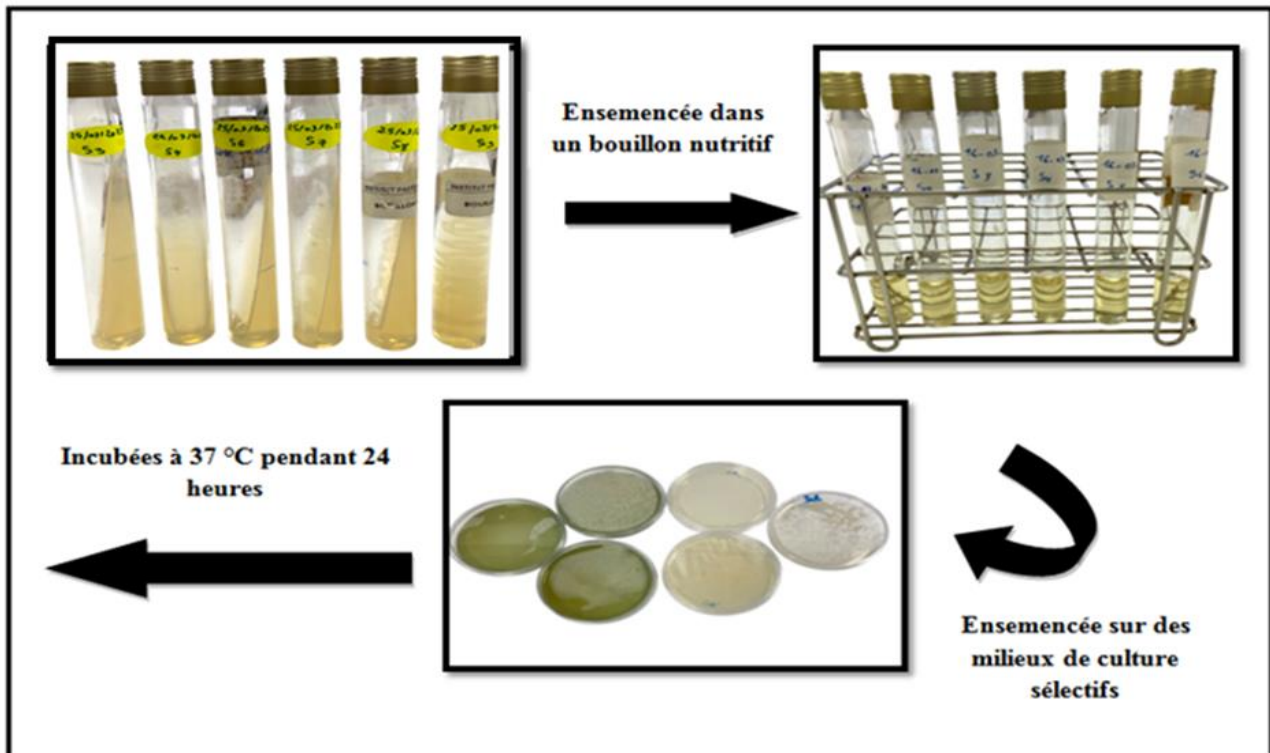


Figure 19. Schéma de réactivation des souches microbiennes

5.2 Examen macroscopique et microscopique

5.2.1 L'examen macroscopique

L'examen macroscopique des cultures est le premier examen effectué après incubation. Il consiste à étudier l'aspect des colonies, qui varie en fonction du milieu de culture, de la durée et de la température d'incubation. La taille, la forme, la couleur, le relief, le bord et la consistance des colonies sont souvent caractéristiques de chaque espèce donnée (Francias, 2002).

5.2.2 L'examen microscopique

L'observation microscopique permet de faire une étude morphologique des cellules d'une espèce microbienne. Elle comprend l'examen à l'état frais ainsi que l'examen après coloration (coloration de Gram).

- **Etat frais**

L'examen microscopique à l'état frais permet d'apprécier à la fois la forme, le mode de regroupement et la mobilité des bactéries isolées (Francias, 2002)

Technique

Une goutte d'eau physiologique stérile a été déposée sur une lame propre. À l'aide d'une anse de platine stérile, une petite fraction de la colonie de *Candida albicans* prélevée sur un milieu gélosé Sabouraud a été suspendue dans cette goutte, afin d'obtenir une suspension homogène de l'inoculum. La préparation a ensuite été recouverte d'une lamelle, en veillant à éviter la formation de bulles d'air, pour permettre une observation microscopique optimale (**Figure 20**).

La lecture

L'observation s'est effectuée à faible luminosité, en utilisant successivement les objectifs X10 puis X40 (**Francias, 2002**).

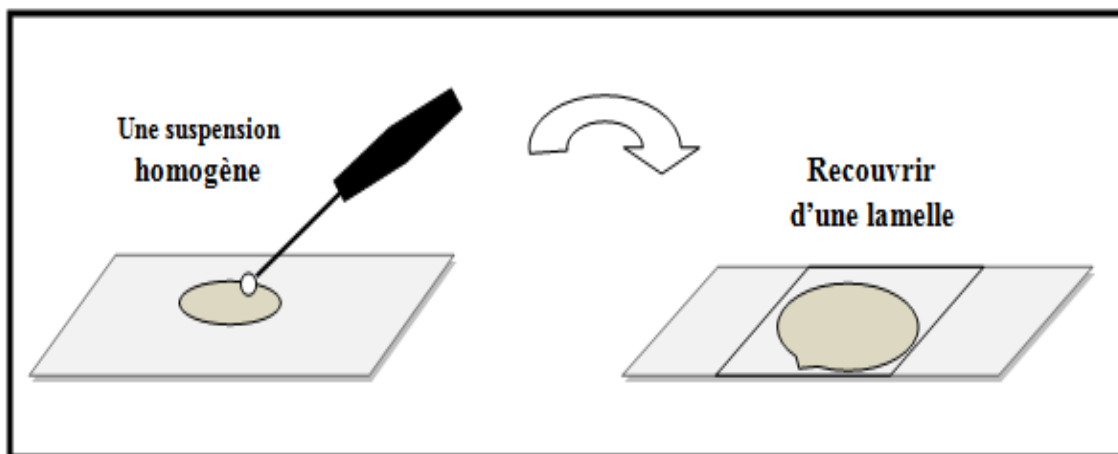


Figure 20. L'examen à l'état frais

- **Examen après coloration**

Coloration de Gram

Cette technique a pour but de déterminer l'aspect microscopique de la bactérie et la nature de sa paroi (Gram positif et Gram négatif). Elle permet d'observer la disposition des germes (isolés, en amas, en chaînettes, etc.) ainsi que leur morphologie (cocci, bacille, cocobacille) (**Beveridge, 2001**).

Technique :

Un frottis bactérien a été réalisé sur une lame, puis fixé à la flamme. Le violet de gentiane a été versé sur la lame et laissé en contact pendant une minute. Après rinçage, le lugol a été ajouté pendant une minute. La préparation a été lavée à l'eau, puis de l'alcool a été appliqué pendant quelques secondes

sur la lame avant d'être rincé à l'eau. La préparation a ensuite été recolorée avec la safranine, laissée en contact pendant environ 1 minute, puis lavée abondamment enfin fixée par la chaleur. (Figure 21).

Lecture

L'observation au microscope a été réalisée à l'objectif à immersion X100 après avoir déposé une goutte d'huile de cèdre au centre de la lame. À l'issue de cette coloration, il a été possible de distinguer deux types de bactéries : celles colorées en violet foncé, ayant conservé le violet, qualifiées de « Gram positif », et celles colorées en rose ou rouge pâle, ayant perdu le violet, qualifiées de « Gram négatif » (Beveridge, 2001).

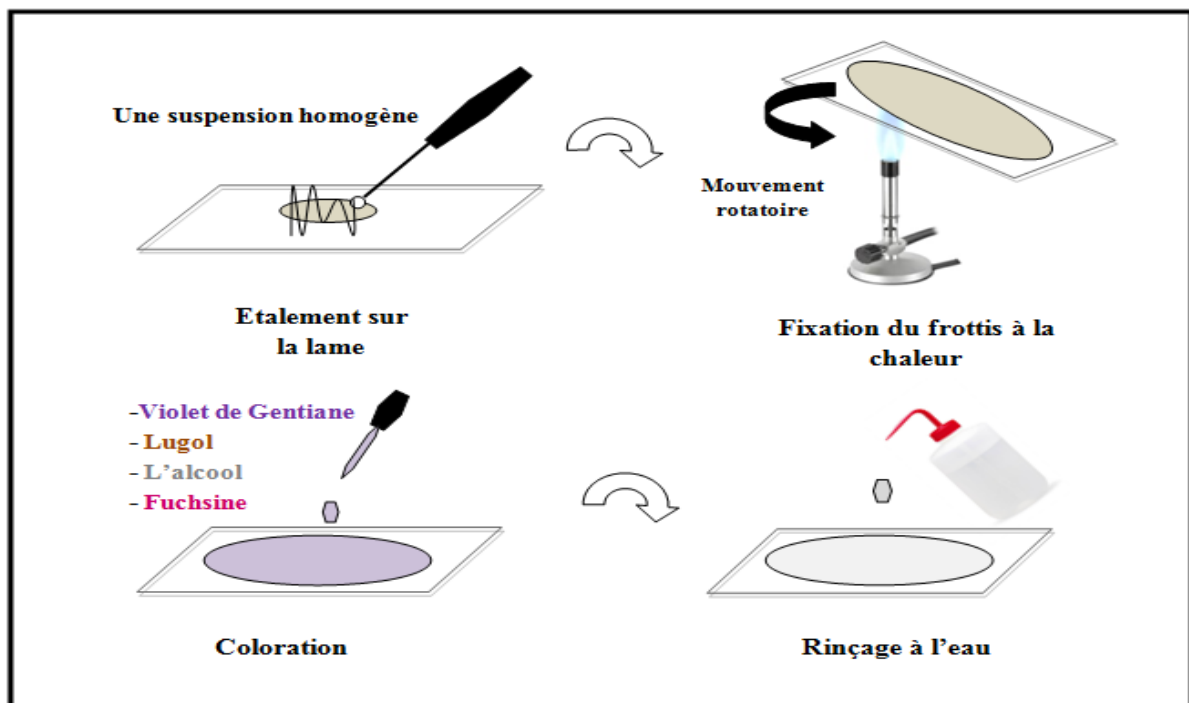


Figure 21. Etapes de la coloration de Gram

5.3 Études des caractères biochimiques

- Test Oxydase

L'oxydase, appelée aussi la phénylène diamine oxydase, est une enzyme permettant d'oxyder les dérivés méthylés du paraphénylène diamine (famille des cytochromes). Ce réactif est incolore et en présence de l'enzyme, il libère un composé rose-rouge, noircissant à l'air. Ce test est à la base de l'identification des bactéries Gram⁻ (Pilly, 2008)

Technique

Un disque pré-imprégné par le réactif N diméthylparaphénylène diamine (disque oxydase) a été déposé sur une lame propre. Une colonie a ensuite été déposée au-dessus à l'aide d'une anse de platine stérile puis étalée sur le disque (**Figure 22**) (**Francias, 2002**).

Lecture

La coloration rose ou violette observée au niveau de la colonie témoigne de la présence de l'enzyme oxydase, traduisant un résultat de test positif. À l'inverse, l'absence de coloration (colonie incolore) indique l'absence d'activité oxydasique, correspondant à un test négatif (**Francias, 2002**).

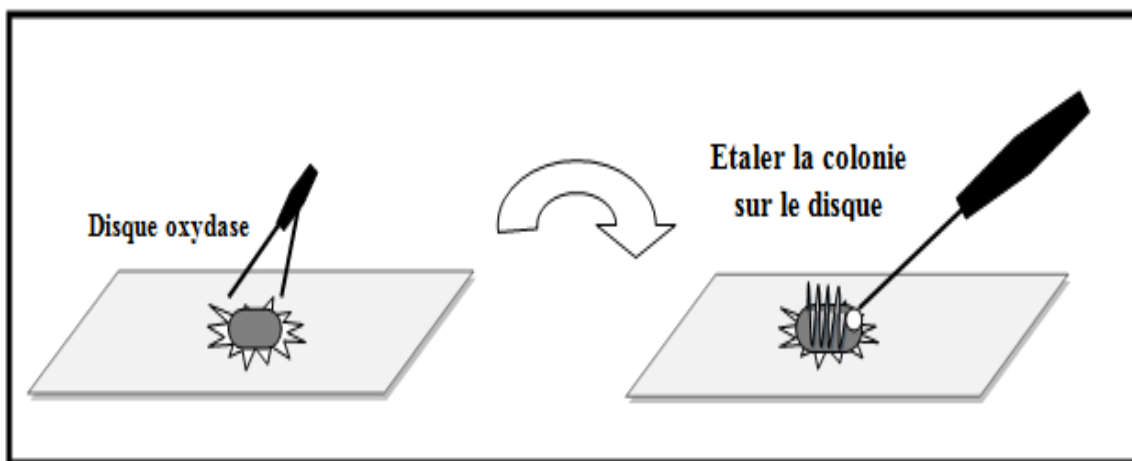
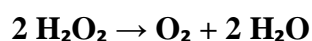


Figure 22. Test d'oxydase

- **Test de la catalase**

Le test de la catalase est une méthode simple et rapide utilisée en microbiologie pour différencier certaines bactéries, notamment les cocci à Gram positif. Il repose sur la détection de l'enzyme catalase, capable de dégrader le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2). En présence d'oxygène, certaines réactions cellulaires génèrent du peroxyde d'hydrogène. Les bactéries catalase-positives produisent une enzyme qui décompose ce composé en eau (H_2O) et dioxygène (O_2):



Lors du test, l'ajout de H_2O_2 sur une colonie bactérienne catalase-positive entraîne une effervescence visible due à la libération d'oxygène, ce qui indique la présence de l'enzyme (**Euzéby, 2007; Reiner, 2010**).

Technique

Une ou deux gouttes d'eau oxygénée à 10 volumes ont été déposées sur une lame de verre. À l'aide de l'effilure d'une anse de platine stérile, un fragment de colonie a été prélevé puis dissocié dans l'eau oxygénée afin de réaliser la suspension (**Figure 23**) (**Euzéby, 2007**).

Lecture

La présence d'une catalase s'est manifestée, en quelques secondes, par la formation de bulles d'oxygène (**Euzéby, 2007**).

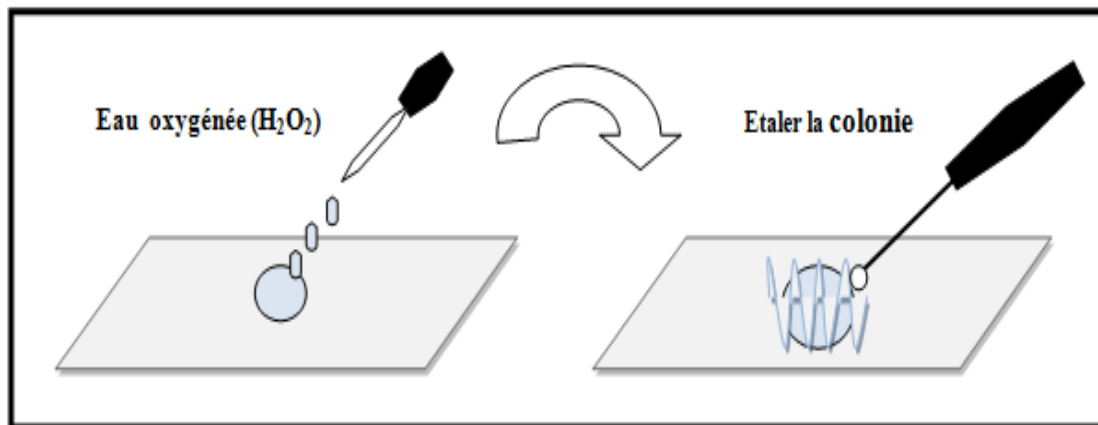


Figure 23. Test de la catalase

- **Test de la coagulase**

Le test de la coagulase repose sur la capacité de *Staphylococcus aureus* à produire une enzyme, la coagulase, qui transforme le fibrinogène du plasma en fibrine, provoquant ainsi la formation d'un caillot visible dans le milieu de culture. (**Barry et al.,1973**).

Technique

Dans un tube à hémolyse, 0,5 ml de plasma humain a été ajouté, suivi de quelques colonies de *Staphylococcus aureus*. Le mélange a ensuite été incubé à 37°C pendant 2 heures (**Figure 24**) (**Sperber et al.,1975**).

Lecture

La souche a été considérée comme coagulase positive si un coagulum s'est formé dans le tube après incubation. L'absence de coagulum a indiqué un résultat négatif.

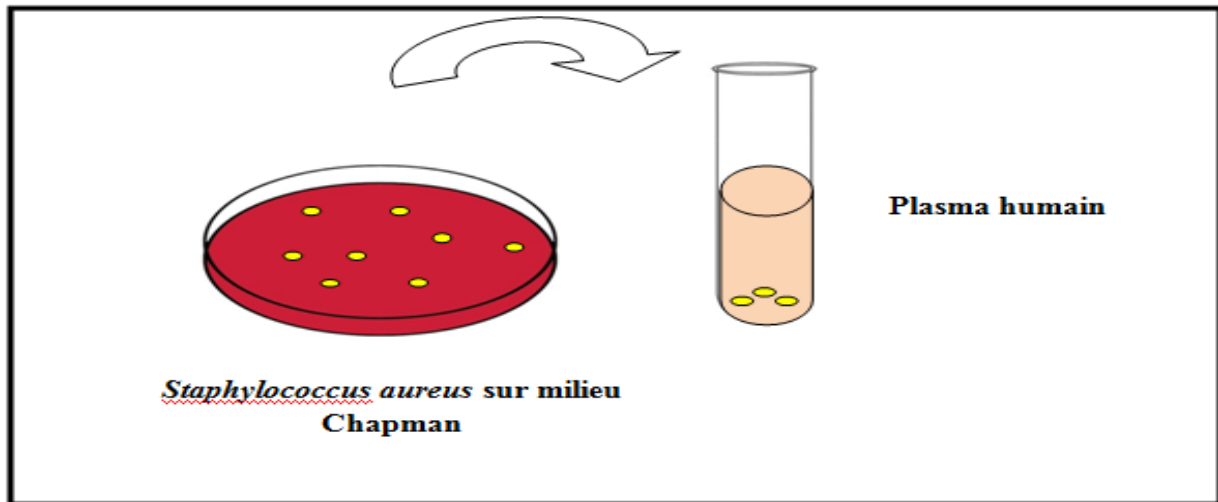


Figure 24. Test de coagulase

6 Evaluation de l'Activité Antimicrobienne

6.1 Méthode de diffusion sur disques en milieu solide

L'évaluation de l'activité antibactérienne et antifongique des extraits de six algues a été réalisée selon la méthode de diffusion sur disque en milieu solide décrite par **Essawi et Srour (2000)** et adaptée par **Messahli et al. (2022)**. Les cinq souches bactériennes utilisées ont été repiquées sur gélose nutritive et incubées à 37°C pendant 18 à 24 heures afin d'obtenir des cultures jeunes et actives. Pour la souche fongique *Candida albicans*, les cultures a été préparées sur gélose Sabouraud selon les mêmes conditions. Les disques de papier filtre (5.5mm de diamètre) ont été stérilisés à l'autoclave à 121°C pendant 20 minutes, puis déposés sur des boîtes de gélose Mueller-Hinton pour les bactéries et de gélose Sabouraud pour *C. albicans*, préalablementensemencées avec des suspensions microbiennes ajustées à 0.5 McFarland (**McFarland, 1907**). Chaque boîte a reçu des disques de papier filtre, chacun imprégné de 25 µl d'un extrait d'algue à une concentration de 400 mg/ml de DMSO à 10%. Deux disques par extrait ont été utilisés afin d'assurer la reproductibilité des résultats. Un disque imprégné de la solution de DMSO à 10% a été testé comme témoin négatif. Toutes les boîtes ont été incubées à 37°C pendant 24 à 48 heures (**Figure 25**). (Les essais sont effectués en double pour chacune des concentrations d'extraits testées).

En parallèle, des boîtes témoins pour chaque souche ont été préparées dans les mêmes conditions que précédemment afin de tester leur sensibilité vis-à-vis de disque d'antibiotique standard, ciprofloxacine pour les bactéries et disque imprégné d'antifongique Econazole pour *C. albicans*.

L'interprétation des résultats a été réalisée en comparant les diamètres d'inhibition obtenus avec l'échelle de **Ponce et al. (2003)**: moins de 8 mm (résistant), 9–14 mm (sensible), 15–19 mm (très sensible), et supérieur à 20 mm (extrêmement sensible).

