

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université de Ghardaia



Faculté des Sciences de la Nature et de Vie et Sciences de la Terre

Département de Biologie

Mémoire présenté en vue de l'obtention du diplôme de

MASTER

Filière : Science biologiques

Spécialité : Microbiologie appliquée

Par : - GAOUTARA Messaouda

- HAMZA Amina

Thème

Activité antioxydante et anti-Candida des extraits des algues rouges
Asparagopsis armata

Soutenu publiquement, le 15/06/2025, devant le jury composé de :

Mme HADDAD S.	Maitre de conférence A	Univ. Ghardaia	Président
Mme MAIDI L.	Maitre-Assistant A	Univ. Ghardaia	Directeur de mémoire
Mr BOURAS N.	Professeur	Univ. Ghardaia	Examineur 1

Année universitaire : 2024/ 2025

Remerciement

C'est avec plaisir que l'on réserve cette page en signe de gratitude et de profonde reconnaissance à tous ceux qui ont aidé tout au long de ce travail.

On remercie Dieu le Tout-Puissant de nous avoir donné la santé et la volonté d'entamer et de terminer ce mémoire.

Tout d'abord, ce travail ne serait pas aussi riche et n'aurait pas pu voir le jour sans l'aide et l'encadrement de Mme MAIDI Laila. On la remercie pour la qualité de son encadrement exceptionnel, pour sa patience, sa rigueur et sa disponibilité durant notre préparation de ce mémoire.

On tient à exprimer nos remerciements aux membres du jury, Mme HADDAD S, et Mr BOURAS N, qui ont accepté d'évaluer notre travail.

Nos remerciements s'adressent également à tous nos professeurs, particulièrement à nos enseignants de spécialité microbiologie appliquée, pour leur générosité et la grande patience dont ils ont su faire preuve malgré leurs charges académiques et professionnelles.

Enfin on tient à exprimer vivement nos remerciements avec une profonde gratitude à toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à sa réalisation, car un projet ne peut pas être le fruit d'une seule personne.

Dédicace

À moi-même, celle qui a résisté et persévéré malgré tout, celle que la fatigue a épuisée sans jamais la vaincre... je t'offre ce travail en reconnaissance de tes efforts et de ta foi en ta valeur, en ta capacité à atteindre ton but.

À mes parents, mon plus sûr soutien, Dieu m'a fait don de vous, et c'est à vous que je dédie cette réussite.... par votre patience, la fatigue s'est apaisée et la détermination s'est renforcée.

À mes frères, sœurs et toute ma famille, vous êtes l'espace qui ne se rétrécit jamais, l'ombre qui ne disparaît pas.... C'est parmi vous que mon rêve est né et a grandi.

À ma compagne de l'âme, Messaouda, partenaire de route et de lutte, nous ne serions pas arrivées sans notre sincérité partagée, notre travail commun et notre volonté...Tu as mérité la moitié de cette réussite, et la moitié de ma gratitude.

À mes amies et à tous ceux que j'aime, recevez les battements sincères de mon cœur vous êtes la joie du voyage et les compagnons de l'âme.....

Amina

Dédicace

À ma chère mère, pour son amour inconditionnel et son soutien indéfectible.

À mon père, qui m'a transmis la valeur du mot et de l'effort.

À la mémoire de ma grand-mère, que Dieu ait son âme, et à mon grand-père Mohamed,
dont les premières leçons de vie m'accompagnent encore.

À mes frères, mes cousines, mes oncles et mes tantes, pour leur présence et leur affection.

À mes amis, et en particulier à mes chères amies Amina, Houria, Anfal et Manel, pour leur
appui sincère.

À ma collègue de mémoire, Amina, avec qui j'ai partagé cette belle aventure académique.

À mes professeurs académiques, et surtout à ma directrice de mémoire, pour leur
encadrement bienveillant et enrichissant.

Et enfin, à moi-même, pour la patience, la détermination et la foi qui m'ont portée jusqu'ici.

Je vous dédie ce travail, avec toute ma reconnaissance et mon respect.

Messaouda

Liste des abréviations

%	Pourcentage
°C	Degré Celsius
µl	microlitre
µm	micromètre
Abs	Absorbance
API	Analyse de profil d'identification
TFT	Teneur en flavonoïdes totaux
TPT	Teneur en phénolique totaux
D	Diamètre
DCM	Dichlorométhane
DMSO	Diméthylsulfoxyde
EAG	Équivalent d'acide gallique
ECat	Équivalent de catéchine
EQ	Equivalent de quercétine
ER	Équivalent de rutin
FeCl₃	Chlorure ferrique
Fig	Figure
g	gramme
h	heure
H₂O	Eau
IC50	Concentration inhibitrice 50 %
IT	Inhibition total
Km	Kilomètre
m/v	masse sur volume
mg	milligramme
ml	millilitre
mm	millimètre
mM	millimole
n°	numéro
NaCl	Chlorure de sodium
nm	nanomètre

pH	potentiel hydrogène
P-sec	Poids sec
TPTZ	2,4,6-tripyridyl-s-triazine
UV	Ultra-Violet
μM	micromole

الملخص

تُعدّ الطحالب البحرية مصدرًا ثمينًا للمركّبات الطبيعية ذات الأنشطة البيولوجية المتنوعة، وتمثّل إمكانات كبيرة لاكتشاف عوامل علاجية جديدة. من بين هذه الطحالب، تثير *Asparagopsis armata*، وهي طحلب أحمر غازي، اهتمامًا متزايدًا نظرًا لقدرتها على إنتاج جزيئات ذات نشاط بيولوجي تتميز بخصائص مضادة للفطريات ومضادة للأكسدة مهمة. في هذه الدراسة، تم الحصول على مستخلصات *Asparagopsis armata* عن طريق النقع باستخدام ثلاث مذيبات مختلفة: méthanol, dichlorométhane, acétone حيث كان أعلى مردود باستخدام الميثانول. تم تحديد محتوى المستخلصات من الفينولات والفلافونويدات باستخدام طرق طيفية. أظهر المستخلص dichlorométhane أعلى تركيز من البوليفينولات الكلية (3.843 ملغ/غ)، بينما سجل المستخلص acétone أعلى محتوى من الفلافونويدات (0.113 ملغ/غ). لتقييم النشاط المضاد للأكسدة، تم تطبيق اختباري DPPH وFRAP. وقد أظهر المستخلص الأسييتوني أفضل قدرة على اصطياد الجذور الحرة DPPH بقيمة IC50 بلغت 0.2919 ملغ/مل، بينما أظهر مستخلص dichlorométhane أعلى قدرة ارجاعية حسب اختبار FRAP. وقد تمت مقارنة هذه النتائج بمضادات أكسدة شاهدة مثل Trolox، وفيتاميني C و E. بالنسبة للنشاط المضاد للفطريات، فقد تم تقييمه مخبريًا ضد *Candida albicans* AM16 باستخدام طريقتي الانتشار على الأقراص والأبار. أظهر مستخلص dichlorométhane أعلى تثبيط، حيث بلغت مناطق التثبيط 12.66 ملم (بطريقة القرص) و45 ملم (بطريقة البئر)، حسب الحجم والتركيزات المختبرة. أما المستخلص الأسييتوني فقد أظهر نشاطًا متوسطًا، بينما لم يُظهر المستخلص الميثانولي أي تثبيط. تم استخدام شواهد إيجابية (مثل fluconazole وcycloheximide) للمقارنة.

الكلمات المفتاحية: *Asparagopsis armata*، مضاد للفطريات، مضاد للأكسدة، مستخلص، *Candida albicans*.AM16

Résumé

Les algues marines constituent une source précieuse de composés naturels aux activités biologiques variées, représentant un potentiel important pour la découverte de nouveaux agents thérapeutiques. Parmi elles, *Asparagopsis armata*, une algue rouge envahissante, suscite un intérêt croissant en raison de sa capacité à produire des molécules bioactives dotées de propriétés antifongiques et antioxydantes prometteuses.

Dans cette étude, les extraits d'*Asparagopsis armata* ont été obtenus par macération avec trois solvants différents : méthanol, dichlorométhane et acétone, le rendement le plus élevé étant obtenu avec le méthanol. La teneur en polyphénols et flavonoïdes des extraits a été déterminée par des méthodes spectrophotométriques. L'extrait dichlorométhanique a révélé la plus forte concentration en polyphénols totaux (3,843 mg/g) et l'extrait acétonique a présenté la plus forte teneur en flavonoïdes (0,113 mg/g),

Pour évaluer l'activité antioxydante, les tests DPPH et FRAP ont été appliqués. L'extrait acétonique a démontré la meilleure capacité de piégeage des radicaux libres DPPH avec une valeur d'IC₅₀ de 0,2919 mg/ml, alors que l'extrait au dichlorométhane a présenté le pouvoir réducteur le plus élevé selon le test FRAP. Ces résultats ont été comparés à ceux d'antioxydants standards tels que Trolox, vitamines C et E.

Concernant l'activité antifongique a été évaluée *in vitro* contre *Candida albicans* AM16 à l'aide des méthodes de diffusion sur disque et sur puits. L'extrait au dichlorométhane a montré la plus forte inhibition, avec des zones d'inhibition de 12,66 mm (méthode disque) et 45 mm (méthode puits), selon les volumes et concentrations testés. L'extrait acétonique a présenté une activité moyenne, par contre l'extrait méthanolique n'a révélé aucune inhibition. Des témoins positifs (fluconazole, cycloheximide) ont été utilisés pour la comparaison.

Mots clés : *Asparagopsis armata*, antifongique, antioxydante, extrait, *Candida albicans* AM16.

Abstract

Marine algae are a valuable source of natural compounds with diverse biological activities, representing significant potential for the discovery of new therapeutic agents. Among them, *Asparagopsis armata*, an invasive red alga, is generating increasing interest due to its ability to produce bioactive molecules with promising antifungal and antioxidant properties.

In this study, extracts of *Asparagopsis armata* were obtained by maceration using three different solvents: methanol, dichloromethane, and acetone, with the highest yield obtained using methanol. The polyphenol and flavonoid content of the extracts was determined using spectrophotometric methods. The dichloromethane extract showed the highest concentration of total polyphenols (3.843 mg/g), while the acetone extract exhibited the highest flavonoid content (0.113 mg/g).

To evaluate antioxidant activity, DPPH and FRAP assays were conducted. The acetone extract showed the best DPPH free radical scavenging capacity, with an IC₅₀ value of 0.2919 mg/ml, whereas the dichloromethane extract exhibited the highest reducing power according to the FRAP test. These results were compared with those of standard antioxidants such as Trolox, and vitamins C and E.

Antifungal activity was evaluated *in vitro* against *Candida albicans* AM16 using disk and well diffusion methods. The dichloromethane extract showed the strongest inhibition, with inhibition zones of 12.66 mm (disk method) and 45 mm (well method), depending on the volumes and concentrations tested. The acetone extract showed moderate activity, while the methanolic extract revealed no inhibition. Positive controls (fluconazole, cycloheximide) were used for comparison.

Keywords: *Asparagopsis armata*, antifungal, antioxidant, extract, *Candida albicans* AM16.

Table des matières

Liste des figures	xiii
Liste des tableaux	xiii
Introduction	1
Chapitre I : Etude bibliographique	
I. Généralités sur les algues marines	4
I.1. Définition	4
I.2. Classification des algues	4
I.2.1. Les Cyanophytes	5
I.2.2. Les Chlorophycées	5
I.2.3. Les Rhodophytes	6
I.2.4. Les Phéophycées	6
I.3. Reproduction des algues	6
I.3.1. Reproduction asexuée	6
I.3.2. Reproduction sexuée	7
I.4. Constituants essentiels des algues marines	7
I.4.1. Les métabolites primaires	7
I.4.2. Les métabolites secondaires	9
I.5. Caractéristiques générales sur l'algue rouge <i>Asparagopsis armata</i>	11
I.5.1. Description	12
I.5.2. Taxonomie	13
I.5.3. Cycle de reproduction	13
I.5.4. Répartition de l'espèce	13
I.5.6. Utilisation d' <i>Asparagopsis armata</i>	14
II. Activités biologiques des algues	15
II.1. Activité antioxydante	15
II.1.1. Les antioxydants	15
II.1.2. Activité antioxydante <i>in vitro</i>	16
II.2. Activité antifongique	17
II.3. La levure <i>Candida albicans</i>	17
II.3.1. Taxonomie	18
II.3.2. Morphologie	18
II.3.3. Pathogénicité	19
II.4. Les antifongiques	19

II.4.1. Les antifongiques naturels	20
II.4.2. Les antifongiques de synthèse chimique	20

Chapitre II : Matériel et méthodes

I. Matériel biologique.....	22
I.1. Algue étudiée et la zone d'échantillonnage.....	22
I.2. Le germe cible.....	23
II. Méthodes expérimentales	23
II.1. Traitement d'échantillon.....	23
II.2. Préparation de l'extrait.....	23
II.3. Calcul du rendement	25
II.4. Dosage des métabolites secondaires	25
II.4.1. Dosage des phénols totaux	25
II.4.2. Dosage des flavonoïdes	26
II.5. Évaluation de l'activité antioxydante.....	26
II.5.1. Le test de piégeage du radical DPPH	26
II.5.2. Dosage du pouvoir réducteur FRAP.....	277
II.6. L'étude de l'activité antifongique	28
II.6.1. Identification de l'isolat de <i>Candida albicans</i>	28
II.6.2. L'évaluation de l'activité anti- <i>Candida albicans</i>	29
II.6.3. Préparation des dilutions	29
II.6.4. Préparation de l'inoculum de <i>Candida albicans</i>	29
II.6.5. Méthode de diffusion sur disque	29
II.6.6. Méthode de diffusion sur puits	29
II.7. Evaluation statistique	30

Chapitre III : Résultats et discussion

I. Résultats d'analyse quantitative des extraits	32
I.1. Rendement en extrait brut	32
I.2. Dosage des métabolites secondaires	Error! Bookmark not defined.
I.2.1. Teneur en phénols totaux (TPT)	Error! Bookmark not defined.
I.2.2. Teneur en flavonoïdes (TF)	Error! Bookmark not defined.
I.3. Evaluation de pouvoir antioxydant	Error! Bookmark not defined.
I.3.1. Le test de piégeage du radical DPPH.....	Error! Bookmark not defined.
I.3.2. Pouvoir antioxydant réducteur – Test FRAP	Error! Bookmark not defined.

