



REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE
ET POPULAIRE
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR
ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE KASDI MERBAH - OUARGLA
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE
LA VIE
DEPARTEMENT DES SCIENCES BIOLOGIQUES



N° d'enregistrement : /....../....../....../....../

THESE

Pour l'obtention du diplôme de

Doctorat ès sciences

Filière : Sciences Biologiques Option : Microbiologie Appliquée

Etude phytochimique et évaluation des activités
biologiques de l'algue rouge marine *Asparagopsis armata*
(Rhodophycée, Bonnemaisoniale)

Présentée et Soutenue publiquement
Par : MAIDI Leila

Le 24/06/2026
Devant le jury composé de :

KEMASSI ABDELLAH	Professeur	U.K.M. Ouargla	Président
GOUZI Hicham	Professeur	U. Amar Telidji Laghouat	Rapporteur
HAMMOUDI Roukia	Professeur	U.KM. Ouargla	Co –Rapporteur
RAMDANE Farah	M.C.A.	U. El-Oued	Examineur
BOURICHA M'hamed	M.C.A.	U.KM. Ouargla	Examineur
BENKHERARA Salah	M.C.A.	U. Ghardaia	Examineur

Année universitaire : 2025/2026

REMERCIEMENTS

Avant tout, je rends grâce à Dieu, le Tout-Puissant, qui a éclairé mon chemin et m'a donné courage et patience pour mener à bien mes études de doctorat.

Je tiens à exprimer ma profonde reconnaissance à Monsieur GOUZI Hicham, Professeur à la Faculté des Sciences de la Vie et de la Nature de l'Université de Laghouat, pour l'honneur qu'il m'a fait en acceptant d'encadrer ce travail, ainsi que pour son suivi attentif, sa disponibilité constante, ses encouragements et la pertinence de ses conseils tout au long de la réalisation de ce thèse.

Mes sincères remerciements vont également à Madame HAMMOUDI Roukia, Professeur à la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'Université Kasdi Merbah-Ouargla, pour sa co-direction de ce travail, son accompagnement, ses remarques constructives et son soutien scientifique, qui ont largement contribué à l'amélioration de ce thèse.

Je remercie chaleureusement Monsieur KEMASSI Abdellah, Professeur et Doyen de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'Université Kasdi Merbah-Ouargla, pour l'honneur qu'il m'a fait en acceptant la présidence du jury et pour son engagement à l'évaluation de ce travail.

Je suis également reconnaissante envers Madame RAMDANE Farah, Maître de conférences à l'Université d'El-Oued, Monsieur BOURICHA M'hamed, Maître de conférences à l'Université de Ouargla, et Monsieur BENKHERARA Salah, Maître de conférences à l'Université de Ghardaïa, pour avoir accepté d'examiner ce travail et de faire partie du jury. Qu'ils trouvent ici l'expression de ma sincère gratitude pour leur disponibilité et leurs précieux conseils.

Je remercie vivement Dr KIBOUB Fatima Zahra, de l'Université de Norvège, pour son soutien et ses conseils avisés.

Mes remerciements vont également à Dr Ben Terfaya Amira, Dr Ouled Elhaddar Mariam et Dr Sifi Ibrahim pour leur accompagnement, leur disponibilité et leur aide précieuse tout au long de cette étude.

Je souhaite exprimer ma gratitude aux membres du Laboratoire de Biogéochimie des Milieux Désertiques de l'Université Kasdi Merbah-Ouargla, au responsable des laboratoires du Département de Biologie de l'Université de Laghouat, Monsieur HADJOUDJA Mustapha, ainsi qu'aux ingénieurs de laboratoire de l'Université de Ghardaïa et à l'ensemble du personnel du Laboratoire du Centre de Recherche Scientifique et Technique de Ouargla, pour leur soutien logistique et la mise à disposition du matériel nécessaire à la réalisation de ce travail.

Enfin, je remercie toutes les personnes qui, de près ou de loin, m'ont apporté leur aide et leur encouragement durant la réalisation de ce thèse.

RESUME

Cette étude s'inscrit dans une approche de valorisation biologique de l'algue rouge *Asparagopsis armata*, en mettant en évidence sa composition phytochimique et ses activités biologiques potentielles. Une approche expérimentale intégrée, combinant des procédés d'extraction, des analyses chimiques approfondies et des évaluations biologiques, a permis de générer des données originales offrant une compréhension plus approfondie du potentiel bioactif de cette macroalgue marine.

Les résultats ont démontré que le rendement d'extraction et la composition chimique de *A. armata* sont fortement influencés par la nature du solvant utilisé. Le méthanol a affiché le rendement le plus élevé (5,74 %), suivi du dichlorométhane (1,17 %) et de l'acétone (0,59 %). Les analyses phytochimiques ont révélé une richesse remarquable en métabolites secondaires, en particulier en composés phénoliques et flavonoïdes, les teneurs de polyphénol et flavonoïdes varient respectivement entre 3,57 et 6,16 mg EAG /g MS et entre 0,20 et 1,46 mg EQ /g MS, l'extrait à l'acétone a affiché la teneur la plus élevée, avec des teneurs se situant dans des gammes comparables à celles rapportées pour d'autres algues rouges. La quantification des pigments a souligné la présence de teneurs élevées en caroténoïdes et en chlorophylles, principalement dans les extraits méthanolique et dichlorométhaniques.

L'analyse par LC-MS/MS a permis d'identifier plusieurs composés bioactifs majeurs, dominés par la myricétine dans les extraits méthanolique et acétonique, confirmant son abondance et son affinité pour les solvants polaires et semi-polaires. Les tests antioxydants (DPPH et FRAP) ont révélé une activité élevée des extraits, avec une efficacité remarquable de l'extrait acétonique au test DPPH et un pouvoir réducteur significatif pour l'extrait dichlorométhane. Les activités antibactérienne et antifongique ont montré une efficacité notable, en particulier contre les bactéries Gram positives et plusieurs champignons phytopathogènes, l'extrait méthanolique se distinguant par la meilleure activité globale.

Ces résultats soulignent le fort potentiel bioactif de *Asparagopsis armata* et confirment son intérêt comme source naturelle prometteuse de métabolites secondaires à applications antioxydantes et antimicrobiennes.

Mots clés : *Asparagopsis armata*, criblage phytochimique, dosage, activités antioxydantes, activités antimicrobiennes, LC-MS/MS

Abstract

The present study is part of a biological valorization approach of the red alga *Asparagopsis armata*, highlighting its phytochemical composition and potential biological activities. An integrated experimental approach, combining extraction processes, in-depth chemical analyses, and biological evaluations, generated original data contributing to a better understanding of the bioactive potential of this marine macroalga.

The results showed that extraction yield and chemical composition of *A. armata* were strongly influenced by the nature of the solvent used. Methanol exhibited the highest extraction yield (5.74%), followed by dichloromethane (1.17%) and acetone (0.59%). Phytochemical analyses revealed a notable richness in secondary metabolites, particularly phenolic compounds and flavonoids. Polyphenol and flavonoid contents ranged from 3.57 to 6.16 mg GAE/g DW and from 0.20 to 1.46 mg QE/g DW, respectively, with the acetone extract showing the highest levels. These values fall within ranges comparable to those reported for other red algae. Pigment quantification revealed high levels of carotenoids and chlorophylls, mainly in the methanolic and dichloromethane extracts.

LC–MS/MS analysis allowed the identification of several major bioactive compounds, dominated by myricetin in the methanolic and acetonic extracts, confirming its abundance and affinity for polar and semi-polar solvents. Antioxidant assays (DPPH and FRAP) revealed high antioxidant activity of the extracts, with remarkable efficiency of the acetone extract in the DPPH assay and significant reducing power for the dichloromethane extract. Antibacterial and antifungal activities showed notable efficacy, particularly against Gram-positive bacteria and several phytopathogenic fungi, with the methanolic extract exhibiting the best overall activity.

These findings highlight the strong bioactive potential of *Asparagopsis armata* and confirm its interest as a promising natural source of secondary metabolites with antioxidant and antimicrobial applications.

Keywords: *Asparagopsis armata*, phytochemical screening, quantification, antioxidant activities, antimicrobial activities, LC–MS/MS

الملخص

تندرج هذه الدراسة ضمن إطار التثمين البيولوجي للطحلب الأحمر *Asparagopsis armata*، حيث تهدف إلى إبراز تركيبه الفيتوكيميائي وأنشطته البيولوجية المحتملة. وقد تم اعتماد مقارنة تجريبية متكاملة تجمع بين عمليات الاستخلاص، والتحليل الكيميائي المتعمقة، والتقييمات البيولوجية، مما أتاح الحصول على معطيات أصلية ساهمت في فهم أفضل للإمكانات الحيوية لهذا الطحلب البحري الكبير.

أظهرت النتائج أن مردود الاستخلاص والتركيب الكيميائي لـ *A. armata* يتأثران بشكل كبير بطبيعة المذيب المستعمل. حيث سجل الميثانول أعلى مردود استخلاص (5.74%)، يليه ثنائي كلورو الميثان (1.17%) ثم الأسيتون (0.59%). وكشفت التحاليل الفيتوكيميائية عن غنى ملحوظ بالمستقلبات الثانوية، لاسيما المركبات الفينولية والفلافونويدات، إذ تراوحت محتويات البوليفينولات والفلافونويدات على التوالي بين 3.57 و6.16 ملغ مكافئ حمض الغاليك/غ مادة جافة، وبين 0.20 و1.46 ملغ مكافئ الكيرسيتين/غ مادة جافة، وسجل المستخلص الأسيتوني أعلى القيم، ضمن نطاقات مماثلة لتلك المسجلة لدى طحالب حمراء أخرى. كما أظهرت عملية تقدير الأصباغ الحيوية وجود تراكيز مرتفعة من الكاروتينويدات والكلوروفيلات، خاصة في المستخلصين الميثانولي وثنائي كلورو الميثان.

مكّن التحليل بتقنية LC-MS/MS من التعرف على عدة مركبات حيوية فعالة رئيسية، كان من أبرزها مركب الميريستين السائد في المستخلصين الميثانولي والأسيتوني، مما يؤكد وفرة العالية وألفته للمذيبات القطبية وشبه القطبية. كما بينت اختبارات النشاط المضاد للأوكسدة DPPH و FRAP فعالية عالية للمستخلصات، حيث أظهر المستخلص الأسيتوني كفاءة مميزة في اختبار DPPH، في حين سجل مستخلص ثنائي كلورو الميثان قدرة اختزالية معتبرة. أما الأنشطة المضادة للبكتيريا والفطريات فقد أظهرت فعالية ملحوظة، خاصة تجاه البكتيريا موجبة الغرام وعدة فطريات ممرضة نباتياً، مع تميز المستخلص الميثانولي بأفضل نشاط إجمالي.

تؤكد هذه النتائج الإمكانات الحيوية العالية لطحلب *Asparagopsis armata*، وتبرز أهميته كمصدر طبيعي واعد للمستقلبات الثانوية ذات التطبيقات المضادة للأوكسدة والمضادة للميكروبات.

الكلمات المفتاحية: *Asparagopsis armata*، التحري الفيتوكيميائي، التقدير الكمي، الأنشطة المضادة للأوكسدة، الأنشطة المضادة للميكروبات، LC-MS/MS

Liste des figures

N°	Titre	Page
Figure 1	Comparaison morphologique entre une algue et une plante	07
Figure 2	Organisation des groupes d'algues eucaryotes au sens large au sein de l'arbre phylogénétique	09
Figure 3	Diversité des cycles de reproduction des algues	12
Figure 4	Amidon floridéen	13
Figure 5	Alginate (enchainement de l'acide β -1-4-D-mannuronique (M) et l'acide α -1-4-guluronique	14
Figure 6	Structure de l'Agar	15
Figure 7	Structure chimique des principaux groupes de phlorotannins	20
Figure 8	Structure de base de Flavonoïde	21
Figure 9	Structure chimique de quelques pigments	23
Figure10	Source des différentes radicaux libres oxygénés et espèces réactives de l'oxygène	27
Figure11	Les différentes espèces oxygénées activées (EOA) et les antioxydants régulateurs de leur production	30
Figure 12	Mécanismes d'action des systèmes enzymatiques antioxydants et contribution des cofacteurs métalliques	31
Figure 13	Acide ascorbique	35
Figure 14	Structure des différents vitamères de la vitamine E	36
Figure 15	<i>Asparagopsis armata</i>	43
Figure 16	Distribution mondiale de six espèces d' <i>Asparagopsis</i>	46
Figure 17	Distribution d' <i>Asparagopsis armata</i> le long de la côte algérienne	47
Figure 18	Ramification du thalle chez <i>Asparagopsis armata</i>	48
Figure 19	Ramule en harpon	48
Figure 20	<i>Asparagopsis armata</i> gamétophyte observe avec une Harpon	49
Figure 21	<i>Falkenbergia rufolanosa</i> (Le tétrasporophyte de <i>A. armata</i>)	49
Figure 22	Le cycle de reproduction d' <i>Asparagopsis armata</i>	50
Figure 23	L'algue marine rouge <i>Asparagopsis armata</i> récoltée de la cote marine de Salamandre Mostaganem	55
Figure 24	Localisation géographique du site d'échantillonnage d' <i>Asparagopsis armata</i>	55
Figure 25	Réduction du radical DPPH	62
Figure 26	Histogramme illustrant le rendement d'extraction des extraits de <i>Asparagopsis armata</i>	70
Figure 27	Variation du pourcentage d'inhibition en fonction de la concentration des extraits et des antioxydants standards	87
Figure28	Comparaison entre la teneur en caroténoïdes, la teneur en chlorophylle et les valeurs d'IC ₅₀ obtenues par le test DPPH	90
Figure 29	Teneurs en caroténoïdes et chlorophylles et leur capacité antioxydante exprimée en équivalents d'acide ascorbique (VCEAC)	94
Figure 30	Activité antibactérienne de l'extrait méthanolique et de l'acétone testées par la méthode de diffusion sur disque	100
Figure31	Activité antibactérienne des extraits d' <i>Asparagopsis armata</i> par méthode de diffusion en puits	101
Figure 32	Activité antibactérienne des trois extraits testés par la méthode de diffusion par puit	104
Figure 33	Histogramme représentant le taux d'inhibition des extraits	107

Figure 34	Résultats de l'activité antifongique des extraits contre <i>Aspergillus flavus</i>	110
Figure 35	Résultats de l'activité antifongique des extraits contre <i>Aspergillus carbonarius</i> .	110
Figure 36	L'effet de l'extrait de méthanol d' <i>Asparagopsis armata</i> sur le <i>Fusarium</i>	112
Figure 37	Taux d'inhibition de l'extrait méthanolique et de nystatine à différentes concentrations sur la croissance de <i>Fusarium</i>	113
Figure 38	Des courbes montrent l'augmentation du taux d'inhibition mycélienne en fonction de la concentration des extraits	114

Liste des tableaux

N°	Titre	Page
Tableau 1	Différents types des fibres solubles présente chez les Algues	14
Tableau 2	Pourcentage des éléments minéraux dans la masse sèche chez les algues	17
Tableau 3	Contenu en iode de diverses algues	18
Tableau 4	Classification des algues selon leurs compositions pigmentaires	22
Tableau 5	Espèces réactives de l'oxygène et de l'azote d'intérêt biologique	28
Tableau 6	Principaux groupes de composés antioxydants présents dans les macroalgues	38
Tableau 7	Propriétés antimicrobiennes des quelques composés extraits de macroalgues	40
Tableau 8	Souches utilisées pour les différents tests d'activité antimicrobienne	56
Tableau 9	Résultats de criblage phytochimique des extraits de <i>Asparagopsis armata</i>	72
Tableau 10	Teneurs en phénols totaux et flavonoïdes des extraits	75
Tableau 11	Teneur totale en caroténoïdes et en chlorophylles des extraits	78
Tableau 12	Résultats des composés identifiés dans les extraits acétone et méthanol par LC-MS/MS d' <i>A armata</i>	12
Tableau 13	Valeurs IC ₅₀ des extraits de l'algue rouge <i>Asparagopsis armata</i> et des antioxydants standard	87
Tableau 14	Valeurs de capacité antioxydante (VCEAC) déterminées par le test FRAP	92
Tableau 15	Résultats de l'activité antibactérienne des extraits d' <i>Asparagopsis armata</i> par méthode de diffusion par disque	97
Tableau 16	Concentration minimale inhibitrice (CMI) des extraits obtenus par la méthode de dilution en milieu liquide	105
Tableau 17	Effet des extraits sur les diamètres des colonies fongique	106
Tableau 18	Diamètres de colonie mycélienne des souches fongiques (<i>Fusarium</i>)	111

Liste des abréviations

Abréviation	Signification
20AD	Modèle de pompe binaire haute pression de la série 20
ADN	Acide désoxyribonucléique
ATCC	American Type Culture Collection
BHA	Butylhydroxyanisole
BHT	Butylhydroxytoluène
°C	Degré Celsius
CEVA	Centre d'Étude et de Valorisation des Algues (France)
CID	Dissociation induite par collision
DMSO	Diméthylsulfoxyde
EAG	Équivalents d'acide gallique
EDTA	Éthylènediaminetétraacétique
EOA	Extrait organique d'algues
EQ	Équivalents de quercétine
ER	Équivalents de rutine
ERO	Espèces réactives de l'oxygène
ESI	Ionisation par électrospray
IBMC	Institut de Biologie Moléculaire et Cellulaire
GSH	Glutathion réduit
LAAPSAB	Laboratoire Antibiotiques Antifongiques Physico-chimie, Synthèse et Activité Biologique
LAPRONA	Laboratoire des Produits Naturels
LC	Chromatographie liquide
LC-ESI-QTOF	Chromatographie liquide couplée à l'ionisation par électrospray et à la spectrométrie de masse quadripôle temps de vol
MeOH	Méthanol
MNHN	Muséum National d'Histoire Naturelle (Paris)
MS	Matière sèche
MS/MS	Spectrométrie de masse en tandem
NADPH	Nicotinamide adénine dinucléotide phosphate réduit
NO	Espèces réactives de l'azote
ROS	Espèces réactives de l'oxygène
rpm	Tours par minute
TBHQ	Tert-butylhydroquinone
ppm	Parties par million
UFC	Unité formant colonie
UFMS	Spectrométrie de masse ultrarapide
UHPLC	Chromatographie liquide à ultra-haute performance
UPLC	Chromatographie liquide à ultra-haute performance
XR	Extra-résolution

Table des matières

Remerciements	
Résumés	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Liste des abréviations	

INTRODUCTION	1
---------------------	----------

CHAPITRE I : LES ALGUES MARINES : DIVERSITE ET GENERALITES

I.1. GENERALITE SUR LES ALGUES	6
I.2. MACROALGUE ET MICROALGUE	6
I.2.1. MACROALGUES	6
I.2.2. MICROALGUES	7
I.3. CLASSIFICATION	7
I.3.1. ALGUES VERTES (CHLOROPHYCEES)	9
I.3.2. ALGUES BRUNES (PHEOPHYCEES)	10
I.3.3. ALGUES ROUGES (RHODOPHYCEES)	10
I.4. REPRODUCTION DES ALGUES	10
I.4.1. REPRODUCTION ASEXUEE	11
I.4.2. REPRODUCTION SEXUEE	11
I.5. COMPOSITIONS BIOACTIVES DES ALGUES MARINES	12
I.5.1. METABOLITES PRIMAIRES	12
I.5.1.1. Glucides	12
I.5.1.2. Fibre	13
I.5.1.3. Protéines	15
I.5.1.4. Lipides	16
I.5.1.5. Eléments minéraux	16
I.5.1.6. Calcium	17
I.5.1.7. Composés halogénés	17
I.5.1.8. Magnésium	18
I.5.1.9. Fer et cuivre	18
I.5.2. METABOLITES SECONDAIRES	19
I.5.2.1. Polyphénols	19
I.5.2.2. Flavonoïde	20
I.5.2.3. Pigments	21
I.5.2.4. Caroténoïde	22
I.5.2.5. Chlorophylle	23
I.5.2.6. Isoprénoïdes (Terpénoïdes)	23
I.5.2.7. Alcaloïdes	24
I.5.2.8. Vitamine	25

CHAPITRE II : ACTIVITES BIOLOGIQUES, GENERALITES ET EVALUATION

II.1. GENERALITES SUR LES RADICAUX LIBRE, LES ANTIOXYDANTS ET LE STRESS OXYDATIF	26
II.1.1. RADICAUX LIBRES	26
II.1.2. PRINCIPAUX RADICAUX LIBRES	26
II.1.2.1. Espèces réactives de l'oxygène ERO	26
II.1.2.2. Espèces réactives de l'azote ERA	27
II.1. 3. STRESS OXYDATIF	29
II.1.4. SOURCES DES RADICAUX LIBRES	29
II.1. 5. SYSTEMES DE DEFENSE	30
II.1.6. ANTIOXYDANTS	30
II.1.6.1. Systèmes antioxydants enzymatiques	31
II.1.6.1.1. Glutathion peroxydase (GSH-Px) et réductase (GSH-R)	31
II.1.6.1.2. Catalase	32
II.1.6.1.3. Superoxyde-dismutases	32
II.1.6.1.4. Système thiorédoxine / thiorédoxine réductase (trx/trxR)	32
II.1.6.1.5. Peroxyrédoxines	33
II.1.6.2. Antioxydants non enzymatiques	33
II.1.6.2.1. Polyphénols	33
II.1.6.2.2. Caroténoïdes	34
II.1.6.2.3. Vitamines	34
• Vitamine C (Acide ascorbique ou Ascorbate)	34
• Vitamine E	35
II.1.7. MECANISMES D'ACTION DES ANTIOXYDANTS :	36
II.1.7.1. Antioxydants primaires (antiradicalaires)	36
II.1.7.2. Les antioxydants secondaires	37
II.1.8. ANTIOXYDANTS CHEZ LES MACROALGUES	37
II.2. LES MALADIES INFECTIEUSES ET LES ACTIVITES ANTIMICROBIENNES DES ALGUES	39

CHAPITRE III : PRESENTATION DE L'ALGUE MARINE *Asparagopsis armata*

III.1. CARACTERISTIQUES D'IDENTIFICATION	43
III.1.1. ASPECT GENERAL :	43
III.1. 2. RAMIFICATION	43
III.1. 3. CARACTERE DISTINCTIF MAJEUR	43
III.1. 4. PHASE TETRASPOROPHYTIQUE (<i>FALKENBERGIA RUFOLANOSA</i>)	43
III.2. ESPECES SIMILAIRES	44
III.2.1. <i>ASPARAGOPSIS TAXIFORMIS</i>	44
III.2.2. <i>BONNEMAISONIA HAMIFERA</i>	44
III.3. CLASSIFICATION	44
III.4. REPARTITION GEOGRAPHIQUE	45
III.5. DISTRIBUTION ET STATUT INVASIF D'<i>ASPARAGOPSIS ARMATA</i> EN ALGERIE	46
III.6. BIOTOPE	47
III.7. DESCRIPTION BOTANIQUE	47

III.8. MORPHOLOGIE DE L'ASPARAGOPSIS ARMATA PENDANT LES DIFFERENTES PHASES DU CYCLE DE REPRODUCTION	49
III.9. REPRODUCTION – MULTIPLICATION	49
III.10. LES ACTIVITES BIOLOGIQUE ET UTILISATIONS D'ASPARAGOPSIS ARMATA	51

CHAPITRE I : MATERIEL ET METHODES

I. MATERIEL ET METHODE	55
I.1. MATERIEL VEGETAL	55
I.2. SOUCHES MICROBIENNES	56
I.3. PREPARATION DES EXTRAITS D'ALGUE	57
I.4. CALCUL DU RENDEMENT	57
I.5. CRIBLAGE PHYTOCHIMIQUE	57
I.5.1. PHENOLS	57
I.5.2. FLAVONOÏDES	57
I.5.3. TANINS	57
I.5.4. TERPENOÏDES	58
I.5.5. ALCALOÏDES	58
I.5.6. SAPONOSIDES	58
I.5.7. GLUCOSIDES CARDIOTONIQUES	58
I.5.8. GLYCOSIDES CARDIAQUES	58
I.5.9. STEROÏDES	58
I.5.10. COUMARINES	59
I.5.11. COMPOSES REDUCTEURS	59
I.5.12. ACIDES AMINES	59
I.5.13. MUCILAGES	59
I.5.14. STEROLS ET TRITERPENES	59
I.5.15. CAROTENOÏDES	60
I.5.16. ANTHOCYANINE	60
I.5.17. QUINONES LIBRES	60
I.6. DOSAGE ET QUANTIFICATION DE QUELQUES METABOLITES SECONDAIRES	60
I.6.1. DOSAGE DES POLYPHENOLS TOTAUX	60
A. Principe de la méthode	60
B. Protocole expérimentale	60
I.6.2. DOSAGE DES FLAVONOÏDES	61
A. Principe de la méthode	61
B. Protocole expérimentale	61
I.6.3. QUANTIFICATION DES CAROTENOÏDES ET CHLOROPHYLLES	61
I.7. EVALUATION DE L'ACTIVITE D'ANTIOXYDANTE ET ANTIRADICALAIRE	62
I.7.1. ÉVALUATION DE L'ACTIVITE ANTIOXYDANTE PAR LE TEST DPPH	62
A. Principe de la méthode	62
B. Protocole expérimentale	63
I.7.2. ÉVALUATION DE L'ACTIVITE ANTIOXYDANTE PAR LA METHODE FRAP	63

A. Principe de la méthode	63
B. Protocole expérimental	63
I.8. EVALUATION DE L'ACTIVITE ANTIMICROBIENNE	64
I.8.1. ACTIVITE ANTIBACTERIENNE	64
I.8.1.1. Préparation des pré cultures	64
I.8.1.2. Sensibilité des souches vis-à-vis des antibiotiques	65
I.8.1.3. Méthode de diffusion sur gélose par disques	65
I.8.1.4. Méthode de diffusion sur gélose par puits	65
I.8.1.5. Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI) en milieu liquide	66
I.8.2. ACTIVITE ANTIFONGIQUE	66
I.8.2.1. Activité contre <i>Aspergillus</i> et <i>Penicillium</i>	66
I.8.2.2. Activité contre <i>Fusarium</i>	67
I.10. ANALYSE STATISTIQUE	68

CHAPITRE II : RESULTATS ET DISCUSSION

II.1. RENDEMENT DES EXTRAITS	70
II.2. CRIBLAGE PHYTOCHIMIQUE	72
II.3. DOSAGE ET QUANTIFICATION DES COMPOSEES PHENOLIQUES ET FLAVONOÏDES	74
II.8. IDENTIFICATION DES PAR CHROMATOGRAPHIE LIQUIDE COUPLEE A LA SPECTROMETRIE DE MASSE (LC-MS-MS)	81
II.5. RESULTATS DE L'ACTIVITE ANTIOXYDANTE	86
II.5.1. RESULTATS DU POUVOIR ANTIOXYDANT DU RADICAL LIBRE DPPH	86
II.5.2. POUVOIR ANTIOXYDANT REDUCTEUR D'IONS FERREUX FRAP	91
II.6. RESULTATS DE L'ACTIVITE ANTIBACTERIENNE	97
II.6.1. ACTIVITE ANTIBACTERIENNE PAR LA METHODE DE DIFFUSION PAR DISQUE	97
II.6.3. RESULTATS DE LA DETERMINATION DE LA CMI PAR DILUTION EN MILIEU LIQUIDE	104
II.7. RESULTATS DE L'ACTIVITE ANTIFONGIQUE	106
II.7.1. ACTIVITE CONTRE <i>ASPERGILLUS</i> ET <i>PENICILLIUM</i>	106
II.7.2. ACTIVITE CONTRE <i>FUSARIUM</i>	111

CONCLUSION	119
-------------------	------------

REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE	123
----------------------------------	------------

ANNEXES	164
----------------	------------

Introduction

Introduction

L'environnement marin est l'un des facteurs les plus importants de la planète pour la préservation de la vie. Essentiel également pour l'humanité, il constitue une ressource inépuisable de molécules bioactives présentant des structures chimiques originales (CARROLL et *al.*, 2024). Les algues sont des organismes eucaryotes photosynthétiques encore relativement peu étudiés par rapport aux plantes terrestres et demeurent nettement plus complexes à appréhender. Elles se développent principalement dans les écosystèmes aquatiques, en particulier les océans et les fonds marins, et représentent un groupe d'organismes d'une remarquable diversité (PERSON, 2011).

Les algues marines représentent une source pertinente de constituants en raison de leur énorme diversité, de leur présence, de leur composition nutritionnelle et chimique. Leur teneur élevée en protéines, glucides et vitamines, aussi en métabolites notamment des composés phénoliques, des terpénoïdes et des pigments, en font de grands candidats pour des applications industrielles (LOURENÇO-LOPES et *al.*, 2020). Il est reconnu que les molécules naturelles ont assuré un rôle déterminant dans la recherche et la conception de molécules thérapeutiques innovantes. Près de la moitié des médicaments actuellement commercialisés trouveraient leur origine dans la nature, notamment les plantes, les animaux, les champignons et les algues (BALUNAS et KINGHORN, 2005).

La biodiversité des macro algues, rouges (Rhodophyceae), brunes (Phœhyceae) et vertes (Chlorophyceae), offre la possibilité de trouver diverses variétés de composés naturels aux propriétés biologiques intéressantes (BHARATHI et LEE, 2024). À ce jour, environ 30 000 produits naturels marins ont été identifiés et caractérisés (HU et *al.*, 2024). Effectivement, les algues jouent un rôle vital dans l'écosystème marin, ce qui explique à la fois leur abondance et leur accessibilité. Elles sont capables de prospérer dans des conditions environnementales défavorables (pression, salinité, absence de lumière, compétition spécifique, etc.). Ces contraintes poussent ces organismes à synthétiser des métabolites secondaires, biologiquement actifs et dotés d'une originalité structurelle remarquable (EL GAMAL, 2010 ; ELADL et *al.*, 2024). Des extraits issus de diverses macro algues à travers le monde ont démontré un vaste éventail d'activités biologiques (CADAR et *al.*, 2025).

Également, les molécules biologiquement actives, facteurs cruciaux impliqués dans le système antioxydant dérivé de ces algues suscitent un intérêt croissant chez les chercheurs, compte tenu de la demande croissante des industries pharmaceutiques et agroalimentaires pour

des composés naturels aux propriétés bénéfiques pour la santé. Les algues marines sont particulièrement largement connues pour leurs puissantes activités antioxydantes et leurs effets protecteurs contre le stress oxydatif (EL-RAFIE et *al.*, 2024). De nombreuses études de recherche ont révélé que les macro algues marines en particulier les algues rouges et brunes ont des propriétés antioxydantes intéressantes à cause de leur richesse en composés phénoliques, polyphénols, caroténoïdes (β -carotène, Fucoxanthine), en polysaccharides sulfates et en vitamines (LOHRMANN et *al.*, 2004 ; Luo et *al.*, 2009). Ces algues constituent une ressource précieuse et quasi inépuisable en antioxydants, dont l'intérêt ne cesse de croître. De fait, un nombre considérable d'études expérimentales soutiennent leur rôle potentiel dans la protection contre divers troubles de santé liés au stress oxydatif (Ben Saad et *al.*, 2016).

D'autre part, Le développement de la résistances antimicrobiennes chez les microorganismes constitue à l'heure actuelle un risque important pour la santé publique mondiale. Cette problématique est étroitement liée aux pratiques cliniques, notamment la prescription excessive d'antibiotiques et leur utilisation inappropriée, qui favorisent l'adaptation et le transfert des mécanismes de résistance au sein des communautés bactériennes (GIEDRAITIENE et *al.*, 2011). Les projections estiment qu'à l'horizon 2050, près de 13 millions de décès annuels pourraient être attribués aux maladies infectieuses, soulignant l'urgence de développer de nouvelles générations d'agents antimicrobiens (DYE, 2015). Dans ce contexte, l'exploration de nouvelles sources de composés bioactifs s'impose, et le milieu marin apparaît comme un réservoir encore largement inexploré. Sa richesse en métabolites originaux, aux structures chimiques uniques et aux activités biologiques prometteuses, en fait une piste de recherche particulièrement stratégique pour le développement d'approches thérapeutiques innovantes (PINTEUS et *al.*, 2018). Au-delà de leur potentiel thérapeutique pour la santé humaine, les molécules bioactives issues des algues suscitent également un intérêt croissant en phytopathologie. Plusieurs études ont montré que certains extraits algaux présentent des propriétés antifongiques efficaces contre des champignons responsables de pertes agricoles majeures, tels que les espèces du genre *Fusarium* (MOSTAFA et *al.*, 2022). L'utilisation de ces composés naturels pourrait constituer une alternative durable aux fongicides chimiques, en contribuant à limiter l'émergence de résistances tout en réduisant l'impact environnemental. Ainsi, l'exploitation des métabolites algaux s'inscrit dans une approche doublement stratégique, sur les plans de la sécurité alimentaire et de la santé publique.

La côte méditerranéenne de l'Algérie est une source de nombreuses espèces d'algues avec une biomasse très élevée (CHATTER et *al.*, 2011), deux espèces du genre *Asparagopsis*

se trouvent le long de la côte méditerranéenne, à savoir *Asparagopsis taxiformis* et *Asparagopsis armata* (GENOVESE et al., 2009). *Asparagopsis armata* (Harvey, 1855) représente l'une des espèces exotiques les plus invasives recensées en Méditerranée. Elle se distingue par une forte capacité de production de biomasse et par un potentiel biotechnologique considérable lié à la diversité des métabolites secondaires qu'elle synthétise (TSIAMIS et al., 2020 ; FELIX et al., 2021), représentant 34,5 % des espèces introduites observées récemment en Algérie (GRIME et al., 2018). En raison de sa prolifération rapide, cette algue envahit les écosystèmes marins, affectent négativement les communautés marines environnantes et provoque des déséquilibres écologiques et constitue une menace pour la biodiversité aquatique (SILVA et al., 2021a).

En Algérie, l'intérêt pour les algues marines n'a que récemment attiré l'attention par rapport à celui de plusieurs pays, et la recherche sur les propriétés biologique, sont des voies prometteuses pour le développement, en particulier dans le domaine des antioxydants et antimicrobiennes. Donc la valorisation de cette biomasse invasive permet non seulement de réduire son impact écologique, mais également une source majeure de composés dotés d'activités antioxydante et antimicrobienne.

À cet égard, cette étude vise à explorer le potentiel bioactif de l'algue rouge *Asparagopsis armata* récoltée sur les côtes algériennes, à travers la caractérisation de ses métabolites secondaires et l'évaluation de leurs propriétés biologiques, en vue de valoriser cette ressource marine et d'identifier de nouveaux composés d'intérêt thérapeutique et phytosanitaire.

Pour atteindre ces objectifs, la présente étude comprend deux axes complémentaires. Le premier est d'ordre phytochimique et repose principalement sur le criblage des métabolites secondaires, l'extraction, ainsi que sur des analyses qualitatives et quantitatives destinées à caractériser les composés bioactifs de l'algue *Asparagopsis armata*. Le deuxième volet est consacré à l'exploration in vitro des propriétés biologiques des extraits, en mettant particulièrement l'accent sur leur potentiel antioxydant et leurs propriétés antimicrobiennes.

La première partie de cette recherche est axée sur une synthèse bibliographique développée en trois chapitres. Le premier chapitre aborde les généralités sur les algues marines, leur diversité et leur importance biologique. Le deuxième chapitre est dédié aux activités biologiques, avec une présentation des notions générales. Le troisième chapitre, quant à lui, est centré sur l'algue rouge *Asparagopsis armata* ; il en décrit les caractères botaniques et

systematiques, sa répartition géographique ainsi que certaines de ses utilisations dans la pharmacopée traditionnelle.

La deuxième partie, expérimentale, présente de manière détaillée le matériel et les méthodes employées. Elle inclut la récolte des échantillons, leur préparation (séchage et broyage), les méthodes d'extraction, ainsi que l'ensemble des protocoles adoptés pour le criblage phytochimique et le dosage de certains métabolites bioactifs. Cette partie décrit également la mise en œuvre de l'analyse LC-MS/MS ainsi que les tests *in vitro* effectués pour évaluer les activités biologiques des extraits obtenus.

La troisième partie s'articule autour de la présentation et de l'interprétation des résultats expérimentaux, confrontés aux données bibliographiques afin d'en identifier les apports et les limites.

Enfin, une conclusion générale vient clore ce travail en mettant en évidence les principales contributions de l'étude et en ouvrant des perspectives de recherche futures, fondées sur les résultats obtenus.

Chapitre I : Les algues marines : diversités et généralités

I.1. GENERALITE SUR LES ALGUES

Les algues, organismes végétaux photosynthétiques autotrophes aquatiques dépourvus de tiges, racines, graines et vaisseaux, jouent un rôle essentiel concernant la productivité océanique et constituent la base de la chaîne alimentaire marine (GOMEZ-CASATI et *al.*, 2025). La taille de ces organismes est très variée, allant de quelques micromètres à plusieurs mètres. Ils peuvent être unicellulaires ou pluricellulaires, libres ou fixés sur un support ((FLOC'H & VETO-LECLERC, 2010). Elles vivent principalement dans les océans et les eaux douces, mais certaines espèces se retrouvent aussi dans les sols très humides. Leur effectif mondial est estimé entre 20 000 et 30 000 espèces, soit environ 18% du règne végétal (GARON-LARDIERE, 2004).

Les algues ont une structure commune à toutes les structures végétales. Elles sont munies d'un noyau, de mitochondries, de vacuoles de réserves, de plastides, de ribosomes, d'un appareil de Golgi, d'un réticulum endoplasmique, de vacuoles de maintien, d'un pyrénoïde, du cytosquelette, d'une membrane cytoplasmique, d'une paroi, etc. (ILITIS, 1980).

Ces organismes ont trois couleurs principales produites par les pigments photosynthétiques, lorsque les pigments chlorophylliens dominent, des algues vertes sont produites. En revanche, lorsque la chlorophylle est plus ou moins masquée par d'autres pigments comme les caroténoïdes, les algues apparaissent rouges ou brunes ((FLOC'H & VETO-LECLERC, 2010).

I.2. Macroalgue et Microalgue

I.2.1. Macroalgues

Le terme « macroalgues » fait référence aux organismes multicellulaires aquatiques photosynthétiques, à l'exclusion des plantes terrestres (plantes vertes ou Embryophytes) (PERSON, 2011). Elles se forment d'un grand nombre de cellules constituant le thalle, structure végétative pluricellulaire qui ne possède ni racines, ni tiges, ni feuilles, ni fleurs. Le thalle se compose de trois parties distinctes (Figure1) :

- Un système de fixation composé d'un disque ou de crampons ;
- Un stipe (pédoncule de longueur et de diamètre variables) ;
- Une lame ou fronde découpée en filaments, cordons ou lanières ;

La taille et la forme de thalle sont variable selon l'espèce (ALAYSE et *al.*, 1997).

Les algues dans les eaux chaudes dépassent rarement 30 cm, tandis que les algues dans les eaux froides vont de 1 à 10 mètres ou plus. La plus grande d'entre elles est *Macrocystis*

(algue brune), qui peut atteindre des hauteurs allant jusqu'à 40 mètres ((FLOC'H & VETO-LECLERC, 2010).

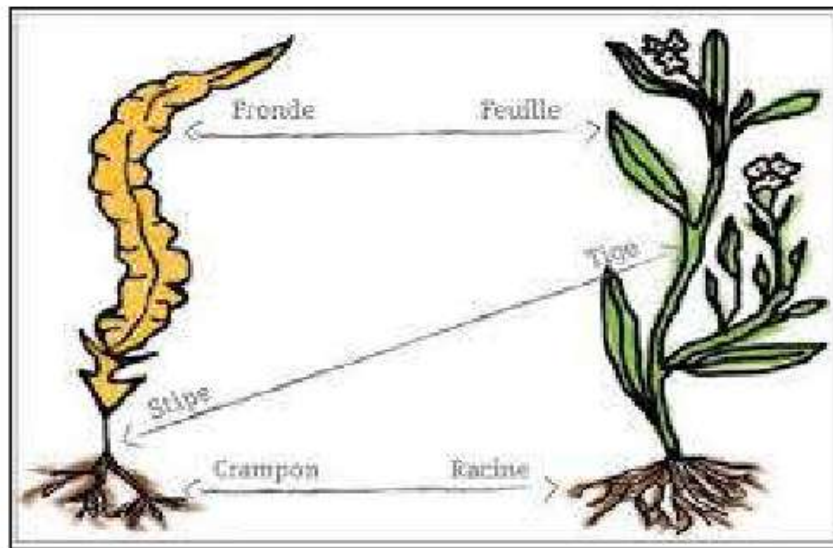


Figure 1 : Comparaison morphologique entre une plante et une algue (FLOC'H & VETO-LECLERC, 2010)

I.2.2. Microalgues

Elles se composent d'une ou de plusieurs cellules, assurant toutes les fonctions vitales. Selon les espèces, elles font partie du phytoplancton, et leur taille moyenne varie de quelques microns (μm) à plusieurs centaines de μm . La majorité montre une aptitude à la flottaison et certaines espèces possèdent des flagelles mobiles, leur conférant une capacité de déplacement active (ALAYSE et *al.*, 1997).

I.3. Classification

Les algues regroupées dans la division des thallophytes sont très différentes les unes des autres, formant de grands embranchements hétérogènes qui partagent peu de caractéristiques communes. Les différences entre ces embranchements d'algues sont basées sur des différences dans les caractéristiques cytologiques et biochimiques ainsi que sur les modes structurels et reproducteurs (ILITIS, 1980). La présence ou l'absence de flagelles, l'habitat, le mode de nutrition, la nature et la localisation des pigments chlorophylliens et caroténoïdes, ainsi que la nature des polymères de réserve et leur localisation à l'intérieur ou à l'extérieur du plaste (DE REVIERS, 2002).

Outre de nombreuses formes unicellulaires, certaines algues sont pluricellulaires et forment des thalles dépourvus de feuilles, de tiges, de racines et de vaisseaux conducteurs (ILITIS, 1980).

Les éléments distinctifs permettant de différencier les groupes d'algues sont :

- Nature des pigments : Les macroalgues sont classées en fonction de leur couleur : rouges, vertes ou brunes. On parle également de cyanobactéries, parfois appelées algues bleues, bien qu'il s'agisse de bactéries, les trois principales catégories de couleurs se réfèrent aux trois divisions principales. Les rhodophytes (algues rouges) et les chlorophytes (algues vertes) constituent deux groupes distincts mais appartiennent à la même « lignée verte », tandis que les phéophytes appartiennent à la « lignée brune », nettement séparée de la précédente. La diversité des couleurs des algues résulte principalement de la concentration relative de trois types de pigments : chlorophylles (vert), caroténoïdes (orange et jaune) et phycobilines (rouge et bleu). Cette variation peut parfois rendre les algues rouges légèrement brunes ou les algues brunes verdâtres (PAYRI *et al.*, 2019).
- La nature des substances de réserves ;
- Critères cellulaires : parmi les caractéristiques distinctives, on note : l'absence de noyau chez les algues bleues (cyanobactéries) ; la perte de mobilité cellulaire chez les algues rouges et certaines algues vertes ; l'organisation particulière des plastides ; ainsi que la présence d'un exosquelette siliceux chez les diatomées.
- La forme du thalle : des formes complexes comme les grandes algues (Fuciales et Laminariales), des formes unicellulaires microscopiques (Diatomées, Desmidiées) ;
- Cycles et organes de reproduction : On distingue des cycles de reproduction très simples, comme chez les *Fucus* et des cycles plus complexes, observés chez certaines algues rouges, faisant se succéder trois générations d'individus parfois très différents morphologiquement ;
- Le mode de vie et diversité des milieux et (DE REVIERS, 2002 ; LECOINTRE, 2004)

D'après ces critères et selon les données récentes d'AlgaeBase (GUIRY, 2024) (Figure 2), plus de 50 589 espèces d'algues vivantes et 10556 fossiles sont recensées, réparties dans quatre règnes, 14 phylums et 63 classes. Les groupes les plus diversifiés sont les Heterokontophyta (21052 espèces, dont 16427 diatomées et presque 1925 algues brunes), les algues vertes (11800 espèces, réparties en Chlorophyta et Charophyta et les algues rouges (7276 espèces). Les Cyanobacteria comptent 5723 espèces, tandis que les Dinoflagellata et les Haptophyta sont moins diversifiés. Ainsi, les algues rouges, vertes et brunes constituent les trois grands groupes majeurs, et les algues dans leur ensemble représentent le troisième groupe le plus riche en espèces après les plantes à fleurs et les champignons .

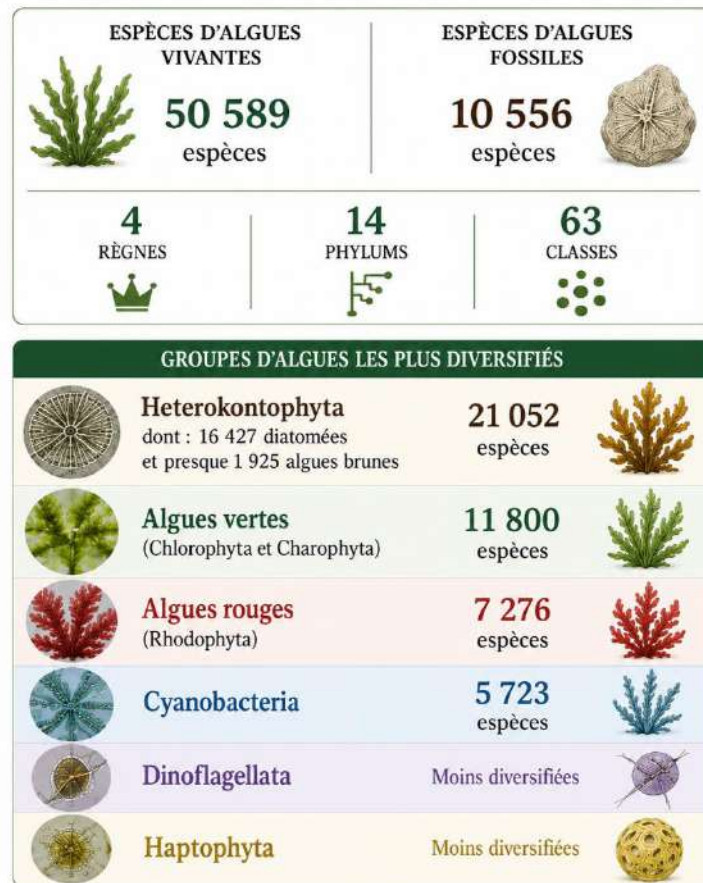


Figure 2. Diversité des algues d'après les données d'AlgaeBase (Guiry, 2024).

Donc selon ces critères, On distingue trois grandes lignées de macroalgues : les Chlorophytes (algues vertes), les Rhodophytes (algues rouges) et les Phéophyceae (algues brunes) (PERSON, 2011).

I.3.1. Algues vertes (Chlorophycées)

Ce sont des eucaryotes photosynthétiques caractérisés par certaines caractéristiques fondamentales liées à la structure du plaste et à ses propriétés biochimiques. (BOUDOURESQUE et *al.*, 2006) Leurs chloroplastes, entourés de deux membranes, présentent des thylakoïdes empilés (grana) (PROSCHOLD et LELIEAERT, 2007). Ils sont verts en raison des chlorophylles a et b, associées à des xanthophylles et des carotènes. Les réserves sont constituées d'amidon intraplastidial (ILITIS, 1980). La grande partie des algues vertes habitent en eau douce ou en milieu marin, bien que certaines espèces puissent également se développer sur sol (GARON-LARDIERE, 2004).

Il existe environ 11800 espèces d'algues vertes réparties dans plusieurs classes, parmi lesquelles : les Chlorophyceae, les Ulvophyceae et Charophyceae. Ces classes diffèrent par la disposition et l'ancrage des flagelles, par la chronologie de la disposition des fuseaux à la

télophase, et par la manière dont se produit la cytodiérèse après la division nucléaire (Nabors, 2009).

I.3.2. Algues brunes (Phéophycées)

Les Phéophycées sont des algues thalloïdes pluricellulaires et macroscopiques, exclusivement filamenteuses à l'état adulte. Majoritairement marines, elles se distinguent par des plastes bruns renfermant des chlorophylles a et c, du carotène et des xanthophylles (principalement diatoxanthine et fucoxanthine). Différemment des autres lignées, elles n'accumulent pas l'amidon mais des réserves sous forme de laminarine et de mannitol. Leur reproduction se réalise via des zoosporocystes uni-cellulaires ou pluriloculaires (ILITIS, 1980 ; BOUDOURESQUE et *al.*, 2006).

I.3.3. Algues rouges (Rhodophycées)

Les algues rouges, ou Rhodophytes, correspondent à un grand groupe d'algues surtout marines et pluricellulaires. La plupart de ces algues vivent fixées sur un substrat quelconque. Elles se définissent par la présence de caroténoïdes, chlorophylle α et de phycobiliprotéines (MERLE et *al.*, 2018).

Ce groupe, qui comprend plus de 7 276 espèces de Rhodophytes, est très diversifié. Il existe moins de 100 espèces différentes d'algues rouges dans les eaux douces (NABORS, 2009 ; GUIRY, 2024).

Les Rhodophytes (algues rouges) doivent leur coloration à la phycoérythrine présente dans leurs plastes. Leurs réserves glucidiques sont constituées de rhodamylon, un amidon extraplastidial qui devient brun et non bleu au contact de l'iode (GAYRAL, 1975 ; DE REVIERS, 2002).

La majorité de ces algues rouges sont macroscopique marines pluricellulaires possèdent un thalle finement découpé, vivent et se développent en grande profondeur océanique que les autres algues. Leur morphologie varie de filaments microscopiques simples à des lames épaisses pouvant atteindre un mètre de longueur. Toutefois, certaines formes unicellulaires existent, et quelques espèces se rencontrent également en eau douce (DE REVIERS, 2002 ; LE GALL, 2012).

I.4.Reproduction des algues :

Comme tous les organismes vivants, les macroalgues se reproduisent, une caractéristique essentielle qui contribue à leur développement et à leur survie. Leurs cycles de multiplication sont très diversifiés et difficiles à maîtriser. Durant ces cycles, différentes étapes s'alternent, à savoir le gamétophyte haploïde et le sporophyte diploïde. Ainsi, nous avons

trouvé des espèces de macroalgues avec des stades diploïdes et haploïdes, qui peuvent être très distincts et bien différenciés en morphologie (PERSON, 2011), Elles utilisant principalement deux modes de reproduction, la reproduction sexuée et asexuée (BOURGOUGNON et GERVOIS, 2021).

I.4.1. Reproduction asexuée

La reproduction des algues se réalise principalement par voie végétative également appelée multiplication asexuée, Ce processus implique soit la division d'une cellule isolée comme les algues bleues, ou une fragmentation de thalle conduisant à la création de plusieurs organismes identiques. Des cellules spécialisées, telles que les spores, sont fréquemment impliquées dans ce processus de reproduction (GARON-LARDIERE, 2004).

I.4.2. Reproduction sexuée

En plus de la reproduction asexuée, les algues eucaryotes assurent une reproduction sexuée par la fusion de deux gamètes mâle et femelle, produisent un œuf, ou zygote (BOURGOUGNON et GERVOIS, 2021).

Plusieurs types peuvent être observés, notamment :

- L'isogamie : les deux gamètes sont morphologiquement identiques.
- L'anisogamie : les deux gamètes sont morphologiquement distincts.
- La planogamie : la fusion s'effectue entre deux gamètes flagellés et mobiles.
- L'oogamie : le gamète femelle est grand, immobile, riche en réserves et en plastides, et se fusionne avec un gamète mâle flagellé.
- La trichogamie : le gamète femelle reste fixé sur le gamétophyte et forme une élongation, dite trichogone, sur laquelle le gamète mâle se fixe (BOURGOUGNON et GERVOIS, 2021).

La reproduction des algues repose sur une alternance de phases asexuées, assurées par les thalles sporophytiques et de phases sexuées, portées par les thalles gamétophytiques producteurs de gamètes. Ce cycle implique une alternance de générations, caractérisée par l'alternance d'étapes haploïdes (n chromosomes) et diploïdes ($2n$ chromosomes) (GARON-LARDIERE, 2004 ; LAPLACE-TRYTURE, 2014). L'alternance relative des phases est très variable selon l'espèce (Figure3).