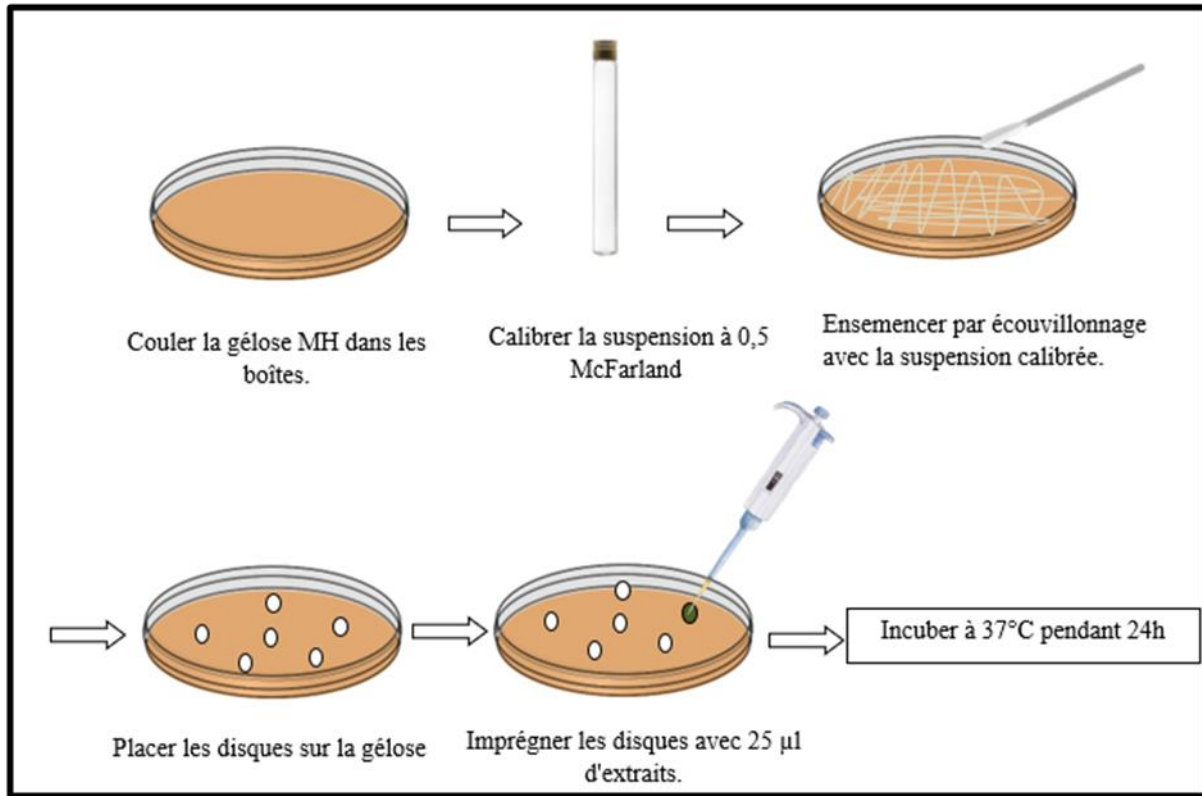


Figure 25. La méthode de diffusion par disques

6.2 Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI)

La concentration minimale inhibitrice (CMI) est définie comme la plus faible concentration d'une substance antimicrobienne capable d'inhiber la croissance visible d'un microorganisme après 24 heures d'incubation (CLSI, 2008). La CMI a été déterminée par la méthode de microdilution en milieu liquide selon **De Zoysa et al. 2019**. 150 µl de bouillon nutritif ont été distribués dans chaque puits d'une microplaque à 96 puits, à l'exception du premier puits, où 300 µl de l'extrait à tester, préparé à une concentration initiale de 400 mg/ml, ont été ajoutés.

Une série de dilutions en cascade (1/2) a ensuite été réalisée du deuxième au douzième puits. La gamme de concentrations finales des extraits est de 400 à 0,19 mg/ml. Ensuite, 50 µl de chaque suspension microbienne ajustée à une densité de 0,5 McFarland ont été ajoutés dans chaque puits, portant le volume final de chaque puits à 200 µl. Un contrôle positif contenant uniquement le bouillon nutritif et la suspension bactérienne sans extrait, pour vérifier la viabilité des bactéries a été testées ainsi

qu'un négatif, constitué du bouillon nutritif et des différentes concentrations d'extrait sans bactéries (**Figure 26**). Après 22 heures d'incubation à 35 ± 2 °C, 40 μ l d'une solution aqueuse de TTC à 0,125 % ont été ajoutés dans chaque puits, suivis d'une incubation supplémentaire de 2 heures à la même température. Le TTC, un indicateur redox, est réduit en formazan rouge par les cellules métaboliquement actives, permettant une détection visuelle plus précise de la croissance bactérienne (**Veiga et al, 2019**). La CMI est définie comme la plus faible concentration d'extrait pour laquelle aucune réduction du TTC, et donc aucune coloration rouge, n'est observée.

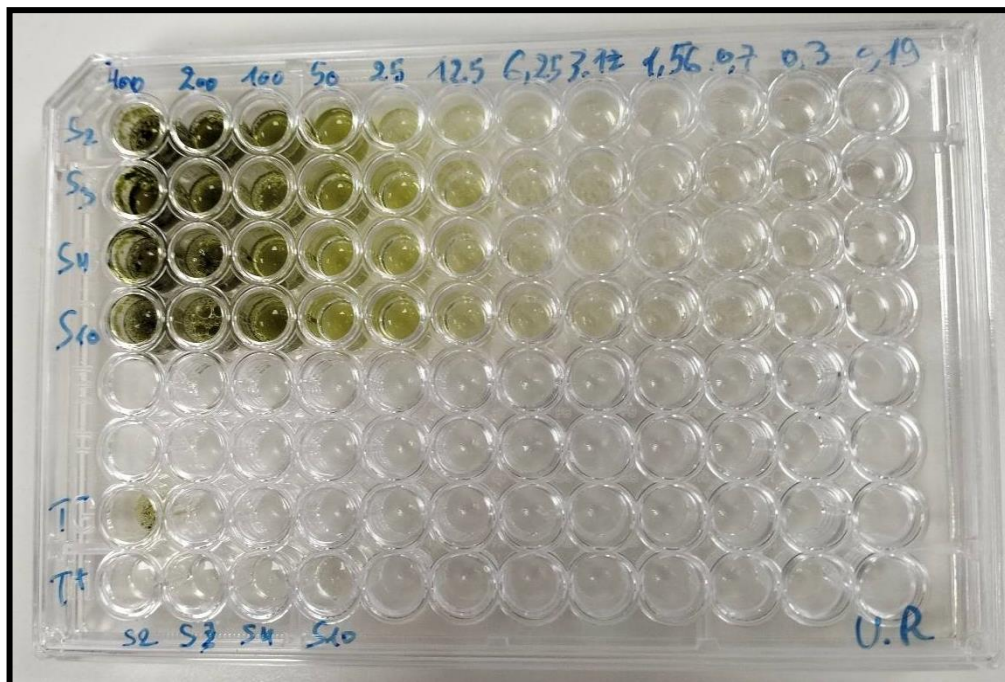


Figure 26. CMI de l'extrait d'*Ulva rigida* en microplaque contre les souches S2, S3, S4 et S10 avant l'incubation.

6.3 Détermination de la concentration minimale bactéricide (CMB) et Fongicide (CMF)

La Concentration Minimale Bactéricide ou Fongicide est définie comme la plus faible concentration d'un agent antimicrobien capable d'éliminer de manière significative les bactéries, ne laissant qu'environ 0,01 % de survivants (**Nissen-Meyer et al., 2001**).

Pour déterminer la CMB et la CMF, des boîtes de Pétri contenant de la gélose Mueller Hinton et Sabouraud respectivement sont ensemencées à partir des premiers puits où aucune croissance microbienne n'est observée lors du test de la CMI, les cultures sont examinées pour détecter la présence ou l'absence de colonies microbiennes (**Figure 27**). La CMB/CMF correspond à la plus faible

concentration pour laquelle aucune croissance bactérienne visible n'est notée, indiquant une destruction complète des cellules viables (Meyer et al., 1994).

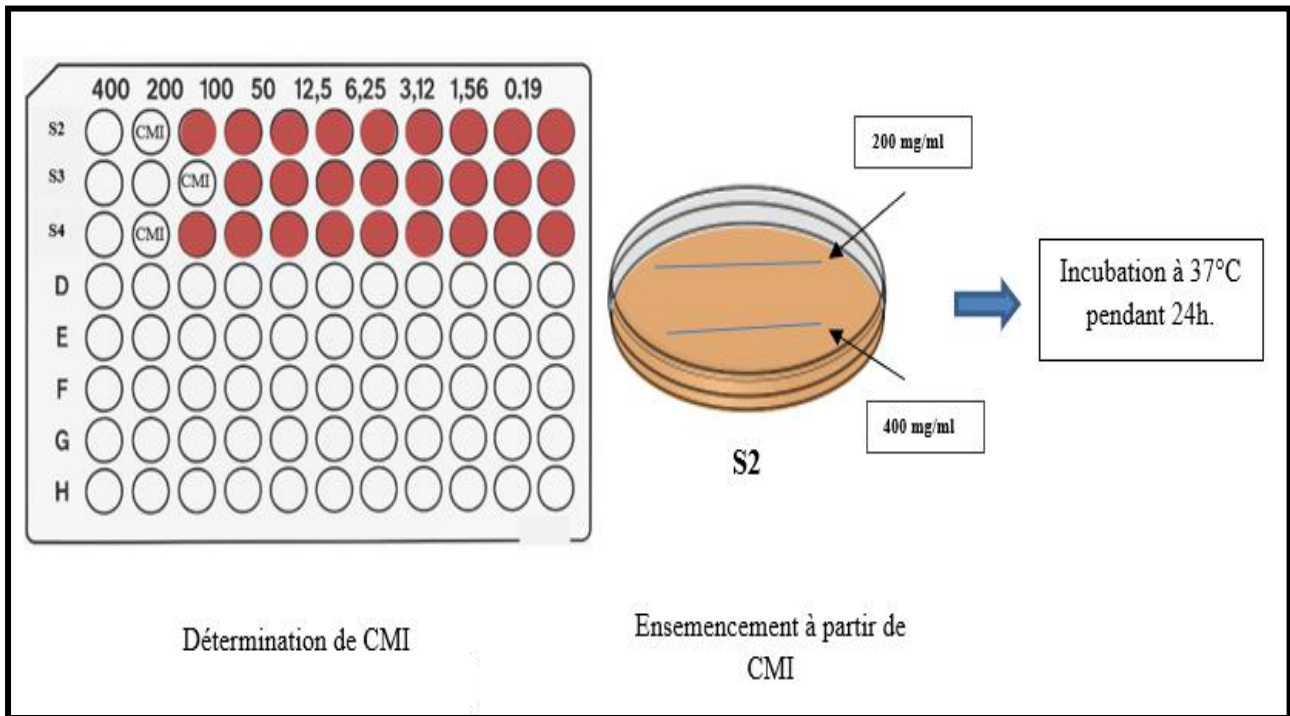


Figure 27. Technique de détermination de CMB/CMF

- **Analyse statistique**

Les résultats expérimentaux obtenus pour l'activité antimicrobienne ont subi une analyse statistique en utilisant le logiciel SPSS 25 par analyse de variance (ANOVA). Les valeurs ont été considérées comme statistiquement significatives au seuil de probabilité de 5% ($p < 0,05$).

Partie 3. Résultats et discussion



1 Rendements des extractions

Après extraction et récupération des extraits d'algues, le rendement a été calculé en pourcentage par rapport à 20 g de matière végétale sèche (**Tableau 3**).

Tableau 3. Caractéristiques (aspect, couleur) et rendements d'extraction méthanolique des espèces d'algues étudiées.

Algues	Aspect	Couleur	Rendement %
<i>Ulva rigida</i>	Collant	Vert olive	4
<i>Ulva compressa</i>	Collant	Vert foncé	9
<i>Cystoseira compressa</i>	Collant	Marron foncé	16
<i>Jania rubens</i>	Poudreux	Vert	5
<i>Caulerpa racemosa</i>	Collant	Brun foncé	2
<i>Dictyota spiralis</i>	Collant	Jaune-orangé	7

Les résultats des rendements d'extraction montrent qu'il y'a une variabilité entre les différentes espèces étudiées *Cystoseira compressa* enregistre le rendement le plus élevé (16 %), suggérant une forte concentration en composés polaires méthanol-solubles. En revanche, *Caulerpa racemosa* présente le rendement le plus faible (2 %), ce qui pourrait s'expliquer par une faible teneur en ces composés ou par une structure cellulaire moins perméable, limitant l'efficacité de l'extraction. Les autres espèces, à savoir *Ulva compressa* (9 %), *Dilophus spiralis* (7 %), *Jania rubens* (5 %) et *Ulva rigida* (4 %), affichent des rendements intermédiaires. Ces valeurs traduisent probablement une composition chimique intermédiaire et/ou une accessibilité variable des métabolites polaires au solvant utilisé (**Iloki-Assanga et al., 2015 ; Wakeel et al., 2019**).

Dans cette étude, le rendement d'extraction d'*Ulva rigida*, estimé à 4 %, est significativement inférieur à celui de 22,62 % rapporté par **Zouaidia et al. (2024)**. Bien que les deux études aient utilisé une macération de 24 heures dans du méthanol à 70 %, cette différence notable pourrait s'expliquer par des facteurs expérimentaux, tels que la température, l'agitation, ainsi que par les propriétés physico-chimiques propres à la biomasse. Ces résultats soulignent l'importance d'optimiser les paramètres d'extraction afin de maximiser le rendement en composés bioactifs.

L'analyse comparative des rendements méthanolique met également en évidence des différences pour d'autres espèces. Le rendement observé pour *Ulva compressa* (9 %) est supérieur à celui de 7,3 % rapporté par **Elnabris et al. (2013)**, tandis que l'extrait de *Jania rubens* présente un rendement de 5 %,

presque deux fois supérieur à la valeur de 2,7 % mentionnée par **El-Sheekh et al. (2020)**. Concernant *Caulerpa racemosa*, le rendement de 2 % obtenu après 24 heures de macération est significativement inférieur aux 4,45 % rapportés par **Indayani et al. (2019)**, qui ont appliqué une macération prolongée sur trois jours avec agitation quotidienne, favorisant ainsi une meilleure extraction. Ce constat met en évidence l'impact significatif des paramètres temporels et expérimentaux sur l'efficacité du processus d'extraction des composés bioactifs.

2 Analyse phytochimique des extraits d'algues

2.1 Dosage des polyphénols totaux

Les résultats du dosage des polyphénols totaux des extraits méthanoliques d'*Ulva compressa*, *Ulva rigida*, *Cystoseira compressa*, *Jania rubens*, *Caulerpa racemosa* et *Dictyota spiralis* sont exprimés en milligrammes équivalents d'acide gallique par gramme d'extrait (mgEAG/g d'extrait). La courbe d'étalonnage établie avec un coefficient de corrélation $R^2 = 0,9985$ et l'équation de régression linéaire $y = 0,0129x + 0,0358$, montre une relation linéaire très forte entre la concentration en acide gallique et l'absorbance mesurée (**Figure 28**). Les valeurs du dosage des polyphénols totaux pour les extraits méthanoliques de ces six espèces d'algues sont présentées dans le **Tableau 4**.

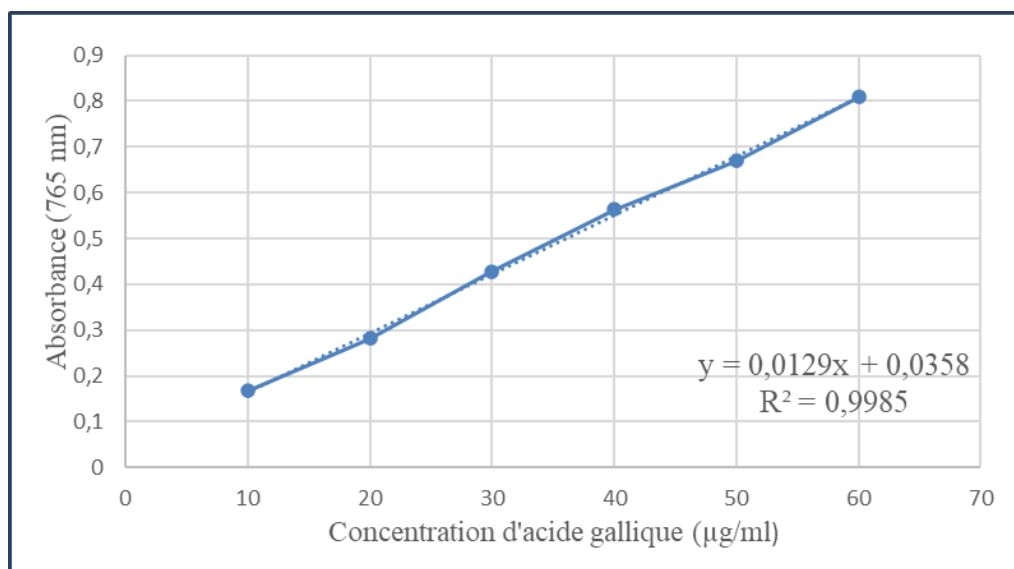


Figure 28. Courbe d'étalonnage d'acide gallique

Tableau 4. Taux de polyphénols totaux des extraits algaux.

Algues	Polyphénols totaux (mg EAG/g extrait)
<i>Ulva rigida</i>	1.16
<i>Ulva compressa</i>	0.77
<i>Cystoseira compressa</i>	7.06
<i>Jania rubens</i>	1.03
<i>Caulerpa racemosa</i>	1.86
<i>Dictyota spiralis</i>	1.91

Les concentrations en polyphénols totaux de nos extraits varient considérablement selon les espèces étudiées. *Cystoseira compressa* présente la concentration la plus élevée (7,06 mg EAG/g d'extrait), suivie de *Dictyota spiralis* (1,91 mg EAG/g) et de *Caulerpa racemosa* (1,86 mg EAG/g). En comparaison, *Ulva rigida* et *Jania rubens* affichent des teneurs plus faibles (1,16 et 1,03 mg EAG/g respectivement), tandis que *Ulva compressa* enregistre la concentration la plus basse (0,77 mg EAG/g). Ces variations reflètent des différences dans la composition chimique des espèces ainsi que dans leurs capacités biosynthétiques et leur aptitude à accumuler les polyphénols (Zagoskina et al., 2023).

Dans notre étude, l'extrait de *Cystoseira compressa* a présenté une teneur en polyphénols totaux relativement élevée, atteignant 7,06 mg EAG/g. En comparaison, Güner et al. (2013) ont rapporté pour la même espèce une teneur nettement inférieure de $0,161 \pm 0,08$ mg EAG/g. Pour *Ulva rigida*, une concentration de 1,16 mg EAG/g a été obtenue dans notre analyse, tandis que Goutzourelas et al. (2023) ont mesuré une teneur significativement plus élevée de $4,15 \pm 0,16$ mg EAG/g. Concernant *Jania rubens*, la teneur déterminée dans notre étude s'élève à 1,03 mg EAG/g, soit près du double de celle rapportée par MohyEl-Din et El-Ahwany (2015), qui est de 0,55 mg EAG/g.

Les écarts observés entre ces résultats peuvent s'expliquer par plusieurs paramètres, notamment les différences dans les périodes de récolte, les zones géographiques d'échantillonnage, les conditions environnementales locales, ainsi que les méthodes d'extraction et d'analyse utilisées. Selon Stengel et Connan (2015), la production de métabolites secondaires, en particulier les composés phénoliques chez les macroalgues, est fortement influencée par des facteurs abiotiques (lumière, température, salinité) et biotiques, ce qui justifie les variations interétudes fréquemment observées.

Par ailleurs, la teneur en polyphénols totaux mesurée dans l'extrait de *Caulerpa racemosa* est de 1,87 mg EAG/g, une valeur proche de celle obtenue par **Yap et al. (2019)** dans un extrait aqueux, soit $1,74 \pm 0,09$ mg EAG/g. Cette légère différence pourrait résulter de la nature polaire des solvants employés dans les deux travaux, traduisant une composition phénolique relativement stable chez cette espèce dans des conditions comparables.

2.2 Estimation de la teneur totale en flavonoïdes

Les concentrations en flavonoïdes des extraits méthanoliques d'*Ulva compressa*, *Ulva rigida*, *Cystoseira compressa*, *Jania rubens*, *Caulerpa racemosa* et *Dictyota spiralis* ont été exprimées en microgrammes équivalent quercétine par gramme d'extrait brut (mg EQ/g d'extrait). La courbe d'étalonnage a été établie avec un coefficient de corrélation $R^2 = 0,97$ et une équation de régression de type $y = 0,0108x + 0,023$, indiquant une corrélation linéaire positive entre la concentration en quercétine et l'absorbance (**Figure 29**). Les valeurs obtenues pour les six espèces sont résumées dans le **Tableau 5**.