II. Résultats d'activité antifongique	Error! Bookmark not defined.
II.1. Identification de la souche fongique	Error! Bookmark not defined.
II.2. Evaluation d'activité antifongique	Error! Bookmark not defined.
II.2.1. Méthode de diffusion sur disque	Error! Bookmark not defined.
II.2.2. Méthode de diffusion sur puits	Error! Bookmark not defined.
Conclusion	52
Références bibliographiques	55
Annexes	I

Liste des figures

Figure 1: <i>Asparagopsis armata</i>	11
Figure 2: Ramification du thalle chez <i>Asparagopsis armata</i> .rc: rameaux courts, rl: rameaux longs, as: axes secondaires, ap: axe principal	12
Figure 3: Cycle de reproduction d' <i>Asparagopsis armata</i>	Error! Bookmark not defined.
Figure 4: Carte de répartition d' <i>A. armata</i>	Error! Bookmark not defined.
Figure 5: <i>Candida albicans</i> cellules analysées par microscopie électronique à balayage	19
Figure 6: La plage de Salamandre, Mostaganem.	22
Figure 7: Situation géographique de site de la plage.	22
Figure 8: Image montrant <i>Asparagopsis armata</i> après séchage.....	22
Figure 9: Aspect macroscopique de la levure <i>Candida albicans</i> AM16 (Culture de 24 h). ...	23
Figure 10: Macération, filtration et évaporation des solvants avec rotavapeur rotatif.....	24
Figure 11: Organigramme expliquant la partie expérimentale.....	244
Figure 12: Les valeurs des rendements obtenus pour chaque extrait.	32
Figure 13: La courbe d'étalonnage de l'acide gallique	Error! Bookmark not defined.
Figure 14: Courbe d'étalonnage de la quercétine	Error! Bookmark not defined.
Figure 15: Courbes représentant la variation du pourcentage d'inhibition % en fonction des extraits.	Error! Bookmark not defined.
Figure 16: Courbes représentant la variation du pourcentage d'inhibition % en fonction des concentrations des antioxydants des références.	40
Figure 17: Courbe représente la variation des absorbances à 593 nm en fonction de concentration mg/ml de l'acide ascorbique obtenue par le test de FRAP.....	Error! Bookmark not defined.
Figure 18: Développement du tube germinatif de <i>C. albicans</i> AM16 après une incubation de 3 heures à 37°C dans un sérum humain (x40).....	Error! Bookmark not defined.
Figure 19: Les résultats positifs du teste API <i>Candida</i> après incubation à 37 °C pendant 24 heures.	Error! Bookmark not defined.
Figure 20: Résultats d'activité anti- <i>Candida albicans</i> des extraits déterminés par la méthode des disques.....	Error! Bookmark not defined.
Figure 21: Histogramme présente la comparaison entre l'activité anti- <i>Candida albicans</i> des extraits et des antifongiques de référence.	Error! Bookmark not defined.
Figure 22: Résultats d'activité anti- <i>Candida albicans</i> des extraits déterminés par la méthode des puits.....	Error! Bookmark not defined.

Liste des tableaux

Tableau 1: Caractéristiques importantes des groupes d'algues.	4
Tableau 2: Diverses concentrations des extraits utilisées dans l'activité anti- <i>Candida albicans</i>	29
Tableau 3: Les rendements, couleur des différents extraits	32
Tableau 4: Les teneurs en phénols totaux des trois extraits	Error! Bookmark not defined.
Tableau 5: Les teneurs en flavonoïdes des trois extraits.....	Error! Bookmark not defined.
Tableau 6: les valeurs des IC50 des extraits et des antioxydants de référence.....	Error! Bookmark not defined.
Tableau 7: Résultats de test FRAP.....	Error! Bookmark not defined.
Tableau 8: Résultats de l'utilisation des sources de carbone par <i>Candida</i> sp.....	Error! Bookmark not defined.
Tableau 9: Diamètres des zones d'inhibition des extraits et des antifongiques de référence.	Error! Bookmark not defined.
Tableau 10: Diamètres des zones d'inhibition des extraits et des antifongiques de référence..	Error! Bookmark not defined.

Introduction

Les algues marines constituent la principale classe de végétation de mer et d'océan dans les nombreuses familles de *Thallophyta* (Sirbu *et al.*, 2006). Elles représentent en fait un vaste ensemble hétérogène d'embranchements qui sont très différents les uns des autres et qui partagent peu de caractéristiques communes (Bourgougnon et Gervois, 2021). Elles sont présentes dans tous les niveaux d'organisation évolutive, et jouent un rôle primordial au sein de l'environnement marin (Oumaskour *et al.*, 2013) et sont largement répandues le long des côtes de plusieurs continents (Manivannan *et al.*, 2011).

Depuis longtemps, les algues marines sont utilisées à des fins thérapeutiques. À l'exception de quelques rares principes actifs extraits d'algues et utilisés en pharmacie, l'intérêt scientifique pour ces organismes vitaux reste l'une des raisons des recherches en cours (Deslandes *et al.*, 2000). D'autre part, la côte méditerranéenne algérienne est un habitat exclusif pour un certain nombre d'espèces d'algues et l'analyse de ces espèces pourrait conduire à l'identification de nouveaux agents thérapeutiques contre des pathologies humaines telles que le cancer, l'obésité, le diabète, l'inflammation, les allergies ainsi que de nombreuses infections bactériennes et fongiques (Mellouk *et al.*, 2017).

À l'instar d'autres organismes photosynthétiques, les algues marines évoluent dans un milieu riche en lumière et en oxygène, propice à la formation de radicaux libres. En particulier, elles présentent peu ou pas de signes de stress oxydatif, ce qui laisse supposer l'existence de mécanismes de protection antioxydante performants, impliquant des enzymes spécifiques ainsi que des composés analogues à ceux isolés chez les plantes (Zubia *et al.*, 2007).

Une certaine attention a été portée à *Asparagopsis armata*, une algue rouge de la famille des Bonnemaisoniaceae (Pinto *et al.*, 2022), du fait de la diversité de ses métabolites secondaires, notamment les métabolites halogénés, les lipides, les polysaccharides sulfatés et les phénols (Félix *et al.*, 2021). Ces molécules pourraient conférer à l'espèce un potentiel d'ordre biologique non négligeable dans le cadre de la lutte contre le stress oxydatif et les infections microbiennes.

A plusieurs reprises, on a tenté d'évaluer le potentiel antioxydant d'*Asparagopsis armata*, notamment dans des travaux tels que ceux de Zubia *et al.*, (2007) qui s'intéressaient à la capacité d'espèces macroalgales, dont *A. armata*, à piéger des radicaux libres. D'autres travaux, notamment celui de Bouhleb *et al.* (2013), sont attachés à la teneur en composés phénoliques des algues rouges, suggérant ainsi la richesse potentielle de celles-ci en composés bioactifs naturels.

D'un autre côté, face à un nombre croissant de souches pathogènes résistantes à certains antifongiques conventionnels actuellement employés, dont *Candida albicans*, il est apparu

essentiel de rechercher et d'évaluer le potentiel d'alternatives naturelles à ces derniers. Comme le travail de Pinteus *et al.*, (2020) a démontré que les extraits d'algues marines, incluant *Asparagopsis armata*, sont en mesure d'exercer une activité antifongique, qui mérite d'être étudiée et éventuellement exploitée, dans le cadre du développement de nouveaux agents antimicrobiens d'origine naturelle.

En Algérie, l'intérêt pour la valorisation des algues marines est très récent comparé à celui de plusieurs autres pays, et les recherches sur leurs propriétés pharmacologiques représentent des pistes prometteuses de développement.

Dans ce contexte, le présent travail vise à évaluer l'activité antioxydante et anti-*Candida albicans* de trois extraits (méthanolique, dichlorométhanique, acétonique) de l'algue rouge *Asparagopsis armata* récoltée dans la wilaya de Mostaganem, au nord-ouest de l'Algérie. Ce travail s'articule autour de trois étapes principales. Tout d'abord, l'extraction des composés bioactifs suivie d'un dosage spectrophotométrique afin de quantifier certains métabolites secondaires tels que les phénols totaux, les flavonoïdes. Ensuite, l'évaluation de l'activité antioxydante des extraits par deux méthodes couramment utilisées : le test DPPH et le test FRAP. Enfin, l'évaluation de l'activité antifongique contre la souche pathogène *Candida albicans* AM16, par deux techniques : diffusion sur disque et diffusion sur puits.

Dans cette optique, le présent mémoire s'articule autour de trois chapitres principaux. Le premier chapitre est consacré à des généralités sur les algues marines, en mettant l'accent sur leurs propriétés biologiques, notamment leurs activités antioxydantes et antifongiques, ainsi qu'un aperçu de la souche fongique étudiée. Le deuxième chapitre décrit en détail le matériel utilisé et les méthodes expérimentales mises en œuvre au cours de ce travail. Enfin, le troisième chapitre présente les résultats obtenus, suivis d'une discussion approfondie. Ce travail se conclut par une synthèse des résultats, accompagnée de perspectives pour la future.

Chapitre I

Etude bibliographique

I. Généralités sur les algues marines

I.1. Définition

Habituellement, les algues sont reconnues comme des organismes qui ressemblent à des plantes, aquatiques et autotrophes, c'est-à-dire capables de réaliser la photosynthèse. Toutefois, elles ne possèdent pas de racines, tiges ou feuilles ni de tissus vasculaires, et présentent également des structures élémentaires pour la reproduction. Elles sont réparties dans le monde entier dans l'eau de mer, l'eau douce, le sol ou encore dans les eaux usées. En fonction de leur forme et dimension, les algues ont deux grandes catégories : les organismes unicellulaires microscopiques ou les colonies d'organismes multicellulaires (microalgues) et les organismes macroscopiques à plusieurs cellules (macroalgues) (Abo-Shady et al., 2023). Elles sont rangées dans diverses catégories en fonction de leurs pigments (Demoulin et Leymergie, 2009).

En 2012, la base de données en ligne des algues (AlgaeBase), a publié le nombre d'espèces d'algues décrites, y compris 33 260 espèces. À la date du 1er novembre 2023, AlgaeBase a dénombré 50 589 espèces d'algues (Guiry, 2024).

I.2. Classification des algues

Historiquement, les algues étaient classées parmi les plantes, mais les avancées en biologie moléculaire ont révélé qu'elles appartiennent à plusieurs groupes taxonomiques distincts. Leur classification repose sur des critères tels que les pigments photosynthétiques, la structure cellulaire, la composition de la paroi cellulaire et les données génétiques.

Tableau 1: Caractéristiques importantes des groupes d'algues (Demoulin et Leymergie, 2009).

Embranchement (Règne)	Nom commun	Nombre d'espèces	Pigments
Cyanophytes (Bactéries)	Algues bleues	15000 d'espèces	Chlorophylle (a) Allophycocyanines Phycocyanine Phycoérythrine Phycoérythrocyanine
Chlorophytes (Protistes)	Algues vertes	7500 d'espèces	Chlorophylle (a,b) Xanthophylles Carotene

Embranchement (Règne)	Nom commun	Nombre d'espèces	Pigments
Rhodophytes (plantes)	Algues rouges	3900 d'espèces	Chlorophylle (a,b) Xanthophylles Carotene Zéaxanthine Phycocyanine C Phycoérythrine
Ochrophytes (plantes)	Algues brunes	1500 d'espèces	Chlorophyllr (a,c) Carotene

I.2.1. Les Cyanophytes

Les algues bleues, Schizophytes ou Myxophytes sont désignées ainsi car elles ne possèdent ni noyau à membrane définie (procaryotes) ni chromatophores. Elles se présentent généralement sous forme de filaments fins. La cellule renferme de nombreux pigments, notamment la chlorophylle verte a et c, la phycocyanine bleu-vert et la phycoérythrine rouge (Iltis, 1980). Elles forment des colonies de taille, de forme et de couleur très variées (Garon-Lardièrre, 2004). Certaines espèces ne renferment que de la chlorophylle. Environ 15 000 espèces sont répertoriées, mais elles ne vivent que quelques semaines (Demoulin & Leymergie, 2009).

I.2.2. Les Chlorophycées

Les algues vertes constituent un groupe très diversifié avec plus de 5000 espèces, vivant principalement en eau douce, bien que certaines soient marines ou terrestres dans des environnements humides (Guiry, 2012).

Elles doivent leur couleur verte à la présence des chlorophylles a et b, qui leur permettent de réaliser la photosynthèse en produisant de l'oxygène et en fixant le dioxyde de carbone (Iltis, 1980). Les algues vertes renferment une valeur nutritionnelle élevée en raison de leur richesse en vitamines et en antioxydants, ce qui en fait une source précieuse de calcium et de protéines. Elles se démarquent également par leur puissant pouvoir gélifiant (Garon-Lardièrre, 2004 ; Laplace-Treyture *et al.*, 2014).

I.2.3. Les Rhodophytes

Les algues rouges, communément appelées Rhodophytes, forment un groupe diversifié. Elles sont principalement pluricellulaires et se multiplient en milieu marin. La couleur rouge de ces algues est due à la présence de phycoérythrine dans leurs plastes. Ce pigment se marie avec d'autres éléments, comme la chlorophylle a, qui est essentielle pour la photosynthèse, ainsi que la phycoyanine et l'allophycoyanine (Cabioc'h *et al.*, 1992). Les algues rouges présentent un intérêt économique et industriel important. Certains types sont consommés directement en tant qu'aliments, tandis que d'autres sont utilisés dans la fabrication de gélifiants tels que l'agar, ainsi que dans l'industrie des cosmétiques et comme additifs dans divers produits alimentaires (Le Gall, 2012).

I.2.4. Les Phéophycées

Les Phéophycées, ou algues brunes, se présentent exclusivement sous forme filamenteuse ou thalloïde, sans jamais être unicellulaires. Principalement marines, elles sont rares en eau douce. Leurs plastes bruns contiennent de la chlorophylle a et c, du β -carotène ainsi que des xanthophylles, principalement la fucoxanthine et la diatoxanthine. Contrairement à d'autres algues, elles ne produisent pas d'amidon ; leurs substances de réserve sont la laminarine et le mannitol. Leur reproduction s'effectue par des zoosporocystes uni- ou pluriloculaires (Iltis, 1980).

Les algues brunes sont largement utilisées dans divers domaines, notamment l'agriculture, l'alimentation, la pharmacie et la cosmétique (Fleurance, 2022).

I.3.Reproduction des algues

Chez les algues, il y a deux façons de reproduction : la reproduction asexuée (multiplication végétative). Cela implique la division d'une cellule isolée (cas des algues bleues) ou la fragmentation de thalle conduit à la formation de plusieurs organismes identiques, et la reproduction sexuée implique l'union de deux cellules reproductrices (Garon-Lardière, 2004 ; Laplace-Treyture *et al.*, 2014).

I.3.1. Reproduction asexuée

La reproduction asexuée, ou multiplication végétative, regroupe tous les phénomènes qui conduisent à l'émergence de nouveaux individus sans processus sexuel.

À travers des divisions selon Laplace-Treyture *et al.*, (2014) :

- Chez les procaryotes, la division cellulaire se fait par division et chez les eucaryotes, elle se fait par mitose. Les cellules filles obtenues ont une similitude morphologique et cytologique avec la cellule mère.
- Fragmentation simple du thalle, semblable à l'éclosion chez les cyanobactéries (hormogonies). Lorsque les conditions sont favorables, ces organes et cellules se multiplient pour former un nouvel individu.

