

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Université Abou Bekr Belkaid
Tlemcen Algérie



تمساق الجزائر

جامعة ابي بكر بلقايد

FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE, DES
SCIENCES DE LA TERRE ET DE L'UNIVERS

DEPARTEMENT DE BIOLOGIE

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

Option

Sciences des aliments

Présenté Par

M^{elle} Meridjen Asma



Thème

**Étude phytochimique et activités biologiques de l'extrait
brut et ses fractions de l'algue brune *Sargassum muticum*,
récoltée sur la côte ouest algérienne (plage de Madrid)**

Soutenu le : 24/06/ 2014.

Devant le jury composé comme suit :

M^r ABDELOUAHID D.E. Professeur à l'Université de Tlemcen
M^{me} BENGUEDDA W. Maître de Conférences à l'Université de Tlemcen
M^{me} BEKHECHI C. Maître de Conférences à l'Université de Tlemcen
M^{me} BELYAGOUBI N. Maître de Conférences à l'Université de Tlemcen
M^r BELYAGOUBI L. Maître assistant à l'Université de Tlemcen

Président
Examinatrice
Examinatrice
Examinatrice
Encadreur

Année Universitaire : 2013-2014

Remerciements



Mes remerciements vont tout d'abord à ALLAH tout puissant pour m'avoir donné la volonté, la patience et le courage nécessaire pour mener ce modeste travail à bout ce mémoire.

الحمد لله الذي أعانني على إنهاء هذا العمل ومنحني القوة والدعم لإتمامه فكل توفيقي منه وحده وكل سهو أو خطأ فمني ومن الشيطان.

Ce travail de recherche a été effectué au Laboratoire des Produits Naturels (LAPRONA), du département de Biologie, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, des Sciences de la Terre et de l'Univers, de l'Université Abou Bakr Belkaid-Tlemcen, sous la direction de Monsieur **Belyagoubi Larbi**.

Je tiens à remercier très sincèrement mon directeur de recherche **Mr. Belyagoubi L.** d'avoir accepté de m'encadrer. Je le remercie pour son aide, ses conseils et ses orientations, sa disponibilité et sa patience avec moi. Je le remercie vivement pour le choix du sujet qui est intéressant et d'actualité.

Je tiens à exprimer ma très grande considération et ma vive reconnaissance à **ABDELOUAHID D.E.** Professeur à l'Université de Tlemcen, Département de Biologie, m'avoir fait honneur de présider ce jury.

J'exprime mes vifs remerciements à **M^{me} BENGUEDDA W.**, Professeur à l'Université de Tlemcen, Département de Biologie, d'avoir accepté d'examiner ce travail.

J'exprime mes vifs remerciements à **M^{me} BEKHECHI C.**, Professeur à l'Université de Tlemcen, Département de Biologie, d'avoir accepté d'examiner ce travail.

Que Madame **Belyagoubi Née Benhammou Nabila**, Maître de Conférences, à l'Université de Tlemcen, Département de Biologie, trouve ici l'expression de ma gratitude pour avoir accepté d'examiner et juger ce travail.

Je ne saurai oublier de remercier les doctorantes du laboratoire des Produits Naturels (LAPRONA), Département de Biologie, Université de Tlemcen, je cite ici : **Ghania Aissaoui** en témoignage de mon amour, mon profond respect et ma reconnaissance, **Khadidja Kanoun** et **Meriem Benmahdjoub** pour leurs gentilleses et leurs aides dans la réalisation de ce modeste travail.

DEDICACE

Je dédie ce travail

A ma chère maman (Khaouid Fatima) et Mon Cher papa (Meridjen Ahmad) Qui sont les meilleurs parents dans ce monde, en témoignage de ma profonde gratitude et de mon incontestable reconnaissance, pour tous les sacrifices qu'ils me contentent, toute la confiance qu'ils m'accordent et tout l'amour dont ils m'entourent. C'est Grâce à votre encouragement, et votre soutien que je suis arrivée jusqu'ici

A ma très chère sœur : Roufaïda et Djanat Alkhouloude

Ames frères : Moustapha et Ayman

En témoignage de mon amour et de ma profonde admiration.

A mon très cher fiancé : Medab Youcef

En témoignage de mon amour infini.

Que Dieu vous protège et vous prête bonne santé et longue vie totalité.

À toutes mes familles

Meridjen Surtout oncle Abd-Alrahmane et Khaouide (Mekhtare, Nadjem, Djamila, Fatiha, Zineb) et la famille Madeb Abd-Alkader.

À ma grand Mère Zohra et grand Père Amhamed.

Pour votre présence et votre amour. Que Dieu vous Protège.

À ma chère copine et confidente Keddi Merime

Merci pour ton aide et ton soutien morale durant le pire, pour tous les moments de joie et de tristesse que nous avons partagé.

Et niché petit Farec

A mes chères amies

Kaltoume, Fouzia, Mebaraka, houaria, iman, naima, meriam, Sakina, Rabia, Nazha, Sadia

En témoignage de mon profond amour et ma sincère gratitude.

Je ne saurais remercier ici les personnes dont la collaboration a été essentielle pour la réalisation du présent mémoire de proche ou de loin sans citer les noms.

Meridjen Asma

Résumé

Notre travail vise à évaluer les activités antioxydante et antimicrobienne de l'extrait brut et ses fractions de l'espèce algale *Sargassum muticum* de la famille des Sargassassées, récoltée de la plage de Madrid à l'ouest de la wilaya de Ain-Temouchent.

Cette étude concerne l'extraction de l'extrait brut et les fractions éther de pétrole, acétate d'éthyle, dichlorométhane, n-butanol et aqueuse ainsi que la quantification des phénols totaux, des flavonoïdes et des tanins condensés par le réactif du Folin-Ciocalteu, par le trichlorure d'aluminium et par le test de vanilline respectivement.

Les résultats obtenus ont montré que le rendement en extrait brut de 3.101 % est supérieur par rapport aux autres fractions. La gamme de teneur en polyphénols varie entre 0.104 ± 0.003 et 0.662 ± 0.011 mg EAG/g MS. Les teneurs en flavonoïdes et tanins condensés exprimées en équivalent de catéchine sont de l'ordre de 0.021 à 0.34 mg/g et 0.009 à 2.636 mg/g, respectivement.

La quantification de la capacité antioxydante totale (CAT) a montré la présence des degrés différents dont l'extrait brut possède la valeur élevée estimée de 1.583 ± 0.042 mg EAA/ g MS.

Le pouvoir antimicrobien des extraits algaux est testé contre trois bactéries Gram négatif (*Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae* et *Pseudomonas aeruginosa*), trois bactéries Gram positif (*Staphylococcus* et *Micrococcus luteus* et *Bacillus cereus*) et une levure (*Candida albicans*) en utilisant la méthode de diffusion sur disques. Le résultat a montré que l'acétate d'éthyle possède un fort pouvoir antifongique contre *C. albicans* avec une zone d'inhibition de 20.5 mm. Pour les Gram positif, l'extrait brut et les fractions acétate d'éthyle, éther de pétrole et dichlorométhane ont un effet inhibiteur sur *S. aureus*, alors, pour *B. cereus*, sauf les fractions acétate d'éthyle et dichlorométhane qui ont un pouvoir inhibiteur dont les zones d'inhibition dépasse 7 mm.