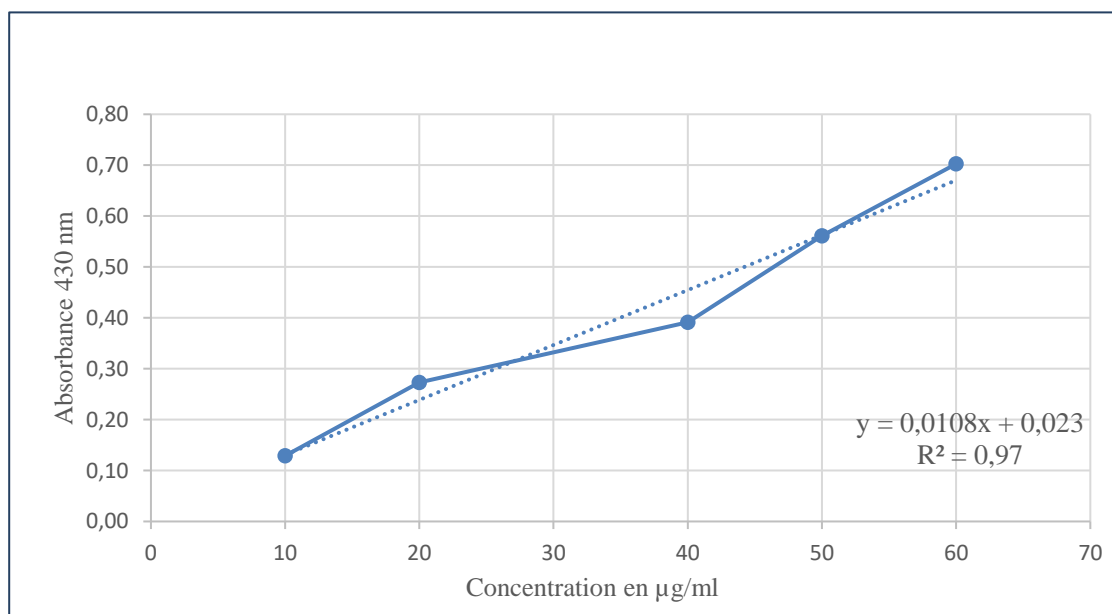


Figure 29. Courbe d'étalonnage de la quercétine.

Tableau 5. Taux de flavonoïdes des extraits algaux.

Algues	Flavonoïdes totaux (mg EQ/g Extrait)
<i>Ulva rigida</i>	4.33
<i>Ulva compressa</i>	2.94
<i>Cystoseira compressa</i>	3.87
<i>Jania rubens</i>	3.17
<i>Caulerpa racemosa</i>	9.93
<i>Dictyota spiralis</i>	7.57

L'étude des flavonoïdes chez six espèces d'algues marines a mis en évidence une variabilité marquée entre les espèces. *Caulerpa racemosa* a montré la concentration la plus élevée (9.93 mg EQ/g), suivie de *Dictyota spiralis* (7.57 mg EQ/g), ce qui pourrait être attribué à une activité métabolique secondaire accrue face aux stress environnementaux (Rizvi et Mishra, 2009). En revanche, *Ulva compressa* (2.94 mg EQ/g) et *Jania rubens* (3.17 mg EQ/g) ont présenté les plus faibles teneurs. Ces variations s'expliquent par des facteurs taxonomiques, écologiques et physiologiques.

Dans le but de mieux contextualiser nos résultats, une comparaison a été effectuée entre les teneurs en flavonoïdes totaux obtenues dans cette étude et celles précédemment rapportées dans la littérature scientifique.

La teneur en flavonoïdes de *Jania rubens* a été estimée à 3.17 mg EQ/g d'extrait, une valeur nettement plus élevée que celle rapportée par MohyEl-Din et El-Ahwany (2015), qui indiquaient 0.4 mg EQ/g. De même, *Cystoseira compressa* a présenté une concentration de 3.87 mg EQ/g, en contraste avec les 0.291 ± 0.02 mg EQ/g mentionnés par Güner et al. (2013).

Pour *Caulerpa racemosa*, la teneur mesurée s'élève à 9.93 mg EQ/g, tandis que Yap et al. (2019) ont signalé une valeur notablement plus élevée, soit 24.52 ± 2.17 mg EQ/g. Quant à *Ulva rigida*, la concentration observée dans cette étude atteint 4.33 mg EQ/g, alors que Phomkaivon et al. (2024) ont rapporté des valeurs comprises entre 0.02 et 1.42 mg EQ/g.

Les écarts relevés entre les différentes études peuvent résulter de plusieurs paramètres, notamment les conditions d'extraction (solvant, température, durée), les facteurs environnementaux (saison, localisation géographique, salinité), ainsi que les méthodes analytiques employées. Ces éléments influencent considérablement la biosynthèse et l'extraction des métabolites secondaires tels

que les flavonoïdes chez les macroalgues marines (Zubia et al., 2009 ; Holdt et Kraan, 2011 ; Catarino et al., 2017)

3 Evaluation de l'activité antioxydante par la méthode de piégeage du radical libre DPPH

L'activité antioxydante des extraits a été évaluée *in vitro* par spectrophotométrie, en suivant la réduction du radical DPPH, une méthode caractérisée par un changement de couleur de la solution, passant du violet au jaune, lors de la neutralisation du radical. Les résultats obtenus pour les extraits de *Cystoseira compressa*, *Dilophus spiralis* et de l'acide ascorbique (utilisé comme antioxydant de référence) montrent clairement que l'activité antioxydante augmente avec la concentration des substances dans le milieu réactionnel, traduisant une capacité renforcée à neutraliser les radicaux libres. Ces observations, visuellement confirmées par les figures correspondantes, illustrent une relation directe entre la concentration et le pourcentage d'inhibition du radical DPPH pour chaque composé testé. Plus précisément, les courbes d'étalonnage obtenues ont permis de modéliser cette relation selon des fonctions logarithmiques, avec des coefficients de détermination indiquant la fiabilité des modèles : $R^2 = 0,915$ pour l'acide ascorbique, $R^2 = 0,9723$ pour *Cystoseira compressa*, et $R^2 = 0,966$ pour *Dilophus spiralis*. Ces valeurs traduisent une bonne corrélation entre la concentration et l'efficacité antioxydante de chaque extrait. (Figure 30), (Figure 31) et (Figure 32).

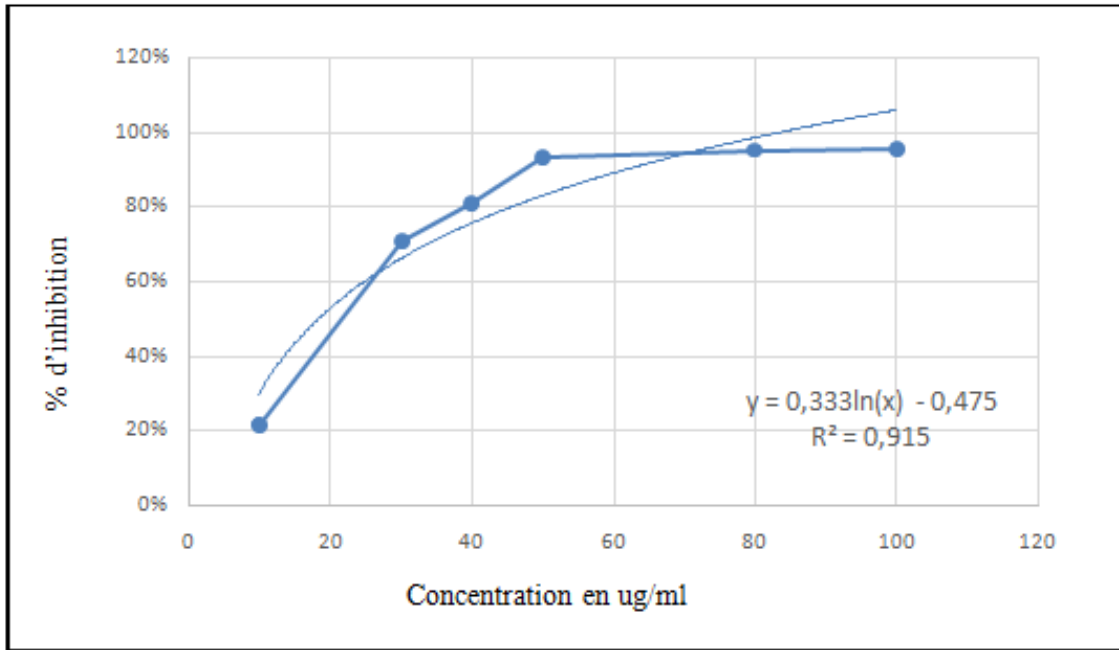


Figure 30. Courbe d'étalonnage d'acide ascorbique.

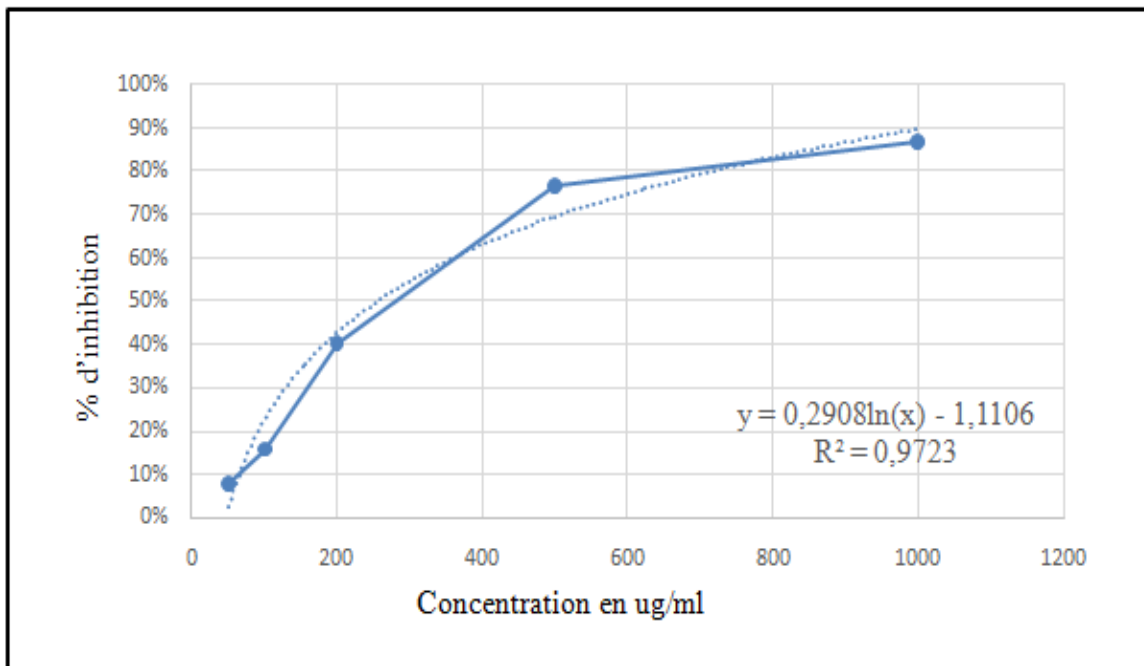


Figure 31. Pouvoir de piégeage du radical libre DPPH d'extrait méthanolique de *Cytoseira compressa*

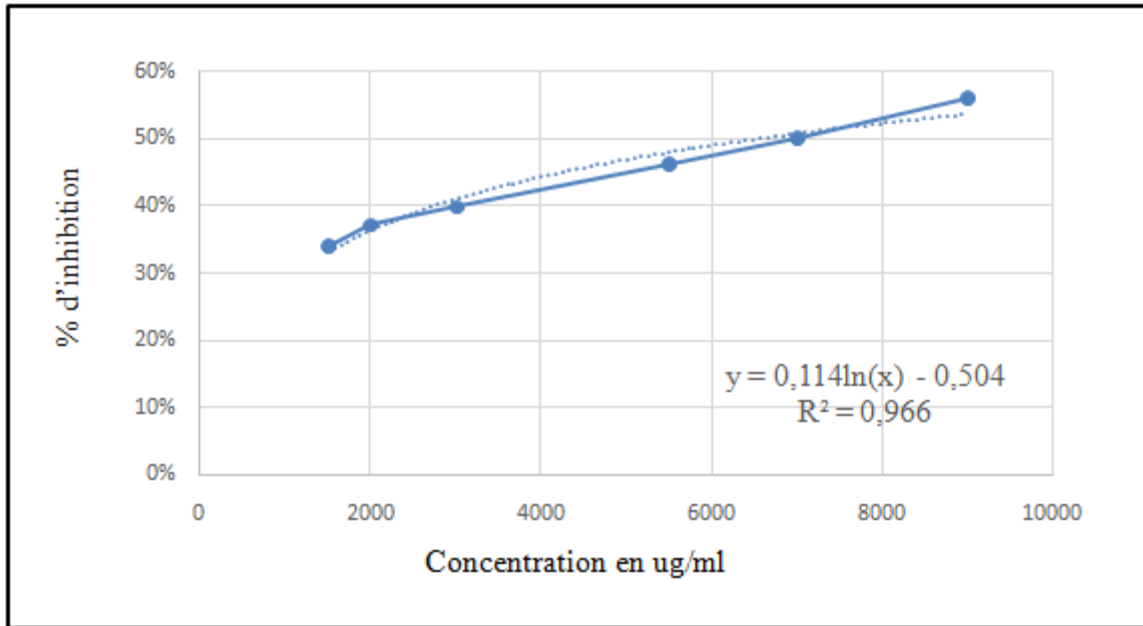


Figure 32. Pouvoir de piégeage du radical libre DPPH d'extrait méthanolique de *Dilophus spiralis*.

- **La Concentration Inhibitrice à 50 % (IC50)**

La Concentration Inhibitrice à 50 % (IC50), un paramètre clé pour évaluer l'efficacité des antioxydants, représente la concentration nécessaire pour inhiber de 50 % le radical DPPH. Les valeurs d'IC50 obtenues pour nos extraits d'algues et l'acide ascorbique révèlent des différences significatives dans leur activité antiradicalaire : l'acide ascorbique a démontré la plus forte activité avec une IC50 de 18,65 µg/mL, suivi par l'extrait d'algue *Cystoseira compressa* avec une IC50 de 254,98 µg/mL, tandis que l'extrait de *Dilophus spiralis* a affiché une activité plus faible avec une IC50 de 7000 µg/mL. Cette comparaison indique clairement l'ordre d'efficacité antioxydante décroissant : acide ascorbique > extrait d'algue *Cystoseira compressa* > extrait d'algue *Dilophus spiralis*, soulignant le potentiel variable des sources naturelles étudiées dans leur capacité à neutraliser les radicaux libres.

D'après plusieurs études antérieures, l'espèce *Cystoseira compressa* se distingue par une activité antioxydante notable, attribuée à sa richesse en composés phénoliques. En effet, selon **Ganesan et al., (2008)**, les extraits de certaines espèces du genre *Cystoseira* présentent une forte capacité de piégeage des radicaux libres, liée à leur teneur élevée en polyphénols et en flavonoïdes. Nos résultats confirment cette observation, montrant une activité antioxydante croissante en fonction de la concentration, avec une forte corrélation ($R^2 = 0,9723$) entre cette concentration et le pouvoir antioxydant. Cela reflète une efficacité comparable, voire supérieure, à celle rapportée dans d'autres études portant sur des espèces de la même famille. Par exemple, **Bouhlal et al. (2010)** ont montré que *Cystoseira tamariscifolia* possédait une IC₅₀ de 430 µg/mL, traduisant une activité modérée, ce qui positionne *Cystoseira compressa* comme

un candidat plus prometteur dans notre étude. Cette efficacité pourrait être liée non seulement à la composition en polyphénols, mais également à la présence de stérols, pigments et autres métabolites secondaires à effet synergique.

Concernant *Dilophus spiralis*, les données bibliographiques sont encore limitées. Les résultats obtenus pour l'extrait méthanolique de cette algue révèlent une activité antioxydante modérée, augmentant avec la concentration, et bien corrélée ($R^2 = 0,966$) à la capacité de piégeage du radical DPPH. Cette activité, bien que moins marquée que celle de *Cystoseira compressa*, reste significative et cohérente avec les observations rapportées pour d'autres algues brunes. En l'absence de données spécifiques sur *Dilophus spiralis*, nos résultats peuvent être rapprochés de ceux rapportés pour des espèces similaires de la famille des Dictyotaceae, telles que *Dictyota dichotoma*, qui présente une IC_{50} de 240 $\mu\text{g/mL}$ selon **Bousalah et Lagraâ (2017)**, traduisant une activité modérée. De même, les travaux de **Zubia et al. (2009)** ont montré que plusieurs espèces brunes apparentées contiennent des niveaux variables de polyphénols, responsables de leur pouvoir antioxydant. La capacité de *Dilophus spiralis* à neutraliser les radicaux libres pourrait donc être attribuée à la présence de ces composés bioactifs, dont l'efficacité est soutenue par leur structure chimique et leurs propriétés redox, comme le suggèrent également **Burda et Oleszek (2001)** et **Sokol-Letowska et al. (2007)**

Ces résultats, dans l'ensemble, confirment que la richesse en polyphénols et en autres métabolites secondaires présents chez les espèces brunes comme *Cystoseira* et *Dilophus* joue un rôle clé dans leur activité antioxydante. Les propriétés redox de leurs groupes hydroxyles leur permettent d'agir efficacement comme donneurs d'électrons pour piéger les radicaux libres, comme l'ont également rapporté **Burda et Oleszek (2001)**, **Klervi (2005)** et **Panovska (2005)**. La variation de l'efficacité antioxydante entre les espèces peut s'expliquer par des différences interspécifiques dans la composition biochimique, influencée par des facteurs environnementaux, saisonniers et physiologiques.

4 Les microorganismes étudiés

4.1 L'examen macroscopique

Après une incubation de 18 à 24 heures à 37°C, les colonies développées sur les milieux gélosés (gélose nutritive, Hektoen, Sabouraud, King B) ont été minutieusement examinées. Les observations macroscopiques ont porté sur des critères essentiels tels que la forme, la taille, la couleur, le contour, l'élévation, la texture, la consistance, l'opacité ainsi que l'odeur des colonies. Ces paramètres, fondamentaux pour une identification préliminaire fiable des souches microbiennes.

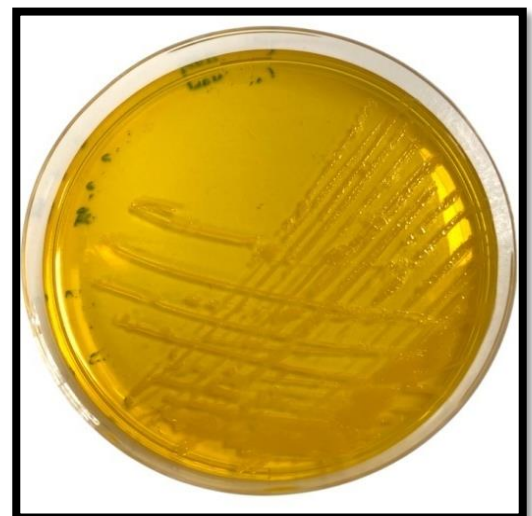
- *Bacillus cereus* (S2) :

Sur gélose nutritive, les colonies de *Bacillus cereus* sont circulaires, Mesurant entre 3 et 5 mm de diamètre. Elles présentent une élévation bombée, un bord irrégulier et une surface rugueuse. Les colonies sont de couleur blanche, avec une consistance crémeuse et une opacité marquée. Aucune odeur particulière n'a été détectée.



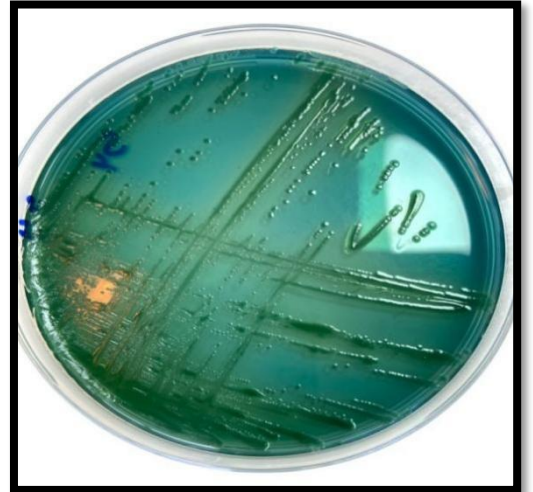
- *Staphylococcus aureus* (S3) :

Sur gélose Chapman, les colonies de *Staphylococcus aureus* mesurent entre 1 et 2 mm de diamètre. Elles sont de forme circulaire, plane, avec un bord régulier. Leur surface est lisse, brillante et opaque. La couleur jaune doré, caractéristique de cette souche, résulte de la fermentation du mannitol. Elles dégagent une odeur typique, facilement reconnaissable.



- *Proteus mirabilis* (S4) :

Les colonies de *Proteus mirabilis*, cultivées sur gélose Hektoen, sont circulaires et mesurent entre 2 et 4 mm de diamètre. Elles présentent une élévation marquée et un bord irrégulier. Leur surface est lisse, visqueuse, opaque et de couleur verte. Elles dégagent une forte odeur de putréfaction, typique de cette espèce.