I.3.2. Reproduction sexuée

Ce mode de reproduction, spécifiquement chez les eucaryotes, favorise un brassage chromosomique grâce à la fusion (gamie) de deux cellules spécialisées appelées gamètes. La planogamie est utilisée si les gamètes sont mobiles, l'isogamie est utilisée si les gamètes ont une structure identique (comme : *Ulothrix zonata*) ou l'anisogamie est utilisée dans le cas contraire (comme : *Ulva*) (Laplace-Treyture *et al.*, 2014).

I.4. Constituants essentiels des algues marines

1.4.1. Les métabolites primaires

1.4.1.1. Polysaccharides sulfatés (PS)

La richesse en polysaccharides des algues marines comestibles suscite un intérêt particulier en tant que bonnes sources de nutriments. Les PS non animaux proviennent principalement des algues marines, mais leur structure chimique diffère selon l'espèce d'algue. Il existe une variation de la quantité de PS dans les trois grandes divisions des algues marines, à savoir Chlorophyceae (algues vertes), Rhodophyceae (algues rouges) et Phaeophyceae (algues brunes). Dans les algues marines, on trouve principalement des PS tels que le fucoïdane et la laminarine des algues brunes, les carraghénanes des algues rouges et l'ulvane des algues vertes. La capacité antioxydante des PS est liée à leur structure, telle que le degré de sulfatation, le poids moléculaire, le type de sucre principal et la ramification glycosidique. Les PS de faible poids moléculaire ont démontré une activité antioxydante puissante, alors que les PS de poids moléculaire élevé en présentent moins. De plus, les PS provenant des algues marines sont considérés comme essentiels pour combattre les radicaux libres et les antioxydants afin de prévenir les dommages oxydatifs (Li et Kim, 2011).

I.4.1.2. Eléments minéraux

Les algues renferment une grande quantité de minéraux. Parfois, leur teneur en biomasse dépasse 40 % (Chojnacka *et al.*, 2012).

L'équilibre osmotique est préservé grâce à la capture de minéraux extérieurs dans la paroi cellulaire sans qu'ils ne pénètrent dans les cellules. La richesse minérale du milieu environnant joue un rôle clé dans leur concentration, qui peut atteindre jusqu'à 25% de la matière sèche chez certaines espèces. Les algues contiennent une grande diversité de minéraux comme l'iode, le magnésium, le potassium, le sodium, le calcium, le fer, l'aluminium, le manganèse, le phosphore, le soufre, le cuivre, le nickel, l'étain, le plomb, le zinc, etc (Floc'h et Leclerc, 2010).

I.4.1.3. Caroténoïdes

La présence de caroténoïdes dans les macroalgues est due à la présence de pigments liposolubles composés d'unités isoprènes. Dans certaines conditions environnementales, certaines espèces produisent beaucoup plus que ce qui est représenté en moyenne par 0,1% du poids sec de l'algue (Person, 2011). Il existe deux catégories de caroténoïdes : les carotènes et les xanthophylles. La présence des caroténoïdes principaux dans les algues rouges inclut le β -carotène, la lutéine et la zéaxanthine. Les algues vertes sont principalement composées de violaxanthine et de néoxanthine, tandis que les algues brunes ont principalement recours à la fucoxanthine. Des recherches récentes ont prouvé les effets antioxydants des caroténoïdes extraits des algues marines (Lordan *et al.*, 2011).

I.4.1.4. Vitamines

Les algues ont une composition vitaminique intègre, malgré les variations saisonnières importantes. Il est bien repéré que toutes les vitamines sont présentes. La vitamine B12 est principalement présente dans les algues, contrairement aux plantes terrestres qui en sont entièrement pourvues (Marfaing et Lerat, 2007).

En tant que source de vitamines hydrosolubles (B1, B2, B12, C) et liposolubles (vitamines A, vitamines E, D et K), les algues constituent un excellent choix. Les caroténoïdes (β -carotène) et la vitamine C, ainsi que les vitamines B1 (thiamine) et B3 (niacine), ont des propriétés antioxydantes. La teneur en vitamines peut varier en fonction des espèces algales, du stade de croissance, de la zone géographique et de divers paramètres abiotiques comme la salinité et la saisonnalité, la disponibilité de la lumière et de la température de l'eau (Bourgougnon et Gervois, 2021).

I.4.1.5. Protéines

Les algues marines renferment des protéines de manière variable. Une microalgue comme la spiruline peut contenir jusqu'à 70 % de la matière sèche. La fraction protéique de certaines espèces d'algues rouges, qui représente 30 à 40 % de la matière sèche, est comparable à celle des légumineuses du point de vue quantitatif (Fleurence et Kaas, 1999). La présence de protéines est indispensable à toutes les formes de vie. Leur rôle inclut le transport d'ions, l'adhérence aux cellules, l'assistance aux réactions biochimiques cellulaires et la détoxification des cellules. En outre, lorsqu'il s'agit de pathogènes ou de blessures, les protéines des parois peuvent jouer un rôle dans la protection de l'algue (Garon-Lardièrre, 2004).

I.4.1.6. Lipides et dérivés

Les algues ont une teneur en lipides très faible, qui varie de 1 à 5 % de la matière sèche. Les algues renferment une grande quantité d'acides gras essentiels, notamment les acides oméga 3 et oméga 6, qui ont des niveaux significativement plus élevés et agissent comme des antioxydants puissants (Holdt and Kraan, 2011).

Les algues sont une ressource précieuse pour obtenir une grande variété de lipides complexes, avec diverses utilisations potentielles. On sait que les composés lipidiques provenant des algues sont bénéfiques pour prévenir les maladies cardiovasculaires et l'arthrose (Khotimchenko, 1999 ; Mendis et Kim, 2011).

Les acides gras saturés et monoinsaturés sont les principaux constituants des lipides des algues marines. Néanmoins, il est possible que de nombreuses algues accumulent des acides gras polyinsaturés (AGPI) à longue chaîne (Khozin-Goldberg et Boussiba, 2011).

I.4.1.7. Fibres

Les algues fournissent une grande quantité de fibres qui facilitent le transit intestinal. Sept algues marines ont des teneurs en fibres alimentaires solubles et insolubles. Ces algues sont extrêmement abondantes en fibres alimentaires, avec une teneur totale variant entre 32,7 et 74,6 % (en poids sec), dont 51,6 à 85 % sont dissoutes dans l'eau. Les algues marines sont une excellente source de fibres, offrant une grande diversité chimique, physico-chimique et rhéologique, ce qui peut être avantageux en matière de nutrition (Lahaye, 1991).

I.4.2. Les métabolites secondaires

Les métabolites secondaires sont des composés organiques qui ne jouent pas un rôle direct dans les processus métaboliques essentiels des cellules vivantes. Chez les plantes, ils

englobent des milliers de molécules distinctes présentes en faible concentration. Ces métabolites se répartissent en plusieurs catégories principales, notamment les terpènes (ou isoprénoïdes), les composés phénoliques tels que les acides phénoliques, les tanins et les flavonoïdes, ainsi que les composés azotés (Fang *et al.*, 2011).

I.4.2.1. Les composés phénoliques

Les composés phénoliques, également désignés par le terme polyphénols, sont des métabolites secondaires avec un cycle aromatique auquel sont attachés des groupements hydroxyles, qu'ils soient présents sous forme libre ou liés à un glucide (Boizot & Charpentier, 2006). Les algues marines contiennent majoritairement des polyphénols algaux, également appelés phlorotannins. Ces composés forment un groupe de molécules très hétérogène en termes de structure et de degré de polymérisation, ce qui leur confère une large gamme d'activités biologiques potentielles. Les concentrations les plus élevées de phlorotannins se trouvent dans les algues brunes, où elles représentent entre 5 et 15 % du poids sec. Par ailleurs, des études *in vitro* ont mis en évidence l'activité antioxydante des extraits de polyphénols issus des algues brunes et rouges (Marfaing & Lerat, 2007).

I.4.2.2. Les flavonoïdes

Les flavonoïdes sont des composés polyphénoliques largement répandus dans le règne végétal. Ils sont constitués d'un squelette de base en benzo- γ -pyrone, comprenant deux cycles benzéniques (A et B) reliés par un hétérocycle oxygéné. En fonction des substituants et du degré de saturation de cet hétérocycle, ils se divisent en plusieurs sous-groupes, tels que les flavones, flavonols, flavanones et isoflavones (Ghedira, 2005). Ces composés naturels jouent un rôle clé en tant qu'antioxydants, régulateurs enzymatiques et protecteurs vasculaires (Ben Abdallah *et al.*, 2020), tout en contribuant à la coloration des plantes (Ghedira, 2005).

Les flavonoïdes sont des composés naturels présents chez de nombreuses algues, aussi bien microalgues (comme la spiruline, la chlorelle ou *Dunaliella*) que macroalgues (comme certaines algues rouges et brunes). Leur production augmente lorsque les algues sont exposées à des conditions de stress, comme une forte salinité, la présence de métaux lourds ou un manque d'azote. Ces situations stimulent la synthèse de flavonoïdes tels que la quercétine, la rutine, le kaempférol, la catéchine ou encore la naringénine. Ces molécules ont plusieurs rôles : elles protègent les cellules des algues, agissent comme antioxydants, et montrent un potentiel contre certaines maladies. Grâce à leur richesse en flavonoïdes, les algues suscitent un grand intérêt

pour leurs applications en santé, en cosmétique et en biotechnologie (Ferdous et Balia Yusof, 2021)

I.4.2.3 Les tannins

Les tanins, à l'instar de tous les polyphénols, sont des composés non azotés qui possèdent des cycles aromatiques portant une ou plusieurs fonctions hydroxyles libres ou non (Bruneton, 1987).

Sont des polyphénols solubles dans l'eau dont la masse molaire varie entre 500 et 3 000 g/mol. Ils possèdent, en plus des réactions habituelles des phénols, la capacité de précipiter les alcaloïdes, la gélatine et d'autres protéines (Zimmer & Cordesse, 1996).

Les tanins des algues, en particulier ceux des algues brunes, se retrouvent sous forme de phlorotanins pouvant atteindre jusqu'à 15 % du poids sec (Targett et Arnold, 1998 ; Zitouni, 2015). Ce sont des phénols spécifiques. Ils interviennent dans la défense des algues contre les herbivores, les pathogènes et le stress environnemental (Wijesekara *et al.*, 2011).

I.5. Caractéristiques générales sur l'algue rouge *Asparagopsis armata*

Asparagopsis appartient au groupe des Rhodophyta, qui regroupe les algues rouges. Elle semble être une espèce qui se trouve dans les régions tempérées. L'Australie, la Tasmanie et la Nouvelle-Zélande abritent l'*Asparagopsis armata*, une espèce endémique qui a été introduite dans l'Atlantique et la Méditerranée dans les années 1920. En 1923, l'Algérie a signalé la première occurrence d'*Asparagopsis armata* (Feldmann et Feldmann, 1942). Actuellement, cette algue a réussi à s'installer en grande partie sur les côtes de l'Atlantique et de la Méditerranée (Pacios *et al.*, 2011). Elle se forme spontanément entre la surface de l'eau et 10 mètres de profondeur, dans des zones légèrement envahies par les vagues (Jegaden *et al.*, 2006).



Figure 1: *Asparagopsis armata*. (Neto, 2020)

I.5.1. Description

L'algue rouge *Asparagopsis armata* possède un thalle formant des touffes d'un rose carmin, de 15 à 30 cm de long, souvent disposées en forme presque pyramidale. Ce thalle est constitué de filaments fixés sur un stolon cylindrique, comportant un axe principal autour duquel s'alignent divers rameaux selon quatre rangs (Garon-Lardière, 2004 ; Bouzidi, 2009).

Ces rameaux sont de plusieurs types. Certains sont longs, à croissance indéterminée, issus d'une cellule apicale initiale formant un filament axial creux entouré d'un cortex cellulaire dense. D'autres, sont plus courts, appelés brachyblastes, à croissance limitée, constitués d'une file de cellules centrée autour d'une cellule étroite et entourée de trois cellules péricentrales alternées (Garon-Lardière, 2004 ; Bouzidi, 2009).

Enfin, on retrouve des rameaux épineux en forme de harpon, également à croissance limitée, situés à la base des axes secondaires. Ces derniers sont munis de soies épineuses incurvées, se cassent facilement et s'accrochent aux algues avoisinantes lorsqu'ils sont transportés par les courants marins, contribuant ainsi à la dissémination de l'espèce par un véritable mécanisme de bouturage. La structure du thalle est uniaxiale, avec une cavité centrale contenant une cellule axiale entourée d'un manchon cortical dense (Garon-Lardière, 2004 ; Bouzidi, 2009).

La ramification des rameaux longs provient du cloisonnement oblique des cellules axiales, générant des cellules périaxiales opposées qui peuvent donner naissance à de nouveaux rameaux longs ou à des rameaux courts. (Garon-Lardière, 2004 ; Bouzidi, 2009).

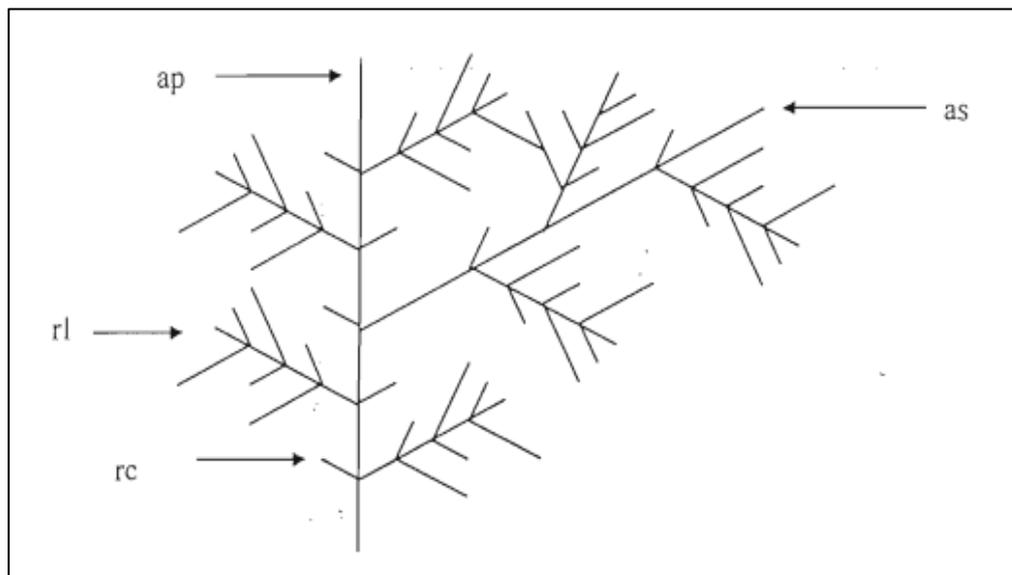


Figure 2: Ramification du thalle chez *Asparagopsis armata* .rc: rameaux courts, rl: rameaux longs, as: axes secondaires, ap: axe principal (Garon-Lardière, 2004).