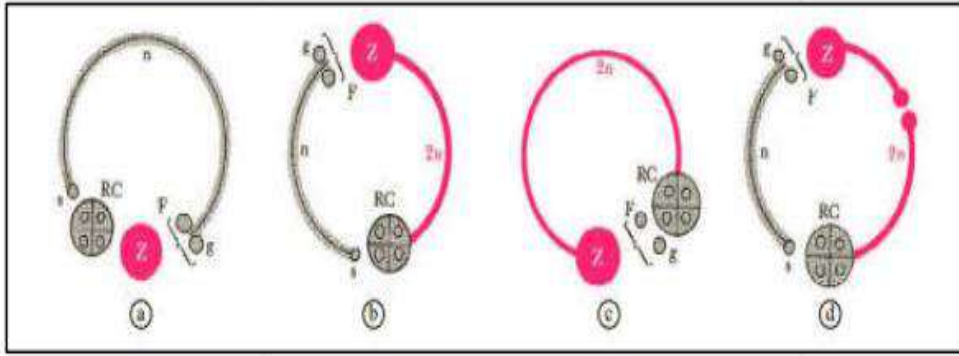


Figure 3 : Diversité des cycles de reproduction des algues (RONALD et VIAN, 1985).

a. cycle haplophasique ; **b.** cycle haplo-diplophasique ; **c.** cycle diplophasique ; **d.** cycle à trois générations successives ; F, fécondation ; g, gamètes ; RC, réduction chromatique ; S, spore ; Z, zygote

I.5.Compositions bioactives des algues marines

Le potentiel nutritionnel des algues est vaste et très diversifié. La composition biochimique peut varier dépend largement de facteurs tels que les espèces, les conditions de croissance, les niveaux de stress, la saison et. L'intérêt des macroalgues peut être principalement attribué à la présence simultanée de trois principaux groupes de constituants (fibres, minéraux et protéines). Ces composants sont abondants et diversifiés, fournissant un apport important en macro et oligo-éléments. De plus, l'intérêt des macroalgues réside également dans la présence de métabolites tels que les caroténoïdes, les vitamines, les polyphénols et les acides gras polyinsaturés qui possèdent des propriétés antioxydantes et antiradicalaires (PERSON, 2011). Le potentiel nutritionnel des algues est diversifié grâce à la présence des protéines généralement bien équilibrées en termes d'acides aminés. La présence de fibres aux structures variées et originales, distinctes de celles des végétaux terrestres, ainsi que la richesse en vitamines diversifiées, constitue une caractéristique notable des algues (ZITOUNI, 2015).

I.5.1. Métabolites primaires

I.5.1.1. Glucides :

Le contenu global en glucides dans les algues varie de 20 % à 76 % du poids sec selon l'espèce (HOLDT et KRAAN, 2011). Les macroalgues renferment généralement trois grandes familles de glucides : (i) les sucres polymères de réserve issus du métabolisme photosynthétique, (ii) les molécules de faible poids moléculaire, comme les polyols et les hétérosides, et (iii) les polysaccharides pariétaux (BOURGOUGNON et ANNETTE, 2021).

Parmi les produits du métabolisme photosynthétique chez les algues rouges l'amidon floridéen, constitué d'un α -D-(1-4) glucane insoluble fortement apparenté aux amidons (Figure 4) (BOURGOUGNON et ANNETTE, 2021).

Bien que la teneur en glucides dans les algues soit considérablement élevée, la plus grande partie est disponible en fibres alimentaires de polysaccharide, qui n'est pas repris par le corps humain. Par conséquent, les algues ne constituent pas une source importante de glucides en termes de biodisponibilité. Les formes faibles, mais absorbables de glucides présentes dans les algues comprennent le glucose, le mannose et le galactose. (RAJAPAKSE et KIM, 2011).

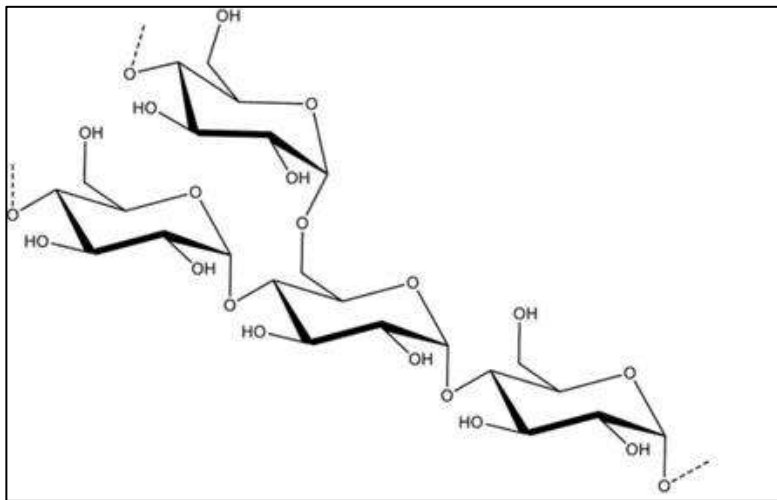


Figure 4 : Amidon floridéen (BOURGOUGNON et ANNETTE, 2021)

I.5.1.2. Fibre

Les algues génèrent de grandes quantités de fibres (chimiquement sont des polysaccharides). Les polysaccharides avec cette structure unique sont perçus comme des fibres alimentaires et sont impliqués dans des régimes alimentaires sains au même titre que les fibres alimentaires dans les légumes terrestres (MARFAING, 2017).

Les fibres participent à la régulation du transit intestinal (DEMOULAIN et LEYMERGIE, 2009). Elles se distinguent par des structures à la fois diverses et uniques non similaires aux fibres des végétaux terrestres (LAHAYE, 1991). Ces fibres représentent une variété importante, constituée selon l'espèce : chez les algues vertes (Chlorophycées), les ulvanes ; chez les algues brunes (Phéophycées), les alginates (Figure 5), les fucoïdanes et les laminarines ; chez les algues rouges (Rhodophycées), les galactanes, les carraghénanes, les xylomannanes et les porphyranes (MICHEL et *al.*, 1999 ; PUJOL et *al.*, 2002).

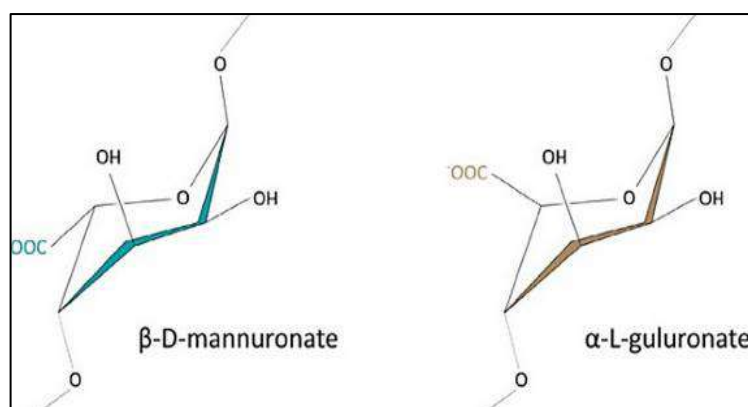


Figure 5 : Alginate (enchainement de l'acide β -1-4-D-mannuronique (M) et l'acide α -1-4-gulonique (JIAO et *al.*, 2011)

Les principaux polysaccharides algaux, dont l'agar, le carraghénane et l'alginate, résistent à l'action des enzymes digestives humaines et sont donc classés parmi les fibres alimentaires (LAHAYE et *al.*, 1991). La teneur moyenne en fibres des algues représente 35 à 40 % de leur poids sec, et plus de la moitié de cette fraction est constituée de fibres solubles. Selon RAJAPAKSE et KIM, (2011), près de 55 à 70 % des fibres totales alimentaires sont des fractions de fibres solubles qui comprennent principalement de l'agar (Figure 6), des alginates et des carraghénanes en quantités variables selon l'espèce d'algue et les conditions de croissance (Tableau 1).

Tableau 1 : Différentes types des fibres solubles présente chez les Algues (RAJAPAKSE et KIM, 2011)

Fibre soluble	Source	Genre
Agar	Algues rouges	<i>Gracilaria, Gelidium, Pterocladia</i>
Carrageenans	Algues rouges	<i>Eucheuma, Chondrus, Hynea, Gigartina</i>
Alginate	Algues brunes	<i>Macrocystis, Laminaria, Ascophyllum</i>
Furoidane	Algues brunes	<i>Laminaria religiosa, Nemaecystus decipiens</i>
Laminarine	Algues brunes	<i>Laminaria japonica, Saccharina latissima</i>
Porphyrane	Algues rouges	<i>Porphyra sp</i>
Ulvane	Algues verts	<i>Ulva lactuca, Enteromorpha spp</i>

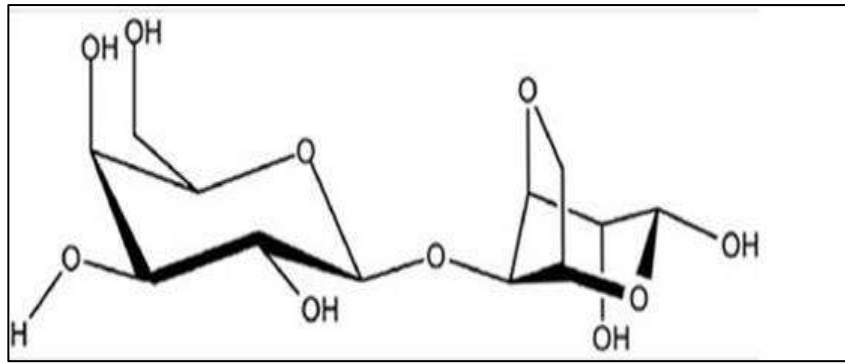


Figure 6 : Structure de l'Agar (BOURGOUGNON et ANNETTE, 2021)

I.5.1.3. Protéines

Les algues ont généralement des niveaux élevés de protéines se distinguent par un profil équilibré en acides aminés essentiels (LOURENÇO-LOPES et *al.*, 2020), mais le contenu en protéines des macroalgues est bien inférieur à celui des microalgues d'eau douce, qui peuvent avoir une teneur en protéines plus élevée, atteignant jusqu'à 70% de la matière sèche pour la Spiruline et un taux de 48% pour la Chlorelle (MARFAING, 2017). La teneur est très variable et dépend des espèces sélectionnées, leur site et la période de collecte (LOURENÇO-LOPES et *al.*, 2020).

Généralement, les protéines d'algues présentent une richesse en arginine, alanine, glycine et acide glutamique, et contiennent tous les acides aminés essentiels (RAJAPAKSE et KIM, 2011). Cependant, par rapport à d'autres sources alimentaires riches en protéines, les niveaux de lysine et de cystine des algues semblent limités. La teneur en protéines et la composition en acides aminés, le score d'acides aminés et l'indice d'acides aminés essentiels étaient plus élevés chez les algues rouges que les autres algues (HOLDT et KRAAN, 2011).

Certaines espèces d'algues rouges telles que *Pyropia tenera*, *Palmaria palmata* et *Pyropia yezoensis*, possèdent des fractions protéiques qui s'étendent de 35 à 47 %, des teneurs qui peuvent, sur le plan quantitatif, être comparées à celles du soja (35%) (BOURGOUGNON et ANNETTE, 2021).

Parmi les algues rouges, le nori se distingue par sa richesse en protéines, avec une teneur moyenne avoisinant 30 % de la matière sèche (MARFAING, 2017). En revanche, la teneur protéique de l'algue brune est faible (3 à 15 % du poids sec) par rapport à celle de l'algue verte ou rouge (10 à 47 % du poids sec), à l'exception de l'espèce *Undaria pinnatifida* (wakame), dont la valeur protéique entre 11 et 24 % (poids sec) (FLEURENCE, 1999). Les teneurs protéiques atteignent leur maximum à la fin de l'hiver et au printemps, tandis que les plus faibles sont enregistrées durant l'été (FLEURENCE, 1999).

I.5.1.4. Lipides

La teneur lipidique est très faible et varie de 1-5% (PERSON, 2011). Les macroalgues renferment une teneur faible en lipides qui varie selon l'espèce, Cependant la teneur totale en lipides chez les rhodophytes varie considérablement, avec des valeurs comprises entre 0,1 % et 6,2 % (BOURGOUGNON et ANNETTE, 2021).

Les lipides des algues présentent des caractéristiques qualitatives distinctes de ceux des plantes terrestres. Par ailleurs, les microalgues affichent une teneur en lipides significativement plus élevée, variant de 1 à 40 % et pouvant atteindre jusqu'à 85 % du poids sec selon les conditions de culture (MARFAING, 2017). Les lipides neutres et les glycolipides sont présents dans toutes les algues, et la proportion d'acides gras essentiels est plus élevée dans les algues que dans les plantes terrestres. Les algues produisent d'importantes quantités d'acides gras polyinsaturés, notamment dans les climats froids, et présentent généralement une teneur lipidique totale plus élevée durant les saisons chaudes (NARAYAN et *al.*, 2006). Elles se caractérisent par une richesse particulière en acides gras polyinsaturés tels que l'acide α -linolénique (ω 3-C18:3, ALA), le stéaridonique (ω 3-C18:4, STA), l'arachidonique (ω 6-C20:4, ARA) et l'eicosapentaénoïque (ω 3-C20:5, EPA). L'acide gras saturé le plus commun est l'acide palmitique (16 :0). Les algues rouges présentent des teneurs particulièrement élevées en acides gras polyinsaturés à 20 carbones (MARFAING, 2007).

I.5.1.5. Éléments minéraux

Les algues sont une source riche en minéraux. Leur contenu dans la biomasse est parfois aussi élevé que 36% (CEVA, 2022). La variété des substances représentées est importante : elles constituent une source remarquable en macroéléments essentiels comme le calcium, le sodium, le potassium, le chlore, le magnésium, le phosphore et le soufre. Elles renferment également une large variété d'oligo-éléments, notamment l'iode, le zinc, le fer, le cuivre, le molybdène et le sélénium, auxquels s'ajoutent d'autres éléments en quantités variables tels que Le bore, le brome, le fluor, le manganèse, le nickel ou encore le cobalt. Il convient de mentionner que la composition en iode chez les macro-algues est exceptionnelle et importante. Chez certaines espèces, particulièrement les gracilaires (algues rouges) et les laminaires (algues brunes), elle est remarquable (MARFAING et LERAT, 2007 ; PERSON, 2011 ; RAJAPAKSE et KIM, 2011). La richesse des algues en minéraux est due à la fois à l'accumulation des ions métalliques de l'eau salée par les algues et la concentration des substances, comme les sels de carbonate, dans leurs thalles (CHOJNACKA et *al.*, 2012).

Les algues rouge, verte et brune ont une quantité de minéraux totales similaire. Cependant, les algues vertes ont une concentration un peu plus basse comparativement aux deux autres types d'algues (Tableau2).

Tableau 2 : Pourcentage des éléments minéraux dans la masse sèche chez les algues (CEVA, 2022)

Les algues	Pourcentage de matière minérale dans la masse sèche
Algues vertes	6 à 30%
Algues rouges	12 à 36%
Algues brunes	15 à 36%

I.5.1.6. Calcium

Le calcium contient de 4 à 7 % de matière sèche (8 g poids sec) fournit 560 mg de calcium (RAJAPAKSE et KIM, 2011). Les macroalgues, telles que *Ulva sp*, présentent des teneurs en calcium pouvant atteindre 6 % de la masse sèche. Certaines espèces calcaires, comme le Lithothamnium (maërl), en sont particulièrement riches, avec des concentrations variant de 25 à 34 %. Ce calcium se caractérise par une excellente solubilité dans les conditions gastriques ($\text{pH} \approx 1,5$), libérant une quantité importante de calcium ionisé hautement biodisponible. Ainsi, ces algues constituent une source naturelle précieuse de calcium, susceptible d'intervient activement dans la prévention de la déminéralisation osseuse et des troubles liés à la carence en calcium (BROWN et al. 2014).

Le calcium est disponible sous la forme phosphate de calcium qui contiennent de 3 à 14 fois plus de calcium que le lait (DEMOULAIN et LEYMERGIE, 2009 ; RAJAPAKSE et KIM, 2011).

I.5.1.7. Composés halogénés

Selon les espèces, les composés halogénés des algues marines sont relativement variés (COUTEAU et al., 2016). Les macroalgues se distinguent par leur teneur particulièrement élevée en iode et reste relativement élevé par apport les plantes terrestres (RAJAPAKSE et KIM ; PERSON, 2011). La teneur en iode la plus élevée se trouve dans les algues brunes (1500 à 8000 ppm) (RAJAPAKSE et KIM, 2011), dans la plupart des cas, les algues vertes et les algues rouges (sauf exception) ont un contenu plus faible (Tableau 3).

Le *Fucus spp* et *Laminaria spp* contiennent des quantités importantes d'iode, qui susceptibles d'atteindre jusqu'à 0,9% du poids sec. L'iode a la propriété de favoriser la lipolyse

qui agit sur le métabolisme de thyroïde par l'élévation de l'entrée des acides gras dans les mitochondries. Par conséquent, ce composé a produit un ingrédient important au niveau cosmétique, alimentaire et pharmacologique (COUTEAU et *al.*, 2016).

Les algues rouges se caractérisent par leur capacité à produire une grande diversité de composés halogénés comme l'espèce *Asparagopsis armata* (Rhodophycées), qui produisaient d'autres composés halogénés, dérivés du brome (bromoforme et acide dibromo-acétique) qui sont liés à des propriétés antimicrobiennes très importantes (JACINTO et *al.*, 2013).

Tableau 3 : Contenu en iode de diverses algues (CEVA, 2022)

	Les espèces	Teneur en mg/kg sec
Algues brunes	<i>Laminaria saccharina</i>	2789-5277
	<i>Laminaria digitata</i>	2020-7454
	<i>Fucus vesiculosus</i>	240-728
Algues rouges	<i>Palmaria palmata</i>	40-541
	<i>Porphyra umbilicalis</i>	67-188
Algues verts	<i>Ulva sp</i>	10-131

I.5.1.8. Magnésium

Les algues sont une source abondante de magnésium (DEMOULAIN et LEYMERGIE, 2009). L'algue calcaire *Lithothamnium* constitue également une source remarquable, contenant environ 1,7 à 3,3 % de magnésium en poids sec. Divers types de macroalgues, en particulier les algues vertes comme *Ulva sp*, sont également riches en magnésium (teneur moyenne de 4,7 g/100 g MS) et *Enteromorpha sp*. (Teneur moyenne de 3,7 g/100 g MS), En outre chez les algues brunes, comme le *Laminaria* et *Undaria*, fournit plus de 50% de la dose journalière recommandée de magnésium. Par conséquent, les algues peuvent être utilisées comme complément alimentaire pour satisfaire la plupart des besoins minéraux importants du corps (RAJAPAKSE et KIM, 2011).

I.5.1.9. Fer et cuivre

Les algues marines sont aussi riches en autre éléments essentiels comme le fer (Fe) et le cuivre (Cu), ce qui en fait des sources minérales intéressantes comparées à certaines denrées terrestres, chez l'algue brune *Alaria esculenta*, la teneur moyenne en fer est d'environ 44,6 mg/100 g de matière sèche, tandis que le cuivre atteint 0,3 mg/100 g de matière sèche. De même, les espèces du genre *Fucus* présentent environ 24,0 mg de fer et 0,5 mg de cuivre pour 100 g de matière sèche. Chez l'algue rouge *Gracilaria spp.*, la teneur moyenne en fer est d'environ 36,0 mg/100 g et en cuivre 0,6 mg/100 g de matière sèche (CEVA, 2022). Ces

niveaux de minéraux sont bien supérieurs aux quantités généralement observées dans des légumes terrestres comme les épinards crus contiennent environ 2,7 mg de fer/100 g (HOLLAND *et al.*, 1993).

I.5.2. Métabolites secondaires

Généralement, Les algues ont la capacité de synthétiser une vaste variété de métabolites secondaires présentant diverses activités biologiques.

I.5.2.1. Polyphénols

Les composés phénoliques sont des polymères de molécule aromatique (poly) hydroxylées (BOURGOUGNON et ANNETTE, 2021). Se distinguent par la présence d'un noyau aromatique (benzénique) sur lequel est fixé au moins un groupe hydroxyle (-OH) directement lié à l'anneau. Libre ou associé à une autre fonction : ester, éther, hétéroside (BRUNETON, 2009). Les polyphénols font partie des métabolites secondaires des algues et constituent un groupe particulièrement important et diversifié. Ils sont omniprésents dans le règne végétal (CREIS, 2015). Généralement, les composés phénoliques situés dans les couches externes du cortex du thalle essentiellement utilisés pour la défense de algues et leur résistance face à l'environnement (BOURGOUGNON et ANNETTE, 2021).

Les polyphénols sont produits par trois classes d'algues, mais les algues brunes Phaeophyceae se distinguent par leur très forte teneur en polyphénols (BOURGOUGNON et ANNETTE, 2021).

Chez les algues marines, les composés phénoliques comprennent les acides phénoliques, les phlorotannines (Figure 7) (polymères complexes composés d'oligomères de phloroglucinol), les flavonoïdes, tanins et catéchines. Le type et la teneur des composés phénoliques dépendent fortement avec les espèces (HENTATI *et al.*, 2020). En effet, les Pheophyceae (algues brunes) sont principalement caractérisées par des teneurs significatifs de phlorotannines, alors que les Rhodophyceae (algues rouges) et Chlorophyceae (algues vertes) sont riche en flavonoïdes, acides phénoliques et bromophénols (RAGAN et CRAIGIE, 1986 ; GOMEZ-GUZMAN *et al.*, 2018).

Les composés phénoliques jouent divers rôles protecteurs, contribuant à la défense contre les rayonnements solaires et dissuadant les prédateurs herbivores par leur goût astringent. Ils possèdent également des propriétés antimicrobiennes, se traduisant par des activités antibactériennes, antifongiques ou antilarvaires (HOLDT & KRAAN, 2011). Ils montrent aussi des activités biologiques prometteuses telles que l'activités antioxydants, anti-

VIH, antiprolifératifs, radio-protecteurs, antidiabétiques, protection de la peau et activités antiallergiques (WIJESEKARA et *al.*, 2010).

Divers composés polyphénoliques, parmi lesquels : flavonols, catéchines, et glycosides flavonols ont été identifiés dans des extraits méthanoliques d'algues rouges et brunes (SANTOSO et *al.*, 2002 ; YOSHIE-STARK et *al.*, 2003). Des bromophénols ont été identifiés dans l'algue rouge *Polytubella ferulacea*, récoltée au Sénégal. Ces composés possèdent des propriétés antifongiques, antibiotiques et répulsives, et sont essentiels à l'algue pour se protéger des attaques des poissons herbivores (CHOI et *al.*, 2012).

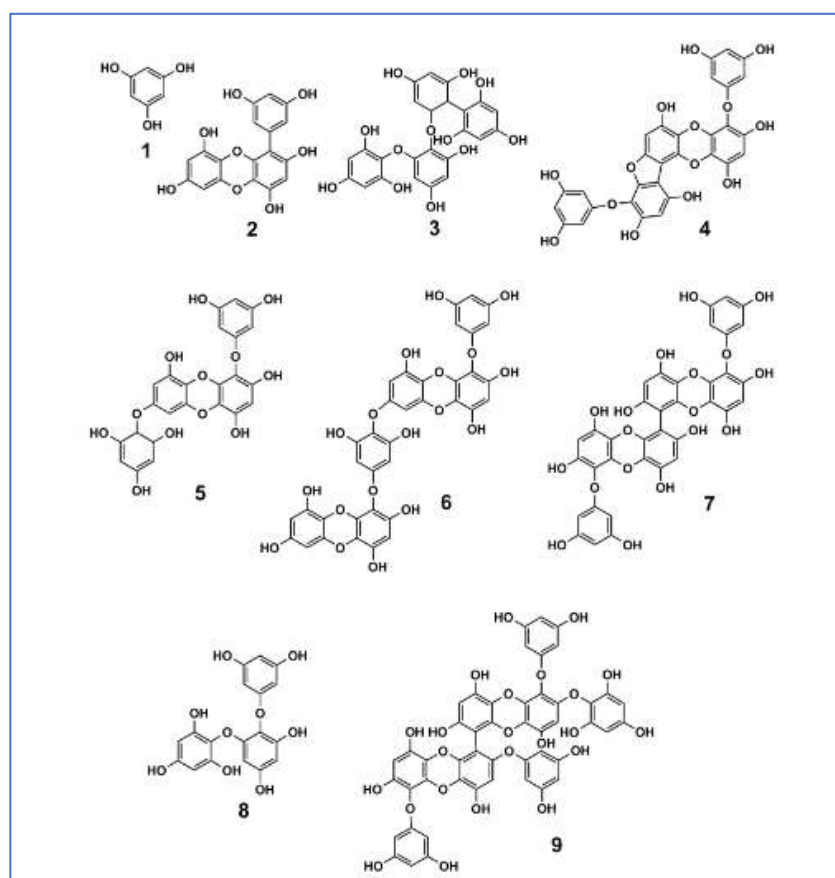


Figure 7: Structure chimique des principaux groupes de phlorotannins: (1) phloroglucinol; (2) eckol ;(3) fucodiphlorethol ;(4) phlorofucofuroeckol ;(5) 7-phloroeckol ;(6) dieckol ;(7)6, 6' -bieckol ;(8) triphlorethol-A et (9)2,7-phloroglucinol-6, 6' (VENKATESAN et *al.*, 2016)

I.5.2.2. Flavonoïde

Les flavonoïdes sont des composés phénoliques caractérisés structurellement par l'oxygène hétérocyclique liés à deux cycles aromatiques (Figure 8), qui peuvent alors varier en fonction du degré d'hydrogénation (HUSSAIN et *al.*, 2019). L'ensemble des flavonoïdes partage un même squelette fondamental constitué de quinze atomes de carbone, organisés selon une structure de type phényl-2-benzopyrane, caractérisée par la configuration (C6–C3–C6)

(ISOREZ, 2007). Il existe plusieurs classes selon le degré d'oxydation et d'insaturation du cycle C dont les plus importantes sont les flavones, les isoflavones, les flavanones, les flavonols, dihydroflavonols, les chalcones, les isoflavanones, les anthocyanes, les aures et les tanins (CHEBIL, 2006). Il existe de nombreuses études sur la teneur flavonol dans les plantes. Toutefois, les recherches portant sur la teneur en flavonoïdes des algues demeurent limitées (COTAS et al., 2020). Quelques recherches ont montré que les algues représentent une source importante de flavonoïdes, notamment de catéchines. Des composés comme la rutine, la quercétine et l'héspéridine ont été identifiés chez différentes espèces appartenant aux Chlorophyta, aux Rhodophyta et aux Phaeophyceae (SANTOS et al., 2019).

Les études de COX et al, (2010) ont révélé que les teneurs en flavonoïdes des quelques extraits d'algues : *Palmaria palmata*, *Enteromorpha spirulina*, *Laminaria saccharina*, *Laminaria digitata*, *Himanthalia elongata* et *Chondrus crispus* varient entre 7,66 et 42 ,5mg QE/g extrait. La valeur la plus élevé (42,50 mg QE/g extrait) a été détecté chez l'algue *Himanthalia elongata* comparativement aux autres algues.

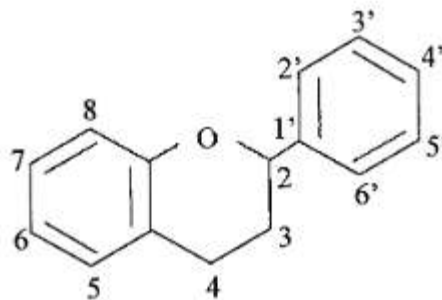


Figure 8 : Structure de base de Flavonoïde (YOSHIE et al, 2003)

I.5.2.3. Pigments

Les macroalgues sont des organismes photosynthétiques et autotrophes, à forte teneur en pigments, qui absorbent la lumière pour se nourrir. Les algues sont capables de synthétiser jusqu'à trois types de pigments : chlorophylles, caroténoïdes (carotènes et xanthophylles) et phycobiliprotéines (WANG et al., 2017). Le type de pigments synthétisés par chaque classe de macroalgues définit sa couleur, également en fonction de l'habitat et de l'intensité de la lumière disponible, déterminée par la profondeur à laquelle ils sont trouvés (DUMAY et al., 2016). Les algues vertes (Chlorophyta) contiennent des pigments, tels que carotène, xanthophylles et chlorophylles a et b. Les algues rouges sont plus présentes dans les eaux plus chaudes, avec des chlorophylles a et d et des caroténoïdes. Cependant, leur coloration est liée à une concentration élevée de phycoerythrine dans leurs cellules. Les algues brunes sont principalement des eaux froides, dans lesquelles fucoxanthine donne la couleur typique, ils possèdent également des

chlorophylles a et c et autres caroténoïdes (LEANDRO et *al.*, 2020 ; FLEURENCE, 2022)
(Tableau 4)

Tableau 4 : Classification des algues selon leurs compositions pigmentaires (FLEURENCE, 2022)

Phylum	Pigments principale	Pigments secondaires
Chlorophytes (Algues vertes)	Chlorophylle a	Chlorophylle b
Rhodophyte (Algues rouges)	Chlorophylle a	-phycoérythrine -phycoérythrocyanine -Allophycocyanine - Chlorophylle b
Chromophytes (Algues brunes)	Chlorophylle a	- Chlorophylle c -Excé de caroténoïdes (carotène, xanthophylle, fucoxanthine)

I.5.2.4. Caroténoïde

Les caroténoïdes sont des composés isoprénoïdes lipophiles (MORAIS et *al.*, 2021). Les algues ressemblent beaucoup aux plantes supérieures concernant le type, la distribution et l'emplacement de leurs caroténoïdes. Les algues vertes (chlorophyta) sont riches en β -carotène, violaxanthine, lutéine, néoxanthine, zéaxanthine, fucoxanthine, pérédinine et dianoxanthine. Les algues rouges (rhodophyta) contiennent en plus de l' α -carotène et de β -carotène (SHAHIDI et *al.*, 1998 ; MARFAING, 2017). Chez les algues brunes (phaéophyta) les pigments principaux sont β -carotène, violaxanthine et fucoxanthine. Cette dernière est un des pigments les plus caractéristiques des algues brunes et également l'un des plus abondants de tous les caroténoïdes (Figure 9) (LATSCHA, 1990).

Les caroténoïdes participent dans l'absorption de l'énergie lumineuse chez les algues comme chez les plantes. Ils contribuent à la transmission de la lumière à la chlorophylle et protègent les cellules des effets néfastes des rayonnements ultraviolets (LERAT, 2013). Les caroténoïdes possèdent de fortes propriétés antitumorales, anti-inflammatoires et antioxydantes, et participent à la prévention de diverses pathologies liées au stress oxydatif. (OKUZUMI et *al.*, 1993 ; CHRISTAKI et *al.*, 2012 ; BOROWITZKA et *al.*, 2013).

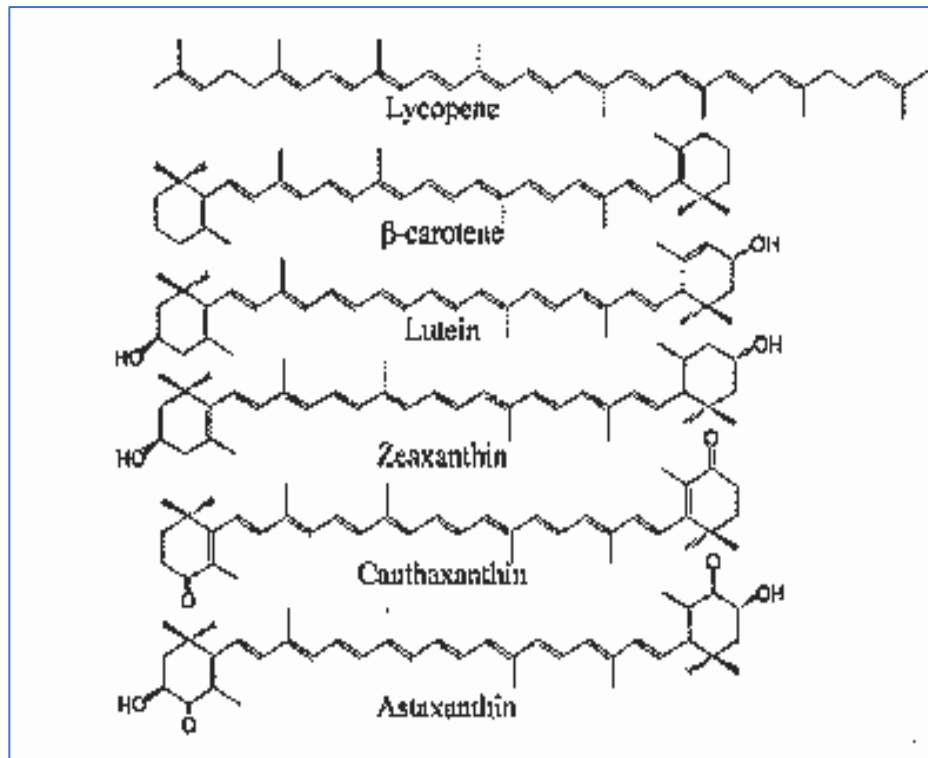


Figure 9 : Structure chimique de quelques pigments (GONG et BASSI, 2016)

I.5.2.5. Chlorophylle

Les chlorophylles sont des pigments présents dans toutes les espèces d'algues. Elles se trouvent à l'intérieur des chloroplastes et confèrent une couleur verte aux plantes. Chez les algues, les chlorophylles apparaissent habituellement en concentrations plus élevées que chez les autres pigments (MORAIS et *al.*, 2021). La proportion dans laquelle elles se trouvent est très variable, puisque les macroalgues vertes doivent leur couleur à la prédominance des chlorophylles de la série a et b; les algues brunes contiennent des chlorophylles a et c avec des caroténoïdes, en particulier β-carotène et fucoxanthine; et les algues rouges montrent cette pigmentation due à la présence de phycobiline, qui peut être rouge (phycoerythrine) ou bleu (phycocyanine et allophycocyanine), bien qu'ils contiennent des chlorophylles des séries a et d (WANG et *al.*, 2017).

Les chlorophylles sont utilisées dans les industries pharmaceutiques, cosmétiques et alimentaires notamment en raison de leurs effets antioxydants, antimutagènes, et cosmétique (HOSIKIAN et *al.*, 2010)

I.5.2.6. Isoprénoïdes (Terpénoïdes)

Les isoprénoïdes ou terpénoïdes forment une grande famille de substances naturelles, représentant plus de la moitié des métabolites secondaires des algues (GAUBERT, 2018). Qui montrent des activités biologiques importantes (antibactériens, antioxydants, anti-

inflammatoires et propriétés antitumorales. Ainsi, il peut être intéressant d'envisager leur application dans les cosmétiques, industries pharmaceutiques et alimentaires. Un bon exemple de leur application peut être le chromène meroterpénoïde tétraprényltoluquinol, obtenu à partir des macroalgues brunes *Sargassum muticum*. Cette molécule a révélé sa capacité à réduire la production de ROS en 21%. Cela signifie qu'il possède une activité de stress anti-photooxydative qui peut protéger les fibroblastes dermiques humains contre dommage ROS. De même, diterpénoïdes spatanes synthétisés par l'algue brune *Stoechospermum marginatum* ont une capacité antitumorale efficace contre la croissance de malignes mélanomes, de sorte que son utilisation dans les crèmes, les écrans solaires et autres formulations pourrait être envisagée (WANG et *al.*, 2017)

I.5.2.7. Alcaloïdes

Les alcaloïdes sont des composés hétérocycliques contenant de l'azote, généralement isolés à partir des plantes. Ils représentent l'un des types les plus cruciaux de produits naturels du fait de leur abondance, de leur variété et de la complexité de leur structure. En fonction de leurs structures classées comme isoquinoléines, quinoléines, indoles, alcaloïdes pipéridines, etc. (YAN et *al.*, 2021).

Les alcaloïdes provenant des algues marines sont classés principalement dans les groupes des phényléthylamines et des indoles. Ils sont moins fréquents que les alcaloïdes des plantes terrestres, généralement les algues marines contiennent 44 alcaloïdes, soit 1 phényléthylamine, 41 indoles et 1 dérivé de naphthyridine. Dans le groupe des alcaloïdes halogénés, il y a 25 composés contenant du brome, dont 7 ont du chlore et 5 ont du soufre. La plupart des alcaloïdes du groupe indole sont concentrés dans les algues rouges tandis que les algues vertes sont riches en alcaloïdes bromés et chlorés. Ces alcaloïdes halogénés d'algues sont absents chez les plantes terrestres et sont spécifiques aux algues et aux organismes marins (GÜVEN et *al.*, 2010).

Les alcaloïdes des algues marines montrent des activités biologiques pertinentes comme le caulerpin était le seul alcaloïde indole de sources marines qui a été signalé comme étant un produit anti-inflammatoire potentiels (BITENCOURT et *al.*, 2011). En outre, il existe deux dérivés : lophocladine A et lophocladine B qui ont été isolés d'une *Lophocladia spp.* (Algue rouge) (GROSS et *al.*, 2006) présentent une activité anticancéreuse marquée (PAULETTI et *al.*, 2010).

I.5.2.8. Vitamine

Les algues se distinguent par leur richesse en vitamines hydrosolubles (B1, B2, B12, C) et liposolubles (A et provitamine A, E, D et K). Plusieurs de ces vitamines, telles que les caroténoïdes (β -carotène), la vitamine C (acide ascorbique) ainsi que les vitamines B1 (thiamine) et B3 (niacine), présentent des activités antioxydantes (LOURENÇO-LOPES et *al.*, 2020).

La plupart des algues rouge, comme le *Palmarie* et *Porphyra*, ont une concentration très importante de provitamine A et de nombreuses vitamines B1, B2 et B12, chez les algues brunes, il semblerait que les teneurs soient faibles mais La vitamine E est bien présente (BOURGOUGNON et ANNETTE, 2021).

L'un des principaux intérêts des algues réside dans leur apport en vitamine B12, inexistante chez les plantes terrestres (RAJAPAKSE et KIM, 2011 ; PERSON, 2011). La composition des vitamines diffère selon les espèces, le stade de croissance et la situation géographique. Elle est également influencée par divers facteurs abiotiques, notamment la salinité, la saisonnalité, la présence de lumière et la température de l'eau. (BOURGOUGNON et ANNETTE, 2021).

Chapitre II : Activités Biologiques, Généralités Et Evaluation

II.1. Généralités sur les radicaux libre, les antioxydants et le stress oxydatif

II.1.1. Radicaux libres

L'oxygène, bien qu'indispensable à la vie, peut avoir des effets délétères sur l'organisme en favorisant la génération des radicaux libres et d'espèces réactives de l'oxygène (EOA) (HALENG *et al.*, 2007).

Les radicaux libres sont des atomes ou des molécules possédant un électron non apparié, ce qui les rend particulièrement réactifs en raison de la forte tendance de cet électron à s'associer de nouveau. Ils ont été considérés comme nuisibles, causes de potentiels dommages dans l'organisme (MIGDAL et SERRES, 2011). Ils sont fortement instables et subissent des réactions rapides avec d'autres composés, en essayant de capturer les électrons nécessaires à la stabilité. La "réaction en chaîne" commence lorsque les radicaux libres attaquent la molécule stable la plus proche en "volant" des électrons, et les "molécules attaquées" deviennent elles-mêmes des radicaux libres. Leur danger majeur provient de leur capacité à induire des altérations en interagissant avec des constituants cellulaires fondamentaux, comme l'ADN ou les membranes cellulaires après exposition aux radicaux libres (PELLI et LYL, 2003 ; TANGUY et BEGUE-SIMON, 2009).

II.1.2. Principaux radicaux libres

II.1.2.1. Espèces réactives de l'oxygène ERO

Ils constituent les radicaux libres les plus abondants. Cette catégorie comprend des espèces dérivées de l'oxygène, formées par des réductions successives d'un électron. Certains de ces dérivés possèdent des électrons dans un état énergétique excité, ce qui les rend hautement réactifs. Parmi eux, certains contiennent un électron non apparié et font partie des composés oxydants générés lors de la réduction de l'oxygène (FAVIER, 2006).

Selon RUTKOWSKI *et al.*, (2007), les espèces réactives de l'oxygène peuvent être générées dans tout type cellulaire, même dans des conditions physiologiques normales, la mitochondrie constitue le site principal de la production cellulaire d'ERO 80 % de l'anion superoxyde ($O_2 \bullet^-$) provenant de la chaîne respiratoire (CARRIERE *et al.*, 2006). C'est une ERO primaire qui cela entraîne, au fil de véritables chaînes d'oxydoréduction, la formation de nombreuses espèces hautement réactives (Figure 10) (STROBEL *et al.*, 2011).

➤ Les radicaux libres primaires : Ils occupent une place particulière dans la physiologie, ils dérivent directement de l' O_2 par une réaction de réduction ; tels que l'anion superoxyde $O_2 \bullet^-$ et le radical hydroxyle $OH \bullet$;

➤ Les radicaux libres secondaires résultent de l'interaction des radicaux libres primaires avec différents composés biochimiques cellulaires ;

➤ Les espèces réactives de l'oxygène (EAO) correspondent à des molécules sans électron célibataire, mais présentant un pouvoir oxydant élevé, capables de produire des radicaux libres, notamment le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2), l'oxygène singulet (1O_2) et le peroxyxynitrite ($ONOOH$) (FANG *et al.*, 2002 ; FAVIER., 2003)

II.1.2.2. Espèces réactives de l'azote ERA

Chez les mammifères, les espèces réactives de l'azote dérivent principalement du monoxyde d'azote ($NO\bullet$) et du nitrite ($NO_2\bullet$) (YOSHIZAWA *et al.*, 2000 ; FANG *et al.*, 2002). Le NO est synthétisé au niveau cellulaire à partir de L-arginine et d'oxygène (FANG *et al.*, 2002 ; VALKO *et al.*, 2006), Le monoxyde d'azote ($NO\bullet$) peut avoir des effets néfastes dans l'organisme. En s'associant avec certaines molécules réactives comme l'anion superoxyde ($O_2^{\bullet-}$), il forme de nouveaux composés très agressifs, tels que le peroxyxynitrite ($ONOO^-$). Ces substances, tout comme d'autres radicaux libres de l'oxygène (ex. peroxyde d'hydrogène ou radical hydroxyle), peuvent endommager les cellules et contribuer à un stress oxydant (WINK et MITCHELL, 1998 ; MASSION *et al.*, 2002).

Les effets pathologiques du radical libre $NO\bullet$ sont liés au stress oxydant et nitrosatif, et reposent sur des interactions complexes. En particulier, $NO\bullet$ peut réagir avec le superoxyde ($O_2^{\bullet-}$) pour former des dérivés oxydants tels que le peroxyxynitrite ($ONOO^-$), mais aussi l'anion nitroxyde (HNO/NO^-) ou le dioxyde d'azote (NO_2). Ces dérivés participent au stress oxydatif, tout comme d'autres radicaux libres de l'oxygène (ANDRABI, 2023).

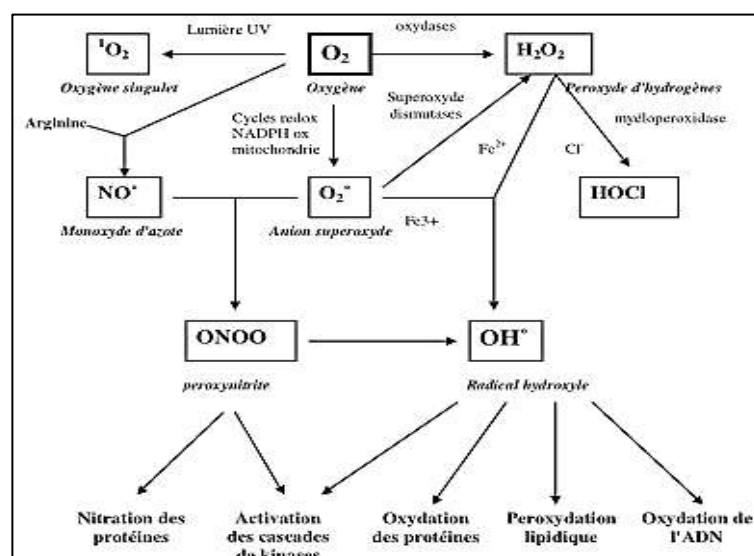


Figure 10 : Source des différents radicaux libres oxygénés et espèces réactives de l'oxygène (FAVIER, 2003)

Les principaux ERO et les ERN sont décrits dans le tableau suivant :

Tableau 5 : Espèces réactives de l'oxygène et de l'azote d'intérêt biologique
(DEVASAGAYAM et *al.*, 2004).

Espèces réactives	Symbole	Réactivité / Remarques
Superoxyde	$O_2^{\bullet-}$	Produit dans le système cardio-vasculaire, dans les mitochondries et d'autres.
Radical hydroxyle	$OH^{\bullet}$	Très réactifs, ils sont générés lors d'une surcharge en fer et dans certaines conditions physiologiques.
Peroxyde d'hydrogène	H_2O_2	Il est formé dans notre organisme par de nombreuses réactions, donnant naissance à des espèces particulièrement réactives telles que le radical hydroxyle ($\bullet OH$).
Radical pyroxyde	$ROO^{\bullet}$	Réactif et créé à partir des sucres, protéines, lipides, ADN, etc. pendant le dommage oxydatif
Hydroperoxyde organique	$ROOH$	Il interagit avec les ions métalliques de transition pour générer des espèces réactives.
Oxygène singulet	$O_2^{\bullet}$	Extrêmement réactif, il est produit au cours de processus de photosensibilisation ainsi que lors de diverses réactions chimiques
Ozone	O_3	Considéré comme un polluant atmosphérique, il peut réagir avec différentes molécules, formant ainsi $O_2^{\bullet}$
Oxyde nitrique	$NO^{\bullet}$	Neurotransmetteur et régulateur de la pression artérielle, peut générer des oxydants puissants pendant des états pathologiques.
Peroxynitrite	$ONOO^-$	Fortement réactif, formé à partir de $NO^{\bullet}$ et $O_2^{\bullet-}$
Acide Peroxynitrous	$ONOOH$	Forme protonée de $ONOO^-$
Bioxyde d'azote	NO_2	Formé au cours de la pollution de l'atmosphère.

II.1. 3. Stress oxydatif

Les radicaux libres sont utiles pour le corps lorsqu'ils sont produits en petites quantités, car ils participent à certaines fonctions normales. En temps normal, l'organisme contrôle bien leur production grâce à ses systèmes de défense. Mais si leur quantité devient trop élevée soit parce qu'ils sont produits en excès, soit à cause de substances toxiques extérieures ils peuvent devenir dangereux. Le corps utilise alors des antioxydants pour se protéger. Quand ces antioxydants sont insuffisants ou dépassés, l'excès de radicaux libres induit un état pathophysiologique appelé stress oxydatif, qui peut abîmer les cellules (FAVIER, 2003).

Le stress oxydant se définit comme un déséquilibre entre la production d'espèces réactives de l'oxygène (ERO) et les capacités antioxydantes des cellules (PINCEMAIL *et al.*, 2002 ; MIGDAL et SERRES, 2011 ; BAUDIN, 2020). Il peut être induit par des perturbations mitochondriales, l'activation de systèmes enzymatiques, la libération de fer libre ou l'oxydation de diverses molécules. Ce déséquilibre, marqué par l'incapacité cellulaire à contrôler l'excès de radicaux oxygénés toxiques, conduit à des altérations des principaux constituants biologiques tels que les lipides, les protéines et les acides nucléiques (PINCEMAIL *et al.*, 2002 ; FAVIER, 2003 ; LEROY, 2016).

Le stress oxydatif est associé à de nombreuses pathologies affectant la santé ont un impact énorme sur la santé, tels que le cancer, diabète, arthrite rhumatoïde (GUTTERIDGE, 1993) et contribue à la pathogenèse de diverses affections neurodégénératives (Parkinson, Alzheimer, Huntington), et également dans les phénomènes de vieillissement. Il est généralement initié et propagé par la surproduction d'O₂ et H₂O₂ et sa transformation en un oxydant puissant très nocif pour le corps humain (FAVIER, 2003 ; AMZAL, 2010).

II.1.4. Sources des radicaux libres

Les sources de radicaux libres sont multiples. Elles incluent des sources endogènes comme la respiration mitochondriale, certaines enzymes comme les cytochromes (P450, NADPH oxydases, ...) (LEROY, 2016), ainsi que le métabolisme cellulaire impliquant l'activité mitochondriale et diverses réactions enzymatiques (FAVIER, 2006). En revanche les sources exogènes tel que l'exposition aux rayons UV, xénobiotiques (polluants et médicaments, la pollution atmosphérique et industrielle, la cigarette, les radiations ionisantes, les radiations, les métaux toxiques (FAVIER, 2006 ; LEROY, 2016), aussi l'alimentation malsaine ce sont des facteurs qui favorisent la production de radicaux libres (MENA *et al.*, 2009).

II.1. 5. Systèmes de défense

Pour limiter l'apparition du stress oxydatif, le corps dispose d'un large arsenal d'antioxydant, ou défenses (Figure 11), souvent capables de compenser sa production, de nombreux antioxydants sont soit produits par l'organisme lui-même, soit souvent provient de l'alimentation. Plus les Vitamine (vitamine C, vitamine E, Q (ubiquinone)) Un système extrêmement complexe d'enzymes répare tout dommage oxydatif aux protéines ou à l'ADN. Il existe également des oligo-éléments (cuivre, sélénium, zinc) qui sont des cofacteurs de plusieurs enzymes à activité antioxydante. Les caroténoïdes, également apportés par l'alimentation, exercent leur action en piégeant les radicaux libres et en captant leurs électrons non appariés, les convertissant ainsi en molécules ou ions stables (KRINSKY et *al.*, 1989 ; DEFRAIGNE et PINCEMAIL, 2008).

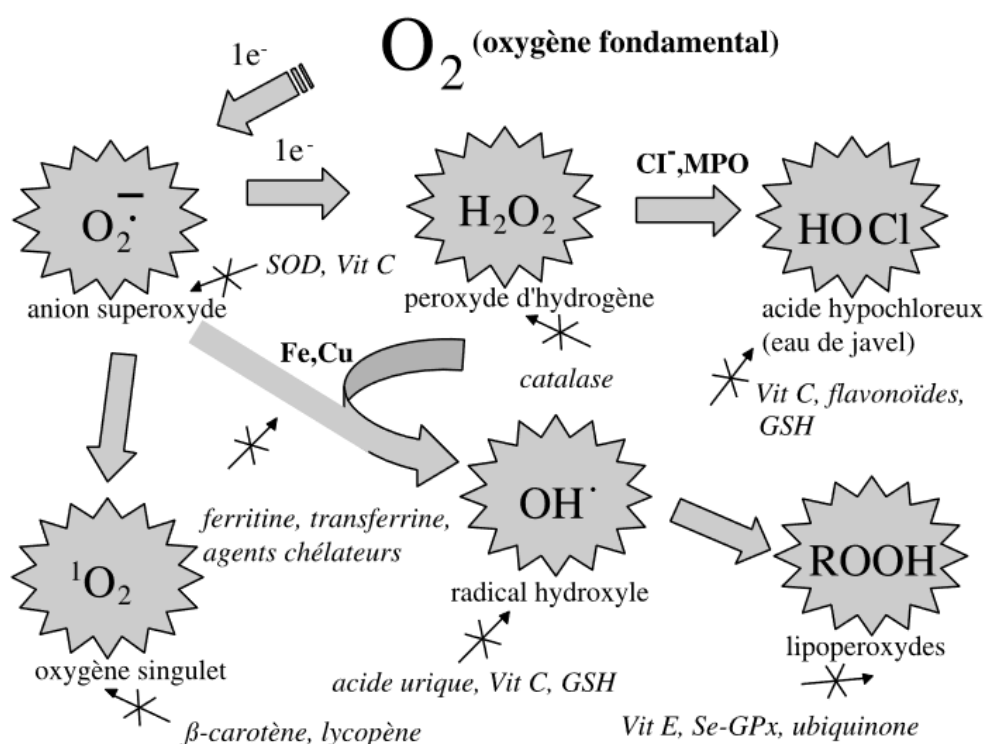


Figure 11 : Les différentes espèces oxygénées réactives (EOA) et les systèmes antioxydants régulateurs de leur production (PINCEMAIL *et al.*, 2002)

II.1.6. Antioxydants

Les antioxydants sont des composés qui, même en faible quantité par rapport à un substrat oxydable, inhibent ou retardent les processus d'oxydation (HALLIWELL et GUTTERIDGE, 2006 ; FINKEL, 2011). Ce sont des molécules qui possèdent une aptitude à neutraliser les ERO (PINCEMAIL *et al.*, 2002).

Les antioxydants peuvent être d'origine endogène, tels que le glutathion et les enzymes associées, ou d'origine exogène, offerts par l'alimentation sous forme de vitamines hydrosolubles et liposolubles, de polyphénols, etc. (LEROY, 2016). Les systèmes de défense antioxydants comprennent à la fois des mécanismes enzymatiques et non enzymatiques (FANG et al., 2002 ; PINCEMAIL et al., 2002)

II.1.6.1. Systèmes antioxydants enzymatiques

Les systèmes antioxydants enzymatiques montré dans la Figure12 regroupent plusieurs enzymes, notamment les superoxydes dismutases (SOD), les glutathion peroxydases (GSH-Px), la catalase, ainsi que le système thioredoxine/peroxirédoxine (Trx/Prx), ...ect (PINCEMAIL et al., 2002 ; FINKEL, 2011).