- *Pseudomonas aeruginosa* (S9) :

Après incubation sur gélose King B, les colonies de *Pseudomonas aeruginosa* présentent une taille variant de 2 à 5 mm de diamètre. Elles sont circulaires, avec une élévation plane et un bord irrégulier. Leur surface est lisse, de couleur, verte caractéristique. Les colonies sont visqueuses, translucides, et aucune odeur n'a été détectée.



- *Candida albicans* (S10) :

Les colonies de *Candida albicans*, cultivées sur gélose Sabouraud, sont circulaires, de taille comprise entre 2 et 4 mm, bombée à bord régulier, à surface lisse et brillante, de couleur blanchâtre. Elles ont une consistance crémeuse, sont opaques, et peuvent dégager une odeur douce, Parfois perceptible.

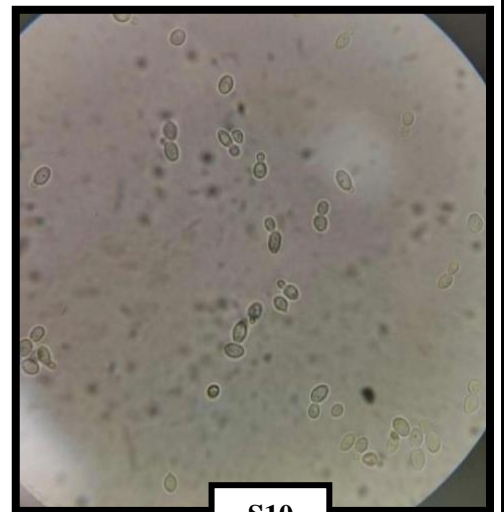


4.2 L'examen microscopique

Après l'examen macroscopique des cultures, un examen microscopique a été réalisé, examen à l'état frais pour la souche fongique *Candida albicans* (S10), tandis que les souches bactériennes ont été observées après une coloration de Gram (**Tableau 6**) (**Figure 34**). Cette étape a permis d'étudier la morphologie, la mobilité, ainsi que certaines caractéristiques des micro-organismes, fournissant des éléments essentiels pour leur classification et leur identification. Les résultats obtenus sont présentés dans **la Figure 33 et le Tableau 6**.

- **Etat frais :**

L'observation microscopique à l'état frais de la souche de *C. albicans* (S10) se présente sous forme de cellules levuriformes ovales, isolées ou regroupées, présentant un bourgeonnement caractéristique. Aucune mobilité n'est détectée, *C. albicans* étant une levure non mobile, dépourvue de structures locomotrices telles que les flagelles.



S10

Figure 33. Observation à l'état frais de *C. albicans* (S10).

- Coloration de Gram

Tableau 6. Les résultats de la coloration de Gram des souches bactériennes.

Souche	Gram	Forme	Mode de regroupement
<i>Bacillus cereus</i> (S2)	+	Bacilles longs	En chaînes ou isolés
<i>Staphylococcus aureus</i> (S3)	+	Cocci	En amas (grappes de raisins)
<i>Proteus mirabilis</i> (S4)	-	Bacilles droits	Isolés ou en petits groupes
<i>Klebsiella pneumoniae</i> (S7)	-	Bacilles courts	En diplobacilles ou isolés
<i>Citrobacter freundii</i> (S8)	-	Bacilles droits	Isolés ou en petits groupes
<i>Pseudomonas aeruginosa</i> (S9)	-	Bacilles droits	Isolés ou en petits groupes

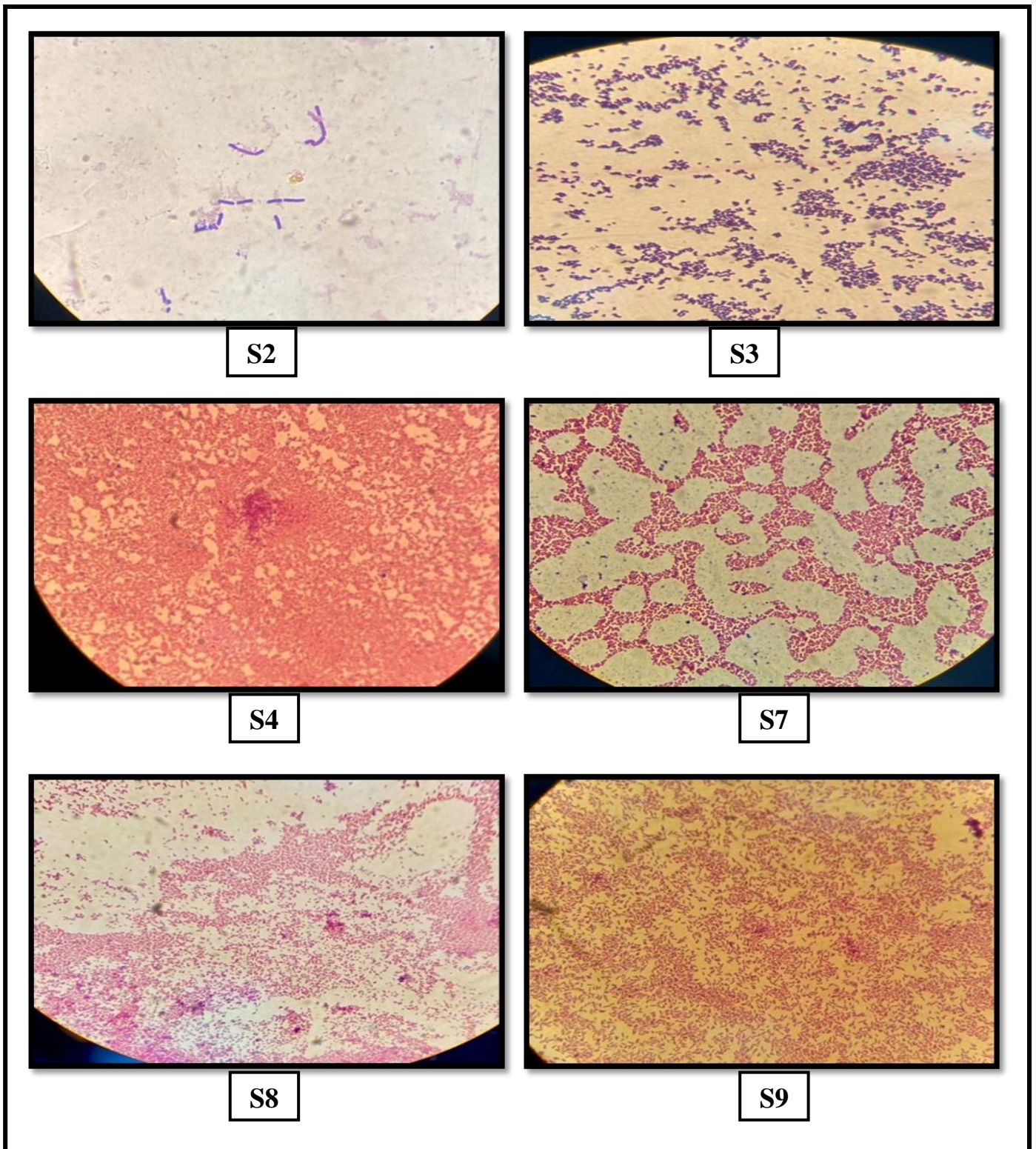


Figure 34. Aspects microscopiques des différentes souches bactériennes *Bacillus cereus* (S2), *Staphylococcus aureus* (S3), *Proteus mirabilis* (S4), *Klebsiella pneumoniae* (S7), *Citrobacter freundii* (S8), *Pseudomonas aeruginosa* (S9).

4.3 Études des caractères biochimiques

Des tests biochimiques ont été réalisés afin de caractériser les souches bactériennes étudiées. Les tests utilisés sont les suivants : **catalase**, **oxydase** et **coagulase (pour *S.aureus*)**. Les résultats obtenus sont présentés dans le **Tableau 7. (Figure 35)**

Tableau 7. Résultats des tests biochimiques

Souchesbactériennes	Catalase	Oxydase	Coagulase
<i>Staphylococcus aureus</i> (S3)	+	-	+
<i>Bacillus cereus</i> (S2)	+	-	/
<i>Pseudomonas aeruginosa</i> (S9)	+	+	/
<i>Klebsiella pneumoniae</i> (S7)	+	-	/
<i>Citrobacter freundii</i> (S8)	+	-	/
<i>Proteus mirabilis</i> (S4)	+	-	/

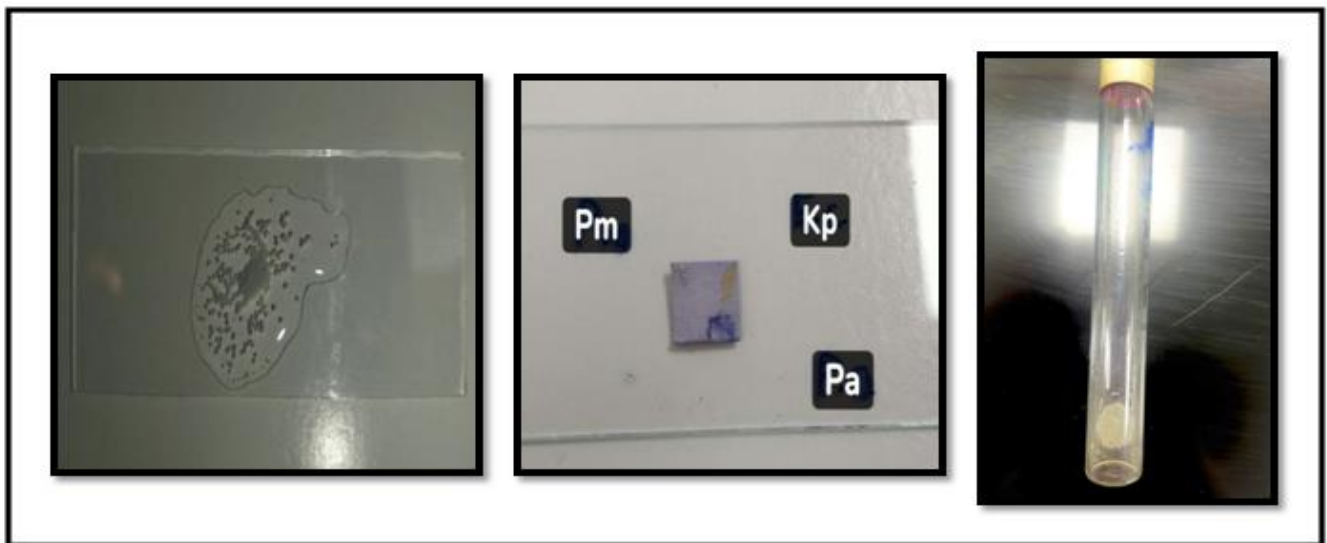


Figure 35. Résultats des tests de catalase, oxydase et coagulase.

5 Evaluation de l'Activité Antimicrobienne

5.1 Méthode de diffusion par disques en milieu solide

L'activité antimicrobienne des extraits méthanolique d'*Ulva compressa*, *Ulva rigida*, *Cystoseira compressa*, *Jania rubens*, *Caulerpa racemosa* et *Dictyota spiralis* a été déterminée par un test de diffusion par disque contre plusieurs souches bactériennes et une souche fongique : *B. cereus*, *S. aureus*, *Proteus mirabilis*, *K. pneumoniae*, *C. freundii*, *Pseudomonas aeruginosa* et *C. albicans* (**Figure 36**). Les contrôles positifs ont été établis avec la ciprofloxacine et l'éconazole comme antibiotique et antifongique de référence respectivement (**Figure 37**). L'activité antimicrobienne a été évaluée en mesurant le diamètre de la zone d'inhibition de la croissance visible autour du disque de papier imprégné. Les résultats ont ensuite été comparés aux critères de référence définis par **Ponce et al.** (2003). La sensibilité des souches aux extraits testés, exprimée en millimètres, a été interprétée selon quatre niveaux d'activité: résistance (< 8 mm), sensibilité (9–14 mm), très grande sensibilité (15–19 mm) et sensibilité extrême (> 20 mm). (**Tableau 8**)

Tableau 8. Résultats de l'activité antimicrobienne des extraits d'algues, du ciprofloxacine et de l'éconazole contre les souches testées.

Souches / extraits d'algue	Zones d'inhibition en mm							
	<i>Uc</i>	<i>Ur</i>	<i>Cc</i>	<i>Jr</i>	<i>Cr</i>	<i>Ds</i>	CIP	ECN
S2	13,90 ± 3,17	15,53 ± 5,18	10,49 ± 0,02	0	8,98 ± 2,31	9,65 ± 1,10	30,85	/
S3	11,73 ± 0,13	19,24 ± 3,75	8,80 ± 0,35	0	7,40 ± 1,76	8,59 ± 0,64	28,67	/
S4	6,88 ± 0,91	8,86 ± 0,14	8,61 ± 0,87	0	0	7,19 ± 0,21	29,88	/
S7	0	0	0	0	0	0	0	/
S8	9,43 ± 0,60	0	11,61 ± 0,16	0	0	7,69 ± 0,28	27,92	/
S9	8,65 ± 11,60	0	7,42 ± 0,12	0	0	7,48 ± 1,52	37,01	/
S10	11,60 ± 0,05	7,86 ± 0,48	0	0	7,62 ± 0,23	6,87 ± 1,27	/	28,61

Uc : *U. compressa*, *Ur* : *U. rigida*, *Cc* : *C. compressa*, *Jr* : *J. rubens*, *Cr* : *C. racemosa*, *Ds* : *D. spiralis*, CIP : ciprofloxacine, ECN : éconazole, S2 : *B. cereus*, S3 : *S. aureus*, S4 : *P. mirabilis*, S7 : *K. pneumoniae*, S8 : *C. freundii*, S9 : *P. aeruginosa*, S10 : *C. albicans*, / : non testé.

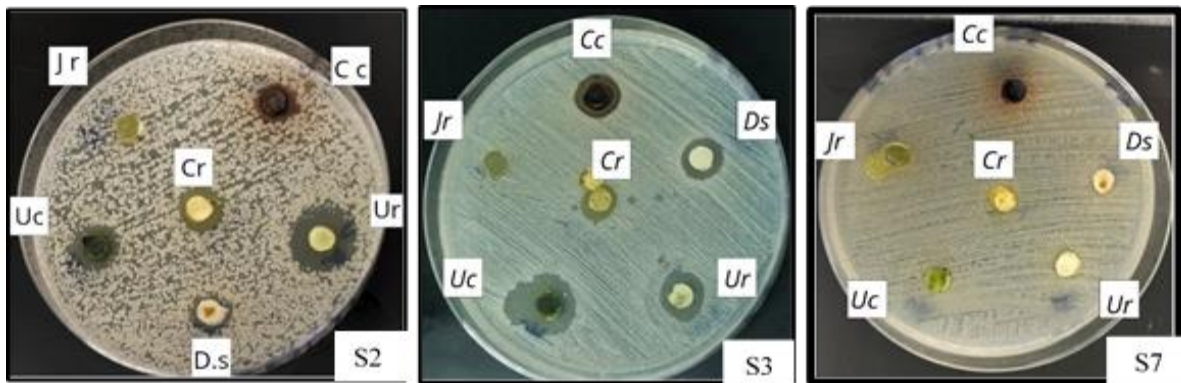


Figure 36. Activité antimicrobienne des extraits d'algues vis-à-vis de S2 : *B. cereus*, S3 : *S. aureus*, S7 : *K. pneumoniae*.

Uc : *U. compressa*, *Ur* : *U. rigida*, *Cc* : *C. compressa*, *Jr* : *J. rubens*, *Cr* : *C. racemosa*, *Ds* : *D. spiralis*

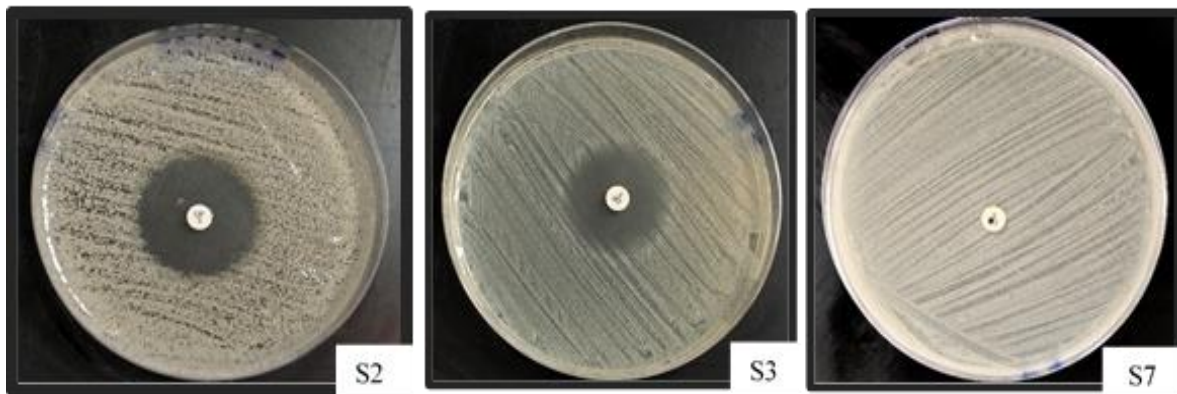


Figure 37. Résultats de l'antibiogramme de S2 : *B. cereus*, S3 : *S. aureus*, S7 : *K. pneumoniae*. CIP: ciprofloxacine

L'évaluation de l'activité antimicrobienne a révélé des différences notables concernant l'effet des différents extraits d'algues vis à vis des souches testées (**Tableau 8**). En effet l'analyse statistique a mis en évidence une différence significative entre les diamètres des halos d'inhibition observés pour les extraits d'algues testés ($p < 0,05$). L'extrait d'*U. compressa* a montré une activité antimicrobienne significativement élevée, à l'inverse de *J. rubens* qui s'est distinguée par une absence totale d'activité vis à vis de l'ensemble des souches bactériennes et fongique ($p < 0,05$). En comparaison, les antimicrobiens de référence, la ciprofloxacine et l'éconazole, ont généré des zones d'inhibition nettement plus importantes, confirmant leur efficacité supérieure par rapport aux extraits d'algues ($p < 0,05$).

Les souches à Gram positif, *Bacillus cereus* et *Staphylococcus aureus*, se sont révélées particulièrement sensibles, notamment à l'extrait d'*Ulva rigida*, avec des zones d'inhibition atteignant respectivement 15,53 mm et 19,24 mm, traduisant une activité antimicrobienne modérée à forte. En revanche, les autres souches testées — *Proteus mirabilis*, *Citrobacter freundii*, *Pseudomonas aeruginosa* et *Candida albicans* — ont présenté une sensibilité plus faible à intermédiaire, avec des diamètres d'inhibition ne dépassant pas 11,61 mm. Concernant *Klebsiella pneumoniae*, une résistance totale à l'ensemble des extraits testés a été observée.

Dans cette étude, l'extrait méthanolique d'*U. rigida* a révélé une activité antimicrobienne marquée contre *S. aureus*, avec une zone d'inhibition moyenne de 19,24 mm, supérieure aux valeurs généralement rapportées (13–17 mm) (**Ismail et al., 2018**). En revanche, aucune inhibition n'a été observée face à *P. aeruginosa* un résultat en cohérence avec celui de **Sahnouni et al. (2016)**, qui signalent également une absence d'activité durant la saison hivernale. Concernant *C. albicans*, l'inhibition mesurée ($7,86 \pm 0,48$ mm) demeure nettement inférieure à celle obtenue par le même auteur ($21,5 \pm 1,08$ mm), ce qui pourrait refléter des différences dans les techniques d'extraction, les paramètres expérimentaux ou les facteurs environnementaux affectant la composition des extraits.

Dans le cadre de cette étude, l'extrait de *J. rubens* n'agénéré aucun halo d'inhibition contre l'ensemble des souches bactériennes et fongique testées. Ces résultats sont en accord avec ceux rapportés par **Rifi et al. (2022)**, qui avaient également observe une absence d'activité antibactérienne avec des extraits de *J. rubens* collectés sur les côtes libanaises. Cette absence d'effet pourrait être liée aux caractéristiques spécifiques de cette population d'algues, comme le suggèrent ces auteurs, malgré le fait que cette algue soit reconnue par ailleurs pour ses propriétés anticancéreuses.

En outre, l'extrait de *C. racemosa* a démontré une activité antibactérienne limitée, se traduisant par une inhibition modeste de *S. aureus* ($7,40 \pm 1,76$ mm) et une absence totale d'effet contre *K. pneumoniae* et *P. aeruginosa*. Ces résultats diffèrent notablement de ceux rapportés par **Palaniyappan et al. (2023)**, qui décrivent des zones d'inhibition supérieures à 17 mm, probablement en raison de variations liées à la méthode d'extraction, à la période de collecte ou à la teneur en composés bioactifs.