I.5.2. Taxonomie

Harvey (Harvey, 1855) a identifié *Asparagopsis armata* comme une algue rouge marine pluricellulaire, avec une taxonomie complète (Garon-Lardière, 2004).

- Division : Rhodophyta
- Classe : Rhodophyceae
- Sous-classe : Florideophyceae
- Ordre : Bonnemaisoniales
- Famille : Bonnemaisoniaceae
- Genre : *Asparagopsis*
- Espèce : *Asparagopsis armata*

I.5.3. Cycle de reproduction

La reproduction chez *Asparagopsis* se fait selon un cycle trigénétique (alternance de trois générations). Dans la première génération, la reproduction sexuée se produit et se manifeste sous forme de gamétophytes avec n chromosomes (haploïdes). Le gamète femelle est maintenu en contact avec le gamétophyte, et l'œuf issu de la fécondation entraîne, sur le gamétophyte porteur, une génération parasite à développement qui diminue le carposporophyte (Cabioc'h *et al.*, 1992). La troisième génération, ou tétrasporophyte, diploïde, sera formée par ce carposporophyte à $2n$ chromosomes qui produira des spores (tétraspores) dont la croissance produira à nouveau des gamétophytes. La phase gamétophyte d'*Asparagopsis* est représentée par l'algue *Asparagopsis armata* tandis que *Falkenbergia rufonulosa* est le stade tétrasporophyte de cette algue (Garon-Lardière, 2004).

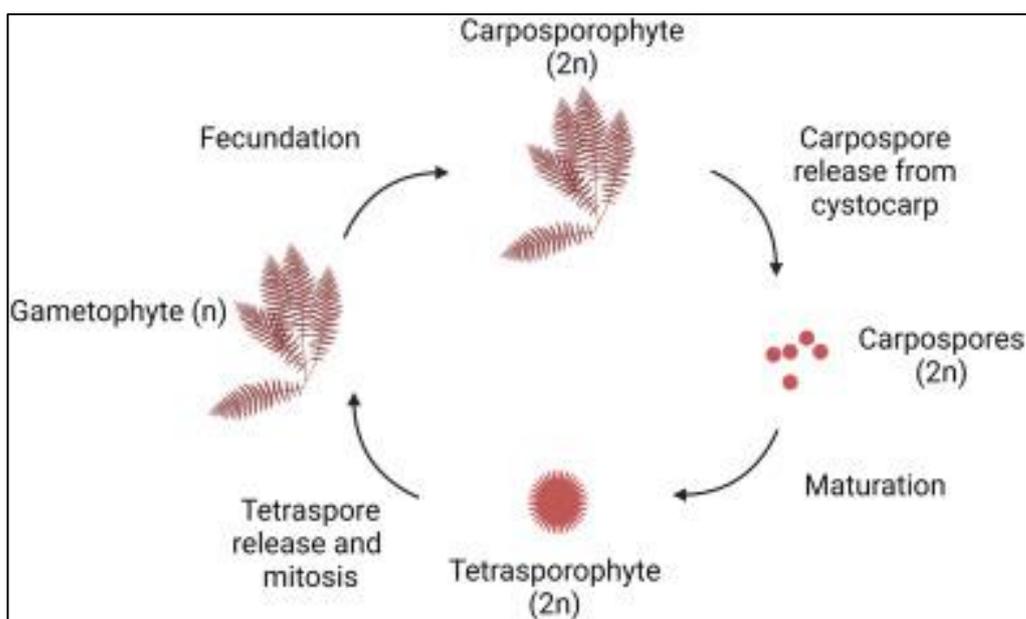


Figure 3: Cycle de reproduction d'*Asparagopsis armata*. (Hutchings, 2024)

I.5.4. Répartition de l'espèce

Asparagopsis armata est considérée comme envahissante en raison de sa capacité à se répandre rapidement dans les environnements qu'elle envahit, occupant d'énormes surfaces (fig. 3), substituant les espèces indigènes et entraînant une modification importante de la composition des écosystèmes. Elle se situe de la zone intertidale jusqu'aux zones subtidales peu profondes, sur les rochers ou en tant qu'épiphyte, créant de denses ceintures végétales le long des côtes ouvertes (Silva *et al.*, 2021).

Toutefois, la capacité de cette espèce à se répandre grâce aux courants marins, durant sa phase de tetrasporophyte (*Falkenbergia rufolanosa*), indique que la structure du littoral et les courants environnants pourraient être des facteurs significatifs dans l'établissement de sa répartition à l'échelle locale (km) (Martins *et al.*, 2019).

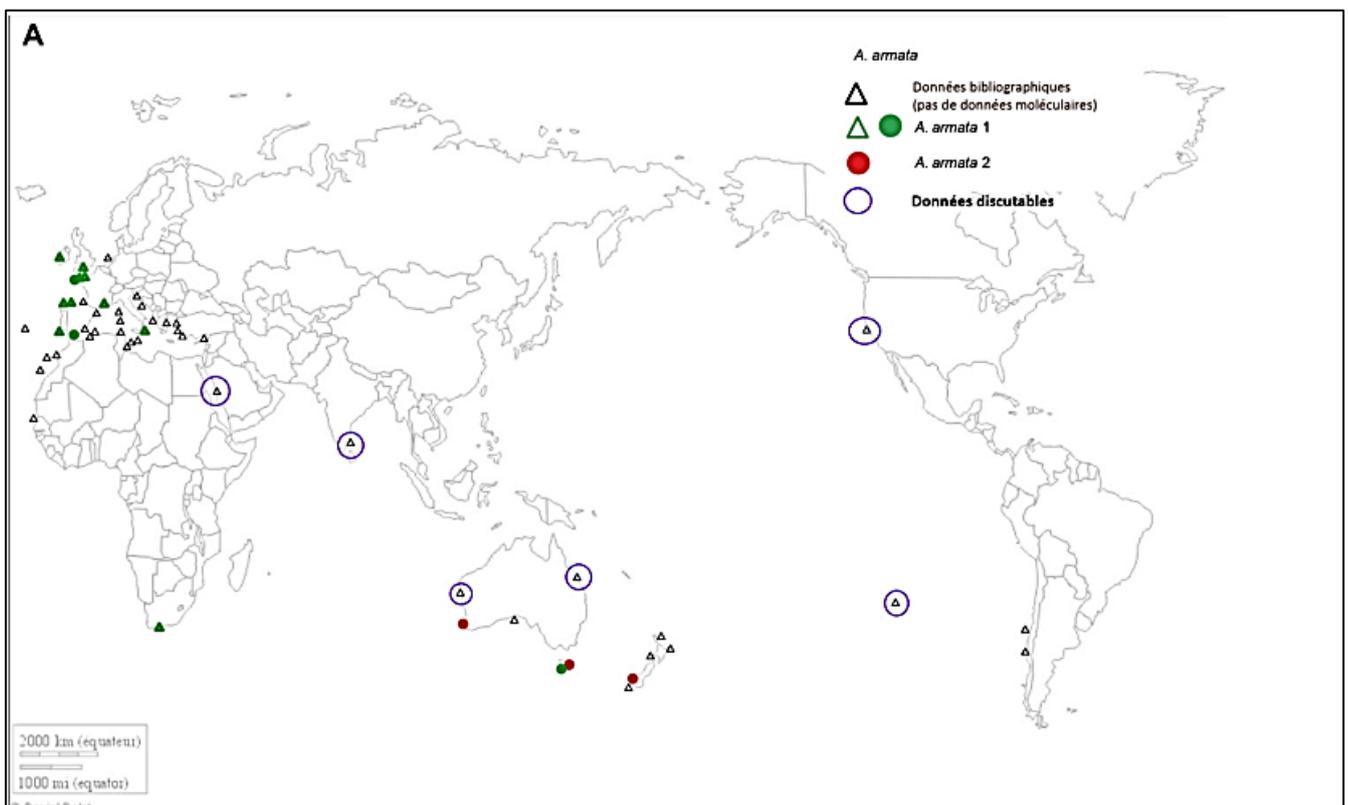


Figure 4: Carte de répartition géographique d'*A. armata* (Dijoux, 2014).

I.5.6. Utilisation d'*Asparagopsis armata*

Asparagopsis armata présente un intérêt biotechnologique significatif grâce à ses composés bioactifs aux propriétés antifouling, antimicrobiennes et antitumorales, ce qui se traduit par des applications dans des industries telles que la pharmaceutique et le marine. Également, son utilisation comme ingrédient nutraceutique dans l'agroalimentaire est étudiée,

tout comme son rôle dans la bioremédiation pour les industries environnementales. De plus, son potentiel établi dans la réduction des émissions de méthane du bétail via la production de bromoforme est pertinent pour l'industrie de l'alimentation animale (Pinteus *et al.*, 2018).

Les polysaccharides structuraux les plus répandus chez *A. armata* sont les agars et les carraghénanes, le premier étant à l'origine de la production d'agarooligosaccharides qui possèdent des propriétés antioxydantes, tandis que les carraghénanes ont la capacité de former des gels thermoreversibles. Ces caractéristiques peuvent être bénéfiques dans l'industrie cosmétique en tant que stabilisateurs d'émulsion, agents filmogènes et conditionneurs pour les cheveux. Elle possède aussi des caractéristiques anti-inflammatoires qui pourraient en faire des composants bénéfiques pour des affections cutanées telles que la dermatite et l'acné (Matos *et al.*, 2024).

II. Activités biologiques des algues

II.1. Activité antioxydante

II.1.1. Les antioxydants

Un antioxydant a été défini comme toute substance qui retarde ou empêche fortement l'oxydation d'un substrat oxydable même à des concentrations faibles (Halliwell et Gutteridge, 1995). Ils doivent être en mesure de fournir un électron et/ou un atome d'hydrogène, et de prévenir ou retarder la dégradation d'un substrat oxydable. Ils ont la capacité d'agir de différentes manières : en chélant les métaux pour prévenir la formation de radicaux libres, en piégeant les radicaux libres, utilisé comme un briseur de chaîne pour arrêter la propagation des radicaux libres, faisant partie du réseau antioxydant redox et/ou contrôlant l'expression génique (Surh et Packer, 2005).

En fonction de la source, on peut classer les antioxydants en deux grandes catégories : les antioxydants naturels et synthétiques.

- **Antioxydants naturels**

Les antioxydants naturels sont produits dans le corps humain par des processus métaboliques ou proviennent d'autres sources naturelles, et leur fonctionnement est fortement influencé par leurs propriétés physiques et chimiques ainsi que par leur mécanisme d'action. Il existe deux catégories d'antioxydants : les antioxydants enzymatiques et les antioxydants non enzymatiques (Mamta *et al.*, 2014).

Les vitamines C, l'ascorbate, les vitamines E, les polyphénols et les bioflavonoïdes (substances actives en redox qui peuvent être oxydées et réduites) sont les principaux antioxydants naturels provenant des sources alimentaires. De plus, les caroténoïdes agissent comme des pièges contre les radicaux libres. Parmi les bio-facteurs clés de la défense antioxydante, on retrouve l'acide alpha-lipoïque et la coenzyme Q10. Il y a aussi des métaux nutritionnels tels que le sélénium et le cuivre, qui jouent un rôle crucial dans l'activité antioxydante des enzymes. En plus d'autres enzymes, notamment les superoxydes dismutases et les catalases (Surh et Packer, 2005).

- **Antioxydants synthétiques**

Les antioxydants synthétiques sont fabriqués de manière artificielle ou synthétisés en utilisant diverses méthodes. Dans l'ensemble, ce sont principalement des composés polyphénoliques qui attrapent les radicaux libres et bloquent les réactions en chaîne. Il est courant que les dérivés polyphénoliques aient plus d'un groupe hydroxyle ou méthoxy. Il a été rapporté que la quinine éthoxy est le seul composé hétérocyclique qui contient de l'azote, ce qui a conduit à son utilisation comme antioxydant dans les aliments, en particulier dans les aliments pour animaux (Shahidi, 2005).

Ces composés synthétiques, qui ont une activité antioxydante, sont fréquemment employés dans les médicaments, les cosmétiques et dans le but de stabiliser les graisses, les lipides dans les aliments et les huiles (Gupta et Sharma, 2006).

Parmi les antioxydants principaux, on retrouve le butylhydroxyanisole (BHA), le butylhydroxytoluène (BHT) et l'acide éthylènediaminetétraacétique (EDTA) (Hamid *et al.*, 2010).

Les composés phénoliques sont des composants bioactifs majeurs qui ont été déterminés dans les extraits de différentes algues (Gheda *et al.*, 2021) et se sont avérés exercer des activités antioxydantes importantes. En outre, l'extrait éthanolique de l'algue brune *Taonia atomaria* a enregistré le potentiel antioxydant le plus élevé selon divers essais testés (El-Sheekh *et al.*, 2021).

II.1.2. Activité antioxydante *in vitro*

Il est crucial de comprendre les principes, les bénéfices et les contraintes des techniques de mesure afin de sélectionner correctement la ou les méthodes qui permettent une évaluation fiable du potentiel antioxydant dans les usages envisagés. Afin d'évaluer ce potentiel, diverses méthodes ont été élaborées, classées en deux principales catégories selon le processus de

réaction : celles qui reposent sur le transfert d'atome d'hydrogène (HAT) et celles qui sont basées sur le transfert d'électron (SET). Parmi les techniques fréquemment employées, on peut citer : le pouvoir antioxydant de réduction du fer (FRAP), le piégeage du radical 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl (DPPH), le DMPD (technique du balayage du radical cation N,N-diméthylphénylène-diamine), l'ORAC (Capacité d'absorption du radical de l'oxygène), la Capacité antioxydante équivalente au Trolox (ABTS ou TEAC), TRAP (Paramètre du piégeage des radicaux totaux) et le TOSC (Capacité de neutralisation des radicaux oxygénés). Ces techniques sont employées pour mesurer l'efficacité des antioxydants naturels ou artificiels et sont couramment utilisées dans les secteurs pharmaceutique, agroalimentaire et cosmétique (LAKSIR, 2023).

II.2. Activité antifongique

En raison de leur importance en pharmacologie et en médecine, les algues marines font l'objet d'une exploitation industrielle importante. Malgré les progrès importants, la quantité d'antifongiques disponibles reste limitée à un petit nombre de produits, contrairement à un grand nombre d'antibactérienne (Anofel, 2007). Parmi les substances antifongiques actuelles disponibles sur le marché, il y a les polyènes (amphotéricine B), les pyrimidines analogues (5-fluorocytosine) et les dérivés azolés (fluconazole, itraconazole, voriconazole et posaconazole) et en dernier lieu, les échinocandines (caspofongine) (Fisher *et al.*, 2011).