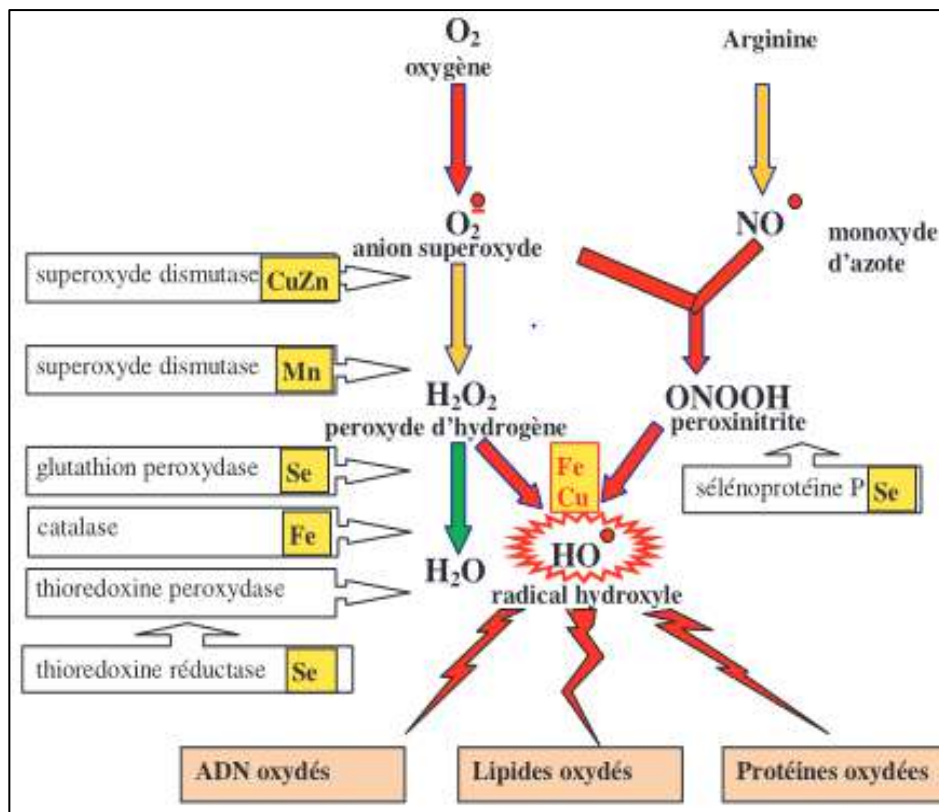


Figure 12 : Mécanismes d'action des systèmes enzymatiques antioxydants et contribution des cofacteurs métalliques (FAVIER, 2003)

II.1.6.1.1. Glutathion peroxydase (GSH-Px) et réductase (GSH-R)

Les plus importantes enzymes éliminant le H_2O_2 chez les animaux étaient les peroxydases de glutathion (BRIGELIUS-FLOHE, 1999).

La glutathion peroxydase (GSH-Px) est une enzyme sélénoprotéique composée de quatre sous-unités identiques, chacune contenant un atome de sélénium, indispensable à l'activité enzymatique. Elle participe à la détoxification du H_2O_2 en H_2O ainsi que des

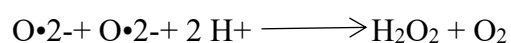
hydroperoxydes lipidiques en alcools, en utilisant des thiols de faible poids moléculaire, tels que le glutathion réduit (GSH). Il existe au moins cinq isoformes : GSH-Px-1 (cytosolique), GSH-Px-2 (gastro-intestinale), GSH-Px-3 (plasmatique), GSH-Px-4 (cytosolique, mitochondriale et membranaire) et GSH-Px-5 ou sn GSH-Px, impliquée dans la spermatogenèse (GARDES-ALBERT *et al.*, 2003 ; LEOPHONT *et al.*, 2006 ; FAVIER, 2006).

II.1.6.1.2. Catalase

Il s'agit d'une enzyme présente dans les cellules animales, végétales et des bactéries aérobies (MATES *et al.*, 1999), la catalase, localisée dans les peroxysomes, est extrêmement efficace pour décomposer le peroxyde d'hydrogène en eau et en oxygène moléculaire. Une seule molécule de catalase peut convertir environ 6 millions de molécules de peroxyde d'hydrogène chaque minute (VALKO *et al.*, 2006).

II.1.6.1.3. Superoxyde-dismutases

Cette enzyme a été isolée dès 1939, mais ce n'est qu'en 1969 que McCord et Fridovich ont démontré son activité antioxydante (MCCORD et FRIDOVICH, 1969). Les superoxyde dismutases (SOD) catalysent la dismutation de l'anion superoxyde ($O_2^{\bullet-}$) en peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) selon la réaction :



Chez l'homme il y a trois formes de SOD : Cytosolique Cu, Zn-SOD, c'est l'isoforme la plus abondante. Elle intervient comme acteur majeur de la défense antioxydante initiale contre les $O_2^{\bullet-}$ (HALENG *et al.*, 2007), c'est aussi l'isoforme SOD extracellulaire (EC-SOD) et mitochondrial (Mn-SOD) (LANDIS et TOWER, 2005 ; FAVIER, 2006). Les plantes ont plus ou moins les mêmes, mais certaines ont des SODs (FeSOD) contenant du fer dans le chloroplaste en plus de Cu-Zn-SOD (ALSCHER *et al.*, 2002 ; HALLIWELL et GUTTERIDGE, 2006), cette enzyme détruit $O_2^{\bullet-}$ avec des taux de réaction élevés, par oxydation et réduction successive de la transition d'ion métallique sur le site actif (MATES *et al.*, 1999).

II.1.6.1.4. Système thiorédoxine / thiorédoxine réductase (trx/trxR)

Le système thioredoxine/thioredoxine réductase (Trx/TrxR) constitue un système antioxydant principale, essentiel pour le maintien de l'équilibre redox intracellulaire et pour la régénération des protéines à l'état réduit via le NADPH, il est impliquée dans la dégradation des peroxydes lipidiques et du peroxyde d'hydrogène et dans la régénération des radicaux ascorbyles en acide ascorbique (HALENG *et al.*, 2007 ; BEILLEROT, 2011). Trois isoformes exprimées pour les thiorédoxines et les thiorédoxines réductases chez les cellules de

mammifères : Trx1 et TrxR1 sont localisées dans le cytosol, tandis que Trx2 et TrxR2 se trouvent dans les mitochondries. De plus, Sp-Trx et TRG sont présentes dans les testicules chez l'homme (BEILLEROT, 2011).

II.1.6.1.5. Peroxyrédoxines

Les peroxyrédoxines (Prx) constituent une famille d'enzymes antioxydantes jouant un rôle clé dans la détoxification des peroxydes et la défense cellulaire contre le stress oxydatif. Elles transforment des molécules dangereuses comme le peroxyde d'hydrogène en eau et d'autres peroxydes en substances moins nocives, comme des alcools, contribuant ainsi à maintenir un équilibre dans la cellule (HAMMA *et al.*, 2015).

II.1.6.2. Antioxydants non enzymatiques

II.1.6.2.1. Polyphénols

Les antioxydants naturels sont répartis dans toutes les parties des plantes supérieures, et se composent principalement de composés phénoliques (ROLLAND, 2004 ; HALENG *et al.*, 2007), ce sont des métabolites secondaires végétaux, indirectement essentielles à la vie des plantes (URQUIAGA et LEIGHTON, 2000 ; RYAN *et al.*, 2002).

L'élément structural fondamental d'un composé phénolique est constitué d'au moins un noyau aromatique auquel est directement lié au moins un groupe hydroxyle, libre ou engagé dans une autre fonction chimique (BRUNETON, 2009 ; RAHMAN et CHUNG, 2011).

Durant les vingt dernières années, les polyphénols ont été largement étudiés pour leur rôle présumé dans la réduction de l'incidence des affections chroniques, comme les maladies cardiovasculaires, le cancer, l'ostéoporose, le diabète sucré et les maladies neurodégénératives. Leur activité protectrice a d'abord été attribuée à leurs propriétés antioxydantes, de piégeage des radicaux libres et de chélateurs métalliques, puis à leur capacité à inhiber ou moduler l'activité de différentes enzymes (DAGLIA, 2012).

Les applications pratiques des composés phénoliques c'est aussi pour lutter contre la génération des radicaux libres nuisibles à la santé (HENNEBELLE *et al.*, 2004).

Parmi ces groupes de polyphénols, on distingue les flavonoïdes comme les flavones et les catéchines sont les plus efficaces pour protéger le corps contre les espèces oxygénées réactives (EOR) toxiques pour les cellules et les tissus de l'organisme.

Les polyphénols protègent les cellules grâce à leurs propriétés chimiques. Ils neutralisent les radicaux libres, capturent l'oxygène réactif et décomposent les peroxydes, empêchant ainsi les dommages oxydatifs (NIJVELDT *et al.*, 2001). Selon HALENG *et al.* (2007), les antioxydants sont présents sous forme d'anthocyanine, de flavonoïde,

d'épicatéchine dans différents fruits rouges, des agrumes, de l'huile de lin ...ect, ils agissent comme de puissants piègeurs des espèces oxygénées activées (EOA) et de puissants chélateurs des métaux de transition tels que le cuivre et le fer.

II.1.6.2.2. Caroténoïdes

Ce sont des pigments contenus dans les plantes, les bactéries, les champignons et les algues. Selon la carotenoids Database (YABUZAKI, 2017) 1117 caroténoïdes naturels caractérisés, dont le β -carotène constitue le principal représentant (OLSON et KRINSKY, 1995 ; STAHL et SIES, 2003).

L'organisme humain est exposé à divers pro-oxydants susceptibles d'endommager des molécules biologiquement importantes, comme l'ADN, les protéines, les glucides et les lipides (GARDES-ALBERT *et al.*, 2003). Parmi les diverses stratégies de défense, les caroténoïdes, ces dernières sont impliquées dans le piégeage de deux espèces d'oxygène réactif, l'oxygène moléculaire simple ($^1\text{O}_2$), et les radicaux peroxyde $\text{ROO}\cdot$. En outre, ils agissent comme de puissants désactivateurs des molécules excitées responsables de la formation de radicaux et d'oxygène réactif (STAHL et SIES, 2003). Les recherches sur le potentiel antioxydant des caroténoïdes ont débuté il y a environ trois décennies. Ils montrent que le carotène et certains autres caroténoïdes, dont le lycopène, alpha-carotène, lutéine, canthaxanthine et même astaxanthine, exercent des activités antioxydantes (JIMENEZ-ESCRIG *et al.*, 2000)

Généralement, trois mécanismes sont proposés pour la réaction des radicaux libres avec les caroténoïdes : l'addition radicalaire, la réaction de transfert des électrons et l'abstraction d'hydrogène du caroténoïde (EL-AGAMEY *et al.*, 2004).

Les caroténoïdes peuvent protéger les lipides des dommages peroxydatifs, la structure à double liaison conjuguée des caroténoïdes permet de délocaliser les électrons non appariés c'est pour cela le β -carotène possède une capacité excellente pour protéger physiquement l'oxygène singulet sans le dégrader et pour réagir chimiquement avec des radicaux libres tels que $\text{ROO}\cdot$, $\text{OH}\cdot$ et $\text{O}_2\cdot^-$ (VALKO *et al.*, 2006).

II.1.6.2.3. Vitamines

- **Vitamine C (Acide ascorbique ou Ascorbate)**

La vitamine C (ascorbate), c'est une vitamine hydrosoluble très répartie dans le règne végétal et animal. Est un antioxydant crucial et efficace, qui fonctionne dans les environnements aqueux du corps (VALKO *et al.*, 2006). L'ascorbate (Figure 13) constitue un excellent capteur de radicaux libres oxygénés. Il réagit avec les radicaux hydroxyles ($\cdot\text{OH}$), les radicaux superoxydes ($\text{O}_2\cdot^-$) et leur forme protonée ($\text{HO}_2\cdot$), ainsi qu'avec les radicaux peroxydes ($\text{RO}_2\cdot$).

En interagissant avec ces différents oxyradicaux, sa propriété la plus importante réside dans sa capacité à régénérer deux autres antioxydants majeurs : le glutathion et l'α-tocophérol (GARDES-ALBERT *et al.*, 2003)

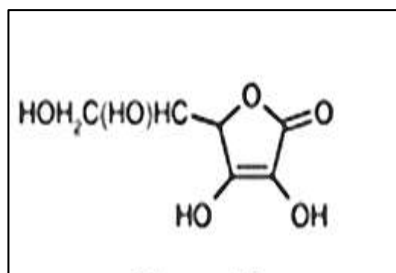


Figure 13 : Acide ascorbique (GARDES-ALBERT *et al.*, 2003)

- **Vitamine E**

La vitamine E est une vitamine liposoluble qui comprend une famille de huit molécules, regroupées en deux grands groupes : les tocophérols et les tocotriénols, chacun comportant quatre vitamères : α, β, γ et δ. (JENSEN *et al.*, 2007 ; Azzi, 2007), l'α-tocophérol (Figure 14) C'est la forme de vitamine E la plus active chez l'homme, dotée d'une structure isoprénique (LANDRIER, 2011), c'est un puissant antioxydant biologique, sa liposolubilité est due à sa longue chaîne aliphatique possédant 16 atomes de carbone (VALKO *et al.*, 2006), efficace s'opposant aux phénomènes de peroxydation lipidique (PRYOR, 2000 ; FANG *et al.*, 2006). La vitamine E, intégrée dans les chaînes d'acides gras des phospholipides des membranes biologiques riches en acides gras polyinsaturés, joue un rôle majeur dans la protection cellulaire en stoppant la propagation des radicaux peroxydes lipidiques (RO₂•) induits par les espèces réactives de l'oxygène (TRABER et ATKINSON, 2007).

Selon MILLER *et al.* (2005), la vitamine E aurait un effet bénéfique sur les maladies dégénératives (maladies cardiovasculaires, neurodégénérescence, maladies oculaires, etc.) dans lesquelles des espèces réactives de l'oxygène sont probablement impliquées, par contre une carence alimentaire en vitamine E réduit les activités de la catalase hépatique, des peroxydases de GSH et du glutathion réductase, induit une peroxydation des lipides hépatiques et provoque donc les troubles cardiovasculaires (MULLER *et al.*, 1990).

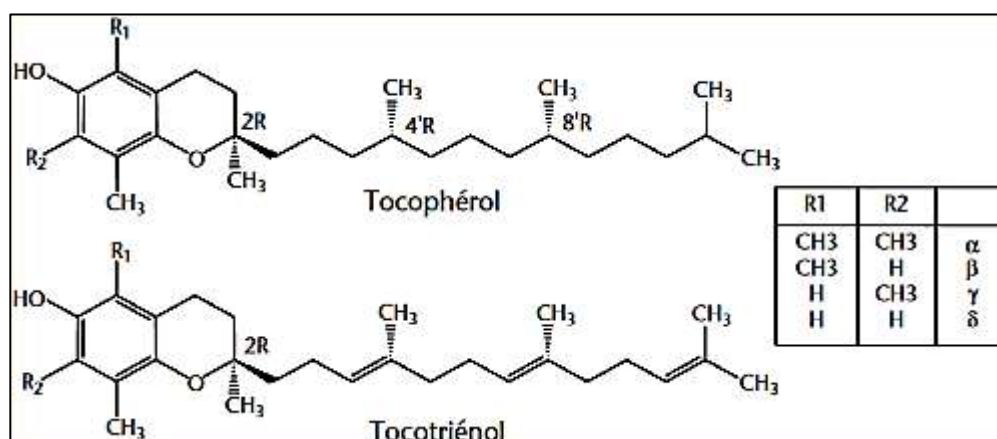


Figure 14 : Structure des différents vitamères de la vitamine E (LANDRIER, 2011)

II.1.7. Mécanismes d'action des antioxydants :

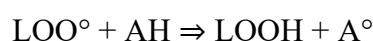
L'action des antioxydants regroupe en cinq modes :

- Ils stoppent la propagation des réactions en chaîne des radicaux libres ;
- Ils se lient aux métaux de transition pour éviter qu'ils favorisent la formation de radicaux ;
- Ils inhibent certaines enzymes qui provoquent l'oxydation des lipides et autres molécules ;
- Ils neutralisent directement les molécules d'oxygène très réactives ;
- Ils réduisent la quantité d'oxygène disponible qui pourrait générer des radicaux libres (BERSET, 2006).

Ces modes d'action permettent de classer les antioxydants en deux catégories : les antioxydants primaires ou antiradicalaires (mode d'action 1), Les antioxydants secondaires ou préventifs assurent l'inhibition de la production des radicaux libres, contribuant ainsi à prévenir le stress oxydatif (mode d'action 2,3,4 et 5) (ROLLAND, 2004 ; BERSET, 2006 ; CHOE et MIN, 2009)

II.1.7.1. Antioxydants primaires (antiradicalaires)

Selon ROLLAND, (2004). Les antioxydants primaires, ou antiradicalaires, interrompent la chaîne autocatalytique et neutralisent les radicaux libres lipidiques par transfert d'hydrogène (L° , LO° , LOO°). Comme la réaction suivante :



Les antioxydants lui-même sont porteurs des radicaux, mais contrairement aux radicaux lipidiques, ils sont peu réactifs, stoppant ainsi la propagation des radicaux. Ce groupe est principalement constitué de composés phénoliques, comprenant des antioxydants de synthèse

(BHA, TBHQ, BHT, gallates), des tocophérols et des composés phénoliques végétaux tels que, les acides phénoliques, les flavonoïdes et les ditéropénoïdes (BERSET, 2006).

II.1.7.2. Les antioxydants secondaires

Les antioxydants secondaires, également appelés antioxydants préventifs, complètent les mécanismes de protection contre l'oxydation en agissant de manière indirecte. Ils peuvent chélater les ions métalliques, comme le font l'EDTA et l'acide citrique, ou réduire l'oxygène, comme le font l'acide ascorbique et l'acide érythorbique. Certains polyphénols végétaux présentent également ces activités. De plus, des composés tels que le β -carotène et le lycopène désactivent l'oxygène singulet, forme réactive impliquée dans la photooxydation (ROLLAND, 2004 ; CUVELIER et MAILLARD, 2012).

II.1.8. Antioxydants chez les macroalgues

Les algues sont une source précieuse de protéines, de fibres, de lipides et de glucides. En plus de leur contenu en micronutriments (sels, minéraux et vitamines), elles sont également riches en plusieurs métabolites secondaires, comme les composés phénoliques, phycobiliprotéines, caroténoïdes, alcaloïdes, terpènes, polysaccharides sulfatés ou phytostérols. Pour ces raisons, les algues attirent la curiosité également dans l'industrie pharmaceutique depuis quelques années, car ce sont des matrices naturelles très variées qui contiennent une grande diversité de composés aux capacités bioactives. Comme les activités antioxydantes, anti-inflammatoires, cardioprotectrices, antimicrobiennes, antifongiques, antivirales et anticancéreuses (SILVA et *al.*, 2020).

Les algues sont exposées simultanément à des taux élevés d'oxygène et à l'intensité lumineuse du soleil, qui induisent la génération des radicaux libres et d'autres espèces réactives de l'oxygène. L'absence de dommages structurels dans les algues implique que ces organismes sont capables de générer des antioxydants naturels, y compris polyphénols, vitamines et acides gras polyinsaturés (VADALA et PALMIERI., 2015).

Plusieurs antioxydants sont présents dans les algues, parmi lesquels les phlorotannins, ce sont des molécules dont la structure correspond à des polymères de phloroglucinol (1,3,5-trihydroxybenzène), qui sont présents exclusivement dans les algues, en particulier en algue brune. Les phlorotannins peuvent être reliés à de puissantes activités biologiques comme les activités antioxydantes, anti-inflammatoires, antimicrobiens, antifongiques, anti biofilm ou antifouling et antiviral (WIJESEKARA et KIM, 2011 ; FRAGA-CORRAL et *al.*, 2020). Selon

LOHRMANN et *al.* (2004), les macroalgues, en particulier les espèces rouges et brunes, présentent un haut pouvoir antioxydant lié à leur richesse en composés phénoliques, caroténoïdes comme le β -carotène et la fucoxanthine, polysaccharides sulfatés ainsi qu'en vitamines.

Le tableau ci-dessous résume les principaux antioxydants présents dans les algues

Tableau 6: Principaux groupes de composés antioxydants présents dans les macroalgues
(CORNISH et GARBARY, 2010).

Catégorie générale	Exemple des composés	Source algale	Référence
Caroténoïdes	β -carotène	<i>Chondrus crispus</i>	LOHRMANN et <i>al.</i> , 2004
		<i>Mastocarpus stellatus</i>	
	Fucoxanthine	Algue brune	SACHINDRA et <i>al.</i> , 2007
	Anthéroxanthine, Lutéine, Violaxanthine, Zeaxanthine	Algue rouge	SCHUBERT et <i>al.</i> , 2006
Composés phénoliques	Stypodiol, isoepitaondiol, taondiol	<i>Taonia atomaria</i>	NAHAS et <i>al.</i> , 2007
	Terpénoides	<i>Cystoseira</i> sp.	FOTI et <i>al.</i> , 1994
Pigments phycobilines	Phycoerythrine, phycocyanine	Algue rouge en général	ROMAY et <i>al.</i> , 2003 ; SEKAR et CHANDRAMOHAN, 2008 ; SONI et <i>al.</i> , 2009
Polyphénols	Catéchine, épicatechine, gallate	<i>Halimeda</i> sp.	DEVI et <i>al.</i> , 2008
	Flavonoides	<i>Palmaria palmata</i>	YUAN et <i>al.</i> , 2005
	Phlorotaninns	<i>Sargassum pallidum</i> <i>Fucus vesiculosus</i>	YE et <i>al.</i> , 2008 DIAZ-RUBIO et <i>al.</i> , 2009
Polysaccharides sulphatés	Fucoidane, acide alginique, laminarane	<i>Turbinaria conoides</i>	CHATTOPADHYAY et <i>al.</i> , 2010
	Fucoidane	<i>Laminaria japonica</i>	LUO et <i>al.</i> , 2009
	Galactane sulphatés (lambda carrageenane)	Certaine algue rouge marine	ROCHA DE SOUZA et <i>al.</i> , 2007 ; BARAHONA et <i>al.</i> , 2011
	Galactanes	La plupart est algue rouge	COSTA et <i>al.</i> , 2010
	Glycosamino-glycane sulphaté	<i>Sargassum wightii</i>	JOSEPHINE et <i>al.</i> , 2008

	Porphyrane	<i>Porphyra</i> sp.	ATHUKORALA et al, 2006
Vitamines	Ascorbate	<i>Chondrus crispus</i> <i>Mastocarpus stellatus</i>	LOHRMANN et al, 2004
		<i>Sargassum</i> sp.	GARCÍA-CASAL et al, 2009
	Vitamine A	<i>Kappaphycus alvarezii</i>	KUMAR et al, 2008

II.2. Les maladies infectieuses et les activités antimicrobiennes des algues

Les maladies infectieuses sont des affections déclenchées par l'invasion et la prolifération de micro-organismes pathogènes dans l'organisme hôte, tels que les bactéries, virus, parasites ou champignons. Elles peuvent se propager dans l'environnement ou se transmettre d'une personne à une autre, entraînant ainsi l'apparition et la diffusion de la maladie. Les maladies bactériennes sont responsables des affections les plus graves et des épidémies les plus étendues. Plusieurs antibiotiques sont disponibles pour traiter ces infections, cependant, leur prise en charge thérapeutique est de plus en plus difficile en raison de l'émergence et de la propagation de résistances antimicrobiennes, des bactéries à plusieurs médicaments et des effets indésirables associés. L'apparition des souches bactériennes résistantes à plusieurs antibiotiques, c'est-à-dire le problème de la multirésistance, a incité les chercheurs à rechercher de nouveaux produits à activité antimicrobienne (BROWN et WRIGHT, 2016), les algues produisent des métabolites bioactifs en réponse à la pression écologique, l'exploration de cette diversité chimique a conduit à la découverte de plusieurs composés à activité antimicrobienne (PINTEUS et al., 2015). L'usage des algues marines à des fins thérapeutiques ne constitue pas une pratique récente, et leur potentiel pharmacologique suscite aujourd'hui un intérêt croissant pour le développement de nouveaux traitements naturels (CHBANI et al., 2011). Les algues sont une excellente source de composés biologiquement actifs qui comprennent des protéines et des peptides, des polysaccharides, des polyphénols et des pigments (CHERRY et al., 2019). Les propriétés antimicrobiennes de diverses classes de polyphénols ont été mises à profit afin de concevoir de nouveaux agents de conservation alimentaire, pour répondre à l'augmentation de la demande des consommateurs en faveur de produits contenant moins de conservateurs synthétiques, ou pour concevoir des thérapies innovantes contre diverses infections microbiennes (CÔTÉ et al., 2010).

Les différentes propriétés antimicrobiennes de certains composés extraits des macroalgues sont résumées dans le tableau 7.

Le Tableau 7 : Propriétés antimicrobiennes des quelques composés extraits de macroalgues (SILVA et *al.*, 2020)

Type	composés	macro-algues	activité antimicrobienne	Référence
polyphénols	Phlorotannins	<i>Fucus vésiculeux</i>	Altération de la membrane cellulaire et des cellules. Destruction de <i>S. aureus</i> , <i>S. pneumonia</i> et <i>P.aeruginosa</i>	BOGOLITSYN et <i>al.</i> , 2019
	Phlorotannins	<i>Ecklonia bicyclis</i>	Dommages de membrane cellulaire et suppression des gènes liés à la résistance à la méthicilline dans <i>S. aureus</i>	EOM et <i>al.</i> , 2014
	Bromophénols	<i>Ecklonia cava</i>	Inhibition de l'enzyme neuraminidase de la virus de la grippe A	LEE et <i>al.</i> , 2010
Polysaccharides	Fucoïdane	<i>Fucus. vesiculosus</i>	Inhibition des bactéries de la plaque dentaire et des aliments athogènes	JUN et <i>al.</i> , 2018)
	Extraits riches en laminarine	<i>Ascophyllum nodosum</i> , <i>Laminaria hyperborea</i>	Inhibition de <i>S. aureus</i> , <i>E. coli</i> , <i>L. monocytogenes</i> et <i>S. typhimurium</i> .	KADAM et <i>al.</i> , 2015
	Extraits de polysaccharides solubles dans l'eau	<i>Dictyopteris membranacea</i> , <i>Pterocladia capillaceae</i>	Inhibition de <i>F. oxysporium</i> Inhibition de <i>C. albicans</i> et de <i>M. phasel</i>	ZEID et <i>al.</i> , 2014
Proteins et peptides	Fraction d'hydrolysat protéique	<i>Saccharina longicuris</i>	Inhibition de la croissance de <i>S. aureus</i>	BEAULIEU et <i>al.</i> , 2015
	lectines	<i>Solieria filiformis</i>	Inhibition de plusieurs bactéries Gram négatives par Interaction avec les composés de la paroi cellulaire	HOLANDA et <i>al.</i> , 2005

Acide gras	Fraction bioactive	<i>Gracilaria edulis</i>	Rupture de la membrane cellulaire de <i>Vibrio</i> spp. Et <i>A. hydrophila</i>	KASANA et al., 2019
	Fraction bioactive	<i>Bostrychia tenella</i>	Inhibition de <i>C. cladosporioides</i> et de <i>C. sphaerospermum</i> par perturbation de la membrane cellulaire	DE FELICIO et al., 2010
Pigments	Fucoxanthine	<i>Himanthalia elongata</i>	Inhibition de <i>L. monocytogènes</i>	RAJAURIA et ABU-GHANNAM, 2013

Chapitre III : Présentation De L'algue

Marine *Asparagopsis armata*

III. Présentation de l'algue rouge *Asparagopsis armata*

III.1. Caractéristiques d'identification

L'algue qui nous intéresse *Asparagopsis armata* (Harvey, 1855) (Figure 15) est une algue rouge (rhodophycée), ordre des bonnemaisoniales, elle est également connue sous plusieurs noms communs en français, tels que *Asparagopsis* à crochets, Harpon de Neptune ou encore algue harpon. Cette algue rouge présente deux stades visiblement différentes sur le plan morphologique au cours de son développement : le stade gamétophyte, qui produit les gamètes, et le stade tétrasporophyte, qui produit les tétraspores, assurant ainsi la reproduction sexuée et asexuée de l'espèce.

Parmi les caractères et les clés d'identifications selon BURON *et al.*, (2021) :

III.1.1. Aspect général :

- Touffes de couleur rose à rougeâtre, en forme de petit buisson pyramidal.
- Taille : jusqu'à 30 cm de hauteur.

III.1. 2. Ramification :

- Nombreux ramules fins donnant un aspect similaire à une asperge sauvage.

III.1. 3. Caractère distinctif majeur :

- Occurrence de rameaux épineux en forme de harpon (petits crochets caractéristiques qui permettent de l'accrocher à d'autres supports).

III.1. 4. Phase tétrasporophytique (*Falkenbergia rufolanosa*)

Présente sous forme de petits pompons roses cotonneux.



Figure 15 : *Asparagopsis armata* (OTERO *et al.*, 2013)

III.2. Espèces similaires

Les gamétophytes d'*Asparagopsis armata* peuvent facilement être confondus avec d'autres espèces envahissantes prospères, telles qu'*Asparagopsis taxiformis* et *Bonnemaisonia hamifera*. Ces algues se dispersent en se fixant sur des objets flottants et en se laissant transporter par les courants de l'eau (OTERO et al., 2013).

III.2.1. *Asparagopsis taxiformis*

Il fait partie de même genre d'*A. armata*, et ils sont taxonomiquement proches, ce qui conduit à certaines similitudes entre eux, surtout au niveau de leur structure gamétophytique. Cependant, *A. taxiformis* est dépourvu de harpon (GUIRY, 2024), par contre *Asparagopsis armata* se définit par la présence de crochets en forme de harpon (OTERO et al., 2013). Les pompons roses du stade tétrasporophyte d'*Asparagopsis armata* et *Asparagopsis taxiformis* semblent identiques (BURON et al., 2021).

Asparagopsis armata est capable de prospérer et de se développer dans des conditions environnementales plus froides, contrairement à *A. taxiformis*, qui privilégie les eaux plus chaudes. L'ensemble du genre *Asparagopsis* présente un potentiel invasif élevé (OTERO et al., 2013).

III.2.2. *Bonnemaisonia hamifera*

Elle se retrouve également dans des habitats similaires. Son stade gamétophyte se distingue par des ramifications modifiées, en forme de crochets courbés rappelant une crosse (OTERO et al., 2013), elle présente une morphologie très similaire en phase tétrasporophyte de *A. armata*, leur ressemblance est telle que seule l'observation au microscope permet de les différencier (GUIRY, 2024).

III.3. Classification

Asparagopsis est un genre de d'algue rouge (Rhodophyta) faisant partie de classe des Florideophyceae et à la famille des Bonnemaisoniaceae six espèces nominales ont été répertoriées (DIJOUX et al., 2014) : *A. armata* Harvey, *A. delilei* Montagne, *A. hamifera* (Harriot) Okamura, *A. svedelii* W.R. Taylor et *A. taxiformis* (Delile) Trevisan, incluant deux sous-espèces infraspécifiques : *A. hamifera* f. *sterilis* Chemin et *A. sanfordiana* f. *amplissima* Setchell & N.L. Gardner.

Asparagopsis armata Harvey (Harvey, 1855), est une algue rouge marine pluricellulaire, dont la taxonomie complète Selon AlgaeBase (GUIRY et GUIRY, 2024) est suivante :

Règne : Plantae

Sous règne : Biliphyta

Phylum : Rhodophyta

Sous-phylum : Eurhodophytine

Classe : Floridéphyces

Sous-classe : Rhodymeniophycidae

Ordre : Bonnemaisoniales

Famille : Bonnemaisoniaceae

Genre : *Asparagopsis*

Asparagopsis armata Harvey 1855

III.4. Répartition géographique

Asparagopsis armata est plus couramment étudié comme une espèce envahissante (DIJOUX *et al.*, 2014) originaire d'Australie, où elle a été découverte en 1855 par Harvey mais était aussi présente en Nouvelle-Zélande et en Tasmanie, puis on la retrouve dans le Canal de Suez vers 1920, puis sur les côtes algériennes en 1925 (WIENCKE et BISCHOF, 2012). Cette algue apparaît par la suite dans les françaises méditerranéennes en 1927 ensuite en 1925 l'algue passe Gibraltar et colonise les côtes atlantiques, et découverte à Ouessant dès l'année 1936, puis dans les Îles Britanniques à partir de 1942, jusqu'aux Hébrides dans les années 1973, La migration maritime démontre bien la forte capacité d'adaptation de l'algue, notamment dans des eaux de plus en plus froides (JEGADEN *et al.*, 2006).

La propagation de l'algue était probablement due à plusieurs événements d'introduction (ANDREAKIS *et al.*, 2004). De nos jours, *A. armata* est répartie du nord Atlantique jusqu'aux côtes du Sénégal (DIXON et IRVINE, 1977 ; PRICE *et al.*, 1986 ; PINTO *et al.*, 2022). Il est largement réparti dans les océans tempérés, subtropicaux et tropicaux dans les zones intertidales et subtidales (DIJOUX *et al.*, 2014) (Figure 16)

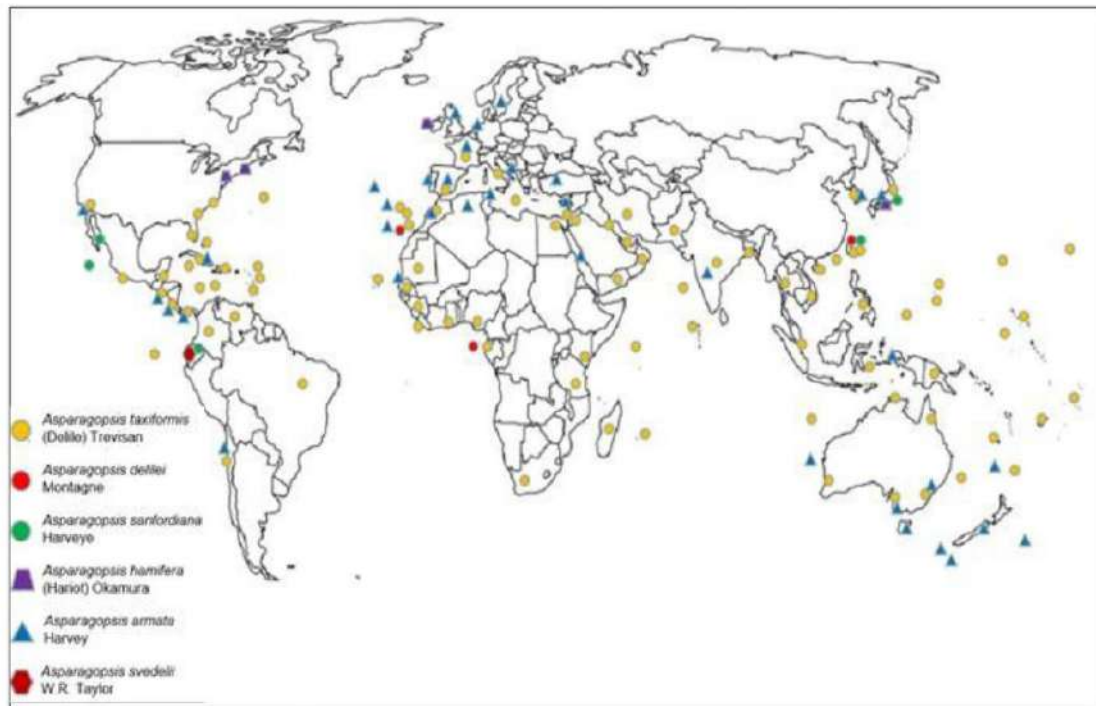


Figure 16 : Distribution mondiale de six espèces d'*Asparagopsis* (AlgaeBase, GUIRY & GUIRY, 2024)

III.5. Distribution et statut invasif d'*Asparagopsis armata* en Algérie

Selon GRIMES et *al.* (2018), *Asparagopsis armata* est une espèce invasive bien établie sur le littoral algérien. Elle a été initialement observée sur les côtes ouest et centre, puis, depuis 2003, elle s'est progressivement généralisée à d'autres écosystèmes marins du pays (Figure 17).

Parmi les espèces introduites recensées, *A. armata* fait partie des macroalgues les plus envahissantes et contribue fortement à la proportion élevée d'algues exotiques signalées en Algérie. En effet, près de 65 % des introductions concernent les macroalgues, l'*A. armata* est classée dans la catégorie des espèces invasives établies, contrairement à d'autres considérées seulement comme occasionnelles ou cryptogéniques d'origine inconnue (GRIMES et *al.*, 2018).

Aujourd'hui, *A. armata* est reconnue comme l'une des espèces invasives les plus problématiques en Méditerranée, menaçant la biodiversité marine locale par sa capacité de colonisation rapide et son impact sur les communautés benthiques (SILVA et *al.*, 2021b)



Figure 17 : Distribution d'*Asparagopsis armata* sur la côte algérienne (GRIME *et al.*, 2018)

III.6. BIOTOPE

Asparagopsis armata, espèce annuelle, se rencontre en Méditerranée durant l'hiver et la fin du printemps, tandis que sa croissance s'observe en été le long des côtes de l'Atlantique nord-est européen. Par ailleurs, *Falkenbergia rufolanosa*, surnommée pompons roses, est présente toute l'année, avec un pic d'abondance le mois d'avril à septembre (BURON *et al.*, 2021).

Cette espèce est le plus souvent observée comme épiphyte, croissant sur d'autres algues. Elle est photophile et se développe préférentiellement dans des eaux peu profondes, de la surface à environ 10 m de profondeur, rarement en dessous de 25 m, dans des zones calmes ou modérément peu profondes (BURON *et al.*, 2021), elle se fixe aux algues proches grâce à des « harpons », qu'elle exploite comme support pour sa croissance, sans leur porter préjudice (GARON-LARDIERE, 2004).

III.7. Description botanique

Le thalle d'*Asparagopsis armata* présente une coloration allant du rouge rosé au rose pâle, il est composé d'un axe principal cylindrique d'environ 1 mm de diamètre, Cet axe est formé d'une succession alternée de rameaux longs à croissance indéterminée, des rameaux courts appelés les brachyblastes, et des rameaux épineux, en forme de harpon (Figure 18). Les longues rameaux (ou ramules) aux filaments fins forment de petites touffes coniques (ou touffes pyramidales) dans la région apicale de l'algue (JEGADEN *et al.*, 2006 ; BURON *et al.*, 2021) les longs rameaux sont issus de la division de cellules axiales très allongées dérivant d'une cellule initiale. Chaque cellule axiale donne naissance à deux cellules périaxiales opposées, lesquelles produisent un filament latéral. Ce dernier peut se développer soit en rameau court,

soit en nouveau rameau long à croissance indéterminée, constituant ainsi un axe secondaire rattaché à l'axe principal (BONIN et HAWKES, 1987).

Les rameaux courts, ou brachyblastes, produisent des cellules qui se divisent pour former la cellule centrale de l'axe principal et trois cellules péricentrales l'entourant. La plus grande de ces cellules péricentrales contient de petites cellules enchâssées (PAUL et *al.*, 2006b). Les rameaux en forme de harpons (Figure 19), disposés par paire à la base des axes secondaires, permettent à l'algue de s'accrocher sur différents supports (JEGADEN et *al.*, 2006 ; BURON et *al.*, 2021).

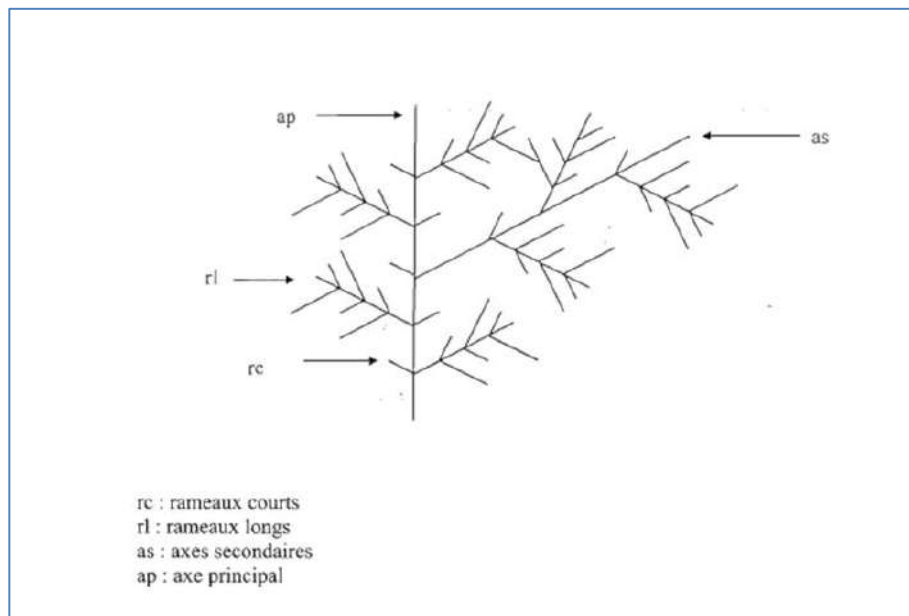


Figure 18 : Ramification du thalle chez *Asparagopsis armata* (BONIN et HAWKES, 1987)



Figure 19 : ramule en harpon (BURON et *al.*, 2021)

III.8. Morphologie de l'*Asparagopsis armata* pendant les différentes phases du cycle de reproduction

Asparagopsis armata (Figure 20) se reproduit selon un cycle dit hétéromorphique, ce qui signifie que la morphologie de l'algue diffère au cours des différentes phases du cycle. La phase gamétophytique s'étend de juin à septembre ; durant cette période, le thalle présente une organisation comparable à celle des plantes, pouvant atteindre jusqu'à 20 cm de longueur. Il est caractérisé par une coloration rose pâle à rouge rosé

Par contre, la phase tétrasporophyte, aussi appelé *Falkenbergia rufolanosa* (Figure 21). L'algue possède un aspect filamenteux et une couleur rouge-brun à une structure uniaxiale avec croissance apicale. Avec des touffes en forme de pompon rouge qui peuvent atteindre 15 mm de diamètre avec des rameaux roses épineux souples, en forme de harpons au contour pyramidal, cette phase dure d'octobre à mars ((BURON *et al.*, 2021 ; BOURGOUGNON et GERVOIS, 2021)



Figure 20 : *Asparagopsis armata* gamétophyte observe avec une Harpon (BURON *et al.*, 2021)



Figure 21 : *Falkenbergia rufolanosa* (Le tétrasporophyte de *A. armata*) (BARBARA, 2012)

III.9. Reproduction – multiplication

Le thalle d'*Asparagopsis armata* est dioïque, à savoir que chaque individu est soit mâle, soit femelle, la prolifération de cette algue est effectuée grâce à ses rameaux épineux en forme de harpons qui facilitent la multiplication de l'espèce et la dissémination par propagation végétative, Une fois détachés, les fragments d'algues flottent et se fixent sur d'autres surfaces, donnant naissance à de nouveaux thalles. (BONIN ET HAWKES, 1987 ; BURON, 2021 ; ZANOLLA *et al.*, 2022).

La reproduction d'*Asparagopsis* se fait suivant un cycle trigénétique hétéromorphe (Figure 22)

- La première génération apparaît sous forme de gamétophytes (n) sexuée. En hiver, il forme une ceinture sur les rochers à des profondeurs de 0 à 10 m. Elle se reproduit sexuellement et se multiplie végétativement par fragmentation ce qui facilite sa dissémination
- La deuxième génération donne un premier sporophyte (2n) (carposporophyte), avec un cystoscope visible (petits points blancs).
- La troisième génération : Les cystocarpes libèrent des spores (carpospores) qui donnent naissance à de petits pompons roses, connus sous le nom de *Falkenbergia rufolanosa*, représentant le tétrasporophyte (troisième génération) et initialement décrits comme une espèce distincte (LOBBAN et MICHAEL, 1981 ; WIENCKE et BISCHOF, 2012)

La multiplication des algues est généralement peu perceptible pour le plongeur. Cependant, chez *Asparagopsis armata*, les trois générations sont observables, notamment sur certains thalles présentant des crochets caractéristiques (BURON *et al.*, 2021).

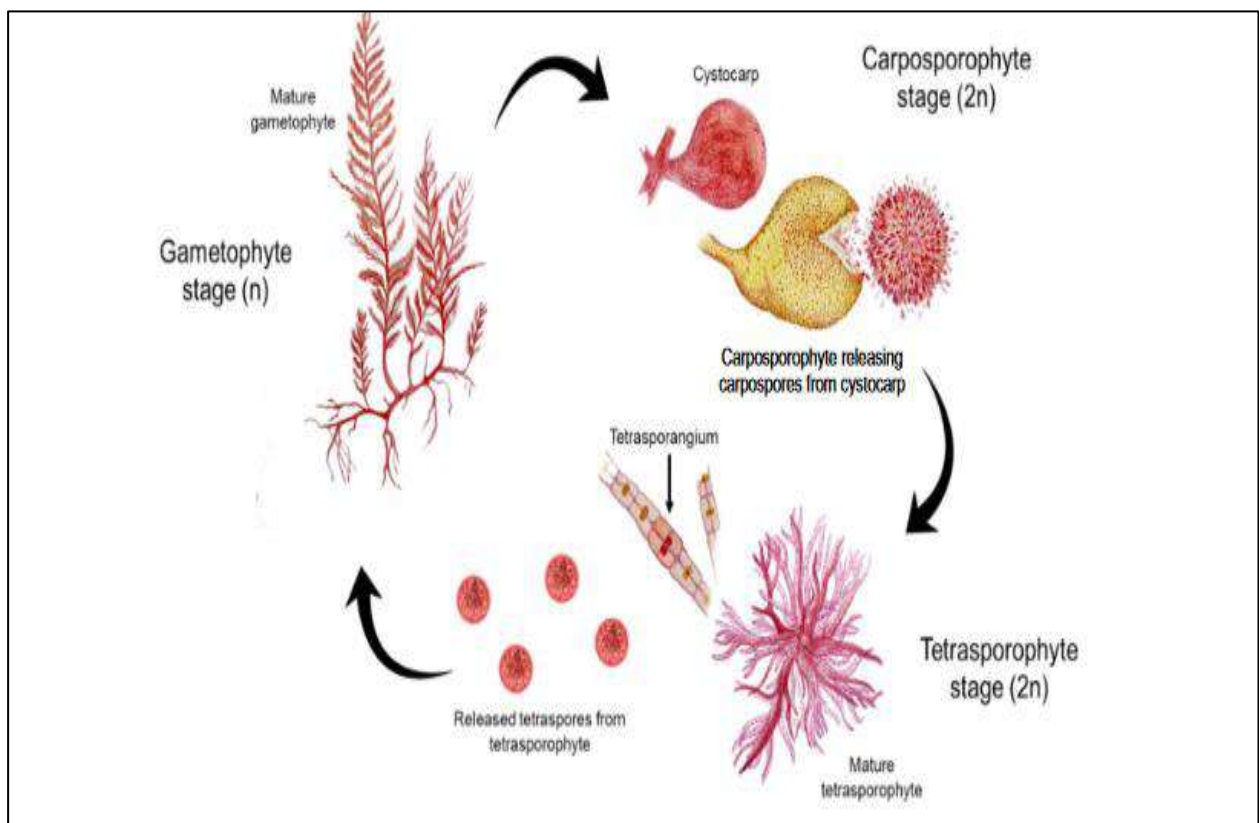


Figure 22 : Cycle de reproduction d'*Asparagopsis armata* (MIHAILA *et al.*, 2023)

III.10. Les activités biologique et utilisations d'*Asparagopsis armata*

Plusieurs activités ont été signalées dans la littérature scientifique pour les extraits et les composés isolés de plusieurs espèces d'algues. Beaucoup de ces composés ont avantages pour la santé, intérêt commercial, l'industrie pharmaceutique et l'industrie alimentaire.

Asparagopsis armata est une algue rouge présentant un intérêt important en biotechnologie du fait de la variété et de l'abondance de ses métabolites secondaires. En Europe du Nord, elle est cultivée pour exploiter ses composés bioactifs, notamment à travers le produit Invincity®, un agent anti-acné formulé à partir de polysaccharides sulfatés enrichis en iode et en brome (KRAAN et al., 2005). En outre, les voies métaboliques proposées pour la biosynthèse des halocarbures par *Asparagopsis spp.* Sont à la base de son utilisation innovante dans l'alimentation bovine, permettant une réduction significative des émissions de méthane (MACHADO et al., 2014).

Au-delà de cette application, l'espèce contient une variété de molécules bioactifs tels que des polyphénols, des composés lipophiliques et aromatiques (PINTO et al., 2022), des flavonoïdes, des stérols et des composés halogénés (KLADI et al., 2004 ; HUTCHINGS et al., 2024). Ces molécules bioactives sont impliquées dans de nombreuses activités biologiques : antioxydante et anticancéreuses (ZUBIA et al., 2009), antimicrobienne (PINTEUS et al., 2018), anticancéreuse (ALVES et al., 2016 ; ALVES et al., 2018), anti-inflammatoire (FARID et al., 2012) et antiméthanogène (FELIX et al., 2021).

Globalement, les algues marines sont reconnues pour leur puissant potentiel antioxydant, liée à la présence de pigments photosynthétiques, de composés phénoliques et halogénés (JIMENEZ-ESCRIG et al., 2001 ; HAMED et al., 2015). L'activité antioxydante spécifique de *Asparagopsis armata* a été largement démontrée et confirmée par de nombreuses études, mettant en évidence son potentiel bioactif significatif (RHIMOU et al., 2013 ; HMANI et al., 2021). Ces recherches soulignent que cette propriété pourrait avoir des applications intéressantes dans les domaines pharmaceutique, nutraceutique et cosmétique.

En outre, *Asparagopsis armata* synthétise divers métabolites antibactériens présentant une efficacité thérapeutique démontrée (PAUL al., 2006 ; FARID al., 2012 ; HMANI al., 2021). Plusieurs études mettent également en évidence son activité antifongique, attribuée principalement à la présence de composés halogénés, phénoliques et caroténoïdes (GUEDES al., 2012 ; PINTEUS al., 2015 ; PEREZ al., 2016; PONTE al., 2022). De plus, *A. armata* possède des propriétés antiparasitaires (GENOVESE al., 2009) et antivirales (RHIMOU al., 2010), soulignant ainsi son potentiel pharmaceutique et industriel important. Ces

caractéristiques bioactives font de cette espèce une source prometteuse pour le développement de produits thérapeutiques, nutraceutiques et cosmétiques

Partie expérimentale

Chapitre I : Matériel et méthodes

I. Matériel et méthode

I.1. Matériel végétal

L'algue marine rouge *Asparagopsis armata* (Figure 23) a été récoltée au mois de Mars 2020 à une profondeur d'environ 50 cm de la surface de l'eau de mer, au niveau de la plage Salamandre, dans la Wilaya de Mostaganem (Figure 24), aux coordonnées géographiques suivantes : Latitude : 35°35'54" N; Longitude : 0°00'03" E.

Les échantillons d'algue ont été lavés avec de l'eau distillée. Ils ont ensuite été séchés à température ambiante et à l'abri de la lumière puis broyés à l'aide d'un mortier pour une utilisation ultérieure.



Figure 23 : L'algue marine rouge *Asparagopsis armata* récoltée sur la côte marine de Salamandre à Mostaganem. (A) : algue avant séchage (B) algue après séchage.

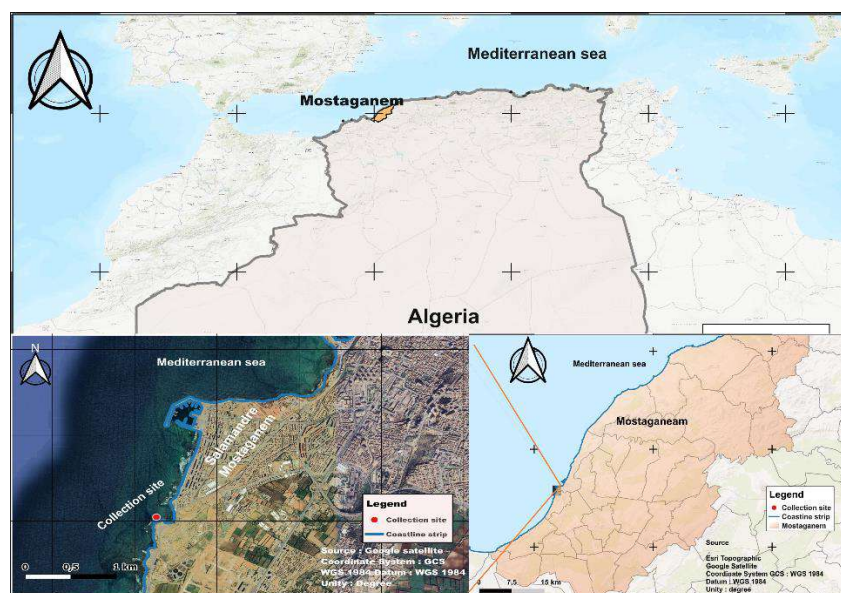


Figure 24 : Localisation géographique du site d'échantillonnage d'*Asparagopsis armata*.

I.2. Souches microbiennes

Quatorze souches microbiennes ont été sélectionnées : sept bactéries (quatre à Gram négatif et trois à Gram positif) impliquées dans des pathologies humaines et animales et sept champignons phytopathogènes. Les souches bactériennes utilisées dans cette étude proviennent du Laboratoire des Produits Naturels (LAPRONA) et du Laboratoire Antibiotiques, Antifongiques, Physico-chimie, Synthèse et Activité Biologique (LAAPSAB) de l'Université de Tlemcen. Les champignons obtenus à partir le Laboratoire de Sciences Biologiques et Agricoles (Université de Laghouat).

La croissance des souches est réalisée à 37°C sur gélose Mueller-Hinton Agar (MHA bio Mérieux) pour les souches bactériennes et milieu Sabouraud à 27°C pour les souches fongiques.

Tableau 8. Les souches utilisées dans les différents tests d'activité antimicrobienne.