Mots clés : Algue brune, *Sargassum muticum*, Dosage, Pouvoir antimicrobien, Pouvoir antioxydant.

Summary

Our work aims to assess the antioxidant and antimicrobial activities of crude extract and its fractions of algal species *Sargassum muticum* in the Sargassaceae family, harvested from the beach of Madrid in the wilaya of Ain Temouchent.

This study relates to the extraction of the crude extract and the fractions of petroleum ether, ethyl acetate, dichloromethane, n-butanol and aqueous and quantification of total phenolics, flavonoids, and condensed tannins by the Folin- Ciocalteu reagent, by aluminum trichloride and the vanillin test, respectively.

The results obtained showed that the yield of crude extract of 3.101% is higher compared to the other fractions. The range of polyphenolic content varies between 0.104 ± 0.003 and 0.662 ± 0.011 mg GAE / g DM. The amounts of flavonoids and condensed tannins expressed as catechin equivalents are in the range of 0.021 to 0.34 mg CE/ g and 0.009 to 2.636 mg CE/g, respectively.

The quantification of the total antioxidant capacity (TAC) showed the presence of different degrees that the crude extract has estimated high value of 1.583 ± 0.042 mg AAE / g DM.

The antimicrobial capacity of algal extracts was tested against three Gram negative bacteria (*Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Klebsiella pneumoniae*), three Gram positive bacteria (*Staphylococcus aureus*, *Micrococcus luteus*, *Bacillus cereus*) and a yeast (*Candida albicans*) using the method disk diffusion. The result showed that the ethyl acetate has a strong antifungal potency against *C. albicans* with a zone of inhibition of 20.5 mm. For Gram positive, the crude extract and ethyl acetate, petroleum ether and dichloromethane fractions have an inhibiting effect on *S. aureus*, whereas, for *B. cereus*, expect fractions of dichloromethane and ethyl acetate, which have an inhibitor power whose inhibition zones exceeds 7 mm.

Keywords: Brown seaweed, *Sargassum muticum*, Antimicrobial activity, Antioxidant activity.

ملخص

المركبات المضادة للأكسدة والميكروبات هي موضوع دراسات عديدة لأنه يتم استخدامها كمواد حافظة للمواد الغذائية لعلاج الكثير من الأمراض. وفي مجال دراسة مواد جديدة مضادة للأكسدة والميكروبات من المصادر الطبيعية، اهتمنا في هذا العمل بدراسة المركبات الفينولية وتقييم الخصائص المضادة للأكسدة والميكروبات عن طريق مستخلص طبيعي من *Sargassum muticum* أنواع الطحالب البحرية من غرب الجزائر.

وتتعلق هذه الدراسة إلى استخراج المستخلص الخالص و كسور الأثير البترول، و خلاص الإيثيل، ثنائي كلورو ميثان، و فانيليان بيوتانول ومائي وتقدير الكل من مركبات الفلافونويد و الفينول و العفص مكثف من قبل كاشف على التوالي: ثلاثي كلوريد الألومنيوم،Folin-Ciocalcu.

النتائج المتحصل عليها أظهرت ان المستخلص الخالص أعلى نسبة ب3,101% بالمقارنة مع الكسور الأخرى. قيمة الفينول متغيرة بين 0,104 ± 0,003 و 0,662 ± 0,011 ملغ مكافئ حمض الغاليك/غ. وكمية الفلافونويد و العفص مكثف بترتيب 0,021 حتى 0,34 ملغ/غ و 0,009 حتى 2,636 ملغ/غ .

قدرة كلية مضادة للأكسدة بدرجات مختلفة وترتفع في المستخلص الخالص ب 1.583 ± 0.042 ملغ مكافئ حمض الخل /غ. مضادات الميكروبات لطحلب مدروس ضد ثلاث البكتريا سالبة:سودومونا ايغوجينوزا و كلبسيلا بنومونيا و ايشيريشيا كولي و ثلاث بكتيريا موجبة ستافيلوكوكيس اوغيبس , ميكرو كوكيس ليتوس و باسيليس سيغيبس و الخميرة كونديدا البيكانس

باستخدام طريقة الانتشار في القرص .اظهرت النتيجة ان خلاص الإيثيل يملك اعلى نسبة ضد هذه الخميرة مع مجال تثبيط 20.5 ملم .و اما مستخلص الخالص والكسور الأخرى الأثير البترول، و خلاص الإيثيل، ثنائي كلورو ميثان عندهم نتيجة تثبيط ضد باسيليس سيغيبس و ستافيلوكوكيس اوغيبس

الكلمات الرئيسية: الأعشاب البحرية البنية ، السراغسوم،معايرة ، والنشاط المضاد للأكسدة و الميكروبات.

Abréviations

ATCC :	American Type Culture Collection
DO :	densité optique
DMSO :	diméthyle sulfoxyde.
EAA:	Équivalents d'acide ascorbique
EC:	Équivalents de catéchine
g:	Gramme
GAE:	Équivalents d'acide gallique
h:	Heure
L:	Litre
M :	masse.
mm :	Millimètre
ml:	millilitre
min:	Minute
mg:	milligramme
nm :	Nanomètre
µl:	microlitre
µm :	micromètre
% :	pourcentage
°C:	degré Celsius

Liste des figures

Figure 01 : Structure de l'acide alginique	8
Figure 02 : Structure de l'agar	8
Figure 03 : Motif diosidique de base des carraghénanes	9
Figure 04 : Structure primaire des chaines de fucose α -(1,2) des fucanes d'algues brunes	9
Figure 05 : Structure des acides hydrobenzoïques et hydrocinnamiques	10
Figure 06 : Structure de base des flavonoïdes	11
Figure 07 : Structure des tanins condensés	12
Figure 08 : <i>Sargassum muticum</i> prise par Rahim network ; blogspot.com	15
Figure 09 : Schéma de reproduction sexuée oogame et cycle schématique de <i>Sargassum muticum</i> (Cycle monogénétique)	16
Figure 10 : Aspect morphologique de la souche d' <i>Escherichia coli</i> observée au microscope électronique	20
Figure 11 : Aspect morphologique de la souche <i>Staphylococcus aureus</i> observée au microscope électronique	21
Figure 12 : Aspect morphologique de la souche <i>Bacillus cereus</i> observée au microscope électronique	22
Figure 13 : Aspect morphologique de la souche <i>Klebseilla pneumoniae</i> observée au microscope électronique	23
Figure 14 : Aspect morphologique de la souche <i>Pseudomonas aeruginosa</i> observée au microscope électronique	24
Figure 15 : Aspect morphologique de la souche <i>Micrococus luteus</i> observée au microscope électronique	24
Figure 16 : Aspect morphologique de la souche <i>Candida albicans</i> observée au microscope électronique	25
Figure 17 : Emplacement géographique du site de récolte des échantillons de <i>Sargassum muticum</i>	27
Figure 18 : <i>Sargassum muticum</i>	28
Figure 19 : Photos représentant le séchage et le broyage de l'algue.....	28
Figure 20 : Protocole d'extraction de extrait brut.....	29
Figure 21 : Photo représentant l'extraction d'algue au Système Soxhlet	29
Figure 22 : Evaporation de l'extrait algal par le rotavapor HAHNSHIN HS-2005 V-N.....	30