Les algues renferment des composés antifongiques actifs, souvent étudiés pour leur potentiel thérapeutique. Les algues brunes (*Laminaria digitata* et *Undaria pinnatifida*) ont complètement inhibé la croissance des mycéliums et la germination conique de *Botrytis cinerea* et *Monilinia laxa* à la dose la plus élevée testée et ont fortement réduit celles de *Penicillium digitatum* (De Corato *et al.*, 2017).

L'analyse effectuée par Musbah *et al.* (2019), a démontré que l'extrait méthanolique d'algues vertes (*Ulva lactuca*) possédait la plus grande activité contre toutes les espèces de *Candida* orales testées, à savoir *Candida albicans*, *C. tropicalis*, *C. krusei* et *C. glabrata*. *Phaeophyta*, *Rhodophyta* et les algues bleues suivent, ayant des effets semblables contre l'espèce de *Candida orale* testée.

II.3. La levure *Candida albicans*

La levure *Candida albicans* est un champignon des muqueuses de l'homme très fréquemment impliqué dans les infections humaines (Thierry, 2009). En général, il est

considéré comme inoffensif et se trouve dans la bouche, l'appareil génital, le tube digestif et sur la peau. (Pazos *et al.*, 2006).

II.3.1. Taxonomie

Le genre *Candida* est un champignon de type micromycète de la classe des champignons imparfaits (deutéromycètes) et appartient au règne eucaryote, dans le phylum des Ascomycètes et le sous-phylum des Saccharomycotina, la classe des Saccharomycètes, l'ordre des Saccharomycétales et sous-groupe des Saccharomycétales mitosporiques (Buffo et Herman, 1984).

Règne : Fungi

Division : Ascomycettes

Classe : Saccharomycettes

Ordre : Saccharomycétales

Famille : Cryptococoidae

Genre : *Candida*

Espèce : *albicans*

II.3.2. Morphologie

Candida albicans est une levure non encapsulée, dépourvue de pigment et aérobique facultatif. Cette levure diploïde, qui possède une distribution génétique sur huit chromosomes, se multiplie asexuellement en bourgeonnant à partir d'une cellule parentale (le blastospore), créant ainsi des colonies de couleur crème blanche.

Morphologiquement, cette levure a une taille variant de 3 à 15 µm et présente un polymorphisme observable tant *in vitro* qu'*in vivo*. Effectivement, divers facteurs comme le pH, la température ou la qualité du milieu de culture ont un impact sur l'apparence morphologique de *Candida albicans*.

- La structure en forme de blastospore, qui est ronde ou ovale, a une taille de 2 à 4 µm et peut parfois présenter un bourgeon en développement.
- La configuration pseudomycelium, qui peut atteindre 500 à 600 µm de longueur et 3 à 5 µm de largeur, est constituée d'une juxtaposition de cellules assemblées pour imiter un filament mycélien.
- Le mycélium véritable, un champignon filamenteux propre à l'espèce *Candida albicans*, où la transformation d'une levure en filament mycélien s'effectue via une structure dénommée le tube germinatif.

Candida albicans peut également former des chlamydospores lorsqu'il est confronté à des conditions environnementales extrêmes en termes de milieu et de température, qu'elles soient terminales ou latérales arrondies (Lagane, 2007).

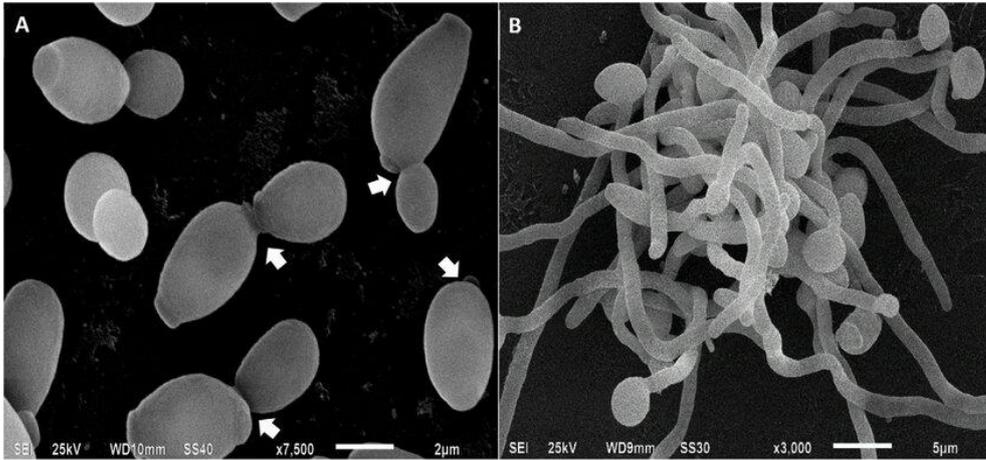


Figure 5: *Candida albicans* cellules analysées par microscopie électronique à balayage. Dans (A), les levures sont en processus de bourgeonnement, les flèches indiquent le site de la division cellulaire entre la cellule mère et la cellule fille. Dans (B), mycélium *C. albicans*, impliqué dans l'invasion tissulaire lors du processus infectieux. (Macias-Paz et al., 2023)

II.3.3. Pathogénicité

Les infections cutanées et muqueuses peuvent apparaître aussi bien chez les personnes en bonne santé que chez les personnes immunodéprimées. Les candidoses cutanées se localisent principalement dans les zones où la sudation est importante, tels que l'aîne, les aisselles et les espaces interdigitaux, ainsi que dans les zones lésées ou brûlées. Les espèces candidiennes peuvent également provoquer des infections des muqueuses, notamment à l'intérieur de la bouche, la muqueuse vaginale et l'œsophage. La forme la plus souvent rencontrée de candidose buccale est le muguet, qui atteint principalement les enfants nouveau-nés, les personnes recevant une antibiothérapie à large spectre et les individus immunodéprimés, notamment les malades du sida. Les candidoses génitales comme les vulvo-vaginites sont très fréquentes et dans 80 % des cas dues à *Candida albicans* (Thierry, 2009).

II.4. Les antifongiques

Les antifongiques, médicaments destinés à inhiber les champignons pathogènes responsables des mycoses en mycologie médicale sont des molécules fongicides qui détruisent le champignon pathogène, fongistatiques qui freinent sa croissance jusqu'à son élimination à travers un renouvellement tissulaire. La plupart des antifongiques utilisés sont des fongistatiques (Chabasse *et al.*, 1999).

II.4.1. Les antifongiques naturels

- **Antifongiques polyéniques**

Les antifongiques polyéniques sont des molécules de la classe des polyènes, contenant plus de 200 membres isolés, principalement à partir de bactéries appartenant au genre *Streptomyces*. Trois d'entre elles sont suffisamment peu toxiques pour une utilisation clinique : l'amphotéricine B, la nystatine et la natamycine (Vandeputte, 2008).

- **Antifongiques non polyéniques**

Les antifongiques non polyéniques se répartissent en différentes classes se distinguant par leurs structures chimiques diverses, comprenant des glucides (validamycine, kasugamycine), des quinones (nanaomycines), des polypeptides (cyclosporine A), des hétérocycles azotés (tunicamycine, blasticidine S, polyoxines), des polyéthers (nigéricine, nonensine), des composés alicycliques (cycloheximide) et des d'hétérocycles azotés (griséofulvine). Les antifongiques commercialisés comprennent : la griséofulvine, la flucytosine, les échinocandines, les pneumocandines, les pradimicines et les bénanomycines (Dupont, 2006).

II.4.2. Les antifongiques de synthèse chimique

Une part importante des molécules de synthèse est employée en fongithérapie humaine et vétérinaire, parmi lesquelles les quinolones, les allylamines et leurs dérivés, l'amorolfine, la tolnaftate, les thiocarbamates, la flucytosine, le ciclopirox, ainsi que les azolés, les conazoles, les dérivés de l'imidazole et du triazole (Desroy, 2004 ; Sangamwar *et al.*, 2008).

Chapitre II

Matériel et méthodes

I. Matériel biologique

I.1. Algue étudiée et la zone d'échantillonnage

L'algue rouge de l'espèce *Asparagopsis armata* a été prélevée à une profondeur d'environ 50 cm, au niveau de la plage Salamandre, dans la wilaya de Mostaganem (voir figures 6 et 7). Les échantillons ont ensuite été séchés à température ambiante, à l'abri de la lumière.

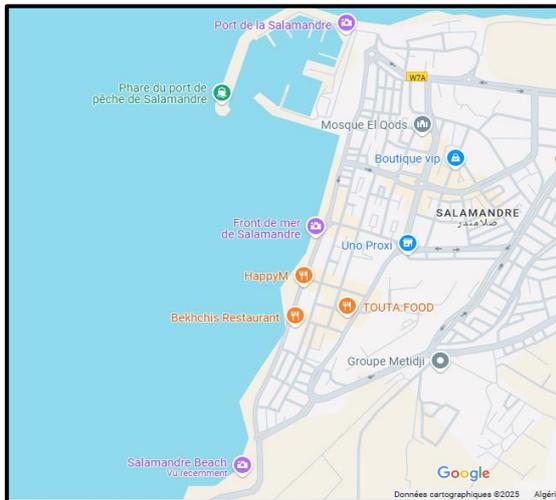


Figure 7: Situation géographique de site de la plage (Google map, 2025).



Figure 6: La plage de Salamandre, Mostaganem.



Figure 8: Image montrant *Asparagopsis armata* après séchage.

I.2. Le germe cible

L'étude a porté sur l'innocuité des extraits d'algue marine rouge *Asparagopsis armata* par rapport à la levure de *Candida albicans*. Cette souche provient du laboratoire d'analyse Elsalam, à Ghardaia. Elle est conservée à 4°C dans des tubes à base de gélose Sabouraud.



Figure 9: Aspect macroscopique de la levure *Candida albicans* AM16 (Culture de 24 h).

II. Méthodes expérimentales

II.1. Traitement d'échantillon

Les algues sont d'abord récoltées à la main puis rincées à l'eau de mer pour éliminer les épiphytes, les nématodes et autres matières en suspension. Au laboratoire, elles sont triées pour retirer les débris, les petits coquillages, et autres espèces. Les crampons sont ensuite arrachés, puis les algues sont découpées en petits morceaux avant de sécher à température ambiante, à l'abri de la lumière. Une fois sèches, les échantillons sont broyés à l'aide d'un broyeur électrique et stockés à l'abri de lumière jusqu'à l'utilisation.

II.2. Préparation de l'extrait

Dans un flacon en verre contenant 100 ml de chaque solvant (dichlorométhane, méthanol, acétone), on intègre 10 g de poudre d'algue. Le contenu du flacon est soumis à une agitation à température ambiante pendant 24 heures, puis à une filtration. Ensuite évaporation à l'aide d'un rotavapeur rotatif de type Heidolph Hei-VAP réglé à une température entre 40 et 45 °C. Les résidus ont été collectés et stockés à 4°C, dans des flacons en verre scellés hermétiquement.

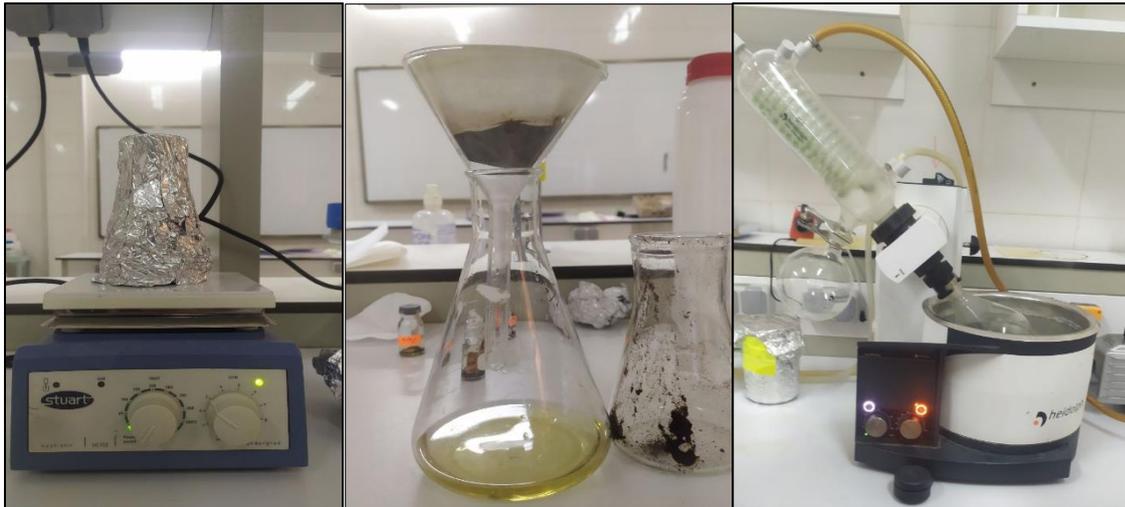


Figure 10: Macération, filtration et évaporation des solvants avec rotavapeur rotatif.