L'extrait méthanolique de *C. compressa* a présenté une activité antibactérienne modérée vis-à-vis de *S. aureus* ($8,80 \pm 0,35$ mm), correspondant à l'intervalle de valeurs (8–13 mm) observé par **Bouriah et al. (2021)** pour des extraits similaires. En revanche, son activité contre *P. aeruginosa* ($7,42 \pm 0,12$ mm) s'est révélée inférieure aux résultats de la littérature (10–12 mm), suggérant que des facteurs

environnementaux, saisonniers ou techniques pourraient influencer l'efficacité antimicrobienne de cet extrait.

5.2 Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI)

La concentration minimale inhibitrice (CMI) a été déterminée pour cinq extraits phénoliques d'algues marines (*C. racemosa*, *D. spiralis*, *C. compressa*, *U. rigida* et *U. compressa*), contre six souches microbiennes (*P. aeruginosa*, *S. aureus*, *C. albicans*, *P. mirabilis*, *C. freundii* et *B. cereus*). L'extrait de *J. rubens* a été exclu de l'analyse en raison de l'absence d'activité antimicrobienne détectée lors des tests préliminaires. De même, la souche *K. pneumoniae* a été éliminée des essais de CMI, en raison de sa résistance aux extraits testés.

L'évaluation a été réalisée selon la méthode de microdilution en bouillon nutritif, qui permet un contact direct entre les extraits et les micro-organismes testés, assurant ainsi une meilleure diffusion des composés actifs et une lecture précise de l'inhibition de la croissance. L'activité a été classée en forte CMI ≤ 1 mg/ml, modérée $1 < \text{CMI} \leq 10$ mg/ml ou faible CMI > 10 mg/ml (Aligiannis et al., 2001).

Les résultats, résumés dans le **Tableau 9**, révèlent une variabilité notable des valeurs de CMI en fonction des extraits testés. En effet l'analyse statistique a permis d'évaluer les différences significatives entre les activités antimicrobiennes des extraits exprimées par les valeurs de CMI, notamment pour l'extrait de *Caulerpa racemosa*, contre *Bacillus cereus* (0,3 mg/mL), *Candida albicans* (1,56 mg/mL) et *Staphylococcus aureus* (6,25 mg/mL), ainsi que de l'extrait d'*U.rigida* avec des CMI de 12.5 mg contre *B.cereus*, *S. aureus* et *C. albicans* et une CMI de 100 mg/ml contre *P.mirabilis* traduisant une activité antimicrobienne marquée ($p < 0,05$). À l'inverse, les CMI les plus élevées (200 mg/mL), indiquant une activité significativement plus faible, ont été obtenues avec l'extrait de *Dilophus spiralis* vis-à-vis de *Proteus mirabilis*, *Candida albicans*, *Citrobacter freundii* et *Pseudomonas aeruginosa* ($p < 0,05$). Certaines combinaisons n'ont pas fait l'objet de tests de CMI (signalées par « / » dans le tableau), en raison l'absence de l'activité antimicrobienne lors des essais préliminaires. Ces résultats confirment que l'efficacité antimicrobienne dépend à la fois de la nature chimique de l'extrait et de la sensibilité spécifique de chaque souche testée. (**Figure 38**)

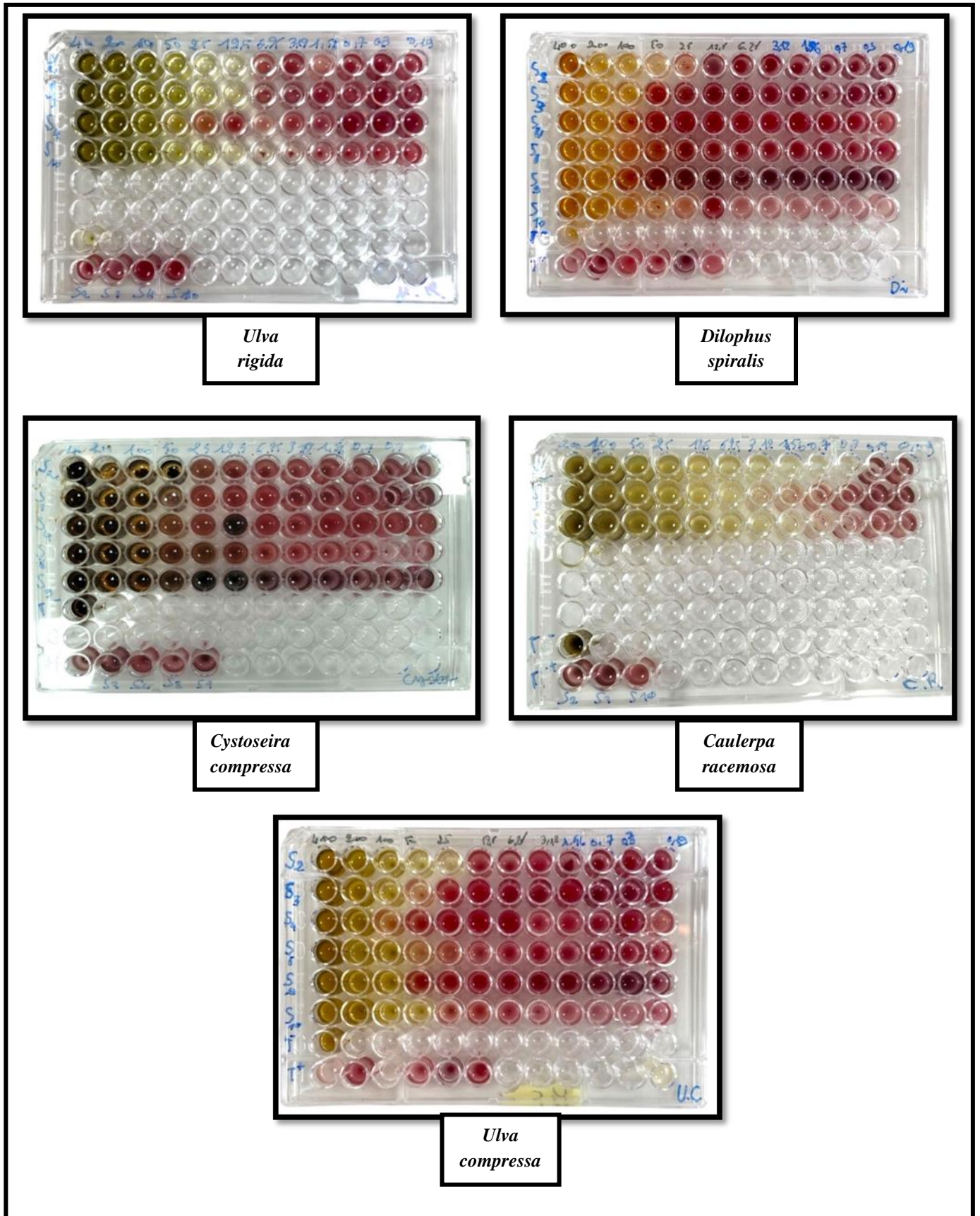


Figure 38. Résultat de la CMI des différents extraits d'algues vis-à-vis des souches microbiennes

Tableau 9. Concentrations minimale inhibitrice des différents extraits d'algues vis-à-vis des souches microbiennes.

Souches / Extraits d'algues	CMI (mg/ml)				
	<i>Caulerpa racemosa</i>	<i>Dilophus spiralis</i>	<i>Cystoseira compressa</i>	<i>Ulva rigida</i>	<i>Ulva compressa</i>
<i>Bacillus cereus</i> (S2)	0.3	50	50	12.5	25
<i>Staphylococcus aureus</i> (S3)	6.25	100	50	12.5	200
<i>Proteus mirabilis</i> (S4)	/	200	50	100	200
<i>Citrobacter freundii</i> (S8)	/	200	100	/	100
<i>Pseudomonas aeruginosa</i> (S9)	/	200	100	/	100
<i>Candida albicans</i> (S10)	1.56	200	/	12.5	50

/: Non testé.

Selon le **Tableau 9**, parmi les espèces testées, *C. racemosa* s'est distinguée par une activité marquée contre *B. cereus* (CMI = 0.3 mg/ml), *C. albicans* (1.56 mg/ml) et *S. aureus* (6.25 mg/ml). Ces résultats corroborent ceux de **Bouzi et al. (2020)**, qui ont rapporté une forte activité antimicrobienne des extraits méthanoliques de *C. racemosa* contre *S. aureus* et *B. cereus*, avec des CMI similaires. Cette efficacité est attribuée à la présence de stérols, d'acides gras polyinsaturés et de flavonoïdes. D'autres études, comme celle de **Al-Huqail et al. (2022)**, confirment également l'activité antifongique de cette algue contre *C. albicans*, notamment via des effets membranaires.

En revanche, *D. spiralis* a montré une faible activité, avec des CMI élevées (souvent 200 mg/ml), ce qui s'aligne avec les observations de **Bouzi et al. (2021)** qui, bien qu'ayant noté une

activité antioxydante importante, n'ont pas rapport d'effet antimicrobien marquant sur les souches testées. L'efficacité limitée de *D. spiralis* pourrait s'expliquer par une faible teneur en composés phénoliques ou par la nature des métabolites peu solubles dans le méthanol.

L'algue brune *C. compressa* a présenté une activité antimicrobienne intéressante avec des CMI allant de 50 à 100 mg/ml contre cinq souches sur six, notamment *S. aureus* et *P. mirabilis* (50 mg/ml). Ces résultats sont en accord avec ceux d'**Alghazeer et al. (2022)**, qui ont mesuré une activité antibactérienne des extraits de *C. compressa* contre *S. aureus*, *P. mirabilis* et *B. cereus* avec des CMI variant entre 31, 25 et 125 mg/ml selon la saison. Cette activité est souvent associée aux phlorotannins, diterpènes, flavonoïdes et Autres polyphénols marins présents dans cette espèce, qui agissent par perturbation des membranes cellulaires et inhibition des enzymes bactériennes.

Concernant *U. rigida*, une activité a été observée contre *S. aureus*, *C. albicans* et *B. cereus* (CMI = 12.5 mg/ml), mais aucune action n'a été détectée contre *P. aeruginosa* et *C. freundii*. Ces résultats sont en ligne avec ceux d'**Ismail et al. (2018)**, qui ont démontré la présence d'acides gras antimicrobiens (acideoléique, linoléique) dans les extraits d'*U. rigida*, efficaces surtout contre des bactéries à Gram positif et des levures. **Dulger et Dulger (2012)** avaient également noté que l'extrait d'*U. rigida* inhibe *S. aureus* à des concentrations proches de 15 mg/ml, ce qui renforce la validité de nos observations.

Quant à *Ulva compressa*, son profil d'activité est moins marqué, avec des CMI allant de 25 à 200 mg/ml. Peu d'études ont directement exploré cette espèce, mais des travaux sur des extraits polysaccharidiques d'ulvanes indiquent une certaine activité antimicrobienne modulée par des facteurs environnementaux comme la saison ou la salinité (**Yaich et al., 2011**). Par ailleurs, **Manilal et al. (2010)** ont démontré une activité de *U. lactuca* contre *S. aureus* et *C. albicans*, mais non contre *P. aeruginosa*, ce qui semble être une caractéristique fréquente au sein des Ulvaceae.

De façon générale, on remarque que les bactéries Gram-positives (*S. aureus*, *B. cereus*) et la levure *C. albicans* sont plus sensibles aux extraits testés que les Gram-négatives (*P. aeruginosa*, *P. mirabilis*, *C. freundii*). Cette tendance est bien documentée dans la littérature (**Nikaido, 2003; Patra et al., 2009**), et s'explique par la nature de la paroi externe des Gram-négatives, qui agit comme une barrière physique aux composés hydrophiles et aux antibiotiques naturels. Il est également important de considérer le rôle du solvant utilisé. Le méthanol, en tant que solvant polaire, permet une bonne extraction des composés phénoliques, flavonoïdes et alcaloïdes, mais pourrait être moins efficace pour des métabolites lipophiles comme certains terpénoïdes ou acides gras. Des études combinant différents

solvants (hexane, éthanol, dichlorométhane) ont démontré que le spectre d'activité d'un extrait peut fortement varier selon la polarité du solvant (Chakraborty *et al.*, 2010).

En conclusion, les extraits de *C. racemosa* et *C. compressa* apparaissent comme les plus prometteurs pour une application antimicrobienne, tandis que *U. rigida* pourrait jouer un rôle complémentaire, notamment contre les levures et Gram+. Ces données confirment l'intérêt des macroalgues marines comme réservoirs potentiels de nouveaux agents antimicrobiens.

5.3 Détermination de la concentration minimale bactéricide (CMB) et fongicide (CMF)

La concentration minimale bactéricide (CMB) a été déterminée sur la base des résultats obtenus pour la concentration minimale inhibitrice (CMI)(Tableau 10). À la suite de l'identification des concentrations inhibitrices par la méthode de microdilution en milieu liquide, les tubes ne présentant aucune croissance visible ont été ensemencés sur un milieu solide approprié, afin d'évaluer la viabilité résiduelle des micro-organismes. La CMB est définie comme la plus faible concentration d'extrait pour laquelle aucune colonie microbienne n'est observée sur les boîtes de Pétri, traduisant ainsi une éradication complète des micro-organismes testés (Meyer *et al.*, 1994) (Figure 39) et (figure 40).

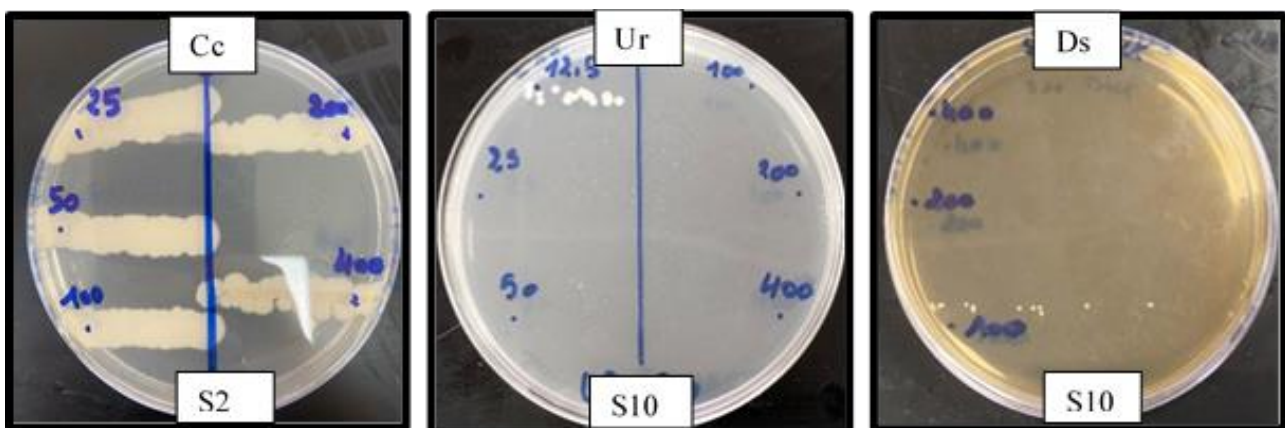


Figure 39. Résultats de CMB des extraits de *C. compressa*, *U. rigida* et *D. spiralis* vis-à-vis de *B. cereus* (S2) et *C. albicans* (S10).

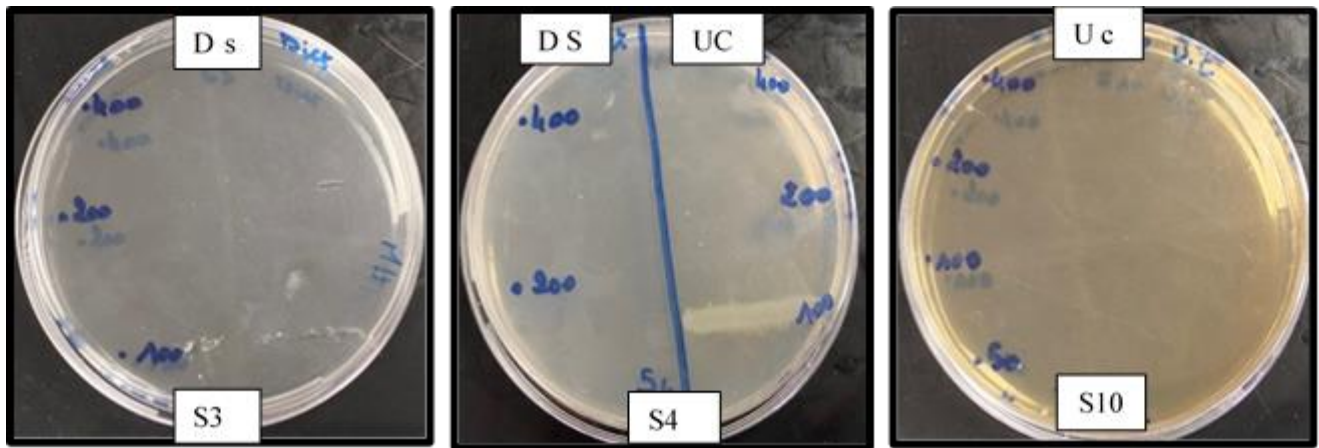


Figure 40. Résultats de CMB des extraits de *C. compressa* et *D. spiralis* vis à-vis *S. aureus* (S3) *P. mirabilis* et *C. albicans*(S10).

Tableau 10. Les concentrations minimales bactéricides (CMB) et les concentrations minimales fongicides (CMF) (mg/ml) des extraits d’algues contre différentes souches microbiennes.

Souches	CMB et CMF (mg/ml)				
	<i>Uc</i>	<i>Ur</i>	<i>Cc</i>	<i>Cr</i>	<i>Ds</i>
S2	>400	>400	>400	>200	>400
S3	200	12,5	50	100	100
S4	200	200	100	/	200
S8	400	/	100	/	200
S9	400	/	50	/	200
S10	50	25	/	100	200

Uc : *U. compressa*, *Ur* : *U. rigida*, *Cc* : *C. compressa*, *Jr* : *J. rubens*, *Cr* : *C. racemosa*, *Ds* : *D. spiralis*, *S2* : *B. cereus*, *S3* : *S. aureus*, *S4* : *P. mirabilis*, *S8* : *C. freundii*, *S9* : *P. aeruginosa*, *S10* : *C. albicans*, / : non testé.

Les extraits d’algues marines ont montré des activités antimicrobiennes variables selon l’espèce testée. Néanmoins l’analyse statistique réalisée, a révélé qu’il n’existait pas de différences significatives entre les valeurs de CMB/CMF de nos différents extraits ($p > 0.05$).

L’analyse a montré des valeurs variables de CMB/CMF, avec comme plus faible valeur 12,5 mg/ml de l’extrait d’*U. rigida* contre *S. aureus*. Tandis que *B. cereus* a représenté les plus fortes valeurs de CMI

Dans la présente étude, la concentration minimale bactéricide (CMB) de *Cystoseira compressa* vis-à-vis de *Staphylococcus aureus* a été établie à 50 mg/ml. En comparaison, **Bouriah et al. (2021)** ont rapporté une CMB de 200 mg/ml pour un extrait de *Cystoseira* sp testé sur la même souche bactérienne. Cette différence substantielle suggère que l'extrait de *Cystoseira compressa* présente une activité bactéricide meilleure que celle observée par Bouriah et ses collaborateurs. Cette variation peut s'expliquer par des divergences dans les conditions expérimentales, notamment l'origine géographique des échantillons, la méthode d'extraction, et la concentration des composés actifs, ainsi que par des différences interspécifiques propres aux algues étudiées, qui peuvent se traduire par des profils métaboliques distincts influençant leur potentiel antibactérien.

Selon la littérature disponible, il existe très peu d'études spécifiques portant sur la concentration minimale bactéricide (CMB) des extraits des algues *Ulva compressa*, *Ulva rigida*, *Cystoseira compressa*, *Caulerpa racemosa* et *Dictyota spiralis*. La majorité des travaux disponibles se concentrent d'avantage sur l'évaluation générale de leur activité antimicrobienne ou sur la concentration minimale inhibitrice (CMI), sans approfondir la mesure précise de la CMB.

- **Évaluation de l'effet inhibiteur des extraits d'algues**

Selon **Marmonier (1990)**, l'efficacité d'une substance antimicrobienne peut être évaluée à partir du rapport entre sa concentration minimale bactéricide (CMB) ou fongicide (CMF) et sa concentration minimale inhibitrice (CMI). Lorsque ce rapport est inférieur ou égal à 4, la substance est considérée comme bactéricide ou fongicide, c'est-à-dire qu'elle tue les micro-organismes. En revanche, si le rapport est supérieur à 4, l'activité est qualifiée de bactériostatique ou fongistatique, ce qui signifie que la substance inhibe la croissance des micro-organismes sans les éliminer. Cette distinction est essentielle pour comprendre et interpréter l'effet inhibiteur des extraits d'algues dans les études antimicrobiennes.

Tableau 11. Rapport CMB/CMI et type d'inhibition des extraits d'algues sur différentes souches microbiennes.