Les souches	Type	Code
<i>Staphylococcus aureus</i>	Gram +	ATCC 6538
<i>Listeria monocytogenes</i>		ATCC 19111
<i>Bacillus cereus</i>		ATCC 25921
<i>Bacillus subtilis</i>		ATCC 6633
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Gram-	ATCC 27853
<i>Escherichia coli</i>		ATCC 8739
<i>Klebsiella pneumoniae</i>		IBMC Strasbourg*
	Champignon	
<i>Aspergillus carbonarius</i>		M 333
<i>Aspergillus flavus</i>		NNRL3251
<i>Penicillium glabrum</i>		Isolat
<i>Fusarium poae</i>		Isolat
<i>Fusarium graminearum</i>		Isolat
<i>Fusarium culmorum</i>		Isolat
<i>Fusarium avenaceum</i>		Isolat

* La souche provient du Muséum national d'Histoire naturelle (Paris) – MNHN

I.3. Préparation des extraits d'algue

Les extraits ont été obtenus par macération à température ambiante. Trois solvants de polarité croissante ont été utilisés : Dichlorométhane, Acétone et Méthanol. Dix grammes de la poudre d'algue ont été macérés dans 100 mL de chaque solvant pendant 24 heures sous agitation (250 rpm).. Les filtrats ainsi obtenus sont évaporés à sec sous vide en utilisant un évaporateur rotatif à 40°C. La macération a été répétée trois fois pour chaque solvant Les extraits secs obtenus ont été pesés pour calculer leurs rendements.

I.4. Calcul du rendement

Le rendement d'extraction est mesuré par rapport de la poudre initiale pour les différents extraits en appliquant la formule suivante :

$$R(\%) = \frac{M}{M_0} \times 100$$

R (%) : Rendement exprimé en %.

M : Masse en gramme de l'extrait sec résultant

M₀ : Masse en gramme du matériel végétal à traiter

I.5. Criblage phytochimique

Le criblage phytochimique consiste à effectuer des réactions de coloration ou de précipitation pour révéler les groupes majeurs de composés phytochimiques contenus dans chacun des extraits ainsi préparés.

I.5.1. Phénols

25 µL de FeCl₃ (2 %) ont été incorporés à 500 µL de l'extrait dilué. La détection des phénols est indiquée par le développement d'une coloration bleue ou verte (JARADAT *et al.*, 2015).

I.5.2. Flavonoïdes

Chaque extrait (3 mL) a été combiné avec 1 mL de solution de NaOH à 10 %, la présence de flavonoïdes est confirmée par une coloration jaune intense (LERATO *et al.*, 2017).

I.5.3. Tanins

2 ml de l'extrait dilué ont été combinés à 100 µL de FeCl₃ (1 %). L'observation d'une coloration bleu-vert constitue un indicateur de la présence de tanins galliques, tandis qu'une couleur vert foncé révèle des tanins catéchiques (BENTAB et LASGAA, 2015).

I.5.4. Terpénoïdes

500µL d'extrait a été ajouté à 300 µL d'acide sulfurique et 200µL de chloroforme. L'apparition d'une teinte brun-rougeâtre révèle la présence de terpénoïdes dans l'extrait (DOSS, 2009).

I.5.5. Alcaloïdes

Trois millilitres (3 mL) de chaque extrait ont été combinés avec 3 mL d'HCl à 1 % et chauffés pendant 20 minutes. Après refroidissement, 1 mL de réactif de Mayer a été ajouté progressivement. La formation d'une couleur verte ou d'un précipité crème constitue un indicateur de la présence d'alcaloïdes (LERATO *et al.*, 2017).

I.5.6. Saponosides

Quelques millilitres d'eau distillée ont été ajoutés à 1 ml d'extrait dilué, puis le mélange a été vigoureusement agité. Après un repos de 20 minutes, la présence de mousse indique la présence de saponosides :

- Pas de mousse = test négatif
- Mousse <1cm = test faiblement positif
- Mousse de 1-2 cm = test positif
- Mousse >2 cm = test très positif (TREASE et EVANS, 1987).

I.5.7. Glucosides cardiotoniques

Le test de Keller-Kiliani consiste à mélanger 500 µL d'extrait avec 1 mL d'acide acétique glacial, 50 µL de FeCl₃ (5 %) et 500 µL d'acide sulfurique. La présence de glucosides cardiotoniques est indiquée par la formation de deux phases : une phase brun-rouge correspondant à l'acide acétique et une phase verdâtre correspondant à l'acide sulfurique (LERATO *et al.*, 2017).

I.5.8. Glycosides cardiaques

On ajoute 1 mL de l'extrait à 2 mL de chloroforme. Ensuite, en ajoutant du H₂SO₄, Une teinte brun-rougeâtre révèle la présence de glycosides cardiaques (YAM *et al.*, 2009).

I.5.9. Stéroïdes

250µL de chaque extrait a été mélangé avec 2,5 mL de chloroforme et 2,5 mL d'acide sulfurique. La présence de stéroïdes est indiquée lorsque la couleur varie du violet au bleu ou au vert, lorsque la formation d'un anneau bleu ou vert est observée, ou lorsque la couche supérieure prend une coloration rouge tandis que la couche sulfurique devient jaune avec un éclat vert fluorescent (LERATO *et al.*, 2017).

I.5.10. Coumarines

- Préparation de l'infusé : 5 g de poudre d'algue ont été ajoutés à 100 mL d'eau distillée bouillante. Après un temps d'infusion de 20 minutes, le mélange a été filtré, puis le filtrat a été complété à 100 mL avec de l'eau distillée.
- Détection des coumarines : 3 mL de NaOH à 10 % sont ajoutés à 2 mL de l'infusé, puis le mélange est agité. La formation d'une coloration jaune révèle la présence de coumarines (DIALLO, 2000).

I.5.11. Composés réducteurs

1 mL de chaque extrait est incorporé avec 2 mL de la liqueur de Fehling (Volumes égaux (1 mL chacun) de Fehling A et de Fehling B, puis chauffé dans un bain-marie à 70 °C pendant 2 minutes. L'apparition d'un précipité rouge brique atteste de la présence de composés à pouvoir réducteur (TREASE et EVANS, 1987).

I.5.12. Acides aminés

50 µL d'extrait diluée est mélangé avec 1 mL ninhydrine (0.1%) préparée dans l'éthanol. Le mélange est chauffé dans le bain marie. La détection des acides aminés se manifeste par une couleur violette (HARBORNE, 1998).

I.5.13. Mucilages

1 mL de l'extrait a été additionné à 2,5 mL d'éthanol absolu ; l'apparition d'un précipité floconneux confirme la présence de mucilages (GOGOI et DAS, 2016).

I.5.14. Stérols et triterpènes

La révélation des stérols et triterpènes est effectuée à l'aide de H₂SO₄ concentré. La poudre végétale (2 g) est macérée pendant 24 heures dans l'éthanol à 70 %. La préparation est ensuite filtrée, puis l'extrait obtenu est évaporé jusqu'à sécheresse.

Le résidu résultant a été dissous dans 20 mL de chloroforme. 10 mL de la solution précédemment préparée est évaporé à sec, le résidu est dissous dans 5 ml d'anhydride acétique puis 5 mL de chloroforme. Au fond du tube, on a ajouté 1 mL d'acide sulfurique concentré (H₂SO₄) à l'aide d'une pipette de 1 ml sans agitation. Un anneau brun rougeâtre ou violet apparaît dans la zone de contact des deux liquides après 30 minutes, révélant la présence de stérols et de triterpènes (BRUNETON, 2009).

I.5.15. Caroténoïdes

Après infusion de 6 g de poudre algale dans 45 mL d'eau distillée, le mélange a été filtré. Puis, Un volume de 1 mL de filtrat a été additionné à 1 mL d'HCl et à 1 mL d'H₂SO₄ ; l'apparition d'une coloration bleu-vert révèle la présence de caroténoïdes (KERROURI *et al.*, 2016).

I.5.16. Anthocyanine

Chaque extrait a été homogénéisé avec 1 mL de HCl 2 N et 1 mL d'ammoniac ; la présence d'anthocyanines est mise en évidence par l'apparition d'une coloration rose-rouge, évoluant ensuite vers le bleu-violet (LERATO *et al.*, 2017).

I.5.17. Quinones libres

500 µL de l'extrait est additionné avec quelques gouttes de NaOH (1%). Le changement de couleur vers le rouge, le jaune ou le violet révèle la présence de quinones (DOHOU, 2003).

I.6. Dosage et quantification de quelques métabolites secondaires

I.6.1. Dosage des polyphénols totaux

A. Principe de la méthode

Le dosage, adapté de Waterhouse (2001), repose sur la réaction des composés phénoliques avec le réactif de Folin-Ciocalteu. Ce réactif jaune, composé d'acide phosphotungstique (H₃PW₁₂O₄₀) et d'acide phosphomolybdique (H₃PMO₁₂O₄₀), est réduit en oxydes bleus de tungstène et de molybdène lors de l'oxydation des groupements hydroxyles des phénols. L'intensité de la coloration, dont le pic d'absorption se situe entre 725 et 750 nm, est proportionnelle à la teneur en polyphénols des extraits (VERMERRIS et NICHOLSON, 2006).

B. Protocole expérimentale

Pour établir la courbe d'étalonnage, une série de solutions diluées a été préparée, en utilisant l'acide gallique comme phénol standard.

40 µL de l'échantillon dilué ou de la solution standard est ajouté dans un tube à essai contenant initialement 3,16 mL d'eau distillée et 40 µL de méthanol pur. Ensuite, 200 µL du réactif de Folin-Ciocalteu sont ajoutés. Après 3 minutes, 600 µL d'une solution de Na₂CO₃ à 2 mg/mL sont incorporés tout en agitant.

Les solutions préparées sont maintenues à l'obscurité pendant 30 minutes, puis leur absorbance est déterminée à 765 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible, contre un

blanc. Les résultats sont exprimés en milligrammes équivalents d'acide gallique par gramme de matière sèche d'algue (mg EAG/g). Chaque essai est réalisé en triplicat.

I.6.2. Dosage des flavonoïdes

A. Principe de la méthode

La détermination des flavonoïdes totaux dans les extraits de l'algue rouge est effectuée par la méthode décrite par BAHORUN et *al.* (1996), utilisant le trichlorure d'aluminium comme réactif.

Les flavonoïdes se caractérisent par la présence d'un hydroxyle libre en position 5, pouvant réagir avec le chlorure d'aluminium pour former un complexe coloré en association avec le groupement carbonyle (CO).

Afin de tracer la courbe d'étalonnage, nous avons choisi la quercétine comme standard pour quantifier les teneurs en flavonoïdes dans nos extraits.

B. Protocole expérimentale

500 µL d'extrait est mélangé avec 150 µL de solution de nitrite de sodium (5 %), puis 300 µL de chlorure d'aluminium (10 %) sont ajoutés. Après incubation à température ambiante pendant 5 minutes, 1 mL d'hydroxyde de sodium (1 M) est incorporé. L'absorbance du mélange est ensuite déterminée à 510 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV/Vis. Les données obtenues permettent d'établir la courbe d'étalonnage de la quercétine. Les résultats sont exprimés en milligrammes équivalents de quercétine par gramme de matière sèche.

I.6.3. Quantification des caroténoïdes et chlorophylles

Les contenus en caroténoïdes et en chlorophylles dans les extraits d'algues ont été déterminée selon le protocole développé par LICHTENTHALER et WELBURN (1983). Pour la mesure de l'absorbance, les extraits ont été convenablement dilués dans du méthanol pur, puis analysés à différentes longueurs d'onde (470, 653 et 666 nm) à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Vis. Les concentrations en chlorophylle a, chlorophylle b et en caroténoïdes totaux ont ensuite été déterminées à l'aide des équations suivantes :

Chlorophylle a (mg/ml) = $15,65 A_{666} - 7,340 A_{653}$.

Chlorophylle b (mg/ml) = $27,05 A_{653} - 11,21 A_{666}$.

$$\text{Caroténoïde totaux mg/ml} = \frac{1000 \times A_{470} - 2,86 C_a - 129,2 C_b}{245}$$

I.9. Analyse par chromatographie liquide couplée à la spectrométrie de masse (LC-MS/MS)

Le profil phytochimique pour les deux extraits (méthanol et acétone) d'*Asparagopsis armata* a été réalisé au niveau de la Plateforme Technique d'Analyses Physico-Chimiques (PTAPC),

affiliée au CRAPC, Ouargla ; Les analyses ont été réalisées à l'aide d'un système UPLC-ESI-MS/MS Shimadzu LCMS-8040, équipé de la technologie UFMS. La séparation chromatographique a été menée à l'aide d'une pompe binaire Nexera XR LC-20AD couplée avec une colonne Restek Ultra C18 (150 × 4,6 mm, 3 µm). Une élution isocratique a été conduite avec une phase mobile composée d'eau contenant 0,1 % d'acide formique (solvant A) et de méthanol (solvant B), à un débit de 0,2 mL/min. Le volume d'injection était de 5 µL.

Les conditions d'ionisation par électrospray (ESI) comprenaient une pression de gaz CID de 230 kPa et une tension de dynode de -6,00 kV. Les conditions opératoires incluaient une température de la ligne de désolvation (DL) de 250 °C, un bloc chauffant à 400 °C, un débit de gaz de nébulisation de 3 L/min, et un débit de gaz de séchage de 10 L/min. Les composés ont été déterminés en les comparant à des standards de référence

I.7. Evaluation de l'activité d'antioxydante et antiradicalaire

L'évaluation de la capacité antioxydante *in vitro* des extraits a été réalisée à l'aide de deux tests, il s'agit du pouvoir piègeur du radical DPPH• et du test FRAP (Ferric ion Reducing Antioxidant Parameter).

I.7.1. Évaluation de l'activité antioxydante par le test DPPH

A. Principe de la méthode

Afin d'étudier les activités antiradicalaires des extraits d'algue marine, nous avons utilisé la méthode basée sur le radical DPPH (1,1-diphényl-2-picrylhydrazyle), connu pour sa relative stabilité.

Le DPPH (1,1-diphényl-2-picrylhydrazyle) est un radical libre stable de couleur violette, avec un maximum d'absorption à 517 nm. En présence de composés antiradicalaires, sa réduction entraîne un changement progressif de couleur du violet au jaune (Figure 26). L'absorbance à 517 nm permet de calculer le pourcentage d'inhibition du radical DPPH•, reflétant le pouvoir antiradicalaire de l'échantillon (MOLYNEUX, 2004).

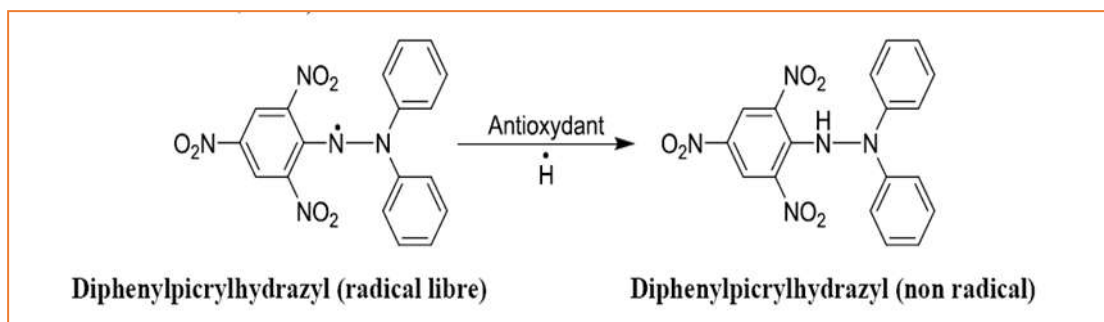


Figure 25. Réduction du radical DPPH (MOLYNEUX, 2004)

B. Protocole expérimentale

L'activité antiradicalaire des extraits de l'algue marine rouge *Asparagopsis armata* est mesurée par la méthode adaptée par BLOIS (1958). Le test consiste à mélanger 100 µL de chaque extrait d'algue rouge, préparé à différentes concentrations, avec 2,9 mL de solution de DPPH (100µM) dans un tube en verre. Après 30 minutes d'incubation à l'obscurité et à température ambiante, l'absorbance est mesurée à 517 nm contre un blanc. La vitamine C, la vitamine E et le Trolox sont utilisés comme antioxydants de référence

Le pouvoir antiradicalaire des extraits a été évalué par la détermination de la valeur IC₅₀, obtenue à partir de la courbe représentant le pourcentage d'inhibition (I %) du radical libre DPPH· en fonction des concentrations des extraits (MOLYNEUX, 2004 ; SHARMA & BHAT, 2009). L'IC₅₀ correspond à la concentration (mg/mL) d'extrait nécessaire pour inhiber 50 % des radicaux libres chaque absorbance correspond à un pourcentage d'inhibition calculé par la relation suivante :

$$I(\%) = \left(\frac{A_0 - A}{A_0} \right) \times 100$$

Où :

A₀ est l'absorbance de la solution de DPPH sans extrait.

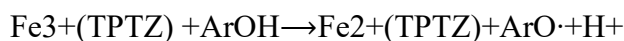
A est l'absorbance de la solution de DPPH en présence de l'extrait.

I.7.2. Évaluation de l'activité antioxydante par la méthode FRAP

A. Principe de la méthode

La détermination du pouvoir réducteur du fer (Fe³⁺) dans les extraits a été réalisée en suivant la méthode décrite par BENZIE et STRAIN (1996).

La présence des réductants dans les extraits provoque la réduction du complexe ferrique-triptyridyltriazine (Fe (III)-TPTZ) en complexe ferreux-triptyridyltriazine (Fe (II)-TPTZ), les absorbances ont été mesurées à λ = 593 nm.



B. Protocole expérimental

Les solutions stockes comprennent tampon acétate (C₂H₃NaO₂.3H₂O ;300 mM) à pH 3,6 dans 16 mL d'acide acétique (C₂H₄O₂) par L de tampon, 2,4,6-Tripyridyl-s-Triazine (TPTZ) à 10 mM préparer dans une solution d'acide chlorhydrique à 40 mM, et 20 mM de FeCl₃.6H₂O. La solution fraîche a été préparée en combinant 100 ml de solution tampon

d'acétate avec 10 mL de mélange TPTZ, et 10mL de $\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ en un rapport de volume (100 :10 :10). Cette solution finale est incubée à 37°C avant l'utilisation.

Un volume de 0.1 mL des extraits de l'algue marine rouge *Asparagopsis armata* à différentes concentration est mélangés avec 0.9 mL de la solution FRAP. Après homogénéisation de l'échantillon au vortex, les tubes sont incubés à l'abri de la lumière pendant 4 min et l'absorbance des échantillons (complexe ferrique tripyridyltriazine) est déterminée à l'aide d'un spectrophotomètre réglé à 593 nm. Des solutions antioxydantes standards, telles que le vitamine E et le Trolox, ont été utilisées comme contrôles positifs. Les mesures d'absorbance ont été effectuées selon les mêmes conditions standardisées que pour les échantillons, afin d'assurer la reproductibilité des résultats. Une absorbance plus élevée correspond à un pouvoir réducteur accru des extraits. Chaque test a été répété trois fois.

I.8. Evaluation de l'activité antimicrobienne

L'évaluation de l'activité antimicrobienne des extraits a été effectuée à l'aide de tests *in vitro*, visant à déterminer leur potentiel antibactérien et antifongique.

I.8.1. Activité antibactérienne

L'activité antibactérienne des extraits a été évaluée sur sept souches bactériennes de référence : *Escherichia coli* ATCC 8739, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853, *Bacillus cereus* ATCC 25921, *Bacillus subtilis* ATCC 6633, *Staphylococcus aureus* ATCC 6538, *Listeria monocytogenes* ATCC 19111. *Klebsilla pneumonia* IBMC Strasbourg.

Trois approches expérimentales ont été mises en œuvre pour évaluer l'activité antibactérienne des extraits bruts de l'algue, en testant différentes concentrations de l'extrait dans le milieu de culture. La première consistait en la diffusion sur disques ainsi que la diffusion à partir de puits creusés dans une gélose Mueller-Hinton. Par ailleurs, la méthode de dilution en bouillon a été utilisée pour déterminer les concentrations minimales inhibitrices (CMI).

I.8.1.1. Préparation des pré cultures

La préparation de l'inoculum bactérien a été réalisée à partir de cultures récentes, de 18 à 24 heures, mises en suspension dans de l'eau physiologique stérile (NaCl 0,9 %). La densité optique de la suspension a été ajustée à 0,08–0,10, mesurée à 625 nm, ce qui correspond à la turbidité standard de 0,5 McFarland ($1,5 \times 10^8$ UFC/mL). Cet inoculum standardisé a été utilisé directement pour l'ensemencement des boîtes de gélose Mueller-Hinton (CLSI, 2006).

I.8.1.2. Sensibilité des souches vis-à-vis des antibiotiques

Des antibiogrammes ont été réalisés en parallèle pour évaluer la sensibilité des bactéries aux antibiotiques ; ces tests ont servi de témoin positif.

Ce test a été effectué afin d'établir l'antibiogramme standard des souches étudiées et de le comparer à l'action de nos extraits bruts. On a utilisé différents antibiotiques : Cefoxitine 30µg (FOX), Gentamicine 10µg (GN), Amoxicilline 30µg (AML), Acide nalidixique 30µg, Triméthoprim + Sulfaméthoxazole (25 µg) SXT, Ampicilline 10 µg (AMP).

Les disques imprégnés d'antibiotiques sont placés à la surface d'un milieu gélosé Mueller-Hinton, précédemment ensemencé avec un inoculum bactérien standardisé à 0,5McFarland des souches à tester. Les diamètres des zones d'inhibition sont mesurés après 24 h d'incubation à 37 °C (CLSI, 2006).

I.8.1.3. Méthode de diffusion sur gélose par disques

La méthode de diffusion, initialement développée pour tester l'efficacité des antibiotiques (antibiogramme), peut être adaptée en remplaçant les disques d'antibiotiques par des disques imprégnés d'extraits (BALOUIRI et *al.*, 2016), les extraits de l'algue ont été préparés à différentes concentrations avec du DMSO comme solvant.

Une suspension microbienne pure, fraîchement préparée, est répartie de manière homogène sur la surface des milieux gélosés. Un disque stérile de papier Wattman N°03 (6 mm de diamètre) est d'abord déposé sur la gélose ensemencée, puis imprégné avec 10 µL d'extrait préparé à différentes concentrations afin d'atteindre des concentrations finales de 1, 2 et 4mg/mL, permettant ainsi à l'extrait de diffuser et d'inhiber la croissance bactérienne. L'ensemble est incubé à 37 °C pendant 24 heures.

L'activité inhibitrice de croissance a été évaluée en mesurant le diamètre de la zone d'inhibition autour du disque.

I.8.1.4. Méthode de diffusion sur gélose par puits

L'activité inhibitrice des différents extraits organiques *d'Asparagopsis armata* a été déterminée par la méthode des puits, selon la procédure décrite par BALOUIRI et *al.* (2016). Des volumes de 25, 35 et 50 µL de chaque extrait, afin d'atteindre des concentrations finales de 5, 7 et 10 mg/mL, ont été déposés dans des puits de 6 mm de diamètre préalablement réalisés., pratiqués dans la gélose préalablement ensemencée par écouvillonnage avec l'inoculum de chaque souche testée. Le DMSO a servi de témoin négatif. Les cultures ont ensuite été incubées à 37 °C pendant 24 heures.

Les résultats ont été évalués en mesurant le diamètre des zones d'inhibition, matérialisées par un halo translucide autour du puits.

I.8.1.5. Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI) en milieu liquide

Afin de déterminer la concentration minimale inhibitrice de chaque extrait. La méthode de dilution en bouillon a été utilisée selon la procédure suivie par WIEGAND et *al.* (2008).

Cette analyse n'a été effectuée que pour les extraits organiques d'*Asparagopsis armata* présentant la plus forte activité lors des tests de sensibilité sur milieu solide, définie par un diamètre de zone d'inhibition ≥ 15 mm.

On utilise un milieu de culture liquide Brain Heart Infusion broth (2 mL) contenant des concentrations croissantes selon une série de dilutions géométriques (généralement un facteur deux) entre 0,25 et 4 mg/mL de l'extrait. Ensuite, dans chaque tube, on ajoute 100 μ L de l'inoculum bactérien préalablement préparé (la densité cellulaire à 0,5 McFarland). Deux autres séries de tubes sont mises en place : l'une sans extrait, servant de contrôle positif de croissance, et l'autre sans germes, servant de contrôle de stérilité. Après une incubation des tubes à 37 °C pendant 24 heures, la croissance bactérienne est comparée au contrôle. La concentration minimale inhibitrice (CMI) est définie comme la plus faible concentration du produit pour laquelle aucune turbidité n'est visible par rapport au contrôle.

I.8.2. Activité antifongique

L'activité antifongique des extraits a été évaluée en deux étapes :

- Les trois extraits (méthanolique, dichlorométhane et acétone) ont été testés contre *Aspergillus niger*, *Aspergillus flavus* et *Penicillium glabrum*.
- Étant donné que l'extrait méthanolique a montré la plus forte activité dans la première étape, il a été testé séparément contre *Fusarium*.

I.8.2.1. Activité contre *Aspergillus* et *Penicillium*

L'activité antifongique des extraits d'*Asparagopsis armata* a été évaluée selon la méthode du contact direct, telle que décrite par REMMAL et *al.* (1993) et MOHAMMEDI & ATIK (2012). Les tests ont été réalisés sur trois champignons : *Aspergillus carbonarius*, *Aspergillus flavus* et *Penicillium glabrum*. Les dilutions des extraits ont été préparées dans du DMSO pour obtenir des concentrations finales de 0,5, 1 et 3 mg/mL.

La technique consiste à ajouter 1,5 mL de chaque dilution d'extrait à 13,5 mL de milieu PDA (Potato Dextrose Agar) en surfusion à 45 °C. Après homogénéisation au vortex, les tubes sont versés dans des boîtes de Petri.

L'ensemencement a été réalisé par la disposition à la surface du milieu de culture au centre de la boîte de pétri du disque mycélien de 6 mm de diamètre pour chaque champignon provenant d'une culture de 6 jours.

Pour chaque champignon, des témoins négatifs composés de milieu PDA et de DMSO sans extrait ont été préparés, et des témoins positifs contenant l'antifongique nystatine (5 mg/mL) ont été réalisés en parallèle.

L'incubation a été réalisée à 25 °C pendant 6 jours. La croissance fongique a été suivie par la mesure quotidienne du diamètre mycélien, ce qui a permis de calculer le taux d'inhibition (I%) selon l'équation décrite par CHENG et *al.* (2008) :

$$I\% = (Da - Db) / Da \times 100$$

Où :

I : pourcentage d'inhibition exercé par l'extrait sur le mycélium (%)

Da : Diamètre de mycélium témoin (mm)

Db : Diamètre de mycélium (mm)

1.8.2.2. Activité contre *Fusarium*

Dans cette étude, l'extrait méthanolique, ayant montré la plus forte activité antifongique lors de premier test antifongique, a été retenu pour l'évaluation spécifique contre *Fusarium*. Les autres extraits, moins actifs, n'ont pas été considérés dans cette phase

Quatre espèces de *Fusarium* (*Fusarium poae*, *Fusarium graminearum*, *Fusarium culmorum*, *Fusarium avenaceum*) ont été testées par l'extrait méthanolique selon la méthode effectuée selon la méthode décrite par KOTAN et *al.* (2008), avec une légère modification.

Disque de 6,0 mm de diamètre issu d'une préculture fongique sur agar dextrose de pomme de terre (PDA) contenant du mycélium de *Fusarium* ont été placés au centre de gélose PDA préalablement étalée avec 200 µL de différentes dilutions d'extrait de MeOH pour des concentrations finales allant de 2,5 à 80 mg/mL.

Une boîte de PDA sans extrait, contenant uniquement DMSO 10%, a été utilisée comme témoin négatif et des boîtes de PDA traitées avec de la nystatine (2,5 à 10 mg/mL) ont été utilisées comme témoins positifs.

L'incubation a été effectuée à 25 °C pendant 6 jours, et la croissance mycélienne a été suivie par la mesure du diamètre afin de calculer le taux d'inhibition (I %) selon l'équation décrite par CHENG et *al.* (2008)

Les résultats sont interprétés pour les deux tests antifongiques selon ABDELLATIVE et *al.* (2011) comme suit :

- ❖ 30 à 40 % : faible activité,

- ❖ 50 à 60 % : activité modérée,
- ❖ 60 à 70 % : bonne activité,
- ❖ 70 % : excellente activité

I.10. Analyse statistique

Les résultats sont exprimés en moyenne $\pm$ écart-type (SD). Les différences entre groupes ont été évaluées par une analyse de la variance à un facteur (ANOVA unidirectionnelle) au seuil de 5 %. Les différences ont été définies comme significatives pour $p \leq 0,05$, hautement significatives pour $p \leq 0,01$. Les valeurs de IC_{50} ont été calculées à partir des courbes de régression. Les coefficients de corrélation ont été calculés à l'aide des fonctions intégrées du logiciel Microsoft Excel 2021, également utilisé pour l'ensemble des traitements statistiques.

Chapitre II : Résultats et discussion

II.1. Rendement des extraits

Les rendements d'extraction des trois solvants utilisés sont présentés dans la Figure 27. L'effet de la polarité du solvant sur le rendement d'extraction a été étudié. Les extractions ont été réalisées par macération à l'aide de trois solvants de polarité différente : le méthanol, le dichlorométhane et l'acétone.

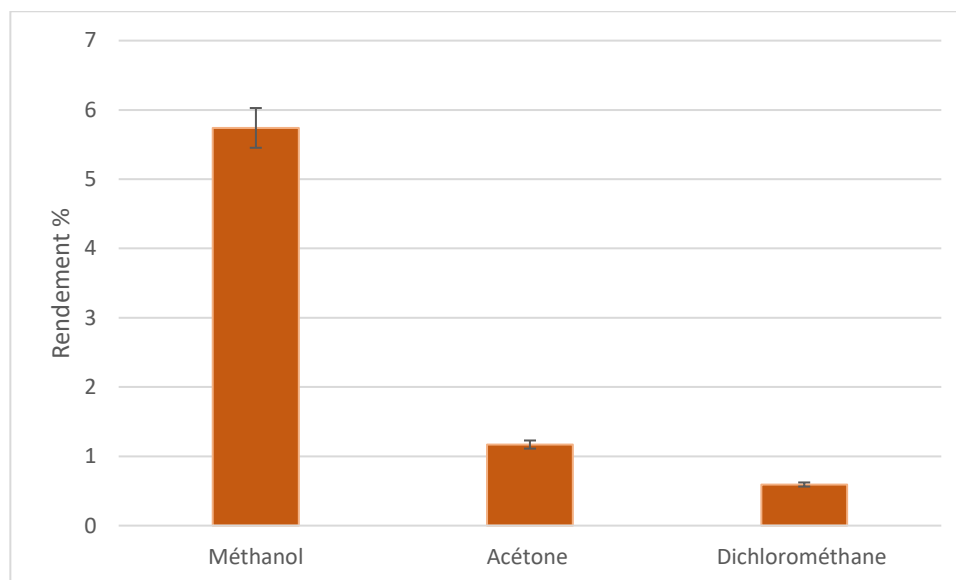


Figure 26 : Histogramme illustrant le rendement d'extraction des extraits de *Asparagopsis armata*.

Les résultats révèlent que l'extrait méthanolique a présenté le rendement le plus élevé ($5,74\pm 1,8\%$) ce qui suggère que les principaux constituants de l'algue marine ont un caractère plus ou moins hydrophile. Le dichlorométhane donne un rendement modéré ($1,17\pm 0,28\%$) alors que l'extrait acétonique a le rendement le plus faible ($0,59\pm 0,03\%$). Cette différence significative ($p=0,013$) s'explique par la polarité élevée du méthanol, qui permet une meilleure solubilisation des composés polaires, notamment les composés phénoliques, les flavonoïdes et certains pigments, abondant dans *Asparagopsis armata*.

La faible extraction observée avec le dichlorométhane pourrait être attribuée à sa polarité intermédiaire, favorisant principalement l'extraction de composés lipophiles présents en moindre quantité dans l'algue étudiée. Des résultats cohérents ont été décrits chez d'autres macroalgues rouges, où les solvants polaires ont montré une meilleure efficacité d'extraction que les solvants apolaires ou semi-polaires (HENTATI et al., 2020 ; LOURENÇO-LOPES et al., 2020).

Ainsi, le rendement d'extraction dépend non seulement de la nature du solvant, mais également de la composition chimique intrinsèque de l'algue, de la méthode d'extraction et des conditions opératoires. Ces résultats justifient l'utilisation de trois solvants de polarités différentes pour la caractérisation phytochimique et l'évaluation des activités biologiques.

Dans notre étude, les rendements d'extraction obtenus demeurent plus faibles que ceux signalés par MACHADO et *al.* (2016) chez *Asparagopsis taxiformis*, une espèce proche, pour laquelle un rendement de 10,2 % a été obtenu par macération méthanolique, contre 1,9 % avec le dichlorométhane. De manière similaire, JANUARIO et *al.* (2024) ont rapporté, chez *Asparagopsis armata*, un rendement de 14,03 % pour l'extraction hydroéthanolique, comparativement à 2,97 % obtenus avec l'acétate d'éthyle et l'eau.

Par ailleurs, RHIMOU et *al.* (2010) ont signalé, pour *A. armata* collectée au Maroc, des rendements d'extraction de 0,28 % pour l'extrait au dichlorométhane et de 14,37 % pour l'extrait méthanolique. En comparaison, le rendement de l'extraction méthanolique obtenu dans la présente étude, cette valeur apparaît clairement inférieure à celui rapporté par ces auteurs, tandis que celui obtenu avec le dichlorométhane s'avère supérieur.

Les divergences observées entre les rendements d'extraction obtenus dans le présent travail et ceux rapportés dans la littérature peuvent s'expliquer par plusieurs facteurs liés à l'espèce étudiée, aux caractéristiques du solvant utilisé en particulier son degré de polarité ainsi qu'aux conditions expérimentales, incluant la durée et la température d'extraction, l'origine géographique, la saison de récolte et le protocole appliqué (LOPEZ et *al.*, 2011 ; BALBOA et *al.*, 2013 ; TEFIANI, 2015). Le rendement et la performance de l'extraction dépendent ainsi étroitement du type de solvant choisi, qui influence la nature et la quantité des composés extraits, en particulier les composés phénoliques et leurs propriétés antioxydantes (LI et *al.*, 2008). De plus, des facteurs biologiques et environnementaux, tels que l'âge de l'algue et les conditions de son milieu, modulent également la composition chimique des extraits. Le choix approprié du solvant et de la méthode d'extraction reste donc déterminant pour maximiser le rendement et la concentration des composés bioactifs.

II.2. Criblage phytochimique

Le criblage phytochimique des extraits méthanolique, acétonique et dichlorométhanique de *Asparagopsis armata* a révélé la présence de plusieurs groupes de métabolites. Les résultats acquis sont résumés dans le Tableau 9.

Tableau 9 : Résultats de criblage phytochimique des extraits de *Asparagopsis armata*.

N°	Tests	Dichlorométhane	Méthanol	Acétone
01	Phénols	+	+	+
02	Flavonoïdes	+	+	+
03	Tanins	-	+	-
04	Terpénoïdes	+	+++	-
05	Alcaloïdes	+	-	-
06	Composés réducteurs	+	-	-
07	Quinones libres	+	++	+
08	Glucosides cardiotoniques	-	+	-
09	Glycosides cardiaques	-	++	+
10	Anthocyanines	+	+	-
11	Mucilage	-	-	-
12	Saponosides	-	-	-
13	Acides aminés	-	+	-
14	Coumarines	-	-	-
15	Caroténoïdes	+	+	+
16	Stérols / triterpènes	+	-	-
17	Stéroïdes	+	++	+

(+++): Fortement positif ; (++) : Moyennement positif ; (+) : Faiblement positif ; (-) : Négatif

Les tests qualitatifs ont révélé une présence marquée des composés phénoliques et des flavonoïdes, en particulier dans les extraits méthanolique et acétonique. Cette observation est cohérente avec la nature polaire de ces solvants, favorisant l'extraction de molécules riches en groupements hydroxyles. La détection de tanins, de terpénoïdes et de composés réducteurs a également révélé des intensités variables selon le solvant utilisé.

En revanche, les alcaloïdes, les stérols, triterpènes, mucilage, les saponosides et les coumarines, ont été faiblement ou non détectés dans l'ensemble des extraits, laissant penser

que ces familles de composés sont soit absentes, soit présentes à de très faibles concentrations dans l'algue étudiée. Les stérols et les triterpènes ont été principalement observés dans l'extrait dichlorométhanique, confirmant leur caractère lipophile, le teste de caroténoïde par la poudre de l'algue a été révèle aussi positif. La présence de ces composés est particulièrement marquée dans l'extrait méthanolique. De plus, les tests réalisés sur cet extrait ont permis de détecter des glycosides cardiaques, confirmés par un test spécifique révélant des glucosides cardiotoniques. Par ailleurs, la détection d'acides aminés témoigne de la présence de constituants primaires, éléments de base des protéines, traduisant l'abondance de l'extrait en composés nutritifs essentiels en plus des métabolites secondaires bioactif.

La diversité des métabolites secondaires mise en évidence par ce criblage reflète le potentiel bioactif important de *Asparagopsis armata*. Ces composés interviennent de façon déterminante dans les mécanismes de défense des algues marines contre les stress environnementaux et sont souvent corrélés à des activités biologiques telles que les propriétés antioxydantes et antimicrobiennes.

Des résultats comparables ont été publiés pour d'autres espèces d'algues rouges, notamment celles du genre *Asparagopsis*, connues pour leur richesse en composés phénoliques, flavonoïdes et composés halogénés (JACINTO et al., 2013 ; HENTATI et al., 2020). Ainsi, le criblage phytochimique constitue une étape préliminaire essentielle permettant d'orienter les analyses quantitatives et les tests biologiques ultérieurs.

Les résultats des tests phytochimique menés par NEETHU et al., (2017) ont révélé la présence des composés phénoliques (Phénols et flavonoïdes), stéroïdes et des quinones avec une importante quantité dans l'extrait méthanolique d'*A. taxiformis* (proche de *A. armata*), d'autre part SAIM et al. (2021) ont confirmé l'identification des flavonoïdes, terpénoïdes et quinones et l'absence des coumarines dans l'extrait méthanolique d'*A. taxiformis*. Également, dans *Asparagopsis taxiformis*, le test phytochimique des saponines a donné un résultat positif, indiquant la présence de glycosides amphiphiles capables de former une mousse ou une écume lors de l'agitation (SAHNOUNI et al., 2021). Ce résultat contraste avec *A. armata*, pour laquelle nos tests n'ont pas détecté de saponines, suggérant que la production de ces composés secondaires peut varier selon l'espèce, l'environnement et les conditions de culture. Ces différences soulignent la pertinence de la variation interspécifique et méthodologique dans l'analyse phytochimique des Rhodophytes.

Bien que des stérols aient été rapportés dans *Asparagopsis armata* par (EL HATTAB et al., 2006) et (LOPES et al., 2011) aucune présence n'a été détectée dans nos extraits à l'aide des tests phytochimiques. Cette différence peut être due à la sensibilité des tests, aux méthodes d'extraction ou à la variabilité biologique de l'échantillon.

L'absence de réaction positive pour les mucilages dans nos extraits peut s'expliquer par l'incapacité des solvants organiques utilisés (méthanol, acétone, dichlorométhane) à les extraire. En effet, les mucilages des Rhodophytes sont généralement constitués de galactanes sulfatés de haut poids moléculaire (carraghénanes/hybrides agaro-carraghénanes) des polysaccharides hydrophiles, solubles uniquement dans l'eau chaude (GARON-LARDIERE, 2004). Par conséquent, ces composés restent majoritairement dans la biomasse insoluble lors d'une extraction par solvants organiques et ne peuvent être détectés que suite à une extraction aqueuse chaude suivie d'une précipitation à l'éthanol, ou par des méthodes analytiques adaptées aux polysaccharides (PREMARATHNA et al., 2024). Cette approche méthodologique explique pourquoi nos tests phytochimiques basés sur des extraits organiques sont restés négatifs, malgré la probabilité que l'algue contienne effectivement des polysaccharides pariétaux.

La différence des diversités en composés des extraits est apparemment se dépend au type de solvant et son degré de polarité utilisé et même à la mixture et la distribution du solvant dans la poudre. Plusieurs précédentes études ont mentionné que les algues notamment les algues rouges synthétisent les composés phénoliques, les flavonoïdes ainsi que les caroténoïdes (PEREZ et al., 2016 ; PONTE et al., 2022).

II.3. Dosage et quantification des composées phénoliques et flavonoïdes

Les teneurs en composés phénoliques des extraits de l'algue étudiée ont été déterminées à partir de la courbe d'étalonnage et exprimées en mg d'équivalent d'acide gallique (EAG) par gramme de matière sèche (Annexe) (Tableau 10)

Tableau 10 : Teneurs en phénols totaux et flavonoïdes des extraits

Les extraits	Phénols totaux	Flavonoïdes
	Concentration en mg EAG/g MS	Concentration en mg EQ/g MS
Dichlorométhane	5,51±0,37	0,72 ± 0,02
Méthanol	3,57± 0,01	0,20±0,0002
Acétone	6,16±0,01	1,46±0,002

Les teneurs en phénols totaux déterminées présentent des variations de 3,57±0,01mg EAG/g MS pour l'extrait méthanolique à 6,16±0,01mg EAG/g MS pour l'extrait acétonique, dans l'extrait de dichlorométhane la concentration de phénol totaux est égale à 5,51±0,37mg EAG/g MS. La différence très significative observée entre les trois extraits ($p < 0,001$) indique une variabilité marquée dans la composition phénolique selon la nature de solvant utilisé.

Une légère différence entre les deux valeurs de phénol totaux chez les deux extraits acétone et dichlorométhane, mais la valeur le plus important est enregistré dans l'extrait de l'acétone, la différence dans la teneur en phénol des extraits peut être attribuables à la solubilité de ces composés dans ces extraits. HMANI et *al.* (2021) ont obtenu le contenu phénolique total dans l'extrait méthanol d'*Asparagopsis armata* (14,95±0,5 mg EAG /g MS).

L'extrait méthanolique d'*Asparagopsis armata* s'est détecté plus riche en composés phénoliques que ceux rapportés par GANESAN et *al.* (2008) pour d'autres algues rouges. En effet, les concentrations en composés phénoliques des extraits de *Eucheuma kappaphycus* et *Gracilaria edulis* étaient respectivement de 1,5 mg/g et 4,1 mg/g. Toutefois, notre résultat est comparable à celui obtenu pour *Acanthophora spicifera*, dont la valeur était de 3,55 mg/g.

La teneur élevée en polyphénols notée dans l'extrait d'acétone pourrait être attribuée à la polarité de l'acétone, ce qui conduit à une extraction efficace des composés phénoliques modérément polaires qui sont moins efficacement solubilisés par le méthanol.

Au cours de cette étude, la teneur en composés phénoliques de *A. armata* est inférieure à celle observée par EBRAHIMI et *al.* (2025), qui ont rapporté jusqu'à 8,57 mg EAG/g MS par extraction méthanolique assistée par ultrasons, ainsi qu'à celle rapportée par LEE et *al.* (2020), avec 22,22 mg/g par extraction hydrothermale et 18,08 mg/g par extraction au fluide supercritique. Ces différences pourraient s'expliquer par le type de solvant, la méthode d'extraction, la température et la durée, ainsi que par la composition chimique spécifique des

algues, qui dépend de l'espèce, de l'âge, de la localisation géographique et des conditions saisonnières

D'après une recherche effectuée par MELLOUK *et al.* (2017) concernant l'algue marine rouge *Asparagopsis taxiformis*, il a été observé que l'extrait au méthanol présentait une concentration supérieure en polyphénols comparativement aux autres solvants tels que l'acétone. Toutefois, notre étude montre une différence marquée en termes d'efficacité de l'extraction méthanolique. Il est donc ardu de mettre en parallèle les résultats présents avec ceux des recherches précédentes, du fait que l'emploi de techniques d'extraction diverses dans différentes études rend la comparaison des résultats peu efficace.

Par ailleurs, le dichlorométhane est un solvant non polaire et non sélectif couramment utilisé, capable de dissoudre une vaste gamme de métabolites moins polaires (PINTO *et al.*, 2022). De plus, il est possible d'attribuer la prépondérance de l'extrait dichlorométhane à la capacité de tirer les phénols lipophiles comme certains flavonoïdes méthoxyles ou lipophiles plus solubles dans le dichlorométhane que dans le méthanol (DANGLES, 2012). L'utilisation de l'acétone confère une meilleure capacité à solubiliser un large spectre de composés phénoliques, aussi bien modérément polaires que légèrement apolaires, par rapport aux autres solvants testés.

La quantité de composés phénoliques des algues peut être modulée par un ensemble de facteurs intrinsèques et environnementaux. Selon MELLOUK *et al.* (2017), des éléments tels que l'espèce, l'âge, le degré de maturité, ainsi que la période de conservation après récolte, influencent la quantité de polyphénols. À ces facteurs s'ajoutent des paramètres externes comme la lumière, la profondeur, la salinité, la quantité de nutriments disponibles et la saison, qui peuvent réguler la biosynthèse spatio-temporelle de ces composés (FARVIN & JACOBSEN, 2013). Par ailleurs, l'efficacité de l'extraction est également conditionnée par la nature du solvant, la solubilité des phénols, leur degré de polymérisation et leur interaction avec d'autres composants, pouvant conduire à la formation de complexes insolubles (FALLEH *et al.*, 2008). Ces facteurs combinés expliquent la variabilité observée dans la teneur en phénols entre différentes études et espèces.

Toutefois, les résultats obtenus restent approximatifs et ne sont pas spécifiques aux polyphénols, la méthode de Folin-Ciocalteu (FC) peut conduire à une surestimation des polyphénols, car elle réagit également avec d'autres composés oxydants aromatiques ou d'autres composés tels que les protéines, les sucres réducteurs, l'acide ascorbique et certains composés sulfurés (MACHEIX *et al.*, 2005 ; ZUBIA *et al.*, 2007).

Les teneurs en flavonoïdes des différents extraits (tableau 10) ont été calculées à partir de l'équation de la courbe d'étalonnage de la quercétine et exprimées en équivalent de mg de la quercétine (EQ) / g de matière sèche (Annexe).

Les flavonoïdes ont été détectés en faibles concentrations dans les trois extraits avec un taux de $1,46 \pm 0,002$ mg EQ /g MS dans l'extrait d'acétone et $0,72 \pm 0,02$ mg EQ/g MS dans l'extrait dichlorométhane tandis que le méthanol a enregistré le plus faible valeur $0,20 \pm 0,0002$ mg EQ/g MS. Une différence présentant une forte significativité statistique a été constatée entre les trois extraits en termes de teneur en flavonoïdes ($p = 0,00034$). Ces données sont inférieures avec ceux observés par HMANI et *al.* (2021), leur recherche menée sur des algues rouges collectées sur la côte nord de la Tunisie a révélé que l'extrait d'*A. armata* contenait une concentration en flavonoïdes de $4,64 \pm 0,63$ mg EQ /g MS, Cela suggère que Les conditions environnementales, tels que le climat, la salinité, peuvent fortement moduler la biosynthèse des flavonoïdes chez cette espèce. Ce résultat est considérablement supérieur aux concentrations mesurées dans cette étude. Ainsi, la faible concentration observée dans l'extrait méthanolique d'*A. armata* dans notre travail peut refléter soit une composition naturellement faible en flavonoïdes, soit une affinité limitée entre certains flavonoïdes spécifiques et ce solvant polaire. D'autre part, l'acétone, moins polaire que le méthanol, s'avère particulièrement efficace pour l'extraction des flavonoïdes, grâce à sa capacité à solubiliser aussi bien les aglycones que les flavonoïdes glycosylés de manière plus efficace que le méthanol. Par conséquent, dans l'extrait acétonique, les flavonoïdes pourraient être plus abondants ou plus facilement détectables que d'autres composés phénoliques (DO et *al.*, 2014).

Une recherche effectuée par ALGHAZEER et *al.*, (2022) sur le contenu en composés phénoliques totaux dans différentes algues, notamment rouges, vertes et brunes, a révélé que la concentration en flavonoïdes des algues rouges (*Asparagopsis taxiformis*, *Ceramium virgatum*...) était modeste et varie entre 0,49 et 14,84 mg RE/g MS. Les algues brunes renferment la teneur en flavonoïdes la plus élevée. Selon COX et *al.* (2010), les espèces brunes telles que *Laminaria digitata* et *Laminaria saccharina* ont une concentration en flavonoïdes supérieure à celle des espèces rouges. Tandis que les algues rouges (*Chondrus crispus*, *Palmaria palmata*) ont présentés des concentrations en flavonoïdes variant de 6,83 à 7,41 mg EQ/g d'extrait sec.

Globalement, l'écart observé dans les niveaux de flavonoïdes pourrait être attribué aux variations des variables physico-chimiques, comme la salinité des sites échantillonnés ou d'autres conditions environnementales. Par ailleurs, l'utilisation de solvants polaires semble

favoriser l'extraction des flavonoïdes, bien que leur teneur dans les algues rouges reste globalement faible.

Si nous comparons le contenu en phénols totaux avec celle de flavonoïdes dans les trois extraits (Dichlorométhane, Méthanol et Acétone) nous constatons que les flavonoïdes représentent environ 13,07 %, 5,60% et 23,68% du total respectivement. Cette proportion indique que les flavonoïdes ne constituent qu'une fraction des composés phénoliques, suggérant la présence d'autres sous-classes telles que les acides phénoliques, les stilbènes, les tanins ou encore les coumarines.

Les algues rouges (Rhodophycées) sont une source importante de métabolites secondaires, comprenant notamment des flavonoïdes, des acides phénoliques et des bromophénols (GOMEZ-GUZMAN et *al.*, 2018). Elles renferment également des terpénoïdes, des phénylpropanoïdes, divers dérivés phénoliques et des alcools polymérisés d'hydroxycinnamyle (STENGEL et *al.*, 2011). De manière générale, les composés phénoliques des algues marines incluent les acides phénoliques, les phlorotannins, les flavonoïdes, les tanins et les catéchines (HENTATI et *al.*, 2020).

II.4. Teneur totale en caroténoïdes et chlorophylle

Les caroténoïdes et les chlorophylles figurent parmi Les principaux composés impliqués dans l'activité antioxydante des algues marines. Pour cela, la teneur de ces constituants phytochimiques au niveau des trois extraits de l'algue marine rouge étudiée a été déterminée et exprimées en mg / g de matière sèche et présenté dans le tableau 11.

Tableau 11 : Teneur totale en caroténoïdes et en chlorophylles des extraits

Les extraits	Caroténoïdes (mg/g) MS	Chlorophylle a (mg/g) MS
Dichlorométhane	6,23± 0,12	5,26± 0,06
Acétone	2,04±0,08	2,61± 0,09
Méthanol	6,65± 0,13	7,91± 0,16

Les analyses spectrophotométriques, menées selon le protocole de LICHTENTHALER & WELLBURN (1983), ont permis de démontrer des variations notables en rapport avec la polarité des solvants appliqués.

Les résultats ont révélé que le méthanol et le dichlorométhane produisent des valeurs comparables et permettent une extraction optimale des caroténoïdes, avec des teneurs atteignant 6,65±0,13 et 6,23±0,12 mg/g de matière sèche respectivement, nettement supérieure à celle

obtenue avec l'acétone $2,04 \pm 0,08$ mg/g MS. Des différences très significatives ont été observées entre les groupes étudiés ($p < 0,001$ pour toutes les comparaisons).

Les teneurs en caroténoïdes extraites avec le dichlorométhane et le méthanol sont proches et important par rapport l'acétone. Cette observation peut s'expliquer peut-être par la nature chimique des caroténoïdes et la polarité des solvants. En effet, les carotènes, dépourvus de groupements oxygénés, sont principalement solubles dans des solvants peu ou moyennement polaires comme le dichlorométhane, tandis que les xanthophylles, plus polaires grâce à la présence de groupements hydroxyles ou époxydes, sont mieux extraites par des solvants polaires comme le méthanol et éthanol (CHENG et *al.*, 2019). Ainsi, si l'échantillon présente un équilibre relatif entre carotènes et xanthophylles, ces deux solvants peuvent extraire des quantités similaires de pigments.

En revanche, l'acétone, dont la polarité est intermédiaire, se révèle moins performante que le dichlorométhane ou le méthanol pour l'extraction des caroténoïdes, ce qui peut expliquer la quantité mesurée plus faible. De plus, l'extraction en acétone peut entraîner une dégradation progressive des pigments au fil du temps, potentiellement liée à une oxydation ou à d'autres réactions chimiques. En effet, selon (LATASA et *al.*, 2001) des pertes de caroténoïdes ont été observées dans les extraits à l'acétone pure, et celles-ci ont été attribuées non pas à une précipitation, mais à une dégradation des pigments au cours du temps.

Nous avons comparé nos résultats à ceux précédemment signalés dans les publications antérieures pour des espèces apparentées, notamment *A. taxiformis*, dont les teneurs en caroténoïdes sont de l'ordre de 0,13 mg/g MS et 0,7917 mg/g MS observée chez *Chondrus crispus* (Rhodophyta) lorsque l'extraction est réalisée par le méthanol (NUNES et *al.*, 2017). L'extrait méthanolique obtenu dans notre étude présente une concentration plus élevée atteignant 6,65mg/g MS, ce qui indique que notre algue est plus concentrée en caroténoïdes et que ce solvant permet une extraction beaucoup plus efficace. D'autre part, selon les études de HOSSAIN et *al.* (2021), a concentration la plus élevée en caroténoïdes a été observée dans les extraits à l'acétone de *Gelidium pusillum* provenant du Bangladesh, avec une valeur de 52,7 mg/g.