Les différentes étapes de notre expérimentation sont représentées dans la figure 11 :

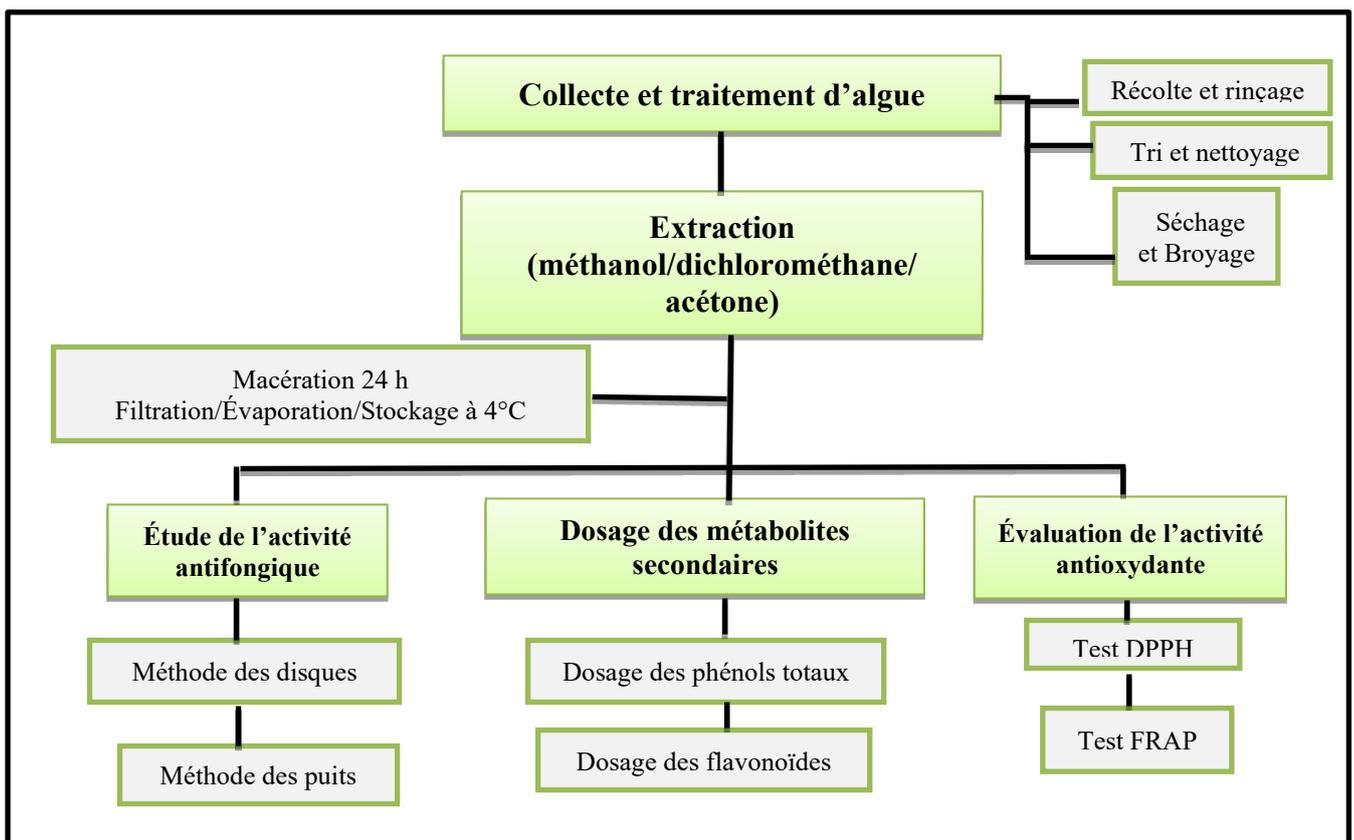


Figure 11: Organigramme expliquant la partie expérimentale.

II.3. Calcule du rendement

Le rendement des extraits a été évalué à l'aide de la formule suivante :

$$T = P1 / P2 \times 100$$

Où :

- **T** : Rendement de l'extrait (%)
- **P1** : masse de l'extrait (g)
- **P2** : masse de la plante (g)

II.4. Dosage des métabolites secondaires

II.4.1. Dosage des phénols totaux

- **Principe**

La méthode de Folin-Ciocalteu (MFC) se base sur la réduction d'un complexe phosphowolframate-phosphomolybdate par des composés phénoliques (Singleton *et al.*, 1999). Cela donne lieu à la formation d'un complexe bleu qui accompagne l'oxydation des composés phénoliques et qui est stabilisé par l'intégration de carbonate de sodium (Na_2CO_3).

La mesure des phénols totaux se réalise en confrontant l'absorbance observée à celle obtenue grâce à un étalon d'acide gallique de concentration définie (Dif *et al.*, 2015).

- **Protocole**

Une courbe d'étalonnage de l'acide gallique a été obtenue en préparant une série de solutions diluées. Pour chaque dilution, un volume de 100 μl a été prélevé et mélangé à 500 μl de réactif de Folin-Ciocalteu, préalablement dilué à 1/10. Après un temps de réaction de deux minutes, 2 ml d'une solution de carbonate de sodium (Na_2CO_3) à 2 % en masse/volume ont été ajoutés. Les mélanges ont ensuite été incubés à l'abri de la lumière pendant 30 minutes afin de permettre le développement complet de la réaction. L'absorbance est déterminée à 760 nm en utilisant un spectrophotomètre UV-visible contre un blanc.

II.4.2. Dosage des flavonoïdes

- **Principe**

L'évaluation des flavonoïdes a été effectuée grâce à une technique qui s'appuie sur la création d'un complexe stable entre le chlorure d'aluminium et les atomes d'oxygène présents aux carbones 4 et 5 des flavonoïdes (Ali-Rachedi *et al.*, 2018).

- **Protocole**

Des solutions diluées ont été élaborées à partir d'une solution de quercétine en méthanol. 1 ml de chaque solution diluée ou extrait dilué est combiné avec 1 ml de trichlorure d'aluminium (AlCl₃) à 2% (m/v). Par la suite, les mélanges ont été conservés à l'obscurité pendant un quart d'heure à température ambiante. L'absorbance de chaque solution a été mesurée en utilisant un spectrophotomètre, à une longueur d'onde de 430 nm contre un blanc.

La mesure de la concentration de flavonoïdes s'est faite en fonction d'une courbe d'étalonnage linéaire par la quercétine à différentes concentrations, et dans les mêmes conditions expérimentales que celles utilisées pour l'échantillon.

II.5. Évaluation de l'activité antioxydante

L'évaluation du pouvoir antioxydant de nos extraits (méthanolique, dichlorométhanique et acétonique) a été réalisée grâce à deux tests chimiques : le test DPPH (1,1-diphényl-2-picrylhydrazyl) et le test FRAP (Pouvoir antioxydant de réduction du fer). Le test DPPH a servi à apprécier la capacité à piéger des radicaux libres, alors que le test FRAP a servi à mesurer la capacité à réduire des ions ferriques. Ces différentes méthodes ont permis de comparer l'efficacité antioxydante des extraits selon leur capacité à neutraliser les radicaux libres.

II.5.1. Le test de piégeage du radical DPPH

- **Principe**

La méthode DPPH (diphénylpicrylhydrazyl) est couramment employée dans l'évaluation de l'activité antioxydante. Effectivement, le DPPH est reconnu pour sa capacité à générer des radicaux libres stables. Cette stabilité est attribuée à la migration des électrons libres au sein de la molécule. L'apparition de ces radicaux DPPH• entraîne une teinte violet sombre dans la solution. L'agent antioxydant provoque une décoloration de la solution par la réduction des radicaux DPPH (Molyneux, 2004). La variation de couleur peut être surveillée par spectrophotométrie à 517nm, permettant ainsi d'évaluer le potentiel antioxydant d'une substance ou d'un extrait végétal (Molyneux, 2004 ; Popovici *et al.*, 2010).

- **Protocole**

L'activité antiradicalaire des extraits est appréciée via le radical libre stable DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle). Pour cela, 1ml de de chaque dilution des extraits préparés à différentes concentrations sont ajoutés à 1 ml de solution de DPPH (100 μ M) ; le mélange a été incubé à l'obscurité durant 30 min, à température ambiante. L'absorbance est mesurée à 517 nm, contre un blanc.

Pour apprécier l'efficacité antioxydante de ces extraits, trois antioxydants standards ont été utilisés comme références : la vitamine C (acide ascorbique), la vitamine E (α -tocophérol) et le Trolox (analogue hydrosoluble de la vitamine E).

- L'activité antiradicalaire est estimée selon l'équation suivante :

$$\text{Activité antiradicalaire \%} = [(\text{Abs contrôle} - \text{Abs échantillon}) / \text{Abs contrôle}] \times 100$$

La réalisation de la cinétique de cette activité a permis de déterminer les concentrations correspondant à un inhibiteur de 50% (IC50). La valeur la plus faible de l'IC50 indique la plus grande efficacité de l'extrait.

II.5.2. Dosage du pouvoir réducteur FRAP

- **Principe**

Le test FRAP repose sur l'utilisation d'antioxydants comme réducteurs dans une méthode colorimétrique fondée sur une oxydo-réduction avec un oxydant facilement réductible: le fer (III). La réduction d'un complexe ferrique-tripyridyltriazine en complexe ferreux-(2,4,6-tripyridyl-s-triazine)₂ – du fer ferrique (Fe³⁺) [incolore] au fer ferreux (Fe²⁺) [bleu] – peut se suivre par mesure de l'absorbance à 593 nm. Les mesures d'absorbance sont reliées au pouvoir réducteur des antioxydants donneurs d'électrons présents dans le composé testé. Le test FRAP permet ainsi de classer le pouvoir réducteur et le potentiel antioxydant d'un large panel d'antioxydants testés (Benzie & Strain, 1996).

- **Protocole**

Les solutions entreposées contiennent un tampon d'acétate de 300 mM (3.1g d'acides acétiques, 3H₂O et 16 ml d'une solution acide acétique à 300 mM) à pH 3.6, TPTZ à 10 mM préparé dans une solution d'acide chlorhydrique à 40 mM et 20 mM de FeCl₃.6H₂O. En

utilisant un rapport de volume (100:10:10), on a obtenu la solution fraîche de travail en mélangeant 100 ml de solution tampon d'acétate avec 10 ml de mélange TPTZ et 10 ml de FeCl₃.6H₂O. Dans des tubes destinés à l'hémolyse, on combine 0.1 ml d'extrait de différentes concentrations avec 0.9 ml de la solution FRAP. Suite à une agitation par vortex, les tubes sont protégés de la lumière et incubés pendant 4 minutes. L'absorbance des échantillons, qui représentent le complexe ferrique tripyridyltriazine, est ensuite déterminée avec un spectrophotomètre paramétré sur 593 nm.

Des solutions d'antioxydants standard, telle que la vitamine C, la vitamine E et le Trolox, sont utilisées comme contrôle positif ; leurs absorbances ont été mesurée dans les mêmes conditions que celle des échantillons. Une hausse de l'absorbance signifie une élévation du pouvoir réducteur des extraits examinés.

II.6. L'étude de l'activité antifongique

II.6.1. Identification de l'isolat de *Candida albicans*

À ce stade, l'isolat fongique provenant du laboratoire a fait l'objet de tests préliminaires pour confirmer son identification en tant qu'espèce *Candida albicans*. Deux tests principaux ont été réalisés.

- **Test du tube germinatif** : Une suspension de l'isolat dans un sérum humain a été incubée à 37°C pendant 3 heures. Une goutte a été observée au microscope, afin de rechercher la présence de tubes germinatifs ; structures caractéristiques qui permettent de distinguer *Candida albicans* des autres levures du genre *Candida* (Dieng et al., 2012).
- **Test API *Candida*** : Ce test commercial permet de procéder à l'identification des levures en fonction de leur aptitude à assimiler 10 sources de carbone différentes. Après avoir préparé une suspension de levures conformément à la notice de dosage du fabricant, les puits de la galerie ont été remplis et incubés à 30°C pendant 24 h. L'interprétation des résultats a été faite selon le guide fourni, qui a permis de confirmer l'identification comme *Candida albicans*.

II.6.2. L'évaluation de l'activité anti-*Candida albicans*

Deux méthodes de référence sont employées pour évaluer l'activité anti-*Candida albicans* des extraits :

- La technique de diffusion sur milieu Sabouraud solide (méthode des disques).
- La méthode de diffusion sur puits en milieu Sabouraud.

II.6.3. Préparation des dilutions

Une série de dilutions des extraits d'algue a été préparée en incorporant l'émulsifiant diméthylsulfoxyde (DMSO, dans la plage de concentrations mentionnée :

Tableau 2: Diverses concentrations des extraits utilisées dans l'activité anti-*Candida albicans*

Les extraits	Les concentration (mg/ml) par disque				
Méthanol	0.15	0.25	0.3	0.4	0.5
Acétone	0.15	0.25	0.3	0.4	0.5
Dichlorométhane	0.15	0.25	0.3	0.4	0.5

II.6.4. Préparation de l'inoculum de *Candida albicans*

La préparation de l'inoculum implique de cultiver une culture de 24 heures sur milieu Sabouraud et de l'incuber à 30°C, en plaçant quelques colonies pures de cette levure en suspension dans une solution saline (0.9% de NaCl) afin d'obtenir un inoculum ayant une densité correspondant à celle du standard McFarland 0.1, mesurée à 625 nm.

II.6.5. Méthode de diffusion sur disque

Les disques wattman n°3 de 6 mm de diamètre ont été stérilisés par autoclavage pendant 20 min à 120 C°. Les disques stériles ont été placés sur le milieu Sabouraud préalablement inoculé avec la suspension de *Candida albicans* (3 disques de la même dilution par boîte) puis imprégnés par 10 µl de différentes concentrations d'extrait. L'un des disques est imprégné de DMSO sans extrait servant uniquement de contrôle négatif, ainsi que des témoins positifs utilisant l'antifongique fluconazole (0,5 mg/ml), et cycloheximide (0,5mg/ml) ont été préparés en parallèle. Après la pré-diffusion, les boîtes ont été incubées à 30 C° pendant 24 à 48 h.

II.6.6. Méthode de diffusion sur puits

Une suspension de la levure *C. albicans* a d'abord été étalée sur la surface du milieu Sabouraud à l'aide d'un écouvillon stérile, puis des puits de 6 mm de diamètre ont été réalisés directement dans le milieu à l'aide d'une pipette Pasteur. Les puits ont ensuite été remplis avec

50 µl, 35 µl et 25 µl de chaque extrait avec une concentration de 40mg/ml. Le DMSO a été utilisé comme témoin négatif en remplissant un puit sans extrait. Le cycloheximide et le fluconazole ont été utilisés comme témoins positifs. Les boîtes de Pétri ont été incubées pendant 24 à 48 heures à 30°C.

Pour chaque disque et puits, le diamètre de la zone d'inhibition a été déterminé à l'aide d'un pied à coulisse et l'activité anti-*Candida albicans* a été classée en activité résistante ($D=6$ mm), modérément active ($6 \text{ mm} < D \leq 13 \text{ mm}$) et hautement active ($D > 13 \text{ mm}$) (Billerbeck, 2007). Les données ont été exprimées en millimètres sous forme de valeurs moyennes \pm écart-type.

II.7. Evaluation statistique

Les courbes et les histogrammes sont tracés par le Microsoft Excel 2021. Les résultats des tests effectués sont exprimés en moyenne \pm écart-type, $n = 3$. Les valeurs d'IC50 (concentration inhibitrice à 50%) sont calculées par la méthode de régression linéaire à partir de la courbe [% inhibition = f (concentrations)].

Chapitre III

Résultats et discussion

I. Résultats d'analyse quantitative des extraits

I.1. Rendement en extrait brut

Les rendements des extraits (méthanol, dichlorométhane et acétone) avec la couleur de chaque extrait sont illustrés dans le tableau 3 et (Fig12) :

Tableau 3: Les rendements, couleur des différents extraits.