Figure 23 : Protocole d'extraction	31
Figure 24 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique pour le dosage des phénols totaux	43
Figure 25 : Courbe d'étalonnage de catéchine pour le dosage des flavonoïdes	43
Figure 26 : Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des tanins condensés	44
Figure 27 : Comparaison de la capacité antioxydante totale des extraits de <i>S. muticum</i>	46
Figure 28 : Photos représentant la coloration de Gram des souches bactériennes testées	47
Figure 29 : Distribution des diamètres des zones d'inhibition en fonction des antibiotiques testés sur <i>Staphylococcus aureus</i> ATTC 6538.....	48
Figure 30 : Distribution des diamètres des zones d'inhibition en fonction des antibiotiques testés sur <i>Bacillus cereus</i> ATTC 10876.....	50
Figure 31 : Distribution des diamètres des zones d'inhibition en fonction des antibiotiques testés sur <i>Micrococcus luteus</i> ATTC 13047.....	51
Figure 32 : Distribution des diamètres des zones d'inhibition en fonction des antibiotiques testés sur <i>Escherichia coli</i> ATTC 8739.....	52
Figure 33 : Distribution des diamètres des zones d'inhibition en fonction des antibiotiques testés sur <i>Klebseilla pneumoniae</i> ATCC 700603	53
Figure 34 : Distribution des diamètres des zones d'inhibition en fonction des antibiotiques testés sur <i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 27853.....	54
Figure 35 : Distribution des diamètres des zones d'inhibition en fonction des concentrations déposées sur les disques testés sur <i>Staphylococcus aureus</i> ATTC 6538.....	56
Figure 36 : Photos représentant l'évaluation de l'activité antimicrobienne sur <i>Staphylococcus aureus</i> par la méthode des disques.....	57
Figure 37 : Distribution des diamètres des zones d'inhibition en fonction des centrations déposées sur les disques testés sur <i>Bacillus cereus</i> ATCC 10876.....	58
Figure 38 : Photos représentant l'évaluation de l'activité antimicrobienne sur <i>Bacillus cereus</i> par la méthode des disques.....	59
Figure 39 : Distribution des diamètres des zones d'inhibition en fonction des concentrations déposées sur les disques testés sur <i>Candida albicans</i> ATTC 26790	60
Figure 40 : Photos représentant l'évaluation de l'activité antimicrobienne sur <i>Candida albicans</i> par la méthode des disques	61

Liste des tableaux

Tableau 01 Classification pigmentaire des algues	6
Tableau 02 Situation géographique	27
Tableau 03 Souches utilisées dans le test antimicrobien	36
Tableau 04 Liste des antibiogrammes testés sur chaque souche	39
Tableau 05 Rendements en extraits obtenus à partir de l'algue <i>Sargassum muticum</i>	42
Tableau 06 Teneurs en phénols totaux, en flavonoïdes et en tanins condensés des extraits d'algue <i>S. marginatum</i>	44
Tableau 07 Résultats de la catalase.....	48
Tableau 08 Interprétation des diamètres des zones d'inhibition pour <i>Staphylococcus aureus</i>	49
Tableau 09 Interprétation des diamètres des zones d'inhibition pour <i>Bacillus cereus</i>	50
Tableau 10 Interprétation des diamètres des zones d'inhibition pour <i>Micrococcus luteus</i>	51
Tableau 11 Interprétation des diamètres des zones d'inhibition pour <i>E. coli</i>	53
Tableau 12 Interprétation des diamètres des zones d'inhibition pour <i>Klebseilla pneumoniae</i>	53
Tableau 13 Interprétation des diamètres des zones d'inhibition pour <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	54

Remerciement.....	I
Dédicace.....	II
Résumés.....	III
Liste d'abréviation.....	IV
Liste de figure.....	V
Liste de tableau.....	VI
Introduction.....	2
Partie I : Synthèse bibliographique	
Chapitre I : Généralités sur les algues	5
I.1 Définition.....	5
I.2 Distribution.....	5
I.3 Classification.....	5
I.4 Caractérisation structural des algues.....	6
I.5 Composition des algues.....	7
I.6 Utilisation des algues.....	12
Chapitre II : Étude de l'espèce algale	14
II.1 Famille des Sargassacées	14
II.2 Genre Sargassum	14
II.3 Sargassum muticum.....	14
II.3.1 Description botanique	14
II.3.2 Classification.....	15
II.3.3 Reproduction et cycle de vie	16
II.3.4 Condition de croissance	16
II.3.5 Utilisation.....	17
II.3.6 Travaux antérieurs.....	17
Chapitre III: Radicaux libres et antioxydants	18
III.1 Système de défense	19
III.1.1 Les antioxydants endogènes	19
III.1.2 Les antioxydants exogènes	19

Chapitre IV:	les microorganismes	20
IV	Généralité sur les microorganismes	20
IV.1	<i>Escherichia coli</i>	20
IV.2	<i>Staphylococcus aureus</i>	21
IV.3	<i>Bacillus cereus</i>	22
IV.4	<i>Klebseilla pneumoniae</i>	23
IV.5	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	23
IV.6	<i>Micrococcus luteus</i>	24
IV.7	<i>Candida albicans</i>	25
Partie II	Matériels et méthodes	
Chapitre II	Matériel et méthode	
I.1	Zone d'échantillonnage	27
I.2	L'échantillonnage	27
I.3	Extraction du produit algal	29
II	Dosage et détermination de la capacité antioxydante totale	33
II.1	Dosage des composés phénolique	33
II.1.1	Dosage des phénols totaux	33
II.1.2	Dosage des flavonoides	33
II.1.3	Dosage tanins condensés	34
II.1.4	Détermination du pouvoir antioxydant	34
II.1.4.1	Capacité antioxydante totale (CAT)	35
III	Evaluation du pouvoir antimicrobien	36
III.1	Microorganismes utilisés	36
III.2	Milieux de cultures	36
III.3	Test microbiologique	36
III.4	Réalisation de l'antibiogramme	37
III.5	Réalisation de l'activité antimicrobienne	38
III.6	Méthode de diffusion sur agar	39
II	Résultat et discussion.....	42
III	Conclusion	64
IV	Références bibliographiques.....	67
V	Annexe	74

Introduction générale

Les océans et les mers constituent près des trois-quarts de la surface du globe. La vie sur terre est apparue dans le milieu marin il y a environ 3,8 milliards d'années alors que les premières espèces terrestres remontent, quant à elles, à 400 millions d'années (**Ramade, 2009**). Cette différence se traduit aujourd'hui par une grande diversité dans le milieu marin, plus de 500 000 espèces marines ont été répertoriées à ce jour (**Dhargalkar et Pereira, 2005**).