	<i>Ulvacompressa</i>		<i>Ulva rigida</i>		<i>Cystoseira compressa</i>		<i>Caulerpa racemosa</i>		<i>Dictyota spiralis</i>	
	CMB/CMI	Type d'inhibition	CMB/CMI	Type d'inhibition	CMB/CMI	Type d'inhibition	CMB/CMI	Type d'inhibition	CMB/CMI	Type d'inhibition
S2	>4	Bactériostatique	>4	Bactériostatique	>4	Bactériostatique	>4	Bactériostatique	>4	Bactériostatique
S3	1	Bactéricide	1	Bactéricide	1	Bactéricide	16	Bactériostatique	1	Bactéricide
S4	1	Bactéricide	2	Bactéricide	2	Bactéricide	/	/	1	Bactéricide
S8	4	Bactéricide	/	/	/	/	/	/	1	Bactéricide
S9	4	Bactéricide	/	/	/	/	/	/	1	Bactéricide
S10	1	Fongicide	2	Fongicide	2	Fongicide	64,10	Fongistatique	1	Fongicide

S2 : *B. cereus*, S3 : *S. aureus*, S4 : *P. mirabilis*, S8 : *C. freundii*, S9 : *P. aeruginosa*, S10 : *C. albicans*, / : non testé.

L'analyse du rapport CMB/CMI des extraits d'algues marines révèle une activité antimicrobienne différenciée selon les espèces et les souches testées. Les extraits d'*Ulva rigida*, *Ulva compressa*, *Cystoseira compressa* et *Dictyota spiralis* présentent majoritairement une activité bactéricide ou fongicide (CMB/CMI \leq 4) contre plusieurs pathogènes tels que *Staphylococcus aureus*, *Proteus mirabilis*, *Pseudomonas aeruginosa* et *Candida albicans*. En revanche, tous les extraits se révèlent bactériostatiques contre *Bacillus cereus*, indiquant une inhibition sans destruction. L'extrait de *Caulerpa racemosa* se distingue par une efficacité plus limitée, avec des effets principalement bactériostatiques ou fongistatiques. Ces résultats suggèrent que certaines algues, notamment *Ulva rigida* et *Cystoseira compressa*, possèdent un potentiel prometteur en tant qu'agents antimicrobiens naturels.



Conclusion

Conclusion

La présente étude visait à évaluer le potentiel antioxydant et antimicrobien de six espèces d'algues marines récoltées sur le littoral de Mostaganem, dans une optique de valorisation de ces ressources naturelles comme sources de composés bioactifs. Face à l'essor préoccupant de la résistance microbienne aux antimicrobiens conventionnels, l'intérêt pour les substances naturelles, notamment celles issues des algues, ne cesse de croître.

L'approche expérimentale a permis l'extraction méthanolique des extraits bruts riches en métabolites secondaires de *Caulerpa racemosa*, *Ulva compressa*, *Ulva rigida*, *Dilophus spiralis*, *Cystoseira compressa* et *Jania rubens*, suivie de l'évaluation de leur activité antioxydante et antimicrobienne.

Les tests antioxydants, réalisés par la méthode DPPH sur deux extraits d'algues *Cystoseira compressa*, *Dilophus spiralis* choisies pour leur richesse en polyphénols, ont révélé une activité variable selon les deux espèces. *Cystoseira compressa* a présenté l'IC₅₀ la plus faible (254,98 µg/mL), indiquant la meilleure capacité antiradicalaire, tandis que *Dilophus spiralis* a montré une faible activité antioxydante avec une IC₅₀ de 7000 µg/mL.

L'évaluation de l'activité antimicrobienne a mis en évidence une différence statistiquement significative entre les diamètres des zones d'inhibition produits par les différents extraits ($p < 0,05$). Parmi eux, l'extrait d'*Ulva compressa* s'est démarqué par son efficacité antimicrobienne élevée, notamment contre les bactéries Gram positif (*Staphylococcus aureus* et *Bacillus cereus*), avec des diamètres atteignant respectivement 19,24 mm et 15,53 mm, traduisant une activité modérée à forte. À l'inverse, *Jania rubens* s'est révélée totalement inactive vis-à-vis de toutes les souches testées ($p < 0,05$). En comparaison, les antimicrobiens de référence, tels que la ciprofloxacine et l'éconazole, ont produit des zones d'inhibition nettement plus importantes, confirmant ainsi leur forte efficacité ($p < 0,05$).

Les souches à Gram positif se sont montrées plus sensibles que celles à Gram négatif, ces dernières affichant une résistance plus marquée. En particulier, *Klebsiella pneumoniae* s'est révélée totalement résistante à tous les extraits, tandis que *Proteus mirabilis*, *Citrobacter freundii*, *Pseudomonas aeruginosa* et *Candida albicans* ont présenté une sensibilité faible à intermédiaire (zones d'inhibition $\leq 11,61$ mm).

Par ailleurs, les tests de concentration minimale inhibitrice (CMI) ont permis de quantifier plus précisément l'efficacité antimicrobienne des extraits. L'extrait de *Caulerpa racemosa* s'est révélé le plus performant, avec des CMI très faibles atteignant 0,3 mg/mL contre *Bacillus cereus* et 1,56 mg/mL contre *Candida albicans*, traduisant une forte activité inhibitrice de même pour l'extrait d'*U.rigida* avec des CMI de 12.5 mg contre *B.cereus*, *S. aureus* et *C. albicans* et une CMI de 100 mg/ml contre *P.mirabilis* traduisant une activité antimicrobienne marquée ($p < 0,05$). D'un autre côté, *Dilophus spiralis* a indiqué une activité significativement plus faible exprimée par des valeurs de CMI élevée ($p < 0,05$).

Ces résultats confirment que les extraits d'algues marines ont un potentiel prometteur autant qu'agents antioxydant ou antimicrobien. Ce qui leur confère un intérêt particulier pour le développement de nouveaux agents naturels, pouvant être exploités dans divers domaines. Notamment des agents de conservation naturels dans l'industrie agroalimentaire, le développement d'agents antimicrobiens alternatifs dans le secteur pharmaceutique ainsi que dans l'élaboration de produits protecteurs et antioxydants dans le domaine cosmétique.

En perspective, il serait pertinent de:

- Procéder à l'isolement et à la caractérisation des molécules responsables des effets observés.
- Explorer d'autres activités biologiques telles que les propriétés anti-inflammatoires, antifongiques *in vivo* ou antitumorales.
- Étudier les mécanismes d'action moléculaires des extraits les plus actifs.
- Reconduire cette étude en modifiant certaines conditions d'extraction, notamment en diversifiant la polarité des solvants.
- Étendre les tests à des souches multirésistantes cliniques et à des modèles cellulaires.

En définitive, les espèces algales de la région de Mostaganem apparaissent comme des candidates prometteuses pour le développement de nouveaux agents antimicrobiens et antioxydants d'origine naturelle. Elles allient efficacité biologique, accessibilité locale et durabilité environnementale. Leur valorisation pourrait ainsi constituer un levier stratégique dans les domaines des biotechnologies marines et de la pharmacologie naturelle.

*Références
bibliographiques*

Références bibliographiques

- **Abdallah, R., Frikha, D., & Sassi, S. M. E. S. (2019).** Evaluation in vitro de l'activité antibactérienne et antifongique de quatre espèces algales marines in vitro evaluation of the antibacterial and antifungal activities of marine algae. *Journal de l'information médicale de sfax*, 38.
- **Abdeldjebbar, R. (2023).** Étude écologique et valorisation de l'algue verte *Ulva rigida* sur le littoral ouest algérien. Mémoire de Master, Université Abdelhamid Ibn Badis – Mostaganem, 85 p.
- **Abderrazak M., Joël R., (2007).** La botanique de a à z. Ed. Dunod pans. 177.
- **Aboul-enein A., Shalaby E., Abul-ela F., Nasr-allah A., Mahmoud A.m., Elshemy H. (2011).** Back to nature : spotlight on cancer therapeutics. *Vital signs*, 10, 8-9.
- **Afnor. (1986).** Recueil des normes françaises huiles essentielles. Afnor. Paris. 57.
- **Agardh, C. A. (1823).** Species algarum rite cognitae, cum synonymis, differentiis specificis et descriptionibus succinctis (Vol. 1, pars posterior, p. 410). Lund : ex officina Berlingiana.
- **AitOuakrouch, I. (2015).** Enquête ethnobotanique à propos des plantes médicinales utilisées dans le traitement traditionnel du diabète de type ii à marrakech. Marrakech, maroc.
- **Alghazeer, R., Elmansouri, R., Gammoudi, F., & Benhalima, A. (2022).** Variations in the Composition, Antioxidant and Antimicrobial Activities of *Cystoseira compressa* during Seasonal Growth. *Marine Drugs*, 20(1), 45.
- **Al-Huqail, A. A., Abdelkhalek, A., Hafez, E. E., & Ali, H. M. (2022).** Antifungal activity of *Caulerpa racemosa* extracts against *Candida albicans*: insights into the mechanism of action. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 29(1), 232–240.
- **Aligiannis, N., Kalpoutzakis, E., Mitaku, S., & Chinou, I. B. (2001).** Composition and antimicrobial activity of the essential oils of two *Origanum* species. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 49(9), 4168–4170.
- **Ali-Rachedi, F., Meraghni, S., Touaibia, N., & Mesbah, S. (2018).** Analyse quantitative des composés phénoliques d'une endémique algérienne *Scabiosa atropurpurea* subsp. *maritima* L. *Bulletin de la Société Royale des Sciences de Liège*, 87, 13–21.
- **American Mathematical Society (AMS), 2015.** Proceedings of the American Mathematical Society, 143(6). Providence, RI : AMS
- **Aruoma, O. I. (1998).** Free radicals, oxidative stress, and antioxidants in human health and disease. *Journal of the american oil chemists' society*, 75(2), 199-212.

- **Aslam M.n., Bhagavathula N., Paruchuri T., Hu X., Chakrabarty S. Et Varani J. (2009).** Growth inhibitory effects of a mineralized extract from the red marine algae, lithothamnion calcareum, on Ca^{2+} -sensitive and Ca^{2+} resistant human colon carcinoma cells. *Cancer letters*, 283(2), 186-192.
- **Athukorala Y., Kim K.n. Et Jeon Y.j. (2006).** Antiproliferative and antioxidant properties of an enzymatic hydrolysate from brown alga, *Ecklonia cava*. *Food and Chemical Toxicology*, 44(7), 1065-1074.
- **Ayehunie S., Belay A., Baba T.w. Et Ruprecht R.m. (1998).** Inhibition of HIV-1 replication by an aqueous extract of *Spirulina platensis* (arthrospiraplatensis). *Journal of Acquired Immune Deficiency Syndromes and Human Retrovirology*, 18(1), 7-12
- **Baba, M., Schols, D., Pauwels, R., Nakashima, H., & De Clercq, E. (1990).** Sulfated polysaccharides as potent inhibitors of HIV-induced syncytium formation: A new strategy towards AIDS chemotherapy. *Journal of Acquired Immune Deficiency Syndromes and Human Retrovirology*, 3(5), 493–499..
- **Baba M., Snoeck R., Pauwels R. Et Declercq E. (1988).** Sulfated polysaccharides are potent and selective inhibitors of various enveloped viruses, including herpes simplex virus, cytomegalovirus, vesicular stomatitis virus, and human immunodeficiency virus. *Antimicrobial Agents and Chemotherapy*, 32(11), 1742-1745.
- **Balazs, V. (2012).** Anti-inflammatory role of natural polyphenols and their degradation products. In R. Fernández (Ed.), *Severe sepsis and septic shock – Understanding a serious killer*. IntechOpen
- **Barcelo A., Claustre J., Moro F., Chayvialle J.a., Cuber J.c. Et Plaisancie P. (2000).** Mucin secretion is modulated by luminal factors in the isolated vascularly perfused rat colon. *Gut*, 46(2), 218–224
- **Barry, A. L., Garcia, F., & Thrupp, L. D. (1973).** Evaluation of the coagulase test for identification of *Staphylococcus aureus*. *Applied Microbiology*, 26 (1), 55–58.
- **Bedoux G., Hardouin K., Marty C., Taupin L., Vetanjon L. Et Bourgougnon N. (2014).** Chemical characterization and photoprotective activity measurement of extracts from the red macroalga *Solieria chordalis*. *Botanica Marina*, 57(4), 291–301, 57(4), 291-301.
- **Ben-Ari, T., Neori, A., et al. (2018).** Integrated seaweed-based systems for bioremediation of aquaculture effluents. *Aquaculture Environment Interactions*, 10, 481–493.
- **Benariba N., Djaziri R., Bellakhdar W., Belkacem N., Kadiata M., Malaisse W J., Sener A., Abdelkrim C. (2013).** Phytochemical screening and free radical scavenging activity of *Citrullus colocynthis* seeds extracts. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 3(1), 35–40.
- **Benslimane, R. & Bettahar, N. (2016).** Étude taxonomique et écologique de l'algue rouge calcifiée *Jania rubens* (Rhodophyta, Corallinaceae) du littoral algérien. *Bulletin de l'Institut Scientifique, Rabat, Section Sciences de la Vie*, 38, 31–38.

- **Bensmaine, K. & Bougueroua, K. (2019).** Effet hypoglycémiant du polysaccharide d’algue verte *Ulva lactuca* chez les rats Wistar rendus diabétiques par alloxane. Mémoire de Master, Université Abdelhamid Ibn Badis – Mostaganem, 2019.
- **Benyahia, L. & Dadouche, A. (2019).** Contribution à l’étude phytochimique et biologique de l’algue brune *Dictyota spiralis* récoltée sur le littoral algérien. Mémoire de Master, Université Abdelhamid Ibn Badis – Mostaganem, 92 p.
- **Beuder, S., & Braybrook, S. A. (2023).** Brown algal cellwalls and development. *Seminars in Cell & Developmental Biology*, 134, 103–111.
- **Beveridge, T. J. (2001).** Use of the Gram stain in microbiology. *Biotechnic & Histochemistry*, 76(3), 111–118.
- **Biris-Dorhoi, E. S., Michiu, D., Pop, C. R., Rotar, A. M., Tofana, M., Pop, O. L., Socaci, S. A., & Farcas, A. C. (2020).** Macroalgae a sustainable source of chemical compounds with biological activities. *Nutrients*, 12(10), 3085.
- **Bouchoukh, I. (2016-2017).** *Botanique* (2^e année LMD). Université Constantine 1, pp. 5, 28, 42, 49, 50.
- **Bouhlal, E. H., Sellamna, M., Allali, H., Yahiaoui, R., Benbrahim, M., & Talbi, M. (2010).** Antioxidant activities of extracts from two marine algae (*Cystoseira tamariscifolia* and *Sargassum vulgare*) collected from the Moroccan Atlantic coast. *African Journal of Biotechnology*, 9(41), 6922-6929.
- **Bouhlal, R., Hassane, R., José, M., & Nathalie, B. (2010).** The antibacterial potential of the seaweeds (rhodophyceae) of the strait of gibraltar and the mediterranean coast of morocco. *African journal of biotechnology*, 9(38), 6365-6372.
- **Bouriah, M., Maameri, H., & Kerdouci, M. (2021).** L’activité antibactérienne des algues brunes vis-à-vis des souches bactériennes pathogènes (Mémoire de Master, Université Djillali Liabès de Sidi Bel Abbès, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Département de Biologie).
- **Bousalah, M., & Lagraâ, I. (2017).** Evaluation de l’activité antioxydante in vitro des extraits bruts de l’algue brune *Dictyota dichotoma* (Hudson) J.V. Lamouroux (Océan Atlantique, Maroc). *International Journal of Innovation and Applied Studies*, 20(3), 633-641.
- **Bouzidi, A., Bendif, H., Hamel, L., Semroud, R., & Gherraf, N. (2020).** Antioxidant and antibacterial activities and identification of bioactive compounds from *Caulerpa racemosa* var. *cylindracea*. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 10(10), 451–457.

- **Bouzidi, A., Bendif, H., Semroud, R., Gherraf, N., & Hamel, L. (2021).** Phytochemical screening and biological activities of *Dilophus spiralis* from the western Algerian coast. *Journal of Applied Phycology*. <https://doi.org/10.1007/s10811-021-02565-6>
- **Burda, S., & Oleszek, W. (2001).** Antioxidant activity of phenolics and polyphenolics in in vitro assays. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *49*(6), 2774-2779.
- **Burtin P. (2003).** Nutritional value of seaweeds. *Electronic journal of environmental, agricultural and food chemistry*, *2*(4), 498-503.
- **Cabioc'h, J., Le Toquin, A., Boudouresque, C.-F. & Meinesz, A. (2014).** Algues des mers d'Europe : de l'Atlantique à la Méditerranée. Paris : Delachaux et Niestlé, 272 p
- **Cabioc'h J., Floch J. Y., Le Toquin A., Boudouresque C. F., Meinesz A., Verlaque M. (2006).** Guide des algues des mers d'Europe, Manche, Atlantique, Méditerranée, les guides du naturaliste, ed. Delachaux & Niestlé, pp: 272.
- **Cabioc'h, J., J.Y. Floch, A. Le Toquin, C.F. Boudouresque, A. Meinesz and M. Verlaque. (1992).** Guide des algues des mers d'Europe". Ed. Delachaux et Niestlé., Paris. 232 p.
- **Cadar, E., Popescu, A., Dragan, A.-M.-L., Pesterau, A.-M., Pascale, C., Anuță, V., Prăsăcu, I., Velescu, B. S., Tomescu, C. L., Bogdan-Andreescu, C. F., Sirbu, R., & Ionescu, A.-M. (2025).** Bioactive compounds of marine algae and their potential health and nutraceutical applications: A review. *Marine Drugs*, *23*(4), Article 152.
- **Carocho, M., & Ferreira, I. C. (2013).** A review on antioxidants, prooxidants and related controversy : natural and synthetic compounds, screening and analysis methodologies and future perspectives. *Food and Chemical Toxicology*, *51*, 15-25.
- **Catarino, M. D., Silva, A. M. S., & Cardoso, S. M. (2017).** Phytochemical Constituents and Biological Activities of *Fucus* spp. *Marine Drugs*, *15*(11), 365.
- **Cavas L., Baskin Y., Yurdakoc K. Et Olgun N. (2006).** Antiproliferative and newly attributed apoptotic activities from an invasive marine alga: *Caulerpa racemosa* var. *cylindracea*. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, *339*(1), 111–119.
- **Celikler S., Tas S., Vatan O., Ziyank-ayvalik S., Yildiz G. Et Bilaloglu R. (2009).** Anti-hyperglycemic and antigenotoxic potential of *Ulva rigida* ethanolic extract in the experimental diabetes mellitus. *Food and Chemical Toxicology*, *47*, 1837-1840.
- **Chakraborty, K., Joseph, D., Joy, M., & Raola, V. K. (2010).** Fatty acid composition and antibacterial potential of seaweeds from southwest coast of India. *Food Chemistry*, *122*(3), 648–655.
- **Chbani, A., Mawlawi, H., & Tahiri, S. (2011).** Activité antibactérienne des extraits d'une algue brune *Padina pavonica* de la côte méditerranéenne au Liban. *Phytothérapie*, *9*(5), 283- 286.

- **Chopin, T., Buschmann, A. H., Halling, C., et al. (2001).** Integrating seaweeds into marine aquaculture systems: A key toward sustainability. *Journal of Phycology*, 37(6), 975–986
- **Chouikhi, D. (2013).** Synthesis of modified peptide nucleic acids. doctoral dissertation, strasbourg.
- **CLSI. (2008).** Methods for dilution antimicrobial susceptibility tests for bacteria that grow aerobically; approved standard (7th ed., CLSI document M07-A7). Clinical and Laboratory Standards Institute.
- **Cohen, i., Neori, A., (1991).** *Ulva lactuca* biofilters for marine fishpond effluents i. ammonia.
- **Colliec S., Fischer A.m., Taponbretaudiere J., Boisson G., Durand P. Et Jozefonvicz J. (1991).** Anticoagulant properties of a fucoidan fraction. *Thrombosis research*, 64(2), 143-154.
- **Dawczynski, C., Schubert, R. Et Jahreis, G. (2007).** Acides aminés, acides gras et fibres alimentaires dans les produits comestibles à base d'algues. *Chimie alimentaire*, 103 (3), 891- 899.
- **De Zoysa, M. H. N., Rathnayake, H., Hewawasam, R. P., & Wijayarathne, W. M. D. G. B. (2019).** Determination of in vitro antimicrobial activity of five Sri Lankan medicinal plants against selected human pathogenic bacteria. *International Journal of Microbiology*, 7431439.
- **Dulger, B., & Dulger, G. (2012).** Antimicrobial activity of ethanol extracts of some marine algae from the Aegean Sea. *African Journal of Biotechnology*, 11(9), 2106–2110.
- **Durig J., Brunn T., Zurborn K.h., Gutensohn K., Bruhn H.d. Et Beres L. (1997).** Anticoagulant fucoidan fractions from *Fucus vesiculosus* induce platelet activation *in vitro*. *Thrombosis Research*, 85(6), 479–491.
- **Elnabris, K. J., Elmanama, A. A., & Chihadeh, W. N. (2013).** Antibacterial activity of four marine seaweeds collected from the coast of Gaza Strip, Palestine. *Mesopotamian Journal of Marine Science*, 28(1), 81-92.
- **El-Sheekh, M. M., El-Shenody, R. A. K., Bases, E. A., & El Shafay, S. M. (2020).** Comparative assessment of antioxidant activity and biochemical composition of four seaweeds, Rocky Bay of Abu Qir in Alexandria, Egypt. *Food Science and Technology (Campinas)*, Ahead of Print.
- **Ertas, A.; firat, M.; Yener, I.; Akdeniz, M.; Yigitkan, S.; Bakir, D.; Cakir, C.; Abdullah Yilmaz, M.; Ozturk, M.; Kolak, U. (2021).** Phytochemical fingerprints and bioactivities of ripe disseminules (fruit-seeds) of seventeen *Gundelia* (kenger-kerengdikeni) species from anatolia with chemometric approach. *Chem. Biod.* 18, e2100207.
- **Essawi, T., & Srour, M. (2000).** Screening of some palestinian medicinal plants for antibacterial activity. *Journal of ethnopharmacology*, 70(3), 343-349.
- **Etahiri S., Bultel- Ponce V., Assobhei O., (2004).** Une nouvelle molécule à activité antibiotique à partir de l'algue rouge *Pterosiphonia complanata* (Brevet marocain n° 27732).