Par ailleurs, selon SHAHIDI et *al.*, (1998), Les caroténoïdes dominants chez les algues rouges sont la zéaxanthine, la lutéine et le α - et β -carotène, la teneur en α -carotène est beaucoup plus élevé chez les algues rouges.

Dans cette étude, la chlorophylle a été déterminée aussi selon le protocole de LICHTENTHALER et WELBURN (1983). Les résultats révèlent que le méthanol permet d'extraire une quantité plus élevée de chlorophylle a comparé aux deux autres solvants la valeur est $7,91 \pm 0,16 \text{ mg/g MS}$. suivi par le dichlorométhane avec la valeur $5,26 \pm 0,06 \text{ mg/g MS}$ et l'acétone avec la valeur $2,61 \pm 0,09 \text{ mg/g MS}$.

Ce résultat semble contredire l'étude de MURADOR *et al.* (2021), qui signale que les chlorophylles sont des composés lipophiles, insolubles dans les solvants polaires. En effet, dans notre étude, le méthanol, un solvant polaire, a conduit d'extraire un teneur plus élevé de chlorophylle a que le dichlorométhane, un solvant lipophile. Cette différence peut s'expliquer par le fait que la chlorophylle possède une structure amphiphile, avec une partie lipophile (chaîne phytol) et un noyau porphyrinique polaire (CALINOIU *et al.*, 2023). La polarité du méthanol lui permet donc de solubiliser la partie polaire et, grâce à sa petite taille et sa capacité à pénétrer les membranes cellulaires et chloroplastiques, de libérer efficacement les pigments associés aux protéines et aux lipides des thylakoïdes. Ainsi, même si la chlorophylle est majoritairement lipophile, son noyau polaire et la capacité du méthanol à traverser les membranes cellulaires expliquent l'extraction efficace observée (KIM *et al.*, 2020).

Par ailleurs, KIM *et al.* (2020) rapportent que les pigments chlorophylliens peuvent être extraits efficacement des matrices botaniques par des solvants organiques couvrant une large gamme de polarités. Ils se dissolvent facilement dans des solvants lipophiles comme l'éther de pétrole, les alcanes, le chloroforme et, dans une moindre mesure, l'acétate d'éthyle (EtOAc), mais également dans des alcools polaires comme le méthanol (MeOH) et l'éthanol (EtOH). Cette étude montre également l'efficacité du dichlorométhane (DCM) pour l'extraction de la chlorophylle, ce qui, dans notre cas, explique que ce solvant ait donné une teneur comparable à celle obtenue avec le méthanol.

Plusieurs recherches ont détecté que l'acétone peut induire une dégradation accélérée des pigments chlorophylliens. En particulier, l'extraction en acétone peut provoquer, de manière artificielle, la conversion de la chlorophylle en chlorophylleide, diminuant ainsi la quantité apparente de pigment mesurée dans l'échantillon (HU *et al.*, 2013).

Selon CAESAR *et al.* (2018), les solvants traditionnellement recommandés pour l'extraction de la chlorophylle soient l'acétone, le méthanol ou le DMSO. Toutefois, il convient de souligner que les protocoles classiques de quantification spectrophotométrique de la chlorophylle sont généralement développés pour des extraits à base d'acétone 80% ou de méthanol (LICHTENTHALER, 1987). Ces solvants polaires offrent un bon équilibre entre

efficacité d'extraction et fiabilité des mesures, permettant ainsi des comparaisons cohérentes avec les résultats antérieurement publiés.

Ainsi, bien que le dichlorométhane puisse extraire une plus grande quantité de chlorophylle a, les valeurs obtenues avec l'acétone ou le méthanol sont préférées pour une analyse standardisée et fiable des pigments chlorophylliens (JORGE et *al.*, 2024). Cohérent avec les observations de LANFER-MARQUEZ et *al.*, (2005), qui ont révélé que les chlorophylles et leurs dérivés sont plus solubles et mieux extraits dans des milieux polaires.

Nos résultats sont plus élevés que ceux obtenus directement à partir de l'extrait méthanolique des algues rouges étudiées par NUNES et *al.* (2017), à savoir : *Asparagopsis taxiformis* (0,288 mg/g MS), *Chondrus crispus* (0,625 mg/g MS) et *Galaxaura rugosa* (0,323 mg/g MS). Cette divergence s'explique principalement par la nature même des mesures. En effet, les valeurs plus élevées correspondent à des extraits concentrés de pigments, obtenus après une étape d'extraction ciblée, ce qui permet de libérer et de concentrer la chlorophylle a à partir de la matrice algale. Ces résultats confirment la bonne affinité des pigments chlorophylliens pour les solvants polaires.

Selon NUNES et *al.* (2018), l'extraction de la chlorophylle a dans *Asparagopsis taxiformis* par la méthode Soxhlet (M2) atteint 0,34 mg/g, soit environ quatre fois la valeur obtenue par sonication et agitation (M1, 0,086 mg/g). Néanmoins, Ces données restent en deçà de celles obtenues dans cette étude.

Cette différence remarquable indique que l'extraction utilisée dans cette étude est particulièrement efficace pour isoler les pigments photosynthétiques. Plusieurs facteurs peuvent expliquer ce rendement élevé, notamment l'optimisation des conditions d'extraction (rapport solvant/matière sèche, durée et température, l'état de fraîcheur et la conservation des échantillons, ainsi que la population spécifique ou la saison de récolte de l'algue. Ces résultats suggèrent que notre extrait constitue une source très riche en chlorophylle a, présentant un fort potentiel pour des applications en tant qu'antioxydant, colorant naturel ou ingrédient nutraceutique.

II.8. Identification des par chromatographie liquide couplée à la spectrométrie de masse (LC-MS-MS)

La chromatographie liquide associée à la spectrométrie de masse en tandem (LC-MS/MS) a été utilisée afin de caractériser les principaux composés bioactifs trouvés dans les extraits d'*Asparagopsis armata*. Cette technique permet une identification sensible et sélective

des métabolites secondaires, même à faible concentration. Les composés identifiés figurent dans le Tableau 12.

Tableau 12 : Résultats des composés identifiés dans les extraits acétone et méthanol par LC-MS/MS d'*A armata*

N°	Nom du composé	Formule chimique	Pourcentage des composés identifiés (%)	
			L'extrait méthanolique	L'extrait Acétone
1	Myricétine.	C15H10O8	65,21	61,36
2	Oroxyline A	C16H12O5	0,03	0,02
3	Quercétine-3-glucoside	C21H19O12	0,41	0,02
4	Tiliroside	C30H26O13	4,32	NP
5	Apigénine	C15H10O5	0,01	NP
6	Acide 2-méthoxybenzoïque	C8H8O3	0,14	NP
7	Chrysine	C15H10O4	0,01	0,02
8	Curcumine	C21H20O6	0,47	0,08
9	Luteoline	C15H10O6	0,05	0,05
10	Acide oléanolique	C30H48O3	NP	0,1
11	Oleuropéine	C25H32O13	4,32	7,59
12	Riboflavine	C27H30O16	13,83	11,76
13	Rutine	C27H30O16	0,05	0,12
14	Acide sinapique	C11H12O5	3,89	0,25
15	Bêta-carotène	C40H56	5,68	17,46
16	Acide kojique	C6H6O4	0,0004	0,01
17	Thymol	C10H14O	0,03	NP
18	Vanilline	C8H8O3	6,57	0,82
19	Acide caféique	C9H8O4	NP	0,54
20	Acide salicylique	C7H6O3	1,06	NP

N P = aucun pic détecté dans la plage de la fenêtre/bande ;

L'analyse LC-MS/MS a permis d'identifier la présence de plusieurs composés phénoliques, flavonoïdes, acides organiques, confirmant les résultats obtenus lors du criblage phytochimique et des dosages quantitatifs. Parmi les composés identifiés figurent notamment des flavonoïdes connus pour leur activité antioxydante, ainsi que des composés spécifiques aux algues rouges.

Il convient toutefois de souligner que l'identification des composés par LC-MS/MS repose principalement en comparant les spectres de masse aux bases de données, ce qui correspond à une identification putative. Une confirmation structurale définitive nécessiterait des analyses complémentaires, telles que la RMN ou l'utilisation de standards commerciaux.

Comparativement aux données de la littérature, les composés identifiés dans cette étude sont comparables à ceux rapportés chez d'autres espèces du genre *Asparagopsis*, bien que des variations qualitatives et quantitatives puissent être observées en lien avec l'origine géographique, les conditions environnementales et les techniques d'extraction. Ces différences pourraient expliquer les variations d'activités biologiques rapportées entre les études.

Ainsi, l'analyse LC-MS/MS apporte un éclairage essentiel sur la composition chimique de *Asparagopsis armata* et renforce l'hypothèse selon laquelle les activités biologiques observées résultent d'une action synergique entre plusieurs classes de métabolites secondaires.

L'analyse a révélé l'existence de divers métabolites secondaires. 34 composés ont été détectés via LC-MS/MS, et 20 ont été confirmés par comparaison avec un standard de référence. Les résultats de cette analyse révèlent la présence de myricétine, Oroxyline A, Quercétine-3-glucoside, Chrysine, Curcumine, Lutéoline, Oleuropéine, Riboflavine, Rutine, Acide sinapique, bêta-carotène, acide kojique, vaniline, acide oléanolique, acide caféique, Tiliroside, Apigénine, acide 2-mythoxybenzoïque, thymol et acide salicylique.

Selon JANUARIO et *al.*, (2024), les algues rouges, en particulier *Asparagopsis armata*, sont reconnues pour leur production diversifiée de métabolites secondaires, tels que des composés halogénés, des terpénoïdes, des caroténoïdes, des alcaloïdes et des composés phénoliques. Ces substances jouent un rôle clé dans les stratégies de défense de l'algue contre les pathogènes et les prédateurs.

D'après MACHEIX et *al.*, (2005), Les principaux composés phénoliques incluent les acides phénoliques (comme l'acide gallique, l'acide caféique, l'acide folique, l'acide ascorbique, etc.), les phénols simples, les flavonoïdes et les tanins.

L'analyse des composés identifiés révèle une grande diversité structurale et fonctionnelle. Une majorité d'entre eux appartient à la famille des flavonoïdes, des polyphénols connus pour leurs activités antioxydantes, antimicrobiennes. Comme la quercétine-3-glucoside, la lutéoline, l'apigénine, la chrysine, la tiliroside, l'oroxiline A, la myricétine et la rutine, tous largement étudiés pour leurs activités biologiques (MIEAN et MOHAMED, 2001 ; ÖZCAN et *al.*, 2020). Plusieurs études ont mis en évidence que les algues constituent une source significative de flavonoïdes, en particulier de catéchines. Des composés tels que la rutine, la quercétine et l'héspéridine ont été identifiés dans différentes espèces appartenant aux Chlorophyta, aux Rhodophyta et aux Phaeophyceae (SANTOS et *al.*, 2019). Parmi les composés identifiés aussi, l'acide caféique et l'acide sinapique sont des dérivés de l'acide cinnamique (acides hydroxycinnamiques), tandis que l'acide salicylique et l'acide 2-méthoxybenzoïque appartiennent à la famille des acides benzoïques. L'acide oléanolique, quant à lui, est un triterpène pentacyclique à activité biologique reconnue (SILVA et *al.*, 2023). À cela s'ajoutent des composés aromatiques phénoliques comme la vanilline et l'acide kojique, les deux composés sont largement utilisés pour leurs propriétés antioxydantes et dépigmentantes (CABANES et *al.*, 1994 ; ARYA et *al.*, 2021). Des métabolites lipophiles tels que le bêta-carotène (un caroténoïde), le thymol (un monoterpène phénolique) et la curcumine (un diarylheptanoïde). Enfin, des molécules telles que l'oleuropéine, polyphénol complexe et puissamment antioxydant, et la riboflavine (vitamine B2), bien que n'appartenant pas strictement aux polyphénols, contribuent également au potentiel bioactif de l'extrait par leurs effets antioxydants (OLFAT et *al.*, 2022).

L'analyse comparative par LC-MS-MS des extraits d'*Asparagopsis armata* obtenus avec l'acétone et le méthanol a révélé des différences notables dans le profil métabolique dépendant de la polarité du solvant.

L'extrait méthanolique est caractérisé par une forte dominance de la myricétine (65,21 %), suggérant une affinité élevée de ce flavonoïde pour les solvants hautement polaires. Cette observation est cohérente avec la structure chimique de la myricétine, riche en groupements hydroxyles, favorisant sa solubilité dans les solvants polaires comme le méthanol (PANCHE et *al.*, 2016). La riboflavine (13,83 %) représente le second composé majoritaire, ce qui s'explique par son caractère hydrosoluble. Le bêta-carotène est présent à (5,68 %), traduisant la faible affinité du méthanol pour les composés lipophiles (SAINI & KEUM, 2018). D'autres composés phénoliques contribuent de manière notable à la composition de l'extrait, notamment l'oléuropéine (4,32 %), le tiliroside (4,20 %) et l'acide sinapique (3,89 %). Les composés

minoritaires, tels que l'acide salicylique (1,06 %), la vanilline (0,61 %), la curcumine (0,47 %), la quercétine-3-glucoside (0,41 %) sont détectés à de faibles proportions.

L'extrait acétonique présente également une forte proportion de myricétine (61,36 %), bien que légèrement inférieure à celle observée dans l'extrait méthanolique. En revanche, une augmentation marquée du bêta-carotène (17,46 %) est observée, confirmant la meilleure capacité de l'acétone à extraire les composés lipophiles. Bien que le dosage spectrophotométrique des caroténoïdes totaux ait montré une teneur plus élevée dans l'extrait méthanolique, l'analyse par LC-MS a montré une abondance relative plus importante du β -carotène dans l'extrait acétonique. Cette différence s'explique par la nature non spécifique du dosage global, qui intègre divers pigments et caroténoïdes plus polaires préférentiellement extraits par le méthanol, tandis que la LC-MS permet une identification ciblée des composés individuels. L'acétone, solvant de polarité intermédiaire, favorise l'extraction de caroténoïdes hautement lipophiles tels que le β -carotène, expliquant ainsi sa concentration plus élevée dans cet extrait. Ces résultats mettent en évidence la complémentarité des approches analytiques et soulignent que la teneur totale en caroténoïdes ne reflète pas nécessairement la distribution qualitative des différents caroténoïdes présents. Par ailleurs, la riboflavine (11,76 %) et l'oléuropéine (7,59 %) constituent également des composés majeurs de l'extrait. Les autres métabolites détectés, tels que la rutine (0,12 %), la vanilline (0,82 %), l'acide caféique (0,54 %), l'acide sinapique (0,25 %) et l'acide oléanolique (0,10 %), sont présents à des pourcentages faibles mais participent à la diversité chimique de l'extrait.

Dans l'ensemble, ces résultats indiquent que le méthanol favorise l'extraction des composés phénoliques polaires, tandis que l'acétone améliore l'extraction des métabolites moins polaires, notamment le bêta-carotène, dont la proportion passe de 5,68 % dans l'extrait méthanolique à 17,46 % dans l'extrait acétonique.

L'absence de détection des composés halogénés pourrait être attribuée à l'absence de standards de référence halogénés dans la bibliothèque analytique, ce qui empêche leur identification et leur confirmation grâce à l'analyse comparative des temps de rétention et des transitions caractéristiques en LC-MS/MS.

En comparaison avec d'autres études, les résultats générés dans cette recherche montrent une concordance partielle avec ceux décrits par EBRAHIMI *et al.* (2025). Ces auteurs ont identifié, à l'aide de la technique LC-ESI-QTOF, la présence de plusieurs composés phénoliques dans l'extrait méthanolique de *Asparagopsis armata*, comme l'acide caféique, l'acide gallique, le 3-sulfate d'acide isoferulique, l'acide rosmarinique, l'acide 5-

féruoylquinique, l'acide férulique 4-O-glucuronide, l'acide cinnamique, l'acide m-coumarique, ainsi que des acides hydroxyphénylpropanoïques, tels que le 5-(3-méthoxy-4-hydroxyphényle) - γ -valérolactone.

Une autre analyse par PARCHEMIN et *al.* (2023) ont constaté la présence de différentes molécules halogénées, y compris des molécules halogénées d'acide dibromoacétique, de la furanone polyhalogénée et des acides phénoliques bromés (cinnamiques), ainsi que certaines molécules de soufre telles que la taurine et les sulfolipides, acide iséthionique.

Selon l'étude de JANUARIO et *al.* (2024), la caractérisation LC-MS de l'algue a permis d'identifier une grande diversité de composés bioactifs, comprenant notamment des composés halogénés (en particulier bromés), des acides gras libres, des lipides glycérolés et des métabolites glycosylés. La présence fréquente de phosphatidylglycérols (PGs), d'acides phosphatidiques (AP) et de phosphatidylinositols (PIs) a également été rapportée. Par ailleurs, plusieurs composés phénoliques ont été détectés, en particulier des flavonoïdes. Récemment, la chromatographie liquide-spectrométrie de masse haute résolution a été réalisée, permettant la description de nouvelles molécules halogénées (THAPA et *al.*, 2020 ; PINTO et *al.*, 2022)

De plus, selon PINTO et *al.* (2022), l'extrait aqueux d'*Asparagopsis armata* est particulièrement riche en composés phénoliques bromés, d'après un examen qualitatif réalisé par UHPLC-MS. Par ailleurs, le squelette de l'acide cinnamique y constitue une structure centrale remarquable. L'analyse par GC-MS de l'extrait dichlorométhane de la même espèce a permis de quantifier et d'identifier vingt-cinq composés, parmi les plus abondants étaient les acides gras et les composés halogénés, étant l'acide palmitique et le 1,4-dibromobuten-1-ol deux composés les plus abondants détectés, l'acide myristique, la famille des acides gras insaturés. Le profilage GC-MS ciblé a indiqué la détection de niveaux élevés d'halométhane dans *A. taxiformis*, y compris le bromoforme, le dibromométhane et le dibromochlorométhane (NØRSKOV et *al.*, 2022).

Les différences observées entre les profils chimiques, y compris celles relevées dans notre étude, peuvent être attribuées à des variations liées aux conditions d'extraction, à la polarité du solvant, à l'origine géographique des échantillons, ainsi qu'à la sensibilité et au type de technique analytique utilisée.

II.5. Résultats de l'activité antioxydante

II.5.1. Résultats du pouvoir antioxydant du radical libre DPPH

L'activité antioxydante des extraits d'*Asparagopsis armata* a été mesurée par le test de piégeage du radical libre DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl), méthode largement utilisée

pour estimer la capacité antiradicalaire des extraits naturels. Les résultats sont présentés sous forme de pourcentage d'inhibition en fonction de la concentration (Figure 27) et par les valeurs d'IC₅₀ récapitulées dans le Tableau 13.

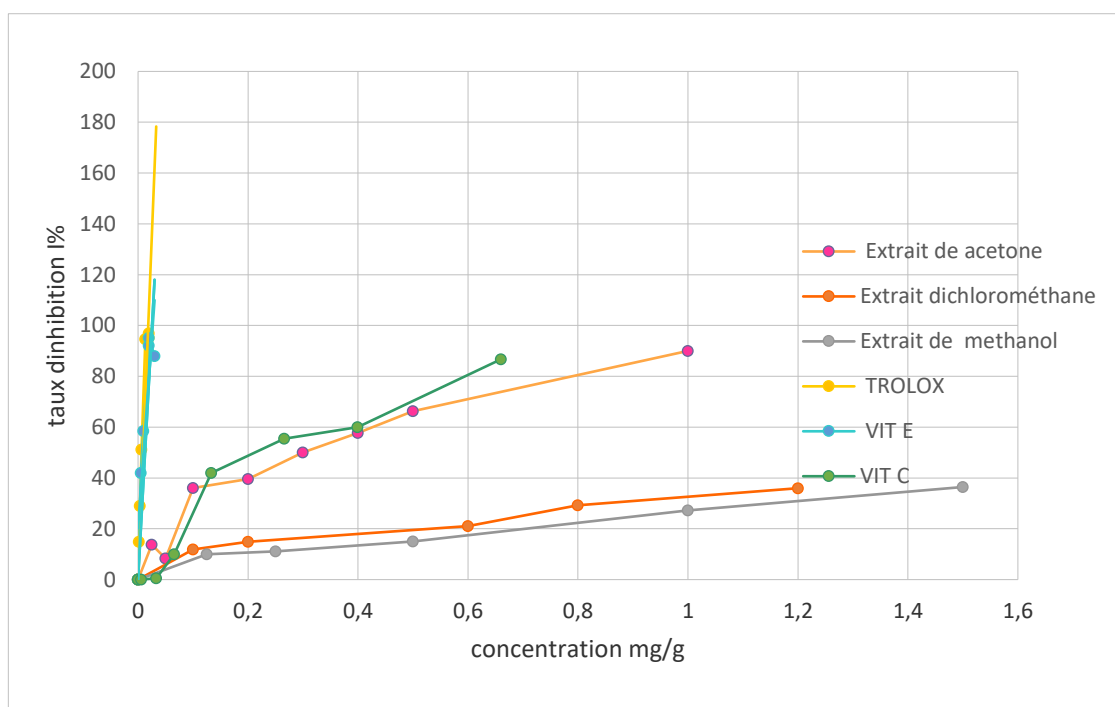


Figure 27 : Variation du pourcentage d'inhibition en fonction de la concentration des extraits et des antioxydants standards

Tableau 13 : Valeurs IC₅₀ des extraits de l'algue rouge *Asparagopsis armata* et des antioxydants standard

Les extraits et les antioxydants de référence	IC ₅₀ (mg/mL)
Dichlorométhane	1,82± 0,04
Méthanol	1,91± 0.068
Acétone	0,44 ± 0,071
Vitamine C	0,33± 0,028
Vitamine E	0.012± 0.006
Trolox	0.0092± 0.001

Les résultats révèlent que l'ensemble des extraits testés indique une activité antioxydante dépendante de la concentration, caractérisée par une augmentation progressive du pourcentage d'inhibition du radical DPPH avec l'augmentation de la concentration des extraits. Parmi les extraits étudiés, l'extrait acétonique a révélé la plus forte activité antiradicalaire, suivi de

l'extrait dichlorométhanique, par contre l'extrait méthanolique a présenté l'activité la plus faible.

Les valeurs d'IC₅₀ confirment cette tendance, l'extrait à l'acétone présentant la valeur la plus réduite (IC₅₀ = 0,44±0,071mg/mL), traduisant une meilleure capacité à neutraliser les radicaux libres. Toutefois, Cette performance est proche de celle de la vitamine C, qui a atteint environ 60% d'inhibition à la même concentration (IC₅₀ = 0,33 ± 0,028mg/mL). Ce qui est attendu pour des extraits bruts contenant un mélange complexe de composés bioactifs. Une différence significative a été observée entre les valeurs d'IC₅₀ des extraits ($p < 0,05$), suggérant que l'activité antioxydante dépend de la nature de l'extrait.

En revanche, l'extrait de méthanol et de dichlorométhane ont enregistré une activité peu importante, avec des niveaux d'inhibition inférieurs à 40%, même aux concentrations les plus élevées testées 1,2mg/mL et 1,5mg/mL les IC₅₀ des deux extraits sont 1,91± 0,068mg/mL et 1,82± 0,04mg/mL respectivement, reflétant une activité antioxydante limitée. Cependant, cette activité est restée inférieure à celle observée pour les normes de référence, le vitamine E (IC₅₀ = 0,012± 0,006 mg/ mL) et le Trolox (IC₅₀ = 0,0092± 0,001mg/mL), qui ont tous deux obtenu une inhibition de 100 % à des concentrations beaucoup plus faibles.

Des résultats concordants ont été décrits pour d'autres algues rouges, où les extraits riches en polyphénols présentent une activité antioxydante significative par le test DPPH (BEN SAAD *et al.*, 2016 ; HENTATI *et al.*, 2020). Les variations observées entre les extraits peuvent être attribuées non seulement à la teneur en composés phénoliques, mais aussi à la présence d'autres métabolites antioxydants comme les caroténoïdes et certains composés halogénés.

L'enrichissement de l'extrait acétonique en composés phénoliques et flavonoïdes, mis en évidence par les dosages quantitatifs, constitue le principal facteur expliquant sa forte activité antioxydante estimée par le test DPPH. Ces composés possèdent la propriété de céder des électrons ou des atomes d'hydrogène, permettant ainsi la neutralisation des radicaux libres et l'arrêt des réactions d'oxydation en chaîne (WIJESEKARA *et al.*, 2010). Malgré une teneur comparable en myricétine entre les extraits acétonique et méthanolique, l'activité antioxydante demeure plus élevée dans l'extrait acétonique, suggérant l'intervention d'autres métabolites bioactifs comme Oleuropéine et ribovlavine. En effet, l'extraction par l'acétone favorise également la présence de composés moins polaires, tels que le bêta-carotène et certains métabolites lipophiles, ainsi que de composés minoritaires hautement réactifs comme l'acide caféique et l'acide oléanolique. Possèdent une importante réactivité vis-à-vis des radicaux

libres et peuvent contribuer de manière significative à l'activité antioxydante globale, malgré leurs faibles proportions (RICE-EVANS et *al.*, 1996 ; KIKUZAKI et *al.*, 2002 ; POLLIÉ & GOOSSENS, 2012). L'association de ces composés de polarités variées pourrait engendrer un effet synergique, contribuant de manière significative à l'activité antioxydante globale de l'extrait acétonique.

L'analyse de corrélation de Pearson a indiqué une corrélation modérée à forte entre la teneur en composés phénoliques totaux et l'activité antioxydante ($r = 0,683$; $R^2 = 0,466$), mais non statistiquement significative ($p = 0,062$), indiquant que ces composés ne suffisent pas à eux seuls à expliquer la variabilité de l'IC₅₀, tandis qu'une corrélation forte et hautement significative a été observée entre la teneur en flavonoïdes totaux et l'IC₅₀ ($r = 0,887$; $R^2 = 0,786$; $p = 0,0033$), suggérant que les flavonoïdes représentent les principaux contributeurs à l'activité antioxydante des extraits, en cohérence avec la forte activité observée pour l'extrait acétonique et l'hypothèse d'un effet synergique avec d'autres métabolites bioactifs.

Selon (MISHRA et *al.*, 2012), La plus grande activité de piégeage des radicaux DPPH des extraits d'algues reflète leur capacité accrue à fournir des atomes d'hydrogène.

Les résultats obtenus au cours de nos travaux confirment que l'activité antioxydante des extraits d'*Asparagopsis* varie selon l'espèce, le site de collecte et le solvant utilisé. Comparativement aux travaux précédents, HMANI et *al.* (2020) ont publié une activité plus élevée pour l'extrait méthanolique d'*Asparagopsis armata* collecté sur la côte tunisienne, contrairement aux résultats de la présente étude, où l'extrait méthanolique a révélé une activité inférieure à celle des autres extraits analysés. D'autre part, nos résultats se situent dans le même intervalle que ceux de ZUBIA et *al.* (2009), qui ont démontré que 24 espèces de macroalgues rouges récoltées sur les côtes de Bretagne présentent des valeurs d'IC₅₀ au test DPPH variant entre 0,14 et 29,72 mg/mL. Parmi ces extraits, celui d'*Asparagopsis armata*, obtenu par extraction combinée dichlorométhane-méthanol (1:1), a mentionné une activité modérée avec une valeur d'IC₅₀ de 6,25 mg/mL. De même, RHIMOU et *al.* (2013) ont trouvé un IC₅₀ de 0,862 mg/mL de l'extrait méthanolique d'*A. armata*. Ces résultats restent néanmoins nettement inférieurs à ceux obtenus avec les standards antioxydants utilisés comme témoins positifs. Par ailleurs, l'activité antioxydante des extraits de *A. taxiformis*, déterminée par le test DPPH, variait également selon le solvant utilisé. Les extraits éthanoliques ont montré une activité particulièrement élevée, tandis que les extraits méthanoliques présentaient une activité variable

(NUNES et *al.*, 2017). Ces différences peuvent s'expliquer par la variabilité de solvant, les conditions de collecte, ainsi que les méthodes d'extraction et de mesure.

Bien que les composés phénoliques puissent être des composés antioxydants principaux dans de nombreuses plantes pour une partie d'un mécanisme complexe de défense contre un large éventail de contraintes, et donc s'accumulent en réponse à ces contraintes (DIXON et PALVA, 1995). Inversement, plusieurs études portant sur diverses espèces d'algues ont montré que l'activité antioxydante n'est pas obligatoirement en relation avec la quantité de composés phénoliques (TAKAICHI., 2011)

Plusieurs études consacrées à la corrélation entre la structure chimique des composés phénoliques et leur capacité de piégeage des radicaux libres ont mis en évidence que l'activité antiradicalaire est étroitement liée au nombre, à la position et à la nature des substituants présents sur les cycles B et C (groupes hydroxyles, glycosylés), ainsi qu'au degré de polymérisation (CHEN et *al.*, 1996 ; AMAROWICZ et *al.*, 2000). Egalement de plusieurs recherches ont démontré une corrélation entre la structure chimique des flavonoïdes et leur activité antioxydante. Le piégeage des radicaux libres par les flavonoïdes est lié à leur structure, les flavonoïdes à haute activité sont caractérisés par l'existence de groupes 3' 4' dihydroxy dans le cycle B et/ou d'un groupe 3' OH dans le cycle C (KUMAR et *al.*, 2013 ; CHAN et *al.*, 2015 ; CSEPREGI et *al.*, 2016).

Une comparaison a également été réalisée entre les teneurs en caroténoïdes et en chlorophylles et les IC₅₀ du test DPPH pour chacun des extraits, comme illustré par l'histogramme ci-dessous.

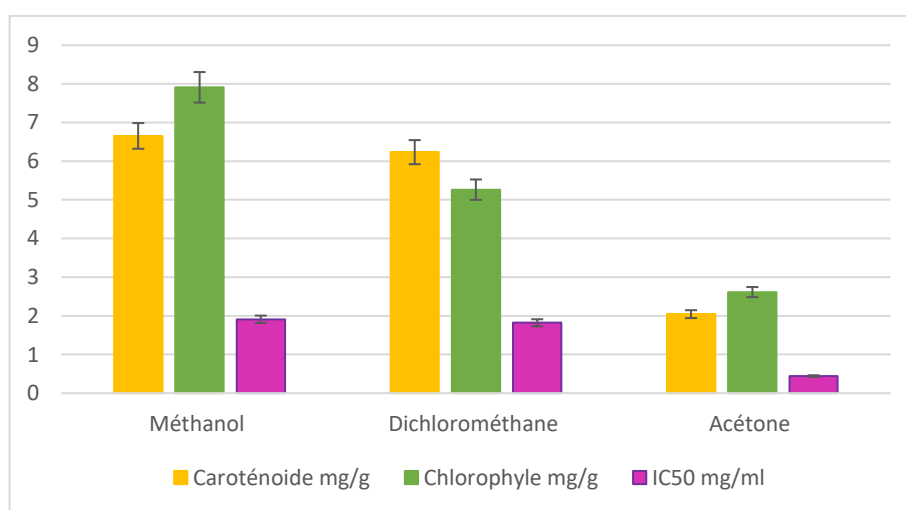


Figure 28 : Comparaison entre la teneur en caroténoïdes, la teneur en chlorophylle et les valeurs d'IC₅₀ obtenues par le test DPPH

L'histogramme illustre que l'extrait acétonique affiche les teneurs les plus faibles en caroténoïdes et en chlorophylle, tout en affichant la plus forte activité antioxydante selon le test DPPH. À l'inverse, les extraits dichlorométhane et méthanol, plus riches en pigments, présentent une activité antioxydante moindre. Cette observation suggère que d'autres composés bioactifs, notamment les flavonoïdes, interviennent dans l'activité antioxydante.

Néanmoins, l'analyse de corrélation de Pearson réalisée sur l'ensemble des extraits indique une association très forte entre la teneur en caroténoïdes et l'activité antioxydante ($r = 0,997$; $R^2 = 0,993$; $p < 0,001$), ainsi qu'une corrélation significative pour la chlorophylle ($r = 0,878$; $R^2 = 0,771$; $p < 0,001$). Ces résultats montrent que, globalement, les pigments contribuent de manière importante à l'activité antioxydante, bien que certaines exceptions, comme l'extrait acétonique, suggèrent l'influence d'autres composés bioactifs ou l'effet synergique entre plusieurs composés. Le faible teneur en pigments dans l'extrait acétonique n'empêche toutefois pas ce dernier de conserver une activité élevée. L'efficacité antioxydante des caroténoïdes est influencée non seulement par leur concentration, mais aussi de leur nature chimique, de leur structure et de leur stabilité (GONZALEZ-PENÑA *al.*, 2023). Ces pigments liposolubles, tels que le β -carotène, l' α -carotène, la zéaxanthine et la lutéine, présents dans les algues rouges, exercent leur activité via le piégeage des radicaux libres et la défense des cellules contre le stress oxydatif (ZITOUNI, 2015).

D'autre part, plusieurs recherches ont révélé que les composés antioxydants contenus dans un mélange susceptibles d'interagir de façon synergique ou antagoniste, affectant ainsi l'activité antioxydante globale mesurée. WANG *et al.* (2011) ont démontré que des mélanges alimentaires peuvent présenter des effets antagonistes, où l'activité antioxydante totale est diminuée par l'interaction de certains composants ; ce phénomène est pertinent pour expliquer les variations observées entre teneur en métabolites et activité antiradicalaire globale.

II.5.2. Pouvoir antioxydant réducteur d'ions ferreux FRAP

Le dosage FRAP (pouvoir antioxydant réducteur d'ions ferreux) s'appuie sur un mécanisme de transfert à un seul électron, mais il est particulièrement indiqué pour déterminer la capacité antioxydante des échantillons biologiques (BENZIE et STRAIN, 1997).

Il sert à déterminer la capacité d'une molécule antioxydante à réduire l'ion ferrique à pH faible, formant un complexe bleu de Tripyridyltriazine ferrique (Fe^{3+} -TPTZ) qui est réduit en ion ferreux (Fe^{2+}) (SINGLETON *et al.*, 1999). Dans ce test, l'activité antioxydante de nos extraits a été exprimée en équivalents d'acide ascorbique (Annexe), selon le paramètre

VCEAC (Vitamin C Equivalent Antioxidant Capacity). Le tableau 14 présente les résultats du test du pouvoir réducteur.

Tableau 14 : Valeurs de capacité antioxydante (VCEAC) déterminées par le test FRAP

Les extraits et les antioxydants de référence	Capacité antioxydante mg VCEAC/g, FRAP
Dichlorométhane	0,184±0,054
Méthanol	0,182±0,003
Acétone	0,027±0,003
Trolox	0,190±0,001
Vitamine E	0,206±0,021

A partir du tableau, les extraits au méthanol et au dichlorométhane présentent les plus fortes capacités réductrices (0,184±0,054 et 0,182±0,003 mg VCEAC/g) respectivement, comparables à celles du Trolox (0,190±0,001 mg VCEAC/g) et de la vitamine E (0,206±0,021 mg VCEAC/g), ces résultats s'expliquent par la présence, dans les extraits méthanolique et dichlorométhanique, de molécules dotées d'un potentiel réducteur plus élevé, capables de céder des électrons. Par contre l'extrait acétonique, quant à lui, indique l'activité la plus faible (0,027±0,003 mg VCEAC/g). L'analyse statistique a confirmé la significativité de ces résultats, avec une différence hautement significative ($p < 0,001$) entre les extraits.

Selon les études NEETHU *et al.*, (2017). L'activité antioxydante réductrice des extraits de *Asparagopsis taxiformis*, évaluée par le test FRAP, a montré que l'extrait au chloroforme présentait la valeur la plus élevée (67,19 %), suivi de l'extrait méthanolique (65,63 %). Le contrôle positif, la vitamine C, a affiché 73,44 %, indiquant une capacité réductrice supérieure.

Selon (BOUSSOUSSA *et al.*, 2014), la complexité chimique des extraits, souvent un mélange de plusieurs composés ayant différents groupes fonctionnels, polarités et comportements chimiques, pourrait donner des résultats différents selon le test utilisé.

La comparaison entre l'activité antioxydante et la teneur en phénols totaux et flavonoïdes montre qu'ils ne varient pas toujours dans le même sens pour tous les extraits. En effet, l'extrait acétonique, bien que le plus riche en phénols totaux et flavonoïdes dans le dosage quantitatif, ne présente pas la valeur la plus élevée d'activité antioxydante. À l'inverse, l'extrait méthanolique, malgré sa faible proportion de phénols totaux et de flavonoïdes, affiche une activité antioxydante notable, comparable à celle des antioxydants de référence. Cette efficacité

de l'extrait méthanolique dans le test FRAP s'explique par sa forte teneur en flavonoïdes hydrophiles, notamment la myricétine (65,21 %) et la quercétine-3-glucoside (0,41 %), principaux contributeurs à la capacité de réduction ferrique. L'existence de groupes hydroxyles sur les cycles aromatiques des flavonoïdes favorise le transfert d'électrons et la réduction du Fe^{3+} en Fe^{2+} . De plus, la structure chimique spécifique des flavonoïdes joue un rôle clé : la présence d'un o-dihydroxy dans le cycle B, ainsi que du groupe 3-hydroxy et de la double liaison 2,3 dans le cycle C, contribue fortement à leur activité antioxydante, comme l'ont montré GUO et *al.* (2005). En outre, l'extrait dichlorométhane (DCM) a présenté une activité FRAP comparable à celle de l'extrait méthanolique. Cette observation suggère que des composés liposolubles présents dans l'algue, tels que certains caroténoïdes ou phénols modérément polaires, peuvent contribuer de manière significative à la capacité de réduction ferrique, indiquant que l'activité antioxydante globale est influencée par les composés hydrophiles et liposolubles.

L'analyse de corrélation a montré que la concentration en composés phénoliques totaux est modérément corrélée à l'activité antioxydante mesurée par le test FRAP ($r = 0,674$; $p < 0,001$), par contre la teneur en flavonoïdes totaux révèle une corrélation très forte avec le FRAP ($r = 0,876$; $R^2 = 0,768$; $p < 0,001$). Ces résultats confirment que les flavonoïdes sont des contributeurs majeurs à la capacité de réduction ferrique. Cependant, certains extraits riches en phénols ou flavonoïdes n'affichent pas nécessairement la plus haute activité FRAP, ce qui indique que la capacité antioxydante n'est pas seulement liée par la quantité, mais aussi de la nature chimique, de la structure et de la présence éventuelle d'autres composés pouvant potentialiser ou inhiber la réaction. Ainsi, la qualité et le type de flavonoïdes et phénols semblent jouer un rôle déterminant dans l'efficacité antioxydante observée.

Selon BIRBEN et *al.*, (2012), la structure chimique et la polarité des antioxydants conditionnent leur capacité à favoriser l'élimination des radicaux libres par l'organisme. Par ailleurs, des effets synergiques ou antagonistes ont été mis en évidence dans des systèmes contenant plusieurs composés fonctionnels dotés d'une activité antiradicalaire.

En comparaison avec les deux tests. L'extrait acétonique a révélé un potentiel élevé de piégeage des radicaux, tel que déterminé par le test DPPH, contraste fortement avec sa faible capacité de réduction ferrique observée dans le test FRAP (TPTZ). Cette divergence pourrait s'expliquer par la différence des mécanismes d'action distincts impliqués dans ces différents essais : alors que le DPPH évalue à la fois le transfert d'électrons et d'atomes d'hydrogène, dans le test FRAP, l'activité antioxydante mesurée reflète la capacité des composés à transférer

des électrons pour réduire le fer ferrique (Fe^{3+}) en fer ferreux (Fe^{2+}) (GOIRIS et *al.*, 2012). Par conséquent, les composés extraits par l'acétone semblent être des piègeurs de radicaux efficaces mais montrent une capacité limitée de réduction ferrique. Cela suggère la présence d'antioxydants qui sont efficaces pour neutraliser les radicaux libres sans participer à de manière significative à la réduction des ions ferriques (HUANG et *al.*, 2005).

Un grand nombre de recherches concernant diverses espèces d'algues ont constaté que l'activité antioxydante ne correspond pas obligatoirement au niveau de composés phénoliques trouvés dans les extraits d'algues, laissant supposer l'existence d'autres éléments comme les pigments (chlorophylle et caroténoïdes) (INDRIATMOKO et *al.*, 2015).

Par conséquent, l'histogramme au-dessous représente la comparaison entre les teneurs de caroténoïdes et le chlorophylles et l'activité antioxydante par le test FRAP.

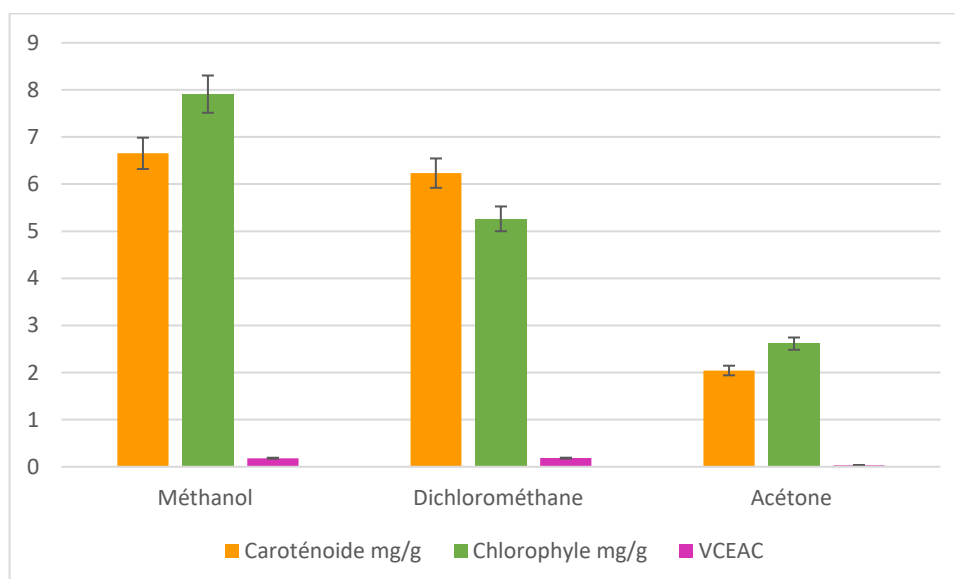


Figure 29 : Teneurs en caroténoïdes et chlorophylles et leur capacité antioxydante exprimée en équivalents d'acide ascorbique (VCEAC)

D'après l'histogramme (Figure 29), les extraits dichlorométhane et méthanol possèdent les concentrations les plus élevées en caroténoïdes et en chlorophylle, présentent une activité antioxydante plus élevée est similaire, À l'inverse, l'extrait acétonique indique les teneurs les plus réduits en caroténoïdes et en chlorophylle et affiche le capacité antioxydante par le FRAP la plus faible.

Selon WANG et *al.*, (2009), Les caroténoïdes sont de puissants antioxydants capables de neutraliser les radicaux libres. De plus, ils regroupent divers pigments qui, en association avec la chlorophylle, déterminent la couleur des algues tout en exerçant une forte activité antioxydante. Les principaux caroténoïdes des algues rouges sont l' α -carotène et le β -carotène ainsi que leurs dérivés, notamment la zéaxanthine et la lutéine (DAWCZYNSKI et *al.*, 2007 ;

MORAIS et *al.*, 2020). Également, selon GONZALEZ-PEÑA et *al.*, (2023), les caroténoïdes tels que l' α -carotène, le β -carotène, le β -cryptoxanthine, le lycopène, la lutéine et la zéaxanthine possèdent de fortes propriétés antioxydantes, leur permettant de piéger efficacement les espèces réactives de l'oxygène et les radicaux libres. D'autre part, les chlorophylles jouent un rôle très important. Au-delà de leurs rôles photosynthétiques, les chlorophylles affichent une activité antioxydante notable, notamment par leur capacité à piéger les radicaux libres et à inhiber les réactions d'oxydation lipidique, ce qui leur confère un intérêt biologique et industriel croissant. Cette propriété est particulièrement marquée chez certains dérivés oxydés de la chlorophylle, tels que la chlorophylline ou les phéophytines, qui se forment naturellement ou lors de l'extraction (LANFER-MARQUEZ et *al.*, 2005).

L'analyse de corrélation met en évidence une corrélation extrêmement forte entre la teneur en caroténoïdes et l'activité FRAP ($r = 0,99$; $R^2 = 0,99$; $p < 0,001$), confirmant que ces composés ont une fonction importante dans la capacité antioxydante des extraits grâce à leur efficacité à piéger les radicaux libres et à réduire partiellement les ions ferriques. De même, l'analyse de la relation entre la teneur en chlorophylle et l'activité FRAP a révélé une corrélation forte ($r = 0,86$; $R^2 = 0,74$). La p-value obtenue ($p = 0,0056$) confirme que cet effet est statistiquement significatif, bien qu'un peu moins marqué que celui observé pour les caroténoïdes.

Le test FRAP évalue la capacité des antioxydants à réduire le fer ferrique (Fe^{3+}) en fer ferreux (Fe^{2+}) via un mécanisme basé sur le transfert d'électrons. Il est principalement sensible aux composés capables de transférer efficacement un électron au complexe fer-TPTZ. Les polyphénols sont bien connus pour leur forte capacité réductrice dans ce contexte et constituent donc les principaux contributeurs à l'activité mesurée par le FRAP. La chlorophylle peut également contribuer de manière significative à cette activité antioxydante, en raison de sa capacité à réduire les ions ferriques, favorisée par sa structure comportant des groupes hydroxyles et des doubles liaisons donnant des électrons, comme l'ont montré des fractions enrichies en chlorophylle présentant une forte activité FRAP (OLUWAGUNWA et *al.*, 2024).

Les caroténoïdes, bien qu'ils puissent présenter une certaine activité dans ce test, agissent généralement selon d'autres mécanismes antioxydants, tels que la désactivation de l'oxygène singulet ou le piégeage de radicaux libres par transfert d'hydrogène. Néanmoins, certaines études indiquent que certains caroténoïdes polaires, comme la lutéine et la zéaxanthine, peuvent contribuer à la réduction du fer, grâce à leur meilleure solubilité dans le milieu aqueux du test FRAP (MUELLER et *al.*, 2011). Ainsi, l'activité antioxydante observée au test FRAP reflète principalement la présence de polyphénols et de chlorophylle, avec une

contribution moindre mais non négligeable des caroténoïdes (PRIOR et *al.*, 2005 ; MARTINEZ & BARBOSA, 2008).

Globalement selon le littérature, l'activité antioxydante de l'extrait d'algue eut s'expliquer par la présence de composés phénoliques (phloroglucinol, phlorotannins et fucoxanthine), de vitamines (A, C et B), d'acides gras polyinsaturés, de polysaccharides sulfatés, et de caroténoïdes (CARDOZO et *al.*, 2007 ; GANESAN et *al.*, 2008 ; GUPTA et ABU-GHANNAM, 2011 ; MANIVANNAN et *al.*, 2012 ; ANDRADE et *al.*, 2013 ; FARVIN et JACOBSEN, 2013).

La présence de composés halogénés peut effectivement contribuer positivement à l'activité antioxydante mesurée par les tests DPPH ou FRAP certains dérivés halogénés présents dans cette espèce montrent une réactivité antioxydante mesurable (PINTEUS et *al.*, 2018), en particulier lorsqu'ils sont associés à des structures aromatiques ou phénoliques, ce qui renforce leur capacité à piéger les radicaux libres ou à réduire les ions métalliques (GRIBBLE, 2015). *L'Asparagopsis armata*, est connue pour sa production naturelle de métabolites secondaires halogénés, plusieurs recherches ont suggéré que ces composés pourraient participer aux mécanismes de défense antioxydante. Comme l'étude de KLADI et *al.* (2004) qui a prouvé la présence de composés volatils halogénés (C1–C10) chez les espèces d'*Asparagopsis*. Également, MARSHALL et *al.* (2003) ont identifié un halocarbure volatil produit par *A. taxiformis* et *A. armata* échantillonné dans diverses régions avec une séparation géographique significative. Parmi les composés détectés, on compte le dibromométhane, le bromoforme, le tribromoéthylène, le 1,2-dibromoéthylène et le dibromochlorométhane, qui ont été caractérisés comme des métabolites algaux. Selon HUTCHINGS et *al.* (2024), parmi les algues rouges, *A. armata* et *A. taxiformis* sont remarquables pour leur capacité à produire un large spectre de molécules bioactives, en particulier des métabolites bromés. Selon POPOVICI (2009), le potentiel antioxydant ainsi que la cinétique de réduction sont influencés par divers facteurs, spécifiquement les conditions de réaction (temps, nature de l'antioxydant, type de solvant, pH) ainsi que le profil phénolique. D'autres composants fonctionnels sont efficaces comme les acides gras polyinsaturés, les caroténoïdes et les polysaccharides susceptibles de jouer un rôle significatif crucial dans l'activité antiradicalaire (CHEN, 1996).

Également, ces résultats suggèrent que l'efficacité antioxydante n'est pas seulement liée à la quantité totale de composés présents, mais aussi de leur nature chimique, de leur structure et des interactions synergiques ou antagonistes entre eux. Ainsi, la qualité et le profil moléculaire des constituants jouent un rôle clé dans la performance antioxydante des extraits étudiés (STUNDA-ZUJEVA et *al.*, 2023). Selon STENGEL et *al.*, (2011), Les différences dans

la capacité antioxydante des extraits sont liées à la complexité de leur composition, ce qui a un impact sur leurs bioactivités. De plus, des effets synergiques entre les composés présents peuvent également se manifester, entraînant une amplification des propriétés antioxydantes.

II.6. Résultats de l'activité antibactérienne

II.6.1. Activité antibactérienne par la méthode de diffusion par disque

La sensibilité des microorganismes vis-à-vis des extraits d'*Asparagopsis armata* a été estimée par la méthode de diffusion sur gélose par disque. Le tableau ci-dessous présente les diamètres (en mm) des halos d'inhibition observées autour des disques imprégnés des extraits. L'antibiogramme est effectué pour évaluer la sensibilité des bactéries aux différents antibiotiques et sert comme un contrôle positif.

Les diamètres des halos d'inhibition sont estimés comme indiqué :

- Activité faible (résistante) : Diamètre < 10mm
- Activité moyenne (intermédiaire) : 10mm < Diamètre < 15mm
- Activité forte (sensible) : Diamètre > 15mm (FARID et *al.*, 2012)

Tableau 15 : Résultats de l'activité antibactérienne des extraits d'*Asparagopsis armata* par méthode de diffusion par disque

		Zone d'inhibition (mm)						
Les extraits	Les concentrations	<i>Escherichia coli</i>	<i>Klebsiella pneumonia</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Bacillus cereus</i>	<i>Staphylococcus aureus</i>	<i>Bacillus Subtilis</i>	<i>Listeria monocytogene</i>
Méthanol	1mg/mL	11±0	22±0	10±0	12±0	23,33±2,08	9±0	8±0
	2 mg/mL	12,1±1	36±2,3	11±0	22,5±3,22	23±0	13,66±0,57	11±0
	4 mg/mL	12,5±1,2	37±3,5	15±0	32±2,9	38,33±2,88	10±0	12,33±2,30
Dichlorométhane	1mg/mL	10,2±1,41	6±0	9,33±0,5	7±0	15±0	11,5±0,7	12,33±1,30
	2mg/ mL	11,08±1,41	10.85±0.021	10±0	12±0	34±0	21,5±1,94	22,33±1,15
	4mg/ mL	12,5±0,70	17±0	11±0	18±1	42±0	20±7,07	26±2,64
Acétone	1mg/ mL	6±0,98	10±0	16±0,45	7,01±0,43	10±1,02	11±0,5	12,2±0,5
	2mg/mL	8,96 ± 0,96	10,75 ± 0,00	18,29 ± 1,25	8,09 ± 0,25	11,43 ± 1,73	12,6±0	13±0,2
	4mg/mL	17±1,42	19±1,52	20± 2,12	10,1 ±0,43	16,04±0,4	15±0,66	15,6±0

Contrôle positive								
AM P	10 µg	10.35	6	6	6	41	6	16,33
GEN	10µg	21.075	20,5	19,65	20	27	10	11
AML	30 µg	10.5	6	6	6	44,55	6	/
NA	30µg	21.05	17.55	6	17,99	11,09	11.55	18
SXT	25µg	6	19,09	6	6	22,13	7	6

Les résultats de l'activité antibactérienne des extraits de *A. armata*, obtenus par la méthode des disques, mettent en évidence une variation des diamètres des zones d'inhibition comprise entre 6 et 42 mm, en fonction des souches microbiennes testées et des concentrations de l'extrait.

La présence d'une zone claire, exempte de croissance autour du disque, indique l'effet inhibiteur de l'extrait sur la souche bactérienne testée. Selon SAGDIÇ (2003), un extrait est considéré comme ayant une action bactériostatique lorsque le diamètre de la zone d'inhibition dépasse 12 mm.

Selon les résultats précédents, Les activités antibactériennes sont liées à la concentration du principe actif et les solvants le quel les composées actives sont extraites et la souche.

On remarque que les trois extraits de *l'A. armata* ont révélé une activité inhibitrice à l'égard de Gram positives et négatives. Les extraits méthanolique et dichlorométhane ont présenté les activités antibactériennes les plus importantes contre de l'ensemble des souches testées, en particulier aux concentrations de 2 et 4 mg/mL. L'inhibition la plus marquée a été enregistrée pour l'extrait dichlorométhane s'est détecté plus actif contre *Staphylococcus aureus*, avec un diamètre de zone d'inhibition atteignant jusqu'à 42 mm à la concentration de 4 mg/mL. Ainsi, Une activité forte observe pour l'extrait méthanolique contre le *S aureus*, *B cereus* et *K pneumonia* avec la concentration 4 mg/mL, une activité remarquable a été observée pour l'extrait acétonique à l'égard la souche multirésistante *Pseudomonas aeruginosa* (Figure 30). La souche d'*E. coli* s'est révélée la moins sensible aux concentrations de 1 et 2 mg/mL pour tous les extraits.