Les algues occupent une place importante dans le milieu marin avec plus de 1200 espèces appartenant à tous les niveaux évolutifs, capables de produire des substances dont l'action constitue dans certains cas, un élément de protection contre les prédateurs naturels (**Rajeev et Xu, 2004 ; Blunt et al., 2006; 2008; 2009**). Elles sont une source riche de structure nouvelle et de métabolites biologiquement actifs d'intérêts potentiels dans les différents domaines, tels que : l'alimentation, la cosmétique, le textile, la papeterie, la pharmacie et la médecine. Leurs propriétés antitumorales, antimicrobiennes, antivirales et anti-inflammatoires leur confèrent une valeur appréciée en pharmacie et en médecine. (**Borowitzka, 1992 ; Febles, 1995 ; Tarlan et al., 2002; Ely, 2004 ; Cardozo et al., 2006**).

Les algues incluent des organismes multicellulaire "macroalgues", marines ou d'eau douce, et un ensemble d'organismes microscopiques unicellulaires qualifiés de "microalgues" (**Abd El Mageid et al., 2009**). Si l'on place à part les Cyanophytes ou algues bleues qui, en raison de certains caractères très particuliers, sont souvent considérés comme un phylum nettement isolé des algues proprement dites, on distingue chez ces dernières plusieurs grands groupes qui sont au tant de phylums: algues rouges (4500 espèces), algues brunes (1000 espèces) et algues vertes (900 espèces) (**Ismail et al., 2002; Abd El Mageid et al., 2009; Rajasulochana et al., 2009**).

Nous étudierons à part les Phéophytes ou algues brunes qui sont regroupées dans la classe des Fucophytes appelées autrefois les Péophytes. Ce sont des algues presque exclusivement marines. Leur couleur est due à l'abondance des pigments bruns, la fucoxanthine, qui masque les chlorophylles a et c (**Ainane, 2011**).

L'Algérie, est un pays profondément influencé par la mer, ce qui implique l'existence de milliers d'espèces marines particulièrement les algues qui présentent une biomasse très importantes.

L'objectif de ce présent travail est d'évaluer l'activité antioxydante de l'extrait brut et des différentes fractions de l'algue marine *Sargassum muticum*, et de tester leur pouvoir antimicrobien.

Notre travail sera donc réparti en trois parties :

La première est un aperçu général sur les algues marines et l'espèce investiguée (classification, composition et utilisation), les métabolites primaires et secondaires de ces dernières ainsi que le pouvoir antioxydant et les microorganismes utilisés pour notre étude.

La deuxième sera consacrée à la présentation du matériel utilisé ainsi que la méthodologie suivie, à savoir :

- Préparation de l'extrait brut et des fractions dans des solvants de polarité différente.
- Dosage des composés phénoliques (phénols totaux, flavonoïdes et tanins condensés).
- Test de la capacité antioxydante totale (CAT).
- Evaluation de l'effet antimicrobien des extraits algaux par la méthode de diffusion en milieu gélosé.

La troisième partie sera dédiée à la présentation et à l'interprétation des résultats obtenus lors de cette étude.

Ces trois parties seront suivies de la conclusion générale ainsi que les perspectives de notre travail.

Partie I :
Synthèse bibliographique

Chapitre I : Généralités sur les algues

I.1 Définition

Organismes photosynthétiques, les algues sont conventionnellement définies comme des végétaux peuplant le milieu aquatique, les lieux humides et de nombreux milieux terrestres. On les rencontre aussi bien en eau de mer qu'en eau douce, sur les sols mouillés, sur diverses végétations, au sein de communautés symbiotiques (**Hopkins, 2003**). Elles possèdent toute de la chlorophylle (pigment vert), mais elles ne constituent pas un ensemble homogène. Elles se répartissent entre un certain nombre de voies évolutives indépendantes les unes des autres (**Cabioc'h et al., 1992**) et elles sont une source importante de polysaccharides (agars, carraghénines, alginates) (**Ehrhardt, 1973 ; Nisizawa, 1979**).

I.2 Distribution

Les algues se trouvent le plus communément dans l'eau (douce, marine ou saumâtre), elles peuvent y être en suspension (Planctonique) ou attachées et vivant sur le fond (benthiques). Quelques algues vivent à l'interface eau-air et sont appelées neustoniques et certaines aussi associées aux mycètes pour former des lichens (**Bacq-calberg et al., 2003**).

I.3 Classification des algues

De nombreux critères écologiques, physiologiques ou biochimiques interviennent dans la phylogénie des algues comme les structures cellulaires, le mode de nutrition, l'habitat ou même la nature et la localisation des pigments et glucanes de réserve. Malgré cette importante diversité et complexité structurale, une dizaine d'embranchements permettent de classer ces végétaux (**Pérez, 1997**). Différents critères rentrent en considération, à savoir leurs compositions pigmentaires, leurs caractéristiques structurales, leurs modes de reproduction ainsi que leurs polysaccharides de réserve (**Pérez, 1997 ; Reviers, 2002**).

I.3.1 Pigmentation

La nature et la localisation des pigments permettent de définir plusieurs grands groupes d'algues (**Lamouroux, 1813 ; Kützing, 1843 ; de Reviers, 2002**). Selon la nature des pigments surnuméraires associés à la chlorophylle, la couleur des plastes des algues permet de distinguer les algues brunes (ou Phéophycées), les algues rouges (ou Rhodophycées) et les

algues vertes (ou Chlorophycées) et des bleues (ou Cyanophycées) (De Reviere, 2003 ; Cabioch et al., 2006).

Tableau 1: Classification pigmentaire des algues (Bacq-calberg et al., 2003 ; Floc'h, 2010)

Embranchement	Nom commun	Pigments		
		Chlorophylles	Phycobilines (phycobiliprotéines)	Caroténoïdes
<i>Cyanophyta</i>	Algues bleues	a	Phycocyanine Phycoérythrine Allophycocyanine	-
<i>Chlorophyta</i>	Algues vertes	a, b	-	β -carotène \pm α -xanthophylles
<i>Phaeophyta</i>	Algues brunes	a, c	-	β -carotène Fucoxanthine Xanthophylles
<i>Rhodophyta</i>	Algues rouges	a, rarement d	Phycocyanine C Allophycocyanine Phycoérythrine	Xanthophylles (β -carotène Zéaxanthine \pm α -carotène)

I.4 Caractéristiques structureaux des algues

Comme pour les plantes, les algues possèdent des pigments chlorophylliens qui leur procurent l'énergie nécessaire à leur survie. Elles ont également besoin d'un peu d'eau, de lumière et de dioxyde de carbone afin d'effectuer la photosynthèse.