Extrait	Couleur	Rendement (%)
Méthanol	Marron foncé	2.66
Dichlorométhane	Marron foncé	1.14
Acétone	Marron claire	0.31

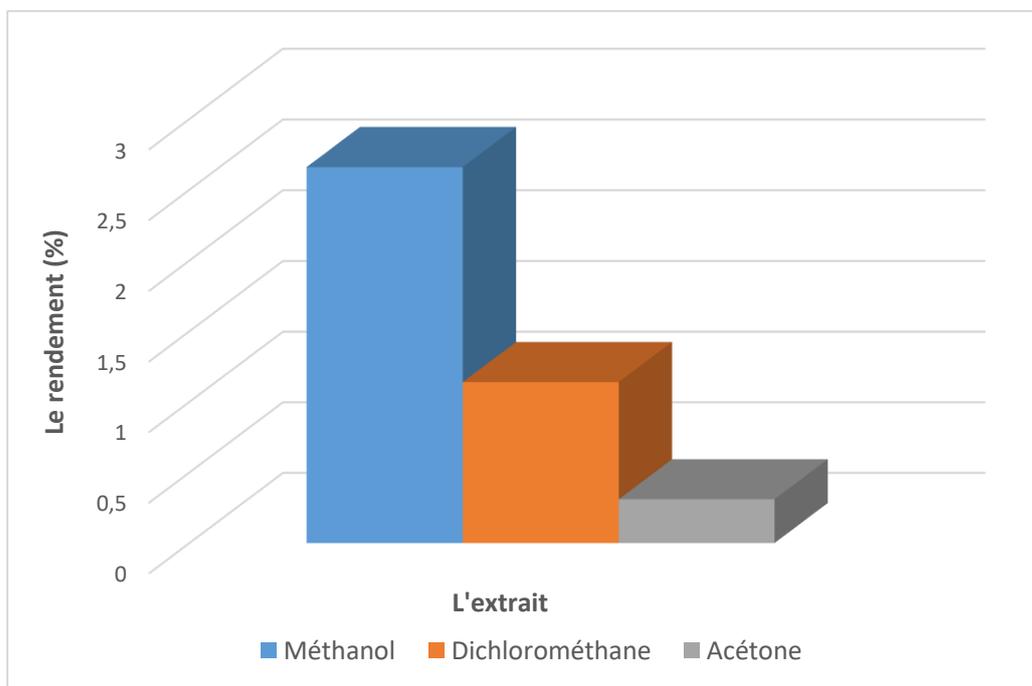


Figure 12: Les valeurs des rendements obtenus pour chaque extrait.

Les résultats ont montré que les rendements de trois extraits varient d'un extrait à l'autre. Cela veut dire qu'il y a une différence de diffusion du solvant dans la poudre de l'algue dans l'étape de macération et probablement à la nature des solvants utilisés pour l'extraction. Le méthanol a généré le rendement le plus important de produits naturels à partir de la biomasse par 2.66%, suivi par le DCM (1.14%) et l'acétone (0.31%).

Nos résultats montrent une similarité avec l'étude de Januário *et al.*, (2024) sur *Asparagopsis armata*, où le méthanol a donné un rendement de 2,66 % dans notre étude, tandis que l'extraction hydroéthanolique dans leur étude a atteint 14,03 %. De plus, les solvants moins polaires comme l'hexane et le dichlorométhane ont produit des rendements plus faibles dans

Conclusion

L'étude menée sur l'algue rouge *Asparagopsis armata*, collectée sur les côtes algériennes, a permis de mettre en évidence ses diverses activités biologiques. Les résultats ont révélé que l'efficacité de l'extraction des composés dépend fortement du solvant utilisé. Le méthanol s'est montré le plus performant en termes de rendement brut (2,66 %), suivi du dichlorométhane (1,14 %) et de l'acétone (0,31 %). Cependant, la nature des composés extraits varie également selon le solvant : l'extrait de dichlorométhane a présenté la plus forte concentration en polyphénols totaux (3,843 mg/g), tandis que l'extrait acétonique s'est distingué par une teneur plus élevée en flavonoïdes (0,113 mg/g), deux classes de composés reconnues pour leurs propriétés antioxydantes.

L'activité antioxydante, évaluée par le test DPPH, a mis en évidence l'efficacité remarquable de l'extrait acétonique ($IC_{50} = 0,291$ mg/ml), proche de celle de la vitamine C (0,303 mg/ml), et confirmée par la comparaison avec la vitamine E et le Trolox. De plus, l'extrait de dichlorométhane a montré une capacité de réduction notable dans le test FRAP (0,145 mg équivalent vitamine C/ml), soulignant sa potentialité antioxydante.

Sur le plan antifongique, l'extrait de dichlorométhane a présenté une activité significative contre *Candida albicans*, avec des zones d'inhibition variant entre $8,66 \pm 0,58$ mm et $12,66 \pm 2,08$ mm avec la méthode de disque. L'extrait acétonique a démontré une activité plus modeste (6 mm à 8 mm), tandis que l'extrait méthanolique n'a révélé aucune activité. Par ailleurs, une augmentation du volume appliqué de l'extrait de dichlorométhane a permis d'observer une extension progressive de l'effet antifongique, atteignant jusqu'à 45 mm de diamètre avec le volume de 35 et 50 μ l, montrant ainsi un effet plus élevé que celui des antifongiques de référence.

Ces résultats soulignent le potentiel considérable des algues marines comme *Asparagopsis armata*, en tant que source prometteuse de composés bioactifs. Ils constituent un point de départ pertinent pour des recherches future.

Nos travaux représentent une étape préliminaire vers des recherches plus larges, approfondies et intégrées. Plusieurs perspectives peuvent être envisagées afin de valoriser davantage le potentiel des algues marines, notamment *Asparagopsis armata*. Il serait tout d'abord pertinent de mener une étude cartographique et un inventaire plus détaillé afin de mieux cerner la diversité spécifique et la répartition géographique de ces algues. Par ailleurs, une évaluation comparative des différentes méthodes d'extraction permettrait de déterminer leur influence sur la composition chimique des extraits ainsi que sur leurs activités antioxydantes et antimicrobiennes. L'isolement et la caractérisation précise des composés bioactifs, à l'aide de techniques analytiques avancées, constitueraient une étape clé pour mieux comprendre les

mécanismes d'action. Enfin, l'exploration d'autres propriétés biologiques, tant *in vitro* qu'*in vivo*, telles que les activités anti-inflammatoire, anticoagulante ou encore anticancéreuse, ouvrirait de nouvelles pistes d'application dans le domaine pharmaceutique.

Références bibliographiques

- Abo-Shady, A. M., Gheda, S. F., Ismail, G. A., Cotas, J., Pereira, L., & Abdel-Karim, O. H.** (2023). Antioxidant and antidiabetic activity of algae. *Life*, 13(2), 460.
- Ajayi, I. A., Oderinde, R. A., Kajogbola, D. O., & Uponi, J. I.** (2007). Scavenging activities of processed cowpea (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) seed extracts. *Food Chemistry*, 101(1), 10–19.
- 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(1), 8422414
- Ali-Rachedi, F., Meraghni, S., Touaibia, N., & Mesbah, S.** (2018). Analyse quantitative des composés phénoliques d'une endémique algérienne *Scabiosa Atropurpurea* sub. *Maritima* L. *Bulletin de la société royale des sciences de liège*.
- Anofel.** (2007). *Parasitoses et mycoses des régions tempérées et tropicales*, Elsevier Masson, Paris.
- Barelle C.J., Richard M.L., Gaillardin C., Gow N.A et Brown A.J.** (2006). *Candida albicans* VAC8 is required for vacuolar inheritance and normal hyphal branching. *Eukaryot. Cell*. 5: 359-367.
- Ben Abdallah, R., Jribi, I., Kolsi, B., & Belghith, K.** (2020). Caractérisation physico-chimique d'échantillons d'algues marines tunisiennes. *J.I.M. Sfax*, 36, 38-45
- Benzie, I. F., & Strain, J. J.** (1996). The ferric reducing ability of plasma (FRAP) as a measure of "antioxidant power": the FRAP assay. *Analytical biochemistry*, 239(1), 70-76.
- Biard, J. F., Verbist, J. F., Le Boterff, J., & al.** (1980). Algues fixées de la côte atlantique française contenant des substances antibactériennes et antifongiques. *Planta Medica*, 56, 136-151.
- Billerbeck, V.G.** (2007). Huiles essentielles et bactéries résistantes aux antibiotiques. *Pharmacognosie Phytothérapie*. 5, 249–253.
- Boizot, N., & Charpentier, J.-P.** (2006). Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre forestier. *Le Cahier des Techniques de l'INRA*, Numéro spécial, 79-82.
- Bourgougnon, N. et Gervois, A.** (2021). *Les algues marines : biologie, écologie et utilisation*. Royaume-Uni: Editions Ellipses.
- Bouzidi, N.** (2009). Contribution à l'étude chimique d'algues marines méditerranéennes : Analyse quantitative des stérols de l'extrait lipidique par spectrométrie infrarouge à transformée

de Fourier (Thèse de doctorat, Université Saad Dahleb de Blida). Université Saad Dahleb de Blida.

Braun, M., Caporiccio, B., VENDRELL, J. P., Vignaud, M., Chalet, M., & Codomier, L. (1983). Action dun polysaccharide sulfate acide, *Áarmatan*, sur la stimulation lymphocytaire. *Comptes rendus des séances de la Société de biologie et de ses filiales*, 177(5-6), 646-652.

Bruneton, J. (1987). Composés polyphénoliques, acétates et shikimates. In : *Eléments de phytochimie et de pharmacognosie*, 123-214. Technique et Documentation Lavoisier, Paris.

Cabioc'h, J., Floch, J.-Y., Le Toquin, a., Boudouresque, C.-F., Meinesz, A. & Verlaque, M. (1992). *Guide des algues des mers d'europe*: Delachaux et Niestlé. pp.232.

Chabasse, D., Guiguen, C. L., & Contet-audonne, N. (1999). *Mycologie médicale. Les abrégés*.

Chojnacka, K., Saeid, A., Witkowska, Z., & Tuhy, L. (2012, August). Biologically active compounds in seaweed extracts-the prospects for the application. In *The open conference proceedings journal* (Vol. 3, No. 1, pp. 20-28). Bentham Science Publishers Ltd.

Chu, W. S., Magee, B. B., et Magee, P. T. (1993). Construction of an SfiI macrorestriction map of the *Candida albicans* genome. *Journal of Bacteriology*, 175(21), 6637–6651.

Cole, G.T., Seshan, K.R., Phaneuf, M., et Lynn, K.T. (1991). Chlamydospore-like cells of *Candida albicans* in the gastrointestinal tract of infected, immunocompromised mice. *Can. J. Microbiol.* 37: 637-646.

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.

Dangles O. (2012). Chemistry and reactivity of polyphenols: from antioxidant activity to health benefits. *Antioxidants & Redox Signaling*, 18(4), 525–536.

De Corato, U., Salimbeni, R., De Pretis, A., Avella, N., & Patruno, G. (2017). Antifungal activity of crude extracts from brown and red seaweeds by a supercritical carbon dioxide technique against fruit postharvest fungal diseases. *Postharvest Biology and Technology*, 131, 16-30.

Dembitsky, V. M., Smoum, R., Al-Quntar, A. A., Ali, H. A., Pergament, I., & Srebnik, M. (2002). Natural occurrence of boron-containing compounds in plants, algae and microorganisms. *Plant Science*, 163(5), 931-942.

Demoulin, G., & Leymergie, C. (2009). *Les algues, le trésor de la mer*. Haute école de santé Genève, 7.

- Deslandes, E., Pondaven, P., Auperin, T., Roussakis C, C., Guezennec, J., Stiger, V., & Payri, C.** (2000). Preliminary study of the *in vitro* antiproliferative effect of a hydroethanolic extract from the subtropical seaweed *Turbinaria ornata* (Turner) J. Agardh on a human non-small-cell bronchopulmonary carcinoma line (NSCLC-N6). *Journal of applied Phycology*, 12, 257-262.
- Desroy, N.** (2004). Synthèse de béta-lactames polycycliques et du fragment C15-C30 des dolabélides, macrolides cytotoxiques d'origine marine, par catalyse organométallique Chimie ParisTech.
- Dieng, Y., Sow, D., Ndiaye, M., Guichet, E., Faye, B., Tine, R., ... & Gaye, O.** (2012). Identification de trois souches de *Candida africana* au Sénégal. *Journal de mycologie médicale*, 22(4), 335-340.
- Dif, M. M., Benchiha, H., Mehdadi, Z., Benali-Toumi, F., Benyahia, M., & Bouterfas, K.** (2015). Étude quantitative des polyphénols dans les différents organes. *Phytothérapie*, 13, 314-319.
- Dijoux, L.** (2014). La diversité des algues rouges du genre *Asparagopsis* en Nouvelle-Calédonie: Approches in situ et moléculaire (Doctoral dissertation, Université Pierre et Marie Curie-Paris VI).
- Dupont, B.** (2006). Utilisation des antifongiques topiques. *Thérapies*, 61(3), 251-254.
- El-Sheekh, M. M., El-Shenody, R. A. E. K., Bases, E. A., & El Shafay, S. M.** (2021). Comparative assessment of antioxidant activity and biochemical composition of four seaweeds, Rocky Bay of Abu Qir in Alexandria, Egypt. *Food Science and Technology*, 41(1), 29–40.
- Etahiri, S.** (2002). Isolement et caractérisation de composés pharmacologiquement actifs à partir des algues marines de la côte d'El Jadida (Maroc).
- Fang, X., Yang, C.-Q., Wei, Y.-K., Ma, Q.-X., Yang, L., & Chen, X.-Y.** (2011). Genomics grand for diversified plant secondary metabolites. *Plant Diversity Research*, 33, 53–64
- Feldmann, J. & Feldmann, G.** (1939). Sur la structure des cellules axiales de l'*Asparagopsis armata* Harvey. *C. R. Acad. Sc.* 208, 1743-1745.
- Feldmann, J. & Feldmann, G.** (1942). Recherches sur les Bonnemaisoniacées et leur alternance de générations. *Ann. Sc. Nat.* 11, 76-175.
- Félix, R., Dias, P., Félix, C., Cerqueira, T., Andrade, P. B., Valentão, P., & Lemos, M. F.** (2021). The biotechnological potential of *Asparagopsis armata*: What is known of its chemical composition, bioactivities and current market?. *Algal Research*, 60, 102534.