L'analyse des extraits de méthanol, acétone et dichlorométhane a montré des différences notables dans la composition chimique et l'activité antibactérienne. L'extrait méthanolique,

riche en myricétine (65,21 %), riboflavine et bêta-carotène, a présenté la plus forte activité antibactérienne, inhibant efficacement toutes les souches testées. L'extrait acétonique, bien que contenant également de la myricétine, des caroténoïdes et des phénols, a montré une activité antibactérienne légèrement inférieure au méthanol, mais notable contre *Pseudomonas*, suggérant une action ciblée liée à la diversité de ses composés. L'extrait de dichlorométhane, riche en phénols, flavonoïdes et pigments, a également démontré une activité importante, confirmant que la présence combinée de ces métabolites secondaires contribue à l'effet antibactérien. Ces données révèlent que l'efficacité des extraits est liée à la synergie entre flavonoïdes, phénols et caroténoïdes, le méthanol apparaissant comme le solvant le plus approprié pour obtenir un extrait aux propriétés antibactériennes globalement supérieures.

OUMASKOUR et *al.* (2013) ont observé que les extraits au méthanol, au dichlorométhane-méthanol (1 :1) et au chloroforme d'*A. armata* prélevé sur la côte atlantique de Sidi Bouzid (Maroc) ont induit des d'inhibitions modérées, comprises entre 10 et 15 mm, notamment contre *Bacillus cereus* et *Clostridium sporogenes*. L'extrait acétonique a révélé la une activité plus élevée contre *Staphylococcus aureus*, caractérisée par une zone d'inhibition supérieure à 15 mm, indiquant une sensibilité marquée de cette souche. En outre, PINTEUS et *al.* (2015), ont apprécié l'activité d'extraits méthanolique, n-hexane et dichlorométhane de douze espèces d'algues récoltées sur la côte portugaise contre *Escherichia coli*, *Bacillus subtilis*. Aucun extrait a marqué d'activité contre *E. coli*. Toutefois, l'extrait de *A. armata* a présenté la meilleure activité contre *B. subtilis*.

L'extrait méthanolique d'*Asparagopsis taxiformis*, une espèce proche d'*Asparagopsis armata* récolté sur la côte ouest algérienne, a enregistré une activité notable contre *Staphylococcus aureus* et surtout *Bacillus cereus*, ce qui confirme la sensibilité accrue des bactéries Gram positives aux métabolites bioactifs des algues rouges. En revanche, aucune inhibition n'a été observée contre *Klebsiella pneumoniae* et de *Pseudomonas aeruginosa* (SAHNOUNI et *al.*, 2021).

Certains paramètres ont un effet sur l'activité antimicrobienne, comme la saison des récoltes et les facteurs physico-chimiques comme la température, la lumière, les sels minéraux et le mouvement de l'eau (AMIMI et *al.*, 2007 ; EL OMARI et *al.*, 2013), ils constituent les paramètres écologiques cruciaux dans l'appréciation de la fertilité des algues et donc influent significativement sur la présence d'un composé bioactif responsable de l'activité biologique (FARID et *al.*, 2009). De plus, MACHADO et *al.* (2016) ont montré que le dichlorométhane permettait une extraction plus efficace des composés d'intérêt, notamment des composés halogénés responsables de l'activité antimicrobienne, tels que le bromoforme et l'acide

dibromacétique (PAUL *et al.*, 2006a), ainsi que des composés phénoliques, en particulier des flavonoïdes et des caroténoïdes (PEREZ *et al.*, 2016 ; PONTE *et al.*, 2022).

Également, d'autres recherches ont montré que le genre *Asparagopsis* synthétise divers composés naturels tels que les composés halogènes, le méthane, les cétones, les acétates et les acrylates (GENOVESE *et al.*, 2009). Les composés chimiques présents au niveau des algues *A. armata* ayant une activité antibactérienne peuvent donc être plus ou moins hydrophobes comme les composés terpéniques et les lipides (MOUJAHID *et al.*, 2004 ; SALVADOR *et al.*, 2007).



Figure 30 : Activité antibactérienne de l'extrait méthanolique et de l'acétone testées par la méthode de diffusion sur disque

II.6.2. Activité antibactérienne par méthode de diffusion sur gélose en puits

L'évaluation de l'activité antibactérienne par la méthode de diffusion en puits a permis de confirmer les résultats obtenus par la méthode de diffusion sur disque. Les diamètres des zones d'inhibition mesurés sont reportés dans l'histogramme de la figure 31.

Tous les extraits indiquent une capacité d'inhibition de la multiplication bactérienne, avec des zones d'inhibition de diamètre variables. Ces résultats confirment la puissante activité des extraits algaux. Les zones d'inhibition obtenues par la méthode des puits sont généralement plus larges que celles observées par la méthode des disques, ce qui peut être attribué à une diffusion plus importante de l'extrait dans le milieu gélosé.

Les diamètres des halos d'inhibition varient selon la concentration appliquée et de la souche microbienne testée, traduisant une sensibilité différentielle des micro-organismes vis-à-vis des extraits évalués. L'effet antibactérien observé est globalement comparable à celui obtenu par la méthode de diffusion sur disque, confirmant ainsi la fiabilité de la technique employée. Par ailleurs, le DMSO, utilisé comme solvant pour la dissolution des résidus d'algues rouges sèches, n'a montré aucun effet antibactérien sur les souches bactériennes étudiées, ce qui indique que l'activité inhibitrice enregistrée est exclusivement attribuable aux

composés bioactifs présents dans les extraits algaux. Cette activité semble liée à la présence de métabolites secondaires, connus pour leur rôle dans l'inhibition de la croissance microbienne.

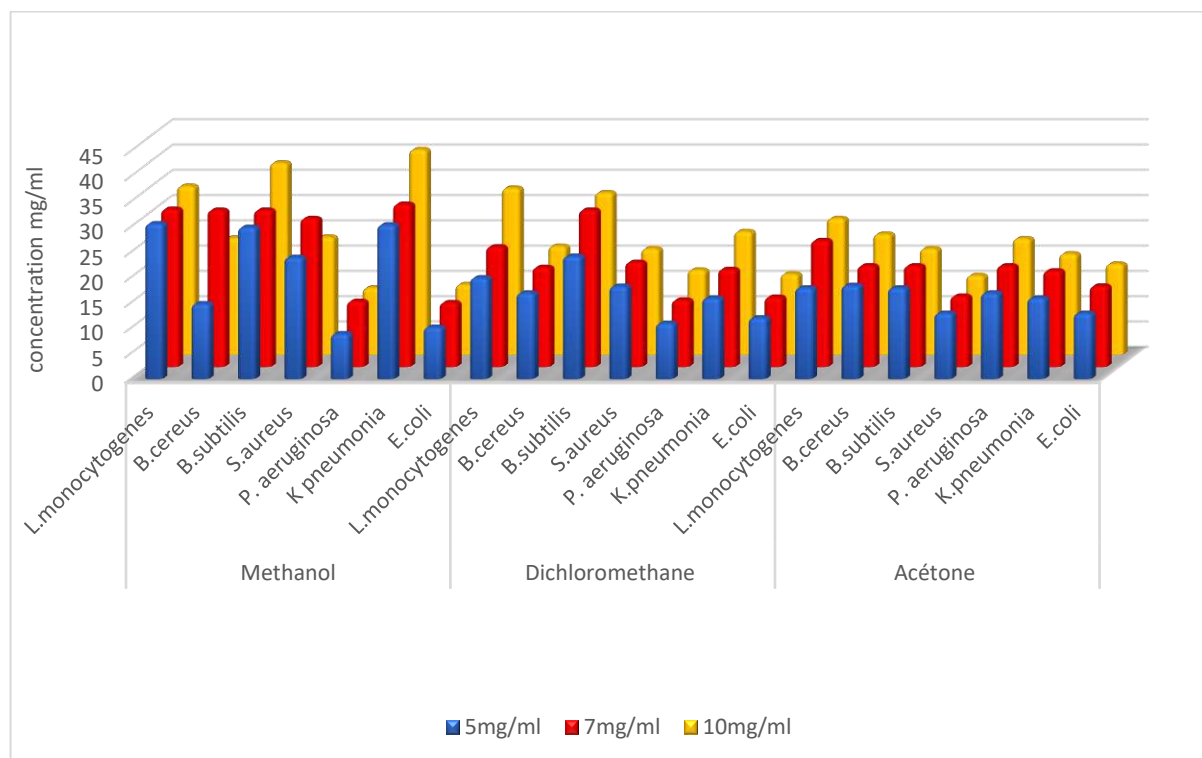


Figure 31 : Activité antibactérienne des extraits *d'Asparagopsis armata* par méthode de diffusion en puits

Le méthanol semble c'est avéré le meilleur solvant d'extraction des agents antimicrobiens, vue que la plupart des bactéries testées ce sont montrées extrêmement sensibles en présence de cet extrait. L'activité présentait une dépendance à la concentration d'extrait de MeOH et selon les souches. Les zones d'inhibition sont maximales à concentration de 10 mg/mL surtout contre les Gram +, de 33,4mm et 38mm contre *Listeria monocytogene* et *Bacillus Subtilis*, respectivement, 30,69 mm pour le *S aureus*. Une inhibition importante aussi a été observée chez *K pneumonia* par une zone d'inhibition de 40,59mm.

Pour les concentrations 5mg/mL et 7 mg/mL, presque les souches ont été sensibles vis-à-vis l'extrait méthanolique, les diamètres d'inhibition sont compris entre 8,94mm et 45mm, le diamètre le plus important a été observé pour *Bacillus Subtilis* puis *Listeria monocytogene*.

Chez les bactéries Gram - l'activité la plus élevé a été enregistré contre la *Klebsiella pneumonia* dont le diamètre moyenne de zone d'inhibition a été de 32mm. Aussi une activité moyenne de 12,73mm contre *E. coli*, la souche *Pseudomonas aeruginosa* a révélé une sensibilité intermédiaire 13,99 mm.

La concentration 10 mg/mL de l'extrait dichlorométhane a montré son maximum activité pour les Gram⁺ envers la souche *Listeria monocytogene* (33mm) suivi par *B subtilis* (32mm) et *K pneumonia*, tandis que les restes des souches, les zones d'inhibitions entre 16 et 21 mm, D'autre part, les concentrations 5 mg/mL et 7 mg/mL ont révélé des activités aussi importantes vis-à-vis la plupart des souches et surtout les Gram ⁺.

L'extrait de l'acétone a également enregistré une activité inhibitrice contre les bactéries à Gram positif, avec des diamètres de zones d'inhibition variant de 13 mm à 24 mm, notamment vis-à-vis de *Listeria monocytogenes*. Une activité antibactérienne notable a également été mise en évidence contre des bactéries à Gram négatif, avec une inhibition optimale enregistrée chez *Pseudomonas aeruginosa*, atteignant un diamètre de 23 mm. Cette activité peut s'expliquer par la présence de composés lipophiles et amphiphiles susceptibles de traverser ou de perturber la membrane externe de cette bactérie Gram-négative. Parmi ces composés, le bêta-carotène et l'oléuropéine jouent un rôle majeur en s'insérant dans la bicouche lipidique, ce qui altère l'intégrité membranaire et facilite la pénétration d'autres molécules bioactives (NAZZARO et al., 2013). De plus, les phénols légèrement lipophiles, tels que la vanilline et l'acide caféique, contribuent à augmenter la perméabilité de la membrane et à induire un stress oxydatif, renforçant ainsi l'effet antibactérien global. Cette combinaison de caroténoïdes, flavonoïdes et phénols explique la spécificité de l'extrait acétonique contre *Pseudomonas*.

L'activité antibactérienne marquée de l'extrait méthanolique pourrait être due à sa richesse en composés phénoliques, flavonoïdes et composés halogénés, connus pour leurs propriétés antimicrobiennes. Ces composés peuvent agir par différents mécanismes, notamment l'altération de l'intégrité membranaire, l'inhibition des enzymes bactériennes ou l'altération de la synthèse des acides nucléiques (DAGLIA, 2012 ; LOBIUC et al., 2023). Cette concordance entre les deux méthodes renforce la fiabilité des résultats et suggère que l'activité antibactérienne observée est bien liée à la composition chimique des extraits. L'efficacité accrue de l'extrait méthanolique confirme le rôle prépondérant des composés polaires dans l'activité antimicrobienne.

Nos résultats coïncident avec ceux rapportés par LEE et al. (2020) qui ont souligné que l'*A. armata* de Corée renferme une source puissante de composés antibactériens contre les deux Gram. Ces résultat sont en accord également avec les travaux de FARID et al., (2012) qui ont prouvé que l'extrait d'*A. armata* possède un effet inhibiteur remarquable contre *S. aureus*, en utilisant un extrait contenant une solution mixte de dichlorométhane et méthanol (V/V), ils ont constaté que cette algue est plus active contre *S. aureus* par rapport à d'autres espèces d'algues

rouges, et ont également confirmé que l'algue rouge, y compris *A. armata*, exhibe une forte activité en comparant avec les algues vertes et brunes.

Par ailleurs, BANSEMIR et ses collègues (2006) ont évalué l'activité antibactérienne des extraits dichlorométhane, méthanol et l'eau de l'algue *A. armata* contre des bactéries pathogènes pour les poissons, notamment *Aeromonas hydrophila* ssp. *hydrophila*, *Aeromonas salmonicida* ssp. *salmonicida*, *Pseudomonas anguilliseptica*, *Vibrio anguillarum* et *Yersinia ruckeri*. Les extraits dichlorométhane se sont avérés les plus puissants, tandis que les extraits méthanoliques ont prouvé une activité modérée ; les extraits aqueux étaient généralement inactifs.

D'autre part PAUL et al. (2006) ont illustré que les extraits de *Asparagopsis armata* obtenus au dichlorométhane et au méthanol indiquaient une activité antibactérienne contre *Staphylococcus* spp ; *Escherichia coli* ; *Pseudomonas aeruginosa* et *Vibrio* spp. L'analyse par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse a révélé que le bromoforme et l'acide dibromoacétique étaient les composés dominants dans ces extraits. Inversement, HMANI et al. (2021) ont signalé que les souches bactériennes pathogènes (*Pseudomonas cepacia*; *Streptococcus agalactiae*; *Staphylococcus aureus* ; *Pseudomonas fluorescens*; *Aeromonas hydrophila* et *Enterococcus faecalis* étaient tous résistants à l'extrait méthanolique de *A. armata* collecté sur les côtes tunisiennes.

De plus, les études menées par RHIMOU et al. (2010) a indiqué que l'extrait méthanolique d'*A. armata* ne cause aucune inhibition des deux souches *E. faecalis* et *E. coli*, mais avait un effet positif sur *S. aureus*. ETAHIRI et al. (2002) ont signalé que l'extrait de méthanol d'*A. armata* provenant de la côte atlantique du Maroc était inactif contre *S. aureus*. En outre, PINTEUS et al., (2020) ont signalé que l'activité inhibitrice élevée de l'extrait d'*A. armata* vers la croissance de *P. aeruginosa* et de *S. aureus* était attribuée à une rupture de la membrane cytoplasmique et à des dommages à l'ADN. Les fractions actives majoritaires étaient composées principalement d'acides gras et de bromoditerpènes.

Les algues rouges sont capables de produire des composés bioactives qui peuvent être utilisées dans le secteur pharmaceutique. La plupart de leurs composés ayant une activité antimicrobienne sont des dérivés terpéniques (ETAHIRI et al., 2001 ; CHAKRABORTY et al., 2010 ; MAHIZAN et al., 2019), des composés phénoliques (Etahiri et al., 2007 ; Daglia, 2012 ; Choi et al., 2012 ; Manso et al., 2022) et des lipides (PAUL et al., 2006a).

Globalement l'appréciation de l'activité antibactérienne par les deux méthodes (de diffusion sur disque et de diffusion en puits) a prouvé une activité notable de l'extrait méthanolique, suivi de l'extrait au dichlorométhane, contre les deux types de bactérie. Les

diamètres des halos d'inhibition ont varié en fonction des concentrations utilisées, montrant une relation dose-réponse caractéristique. L'extrait méthanolique a induit les zones d'inhibition les plus larges, traduisant une forte efficacité antibactérienne, ainsi l'extrait au dichlorométhane a montré une activité appréciable. En revanche, bien que l'extrait acétonique ait globalement affiché une activité plus modérée, il a démontré une efficacité significative spécifiquement contre *Pseudomonas aeruginosa*, une souche reconnue pour sa résistance élevée aux agents antimicrobiens. Ces résultats suggèrent un potentiel thérapeutique différencié des extraits selon leur composition chimique et la nature des souches ciblées, mettant en évidence leur intérêt comme source alternative de molécules bioactives face à l'émergence croissante de résistances bactériennes.

Des discordances entre les deux méthodes ont été observées : pour certaines souches, la méthode sur disque a fourni des zones d'inhibition supérieures à celles observées par puit, bien que la concentration appliquée soit plus faible. Ces différences s'expliquent par la quantité effective déposée, les profils de diffusion des composants, l'adsorption au support et les propriétés physico-chimiques des extraits (solubilité, viscosité, volatilité).

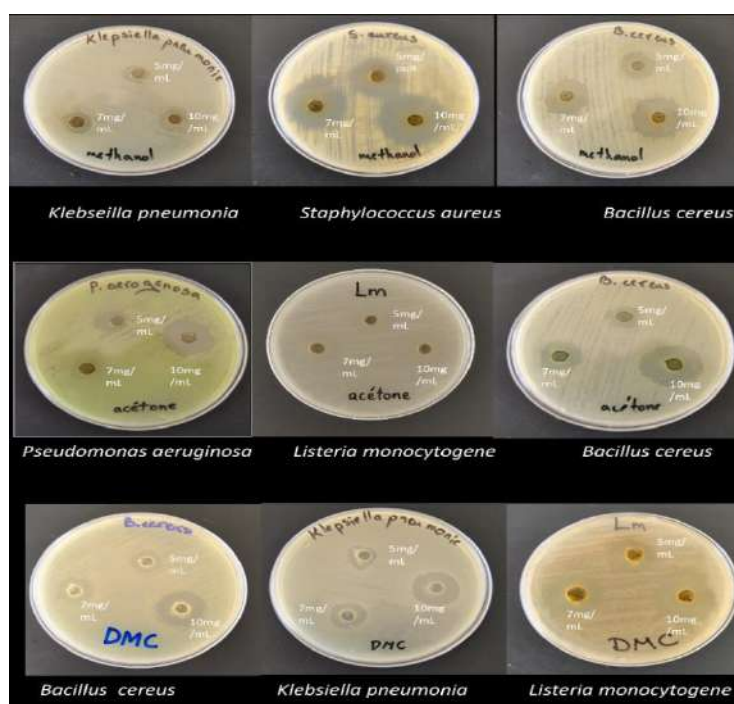


Figure 32 : Activité antibactérienne des trois extraits testés par la méthode de diffusion par puit

II.6.3. Résultats de la détermination de la CMI par dilution en milieu liquide

Afin de contourner les limitations inhérentes aux méthodes de diffusion (influence du profil de diffusion, de la viscosité et de la solubilité des extraits), la concentration minimale

inhibitrice (CMI) a été estimée par la méthode de dilution en milieu liquide. Cette approche permet d'obtenir une valeur quantitative précise de l'activité antibactérienne, indépendante des paramètres de diffusion, et constitue la méthode standard pour comparer l'efficacité relative des extraits testés.

La mesure des CMI n'a été effectuée que pour les souches présentant des diamètres d'inhibition élevés lors du test de diffusion en disque. Les résultats des CMI sont rapportées dans le tableau 16.

Tableau 16 : Concentration minimale inhibitrice (CMI) des extraits obtenus par la méthode de dilution en milieu liquide

Les souches	CMI (mg/mL)		
	Méthanol	Dichlorométhane	Acétone
<i>E coli</i>	/	/	4
<i>K. pneumoniae</i>	1,5	4	>4
<i>S. aureus</i>	2	4	/
<i>B. cereus</i>	2	>4	>4
<i>B.subtilis</i>	>4	2	/
<i>L.monocytogene</i>	>4	2	/
<i>P aeruginosa</i>	/	/	>4

Pour l'extrait méthanolique, Les valeurs de CMI obtenues s'étendent de 1,5 mg/mL pour la *K pneumoniae* et 2 mg/mL pour *B. cereus* et *S.aureus* les valeurs de CMI pour l'extrait dichlorométhane se rangent entre 2 mg/mL (pour *B. subtilis* et *L.monocytogene*) et 4mg/ml pour *S. aureus* et *K pneumoniae*. Par contre, l'extrait acétonique a présenté une CMI supérieure à 4 mg/mL pour la majorité des souches testées.

Les différences de la valeur CMI pourraient être dues à la structure morphologique des cellules bactériennes et leur composition dans les cellules. Les résultats ont également révélé que plus la concentration de l'extrait était élevée, plus l'effet sur l'inhibition de la croissance bactérienne était important. De plus, les systèmes d'extraction au moyen de solvants ont joué un rôle important dans l'obtention d'une activité antibactérienne importante des plantes, y compris des algues (DARAH et SHEH-HONG, 2015).

II.7. Résultats de l'activité antifongique

II.7.1. Activité contre *Aspergillus* et *Penicillium*

L'évaluation de l'activité antifongique des extraits d'*Asparagopsis armata* a été réalisée sur trois souches fongiques : *Aspergillus carbonarius*, *Aspergillus flavus* et *Penicillium glabrum*.

L'activité antifongique des extraits testés a été déterminée par le calcul de taux d'inhibition de la croissance mycélienne après 6 jours. Afin d'interpréter les résultats et de comparer les diamètres d'inhibition avec un antifongique (la nystatine avec concentration 5 mg/ml). Les résultats sont interprétés pour les deux tests antifongiques selon ABDELLATIVE et al. (2011) comme suit :

- 30 à 50 % : faible activité ;
- 50 à 60 % : activité modérée ;
- 60 à 70 % : bonne activité ;
- 70 % : excellente activité.

Tableau 17 : Effet des extraits sur les diamètres des colonies fongique

Les Extraits	[C] (mg/m L)	Les souches					
		<i>A. carbonarius</i>		<i>A. Flavus</i>		<i>P. glabrum</i>	
		Diamètres (mm)	I%	Diamètres (mm)	I%	Diamètres (mm)	I%
MeOH	0,5	40±0,00	38,53	33,77±0,4	47,24	40,67±0,87	11,70
	1	32,33± 1,55	50,32	28±00	56,26	31,34±0,49	31,96
	3	26,01±0,49	60,07	24,65±0,3 5	61,49	29,09±1,27	36,84
DMC	0,5	54,09±0,55	16,87	52,5±0,21	17,98	37±0	19,67
	1	46,32±1,6	28,82	35,21±0,9 8	44,99	33,11±0,65	28,12
	3	40,44±1,3	37,85	31,91±0,5 5	50,15	26,34±1,5	42,81
AC	0,5	46,1±0,3	29,15	33,6±1,2	47,51	36,32±0,5	21,15
	1	41,01±0,8	36,97	30,2±0,65	52,82	34,67±0,55	24,73
	3	/	/	/	/	/	/
Nystat- ine	5	0	100	0	100	0	100
Témoins négatif (mm)		65,07±0,76		64,01±0,79		46,06±0, 22	

Le taux d'inhibition (%) a été déterminé pour chaque concentration testée a été présenté dans l'histogramme (Figure 33).

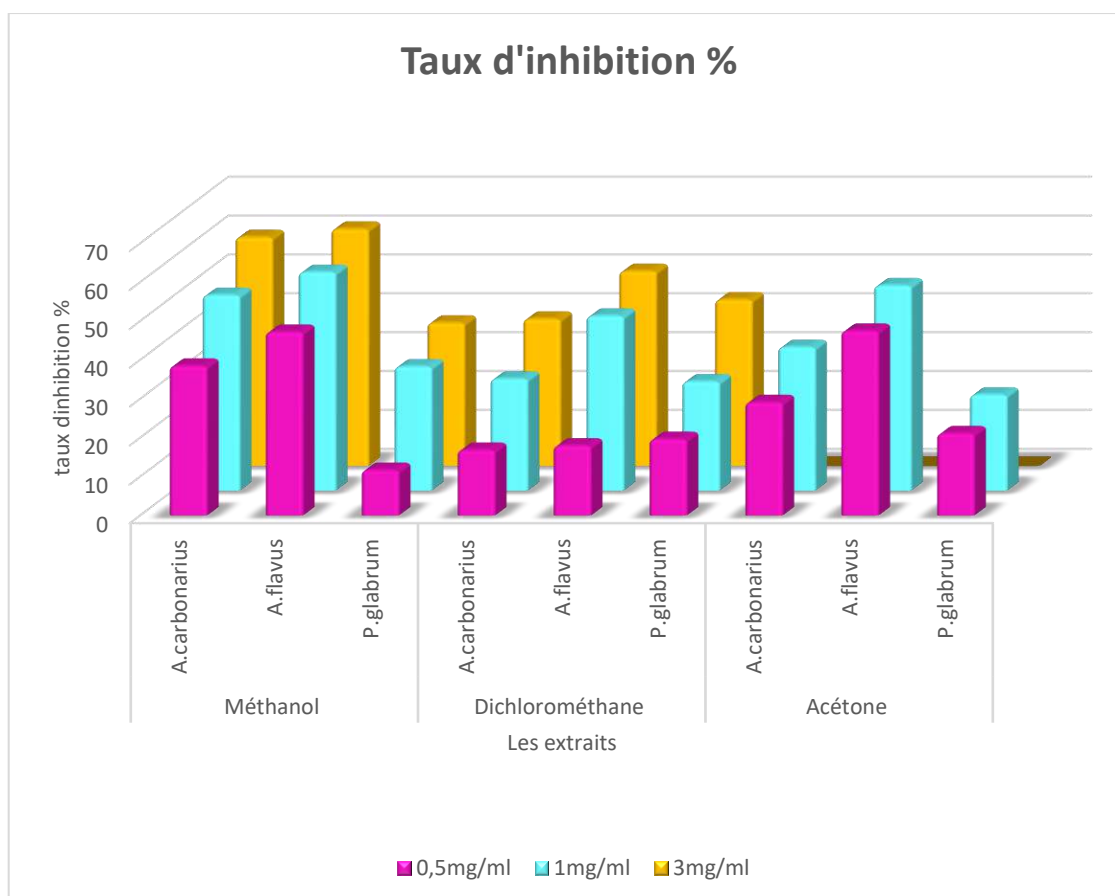


Figure 33 : Histogramme représentant le taux d'inhibition des extraits

D'après nos résultats (Tableau 17 et la figure 33), nous remarquons que les extraits enregistrent des taux d'inhibition variables par rapport aux souches fongiques.

Les résultats révèlent que l'extrait méthanolique présente l'activité antifongique la plus marquée, avec des zones d'inhibition significatives contre la plupart des souches testées. L'extrait dichlorométhanique montre une activité modérée, tandis que l'extrait acétonique se révèle une activité faible ou absente selon la souche fongique considérée.

La sensibilité variable des champignons aux extraits peut être attribuée aux différences structurales de leur paroi cellulaire, composée principalement de chitine, de glucanes et de mannoprotéines, qui peut limiter la pénétration des composés antifongiques. Les champignons filamenteux se sont révélés globalement plus résistants que les levures, ce qui est cohérent avec les résultats de la littérature.

L'activité antifongique observée, en particulier pour l'extrait méthanolique, serait susceptible d'être liée à la présence de composés phénoliques, de flavonoïdes, de stérols et de métabolites halogénés (PONTE et *al.*, 2021), connus pour leur capacité à perturber la

perméabilité membranaire et à inhiber la croissance fongique. Plusieurs études ont rapporté des propriétés antifongiques notables des extraits d'algues rouges, notamment du genre *Asparagopsis*, contre diverses espèces de levures et de moisissures (MOSTAFA et al., 2022).

Ces résultats soulignent le potentiel antifongique de *Asparagopsis armata* et suggèrent que cette algue pourrait constituer une source naturelle prometteuse de composés antifongiques, susceptibles d'être valorisés dans les domaines pharmaceutique et agroalimentaire.

Aux concentrations de 1 et 3 mg/mL, Les extraits ont exercé une activité antifongique modérée à marquée contre les trois souches testées, les diamètres des colonies mycéliennes reflètent une sensibilité variable selon les seuils.

Parmi les extraits évalués, l'extrait de méthanol a révélé l'activité antifongique la plus marquée, l'activité la plus importante a été détectée à la concentration de 3 mg/mL, avec un effet notable sur *A. carbonarius* et le *Aflavus*. Les taux d'inhibition sont 60,07 % et 61,49 % respectivement. Les figures 40 et 41 élucident clairement cette activité.

L'extrait méthanolique possède aussi une activité inhibitrice modérée notamment pour les concentrations de 1mg/ml avec un taux varie entre 50,32% et 56,26% et son action optimum est importante vis-à-vis la souche *A. Flavus*, Par contre le développement des trois souches n'est pas affecté par la plus faible concentration.

En outre, pour l'extrait dichlorométhane les taux d'inhibition pour *A. carbonarius* sont variables entre 16,87 à 37,85%. À la concentration de 1 mg/mL, le taux d'inhibition de la souche *Penicillium glabrum* a montré un effet faible, avec une moyenne de 42,81 %, la concentration 3mg/ml a révélé un taux d'inhibition modère de 50,15% contre la souche *A. flavus*.

L'extrait de l'acétone a présenté, à 1 mg/ml, une activité antifongique marquée contre *A. flavus* (52,82 % d'inhibition en moyenne). Toutefois, pour une concentration de 0,5 mg/mL, l'effet inhibiteur s'est avéré faible.

Selon les travaux de PINTEUS et al. (2015) a présenté que l'extrait de dichlorométhane d'*Asparagopsis armata* révèle une activité inhibitrice contre *Saccharomyces cerevisiae*, avec un taux d'inhibition atteignant 76 %. De même, MESSAHLI et al. (2022) ont décrit une activité antifongique de l'extrait de dichlorométhane d'*A. armata* récoltée sur la côte de Mostaganem, dirigée contre *Candida albicans*. Selon SALVADOR et al. (2007), les extraits d'*A. armata*, en particulier l'extrait méthanolique, ont exercé une activité inhibitrice contre *Candida albicans*.

Par ailleurs, l'extrait d'acétate d'éthyle d'*A. armata* à la concentration de 1 mg/ml a également montré une activité antifongique contre *Penicillium expansum*, réduisant sa croissance mycélienne de 44,59 % (TOLEDO et al., 2023).

FARID et al. (2009) ont constaté que l'extrait acquis à partir de *A. armata* par le mélange DMC/méthanol comme solvant d'extraction n'avait aucune activité contre la croissance de *Cryptococcus neoformans*. Également HMANI et al. (2020) ont rapporté que l'extrait de méthanol de l'*A. armata* collecté sur la côte tunisienne ne présentait aucune activité contre *Candida albicans*. Il a également été révélé que l'extrait méthanolique d'*Asparagopsis taxiformis* avait une activité modeste envers *Candida albicans* et *Penicillium sp.* De plus, des résultats recueillis montrent que l'extrait méthanolique de *Hyneamusci formis* (algue rouge) présente une activité puissante contre *C. albicans*, *Penicellium sp.* et *Aspergillus sp* (SAIM et al., 2021). Ainsi, d'après GENOVESE et al., (2013), l'algue *Asparagopsis taxiformis* a inhibé la croissance de 3 souches du genre *Aspergillus*, incluant *Aspergillus flavus*.

Des études effectuées par BANSEMIR et al., (2006) et GENOVESE et al., (2013) ont rapportés que les algues sont des producteurs de grandes variétés de produits chimiques présentant un large spectre d'activité biologique, notamment le genre *Asparagopsis* qui a été rapporté par une forte activité antibiotique (MCCONNELL et FENICAL, 1977). Les travaux de KLADI et al. (2005) ; DEMBITSKY et SREBNIK (2002) ont montrés de leur part que les extraits des algues marines rouges inhibent la croissance de plusieurs souches fongiques. Ces mêmes auteurs suggèrent aussi que les composés volatiles des algues rouges tels que les dérivés des phénols et les acides gras halogénés, les terpénoïdes et les métabolites secondaires halogénés sont à l'origine de de cette activité antifongique.

Bien que l'extrait acétonique affiche une activité antioxydante prédominante ainsi qu'une teneur importante en composés phénoliques et flavonoïdes, son activité antifongique est inférieure à celle de l'extrait méthanolique. Cela peut s'expliquer par plusieurs facteurs. D'une part, tous les composés phénoliques ou antioxydants ne possèdent pas nécessairement une activité antifongique marquée (MASLOV et al., 2024). D'autre part, l'extrait méthanolique pourrait contenir d'autres types de composés bioactifs (tels que des alcaloïdes, terpènes, ou composés volatils) qui sont plus efficaces contre les champignons, L'extrait méthanolique pourrait contenir des composés bioactifs tels que les terpènes ou des alcaloïdes, qui sont connus pour leur efficacité contre diverses moisissures phytopathogènes (ZABKA et al., 2021), même si leur pouvoir antioxydant évalué par DPPH est moindre. La nature chimique des métabolites secondaires extraits dépend fortement du solvant choisi, et le méthanol, étant plus polaire, peut

extraire des molécules spécifiques à fort potentiels antifongiques non présents dans l'extrait acétonique.

L'extrait au dichlorométhane a également montré une activité antifongique modérée ou actif, accompagnée d'une activité antioxydante comparable à celle de l'extrait méthanolique et plus important que l'acétone avec la méthode FRAP. Pourrait s'expliquer par la capacité du dichlorométhane à extraire certains composés bioactifs semi-polaires ayant à la fois des propriétés antioxydantes et antifongiques. Toutefois, la différence d'efficacité antifongique entre les extraits pourrait résulter de la nature spécifique des métabolites secondaires extraits, ainsi que de leur mode d'action contre des champignons testés.

L'analyse phytochimique de l'extrait au dichlorométhane a montré la présence de terpènes et d'alcaloïdes, deux classes de métabolites secondaires largement reconnues pour leurs propriétés antifongiques. Les terpènes, notamment les monoterpènes et sesquiterpènes, peuvent perturber la membrane cellulaire des champignons, entraînant une fuite des composants intracellulaires, tandis que les alcaloïdes peuvent inhiber certaines voies métaboliques fongiques essentielles via différents mécanismes complémentaires. Ils perturbent la synthèse biologique de l'ergostérol, un composant majeur de la membrane de champignon, induisant une élévation de la perméabilité membranaire et entraîne la fuite des composants intracellulaires (Wong-Deyrup et *al.*, 2021)

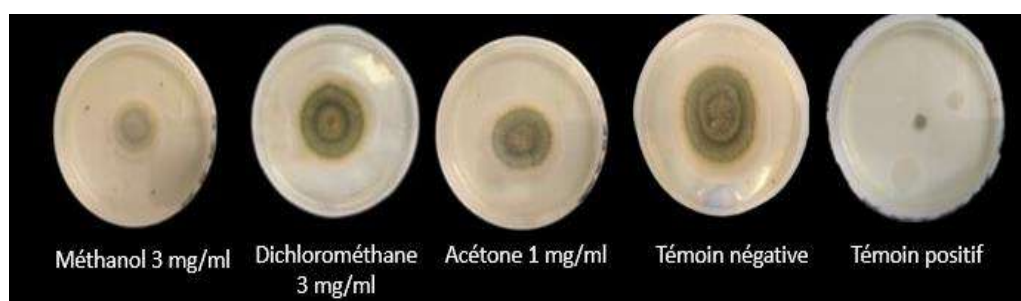


Figure 34 : Résultats de l'activité antifongique des extraits contre *Aspergillus flavus*

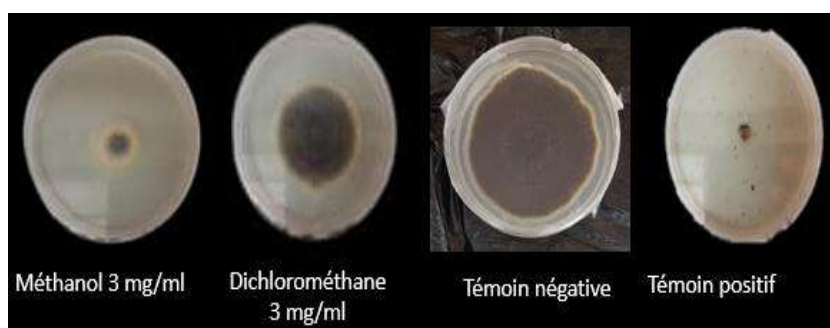


Figure 35 : Résultats de l'activité antifongique des extraits contre *Aspergillus carbonarius*.

II.7.2. Activité contre *Fusarium*

Compte tenu de l'activité antifongique particulièrement marquée de l'extrait méthanolique observée lors des premiers tests d'activité antifongique, l'appréciation de l'activité spécifique contre *Fusarium* a été réalisée uniquement avec cet extrait. Ce choix s'explique par son potentiel biologique prometteur, suggérant une efficacité ciblée contre les champignons phytopathogène. Les autres extraits, présentant une activité antifongique moindre, n'ont pas été retenus pour cette phase de l'étude, le tableau ci-dessous présente les diamètres de croissance des souches fongiques après contact à l'extrait méthanolique d'*Asparagopsis armata*

Tableau 18 : Diamètres de colonie mycélienne des souches fongiques (*Fusarium*)

		Diamètres de croissance (mm)			
		<i>F. poae</i>	<i>F. culmorum</i>	<i>F. graminearum</i>	<i>F. avenaceum</i>
Extrait méthanolique	T ⁻	70.81±0.35	64.85±0.92	71.98±1.84	60.43±0.1
	2.5	68.50±0.84	63.12±0.24	61.64±0.13	57.65±1.16
	5	62.29±0.30	55.22±1.07	58.83±0.14	54.5±2.57
	10	57.10±0.88	51.9±0.85	41.89±1.37	41.8±0.42
	20	53.21±0.38	44.92±0.31	41.01±0.03	24.44±0.23
	40	40.09±0.29	51.38±1.29	38.01±0.34	6±00
	80	15.01±2.51	6±00	6±00	6±00
Nystatine	2.5	39.14±1.05	44.6±0.88	25.36±0.8	31.7±0.80
	10	25.51±0.16	20.03±0.4	19.47±0.87	7.71±2.24

D'après le tableau 18, et la Figure 36, le *Fusarium avenaceum* à présenter une très forte sensibilité sous l'effet de l'extrait méthanolique pour les concentrations élevées où on observe pour la concentration 40mg/mL et 80mg/mL une inhibition totale. Ainsi une inhibition totale observer chez les deux souches *Fusarium graminearum* et *Fusarium culmorum* mais seulement pour la concentration de 80mg/mL. On remarque que la souche *Fusarium poae* est plus au

moins résistante par rapport aux autre *Fusarium* même a concentration de 80mg/mL de l'extrait méthanolique ou on a observé clairement la croissance mycélienne mais avec un diamètre très réduit par apport le témoin, l'ensemble des observations a été déterminé par rapport aux résultats obtenus avec la nystatine, utilisée comme antifongique de référence. À une concentration de 10 mg/mL, la nystatine présente une activité comparable à celle de l'extrait méthanolique à 40 mg/mL contre *Fusarium avenaceum*, et à 80 mg/mL vis-à-vis de *Fusarium graminearum* et *Fusarium culmorum*.

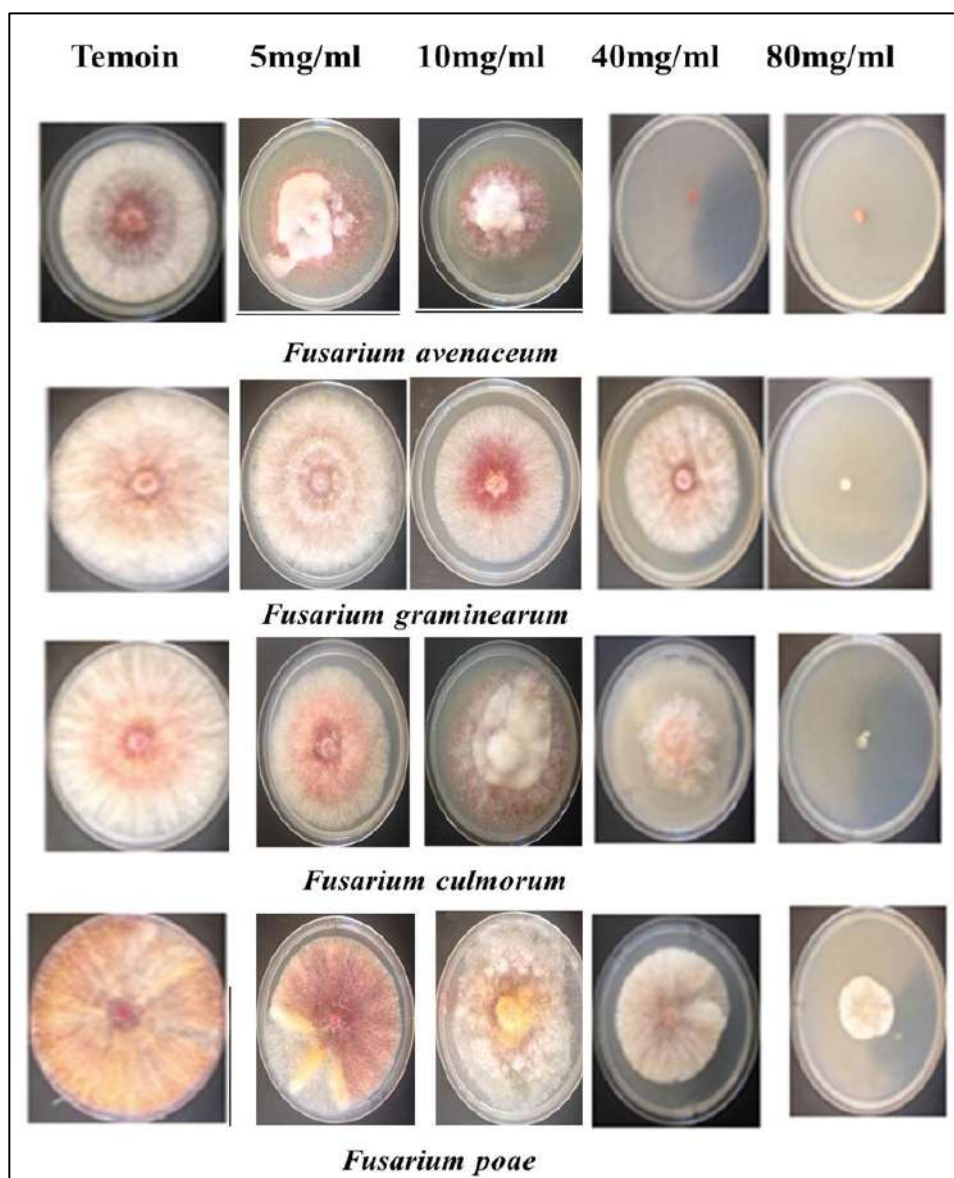


Figure 36 : L'effet de l'extrait de méthanol d'*Asparagopsis armata* sur le *Fusarium*

Le taux d'inhibition (%) a été déterminé pour chaque concentration testée, dans le but de quantifier l'efficacité des extraits sur la croissance mycélienne en comparaison avec le témoin montré dans la figure 37.

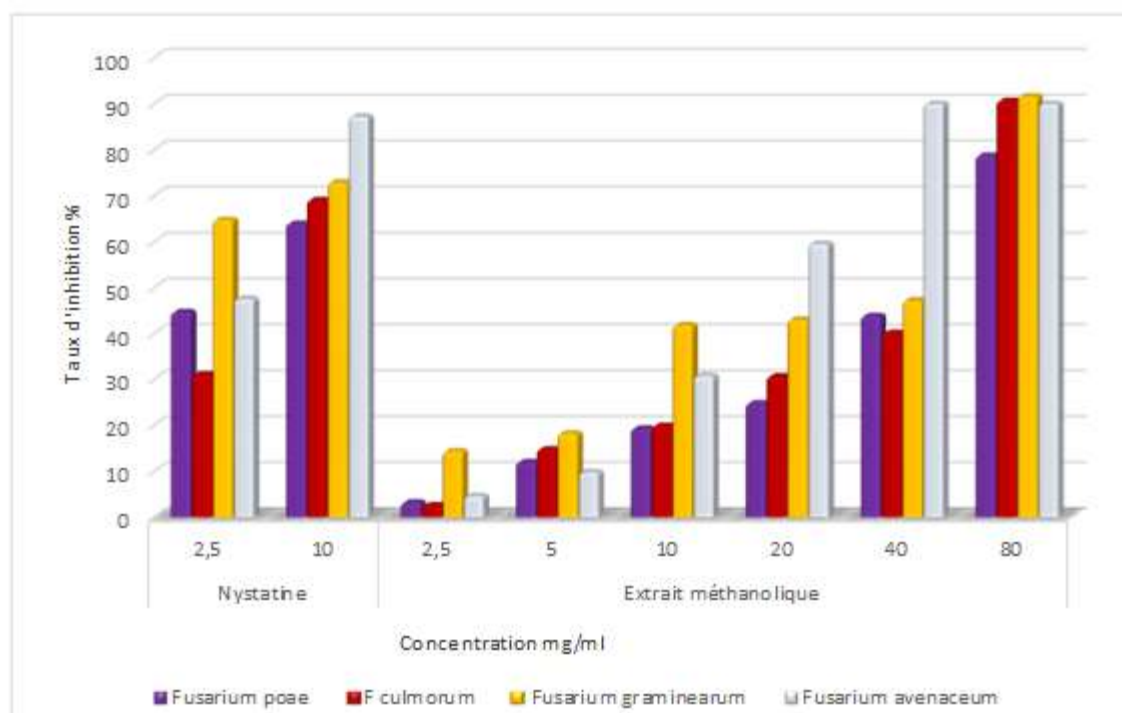


Figure 37 : Taux d'inhibition de l'extrait méthanolique et de nystatine à différentes concentrations sur la croissance de *Fusarium*

L'extrait de méthanol *d'Asparagopsis armata* a indiqué une activité antifongique considérable contre toutes les souches de *Fusarium* testées, le taux d'inhibition varie entre 78,8 % et 91,66% avec la concentration 80 mg/ml. C'est un effet proche à l'effet d'antifongique de nystatine (10 mg/mL).

La souche *Fusarium avenaceum* est très sensible pour toutes les concentrations 20, 40 et 80 mg/ml. Les taux d'inhibition sont à varier entre 59,55% et 90,7%, alors que, la concentration entre 10, 20 et 40 mg/mL permet d'inhiber la souche *F. graminearum* avec un taux d'inhibition de (41,81%, 43,02 et 47,19% respectivement). En outre, l'extrait est moyennement actif contre la souche *Fusarium poae*. Par contre la souche *F. culmorum* a enregistré la plus faible sensibilité pour les concentrations 10, 20 et 40 mg/mL dont le pourcentage d'inhibition est inférieur à 40%.

Plusieurs études ont révélé que les algues marines sont dotées d'une activité antifongique (ZINEDINE et al., 2004 ; EOUATASSI et LOUASTEL, 2012). Selon TOLEDO et al. (2023), les extraits d'algues marines, dont *Asparagopsis armata*, présentent des propriétés antifongiques contre des pathogènes post-récolte tels que *Fusarium oxysporum*. Ces auteurs ont signalé que les extraits *d'A. armata* inhibaient fortement la croissance fongique en milieu de culture, suggérant leur potentiel comme agents antifongiques naturels.

Afin d'évaluer plus précisément l'effet dose-dépendant de nos extraits, une régression linéaire a été réalisée entre le taux d'inhibition fongique (%) et la concentration (mg/mL) et (Fig.38). Les courbes obtenues ont montré des corrélations positives fortes, avec des coefficients de détermination allant de $R^2=0,74$ à $R^2=0,98$. Les coefficients de corrélation (r) compris entre 0,86 et 0,99 indiquent une relation très forte entre la concentration et le pourcentage d'inhibition.

La valeur la plus faible ($R^2=0,74$, $r =0,86$) suggère une relation légèrement plus modérée, possiblement influencée par des facteurs biologiques propres à l'extrait ou à la souche étudiée (*Fusarium avenaceum*). Malgré cette variabilité, ces résultats confirment que les extraits testés agissent de manière dose-dépendante, un comportement typique des agents antifongiques d'origine naturelle.

Ces résultats mettent en évidence une relation dose-réponse marquée, indiquant que l'augmentation de la concentration est associée à une inhibition croissante du développement mycélien. La qualité de l'ajustement varie selon les extraits testés, suggérant une activité antifongique plus ou moins prévisible selon le type d'extrait ou de souche.

Des études antérieures ont montré des résultats comparables. LI et *al.* (2015) ont observé une relation dose-réponse marquée dans le cadre de l'évaluation de fongicides, avec des ajustements linéaires et des valeurs de R^2 proches de 1. Ceci appuie la validité de notre approche expérimentale et statistique.

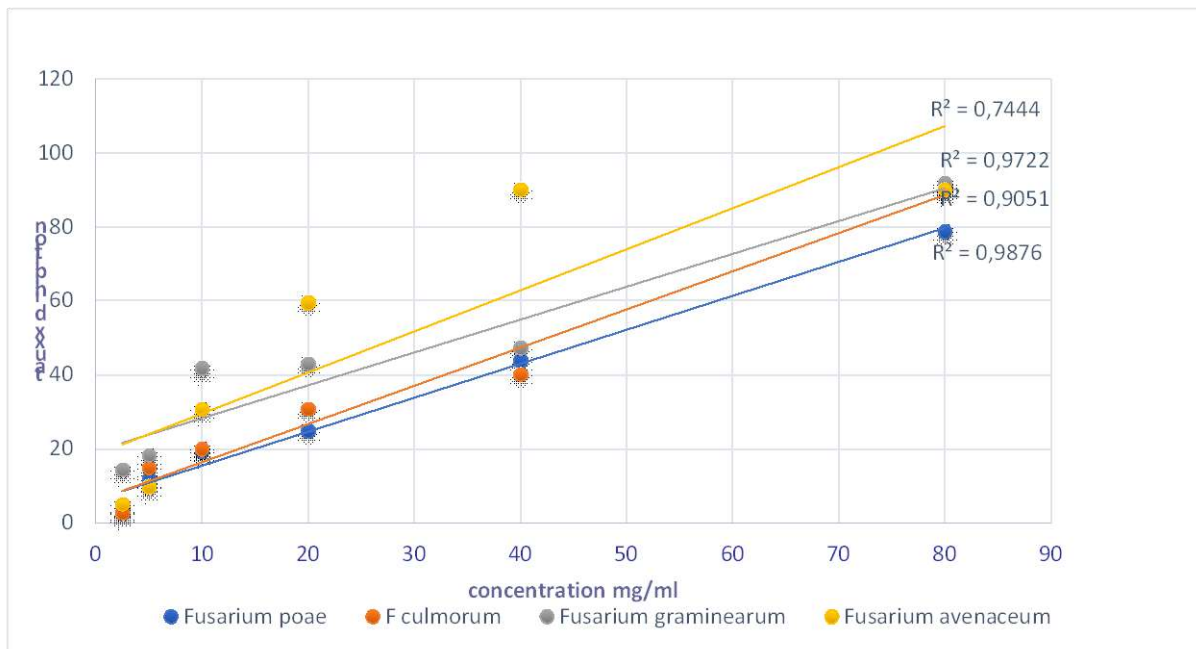


Figure 38 : Des courbes montrent l'augmentation du taux d'inhibition mycélienne en fonction de la concentration des extraits

L'activité antifongique des extraits d'algues rouges vient suite à l'interaction des principes actifs avec les lipides au niveau de la paroi mycélienne conduisant à leur peroxydation des altérations morphologiques du thalle des champignons (MOUJAHID et *al.*, 2004).

Selon YIN et TSAO (1999), l'action antifongique est possible par la génération de liaison d'hydrogène entre les sites actifs des enzymes cibles et le groupe hydroxyle des composés phénoliques. Les effets antimicrobiens des composés phénoliques s'avèrent affectés par plusieurs processus tels que l'inhibition des enzymes par les composés oxydés, ou par leurs actions non spécifiques sur la protéine microbienne. Le mécanisme de la toxicité du phénol pour les mycètes est également basé sur l'inhibition des enzymes fongiques qui contiennent le groupe HS dans leur site actif (COWAN et *al.*, 1999).

MC CONNELL et FENICAL (1977), ont signalé que les composés organiques halogénés des algues sont à l'origine de leur activité antifongique, ont 1 à 4 atomes de carbone et sont très volatils. En outre, les algues rouges produisent des terpènes et des acétogénines à partir de la polymérisation des cétones.

Également, Les travaux de (DEMBITSKY et SREBNIK, 2002 ; KLADI et *al.* 2004), ont observé que les extraits d'algues rouges bloquent la multiplication de plusieurs souches fongiques. Suggèrent également que les composés volatils des algues rouges tels que les acides gras halogénés, les dérivés phénoliques, les terpénoïdes et les métabolites secondaires halogénés sont responsables de cette activité antifongique. Parmi toutes les algues marines, la classe des rhodophytes est la plus riche. Des voies biosynthétiques uniques pour la synthèse d'organohalogénés. Les algues produisent des composés organiques halogénés comme processus de défense contre les infections par des micro-organismes (GOODWIN et *al.*, 1997).