Macroalgues

Elles sont constituées à leur base par des crampons, leurs permettant de se fixer sur un support. Elles absorbent les nutriments par toute la surface du thalle en contact avec l'eau. Les crampons sont surmontés d'un pédoncule de longueur et de diamètre variable, le stipe. L'algue se termine par une fronde qui peut être découpée en filaments, cordons ou lanières (Cabioch et al., 1992).

I.5.1.1 Acide alginique (Pérez, 1997 ; Kornprobst, 2006)

L'acide alginique est un polysaccharide matriciel des algues brunes (entre 10 et 45% du poids sec du thalle) (Kloareg et Quatrano, 1988) qui est localisé autour des cellules de la zone médullaire.

Composition de l'acide alginique

L'acide alginique est un polymère linéaire constitué d'un diholoside anionique (Reviere, 2002) d'acide β -D-mannuronique et d'acide α -L-guluronique relié par une liaison osidique 1 β et 4.

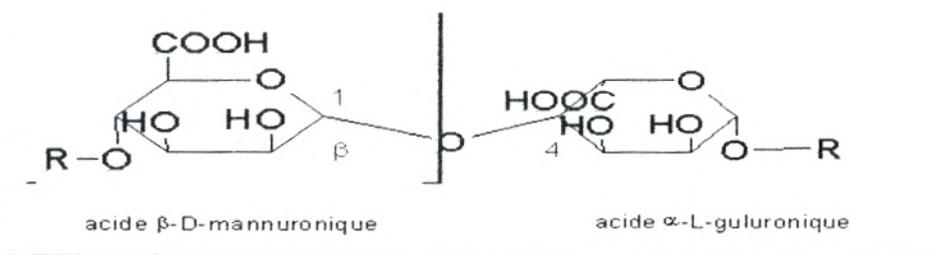


Figure 01 : Structure de l'acide alginique.

I.5.1.2 Agars

L'agar est un polysaccharide matriciel de certaines Rhodobiontes de l'ordre des Gélidiales et des Gigartinales présent en quantité importante dans le thalle (en moyenne 30 à 70% du poids sec) (Kornprobst, 2006).

Composition des agars

C'est un polymère sulfaté du D- et L-galactose et/ou du 3,6- α -anhydrogalactose. Il est constitué par la répétition régulière du motif diosidique [...3(D-galactose) β 1-4(L-galactose) α 1...] n.

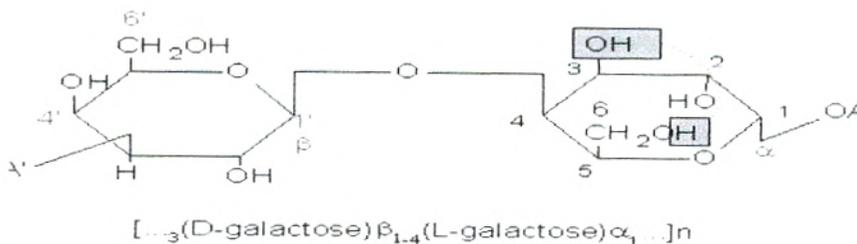


Figure 02 : Structure de l'agar.

I.5.1.3 Carraghénanes

Les carraghénanes, de même que les agars, sont extraits de certaines Rhodobiontes, de l'ordre des Gigartinales et des Cryptoménales.

Composition des carraghénanes

Les carraghénanes sont constitués de D-galactose et forment le motif diosidique [...3(D-galactose) β 1-4(D-galactose) α 1...] n, appelé carrabiose (**Leclerc et al., 2010**).

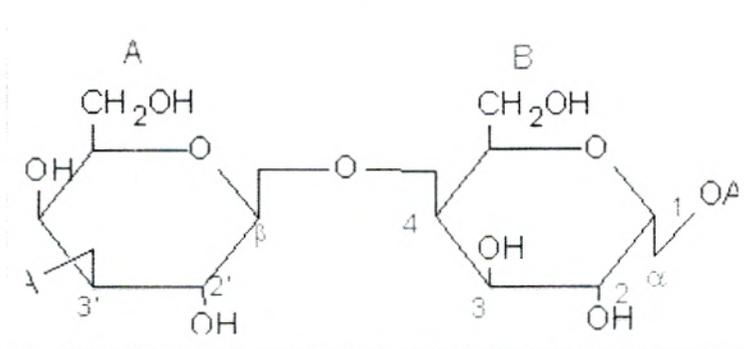


Figure 03 : Motif diosidique de base des carraghénanes.

I.5.1.4 Polysaccharides sulfatés

Ce sont des polysaccharides situés dans la paroi des cellules, on retrouve les carraghénanes (extrait des algues rouges), mais il existe également les fucanes chez les algues brunes et les ulvanes chez les algues vertes. Ces polysaccharides font l'objet de nombreuses études notamment dans le domaine médical (**Kornprobst, 2006**).

1. Fucoïdanes ou fucanes

Ce sont des constituants de la paroi cellulaire de certaines algues brunes à base d'unités L-fucose liées en α -(1,2) et sulfatés en 4. Il semblerait que ces polysaccharides sulfatés ne soient pas présents chez toutes les Phéophycées, mais on les trouve chez les Fucales et les Laminariales (**Percival, 1979**).

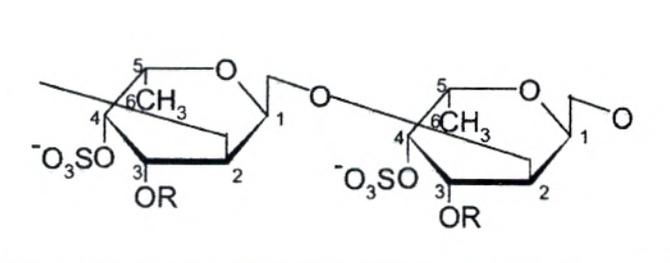


Figure 04: Structure primaire des chaînes de fucose α -(1,2) des fucanes d'algues brunes.

2. Ulvanes

On les trouve dans la paroi des algues vertes qui appartiennent à la famille des Ulvales. Ces ulvanes sont des polysaccharides anioniques sulfatés et carboxylés qui sont solubles dans l'eau. Ces ulvanes sont représentés de 8 à 29% du poids sec de l'algue. Ils sont constitués de nombreux sucres dont les principaux sont le L-rhamnose sulfaté en position 3, l'acide D-glucuronique et l'acide L-iduronique. On trouve également du D-galactose, du D-glucose et du D-xylose.

I.5.2 Pigments

La majorité des algues possède des pigments à l'origine de la photosynthèse qui les colorent de différent type de chlorophylles.