- Ferdous, U. T., & Balia Yusof, Z. N.** (2021). Insight into potential anticancer activity of algal flavonoids: current status and challenges. *Molecules*, 26(22), 6844.
- Fisher J.F, Sobel J.D, Kauffman C.A and Newman C.A.** (2011). *Candida* Urinary Tract Infections-Treatment. *Clinic. Inef. diseases*. 6: 457-466.
- Fleurence F., Kaas R.,** (1999). Les algues marines : une source méconnue de protéines végétales. *Equinoxe*.56, 12-7.
- Fleurence, J.** (2022). Les algues en agrobiologie. ISTE Éditions.
- Floc'h, J. Y., Véto-Leclerc, V.** (2010). Les secrets des algues. Les secrets des algues, 1- 168.
- Garon-lardière, S.** (2004). Etude structurale des polysaccharides pariétaux de l' algue rouge *Asparagopsis armata* (Bonnemaisoniales) Remerciements.
- Gheda, S. F., Abo-Shady, A. M., Abdel-Karim, O. H., & Ismail, G. A.** (2021). Antioxidant and antihyperglycemic activity of *Arthrospira platensis* (*Spirulina platensis*) methanolic extract: *In vitro* and *in vivo* study. *Egyptian Journal of Botany*, 61(1), 71–93.
- Ghedira, K.** (2005). Les flavonoïdes : structure, propriétés biologiques, rôle prophylactique et emplois en thérapeutique. *Phytothérapie*, 4, 162-169.
- Guedes, E. A. C., dos Santos Araújo, M. A., Souza, A. K. P., de Souza, L. I. O., de Barros, L. D., de Albuquerque Maranhao, F. C., & Sant'Ana, A. E. G.** (2012). Antifungal activities of different extracts of marine macroalgae against dermatophytes and *Candida* species. *Mycopathologia*, 174, 223-232.
- Guiry, M. D.** (2012). How many species of algae are there?. *Journal of phycology*, 48(5), 1057-1063.
- Gupta, V.K. Sharma, S.K.** (2006) Plant as natural antioxidant. *Nat Product Radiance* 5(4):326–334
- Halliwell, B., Gutteridge, J.M.** (1995). The definition and measurement of antioxidants in biological systems. *Free Radic. Biol. Med.* 18: 125–126.
- Hamid, A.A. Aiyelaagbe, O.O. Usman, L.A. Ameen, O.M. Lawal, A.** (2010) Antioxidants: its medicinal and pharmacological applications. *Afr J Pure Appl Chem* 4(8):142–151
- Haslin, C., Lahaye, M., Pellegrini, M., & al.** (2001). *In vitro* anti-HIV activity of sulphated cell-wall polysaccharides from gametic, carposporic and tetrasporic stages of the Mediterranean red alga *Asparagopsis armata*. *Planta Medica*, 67, 301-305.
- Hmani, I., Ktari, L., Ismail, A., M'dallel, C., & El Bour, M.** (2021). Assessment of the antioxidant and antibacterial properties of red algae (Rhodophyta) from the north coast of Tunisia. *Euro-Mediterranean Journal for Environmental Integration*, 6, 1-9.

- Holdt, S.L., Kraan, S.** (2011). Bioactive compounds in seaweed: functional food applications and legislation. *J. Appl. Phycol.* 23, 543–597.
- Hutchings, J. L., Grebneva, Y., Dilmetz, S. J., Pincher, D. W., & Hoffmann, P.** (2024). Analytical methods for the analysis of bromoform in red seaweed *Asparagopsis armata* and *Asparagopsis taxiformis*—A review. *Algal Research*, 103478.
- Iltis, A.** (1980). Les algues. Flore et Faune aquatiques de l’Afrique sahélo-soudanienne, 1, 9-61.
- 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
- 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.
- Jegaden, D., Loddé, B., Lucas, D., Dewitte, J.D.** (2006). Reaction to *Asparagopsis armata*. *Nouvelles Dermatologiques*, 25(7), 498-50.
- Khotimchenko, S. V., Kulikova, I. V.** (1999). Lipids of two species of brown algae of the genus *Laminaria*. *Chem. Nat. Compd.* 35 : 17-20
- Khozin-Goldberg, I., Boussiba, S.** (2011). Concerns over the reporting of inconsistent data on fatty acid composition for microalgae of the genus *Nannochloropsis* (*Eustigmatophyceae*). *J. Appl. Phycol.* 23, 933–934.
- Kladi, M., Vagias, C., & Roussis, V.** (2004). Volatile halogenated metabolites from marine red algae. *Phytochemistry Reviews*, 3, 337-366.
- Lagane, C.** (2007). Rôle de l'IL-13 et des ligands de PPAR-gamma dans la réponse anti-infectieuse des macrophages murins et des monocytes humains vis-à-vis de *Candida albicans*. Implication de PPAR-gamma (Doctoral dissertation, Université de Toulouse, Université Toulouse III-Paul Sabatier).
- Lahaye M.** (1991). Marine algal as source of fibers: determination of soluble and insoluble dietary fibre content in some sea-vegetables. *Journal Sciences Food Agric.* 54 et 587-94.
- LAKSIR, S.** (2023). Etude de l'activité antioxydante et antihyperglycémiant *in vitro* de certains dérivés pyrimidiniques. Thèse de doctorat. Université Mohammed V de Rabat, Toubkal, 28p.

- Laplace-Treytoure C., Pelter M.C., Lambert E., Roudriguez S., Vergon J.P., Chauvin C.** (2014). Guide pratique de détermination générique des algues macroscopiques d'eau douce et de quelques organismes hétérotrophes. Ministère de l'environnement.13-14
- Le Gall, L.** (2012). Evolution & Systématique des algues rouges (Doctoral dissertation, Université Pierre & Marie Curie-Paris 6)
- 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.
- Li, Y. X., & Kim, S. K.** (2011). Utilization of seaweed derived ingredients as potential antioxidants and functional ingredients in the food industry: An overview. Food Science and Biotechnology, 20, 1461-1466.
- Li, Y. X., Wijesekara, I., Li, Y., & Kim, S. K.** (2011). Phlorotannins as bioactive agents from brown algae. Process biochemistry, 46(12), 2219-2224.
- Lordan, S., Ross, R.P., Stanton, C.** (2011). Marine Bioactives as Functional Food Ingredients: Potential to Reduce the Incidence of Chronic Diseases. Mar. Drugs 9, 1056–1100.
- 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, 3117-3126.
- Mamta, P. Misra, K., Dhillon, G. S., Brar, S. K., & Verma, M.** (2014). Antioxidants. Biotransformation of waste biomass into high value biochemicals, 117-138.
- Manach, C., Scalbert, A., Morand, C., Rémésy, C., & Jiménez, L.** (2004). Polyphenols: food sources and bioavailability. The American Journal of Clinical Nutrition, 79(5), 727–747.
- Manivannan, K., Karthikai Devi, G., Anantharaman, P. & Balasubramanian, T.** (2011). Antimicrobial potential of selected brown seaweeds from Vedalai coastal waters, Gulf of Mannar. Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine, 1(2), 114–120.
- Marfaing, H., & Lerat, Y.** (2007). Les algues ont-elles une place en nutrition?. Phytothérapie, 5, 2-5.
- Martins, G. M., Cacabelos, E., Faria, J., Alvaro, N., Prestes, A. C., & Neto, A. I.** (2019). Patterns of distribution of the invasive alga *Asparagopsis armata* Harvey: a multi-scaled approach. Aquatic Invasions, 14(4).

- Meenakshi, S., Umayaparvathi, S., Arumugam, M., & Balasubramanian, T.** (2011). *In vitro* antioxidant properties and FTIR analysis of two seaweeds of Gulf of Mannar. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 1(1), 66–70.
- 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.
- 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.
- Mendis, E., Kim, S. K.** (2011). Present and future prospects of seaweeds in developing functional foods. *Adv. Food. Nutr. Res.* 64: 1-15.
- Messahli, I., Gouzi, H., Sifi, I., Chaibi, R., Rezzoug, A., & Rouari, L.** (2022). Anticandidal activity of dichloromethane extract obtained from the red algae *A. armata* of the Algerian coast. *Acta Ecologica Sinica*, 42(5), 461-466.
- Molyneux, P.** (2004). The use of the stable free radical diphenylpicrylhydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant activity. *Songklanakarim J. Sci. Technol*, 26, 211 – 219.
- Muller, H., Thierry, A., Coppée, J. Y., Gouyette, C., Hennequin, C., Sismeiro, O. & Fairhead, C.** (2009). Genomic polymorphism in the population of *Candida glabrata*: gene
- Musbah, H. A., Abouelkhair, W. S., Yousef, S. A. E., Moustafa, E. E., & Hasan, A. M. H.** (2019). Screening of antifungal activities of five algal crude extracts. *Journal of Scientific Research in Science*, 36(1), 318-338.
- Neto, A. I., Prestes, A. C. L., Azevedo, J. M. N., Resendes, R., Álvaro, N. V., Neto, R. M. N., & Moreu, I.** (2020). Marine algal (seaweed) flora of Formigas Islets, Azores. Universidade dos Açores.
- Ní Chualáin F, Maggs CA, Saunders GW, Guiry MD.** (2004) the invasive genus *Asparagopsis* (Bonnemaisoniaceae, Rhodophyta): molecular systematics, morphology, and ecophysiology of *Falkenbergia* isolates. *J Phycol* 40:1112-1126.
- Odds J.C.** (1988). *Candida* and candidosis. Elsevier Science Health Science Division.
- 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.

- Oyaizu, M.** (1986) Studies on products of browning reaction prepared from glucose amine. *Jpn J Nutr* 44: 307–15
- Pacios, I., Guerra-García, J. M., Baeza-Rojano, E., & Cabezas, M. P.** (2011). The non-native seaweed *Asparagopsis armata* supports a diverse crustacean assemblage. *Marine environmental research*, 71(4), 275-282.
- Pazos, C., Moragues, M. D., Quindós, G., Pontón, J., & del Palacio, A.** (2006). Diagnostic potential of (1, 3)-b-D-glucan and anti-*Candida albicans* germ tube antibodies for the diagnosis and therapeutic monitoring of invasive candidiasis in neutropenic adult patients. *Rev Iberoam Micol*, 23, 209-15.
- Pérez, R.** (1997). Ces algues qui nous entourent : Conception actuelle, rôle dans la biosphère, utilisations, culture. Editions Quae.
- Person, J.** (2011). Livre Turquoise - Algues, Filière du Future. Actes du Colloq. Adebitech 17-19 Novembre 2010, Romainville. 163p
- Pinteus, S., Lemos, M. F., Simões, M., Alves, C., Silva, J., Gaspar, H., ... & 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.
- Pinto, D. C., Lesenfants, 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.
- Pinto, D. C., Lesenfants, 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.
- Popovici, C., Saykova, I., & Tylkowskib.** (2010). Evaluation de l'activité antioxydant des composés phénoliques par la réactivité avec le radical libre DPPH. *Revue de Génie Industriel*, (4), 1– 8.
- Pujol, C. A., Errea, M. I., Matulewicz, M. C., & al.** (1996). Antiherpetic activity of S1, an algal-derived sulphated galactan. *Phytotherapy Research*, 10, 410-413.
- Rhimou, B., Hassane, R., José, M., & Nathalie, B.** (2010). The antibacterial potential of the seaweeds (*Rhodophyceae*) of the Strait of Gibraltar and the Mediterranean Coast of Morocco. *African Journal of Biotechnology*, 9(38), 6365-6372.
- 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 (TJNPR)*, 5(2), 336-341.

- Saidani, K., Bedjou, F., Benabdesselam, F., & Touati, N.** (2012). Antifungal activity of methanolic extracts of four Algerian marine algae species. *African Journal of Biotechnology*, 11(39), 9496-9500.
- Sangamwar A., Deshpande U. et Pekamwar S.** (2008). Antifungals: need to search for a new molecular target. *Indian journal of pharmaceutical sciences* 70 (4) : 423.
- Shahidi, F. (Ed.)**. (2005). *Bailey's Industrial Oil and Fat Products, Industrial and Nonedible Products from Oils and Fats*. John Wiley & Sons.
- Sheikh, H., El-Naggar, A., & Al-Sobahi, D.** (2018). Evaluation of antimycotic activity of extracts of marine algae collected from Red Sea Coast, Jeddah, Saudi Arabia. *Journal of Biosciences and Medicines*, 6(4), 51-68.
- Silva, C. O., Lemos, M. F., Gaspar, R., Gonçalves, C., & Neto, J. M.** (2021). The effects of the invasive seaweed *Asparagopsis armata* on native rock pool communities: Evidences from experimental exclusion. *Ecological Indicators*, 125, 107463.
- 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. *Methods in Enzymology*, 299, 152–178
- Sirbu, R., Sava, C., Ghergic, D. L. & Mouima, N. A. F. P.** (2006). Caractérisation de certains principes actifs de *Ulva lactuca* et *Ulva rigida* – algues vertes du littoral roumain de la mer Noire. *Scientific Study & Research*, 1, 193–198.
- 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.
- Sudbery P. E.** (2001). The germ tubes of *Candida albicans* hyphae and pseudohyphae show different patterns of septin ring localization. *Mol. Microbiol.* 41: 19-31.
- Sudbery P., Gow N. et Berman J.** (2004). The distinct morphogenic states of *Candida albicans*. *Trends. Microbiol.* 12: 317-324.
- Surh, Y-J; Packer, L.** (2005). *Oxidative stress, inflammation, and health*. Taylor & Francis Group. P: 2-3.
- Targett, N. M., & Arnold, T. M.** (1998). Predicting the effects of brown algal phlorotannins on marine herbivores in tropical and temperate oceans. *Journal of Phycology*, 34(2).

- 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, 159
- Vandeputte V.** (2008). Mécanismes moléculaires de la résistance aux antifongiques chez *Candida glabrata*. Thèse de Doctorat. Université d'Angers, (France). P 168.
- Womersley, H. B. S.** (1996). The marine benthic flora of Southern Australia. Rhodophyta. In Flora of Australia, suppl. series 5. Part IIIB, pp. 392. Canberra : Australian Biological Resources Study Publication.
- Zimmer, N., & Cordesse, R.** (1996). Influence des tanins sur la valeur nutritive des aliments des ruminants. INRAE Productions Animales, 9(3), 167-179.
- Zitouni, H.** (2015). Valorisation nutritionnelle d'algues marines du littoral Algérien chez le ruminant via des méthodes chimiques, biologiques et moléculaires. Thèse de doctorat. Université des Frères Mentouri Constantine, 161 p.
- Zubia, M., Fabre, M. S., Kerjean, V., & Deslandes, E.** (2009). Antioxidant and cytotoxic activities of some red algae (Bonnemaisoniales) from Brittany coasts (France). **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.
- Zubia, M., Robledo, D., & Freile-Pelegrin, Y.** (2007). Antioxidant activities in tropical marine macroalgae from the Yucatan Peninsula, Mexico. Journal of applied phycology, 19, 449-458.
- Zubia, M., Thomas, O. P., Soulet, S., Demoy-Schneider, M., Saulnier, D., Connan, S., Murphy, E. C., Tintillier, F., Stiger-Pouvreau, S., & Petek, S.** (2020). Potential of tropical macroalgae from French Polynesia for biotechnological applications. Journal of Applied Phycology, 32, 2343–2362.

Annexes

Les compositions des milieux de culture

1. Gélose Sabouraud

Ingrédients en grammes par litre d'eau distillée ou déminéralisée

Peptone de caséine	5 g
Peptone de viande	5g
Glucose monohydraté	40g
Chloramphénicol	0.5g
Agar	15g
pH final	5,6 ± 0,2