En outre, selon JACINTO et *al.* (2013), les propriétés antimicrobiennes puissantes de *l'Asparagopsis armata* s'expliquent par la synthèse de composés halogénés dérivés du brome.

Sur la base de ces résultats, l'algue rouge *Asparagopsis armata* est riche en inhibiteurs antimicrobiens. La méthode d'extraction employée dans nos travaux a probablement permis d'obtenir des extraits contenant plusieurs principes actifs responsables de l'inhibition des souches bactériennes ou fongiques. On peut en déduire que la différence ou concordance de nos résultats avec ceux des autres études sur les mêmes espèces peut être attribué par : élaboration de métabolites secondaires associés à des changements saisonnières ou phase sexuelle des algues, type de solvant, la nature et ou la concentration des composés bioactifs retrouvés dans l'espèce et leur solubilité dans le solvant choisi et les approches appliquées pour évaluer l'activité antimicrobienne et le choix des micro-organismes à tester et les différences dans les protocoles d'extraction pour récupérer métabolites actifs (PINTEUS et *al.*, 2015).

Enfin les divergences avec les résultats publiés pour les mêmes espèces indiquent l'impact de plusieurs facteurs. En effet, la composition chimique des extraits dépend étroitement du solvant choisi, des conditions climatiques, de la position géographique et du procédé d'extraction appliqué, ce qui peut conduire à des profils métaboliques distincts. De plus, la nature et/ou la concentration des métabolites bioactifs présents, ainsi que leur solubilité dans le solvant utilisé, interviennent de manière déterminante dans l'expression de l'activité biologique. Enfin, les divergences méthodologiques liées aux techniques d'évaluation de l'activité antimicrobienne et au choix des souches testées constituent également des sources potentielles de variation.

Ainsi, la comparaison avec d'autres travaux doit être interprétée avec prudence, car l'ensemble de ces paramètres, y compris la localisation géographique des échantillons, peut profondément influencer les résultats obtenus.

Conclusion

Conclusion

Cette étude s'inscrit dans une approche de valorisation biologique de l'algue rouge *Asparagopsis armata*, en mettant l'accent sur sa composition phytochimique et ses activités biologiques potentielles. À travers une approche expérimentale combinant extraction, analyses chimiques et évaluations biologiques, ce travail a permis de fournir des données originales contribuant à une meilleure compréhension du potentiel bioactif de cette macroalgue marine.

Les résultats obtenus ont révélé que le rendement d'extraction et la composition chimique de *A. armata* dépendent fortement de la nature du solvant. Le méthanol a montré le rendement brut le plus élevé ($5,74 \pm 1,8\%$), suivi par le dichlorométhane ($1,17 \pm 0,28\%$) et l'acétone ($0,59 \pm 0,03\%$). Le criblage phytochimique et les dosages quantitatifs ont confirmé l'abondance de *Asparagopsis armata* en métabolites secondaires, principalement en composés phénoliques et flavonoïdes dont les teneurs varient respectivement entre $3,57 \pm 0,01$ et $6,16 \pm 0,01$ mg EAG/g MS et entre $0,20 \pm 0,0002$ et $1,46 \pm 0,002$ mg EQ/g MS, l'extrait à l'acétone présente les concentrations les plus élevées., se situent dans la gamme rapportée pour d'autres algues rouges, soulignant ainsi l'intérêt de cette espèce comme source naturelle de molécules bioactives.

La quantification des pigments a révélé que les extraits méthanolique et dichlorométhaniques présentaient des concentrations significatives en caroténoïdes, avec des valeurs respectives de $6,65 \pm 0,13$ et $6,23 \pm 0,12$ mg/g MS. Pour la chlorophylle, l'extrait méthanolique a enregistré la concentration la plus marquée, avec une valeur de $7,91 \pm 0,16$ mg/g MS, montrant une meilleure affinité de ce solvant pour l'extraction des pigments chlorophylliens.

L'analyse par LC-MS/MS a mis en évidence plusieurs composés bioactifs appartenant à différentes classes chimiques, corroborant les résultats des analyses phytochimiques et des tests biologiques. Les deux extraits (Méthanol et acétone) sont dominés par la myricétine, représentant $65,21\%$ dans l'extrait méthanolique et $61,36\%$ dans l'extrait acétonique, ce qui confirme son abondance et sa forte affinité pour les solvants polaires et semi-polaires. Dans l'extrait méthanolique, la riboflavine constitue le second composé majoritaire ($13,83\%$), suivie du bêta-carotène ($5,68\%$). En revanche, l'extrait acétonique se caractérise par une augmentation notable du bêta-carotène ($17,46\%$), ainsi que par des proportions importantes de riboflavine ($11,76\%$) et d'oléuropéine ($7,59\%$). Ces résultats démontrent l'influence majeure

du solvant d'extraction sur le profil phytochimique et confirment l'abondance des extraits en composés phénoliques et flavonoïdes à fort potentiel bioactif.

L'évaluation de l'activité antioxydante par les tests DPPH et FRAP a permis de constater une efficacité élevée des extraits étudiés. L'extrait acétonique a présenté une activité antioxydante remarquable (IC_{50} DPPH = $0,44 \pm 0,071$ mg/mL), comparable à celle de la vitamine C ($0,33 \pm 0,028$ mg/mL), tandis que l'extrait de dichlorométhane a montré un pouvoir réducteur significatif au test FRAP ($0,184 \pm 0,054$ mg VCEAC/g), comparable à celui de l'extrait méthanolique et aux antioxydants de référence. La divergence observée entre les deux méthodes souligne l'importance d'utiliser des tests complémentaires reposant sur des mécanismes d'action distincts. L'extrait riche en composés phénoliques a enregistré une meilleure capacité de piégeage des radicaux libres, tandis que l'extrait lipophile a montré un pouvoir réducteur considérable, suggérant une contribution synergique de différents métabolites.

L'activité antibactérienne la plus marquée a été détectée contre des bactéries Gram positives, avec des zones d'inhibition particulièrement larges. L'extrait méthanolique s'est distingué par son efficacité, attribuable à sa richesse en composés phénoliques, flavonoïdes, pigments et métabolites halogénés, tandis que l'extrait dichlorométhane a également enregistré une activité significative. En revanche, bien que l'extrait acétonique ait globalement révélé une activité plus modérée, il s'est révélé particulièrement efficace contre *Pseudomonas aeruginosa*, une souche reconnue pour sa forte résistance aux agents antimicrobiens.

Le test antifongique par contact direct, réalisé sur les souches *Aspergillus flavus*, *Aspergillus carbonarius* et *Penicillium glabrum*, a souligné que les extraits présentaient une activité modérée à notable contre ces champignons. L'extrait méthanolique s'est distingué par le meilleur effet. Par ailleurs, l'activité anti-Fusarium démontrée que l'extrait méthanolique d'*Asparagopsis armata* a enregistré une activité antifongique considérable contre toutes les souches de *Fusarium* testées. Ces résultats confirment le potentiel antimicrobien de cette algue et ouvrent des perspectives intéressantes pour la mise au point de nouveaux agents antimicrobiens naturels.

Enfin, ces résultats enrichissent les connaissances sur *Asparagopsis armata*, espèce encore peu étudiée en Algérie, et soulignent son intérêt comme source naturelle de métabolites secondaires à activité biologique.

La valorisation de cette biomasse invasive présente un double avantage : écologique (contribution à la limitation de sa prolifération) et économique (source potentielle de composés à forte valeur ajoutée).

Des perspectives d'applications innovantes s'ouvrent ainsi dans les domaines pharmaceutique (antioxydants, antimicrobiens), cosmétique et phytosanitaire (alternative aux fongicides chimiques).

Enfin, cette étude constitue une base pour de futures recherches portant sur:

- L'optimisation des conditions d'extraction (techniques assistées : ultrasons, micro-ondes).
- La purification et l'isolement de fractions actives.
- Des tests *in vivo* et d'écotoxicité.
- L'évaluation du potentiel antiméthanogène (connu chez cette espèce) dans l'alimentation animale.

Référence bibliographique

A

Abdellatif, S., Abdel Rahman, S. M., & Deraz, S. F. (2011). Promising antifungal effect of some folkloric medicinal plants collected from El-Hammam habitat, Egypt against dangerous pathogenic and toxicogenic fungi. *ARPJ Journal of Agricultural and Biological Science*, 6(9), 26–32.

Alayse, J.-P., Le Nozer'h, Y., & Océanopolis. (1997). *Les algues*. Éditions Jean-Paul Gisserot..

Alghazeer, R., El Fatah, H., Azwai, S., Elghmasi, S., Sidati, M., El Fituri, A., ... & Eskandrani, A. A. (2022). Nutritional and nonnutritional content of underexploited edible seaweeds. *Aquaculture Nutrition*, 2022, 8422414. <https://doi.org/10.1155/2022/8422414>

Alscher, R. G., Erturk, N., & Heath, L. S. (2002). Role of superoxide dismutases (SODs) in controlling oxidative stress in plants. *Journal of Experimental Botany*, 53(372), 1331–1341.

Alves, C., Pinteus, S., Horta, A., & Pedrosa, R. (2016). High cytotoxicity and anti-proliferative activity of algae extract on an in vitro model of human hepatocellular carcinoma. *SpringerPlus*, 5(1), 1–13. <https://doi.org/10.1186/s40064-016-1988-y>

Alves, C., Pinteus, S., Rodrigues, A., Horta, A., & Pedrosa, R. (2018). Algae from Portuguese coast presented high cytotoxicity and antiproliferative effects on an in vitro model of human colorectal cancer. *Pharmacognosy Research*, 10(1), 24–29. https://doi.org/10.4103/pr.pr_86_17

Amarowicz, R., Naczek, M., & Shahidi, F. (2000). Antioxidant activity of crude tannins of canola and rapeseed hulls. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 77(9), 957–961. <https://doi.org/10.1007/s11746-000-0151-0>

Amimi, A., Mouradi, A., Bennasser, L., & Givernaud, T. (2007). Seasonal variations in thalli and carrageenan composition of *Gigartina pistillata* (Gmelin) Stackhouse (Rhodophyta, Gigartinales) harvested along the Atlantic coast of Morocco. *Phycological Research*, 55(2), 143–149. <https://doi.org/10.1111/j.1440-1835.2007.00456.x>

Amzal, H. (2010). *Étude de l'activité antioxydant des saponines du tourteau de l'arganier* (Thèse de doctorat). Université de Rabat.

Andrabi, S. M. (2023). Nitric oxide: Physiological functions, delivery, and role in disease. *Advanced Science*, 10(36), 2303259.

Andrade, P. B., Barbosa, M., Matos, R. P., Lopes, G., Vinholes, J., Mouga, T., & Valentão, P. (2013). Valuable compounds in macroalgae extracts. *Food Chemistry*, 138(2–3), 1819–1828. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2012.10.072>

Andreakis, N., Procaccini, G., & Kooistra, W. H. C. F. (2004). *Asparagopsis taxiformis* and *Asparagopsis armata* (Bonnemaisoniales, Rhodophyta): Genetic and morphological identification of Mediterranean populations. *European Journal of Phycology*, 39(3), 273–283. <https://doi.org/10.1080/0967026042000236436>

Arya, S. S., Rookes, J. E., Cahill, D. M., & Lenka, S. K. (2021). Vanillin: A review on the therapeutic prospects of a popular flavouring molecule. *Advances in Traditional Medicine*, 21(3), 415–431. <https://doi.org/10.1007/s13596-020-00479-7>

Athukorala, Y., Kim, K.-N., & 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. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2006.01.011>

Azzi, A. (2007). Molecular mechanism of alpha-tocopherol action. *Free Radical Biology and Medicine*, 43(1), 16–21. <https://doi.org/10.1016/j.freeradbiomed.2007.03.001>

B

Bahorun, T., Gressier, B., Trotin, F., Brunet, C., Dine, T., Luyckx, M., Vasseur, J., Cazin, M., Cazin, J. C., & Pinkas, M. (1996). Oxygen species scavenging activity of phenolic extracts from hawthorn fresh plant organs and pharmaceutical preparations. *Arzneimittel-Forschung*, 46(11), 1086–1089.

Balboa, E. M., Conde, E., Moure, A., Falqué, E., & Domínguez, H. (2013). In vitro antioxidant properties of crude extracts and compounds from brown algae. *Food Chemistry*, 138(2–3), 1764–1785. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2012.10.055>

- Balouiri, M., Sadiki, M., & Ibnsouda, S. K. (2016). Methods for in vitro evaluating antimicrobial activity: A review. *Journal of Pharmaceutical Analysis*, 6(2), 71–79. <https://doi.org/10.1016/j.jpha.2015.11.005>
- Balunas, M. J., & Kinghorn, A. D. (2005). Drug discovery from medicinal plants. *Life Sciences*, 78(5), 431–441. <https://doi.org/10.1016/j.lfs.2005.09.012>
- Bansemir, A., Blume, M., Schröder, S., & Lindequist, U. (2006). Screening of cultivated seaweeds for antibacterial activity against fish pathogenic bacteria. *Aquaculture*, 252(1), 79–84. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2005.11.051>
- Barahona, T., Chandía, N. P., Encinas, M. V., Matsuhira, B., & Zúñiga, E. A. (2011). Antioxidant capacity of sulfated polysaccharides from seaweed: A kinetic approach. *Food Hydrocolloids*, 25(3), 529–535. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2010.07.022>
- Bárbara, I. (2012). *Asparagopsis armata* [Photograph]. Dans M. D. Guiry & G. M. Guiry (Eds.), *AlgaeBase*. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. Consulté le 18 juillet 2023, sur <https://www.algaebase.org>
- Baudin, B. (2020). Stress oxydant et protections antioxydantes. *Francophone des laboratoires*, 2020(522), 22–30.
- Beaulieu, L., Bondu, S., Doiron, K., Rioux, L., & Turgeon, S. L. (2015). Characterization of antibacterial activity from protein hydrolysates of the macroalga *Saccharina longicruris* and identification of peptides implied in bioactivity. *Journal of Functional Foods*, 17, 685–697. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2015.06.027>
- Beillerot, A. (2011). *Implication du système thiorédoxine dans la régulation des phosphatases CDC25 dans des cellules de cancer du sein en condition de stress oxydant* (Thèse de doctorat). Université Paul Verlaine-Metz.
- Ben Saad, H., Kharrat, N., Krayem, N., Boudawara, O., Boudawara, T., Zeghal, N., & Ben Amara, I. (2016). Biological properties of *Alsidium corallinum* and its potential protective effects against damage caused by potassium bromate in the mouse liver. *Environmental Science and Pollution Research*, 23(4), 3809–3823. <https://doi.org/10.1007/s11356-015-4577-2>

Bentabet Lasgaa, N. (2015). *Étude phytochimique et évaluation des activités biologiques de deux plantes Fredolia aretioides et Echium vulgare de l'ouest algérien* (Thèse de doctorat). Université Aboubekr Belkaïd Tlemcen.

Benzie, I. F., & Strain, J. (1996). The ferric reducing ability of plasma (FRAP) as a measure of antioxidant power: The FRAP assay. *Analytical Biochemistry*, 239(1), 70–76. <https://doi.org/10.1006/abio.1996.0292>

Berset, C. (2006). Antioxydants phénoliques: Structure, propriétés, sources végétales. In P. Sarni-Manchado & V. Cheynier (Eds.), *Les polyphénols en agro-alimentaire* (pp. 1–25). Lavoisier, Tec et Doc.

Bharathi, D., & Lee, J. (2024). Recent advances in marine-derived compounds as potent antibacterial and antifungal agents: A comprehensive review. *Marine Drugs*, 22(8), 348. <https://doi.org/10.3390/md22080348>

Bilal, H. M., Hassan, S., Waheed, M., Javed, A., Farooq, M. A., & Tahir, A. (2019). Bioavailability and metabolic pathway of phenolic compounds. In *Plant Physiological Aspects of Phenolic Compounds* (pp. 1–18). IntechOpen. <https://doi.org/10.5772/intechopen.84791>

Bitencourt, C. B., Santos, E. C., de Oliveira, A. C., Dias, D. A., dos Santos, M. V., Hernandez, L., Cavalcante-Silva, L. H. A., de Almeida, J. R. G. S., Barbosa-Filho, J. M., & de Souza, M. F. V. (2011). Antinociceptive and anti-inflammatory activity from algae of the genus *Caulerpa*. *Marine Drugs*, 9(3), 307–318. <https://doi.org/10.3390/md9030307>

Birben, E., Sackesen, C., Erzurum, S., & Kalayci, O. (2012). Oxidative stress and antioxidant defense. *World Allergy Organization Journal*, 5(1), 9–19. <https://doi.org/10.1097/WOX.0b013e3182439613>

Blois, M. S. (1958). Antioxidant determinations by the use of a stable free radical. *Nature*, 181(4617), 1199–1200. <https://doi.org/10.1038/1811199a0>

Bogolitsyn, K., Dobrodeeva, L., Druzhinina, A., Ovchinnikov, D., & Parshina, A., & Shulgina, E. (2019). Biological activity of a polyphenolic complex of Arctic brown algae. *Journal of Applied Phycology*, 31(5), 3341–3348. <https://doi.org/10.1007/s10811-019-01838-3>

- Bonin, D. R., & Hawkes, M. W. (1987). Systematics and life histories of New Zealand Bonnemaisoniaceae (Bonnemaisoniales, Rhodophyta). The genus *Asparagopsis*. *New Zealand Journal of Botany*, 25, 577–590
- Borowitzka, M. A. (2013). High-value products from microalgae: Their development and commercialisation. *Journal of Applied Phycology*, 25(3), 743–756. <https://doi.org/10.1007/s10811-013-9983-9>
- Boudouresque, C.-F., Meinesz, A., Verlaque, M., Cabioc'h, J., Floc'h, J.-Y., & Le Toquin, A. (2006). *Guide des algues des mers d'Europe*. Delachaux et Niestlé.
- Bourgougnon, N., & Gervois, A. (2021). Les algues marines : Biologie, écologie et utilisation. *Ellipses*.
- Boussoussa, H., Chahrazed, H., Djeridane, A., Boudjeniba, M., & Yousfi, M. (2014). Effect of different solvent polarity on extraction of phenolic compounds from Algerian *Rhanterium adpressum* flowers and their antimicrobial and antioxidant activities. *Current Chemical Biology*, 8(1), 43–50. <https://doi.org/10.2174/221279680801150911111911>
- Brigelius-Flohé, R. (1999). Tissue-specific functions of individual glutathione peroxidases. *Free Radical Biology and Medicine*, 27(9–10), 951–965. [https://doi.org/10.1016/S0891-5849\(99\)00173-2](https://doi.org/10.1016/S0891-5849(99)00173-2)
- Brown, E. M., Allsopp, P. J., Magee, P. J., Gill, C. I. R., Nitecki, S., Strain, C. R., McSorley, E. M., & Seaweed Review Group. (2014). Seaweed and human health. *Nutrition Reviews*, 72(3), 205–216. <https://doi.org/10.1111/nure.12091>
- Brown, E. D., & Wright, G. D. (2016). Antibacterial drug discovery in the resistance era. *Nature*, 529(7586), 336–343. <https://doi.org/10.1038/nature17042>
- Bruneton, J. (2009). *Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales* (4e éd.). Lavoisier.
- Buron, D., Wacquant, C., & Dupré, C. (2021). *Asparagopsis armata* Harvey. In *DORIS*. <https://doris.ffesmm.fr/ref/specie/1088>

C

Cadar, E., Popescu, A., Dragan, A.-M.-L., Pesterau, A.-M., Pascale, C., Anuta, V., Prasacu, I., Velescu, B. Ș., 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), 152. <https://doi.org/10.3390/md2304015>

Caesar, J., Tamm, A., Ruckteschler, N., Leifke, A. L., & Weber, B. (2018). Revisiting chlorophyll extraction methods in biological soil crusts: Methodology for determination of chlorophyll a and chlorophyll a + b as compared to previous methods. *Biogeosciences*, 15, 1415–1424. <https://doi.org/10.5194/bg-15-1415-2018>

Calinoiu, L.-F., Mitrea, L., Teleky, B.-E., Szabo, K., & Vodnar, D. C. (2023). Fruit and vegetable waste and by-products for pigments and color. In *Fruit and Vegetable Waste Utilization and Sustainability* (pp. 77–100). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-323-91743-8.00011-3>

Carolina, B., Everton, T., Aline, C., Daysianne, P., Morgana, V., Luiz, H., Cavalcante-S., George, E., Joao, X., José Maria, B., Barbara, V., & Magna, S. (2011). Antinociceptive and anti-inflammatory activity from algae of the genus *Caulerpa*. *Marine Drugs*, 9(3), 307–318. <https://doi.org/10.3390/md9030307>

Carroll, A. R., Copp, B. R., Davis, R. A., Keyzers, R. A., & Prinsep, M. R. (2024). Marine natural products: A review of compounds isolated from marine organisms during 2023. *Natural Product Reports*, 41(2), 162–207. <https://doi.org/10.1039/d3np00061c>

Carrière, A., Galinier, A., Fernandez, Y., Carmona, M.-C., Pénicaud, L., & Casteilla, L. (2006). Les espèces actives de l’oxygène : le yin et le yang de la mitochondrie, Physiological and physiopathological consequences of mitochondrial reactive oxygen species. *Médecine/Sciences (Paris)*, 22(1), 47–53.

CEVA. (2022). *Composition nutritionnelle des algues*. <https://www.ceva-algues.com/document/fiches-de-composition-nutritionnelle-algues-alimentaires>

Chakraborty, K., Lipton, A. P., Raj, R. P., & Vijayan, K. K. (2010). Antibacterial labdane diterpenoids of *Ulva fasciata* Delile from southwestern coast of the Indian Peninsula. *Food Chemistry*, 119(4), 1399–1408. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.09.021>

Chatter Riahi, R., Tarhouni, S., & Kharrat, R. (2011). Criblage de l'effet anti-inflammatoire et analgésique des algues marines de la mer Méditerranée. *Archives de l'Institut Pasteur de Tunis*, 88(1–4).

Chattopadhyay, N., Ghosh, T., Sinha, S., Chattopadhyay, K., Karmakar, P., & Ray, B. (2010). Polysaccharides from *Turbinaria conoides*: Structural features and antioxidant capacity. *Food Chemistry*, 118(3), 823–829. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.05.072>

Chan, P. T., Matanjun, P., Yasir, S. M., & Tan, T. S. (2015). Antioxidant activities and polyphenolics of various solvent extracts of red seaweed *Gracilaria changii*. *Journal of Applied Phycology*, 27(5), 2377–2386. <https://doi.org/10.1007/s10811-014-0493-0>

Chebil, L. (2006). Acylation des flavonoïdes par les lipases de *Candida antarctica* et de *Pseudomonas cepacia* : Études cinétique, structurale et conformationnelle (Thèse de doctorat, Institut national polytechnique de Lorraine).

Chen, F. (1996). High cell density culture of microalgae in heterotrophic growth. *Trends in Biotechnology*, 14(11), 421–426. [https://doi.org/10.1016/0167-7799\(96\)10061-3](https://doi.org/10.1016/0167-7799(96)10061-3)

Cheng, S.-H., Khoo, H. E., Kong, K. W., Prasad, K. N., & Galanakis, C. M. (2019). Extraction of carotenoids and applications. In C. M. Galanakis (Ed.), *Carotenoids: Properties, processing and applications* (pp. 259–288). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-817067-0.00012-9>

Cheng, S. S., Liu, J. U., Chang, E. H., & Chang, S. T. (2008). Antifungal activity of cinnamaldehyde and eugenol congeners against wood-rot fungi. *Bioresource Technology*, 99(11), 5145–5149. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2007.09.013>

Cherry, P., Yadav, S., Strain, C. R., Allsopp, P. J., McSorley, E. M., Ross, R. P., & Stanton, C. (2019). Prebiotics from seaweeds: An ocean of opportunity? *Marine Drugs*, 17(6), 327. <https://doi.org/10.3390/md17060327>

Choe, E., & Min, D. B. (2009). Mechanisms of antioxidants in the oxidation of foods. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 8(4), 345–358. <https://doi.org/10.1111/j.1541-4337.2009.00085.x>

- Choi, J., Shin, D., Kim, M., Park, J., Lim, S., & Ryu, S. (2012). LsrR-mediated quorum sensing controls invasiveness of *Salmonella Typhimurium* by regulating SPI-1 and flagella genes. *PLoS ONE*, 7(5), e37059. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0037059>
- Christaki, E., Bonos, E., Giannenas, I., & Florou-Paneri, P. (2012). Functional properties of carotenoids originating from algae. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 93(1), 5–11. <https://doi.org/10.1002/jsfa.5902>
- Clinical and Laboratory Standards Institute. (2006). *Performance standards for antimicrobial disk susceptibility tests: Approved standard* (9th ed., CLSI document M2-A9). Wayne, PA: CLSI.
- Costa, L. S., Fidelis, G. P., Cordeiro, S. L., Oliveira, R. M., Sabry, D. A., Câmara, R. B. G., Nobre, L. T. D. B., Costa, M. S. S. P., Almeida-Lima, J., Farias, E. H. C., Leite, E. L., & Rocha, H. A. O. (2010). Biological activities of sulfated polysaccharides from tropical seaweeds. *Biomedicine & Pharmacotherapy*, 64(1), 21–28. <https://doi.org/10.1016/j.biopha.2009.03.005>
- Cotas, J., Leandro, A., Monteiro, P., Pacheco, D., Figueirinha, A., Gonçalves, A. M. M., Silva, J., & Pereira, L. (2020). Seaweed phenolics: From extraction to applications. *Marine Drugs*, 18(8), 384. <https://doi.org/10.3390/md18080384>
- Côté, J., Caillet, S., Doyon, G., Sylvain, J.-F., & Lacroix, M. (2010). Bioactive compounds in cranberries and their biological properties. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 50(7), 666–679. <https://doi.org/10.1080/10408390903044107>
- Couteau, C., & Coiffard, L. (2016). Seaweed application in cosmetics. In *Seaweed in Health and Disease Prevention* (pp. 423–441). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-802772-1.00014-0>
- Cowan, M. M. (1999). Plant products as antimicrobial agents. *Clinical Microbiology Reviews*, 12(4), 564–582. <https://doi.org/10.1128/CMR.12.4.564>
- Cox, S., Abu-Ghannam, N., & Gupta, S. (2010). An assessment of the antioxidant and antimicrobial activity of six species of edible Irish seaweeds. *International Food Research Journal*, 17, 205–220.

Creis, E. (2015). *Étude de la voie de biosynthèse des phlorotannins chez les algues brunes, de la caractérisation biochimique d'enzymes recombinantes à l'étude des réponses écophysiologiques* (Thèse de doctorat, Université Pierre et Marie Curie).

Csepregi, K., Neugart, S., Schreiner, M., & Hideg, É. (2016). Comparative evaluation of total antioxidant capacities of plant polyphenols. *Molecules*, 21(2), 208. <https://doi.org/10.3390/molecules21020208>

Cuvelier, M.-E., & Maillard, M.-N. (2012). Stabilité des huiles alimentaires au cours de leur stockage. *OCL*, 19(2), 125–132. <https://doi.org/10.1684/ocl.2012.0440>

D

Daglia, M. (2012). Polyphenols as antimicrobial agents. *Current Opinion in Biotechnology*, 23, 174–181.

Dangles, O. (2012). Antioxidant activity of plant phenols: Chemical mechanisms and biological significance. *Current Organic Chemistry*, 16(6), 692–714. <https://doi.org/10.2174/138527212799957995>.

Darah, I., Lim, S.-H., & Nithianantham, K. (2015). In vitro antimicrobial activities of methanolic extract from marine alga *Enteromorpha intestinalis*. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 5(9), 785–788. <https://doi.org/10.1016/j.apjtb.2015.07.026>.

Dawczynski, C., Schubert, R., & Jahreis, G. (2007). Amino acids, fatty acids, and dietary fibre in edible seaweed products. *Food Chemistry*, 103(3), 891–899.

Defraigne, O., & Pincemail, J. (2008). Stress oxydant et antioxydants : mythes et réalités. *Revue Médicale de Liège*, 63, 10–19.

Dembitsky, V. M., & Srebnik, M. (2002). Natural halogenated fatty acids: their analogues and derivatives. *Progress in Lipid Research*, 41, 315–367.

Demoulin, G., & Leymergie, C. (2009). *Les algues, le trésor de la mer*. Haute école de santé Genève, Filière Nutrition et diététique.

De Revers, B. (2002). *Biologie et phylogénie des algues* (2 tomes). Éditions Belin.

- Devi, K. P., Suganthi, N., Kesika, P., & Pandian, S. K. (2008). Bioprotective properties of seaweeds: in vitro evaluation of antioxidant activity and antimicrobial activity against food borne bacteria in relation to polyphenolic content. *BMC Complementary and Alternative Medicine*, 8, 38.
- Devasagayam, T. B. A., Tilak, J. C., Bloor, K. K., Sane, K. S., Ghaskadbi, S. S., & Lele, R. D. (2004). Free radical and antioxidants in human health: current status and future prospects. *Journal of the Association of Physicians of India*, 52, 794–804.
- Diallo, D. (2000). Ethnopharmacological survey of medicinal plants in Mali and phytochemical study of four of them: *Glinus oppositifolius* (Aizoaceae), *Diospyros abyssinica* (Ebenaceae), *Entada africana* (Mimosaceae), *Trichilia emetica* (Meliaceae) [Thèse de doctorat]. Université de Lausanne.
- Díaz-Rubio, M. E., Pérez-Jiménez, J., & Saura-Calixto, F. (2009). Dietary fiber and antioxidant capacity in *Fucus vesiculosus* products. *International Journal of Food Sciences and Nutrition*, 60(Suppl. 2), 23–34.
- Dijou, L. (2014). La diversité des algues rouges du genre *Asparagopsis* en Nouvelle-Calédonie : Approches in situ et moléculaires [Thèse de doctorat]. Université Pierre et Marie Curie.
- Dijoux, L., Viard, F., & Payri, C. (2014). The more we search, the more we find: Discovery of a new lineage and a new species complex in the genus *Asparagopsis*. *PLoS ONE*, 9(7), e103826. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0103826>
- Dixon, P.S. & Irvine, L.M. (1977). Seaweeds of the British Isles. Volume 1. Rhodophyta. Part 1. Introduction, Nemaliales, Gigartinales. pp. [i]-xi, [1]-252, 90 figs. London: British Museum (Natural History).
- Dixon, R. A., & Palva, N. (1995). Stress-induced phenylpropanoid metabolism. *The Plant Cell*, 7, 1085–1097.
- Do, Q. D., Angkawijaya, A. E., Tran-Nguyen, P. L., Huynh, L. H., Soetaredjo, F. E., Ismadji, S., & Ju, Y.-H. (2014). Effect of extraction solvent on total phenol content, total flavonoid content, and antioxidant activity of *Limnophila aromatica*. *Journal of Food and Drug Analysis*, 22(3), 296–302. <https://doi.org/10.1016/j.jfda.2013.11.001>

Dohou, R., Yamni, K., Tahrouch, S., Hassani, L. I., Badoc, A., & Gmira, N. (2003). Screening phytochimique d'une endémique ibéro-marocaine, *Thymelaea lythroides*. Bulletin de la Société de Pharmacie de Bordeaux, 142(1–4), 61–78.

Doss, A. (2009). Preliminary phytochemical screening of some Indian medicinal plants. Ancient Science of Life, 29(2), 12–16.

Dumay, J., & Morançais, M. (2016). Proteins and pigments. In Seaweed in health and disease prevention (pp. 275–318). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-802772-1.00011-4>

Dye, C. (2014). After 2015: Infectious diseases in a new era of health and development. Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences, 369(1645), 20130426. <https://doi.org/10.1098/rstb.2013.0426>.

E

Ebrahimi, F., Subbiah, V., Agar, O. T., Legione, A. R., Ahmadi, F., & Suleria, H. A. R. (2023). Preliminary assessment of the antioxidant, anti-inflammatory, antidiabetic, and anti-carcinogenic attributes of Australian red seaweeds. *Food Chemistry*, 405, 134967.

El-Agamey, A., Lowe, G. M., McGarvey, D. J., Mortensen, A., Phillip, D. M., & Truscott, T. G. (2004). Carotenoid radical chemistry and antioxidant/pro-oxidant properties. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, 430, 37–48.

Eladl, S. N., Elnabawy, A. M., & Eltanahy, E. G. (2024). Recent biotechnological applications of value-added bioactive compounds from microalgae and seaweeds. *Botanical Studies*, 65, 28. <https://doi.org/10.1186/s40529-024-00434-1>.

El Hattab, N., Daghbouche, Y., El Hattab, M., Pioveti, L., Garrigues, S., & de la Guardia, M. (2006). FTIR-determination of sterols from the red alga *Asparagopsis armata*: Comparative studies with HPLC. *Talanta*, 68(6), 1230–1235. <https://doi.org/10.1016/j.talanta.2005.07.023>

El Gamal, A. A. (2010). Biological importance of marine algae. *Saudi Pharmaceutical Journal*, 18, 1–25. <https://doi.org/10.1016/j.jsps.2009.12.001>.

El-Omari, F., Mouradi, A., Lamri, D., Lamrioui, D., Hadji, M., & Givernaud, T. (2013). Croissance et capacité reproductive de *Gymnogongrus patens* (Rhodophyceae, Gigartinales) de la côte atlantique marocaine. *Afrique Science*, 9(1), 102–119.

Eloutassi, N., Louaste, B., & Bouchra. (2012). In vitro study of anti-*Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* from *Cystoseira tamariscifolia*. *ScienceLib Editions Mersenne*, 4, 12090.

El-Rafie, H. M., Hammam, H. H., & Ahmed, E. A. E. (2024). Nutritional values, antioxidant, and cytotoxic activities of selected edible marine macroalgae: A comparative study. *Journal of Food Measurement and Characterization*, 18, 5350–5363. <https://doi.org/10.1007/s11694-024-02571-1>.

Eom, S. H., Lee, D. S., Jung, Y. J., Park, J. H., Choi, J. I., Yim, M. J., Jeon, J. M., Kim, H. W., Son, K. T., Je, J. Y. (2014). The mechanism of antibacterial activity of phlorofuocufuroeckol-A against methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 98, 9795–9804.

Etahiri, S. (2002). *Isolement et caractérisation de composés pharmacologiquement actifs à partir des algues marines de la côte d'El Jadida (Maroc)* [Thèse de doctorat].

Etahiri, S., Bultel-Poncé, V., Caux, C., & Guyot, M. (2001). New bromoditerpenes from the red alga *Sphaerococcus coronopifolius*. *Journal of Natural Products*, 64, 1024–1027.

Etahiri, S., El Kouri, A., Bultel-Poncé, V., Guyot, M., & Assobhei, O. (2007). Antibacterial bromophenol from the marine red alga *Pterosiphonia complanata*. *Natural Product Communications*, 2, 749–752.

F

Falleh, H., Ksouri, R., Chaieb, K., Karray-Bouraoui, N., Trabelsi, N., Boulaaba, M., & Abdelly, C. (2008). Phenolic composition of *Cynara cardunculus* L. organs, and their biological activities. *Comptes Rendus Biologies*, 331, 372–379.

Fang, Y., Yang, S., & Wu, G. (2002). Free radicals, antioxidants, and nutrition. *Nutrition*, 18, 872–879.

Farid, Y., Chennaoui, M., Assobhei, O., & Etahiri, S. (2012). Évaluation de l'effet du lieu de récolte des algues marines des côtes atlantiques marocaines sur l'activité antibactérienne et anti-inflammatoire. *Revue de Microbiologie Industrielle Sanitaire et Environnementale*, 6(1), 54–66.

Farid, Y., Etahiri, S., & Assobhei, O. (2009). Activité antimicrobienne des algues marines de la lagune d'Oualidia (Maroc) : Criblage et optimisation de la période de la récolte. *Journal of Applied Biosciences*, 24, 1543–1552.

Farvin, S. K. H., & Jacobsen, C. (2013). Phenolic compounds and antioxidant activities of selected species of seaweeds from the Danish coast. *Food Chemistry*, 138, 1670–1681.

Favier, A. (2003). Le stress oxydant : Intérêt conceptuel et expérimental dans la compréhension des mécanismes des maladies et potentiel thérapeutique. *L'Actualité Chimique*, 108–115.

Favier, A. (2006). Oxidative stress in human diseases. *Annales Pharmaceutiques Françaises*, 64, 390–396.

Félix, R., Dias, P., Félix, C., Cerqueira, T., Andrade, P. B., Valentão, P., & Lemos, M. F. L. (2021). The biotechnological potential of *Asparagopsis armata*: What is known of its chemical composition, bioactivities and current market? *Algal Research*, 60, 102534.

Finkel, T. (2011). Signal transduction by reactive oxygen species. *Journal of Cell Biology*, 194, 7–15.

Fleurence, J. (1999). Seaweed proteins: Biochemical, nutritional aspects and potential uses. *Trends in Food Science & Technology*, 10, 25–28.

Fleurence, J. (2022). Les algues en agrobiologie : Bilan et perspectives. ISTE Éditions.

Fleurence, J., & Guéant, J.-L. (1999). Les algues : une nouvelle source de protéines. *Bibliomer Biofutur*, 191, 32–36.

Floc'h, J.-Y., & Vêto-Leclerc, V. (2010). *Les secrets des algues*. Éditions Quae.

Foti, M., Piattelli, M., Amico, V., & Ruberto, G. (1994). Antioxidant activity of phenolic meroditerpenoids from marine algae. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology*, 26, 159–164.

Fraga-Corral, M., García-Oliveira, P., Pereira, A. G., Lourenço-Lopes, C., Jiménez-López, C., Prieto, M. A., & Simal-Gándara, J. (2020). Technological application of tannin-based extracts. *Molecules*, 25, 614. <https://doi.org/10.3390/molecules25030614>.

G

Ganesan, P., Kumar, C. S., & Bhaskar, N. (2008). Antioxidant properties of methanol extract and its solvent fractions obtained from selected Indian red seaweeds. *Bioresource Technology*, 99(6), 2717–2723.

García-Casal, M. N., Ramírez, J., Leets, I., Pereira, A. C., & Quiroga, M. F. (2009). Antioxidant capacity, polyphenol content and iron bioavailability from algae (*Ulva* sp., *Sargassum* sp. and *Porphyra* sp.) in human subjects. *British Journal of Nutrition*, 101(1), 79–85.

Gardès-Albert, M., Bonnefont-Rousselot, D., Abedinzadeh, Z., & Jore, D. (2003). Espèces réactives de l'oxygène : Comment l'oxygène peut-il devenir toxique ? *L'actualité Chimique*, 91–96.

Garon-Lardière. (2004). Étude structurale des polysaccharides pariétaux de l'algue rouge *Asparagopsis armata* (Bonnemaisoniales) (Thèse de doctorat, Université de Bretagne occidentale). École doctorale des sciences de la matière, de l'information et du vivant. 332 p.

Gaubert, J. (2018). Caractérisation et sources de variation du métabolome : le cas de l'algue brune *Lobophora* des écosystèmes coralliens de Nouvelle-Calédonie (Thèse de doctorat, Sorbonne Université). 329 p.

Gayral, P. (1975). Les algues : morphologie, reproduction, écologie. Éditions Dion.

Genovese, G., Tedone, L., Hamann, M. T., & Morabito, M. (2009). The Mediterranean red alga *Asparagopsis*: A source of compounds against *Leishmania*. *Marine Drugs*, 7(3), 361–366.

Genovese, G., Leitner, S., Minicante, S. A., & Lass-Flörl, C. (2013). The Mediterranean red alga *Asparagopsis taxiformis* has antifungal activity against *Aspergillus* species. *Mycoses*, 56(5), 516–519.

Giedraitienė, A., Vitkauskienė, A., Naginienė, R., & Pavilonis, A. (2011). Antibiotic resistance mechanisms of clinically important bacteria. *Medicina*, 47(3), 137–146. [https://doi.org/10.1016/S1648-9144\(11\)60019-1](https://doi.org/10.1016/S1648-9144(11)60019-1)

Goiris, K., Muylaert, K., Fraeye, I., Foubert, I., De Brabanter, J., & De Cooman, L. (2012). Antioxidant potential of microalgae in relation to their phenolic and carotenoid content. *Journal of Applied Phycology*, 24(6), 1477–1486. <https://doi.org/10.1007/s10811-012-9804-6>

Gogoi, G., & Das, A. K. (2016). Ethnomedicobotany and phytochemical screening of *Garcinia pedunculata* Roxb. ex Buch.–Ham from Arunachal Pradesh, India. *Journal of Bioresources*, 3(1), 1–8.

Gomez-Casati, D. F., Pernice, M., & Tonon, T. (2025). Algae [Collection]. *Scientific Reports*, 15, 2034. <https://doi.org/10.1038/s41598-024-75452-8>

Gómez-Guzmán, M., Rodríguez-Nogales, A., Algieri, F., & Gálvez, J. (2018). Potential role of seaweed polyphenols in cardiovascular-associated disorders. *Marine Drugs*, 16, 250.

Gong, M., & Bassi, A. (2016). Carotenoids from microalgae: A review of recent developments. *Biotechnology Advances*, 34(8), 1396–1412. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2016.10.005>

González-Peña, M. A., Ortega-Regules, A. E., Anaya de Parrodi, C., & Lozada-Ramírez, J. D. (2023). Chemistry, occurrence, properties, applications, and encapsulation of carotenoids—A review. *Plants*, 12(2), 313. <https://doi.org/10.3390/plants1202031>

Goodwin, K. D., North, W. J., & Lidstrom, M. E. (1997). Production of bromoform and dibromomethane by giant kelp: Factors affecting release and comparison to anthropogenic bromine sources. *Limnology and Oceanography*, 42(8), 1725–1734.

Gross, H., Goeger, D. E., Hills, M., Ballantine, D. L., Murray, T. F., Valeriote, F. A., & Gerwick, W. H. (2006). Lophocladines, bioactive alkaloids from the red alga *Lophocladia* sp. *Journal of Natural Products*, 69, 640–644.

Gribble, G. W. (2015). Biological activity of recently discovered halogenated marine natural products. *Marine Drugs*, 13(7), 4044–4136. <https://doi.org/10.3390/md13074044>

Grimes, S., Benabdi, M., Babali, N., Refes, W., Boudjellal-Kaidi, N., & Seridi, H. (2018). Biodiversity changes along the Algerian coast (Southwestern Mediterranean basin) from 1834 to 2017: First assessment of introduced species. *Mediterranean Marine Science*, 19(3), 488–501. <https://doi.org/10.12681/mms.17887>

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(3), 223–232.

Guiry, M. D. (2024). How many species of algae are there? A reprise: Four kingdoms, 14 phyla, 63 classes and still growing. *Journal of Phycology*, 60(2), 214–228. <https://doi.org/10.1111/jpy.13431>

Guo, G. L., Bruno, R. S., & Zhou, K. Q. (2005). Evaluation of the antioxidant activity of flavonoids by ferric reducing antioxidant power assay and cyclic voltammetry. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA) – General Subjects*, 1721(1–3), 174–184. <https://doi.org/10.1016/j.bbagen.2004.11.001>

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.

Gutteridge, J. M. C. (1993). Free radicals in disease processes: A compilation of cause and consequence. *Free Radical Research Communications*, 19(3), 141–158.

Güven, K. C., Percot, A., & Sezik, E. (2010). Alkaloids in marine algae. *Marine Drugs*, 8(2), 269–284.

H

Haleng, J., Pincemail, J., Defraigne, J. O., Charlier, C., & Chapelle, J. P. (2007). Le stress oxydant. *Revue Médicale de Liège*, 62(10), 628–638.

Halliwell, B., & Gutteridge, J. M. C. (2006). *Free radicals in biology and medicine* (4th ed.). Clarendon Press.

Hamma, S. A., Nouri, N., Fergani, A., Lekhal, A., Cheriet, S., Abadi, N., Lezzar, A., & Benlatreche, C. (2015). Biologie des espèces réactives et stress oxydant. *JAM*, 23(2), 48-53.

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 Food Safety*, 14(4), 446-465. <https://doi.org/10.1111/1541-4337.12136>

Harborne, A. J. (1998). *Phytochemical methods: A guide to modern techniques of plant analysis*. Springer.

Hennebelle, T., Sahpaz, S., & Bailleul, F. (2004). Polyphénols végétaux, sources, utilisations et potentiel dans la lutte contre le stress oxydatif. *Phytothérapie*, 1, 3-6.

Hentati, F., Tounsi, L., Djomdi, D., Pierre, G., Delattre, C., Ursu, A. V., Fendri, I., Abdelkafi, S., & Michaud, P. (2020). Bioactive polysaccharides from seaweeds. *Molecules*, 25(14), 3152. <https://doi.org/10.3390/molecules25143152>

Holdt, S. L., & Kraan, S. (2011). Bioactive compounds in seaweed: Functional food applications and legislation. *Journal of Applied Phycology*, 23, 543–597. <https://doi.org/10.1007/s10811-010-9632-5>

Holland, B., Brown, J., & Buss, D. H. (1993). *Fish and fish products: Third supplement to 5th edition of McCance and Widdowson's The composition of foods*. Royal Society of Chemistry.

Horta, A., Alves, C., Pinteus, S., Lopes, C., Fino, N., Silva, J., Ribeiro, J., Rodrigues, D., Francisco, J., Rodrigues, A., & Pedrosa, R. (2019). Identification of *Asparagopsis armata*-associated bacteria and characterization of their bioactive potential. *MicrobiologyOpen*, 8(1), e824. <https://doi.org/10.1002/mbo3.824>

Hosikian, A., Lim, S., Halim, R., & Danquah, M. K. (2010). Chlorophyll extraction from microalgae: A review on the process engineering aspects. *International Journal of Chemical Engineering*, 2010, 391632. <https://doi.org/10.1155/2010/391632>

Hossain, M. S., Sifat, S. A. D., Hossain, M. A., Salleh, S., Hossain, M., Akter, S., & Hossain, M. B. (2021). Comparative assessment of bioactive compounds, antioxidant capacity and nutritional quality of red seaweeds and water spinach. *Regional Studies in Marine Science*, 46, 101878. <https://doi.org/10.1016/j.rsma.2021.101878>

Hu, X., Tanaka, A., & Tanaka, R. (2013). Simple extraction methods that prevent the artifactual conversion of chlorophyll to chlorophyllide during pigment isolation from leaf samples. *Plant Methods*, 9, 19. <https://doi.org/10.1186/1746-4811-9-19>

Hu, Y., Li, X., & Wang, Z. (2024). Exploring the potential of marine natural products in drug development: A comprehensive review. *Phytochemistry Letters*, 59, 124–135. <https://doi.org/10.1016/j.phytol.2024.01.001>

Huang, D., Ou, B., & Prior, R. L. (2005). The chemistry behind antioxidant capacity assays. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53(6), 1841–1856. <https://doi.org/10.1021/jf030723c>

Hutchings, J. L., Grebneva, Y., Dilmetz, S. J., & Pincher, D. W. M. (2024). Analytical methods for the analysis of bromoform in red seaweed *Asparagopsis armata* and *Asparagopsis taxiformis*. *Algal Research*, 79, 103478. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2023.103478>

I

Iltis, A. (1980). Les algues. In J. R. Durand & C. Lévêque (Eds.), *Flore et faune aquatiques de l'Afrique Sahélo-Soudanienne* (Vol. I, pp. 9–61). ORSTOM.

Indriatmoko, H., Limantara, L., & Panintingjati Brotosudarmo, T. H. (2015). Composition of photosynthetic pigments in a red alga *Kappaphycus alvarezii* cultivated in different depths. *Procedia Chemistry*, 14, 193–201. <https://doi.org/10.1016/j.proche.2015.03.027>

Isorez, G. (2007). *Contribution à la chimie des flavonoïdes : Accès à des analogues de pigments des vins rouges* (Thèse de doctorat, Université de Louis Pasteur de Strasbourg).

J

Jacinto, M. S. C., Monteiro, H. R., & Lemos, M. F. L. (2013). Impact of the invasive macroalgae *Asparagopsis armata* on coastal environments: An ecotoxicological assessment.

Januário, A. P., Félix, C., Félix, R., Shiels, K., Murray, P., Valentão, P., & Lemos, M. F. (2024). Exploring the therapeutical potential of *Asparagopsis armata* biomass: A novel approach for acne vulgaris treatment. *Marine Drugs*, 22(11), 489. <https://doi.org/10.3390/md22110489>

Jaradat, N., Hussen, F., & Al Ali, A. (2015). Preliminary phytochemical screening, quantitative estimation of total flavonoids, total phenols and antioxidant activity of *Ephedra alata* Decne. *Journal of Materials and Environmental Science*, 6(6), 1771–1778.

Jégaden, D., Loddé, B., Lucas, D., & Dewitte, J.-D. (2006). Reaction to *Asparagopsis armata*. *Nouvelle Dermatologie*, 25(7), 498–500.

Jensen, S. K., & Lauridsen, C. (2007). Alpha-tocopherol stereoisomers. *Vitamins and Hormones*, 76, 281–308. [https://doi.org/10.1016/S0083-6729\(07\)76011-5](https://doi.org/10.1016/S0083-6729(07)76011-5)

Jiao, G.-L., Yu, G.-L., Zhang, J.-Z., & Ewart, H.-S. (2011). Chemical structures and bioactivities of sulfated polysaccharides from marine algae. *Marine Drugs*, 9(2), 196–223. <https://doi.org/10.3390/md9020196>

Jiménez-Escrig, A., Jiménez-Jiménez, I., Sánchez-Moreno, C., & Saura-Calixto, F. (2000). Evaluation of free radical scavenging of dietary carotenoids by the stable radical 2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 80(12), 1686–1690. [https://doi.org/10.1002/1097-0010\(20000915\)80:12<1686::AID-JSFA709>3.0.CO;2-F](https://doi.org/10.1002/1097-0010(20000915)80:12<1686::AID-JSFA709>3.0.CO;2-F)

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. <https://doi.org/10.1002/jsfa.844>

Jorge, A. M., Pedroso, P. R., & Pereira, J. F. (2024). Sustainable extraction and utilization of chlorophyll from microalgae for eco-friendly wool dyeing. *Journal of Cleaner Production*, 447, 142009. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2024.142009>

Josephine, A., Nithya, K., Amudha, G., Veena, C. K., Preetha, S. P., & Varalakshmi, P. (2008). Role of sulphated polysaccharides from *Sargassum wightii* in Cyclosporine A-induced

oxidative liver injury in rats. *BMC Pharmacology*, 8(1), 4. <https://doi.org/10.1186/1471-2210-8-4>

Jun, J.-Y., Jung, M.-J., Jeong, I.-H., Yamazaki, K., Kawai, Y., & Kim, B.-M. (2018). Antimicrobial and antibiofilm activities of sulfated polysaccharides from marine algae against dental plaque bacteria. *Marine Drugs*, 16(9), 301. <https://doi.org/10.3390/md16090301>

K

Kadam, S. U., O'Donnell, C. P., Rai, D. K., Hossain, M. B., Burgess, C. M., Walsh, D., & Tiwari, B. K. (2015). Laminarin from Irish brown seaweeds *Ascophyllum nodosum* and *Laminaria hyperborea*: Ultrasound assisted extraction, characterization and bioactivity. *Marine Drugs*, 13(7), 4270–4280. <https://doi.org/10.3390/md13074270>

Kerrouri, S., Lrhorfi, L. A., Amal, S., Ouafae, E., Abdellahi Lella, O., Bahia, B., & Rachid, B. (2016). Qualitative study of bioactive components of dill (*Anethum graveolens* L.) from Northern Morocco. *European Scientific Journal*, 12(27), 185–197. <https://doi.org/10.19044/esj.2016.v12n27p185>

Kikuzaki, H., Hisamoto, M., Hirose, K., Akiyama, K., & Taniguchi, H. (2002). Antioxidant properties of ferulic acid and its related compounds. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50(7), 2161–2168. <https://doi.org/10.1021/jf011348w>

Kim, S. B., Bisson, J., Friesen, J. B., Pauli, G. F., & Simmler, C. (2020). Selective chlorophyll removal method to “degreen” botanical extracts. *Journal of Natural Products*, 83(6), 1846–1853. <https://doi.org/10.1021/acs.jnatprod.0c00005>

Kladi, M., Vagias, C., & Roussis, V. (2004). Volatile halogenated metabolites from marine red algae. *Phytochemistry Reviews*, 3(3–4), 337–366. <https://doi.org/10.1007/s11101-004-2492-6>

Kotan, R., Kordali, S., Cakir, A., Kesdek, M., Kaya, Y., & Kilic, H. (2008). Antimicrobial and insecticidal activities of essential oil isolated from Turkish *Salvia hydrangea* DC. ex Benth.