I.5.3 Composés phénoliques

Près de 8000 composés naturels appartiennent à cette famille; ils ont en commun un noyau benzénique portant au moins un groupement hydroxyl (**Delgado, 2005**). Les composés phénoliques peuvent être engendrés par deux voies métaboliques : la voie du shikimate, la plus courante, qui conduit entre autre à la formation des acides phénoliques, flavonoïdes et lignanes ; et la voie des polyacétates qui est à l'origine de composés polycycliques tels que les tanins hydrolysables et condensés, les coumarines, les xanthones et les quinones (**Anton et al., 2003**).

I.5.3.1 Acides phénoliques

Les acides phénoliques font partie des formes les plus simples des composés phénoliques et se séparent en deux grands groupes distincts que sont les acides hydroxybenzoïques (C6-C1) et les acides hydroxycinnamiques (C6-C3) (**Arimboor et al., 2008**).



Figure 05 : Structure des acides hydrobenzoïques et hydrocinnamiques.

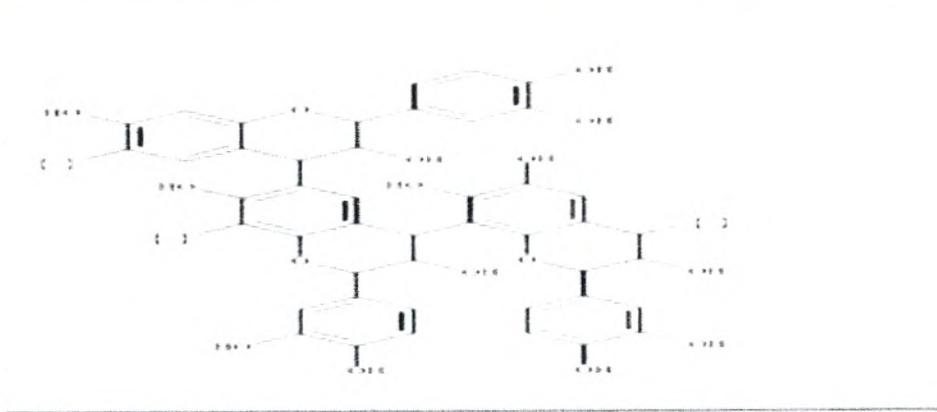


Figure 07 : Structure des tanins condensés.

I.5.4 Caroténoïdes

Les caroténoïdes sont des terpènes en C40 qui possèdent un chromophore avec au moins dix doubles liaisons. Ce sont des pigments végétaux qui donnent une couleur jaune orangée aux organes qui les contiennent. Les caroténoïdes peuvent être séparés en deux grandes classes, les carotènes et les xanthophylles qui diffèrent respectivement par l'absence ou la présence de fonctions hydroxyles (**Bruneton, 2008**).

I.5.5 Alcaloïdes

Le terme d'alcaloïde a été introduit par W. Meisner au début du XIX^{ème}. La définition admise des alcaloïdes est celle donnée par **Winterstein et Trier en 1910**.

Un alcaloïde est un composé organique naturel (le plus souvent d'origine végétale), hétérocyclique avec l'azote comme hétéroatome, de structure moléculaire complexe plus ou moins basique et doué de propriétés physiologiques prononcées même à faible dose (**Bruneton, 1999 ; Zenk et Juenger, 2007**).

I.6 Utilisation des algues

Les algues ont été utilisées depuis longtemps : au début dans l'alimentation des populations des rivages asiatiques, ou comme engrais en Europe ou encore pour le bétail. Depuis le XVIII^{ème} siècle l'iode est extrait industriellement des algues au Japon.

A cause des propriétés de plusieurs de leurs éléments, les algues ont été et sont encore utilisées dans :

- ❖ Agro-alimentaire : Gélose et alginates utilisées comme agents émulsifiants, épaississants, stabilisants, gélifiants (additifs d'E400 à E408), excipients (**Cosandey et al., 2003**).
- ❖ Agriculture : utilisées comme engrais (goémon) ou amendement (maërl).

- ❖ Dentisterie : pâtes pour les empreintes dentaires.
- ❖ Industries chimiques : les frustules (enveloppes externes des diatomées) siliceux, sont utilisés comme abrasifs, ou isolants phoniques ou thermiques. Les colles, peintures, résines, caoutchoucs, savons utilisent des produits d'algues (**Guo-li et al., 2008**).
- ❖ Médecine : en thalassothérapie, on utilise les bains d'algue (algorithérapie) pour traiter les rhumatismes ou certaines affections de l'appareil locomoteur ; en chirurgie ou en gynécologie, on utilise des stipes de laminaires (pour leur propriété à retenir l'eau tout en se dilatant) pour débrider une plaie ou dilater une voie naturelle (**Eckenfelder, 1982**).
- ❖ Pharmacie : on utilise les propriétés laxatives ou vermifuges (*Hypnea Carragheen*),
- ❖ Anticoagulantes (*Phyllophora*) (**Foy et al., 2001**).

Chapitre II : Étude de l'espèce algale

II.1 Classification

La classification de l'espèce *Sargassum muticum* d'après **Rousseau et al. (2001)**, **Cavalier-Smith (2004)**, **Cho et al. (2006)** et **Phillips et al. (2008)** est la suivante :

Classe : Phéophycées

Sous- classe : Cyclosporées

Ordre : Fucale

Famille : Sargassacées

Genre : *Sargassum*

Genre espèce : *Sargassum muticum*

Synonymes : *Sargassum kjellmanianum*. muticum Yendo

Noms communs : Fil mauvaises herbes, mauvaises herbes étrangler, Jap mauvaises herbes, wireweed, Japweed.

II.2 Famille des Sargassacées

Les Sargassacées est un groupe taxonomique, décrit en 1843 par **Kützing** et qui appartient à la classe des Phéophycées (**Critchley, 1983**), avec près de 1000 taxons décrits (**Guiry et Guiry, 2008**), mieux connus sous le nom d'algues brunes. Les Phéophycées sont des organismes strictement aquatiques et photosynthétiques se définissant par un ensemble de caractères communs tels que la structure des plastes, des cellules reproductrices flagellées et la présence de pigments de couleur jaune orangé (**De Reviere, 2003**).

La famille des Sargassacées montre une forte diversité. En effet, d'après **Guiry et Guiry (2009)**, 488 espèces ont été recensées. En nombre d'espèces, les Sargassacées représentent ainsi 92% des espèces connues au sein de l'ordre des Fucales qui comptent 528 espèces (**Yoshida, 1983**). Cette famille est divisée en 26 genres dont le plus important, en nombre d'espèces, est le genre *Sargassum* avec 352 espèces décrites dont la majorité est des espèces benthiques (**Rousseau et De Reviere, 1999**).