- **Etahiri S., Bultel-poncé V., Caux C, Guyot M., (2001).** New bromoditerpenes from the red alga *Sphaerococcus coronopifolius*. *Journal of Natural Products*, 64(8), 1024–1027.
- **Etahiri S., El Kouri A., Bultel-ponce V., Guyot M., Assobhei O., (2007).** Antibacterial bromophenol from the marine red alga *Pterosiphonia complanata*. *Natural Product Communications*, 2(6), 749–752
- **Euzéby J-p. (2007).** « travaux pratiques de bactériologie ». Abrégé de bactériologie générale et médicale à l'usage des étudiants de l'école nationale vétérinaire de toulouse. P : 16-20.
- **Faller,h, (2011).** les applications et la toxicité des algues marines ", thèse de doctorat, université de limogespp :12.
- **Fao. 2007.** Perspectives alimentaires. Analyse des marchés mondiales. « en ligne» :<http://www.fao.org/010/ah864f/ah864f00.Htm> . Date de consultation: 03 / 3/2025.
- **Farid, Y., Chennaoui, M., Assobhei, O., & etahiri, S. (2012).** Screening des algues marines d'oualidiaa la recherche d'activites antimicrobienne et anti-inflammatoire. *Revue de microbiologie industrielle, sanitaire, et environnementale*, 6, 192-209.
- **Faulkner D.j. (2001).** Marine natural products. *Natural product reports*, 18(1), 1-49.
- **Feki A, Berardi P, Bellingan G, Major A, Krause Kh, Petignat P, (2009).** Dissemination of intraperitoneal ovarian cancer: Discussion of mechanisms and demonstration of lymphatic spreading in an ovarian cancer model. *Critical Reviews in Oncology/Hematology*, 72(1), 1–9
- **Fleurence J. (1999).** Seaweed proteins : biochemical, nutritional aspects and potential uses. *Trends in food science & technology*, 10(1), 25-28.
- **Fleurence, J. (1999).** The enzymatic degradation of algal cellwalls : auseful approach for improving protein accessibility?. *Journal of appliedphycology*, 11(3), 313-314
- **Foucart, M. (2003).** Les algues marines : biologie, écologie, utilisation. Plouzané : Éditions Ifremer, 127 p.
- **Francias N. (2002).** analyses microbiologiques des aliments de l'eau : directives pour l'assurancequalité . Edition tec et doc. P : 87-134.
- **Ganesan, A. R., Tiwari, U., & Rajauria, G. (2019).** Seaweed nutraceuticals and their therapeutic role in disease prevention. *Food Science and Human Wellness*, 8(3), 252–263.
- **Ganesan, P., Kumar, C. S., Bhaskar, N., & Suresh, P. V. (2008).** Antioxidant compounds in brown and redseaweeds of Tamilnadu coast. *Indian Journal of Marine Sciences*, 37(1), 45-51.
- **Garon-lardière, S. (2004).** Etude structurale des polysaccharides pariétaux de l'algue rouge *Asparagopsis armata* (bonnemaisoniales). (thèse de doctorat, université de bretagne occidentale, 2004), 226p.

- **Genovese, G., Tedone, L., Hamann, M. T., & Morabito, M. (2009).** (2009). The Mediterranean red alga *Asparagopsis*: A source of compounds against *Leishmania*. *Marine Drugs*, 7(3), 361–366.
- **Gopeechund, A., Bhagooli, R., Neerghen, V. S., Bolton, J. J., Bahorun, T., Ozturk, M., Egamberdieva, D., & Pešić, M. (2020).** Macroalgae: Status and future perspectives. In M. Ozturk, D. Egamberdieva, & M. Pešić (Eds.), *Biodiversity and Biomedicine* (pp. 257–284). Academic Press..
- **Goudable, J., & Favier, A. (1997).** Radicaux libres oxygénés et antioxydants. *Nutrition clinique et métabolisme*, 11(2), 115-120.
- **Goutzourelas, N., Kevrekidis, D. P., Barda, S., Malea, P., Trachana, V., Savvidi, S., Kevrekidou, A., Assimopoulou, A. N., Goutas, A., Liu, M., Lin, X., Kollatos, N., Amoutzias, G. D., & Stagos, D. (2023).** Antioxidant activity and inhibition of liver cancer cells' growth of extracts from 14 marine macroalgae species of the Mediterranean Sea. *Foods*, 12(6), 1310
- **Granert C., Raud J., Waage A. Et Lindquist L. (1999).** Effects of polysaccharide fucoidan on cerebrospinal fluid interleukin-1 and tumornecrosis factor alpha in pneumococcal meningitis in the rabbit. *Infection and immunity*, 67(5), 2071- 2074
- **Guedes, E. A. C., Dos Santos Araújo, M. A., Souza, A. K. P., De Souza, L. I. O., De Barros, L. D., De Albuquerque Maranhao, F. C., & Sant'ana, A. E. G. (2012).** Antifungal activities of different extracts of marine macroalgae against dermatophytes and candida species. *Mycopathologia*, 174, 223-232.
- **Guezennec J, et Debitus C. (2006).** Les ressources marines de la Polynésie française
- **Guillaume, P., (2010).** Caractérisation biochimique d'exopolymères d'origine algale du bassin de marennes-oléron et étude des propriétés physico-chimiques de surface de microorganismes impliquées dans leur adhésion. Thèse de doctorat en biochimie. France, université de la rochelle, 30.
- **Guiry, M.D. & Guiry, G.M. (2024).** *Ulva compressa* Linnaeus, 1753. In: *AlgaeBase*. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. Disponible sur : <https://www.algaebase.org> (consulté le 27 juin 2025).
- **Guiry, M.d., Guiry, G.m, (2007).** *Algaebase* version 4.2. World-wide electronic publication, national university of ireland, galway. <Http://www.algaebase.org>; searched on 20 may 2007.
- **Güner, A., Köksal, Ç., Erel, Ş. B., Kayalar, H., Nalbantsoy, A., Sukatar, A., & Karabay Yavaşoğlu, N. Ü. (2013).** Antimicrobial and antioxidant activities with acute toxicity, cytotoxicity and mutagenicity of *Cystoseira compressa* (Esper) Gerloff & Nizamuddin from the coast of Urla (Izmir, Turkey). *Cytotechnology*, 67, 135–143.
- **Gupta, S., & Abu-Ghannam, N. (2011).** Bioactive potential and possible health effects of edible brown seaweeds. *Trends in Food Science & Technology*, 22(6), 315–326.

- **Güven, K. C., Percot, A., Et Sezik, E. (2010).** Alkaloids in marine algae. *Marine drugs*, 8(2), 269-284.
- **H. S. Yoon, R. A. Andersen, S. M. Boo, And D. Bhattacharya,** “Stramenopiles,” *Encyclopedia of Microbiology*, pp. 721–731, 2009
- **Hamann M.t. Et Scheuer P.j. (1993).** Kahalalide F: A bioactive depsipeptide from the sacoglossan mollusk *Elysia rufescens* and the green alga *Bryopsis* sp. *Journal of the American Chemical Society*, 115(13), 5825–5826.
- **Hamann M.t., Otto C.s., Scheuer P.j. Et Dunbar D.c. (1996).** Kahalalides: Bioactive peptides from a marine mollusk *Elysia rufescens* and its algal diet *Bryopsis* sp. *Journal of Organic Chemistry*, 61(19), 6594–6600.
- **Hamed, I., Özogul, F., Özogul, Y., &Regenstein, J. M. (2015).** Marine bioactive compounds and their health benefits : a review. *Comprehensive reviews in food science and foodsafety*, 14(4), 446-465.
- **Harmelin, J.G., Guellouz, S., Tilmann, M., 2008.** Rapport de la mission pim à l’île de la galite, domaine marin de la grande baie. Cdl (france) – apal (tunisie), 28 pp.
- **Hernandez-corona A., Nieves I., Meckes M., Chamorro G. Et Barron B.I. (2002).** Antiviral activity of *spirulina maxima* against *herpes simplex* virus type 2. *Antiviral research*, 56(3), 279-285.
- **Hernández-Garibay, E., Zertuche-González, J. A., & Pacheco-Ruíz, I. (2010).** Nutrient uptake by *Ulva lactuca* in response to ammonium and phosphate enrichment in seawater. *Journal of AppliedPhycology*, 22, 661–668.
- **Holdt, S. L., &Kraan, S. (2011).** Bioactive compounds in seaweed: functional food applications and legislation. *Journal of AppliedPhycology*, 23(3), 543–597
- **Hoshino T., Hayashi T., Hayashi K., Hamada J., Lee J.b. Et Sankawa U. (1998).** An antivirally active sulfated polysaccharide from *Sargassum horneri* (Turner) C. Agardh. *Biological & Pharmaceutical Bulletin*, 21(7), 730–734
- **Iloki-Assanga, S. B., Lewis-Luján, L. M., Lara-Espinoza, C. L., Gil-Salido, A. A., Fernandez-Angulo, D., Rubio-Pino, J. L., & Haines, D. D. (2015).** Solvent effects on phytochemical constituent profiles and antioxidant activities, using four different extraction formulations for analysis of *Bucida buceras* L. and *Phoradendron californicum*. *BMC Research Notes*, 8(1), Article 396.
- **Indayani, M. K., Asnani, &Suwarjoyowirayatno. (2019).** Antioxidant Activity Test of *Caulerpa racemosa* Extract fromTakalar Regency. Semantic Scholar.
- **Invrst In Algeria. (2013).** Centre culturel, approches urbaines : Présentation de la wilaya de Mostaganem.

- **Ismail, A., Ktari, L., Ben RedjemRomdhane, M., & El Bour, M.(2018).** Antimicrobial fatty acids from green alga *Ulva rigida* (Chlorophyta). *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 2018, Article ID 3069595.
- **Jamal Mt And Satheesh S (2022).** Antibiofilm activity of secondary metabolites of sponge-associated bacterium *Alcanivorax* sp. from the Red Sea. *Frontiers in Marine Science*, 9, Article 859763.
- **Jayawardena, T. U., Merindol, N., Liyanage, N. S., Awwad, F., & Desgagné-Penix, I. (2025).** Marine specialized metabolites: Unveiling nature's chemical treasures from the deep blue. *TrAC – Trends in Analytical Chemistry*, 183, Article 118097..
- **Jiao G., Yu G., Zhang J. Et EwartS.h. (2011).** Chemical structures and bioactivities of sulphated polysaccharides from marine algae. *Marine drugs*, 9(2), 196-223.
- **Jiménez-Escrig, A., Jiménez-Jiménez, I., Pulido, R., & Saura-Calixto, F. (2001).** Antioxidant activity of fresh and processed edible seaweeds. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 81(5), 530–534.
- **Jimenez-Lopez, C., Pereira, A. G., Lourenço-Lopes, C., Garcia-Oliveira, P., Cassani, L., Fraga-Corral, M., Prieto, M. A., & Simal-Gandara, J. (2021).** Main bioactive phenolic compounds in marine algae and their mechanisms of action supporting potential health benefits. *Food Chemistry*, 341, 128262.
- **Kalleche. (2019).** Evaluation de la qualité des eaux côtières de mostaganem à travers les bioindicateurs de la macro faune benthique .Mémoire de master . Université de mostaganem.
- **Karimzadeh, K., & Zahmatkesh, A. (2021).** Phytochemical screening, antioxidant potential, and cytotoxic effects of different extracts of red algae (*Laurencia snyderiae*) on HT29 cells. *Research in Pharmaceutical Sciences*, 16(4), 400–413.
- **Kherraf A. (2018).** Caractérisation physicochimique et évaluation du potentiel antioxydant, antimicrobien et anti-inflammatoire de la microalgue *Nannochloropsis gaditana* (Thèse de doctorat en immunochimie alimentaire et santé, Université Djillali Liabès, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Sidi Bel Abbès, Algérie).
- **Kim, Cw (1970).** Une théorie de l'aspiration. *Phonétique* , 21 (2), 107-116.
- **Klervi, T. (2005).** Les polyphénols des algues marines : extraction, caractérisation et activités biologiques (Thèse de Doctorat). Université de Bretagne Occidentale.
- **Kumar, A., Soratur, A., Kumar, S., & VenmathiMaran, B. A. (2025).** .A Review of Marine Algae as a Sustainable Source of Antiviral and Anticancer Compounds. *Macromolecules*, 5(1), 11.
- **Kützing F. T. (1843).** *Phycologia generalis oder Anatomie, Physiologie und Systemkunde der Tange* (p. 457). In F. A. Brockhaus (Éd.), Leipzig, Allemagne : F. A. Brockhaus.

- **Kwon M.j. Et Nam T.j. (2007)** A polysaccharide of the marine alga *Capsosiphon fulvescens* induces apoptosis in AGS gastric cancer cells via an IGF-IR-mediated PI3K/Akt pathway. *Cell Biology International*, 31(8), 768–775..
- **Lahaye, M., & Rochas, C. (1991)**. Structure chimique et propriétés physico-chimiques de l'agar. Dans atelier international sur le gelidium (pp. 137-148). Springer, dordrecht.
- **Lamouroux J. V. F. (1813)**. Essai sur les genres de la famille des thalassiphytes non articulées. In: dufour, c.(eds.). France, paris, annales du muséum d'histoire naturelle, p: 84.
- **Le Gal, Y. (1964)**. Rôle des alginases dans la digestion des algues par les mollusques marins. *Archives de Zoologie Expérimentale et Générale*, 105 (1), 1–16. Disponible sur : https://www.persee.fr/doc/azzo_0003-4033_1964_num_105_1_2204 (consulté le 27 juin 2025)
- **Le Gall, L. (2012)**. Evolution & systématique des algues rouges (thèse de doctorat, université pierre & marie curie-paris 6), 65p.
- **Lima-filho, J. V. M., Carvalho, A. F., Freitas, S. M., & Melo, V. M. (2002)**. Antibacterial activity of extracts of six macroalgae from the northeastern Brazilian coast. *Brazilian Journal of Microbiology*, 33, 311–314.
- **Lobo, V., Patil, A., Phatak, A., & Chandra, N. (2010)**. Free radicals, antioxidants and functional foods: impact on human health. *Pharmacognosy reviews*, 4(8), 118.
- **Lutge U., Kluge M., Bauer G., (2002)**. Botanique 3 ed : technique et documentation. Lavoisier, paris.211..
- **Maachi, S., Irari, F., & Madani H. (2024)**. Caractérisation phytochimique et activités biologiques de quelques algues marines d'Algérie [Mémoire de Master, Université Ibn Khaldoun - Tiaret, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Département de Biologie].
- **Mabeau, S., & fleurence, J. (1993)**. Les algues dans les produits alimentaires : aspects biochimiques et nutritionnels. *Tendances en science et technologie alimentaires*, 4 (4), 103- 107.
- **Macartain, P., Gill, Ci, Brooks, M., Campbell, R. Et Rowland, Ir (2007)**. valeur nutritionnelle des algues comestibles. *Revue nutritionnelles*, 65 (12), 535-543.
- **Manam, V. K. & Quraishi, M. A. (2024)**. Comprehensive review on Indian major carps: An integrated approach to pond cultivation, nutrition, and health management for sustainable aquaculture. *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies*, 12(1), 1–12.
- **Mandrekar, V. K., Gawas, U. B., & Majik, M. S. (2019)**. Brominated molecules from marine algae and their pharmacological importance. *Studies in Natural Products Chemistry*, 61, 461– 490.
- **Manilal, A., Sujith, S., Kiran, G. S., Selvin, J., Shakir, C., & Gandhimathi, R. (2010)**. Antimicrobial potentials of seaweeds collected from southwest coast of India against multi-resistant pathogens. *Annals of Microbiology*, 60, 577–583.

- **Mao, W., Zang, X., Li, Y., & Zhang, H. (2006).** Sulfated polysaccharides from marine green algae *Ulva conglobata* and their anticoagulant activity. *Journal of Applied Phycology*, **18**(1), 9–14.
- **Marfaing, H. (2004).** *Les algues dans notre alimentation : intérêt nutritionnel et utilisations.* Revue de Nutrition Pratique. Diètecom Bretagne. Centre d'Étude et de Valorisation des Algues (CEVA), 1–9.
- **Marfaing, H. (2017).** Qualités nutritionnelles des algues, leur présent et futur sur la scène alimentaire. *Cahiers de Nutrition et de Diététique*, **52**(5), 257–268.
- **Marfaing, Y. (2004).** PRI 2.1: Basic researches on the photovoltaic: new materials (July 2002–July 2004). Final report of the integrated research project; PRI 2.1: Recherches de base en photovoltaïque: nouveaux matériaux (juillet 2002–juin 2004), rapport final du projet de recherche intégré.
- **Marmonier, A. A. (1990).** Introduction aux techniques d'étude des antibiotiques. *Bactériologie Médicale, Techniques usuelles.* DOIN Édition, Paris, France, pp. 227–236.
- **Mauray, S., Sternberg, C., Theveniaux, J., Millet, J., Sinquin, C., Tapon-Bretonnière, J., & Fisher, A. (1995).** Venous antithrombotic and anticoagulant activities of a fucoïdan fraction. *Thrombosis and Haemostasis*, **74**, 1280–1285.
- **McFarland, J. (1907).** The nephelometer: an instrument for estimating the number of bacteria in suspensions used for calculating the opsonic index and for vaccines. *Journal of the American Medical Association*, **14**, 1176–1178.
- **Mehiaoui, S. (2024).** Évaluation et valorisation de la biomasse algale de l'Ouest algérien, thèse de doctorat, Université A. Benbadis / Mostaganem, 168 p.
- **Mena, F., Wijesinghe, P. A. U. I., Thiripuranathar, G., Uzair, B., Iqbal, H., Khan, B. A., & Mena, B. (2020).** Ecological and industrial implications of dynamic seaweed-associated microbiota interactions. *Marine Drugs*, **18**(12), 641.
- **Messahli, I., Gouzi, H., Sifi, I., Chaïbi, R., Rezzoug, A., & Rouari, L. (2022).** Anticandidal activity of dichloromethane extract obtained from the red algae *A. armata* of the Algerian coast. *Acta Ecologica Sinica*, **42**(5), 461–466.
- **Meyer, A., Deiana, J., & Leclerc, H. (1994).** Cours de microbiologie générale. Édition : DOIN, Paris. 365 p.
- **Michel, G., Benard, C., Lahaye, M., Formaglio, D., Kaeffer, B., Quemener, B., Berot, S., Yvin, J. C., Blotière, H. M., & Cherbut, C. (1999).** Les oligosides algaux comme aliments fonctionnels : étude in vitro de leurs effets cellulaires et fermentaires. *Sciences des Aliments*, **19**(3–4), 311–332.
- **Michel, G., Lahaye, M., Bonnet, G., Mabeau, S., & Barry, J. L. (1996).** *In vitro* fermentation by

human faecal bacteria of total and purified dietary fibres from brown seaweeds. *British Journal of Nutrition*, **75**(2), 263–280.