Biochemical Systematics and Ecology, 36(5–6), 360–368.
<https://doi.org/10.1016/j.bse.2007.12.002>

Kraan, S., & Barrington, K. A. (2005). Commercial farming of *Asparagopsis armata* (Bonnemaisoniaceae, Rhodophyta) in Ireland: Maintenance of an introduced species? *Journal of Applied Phycology*, 17(2), 103–110. <https://doi.org/10.1007/s10811-005-4931-x>

Krinsky, N. I. (1989). Antioxidant functions of carotenoids. *Free Radical Biology and Medicine*, 7(6), 617–635. [https://doi.org/10.1016/0891-5849\(89\)90143-3](https://doi.org/10.1016/0891-5849(89)90143-3)

Kumar, K. S., Ganesan, K., & Subba Rao, P. V. (2008). Antioxidant potential of solvent extracts of *Kappaphycus alvarezii* (Doty) Doty: An edible seaweed. *Food Chemistry*, 107(1), 289–295. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2007.08.016>

Kumar, S., & Pandey, A. K. (2013). Chemistry and biological activities of flavonoids: An overview. *The Scientific World Journal*, 2013, Article 162750. <https://doi.org/10.1155/2013/162750>

L

Lahaye, M. (1991). Marine algae as sources of fibres: Determination of soluble and insoluble dietary fibre content in some sea-vegetables. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 54(4), 587–594. <https://doi.org/10.1002/jsfa.2740540415>

Lahaye, M., Fleury, N., Barry, J. L., Michel, C., & Mabeau, S. (1991). Seaweeds and dietary fibres. In *Colloque COST 48 Aquatic Primary Biomass (Marine Macroalgae), Subgroup III, working group « Food and Feed »*, Paimpol & St Malo, France.

Landis, G. N., & Tower, J. (2005). Superoxide dismutase evolution and life span regulation. *Mechanisms of Ageing and Development*, 126(3), 365–379. <https://doi.org/10.1016/j.mad.2004.08.012>

Landrier, J. F. (2011). Vitamine E et physiologie du tissu adipeux. *OCL*, 18(2), 83–87. <https://doi.org/10.1684/ocl.2011.0370>

Lanfer-Marquez, U. M., Barros, R. M. C., & Sinnecker, P. (2005). Antioxidant activity of chlorophylls and their derivatives. *Food Research International*, 38(8–9), 885–891. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2005.03.013>

Laplace-Treyture, C., Peltre, M. C., Lambert, E., Rodriguez, S., Vergon, J. P., & Chauvin, C. (2014). *Guide pratique de détermination des algues macroscopiques d'eau douce et de quelques organismes hétérotrophes* (Version électronique pdf). Éditions Irstea, Bordeaux-Cestas.

Latasa, M., van Lenning, K., Garrido, J. L., & Scharek, R. (2001). Losses of chlorophylls and carotenoids in aqueous acetone and methanol extracts prepared for RP-HPLC analysis of pigments. *Chromatographia*, 53(7), 385–391. <https://doi.org/10.1007/BF02491072>

Latscha, T. (1990). Carotenoids in animal nutrition: Their nature and significance in animal feeds. In *Animal Nutrition and Health* (Roche Publication No. 2175). F. Hoffmann-La Roche, Basel, Switzerland

Leandro, A., Pereira, L., & Gonçalves, A. M. M. (2020). Diverse applications of marine macroalgae. *Marine Drugs*, 18(1), 17. <https://doi.org/10.3390/md18010017>

Leclerc, V., & Floc'h, J.-Y. (2010). *Les secrets des algues*. Éditions Quae.

Lecointre, G. (2004). *Comprendre et enseigner la classification du vivant*. Belin.

Lee, M. H., Lee, K. B., Oh, S. M., Lee, B. H., & Chee, H. Y. (2010). Antifungal activities of dieckol isolated from the marine brown alga *Ecklonia cava* against *Trichophyton rubrum*. *Journal of Applied Biological Chemistry*, 53(4), 504–507. <https://doi.org/10.3839/jabc.2010.084>

Lee, K. W., Heo, S. H., Lee, J., Park, S. I., Kim, M., & Shin, M. S. (2020). Antimicrobial, antioxidative, elastase and tyrosinase inhibitory effect of supercritical and hydrothermal *Asparagopsis armata* extract. *International Journal of Advanced Culture Technology*, 8(3), 231–240. <https://doi.org/10.17703/IJACT.2020.8.3.231>

Le Gall, L. (2012). Évolution et systématique des algues rouges (Thèse de doctorat, Sorbonne Université [anciennement Université Pierre et Marie Curie – Paris VI]).

- Léophonte, P., Guérin, J.-C., Lebas, F.-X., Liard, F., & Boulanger, P. (2006). Stress oxydatif et BPCO: Rôle des infections et prévention. *Médecine et Maladies Infectieuses*, 36(5), 245–252. <https://doi.org/10.1016/j.medmal.2006.01.011>
- Lerat, Y. (2013). Les algues spontanées, les algues cultivées et leurs utilisations. *Annales des Mines - Responsabilité et environnement*, 70(2), 31–35. <https://doi.org/10.3917/re1.070.0031>
- Lerato, N. M., Takaidza, S., & Pillay, M. (2017). Preliminary phytochemical screening of crude extracts from the leaves, stems, and roots of *Tulbaghia violacea*. *International Journal of Pharmacognosy and Phytochemical Research*, 9(10), 1300–1308. <https://doi.org/10.25258/ijpcr.v9i10.8547>
- Leroy, P. (2016). Les composants du stress oxydant et les radicaux libres. *Hegel*, 6(2), 218–219.
- Li, H. B., Wong, C. C., Cheng, K. W., & Feng, C. (2008). Antioxidant properties in vitro and total phenolic contents in methanol extracts from medicinal plants. *LWT - Food Science and Technology*, 41(3), 385–390. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2007.03.011>
- Li, J.-L., Liu, X.-Y., Xie, J.-T., & Di, Y.-L. (2014). A comparison of different estimation methods for fungicide EC₅₀ and EC₉₅ values. *Journal of Phytopathology*, 163(4), 300–306. <https://doi.org/10.1111/jph.12295>
- Li, Y. X., Wijesekara, I., & Kim, S. K. (2011). Phlorotannins as bioactive agents from brown algae. *Process Biochemistry*, 46(12), 2219–2224. <https://doi.org/10.1016/j.procbio.2011.09.015>
- Lichtenthaler, H. K. (1987). Chlorophylls and carotenoids: Pigments of photosynthetic biomembranes. *Methods in Enzymology*, 148, 350–382. [https://doi.org/10.1016/0076-6879\(87\)48036-1](https://doi.org/10.1016/0076-6879(87)48036-1)
- Lichtenthaler, H. K., & Wellburn, A. R. (1983). Determination of total carotenoids and chlorophylls A and B of leaf extracts in different solvents. *Biochemical Society Transactions*, 11(5), 591–592. <https://doi.org/10.1042/bst0110591>

Lobiuc, A., Pavăl, N.-E., Mangalagiu, I. I., Gheorghiu, R., Teliban, G.-C., Amăriucăi-Mantu, D., & Stoleru, V. (2023). Future Antimicrobials: Natural and Functionalized Phenolics. *Molecules*, 28(3), 1114. <https://doi.org/10.3390/molecules28031114>

Lohrmann, N. L., Logan, B. A., & Johnson, A. S. (2004). Seasonal acclimatization of antioxidants and photosynthesis in *Chondrus crispus* and *Mastocarpus stellatus*, two co-occurring red algae with differing stress tolerances. *The Biological Bulletin*, 207(3), 225–232. <https://doi.org/10.2307/1543212>

Lopes, G., Sousa, C., Bernardo, J., Andrade, P. B., Valentão, P., Ferreres, F., & Mouga, T. (2011). Sterol profiles in 18 macroalgae of the Portuguese coast. *Journal of Phycology*, 47(6), 1210–1218. <https://doi.org/10.1111/j.1529-8817.2011.01028.x>

López, A., Rico, M., Rivero, A., & Suárez de Tangil, M. (2011). The effects of solvents on the phenolic contents and antioxidant activity of *Stypocaulon scoparium* algae extracts. *Food Chemistry*, 125(3), 1104–1109. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.10.065>

Lourenço-Lopes, C., Fraga-Corral, M., Jimenez-Lopez, C., Pereira, A. G., Garcia-Oliveira, P., Carpena, M., Prieto, M. A., & Simal-Gandara, J. (2020). Metabolites from macroalgae and their applications in the cosmetic industry: A circular economy approach. *Resources*, 9(9), 101. <https://doi.org/10.3390/resources9090101>

Luo, D., Zhang, Q., Wang, H., Cui, Y., Sun, Z., Yang, J., Zheng, Y., Jia, J., Yu, F., Wang, X., & Wang, X. (2009). Fucoidan protects against dopaminergic neuron death in vivo and in vitro. *European Journal of Pharmacology*, 617(1–3), 33–40. <https://doi.org/10.1016/j.ejphar.2009.06.065>

M

Machado, L., Magnusson, M., Paul, N. A., Kinley, R., de Nys, R., & Tomkins, N. (2016). Identification of bioactives from the red seaweed *Asparagopsis taxiformis* that promote antimethanogenic activity in vitro. *Journal of Applied Phycology*, 28(5), 3117–3126. <https://doi.org/10.1007/s10811-016-0830-7>

Macheix, J.-J., Fleuriet, A., & Jay-Allemand, C. (2005). Les composés phénoliques des végétaux : Un exemple de métabolites secondaires d'importance économique. Presses Polytechniques et Universitaires Romandes (PPUR), Lausanne.

Mahizan, N. A., Yang, S.-K., Moo, C.-L., Song, A. A.-L., Chong, C.-M. C., Chun, W., Abushelaibi, A., Lim, S.-H. E., & Lai, K.-S. (2019). Terpene derivatives as a potential agent against antimicrobial resistance (AMR) pathogens. *Molecules*, 24(14), 2631. <https://doi.org/10.3390/molecules24142631>

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. <https://doi.org/10.1016/B978-0-444-64179-3.00014-0>

Manivannan, K., Anantharaman, P., & Balasubramanian, T. (2012). Evaluation of antioxidant properties of marine microalga *Chlorella marina* (Butcher, 1952). *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 2(3 Suppl.), S342–S346. [https://doi.org/10.1016/S2221-1691\(12\)60186-2](https://doi.org/10.1016/S2221-1691(12)60186-2)

Manso, T., Lores, M., & de Miguel, T. (2022). Antimicrobial activity of polyphenols and natural polyphenolic extracts on clinical isolates. *Antibiotics*, 11(1), 46. <https://doi.org/10.3390/antibiotics11010046>

Marshall, R. A., Hamilton, J. T. G., Dring, M. J., & Harper, D. B. (2003). Do vesicle cells of the red alga *Asparagopsis* (Falkenbergia stage) play a role in bromocarbon production? *Chemosphere*, 52(3), 471–475. [https://doi.org/10.1016/S0045-6535\(03\)00248-9](https://doi.org/10.1016/S0045-6535(03)00248-9)

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. <https://doi.org/10.1016/j.cnd.2017.05.003>

Marfaing, H., & Lerat, Y. (2007). Les algues ont-elles une place en nutrition ? *Phytothérapie*, 5(2), 2–5. <https://doi.org/10.1007/s10298-007-0236-1>

Marfaing, H. (2004). Les algues dans notre alimentation : Intérêt nutritionnel et utilisations. *CEVA, Diététicom Bretagne. Revue de Nutrition Pratique*, 1, 1–9.

Martínez, A., & Barbosa, A. (2008). Antiradical power of carotenoids and vitamin E: Testing the hydrogen atom transfer mechanism. *Food Chemistry*, 107(1), 414–421. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2007.08.009>

Maslov, O., Komisarenko, M., Ponomarenko, S., Osolodchenko, T., & Kolisnyk, S. (2024). Investigation correlation between the antioxidant, antimicrobial, antifungal activities and content of phenolic compounds of raspberry leaf (*Rubus idaeus* L.) extracts. *Journal of the Faculty of Pharmacy of Ankara University*, 48(3), 1142–1154. <https://doi.org/10.33483/jfpau.1465242>

Massion, P., Preiser, J.-C., & Balligand, J.-L. (2002). Les espèces réactives de l'azote : bénéfiques ou délétères ? Reactive nitrogen species: Deleterious or not ? *Nutrition Clinique et Métabolisme*, 16(4), 248–252. [https://doi.org/10.1016/S0985-0562\(02\)00234-8](https://doi.org/10.1016/S0985-0562(02)00234-8)

Mates, J. M., Perez-Gomez, C., & De Castro, I. N. (1999). Antioxidant enzymes and human diseases. *Clinical Biochemistry*, 32(8), 595–603. [https://doi.org/10.1016/S0009-9120\(99\)00075-2](https://doi.org/10.1016/S0009-9120(99)00075-2)

McCord, J. M., & Fridovich, I. (1969). Superoxide dismutase: An enzymic function for erythrocuprein (hemocuprein). *Journal of Biological Chemistry*, 244(22), 6049–6055. [https://doi.org/10.1016/S0021-9258\(18\)63504-5](https://doi.org/10.1016/S0021-9258(18)63504-5)

McConnell, O., & Fenical, W. (1977). Halogen chemistry of the red alga *Asparagopsis*. *Phytochemistry*, 16(3), 367–374. [https://doi.org/10.1016/0031-9422\(77\)83019-4](https://doi.org/10.1016/0031-9422(77)83019-4)

Mellouk, Z., Benammar, I., Krouf, D., Goudjil, M., Okbi, M., & Malaisse, W. (2017). Antioxidant properties of the red alga *Asparagopsis taxiformis* collected on the North West Algerian coast. *Experimental and Therapeutic Medicine*, 13(6), 3281–3290. <https://doi.org/10.3892/etm.2017.4364>

Mena, S., Ortega, A., & Estrela, J. M. (2009). Oxidative stress in environmental-induced carcinogenesis. *Mutation Research/Genetic Toxicology and Environmental Mutagenesis*, 674(1–2), 36–44. <https://doi.org/10.1016/j.mrgentox.2008.09.017>

Messahli, I., Gouzi, H., Sifi, I., Chaibi, R., Rezzoug, A., & Rouari, L. (2022). Anticandidal activity of dichloromethane extract obtained from the red algae *Asparagopsis armata* of the

Algerian coast. *Acta Ecologica Sinica*, 42(5), 1–8.
<https://doi.org/10.1016/j.chnaes.2021.01.002>

Michel, C., Bernard, C., & Lahaye, M. (1999). Les oligosides algaux comme aliments fonctionnels : étude in vitro de leurs effets cellulaires et fermentaires. *Sciences des Aliments*, 19(4), 311–332. <https://doi.org/10.3166/sda.19.311-332>

Miean, K. H., & Mohamed, S. (2001). Flavonoid (myricetin, quercetin, kaempferol, luteolin, and apigenin) content of edible tropical plants. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 49(6), 3106–3112. <https://doi.org/10.1021/jf000892m>

Migdal, C., & Serres, M. (2011). Espèces réactives de l'oxygène et stress oxydant. *Médecine/Sciences*, 27(4), 405–412. <https://doi.org/10.1051/medsci/2011274018>

Mihaila, A. A., Lawton, R. J., Glasson, C. R. K., & Magnusson, M. (2023). Early hatchery protocols for tetrasporogenesis of the antimethanogenic seaweed *Asparagopsis armata*. *Journal of Applied Phycology*, 35, 3375–3385. <https://doi.org/10.1007/s10811-023-03029-5>

Miller, E. R. III, Pastor-Barriuso, R., Dalal, D., Riemersma, R. A., Appel, L. J., & Guallar, E. (2005). Meta-analysis: High-dosage vitamin E supplementation may increase all-cause mortality. *Annals of Internal Medicine*, 142(1), 37–46. <https://doi.org/10.7326/0003-4819-142-1-200501040-00110>

Merle, D., Montenat, C., & Saint Martin, J.-P. (2018). Algues rouges (Rhodophytes) et éponges. In C. Montenat & J.-P. Saint Martin (Eds.), *Stratotype Danien* (pp. 272–280). Muséum national d'Histoire naturelle.

Mishra, K., Ojha, H., & Chaudhury, N. K. (2012). Estimation of antiradical properties of antioxidants using DPPH assay: A critical review and results. *Food Chemistry*, 130(4), 1036–1043. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2011.07.127>

Mohammedi, Z., & Atik, F. (2012). Pouvoir antifongique et antioxydant de l'huile essentielle de *Lavandula stoechas* L. *Nature & Technologie*, 6(n° 6), 34–39.

Molyneux, P. (2004). The use of the stable free radical diphenyl picryl hydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant activity. *Songklanakarin Journal of Science and Technology*, 26(2), 211–219.

Morais, T., Cotas, J., Pacheco, D., & Pereira, L. (2021). Seaweeds compounds: An ecosustainable source of cosmetic ingredients? *Cosmetics*, 8(1), 8. <https://doi.org/10.3390/cosmetics8010008>

Mostafa, Y. S., Alamri, S. A., Alrumman, S. A., Hashem, M., Taher, M. A., & Baka, Z. A. (2022). In vitro and in vivo biocontrol of tomato Fusarium wilt by extracts from brown, red, and green macroalgae. *Agriculture*, 12(3), 345. <https://doi.org/10.3390/agriculture12030345>

Moujahid, A. B., Bencharki, L., Hilali, A., & Bagri, L. (2004). Activités antibactérienne et antifongique des extraits d'algues marines d'origine marocaine. *Biologie & Santé*, 4(2), 299–306

Murador, D. C., Mesquita, L. M. D. S., Neves, B. V., Braga, A. R., Martins, P. L., Zepka, L. Q., & De Rosso, V. V. (2021). Bioaccessibility and cellular uptake by Caco-2 cells of carotenoids and chlorophylls from orange peels: A comparison between conventional and ionic liquid mediated extractions. *Food Chemistry*, 339, 127818. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2020.127818>

Muller, D. P. (1990). Antioxidant therapy in neurological disorders. *Advances in Experimental Medicine and Biology*, 264, 475–486. https://doi.org/10.1007/978-1-4684-5730-8_53

Mueller, L., & Boehm, V. (2011). Antioxidant activity of β -carotene compounds in different in vitro assays. *Molecules*, 16(2), 1055–1069. <https://doi.org/10.3390/molecules16021055>

N

Nabors, M. (2009). *Biologie végétale : structures, fonctionnement, écologie et biotechnologie*. Paris : Éditions Nouveaux Horizons.

Nahas, R., Abatis, D., Anagnostopoulou, M. A., Kefalas, P., Vagias, C., & Roussis, V. (2007). Radical-scavenging activity of Aegean Sea marine algae. *Food Chemistry*, 102(3), 577–581.

Narayan, B., Miyashita, K., & Hosakawa, M. (2006). Physiological effects of eicosapentaenoic acid (EPA) and docosahexaenoic acid (DHA): A review. *Food Reviews International*, 22(3), 291–307.

Nazzaro, F., Fratianni, F., De Martino, L., Coppola, R., & De Feo, V. (2013). Effect of essential oils on pathogenic bacteria. *Pharmaceuticals*, 6(12), 1451–1474. <https://doi.org/10.3390/ph6121451>

Neethu, P. V., Suthindhiran, K., & Jayasri, M. A. (2017). Antioxidant and antiproliferative activity of *Asparagopsis taxiformis*. *Pharmacognosy Research*, 9(3), 238–242.

Nijveldt, R. J., van Nood, E., van Hoorn, D. E., Boelens, P. G., van Norren, K., & van Leeuwen, P. A. (2001). Flavonoids: A review of probable mechanisms of action and potential applications. *American Journal of Clinical Nutrition*, 74(4), 418–425.

Nørskov, N. P., Bruhn, A., Cole, A., & Nielsen, M. O. (2021). Targeted and untargeted metabolic profiling to discover bioactive compounds in seaweeds and hemp using gas and liquid chromatography–mass spectrometry. *Metabolites*, 11(5), 259. <https://doi.org/10.3390/metabo11050259>

Nunes, N., Ferraz, S., Valente, S., Barreto, M. C., & Pinheiro de Carvalho, M. A. A. (2017). Biochemical composition, nutritional value, and antioxidant properties of seven seaweed species from the Madeira Archipelago. *Journal of Applied Phycology*, 29(5), 2427–2437.

Nunes, N., Valente, S., Ferraz, S., Barreto, M. C., & Pinheiro de Carvalho, M. A. A. (2018). Nutraceutical potential of *Asparagopsis taxiformis* (Delile) Trevisan extracts and assessment of a downstream purification strategy. *Heliyon*, 4(11), e00957. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2018.e00957>

O

Okuzumi, J., Takahashi, T., Yamane, T., Kitao, Y., Inagake, M., Ohya, K., Nishino, H., & 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.

Olfat, N., Ashoori, M., & Saedisomeolia, A. (2022). Riboflavin is an antioxidant: A review update. *British Journal of Nutrition*, 128(10), 1887–1895.

Olson, J. A., & Krinsky, N. I. (1995). Introduction: The colorful fascinating world of the carotenoids—Important physiologic modulators. *FASEB Journal*, 9(15), 1547–1550.

Oluwagunwa, O. A., Alashi, A. M., Riedl, K., & Aluko, R. E. (2024). Effect of chlorophyll content on the multifunctional properties of *Telfairia occidentalis* aqueous leaf polyphenolic concentrate. *South African Journal of Botany*, 174, 85–95. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2024.08.058>

Otero, M., Cebrian, E., Francour, P., Galil, B., & Savini, D. (2013). *Monitoring marine invasive species in Mediterranean marine protected areas (MPAs): A strategy and practical guide for managers*. Malaga, Spain: IUCN.

Oumaskour, K., Boujaber, N., Etahiri, S., & Assobhei, O. (2013). Anti-inflammatory and antimicrobial activities of twenty-three marine red algae from the coast of Sidi Bouzid (El Jadida-Morocco). *International Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Sciences*, 5(3), 145–149.

Özcan, F. Ö., Aldemir, O., & Karademir, B. (2020). Flavones (apigenin, luteolin, chrysin) and their importance for health. *Mellifera*, 20(1), 16–27.

P

Panche, A. N., Diwan, A. D., & Chandra, S. R. (2016). Flavonoids: An overview. *Journal of Nutritional Science*, 5, e47. <https://doi.org/10.1017/jns.2016.41>

Parchemin, C., Raviglione, D., Ghosson, H., Salvia, M.-V., Goossens, C., Sasal, P., et al. (2023). Development of a multiblock metabolomics approach to explore metabolite variations of two algae of the genus *Asparagopsis* linked to interspecies and temporal factors. *Algal Research*, 72, 103138. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2023.103138>

Pauletti, P. M., Cintra, L. S., Braguine, C. G., Silva Filho, A. A. da, Andrade e Silva, M. L., Cunha, W. R., & Januário, A. H. (2010). Halogenated indole alkaloids from marine invertebrates. *Marine Drugs*, 8(5), 1526–1549. <https://doi.org/10.3390/md8051526>

- Paul, N. A., de Nys, R., & Steinberg, P. D. (2006a). Chemical defence against bacteria in the red alga *Asparagopsis armata*: Linking structure with function. *Marine Ecology Progress Series*, 306, 87–101.
- Paul, N. A., Cole, L., de Nys, R., & Steinberg, P. D. (2006b). Ultrastructure of the gland cells of the red alga *Asparagopsis armata* (Bonnemaisoniaceae). *Journal of Phycology*, 42(3), 459–467.
- Pelli, K., & Lyly, M. (2003). Antioxidants in food. Biotechnology Finland Project QLK1-CT-2000-00040.
- Pérez, M. J., Falqué, E., & Domínguez, H. (2016). Antimicrobial action of compounds from marine seaweed. *Marine Drugs*, 14(3), 52.
- Person, J., Lando, D., & Mathieu, D. (2011). Algues : Filières du futur. Adebitech, Romainville, France.
- Pincemail, J., Bonjean, K., Cayeux, K., & Defraigne, J.-O. (2002). Mécanismes physiologiques de la défense antioxydante. *Nutrition Clinique et Métabolisme*, 16(4), 233–239.
- Pinto, D. C., Lesenfans, M. L., Rosa, G. P., Barreto, M. C., Silva, A. M., & Seca, A. M. (2022). GC- and UHPLC-MS profiles as a tool to valorize the red alga *Asparagopsis armata*. *Applied Sciences*, 12(2), 892.
- 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(3), 445–451.
- Pinteus, S., Lemos, M. F., Alves, C., Neugebauer, A., Silva, J., Thomas, O. P., & Pedrosa, R. (2018). Marine invasive macroalgae: Turning a real threat into a major opportunity—The biotechnological potential of *Sargassum muticum* and *Asparagopsis armata*. *Algal Research*, 34, 217–234.
- Pinteus, S., Lemos, M. F. L., Simões, M., Alves, C., Silva, J., Gaspar, H., Martins, A., Rodrigues, A., & Pedrosa, R. (2020). Marine invasive species for high-value products’

exploration: Unveiling the antimicrobial potential of *Asparagopsis armata* against human pathogens. *Algal Research*, 52, 102091. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2020.102091>

Pollier, J., & Goossens, A. (2012). Oleanolic acid. *Phytochemistry*, 77, 10–15. <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2011.12.022>

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.

Popovici, C., Saykova, I., & Tylkowski, B. (2009). Évaluation de l'activité antioxydante des composés phénoliques par la réactivité avec le radical libre DPPH. *Revue de Génie Industriel*, 4, 25–39.

Premarathna, A. D., Ahmed, T. A. E., Kulshreshtha, G., Humayun, S., Darko, C. N. S., Rjabovs, V., Hammami, R., Critchley, A. T., Tuvikene, R., & Hincke, M. T. (2024). Polysaccharides from red seaweeds: Effect of extraction methods on physicochemical characteristics and antioxidant activities. *Food Hydrocolloids*, 147(A), 109307. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2023.109307>

Price, J. H. (1986). Seaweeds of the western coast of tropical Africa and adjacent islands: A critical assessment. IV. Rhodophyta (Florideae). Genera AF. *Bulletin of the British Museum (Natural History), Botany Series*, 15, 1–122.

Prior, R. L., Wu, X., & Schaich, K. (2005). Standardized methods for the determination of antioxidant capacity and phenolics in foods and dietary supplements. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53(10), 4290–4302. <https://doi.org/10.1021/jf0502698>

Proschold, T., & Leliaert, F. (2007). Systematics of the green algae: Conflict of classic and modern approaches. In J. Brodie & J. Lewis (Eds.), *Unravelling the algae: The past, present and future of algal systematics* (pp. 65–90). CRC Press.

Pryor, W. A. (2000). Vitamin E and heart disease: Basic science to clinical intervention trials. *Free Radical Biology and Medicine*, 28(1), 141–164.

Pujol, C.-A., Estevez, J.-M., Carlucci, M.-J., Ciancia, M., Cerezo, A.-S., & Damonte, E.-B. (2002). Novel DL-galactan hybrids from the red seaweed *Gymnogongrus torulosus* are potent

inhibitors of herpes simplex virus and dengue virus. *Antiviral Chemistry and Chemotherapy*, 13(2), 83–89.

R

Ragan, M. A., & Glombitza, K.-W. (1986). Phlorotannins, brown algal polyphenols. *Progress in Physiological Research*, 4, 129-241.

Rahman, I., & Chung, S. (2011). Dietary polyphenols, deacetylases and chromatin remodeling in inflammation. *Nutrigenetics & Nutrigenomics*, 3(4-6), 220-230.

Rajapakse, N., & Kim, S.-K. (2011). Nutritional and digestive health benefits of seaweed. In S.-K. Kim (Ed.), *Advances in Food and Nutrition Research* (Vol. 64, pp. 17–28). Academic Press

Ryan, D., Antolovich, M., Prenzler, P., Robards, K., & Lavee, S. (2002). Biotransformations of phenolic compounds in *Olea europaea* L. *Scientia Horticulturae*, 92(2), 147–176. [https://doi.org/10.1016/S0304-4238\(01\)00287-4](https://doi.org/10.1016/S0304-4238(01)00287-4)

Rhimou, B., Hassane, R., & Nathalie, B. (2010). Antiviral activity of the extracts of Rhodophyceae from Morocco. *African Journal of Biotechnology*, 9(46), 7968-7975.

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.

Remmal, A., Bouchikhi, T., Rhayour, K., Ettayebi, M., & Tantaoui-Elaraki, A. (1993). Improved method for the determination of antimicrobial activity of essential oils in agar medium. *Journal of Essential Oil Research*, 5(2), 179-184.

Rice-Evans, C. A., Miller, N. J., & Paganga, G. (1996). Structure–antioxidant activity relationships of flavonoids and phenolic acids. *Free Radical Biology and Medicine*, 20(7), 933–956. [https://doi.org/10.1016/0891-5849\(95\)02227-9](https://doi.org/10.1016/0891-5849(95)02227-9)

Rocha de Souza, M. C., Marques, C. T., Dore, C. M. G., Ferreira da Silva, F. R., Rocha, H. A. O., & Leite, E. L. (2007). Antioxidant activities of sulfated polysaccharides from brown and red seaweeds. *Journal of Applied Phycology*, 19, 153-160.

Roland, J. C., & Vian, B. (1985). *Atlas de biologie végétale – Tome 1 : Organisation des plantes sans fleurs*. Paris : Masson.

Roland, J. C., & Roland, F. (1987). *Atlas de biologie végétale – Tome 2 : Organisation des plantes à fleurs*. Paris : Masson.

Rolland, Y. (2004). Antioxydants naturels végétaux. *OCL*, 11(6), 419-429.

Romay, C., González, R., Ledón, N., Ramirez, D., & Rimbau, V. (2003). C-phycoerythrin: A biliprotein with antioxidant, anti-inflammatory and neuroprotective effects. *Current Protein & Peptide Science*, 4, 207-216.

Rutkowski, R., Pancewicz, S. A., Rutkowski, K., & Rutkowska, J. (2007). Reactive oxygen and nitrogen species in inflammatory process. *Polski Merkuriusz Lekarski*, 23(134), 131–136.

S

Sachindra, N. M., Sato, E., Maeda, H., Hosokawa, M., Niwano, Y., Kohno, M., & Miyashita, K. (2007). Radical scavenging and singlet oxygen quenching activity of marine carotenoid fucoxanthin and its metabolites. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 55(21), 8516-8522.

Sağdıç, O. (2003). Sensitivity of four pathogenic bacteria to Turkish thyme and oregano hydrosols. *Lebensmittel-Wissenschaft und -Technologie*, 36(5), 467-473.

Sahnouni, F., Debib, A., Saim, S., Bouhadi, D., & Menadi, S. (2021). Phytochemical content, antioxidant and antibacterial activities of three red macroalgae from Algerian west coast. *Tropical Journal of Natural Product Research*, 5(2), 336–341. <https://doi.org/10.26538/tjnpr/v5i2.24>

Saini, R. K., & Keum, Y. S. (2018). Carotenoid extraction methods: A review of recent developments. *Food Chemistry*, 240, 90–103. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.07.099>

Saim, S., Sahnouni, F., Bouhadi, D., & Kharbouche, S. (2021). The antimicrobial activity of two marine red algae collected from Algerian west coast. *Trends in Pharmaceutical Sciences*, 7(4), 233-242.

Salvador, N., Gomez Garreta, A., Lavelli, L., & Ribera, M. A. (2007). Antimicrobial activity of Iberian macroalgae. *Scientia Marina*, 71(1), 101-113.

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), 847.

Santoso, J., Yoshie, Y., & Suzuki, T. (2002). The distribution and profile of nutrients and catechins of some Indonesian seaweeds. *Fisheries Science*, 68(Suppl. 2), 1647-1648.

Schubert, N., García-Mendoza, E., & Pacheco-Ruiz, I. (2006). Carotenoid composition of marine red algae. *Journal of Phycology*, 42(6), 1208-1216.

Sekar, S., & Chandramohan, M. (2008). Phycobiliproteins as a commodity: Trends in applied research, patents and commercialization. *Journal of Applied Phycology*, 20(2), 113-136.

Shahidi, F., & Brown, J. A. (1998). Carotenoid pigments in seafoods and aquaculture. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 38(1), 1-67.

Sharma, O. P., & Bhat, T. K. (2009). DPPH antioxidant assay revisited. *Food Chemistry*, 113(4), 1202-1205.

Silva, A. P. G., Sganzerla, W. G., John, O. D., & Marchiosi, R. (2023). A comprehensive review of the classification, sources, biosynthesis, and biological properties of hydroxybenzoic and hydroxycinnamic acids. *Phytochemistry Reviews*, 24(2), 1061-1090. <https://doi.org/10.1007/s11101-023-09891-y>

Silva, A., Silva, S. A., Lourenço-Lopes, C., Jiménez-López, C., Carpena, M., Gullón, P., Fraga-Corral, M., Domínguez, V. F., Simal-Gandara, J., & Prieto, M. A. (2020). Antibacterial use of macroalgae compounds against foodborne pathogens. *Antibiotics*, 9(10), 712.

Silva, C. O., Lemos, M. F. L., Gaspar, R., Gonçalves, C., & Neto, J. M. (2021a). The effects of the invasive seaweed *Asparagopsis armata* on native rock pool communities: Evidence from experimental exclusion. *Ecological Indicators*, 125, 107463. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2021.107463>

Silva, C. O., Novais, S. C., Soares, A. M. V. M., Barata, C., & Lemos, M. F. L. (2021b). Impacts of the invasive seaweed *Asparagopsis armata* exudate on energetic metabolism of rock pool invertebrates. *Toxins*, 13(1), 15.

Simal-Gandara, J. (2020). Metabolites from macroalgae and its applications in the cosmetic industry: A circular economy approach. *Resources*, 9(9), 101.

Singleton, V. L., Orthofer, R., & Lamuela-Raventós, R. M. (1999). Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of Folin–Ciocalteu reagent. In *Methods in Enzymology* (Vol. 299, pp. 152-178). Academic Press.

Soni, B., Visavadiya, N. P., & Madamwar, D. (2009). Attenuation of diabetic complications by C-phycoerythrin in rats: Antioxidant activity of C-phycoerythrin including copper-induced lipoprotein and serum oxidation. *British Journal of Nutrition*, 102(1), 102-109.

Stahl, W., & Sies, H. (2003). Antioxidant activity of carotenoids. *Molecular Aspects of Medicine*, 24(6), 345-351.

Stengel, D. B., Connan, S., & Popper, Z. A. (2011). Algal chemodiversity and bioactivity: Sources of natural variability and implications for commercial application. *Biotechnology Advances*, 29(5), 483-501.

Strobel, N. A., Fassett, R. G., Marsh, S. A., & Coombes, J. S. (2011). Oxidative stress biomarkers as predictors of cardiovascular disease. *International Journal of Cardiology*, 147(2), 191-201.

Stunda-Zujeva, A., Berele, M., Lece, A., & Šķesters, A. (2023). Comparison of antioxidant activity in various spirulina containing products and factors affecting it. *Environmental and Experimental Biology*, 21(3), 113-119. <https://doi.org/10.22364/eeb.21.14>

T

Takaichi, S. (2011). Carotenoids in algae: Distributions, biosynthesis and functions. *Marine Drugs*, 9(6), 1101–1118. <https://doi.org/10.3390/md9061101>

Tanguy, M., & Begué-Simon, A. M. (2009). Antioxydants. Première partie : les antioxydants dans l'alimentation. *Revue de Médecine*, 50(5), 256-260.

Thapa, H. R., Lin, Z., Yi, D., Smith, J. E., Schmidt, E. W., & Agarwal, V. (2020). Genetic and biochemical reconstitution of bromoform biosynthesis in *Asparagopsis* lends insights into seaweed ROS enzymology. *ACS Chemical Biology*, 15(6), 1662–1670. <https://doi.org/10.1021/acscchembio.0c00299>

Tefiani, C. (2015). Effet du solvant et de la méthode d'extraction sur la teneur en composés phénoliques et les potentialités antioxydantes d'*Euphorbia helioscopia*. *Journal of New Sciences, Agriculture and Biotechnology*, 28(3), 159-167.

Toledo, E., Vicente, T. F. L., Augusto, A., Malia, M., Valentão, P., & Lemos, M. F. (2023). Seaweed extracts to control postharvest phytopathogenic fungi in Rocha pear. *Journal of Fungi*, 9(2), 269. <https://doi.org/10.3390/jof9020269>

Traber, M. G., & Atkinson, J. (2007). Vitamin E, antioxidant and nothing more. *Free Radical Biology and Medicine*, 43(1), 4-15. <https://doi.org/10.1016/j.freeradbiomed.2007.03.024>

Trease, E., & Evans, W. C. (1987). *Pharmacognosy* (13th ed.). London, UK: Baillière Tindall.

Tsiamis, K., Azzurro, E., Bariche, M., Çinar, M. E., Crocetta, F., & De Clerck, O. (2020). Prioritizing marine invasive alien species in the European Union through horizon scanning. *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems*, 30(6), 1069–1085. <https://doi.org/10.1002/aqc.3267>

U

Urquiaga, I., & Leighton, F. (2000). Plant polyphenol antioxidants and oxidative stress. *Biological Research*, 33(2), 55–64. <https://doi.org/10.4067/S0716-97602000000200004>

V

Vadalà, M., & Palmieri, B. (2015). From algae to ‘functional foods’. *Clinical Therapy*, 166, 281–300.

Vairappan, C. S., Kawamoto, T., Miwa, H., & Suzuki, M. (2004). Potent antibacterial activity of halogenated compounds against antibiotic-resistant bacteria. *Planta Medica*, 70(11), 1087–1090. <https://doi.org/10.1055/s-2004-835853>

Valko, M., Rhodes, C. J., Moncol, J., Izakovic, M., & Mazur, M. (2006). Free radicals, metals and antioxidants in oxidative stress-induced cancer. *Chemico-Biological Interactions*, 160(1), 1–40. <https://doi.org/10.1016/j.cbi.2005.12.009>

Venkatesan, J., Kim, S.-K., & Shim, M. S. (2016). Antimicrobial, antioxidant, and anticancer activities of biosynthesized silver nanoparticles using marine algae *Ecklonia cava*. *Nanomaterials*, 6(12), 235. <https://doi.org/10.3390/nano6120235>

Vermerris, W., & Nicholson, R. (2006). *Phenolic compounds: Biochemistry*. Springer. <https://doi.org/10.1007/978-1-4020-5164-7>

W

Wang, S., Meckling, K. A., Marccone, M. F., Kakuda, Y., & Tsao, R. (2011). Synergistic, additive, and antagonistic effects of food mixtures on total antioxidant capacities. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 59(3), 960–968. <https://doi.org/10.1021/jf1040977>

Wang, T., Jónsdóttir, R., & Ólafsdóttir, G. (2009). Total phenolic compounds, radical scavenging and metal chelation of extracts from Icelandic seaweeds. *Food Chemistry*, 116(1), 240–248. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.02.041>

Wang, H. M. D., Li, X. C., Lee, D. J., & Chang, J. S. (2017). Potential biomedical applications of marine algae. *Bioresource Technology*, 244, 1407–1415. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2017.05.198>

Waterhouse, A. L. (2001). Determination of total phenolics. In R. E. Wrolstad (Ed.), *Current protocols in food analytical chemistry* (pp. 11.1.1–11.1.8). John Wiley & Sons. <https://doi.org/10.1002/0471142913.faa0101s00>

Wiegand, I., Hilpert, K., & Hancock, R. E. W. (2008). Agar and broth dilution methods to determine the minimal inhibitory concentration (MIC) of antimicrobial substances. *Nature Protocols*, 3(2), 163–175. <https://doi.org/10.1038/nprot.2007.521>

Wiencke, C., & Bischof, K. (2012). *Seaweed biology: Novel insights into ecophysiology, ecology and utilization*. Springer, 459 p.

Wijesekara, I., Yoon, N. Y., & Kim, S. K. (2010). Phlorotannins from *Ecklonia cava* (Phaeophyceae): Biological activities and potential health benefits. *BioFactors*, 36(6), 408–414. <https://doi.org/10.1002/biof.108>

Wink, D. A., & Mitchell, J. B. (1998). Chemical biology of nitric oxide: Insights into regulatory, cytotoxic, and cytoprotective mechanisms of nitric oxide. *Free Radical Biology and Medicine*, 25(4-5), 434–456. [https://doi.org/10.1016/s0891-5849\(98\)00095-7](https://doi.org/10.1016/s0891-5849(98)00095-7)

Wong-Deyrup, S. W., Song, X., Ng, T. W., Liu, X. B., Zeng, J. G., Qing, Z. X., Deyrup, S. T., He, Z. D., & Zhang, H. J. (2021). Plant-derived isoquinoline alkaloids that target ergosterol biosynthesis discovered by using a novel antifungal screening tool. *Biomedicine & Pharmacotherapy*, 137, Article 111348. <https://doi.org/10.1016/j.biopha.2021.111348>

Y

Yabuzaki, J. (2017). Carotenoids Database: Structures, Chemical Fingerprints and distribution among Organisms. Database, 2017, bax004

Yam, M. F., Ang, L. F., Ameer, O. Z., Salman, I. M., Aziz, H. A., & Asmawi, M. Z. (2009). Anti-inflammatory and analgesic effects of *Elephantopus tomentosus* ethanolic extract. *Journal of Acupuncture and Meridian Studies*, 2(4), 280–287. [https://doi.org/10.1016/S2005-2901\(09\)60059-3](https://doi.org/10.1016/S2005-2901(09)60059-3)

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. <https://doi.org/10.3390/antibiotics10030318>

Ye, H., Wang, K., Zhou, C., Liu, J., & Zeng, X. (2008). Purification, antitumor and antioxidant activities in vitro of polysaccharides from the brown seaweed *Sargassum pallidum*. *Food Chemistry*, 111(2), 428–432. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2008.03.005>

Yin, M. C., & Tsao, S. M. (1999). Inhibitory effect of seven *Allium* plants upon three *Aspergillus* species. *International Journal of Food Microbiology*, 49(1-2), 49–56. [https://doi.org/10.1016/s0168-1605\(99\)00092-8](https://doi.org/10.1016/s0168-1605(99)00092-8)

Yoshie-Stark, Y., Hsieh, Y. P., & Suzuki, T. (2003). Distribution of flavonoids and related compounds from seaweeds in Japan. *Journal of Tokyo University of Fisheries*, 89, 1–6.

Yoshikawa, T., Yamamoto, Y., & Naito, Y. (2000). Free radicals in chemistry, *biology and medicine*. OICA International

Yuan, Y. V., Bone, D. E., & Carrington, M. F. (2005). Antioxidant activity of dulse (*Palmaria palmata*) extract evaluated in vitro. *Food Chemistry*, 91(3), 485–494. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2004.07.017>

Z

Zabka, M., Pavela, R., Kovaříková, K., Bednář, J., Vrchotová, B., & Tříška, J. (2021). Antifungal and insecticidal potential of the essential oil from *Ocimum sanctum* L. against dangerous fungal and insect species and its safety for non-target useful soil species *Eisenia fetida* (Savigny, 1826). *Plants*, 10(10), 2180. <https://doi.org/10.3390/plants10102180>

Zeid, A. H. A., Aboutabl, E. A., Sleem, A. A., & El-Rafie, H. M. (2014). Water soluble polysaccharides extracted from *Pterocladia capillacea* and *Dictyopteris membranacea* and their biological activities. *Carbohydrate Polymers*, 113, 62–66. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2014.06.074>

Zitouni, H. (2015). *Valorisation nutritionnelle d'algues marines du littoral algérien chez le ruminant via des méthodes chimiques, biologiques et moléculaires* (Thèse de doctorat). Faculté des Sciences, Université de Constantine 1, Algérie.

Zinedine, A., Elakhdari, S., Faid, M., & Benlemlih, M. (2004). Antifungal and antiaflatoxinogenic activity of the brown algae *Cystoseira tamariscifolia*. *Journal de Mycologie Médicale*, 14(4), 201–205. [https://doi.org/10.1016/S1156-5233\(04\)70032-3](https://doi.org/10.1016/S1156-5233(04)70032-3)

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. <https://doi.org/10.1515/BOT.2009.034>

Zubia, M., Robledo, D., & Freile-Pelegrin, Y. (2007). Antioxidant activities in tropical marine macroalgae from the Yucatan Peninsula, Mexico. *Journal of Applied Phycology*, 19(5), 449–458. <https://doi.org/10.1007/s10811-006-9152-5>

Annexes

ANNEXE I



Photo 1 : Macération, Filtration et évaporation avec rotavapeur rotatif



Photo 2 : Analyse par Chromatographie Liquide couplée à la Spectrométrie de Masse (LC-MS-MS)

ANNEXE II

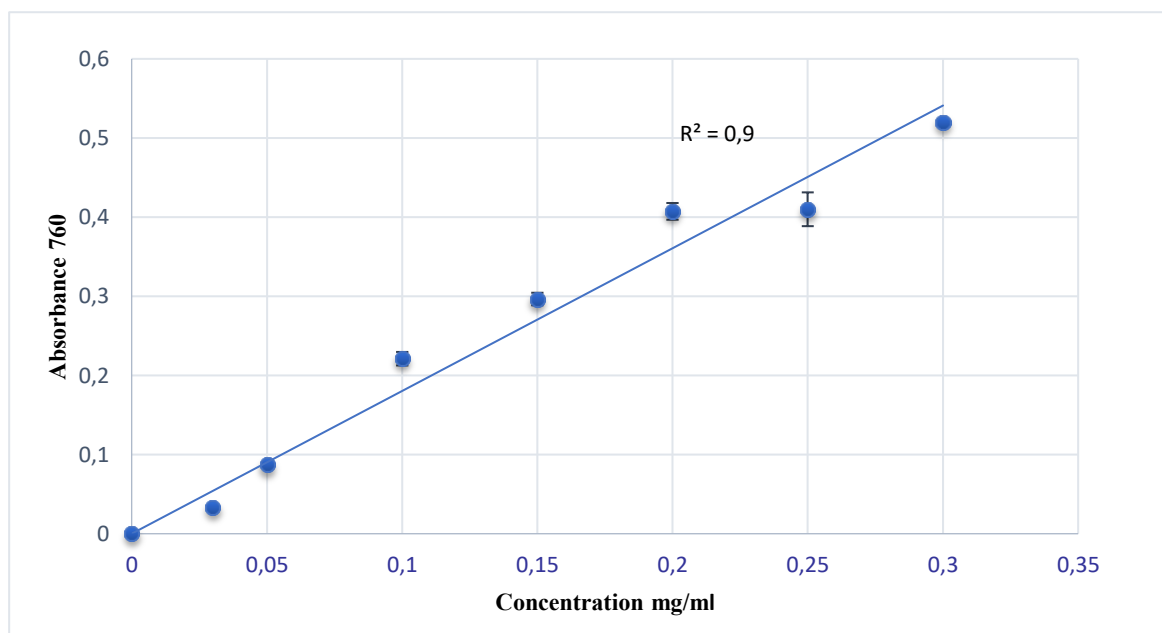


Figure1 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique

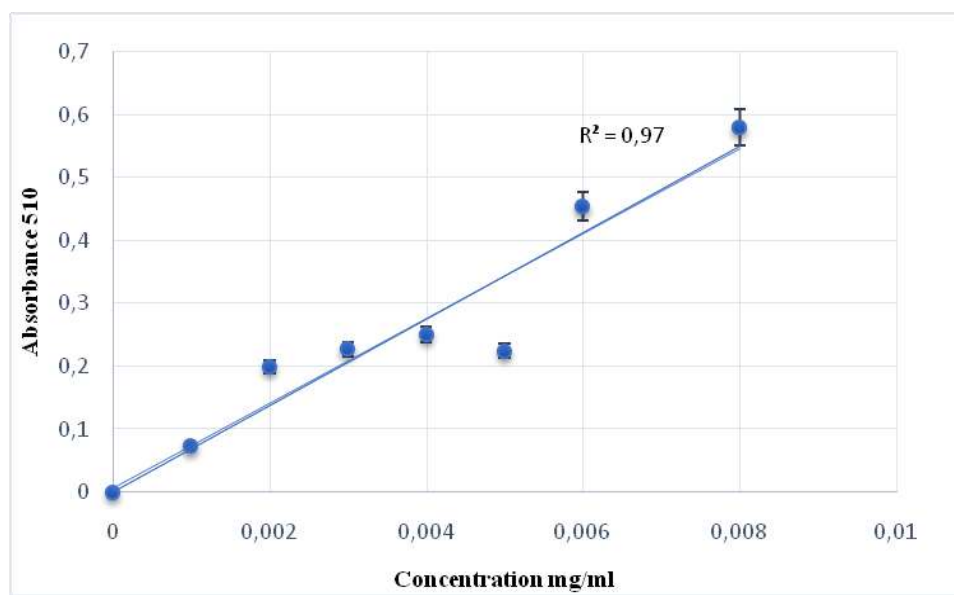


Figure 2 : Courbe d'étalonnage de Quercétine

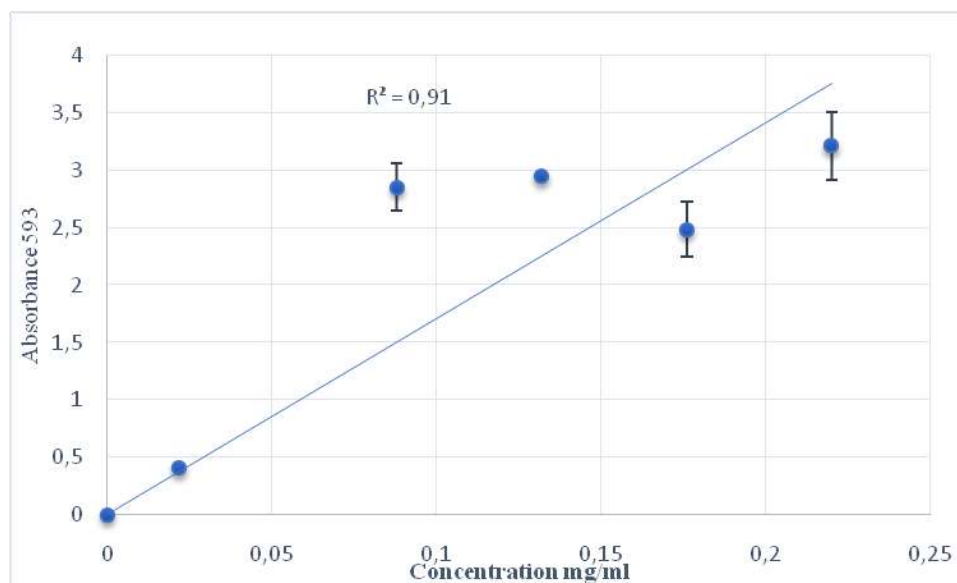


Figure 3 : Courbe représentant la variation des concentrations de l'acide ascorbique (Vit C) en fonction de leur absorbance (593 nm)

Tableau 1: Résultats de l'activité antibactérienne des extraits d'*Asparagopsis armata* par méthode de diffusion en puits

		Zone d'inhibition (mm)						
Les extraits	Les concentrations	<i>Escherichia coli</i>	<i>Klebsiella pneumonia</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Bacillus cereus</i>	<i>Staphylococcus aureus</i>	<i>Bacillus Subtilis</i>	<i>Listeria monocytogene</i>
Extrait méthanol mg/puit	5mg /ml (25µL)	10,23 ± 0,04	30,46 ± 1,73	8,94 ± 0,06	14,88 ± 1,25	24,05 ± 0,09	30±00	30.7±0,4
	7mg /ml (35µL)	12,73 ± 0,25	32,0± 1,41	13,99 ±0,62	18,93 ± 1,32	29,36 ± 0,50	31±00	31.2±0,5
	10mg/mL (50µl)	13,93 ± 1,0	40,59 ± 0,26	13,27 ± 0,25	23,13 ± 1,19	30,69 ± 0,27	38±1,3	33.4±0,4
Extrait dichlorométhane	5mg /puite (25µl)	12,09±0,5	16±0,65	11±00	17±00	18,34±0,8	24,28±0,55	20±00
	7mg /mL (35µL)	13,8±0,66	19,3±0,44	13,23±0,7	19,7±1	20,7±1,6	31,02±0,56	23.75±0,55
	10mg/mL (50µL)	16±00	24,4±0,53	16,8±0,54	21,5±0,4	21±1,32	32,1±2	33±0,45
Extrait Acétone mg/puit	5mg /mL (25µL)	13±0,34	16±0,61	17±00	18.5±0,5	13±0,23	18±0,25	18±0,65
	7mg /mL (35µL)	16±1,01	19±0,36	20±0,1	20±0,42	14±0,44	20±0,24	25±0,7
	10mg/mL (50µL)	18±1,12	20±0,31	23±0.2	23,9±0,08	15.7±0,13	21±0,19	24±0,58

Production scientifique

Publication internationale

Maidi, L., Gouzi, H., & Hammoudi, R. (2025). First report on the antibacterial and anti-Fusarium activity of methanolic extract of the red alga *Asparagopsis armata*. *Regulatory Mechanisms in Biosystems*, 16(3), e25107.doi:10.15421/0225107

Communication internationale

Leila. MAIDI, Hicham Gouzi. Antifungal Effect of the red Alga *Asparagopsis armata* Harvey Extracts Against *Fusarium oxysporum f. sp. albedinis*, the Causal Agent of Bayoud Disease in Date Palm. International congress on the valorization & conservation of arid ecosystems (ICVCAE 2025). GHARDAIA

Communication nationale

Leila MAIDI, Hicham Gouzi. Étude de l'activité antibactérienne des extraits de l'algue *Asparagopsis armata* Harvey, 1855. (Bonnemaisoniales, Rhodophyta) sur le *Pseudomonas aeruginosa*. Séminaire national sur les substances bioactives 16 Avril 2025. Université de Ghardaïa

Leila MAIDI, Hicham Gouzi, Djihane Chouache et Mouna Haba Aina. Criblage Phytochimique et activité antimicrobienne de l'extrait méthanolique de l'algue marine rouge *Asparagopsis armata* Harvey, 1855. (Bonnemaisoniales, Rhodophyta. Séminaire National sur les Plantes Spontanées (Biodiversité, Préservation, Valorisation et Innovation). 29 Novembre 2023. Université de Ghardaïa