II.3 Genre *Sargassum*

Décrit par **Agardh en 1820**, le genre *Sargassum* est présent dans la quasi totalité des océans, tempérés et tropicaux, du globe (**Guiry et Guiry, 2009**). Néanmoins, on retrouve la

plus forte diversité spécifique du genre *Sargassum* dans les régions intertropicales du Pacifique Ouest avec plus de 130 espèces recensées dont 60% seraient endémiques au Pacifique (Phillips, 1995 ; Mattio, 2008). Face à ce grand nombre d'espèces, les taxonomistes ont rapidement divisé le genre en 4 sous-genres qui sont *Bactrophyucus*, *Phyllotrichia*, *Sargassum* et *Schizophycus*. Ces sous-genres se différencient par la morphologie des frondes, des réceptacles et des vésicules aérifères.

II.4 *Sargassum muticum*

II.4.1 Description botanique

Sargassum muticum est une grande algue brune aquatique (Keeling, 2005), dont la couleur varie du brun foncé au pâle, brun jaunâtre en fonction de la saison et les conditions de croissance. *S. muticum* a régulièrement alternance pousses latérales ou branches, sur une tige vivace centrale. Il se fixe sur le support avec un crampon en forme de disque. Il a de nombreux petits ronds de 2-3 mm ou air - vessies en forme de poire qui siègent sur les petites tiges et provoquer l'algue de se tenir debout dans l'eau ou flotter si des parties de l'algue sont détachés de la base de la tige. Cette espèce a une fronde qui peut être 75 à 120 cm de long dans son aire d'origine, mais atteint normalement une longueur de 1,5 à 2 m dans les eaux suédoises , 6 à 7 m dans les eaux françaises , et jusqu'à 8,5 m dans les eaux norvégiennes . Les branches latérales se détachent à l'été ou à l'automne, laissant une base de la tige courte vivace pour hiver (Wallentinus, 1999 ; Wallentinus, 2010).

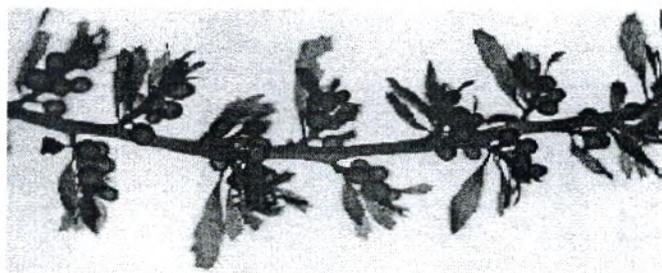


Figure 08: *Sargassum muticum* prise par Rahim network ; blogspot.com.

II.4.2 Reproduction et cycle de vie

Les organes mâles et femelles se développent dans des conceptacles différents, cependant, les réceptacles sont hermaphrodites (Deysher et al., 1982). *S. muticum* est monoïque et autofertile. La reproduction a lieu au printemps, en été et début de l'automne en fonction de la température de l'eau. Ce sont des sporophytes ($2n$ chromosomes) qui produisent des organes reproducteurs spécialisés appelés réceptacles. Chaque réceptacle contient de nombreux conceptacles qui abritent les organes reproducteurs mâles ou anthéridies (producteurs de gamètes mâles ou anthérozoïdes ou spermatozoïdes) et les organes reproducteurs femelles ou Oogones (producteurs de gamètes femelles ou oosphères) (Chapman et Chapman, 1973). Après fécondation, les zygotes se forment à la surface des réceptacles (Yoshida, 1983). Ils germent pour donner des plantules portant 8 à 16 rhizoïdes, qui une fois libérées, sédimentent rapidement et se fixent à un substrat dur dans un rayon d'environ un mètre du thalle parental (Stiger et Payri, 2007).

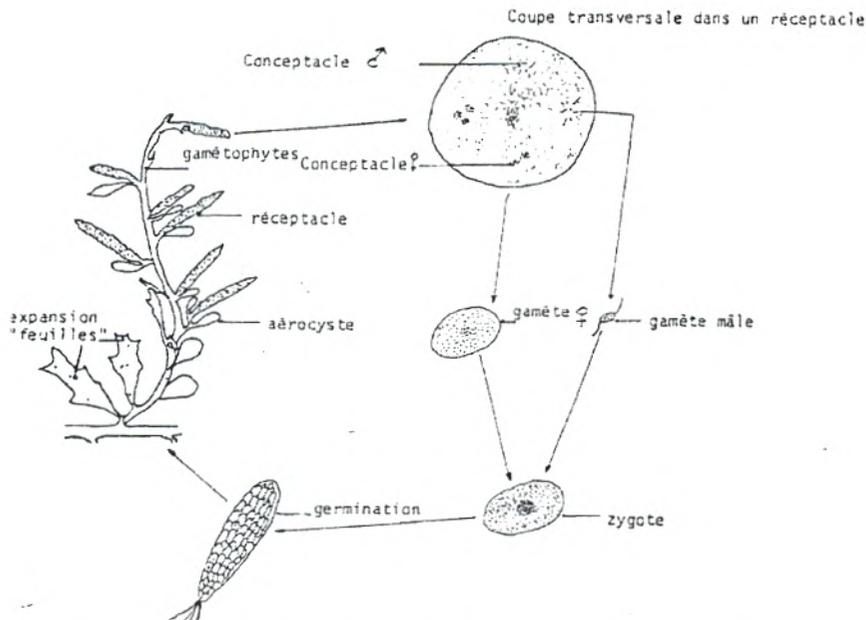


Figure 09 : Schéma de reproduction sexuée oogame et cycle schématisé de *Sargassum muticum* (Cycle monogénétique) (Givernaud, 1984).

II.4.3 Conditions de croissance

S. muticum présente également une résistance écologique considérable. Elle a régulièrement besoin de températures de 5 à 30 °C (Norton, 1977 ; Fletcher, 1989), mais à des basses températures et à des salinités réduites, le taux de croissance est réduit (Norton,

1977). Les conditions idéales de croissance sont considérées comme étant une température de 25 °C et à une salinité de 34 ppt (Eno et Clark, 1997).

II.4.4 Utilisation

Les *sargasses* en particulier, sont récoltées et utilisées dans de nombreux pays asiatiques pour leurs propriétés médicinales (Masuda et al., 1993 ; Hong et al., 2007), comme aliments (Wondimu et al., 2007), comme fertilisants (Sivasankari et al., 2006) ou pour leur teneur en alginates (industries textile et agroalimentaire) (Saraswathi et al., 2003). Elles peuvent être également source de composés à activité anti-inflammatoires (Dar et al., 2007 ; Smit, 2004), antivirales, stimulantes pour la genèse des vaisseaux sanguins, anticancéreuses, anticoagulantes, réductrices de la prolifération des cellules, ils renferment également des composés phénoliques (Stiger et al., 2004 ; Plougerné et al., 2006), aux propriétés antioxydantes et antimicrobiennes.

II.4.5 Travaux antérieurs

Très peu de travaux ont été réalisés sur l'étude des propriétés antioxydantes et antimicrobiennes de l'algue *S. muticum*.

Nous reprenons, ci-dessous, les principaux travaux relatifs à l'étude de *Sargassum muticum*.