- **Mohy El Din, S. M. M. & El Ahwany, A. M. D. (2015)**. Bioactivity and phytochemical constituents of marine red seaweeds: *Jania rubens*, *Corallina mediterranea* and *Pterocladia capillacea*. *Journal of Taibah University for Science*, **10**(4), 471–484.
- **Molyneux, P. (2004)**. The use of the stable free radical diphenyl picrylhydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant activity. *Songklanakarin J. Sci. Technol.*, **26**(2), 211–219.
- **Moreau, D., Thomas-Guyon, H., Jacquot, C., Juge, M., Culioli, G., Ortalo-Magné, A., Piovetti, L., & Roussakis, C. (2006)**. An extract from the brown alga *Bifurcaria bifurcata* induces irreversible arrest of cell proliferation in a non-small-cell broncho pulmonary carcinoma line. *Journal of Applied Phycology*, **18**(1), 87–93.
- **Mourao, P. A. S. & Pereira, M. S. (1999)**. Searching for alternatives to heparin – sulfated fucans from marine invertebrates. *Trends in Cardiovascular Medicine*, **9**(8), 225–232.
- **Namgoong, S. Y., Son, K. H., Chang, H. W., Kang, S. S., & Kim, H. P. (1994)**. Effects of naturally occurring flavonoids on mutagen-induced lymphocyte proliferation and mixed lymphocyte culture. *Life Science*, **54**(5), 313–320.
- **Nikaido, H. (2003)**. Molecular basis of bacterial outer membrane permeability revisited. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, **67**(4), 593–656.
- **Nissen-Meyer, J., Hauge, H., Fimland, G., Eijsink, V., & Nes, I. (2001)**. Ribosomally synthesized antimicrobial peptides by lactic acid bacteria, their function, structure, biogenesis, and their mechanism of action. *Recent Res. Dev. Microbiol.*, **1**, 141–154.
- **Okuzumi, J., Takahashi, T., Yamane, T., Kitao, Y., Inagake, M., Ohya, K., ... & Tanaka, Y. (1993)**. Inhibitory effects of fucoxanthin, a natural carotenoid, on N-ethyl-N'-nitro-N-nitrosoguanidine-induced mouse duodenal carcinogenesis. *Cancer Letters*, **68**(2–3), 159–168.
- **Palaniyappan, S., Sridhar, A., Abdul Kari, Z., Téllez-Isaías, G., & Ramasamy, T. (2023)**. Evaluation of phytochemical screening, pigment content, in vitro antioxidant, antibacterial potential and GC-MS metabolite profiling of green seaweed *Caulerpa racemosa*. *Marine Drugs*, **21**(5), 278.
- **Panovska, T. K. (2005)**. Antioxidant and antimicrobial activities of several *Macedonian medicinal plants*. *Acta Pharmaceutica*, **55**(4), 409–418.
- **Parejo, I., Raduan, A., Petersen, M., & Jordán, M. J. (2003)**. Comparison between the radical scavenging activity and antioxidant activity of six plant extracts using five different radical systems. *Food Chemistry*, **85**(4), 593–600.
- **Patra, J. K., Baek, K. H., Dey, G., & Adhikari, D. (2009)**. Antibacterial activity of selected

seaweeds from India against human pathogens. *Brazilian Journal of Pharmacognosy*, **19**(2), 208–213.

- **Pérez, M. J., Falqué, E., & Domínguez, H. (2016).** Antimicrobial action of compounds from marine seaweed. *Marine Drugs*, **14**(3), 52.
- **Perez, R. (1997).** Ces algues qui nous entourent : conception actuelle, rôle dans la biosphère, usages, culture. Éditions Quae.
- **Phomkaivon, N., Pongponpai, P., Kosawatpat, P., Thongdang, B., & Pan Utai, W. (2024).** Extraction, characterisation and evaluation of antioxidant and probiotic growth potential of water soluble polysaccharides from *Ulva rigida macroalgae*. *Foods*, **13**(11), 1630.
- **Pilly, E. (2008).** Infectiologie. Les Référentiels de Médecine. 8^e édition. Paris : Med-Line Éditions, 1096 p.
- **Pinteus, S., Alves, C., Monteiro, H., Araújo, E., Horta, A., & Pedrosa, R. (2015).** *Asparagopsis armata* and *Sphaerococcus coronopifolius* as a natural source of antimicrobial compounds. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, **31**, 445–451.
- **Ponce, N. M. A., Pujol, C. A., Damonte, E. B., Flores, M. L., & Stortz, C. A. (2003).** Fucoidans from the brown seaweed *Adenocystis utricularis*: extraction methods, antiviral activity and structural studies. *Carbohydrate Research*, **338**(8), 153–165.
- **Ponce, A. G., Fritz, R., Del Valle, C. E., & Roura, S. I. (2003).** Antimicrobial activity of essential oils on the native microflora of organic Swiss chard. *Lebensmittel-Wissenschaft und -Technologie*, **36**, 679–684.
- **Ponte, J. M., Seca, A. M., & Barreto, M. C. (2022).** *Asparagopsis* genus: what we really know about its biological activities and chemical composition. *Molecules*, **27**(6), 1787.
- **Queva, R. (2011).** Les algues. Marabout, Paris, France. 160 p.
- **Raven, P. H., Eichhorn, S. E., & Evrard, C. M. (2007).** Biologie végétale, 2^e éd. De Boeck, 725 p.
- **Rechter, S., König, T., Auerochs, S., Thulke, S., Walter, H., Dörnenburg, H., Walter, C., & Marschall, M. (2006).** Antiviral activity of *Arthrospira*-derived spirulan-like substances. *Antiviral Research*, **72**(3), 197–206.
- **Reichelt, J. L., & Borowitzka, M. A. (1984).** Antimicrobial activity from marine algae: result of a large screening programme. *Hydrobiologia*, **116/117**(1).
- **Reiner, K. (2010).** Catalase test protocol. American Society for Microbiology.
- **Revankar, S. G. (2021).** Non-*Aspergillus fungal* infections in transplant patients. In: *Emerging Transplant Infections: Clinical Challenges and Implications* (pp. 1139–1153).
- **Reviere, B. (2002).** Biologie et phylogénie des algues, tome 1 : cours. In: **Belin** (Éds). Paris,

France : Belin Sup. Sciences, pp. 351.

- **Rhimou, B., Hassane, R., & Nathalie, B. (2013).** Antioxidant activity of Rhodophyceae extracts from Atlantic and Mediterranean coasts of Morocco. *African Journal of Plant Science*, **7**(3), 110–117.
- **Richardson, M. D., & Warnock, D. W. (2012).** *Fungal Infection: Diagnosis and Management*. John Wiley & Sons.
- **Rifi, M., Radwan, Z., AlMonla, R., Fajloun, Z., Sabatier, J. M., Kouzayha, A., El-Sabban, M., Mawlawi, H., & Dassouki, Z. (2022).** The Lebanese Red Algae *Jania rubens*: Promising biomolecules against colon cancer cells. *Molecules*, **27**(19), 6617.
- **Rivière, D., Roche, S., & Rochefort, G. (2017).** In: DORIS, 05/02/2017: *Padina pavonica* (Linnaeus) Thivy.
- **Rizvi, S. I. & Mishra, M. (2009).** Anti-oxidant effect of flavonoids. *Indian Journal of Biochemistry & Biophysics*, **46**(6), 399–407.
- **Rorrer, G. L. & Cheney, D. P. (2004).** Ingénierie des bioprocédés des cultures cellulaires et tissulaires pour les algues marines. *Ingénierie Aquacole*, **32**(1), 11–41.
- **Ruiz, G. (2005).** Extraction, détermination structurale et valorisation chimique de phycocolloïdes d'algues rouges (thèse de doctorat, Limoges), 230 p.
- **Sahnouni, F., Benattouche, Z., Matallah-Boutiba, A., Benchohra, M., Moumen Chentouf, W., Bouhadi, D., & Boutiba, Z. (2016).** Antimicrobial activity of two marine algae *Ulva rigida* and *Ulva intestinalis* collected from Arzew gulf (Western Algeria). *Journal of Applied Environmental and Biological Sciences*, **6**(2), 1–11.
- **Saini, R. K., Prasad, P., Sreedhar, R. V., Naidu, K. A., Shang, X., & Keum, Y.-S. (2021).** Omega-3 polyunsaturated fatty acids (PUFAs): Emerging plant and microbial sources, oxidative stability, bioavailability, and health benefits—A review. *Antioxidants*, **10**(10), 1627.
- **Salih, A. M., Al Qurainy, F., Nadeem, M., Tarroum, M., Khan, S., Shaikhaldein, H. O., Al Hashimi, A., Alfagham, A., & Alkahtani, J. (2021).** Optimization method for phenolic compounds extraction from medicinal plant (*Juniperus procera*) and phytochemicals screening. *Molecules*, **26**(24), 7454.
- **Samarth, R. M., Samarth, M., & Kumar, A. (2008).** Evaluation of antioxidant and radical-scavenging activity of certain radioprotective plant extracts. *Food and Chemical Toxicology*, **46**(3), 887–892.
- **Sánchez-Moreno, C. (2002).** Methods used to evaluate the free radical scavenging activity in foods and biological systems. *Food Science and Technology International*, **8**(3), 121–137.
- **Santos, S. A. O., Félix, R., Pais, A. C. S., Rocha, S. M., & Silvestre, A. J. D. (2019).** The quest

for phenolic compounds from macroalgae: A review of extraction and identification methodologies. *Biomolecules*, **9**(12), 846.

- **Schiewer, U. (1970).** Vitamin contents of multi-cellular algae from the Baltic Sea. *Botanica Marina*, **13**(1), 28–37.
- **Shanab, S. M. M., Mostafa, S. S. M., Shalaby, E. A., & Mahmoud, G. I. (2012).** Aqueous extracts of microalgae exhibit antioxidant and anticancer activities. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, **2**(8), 608–615.
- **Shi, D., Li, J., Guo, S., & Han, L. (2008).** Antithrombotic effect of bromophenol, the alga-derived thrombin inhibitor. *Journal of Biotechnology*, **136**, 579.
- **Sinniger, V., Tapon-Brethaudiere, J., Millien, C., Muller, D., Jozefonvicz, J., & Fischer, A. M. (1993).** Affinity-chromatography of sulfated polysaccharides separately fractionated on antithrombin-III and heparin cofactor-II immobilized on concanavalin-A-sepharose. *Journal of Chromatography - Biomedical Applications*, **615**(2), 215–223.
- **Škaloud, P. (2006).** Variation and taxonomic significance of some morphological features in European strains of *Klebsormidium* (*Klebsormidiophyceae*, *Streptophyta*). *Nova Hedwigia*, **83**, 533–550.
- **Sokol-Letowska, A., Kucharska, A. Z., & Sokół, R. (2007).** Antioxidant activity of the phenolic fractions from different buckwheat (*Fagopyrum esculentum* Moench) varieties. *Journal of Food Biochemistry*, **31**(5), 593–608.
- **Song, Z., et al. (2020).** Inhibitory activities of marine sulfated polysaccharides against SARS-CoV-2. *Antiviral Research*, **181**, 104877.
- **Sperber, W. H., & Tatini, S. R. (1975).** Interpretation of the tube coagulase test for identification of *Staphylococcus aureus*. *Applied Microbiology*, **29**(4), 502–505.
- **Stengel, D. B., & Connan, S. (2015).** Natural products from marine algae: methods and protocols. In *Natural Products from Marine Algae* (pp. 1–37). Springer.
- **Terreni, M., Taccani, M., & Pregnolato, M. (2021).** New antibiotics for multidrug-resistant bacterial strains: Latest research developments and future perspectives. *Antibiotics*, **26**(9), 2671.
- **Veiga, A., Toledo, M. Da G. T., Rossa, L. S., Mengarda, M., Stofella, N. C. F., Oliveira, L. J., Gonçalves, A. G., & Murakami, F. S. (2019).** Colorimetric microdilution assay: validation of a standard method for determination of MIC, IC₅₀%, and IC₉₀% of antimicrobial compounds. *Journal of Microbiological Methods*, **162**, 50–61.
- **Veluchamy, C., & Palaniswamy, R. (2020).** A review on marine algae and its applications. *Asian Journal of Pharmaceutical and Clinical Research*, 21–27.
- **Verlaque, M., Boudouresque, C. F., Meinesz, A., & Gravez, V. (2000).** *The Caulerpa racemosa*

complex (*Caulerpales*, *Ulvophyceae*) in the Mediterranean Sea. *Botanica Marina*, **43**, 49–68.

- **Vidal (2013)**. Dictionnaire Vidal 2013 (89^e éd.). Issy-les-Moulineaux : Éditions Vidal, 3 024 pages. ISBN 978-2-85091-203-0.
- **Wakeel, A., Jan, S. A., Ullah, I., Shinwari, Z. K., & Xu, M. (2019)**. Solvent polarity mediates phytochemical yield and antioxidant capacity of *Isatis tinctoria*. *PeerJ*, **7**, e7857.
- **Wei, W., Shi-Xin, W., & Hua-Shi, G. (2012)**. The antiviral activities and mechanisms of marine polysaccharides: an overview. *Marine Drugs*, **10**(12), 2795–2816.
- **Wichard, T. (2015)**. Alga of the year 2015: the sea lettuce *Ulva* only gets into shape with the right bacteria. Website of the Phycology Section of the German Botanical Society.
- **Widjaja-Adhi, A. M. K., Hosokawa, M., & Miyashita, K. (2010)**. Comparative antioxidant [incomplete title – à compléter si disponible].
- **Wiemer, D. F., Idler, D. D., & Fenical, W. (1991)**. Vidalols A and B, new anti-inflammatory bromophenols from the Caribbean marine red alga *Vidalia obtusiloba*. *Experientia*, **47**(8), 851–853.
- **Yaich, H., Garna, H., Besbes, S., Paquot, M., Blecker, C., & Attia, H. (2011)**. Chemical composition and functional properties of *Ulva rigida* green algae. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, **91**(7), 1213–1221.
- **Yan, R., Bienkowski, M. J., Shuck, M. E., Miao, H., Tory, M. C., Pauley, A. M., ... & Gurney, M. E. (1999)**. Aspartyl protéase ancrée à la membrane avec activité β -sécrétase de la maladie d'Alzheimer. *Nature*, **402**(6761), 533–537.
- **Yan, Y., Li, X., Zhang, C., Lv, L., Gao, B., & Li, M. (2021)**. Research progress on antibacterial activities and mechanisms of natural alkaloids: a review. *Antibiotics*, **10**(3), 318.
- **Yap, W. F., Yow, Y. Y., Ong, K. K., Tan, S. Y., Yip, C. E., Tan, T. H., & Goh, K. Y. (2019)**. Decoding antioxidant and antibacterial potentials of Malaysian green seaweeds: *Caulerpa racemosa* and *Caulerpa lentillifera*. *Antibiotics*, **8**(3), 152.
- **Yoon, H. S., Hackett, J. D., Ciardello, F., & Bhattacharya, D. (2009)**. A molecular timeline for the origin of photosynthetic eukaryotes. *Molecular Biology and Evolution*, **26**(5), 1201–1208.
- **Yuan, Y. V., & Walsh, N. A. (2006)**. Antioxidant and antiproliferative activities of extracts from a variety of edible seaweeds. *Food and Chemical Toxicology*, **44**(7), 1144–1150.
- **Zagoskina, N. V., Zubova, M. Y., Nechaeva, T. L., Kazantseva, V. V., Goncharuk, E. A., Katanskaya, V. M., Baranova, E. N., & Aksenova, M. A. (2023)**. Polyphenols in plants: Structure, biosynthesis, abiotic stress regulation, and practical applications (Review). *International Journal of Molecular Sciences*, **24**(18), 13874.
- **Zouaidia, H., Bougueroua, M., & Djazouli, Z. (2024)**. Phytochemical, biological and

physicochemical characterization of a marine green alga from the Algerian coast *Ulva rigida* C. Agardh, 1823. *Examines in Marine Biology and Oceanography*.

- **Zubia, D., Robledo, D., & Freile-Pelegrín, Y. (2007).** Antioxidant activities in tropical marine macroalgae from the Yucatan Peninsula, Mexico. *Journal of Applied Phycology*, **19**, 449–458.
- **Zubia, M., Fabre, M. S., Kerjean, V., & Deslandes, E. (2009).** Antioxidant and cytotoxic activities of some red algae (Rhodophyta) from Brittany coasts (France). *Botanica Marina*, **52**(3), 268–277.
- **Zubia, M., Robledo, D., Freile-Pelegrín, Y., & Roquebert, S. (2009).** Antioxidant activity in tropical macroalgae of *the Yucatan Peninsula*. *Journal of Applied Phycology*, **21**(6), 735–740.

Annexe

Composition des milieux de culture

Composition de gélose nutritive

- Extrait de levure 2 g
- Chlorure de sodium 5 g
- Peptone 5 g
- Extrait de viande 1 g
- Agar 15 g
- Eau distillée 1000 ml

PH = 7.1 ± 0.2

Composition de gélose Mueller Hinton (MH)

- Extrait de viande 2g
- Hydrolysate acide de caséine 17.5 g
- Amidon 1.5 g
- Agar 17 g
- Eau distillée 1000 ml

PH = 7.3 ± 0.2

Composition de Sabouraud Dextrose Agar (SDA)

- Peptone 10 g
- Glucose 20 g
- Agar 15 g
- Eau distillée 1000 ml

PH= 6

Composition de TSB (Tryptic Soy Broth)

- Peptone de caséine 17 g
- Peptone 3 g
- Chlorure de sodium 5 g
- Hydrogénophosphate dipotassique K_2HPO_4 2.5 g
- Glucose 2.5 g
- Eau distillée 1000 ml

PH= 7.3 ± 0.2

Chapman (Mannitol Salt Agar – MSA)

- Mannitol : 10 g
- Peptone : 10 g
- Extrait de viande : 1 g
- NaCl : 75 g
- Rouge de phénol : 0,025 g
- Agar : 15 g
- Eau distillée : 1000 ml

PH \approx 7,4

King B

- Peptone : 20 g
- Glycérol : 10 g
- Sulfate de magnésium ($\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$) : 1,5 g
- Sulfate de potassium (K_2SO_4) : 1,5 g
- Agar : 15 g
- Eau distillée : 1000 ml

PH \approx 7,2

L'eau physiologique

- Chlorure de sodium (NaCl) : 9 g
- Eau distillée : 1000 ml

PH \approx 7,0 à 7,4

Hektoen Enteric Agar (HEA)

- Peptones : 12 g
- Lactose : 12 g
- Sucrose : 12 g
- Salicine : 2 g
- Bile salts : 9 g
- Sodium thiosulfate : 5 g
- Ferric ammonium citrate : 1,5 g

- Bleu de bromothymol + fuchsine acide (indicateurs pH)
- Agar : 13,5 g
- Eau distillée : 1000 ml

PH \approx 7,5

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

جامعة عبد الحميد بن باديس-مستغانم-
كلية العلوم الطبيعية والحياة

تصريح شرفي خاص بالالتزام بقواعد النزاهة العلمية
لإنجاز البحث

أنا الممضي أدناه،

الطالب(ة): **بو عبد لي إكرام**. رقم التسجيل الجامعي: 202037028282
الحامل لبطاقة التعريف الوطنية رقم: 110030963013020003 والصادرة بتاريخ: 2020.02.03
عن مستغانم - مستغانم
المسجل بكلية العلوم الطبيعية والحياة / قسم العلوم البيولوجية .
التخصص ميكروبيولوجيا التطبيقية .
والمكلف بإنجاز مذكرة ماستر بعنوان:

Etude du pouvoir antioxydant et antimicrobien des extraits d'algues marines du littoral de Mostaganem

أصرح بشرفي أنني ألتزم بمراعاة المعايير العلمية والمنهجية ومعايير الأخلاقيات العلمية والنزاهة الأكاديمية المطلوبة في إنجاز البحث ، وأتحمل المسؤولية الشخصية عن كل المحتوى المتضمن في البحث المذكور أعلاه .

التاريخ: 2025.07.02

إمضاء المعني



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

جامعة عبد الحميد بن باديس-مستغانم-
كلية العلوم الطبيعية والحياة

تصريح شرفي خاص بالالتزام بقواعد النزاهة العلمية
لإنجاز البحث

أنا الممضي أدناه،

الطالب(ة): شاكري رقية. رقم التسجيل الجامعي: 191937030613

الحامل لبطاقة التعريف الوطنية رقم: 110010707005920009 والصادرة بتاريخ:

2024.03.26

عن مزغران - مستغانم

المسجل بكلية العلوم الطبيعية والحياة/ قسم العلوم البيولوجية .
التخصص ميكروبيولوجيا تطبيقية.

والمكلف بإنجاز مذكرة ماستر بعنوان:

Etude du pouvoir antioxydant et antimicrobien des extraits d'algues
marines du littoral de Mostaganem

أصرح بشرفي أنني ألتزم بمراعاة المعايير العلمية والمنهجية ومعايير الأخلاقيات العلمية
والنزاهة الأكاديمية المطلوبة في إنجاز البحث ، وأتحمل المسؤولية الشخصية عن كل المحتوى
المتضمن في البحث المذكور أعلاه .

التاريخ 2025.07.02

إمضاء المعني

* ملحق القرار الوزاري رقم 933 المؤرخ في 28 جويلية 2016 الذي يحدد القواعد المتعلقة بالوقاية من السرقة العلمية ومكافحتها.