Les travaux réalisés par Gorham et Lewey (1984) sur la variation saisonnière de la composition chimique de *S. muticum* ont montré que la teneur la plus élevée en composés phénoliques était marquée pendant l'été (mois de juin et juillet),

Etahiri et al. (2004) ont évalué l'activité antimicrobienne et anti-inflammatoire chez 22 espèces d'algues dont *S. muticum* qui a montré une activité anti-inflammatoire supérieure à 50% et une faible activité antimicrobienne.

Hrudayanath et al. (2007) ont étudié l'activité antioxydante et antimicrobienne des extraits méthanoliques de *Sargassum* sp, ces derniers ont révélés une bonne activité antioxydante et une activité antimicrobienne importante contre *Staphylococcus aureus*, *Bacillus subtilis*, et *Escherichia coli*.

Chapitre III : Radicaux libres et antioxydants

III. Introduction

L'assimilation de l'oxygène par les organismes peut engendrer la formation de dérivés dangereux parmi lesquels l'oxygène singulet et les radicaux libres. Ces formes très réactives de l'oxygène ont un rôle important dans diverses pathologies chroniques (cancer, athérosclérose, arthrose, Parkinson...) ou aiguës (inflammation, choc septique...) (**Dodet, 1991**).

Un radical libre est une espèce, atome ou molécule, contenant un électron non apparié. Ce déséquilibre n'est que transitoire et il est comblé soit par l'acceptation d'un autre électron soit par le transfert de cet électron libre sur une autre molécule. Ces espèces radicalaires très instables et très réactives sont produites d'une manière continue au sein de notre organisme, dans le cadre de nombreux phénomènes biologiques. Par exemple, lors de la respiration cellulaire, l'oxygène moléculaire se transforme en diverses substances oxygénées, communément appelées radicaux libres de l'oxygène ou espèces réactives oxygénées (ERO) (**Gutteridge, 1993**).

Un antioxydant est une substance qui peut être ajoutée à faible dose à un produit naturellement oxydable à l'air, capable de ralentir ou d'inhiber le phénomène d'oxydation. Cette définition peut être élargie et le terme "antioxydant" englobe ainsi toutes les substances qui protègent les systèmes biologiques contre les effets délétères potentiels des processus ou réactions qui engendrent une oxydation excessive (**Shimizu, 2004**).

Les antioxydants s'utilisent pour réduire l'oxydation du produit auquel ils sont mélangés. Ils agissent suivant deux mécanismes :

- 1) Neutralisation des radicaux libres en empêchant les réactions en chaîne initialisées par ces derniers.
- 2) Destruction des hydroperoxydes (composés intermédiaires formant des radicaux libres en interrompant la liaison O-O), en diminuant ainsi la vitesse de formation de radicaux libres (**Ribeiro, 2001**).

On distingue deux sortes de systèmes de défense selon le niveau de leur action :

III.1 Systèmes de défense

Des systèmes de défense permettent de prévenir la formation radicalaire ou de limiter les lésions d'oxydation résultantes. Ces systèmes peuvent être endogènes ou exogènes, d'origine nutritionnelle.

III.1.1 Antioxydants endogènes

Un système de défense primaire composé d'enzymes et de substances antioxydantes

- ✓ Superoxyde dismutase (SOD) : diminue la durée de vie de l'anion superoxyde $O_2\cdot^-$;
- ✓ Catalase : transforme le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) en simple molécule d'eau ;
- ✓ Glutathion peroxydase (GPx) : détruit le peroxyde d'hydrogène et les peroxydes lipidiques.
- ✓ Les molécules piègeurs : le glutathion (GSH), l'acide urique, les protéines à groupement thiols, ubiquinone, ...etc (Mika et al., 2004).

Un système de défense secondaire : composé d'enzymes protéolytiques, des phospholipases, des ADN endonuclease et ligase, des macroxyprotéinases (Mika et al., 2004).

III.1.2 Antioxydants exogènes

Ils sont présents dans l'alimentation telle que les vitamines A, C, E et les polyphénols en particulier les flavonoïdes, ainsi que les cofacteurs des enzymes impliquées dans les systèmes antioxydants endogènes comme le sélénium, le zinc et le manganèse. Ces antioxydants nutritionnels sont indispensables mais leur action est limitée jusqu'à ce qu'ils soient régénérés (Koechlin-Ramonatxo, 2006).

Chapitre IV : Microorganismes

IV. Généralité sur les microorganismes :

L'homme dans un environnement peuplé d'un grand nombre de microorganismes qui sont présents dans l'air, dans le sol, dans les eaux douces, dans les eaux marines (**Horner-Devine et al., 2003**). Ces microorganismes sont constitués par les bactéries, les virus, les levures. Ils sont soit des hôtes naturels de l'homme et donc saprophytes, soit ils déterminent une infection et donc pathogènes (**Khiati, 1998**).

Les antibiotiques sont une classe d'antimicrobiens qui peuvent potentiellement être utilisés comme médicaments en médecine pour traiter les infections à cause de leur basse toxicité pour l'homme et pour l'animal (**Bruxelle, 2008**).

Parmi ces microorganismes, nous citons :

IV.1. *Escherichia coli*

C'est un bacille à coloration de Gram négative, mobile, aérobie, résident normal du tube digestif de l'homme (**Delarras, 2007**). Sa présence fournissant une indication sur l'éventuelle contamination de l'aliment par des bactéries pathogènes d'origine digestive (**Federighi, 2005**).

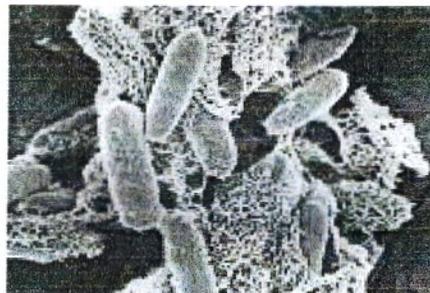


Figure 10 : Aspect morphologique de la souche d'*Escherichia coli* observée au microscope électronique (artsonearth.com)

Pouvoir pathogène

Différents groupes ou classes d'*E. Coli* sont impliqués dans des syndromes diarrhéiques chez l'homme et les jeunes enfants dans les pays en voie de développement ou les pays développés selon le cas :

- *E. coli* est un bacille gram négatif, de la famille des Entérobacteriacées. Elle fermente le glucose par la voie des acides mixtes (**Kaper et al., 2004**).

- *E. coli* ECEP : provoque des troubles digestifs spécifiques. Ces souches sont la cause de gastro-entérites infantiles sévères (céphalée, fièvre, vomissement et diarrhées).
- *E. coli* ECET : Ces souches sont responsables de la diarrhée des voyageurs et de syndromes diarrhéiques cholériformes épidémiques dans les pays du tiers-monde. Ce sont des souches capable d'excréter des toxines (toxines LT et /ou ST) (Guiraud et al., 2004).

IV.2 *Staphylococcus aureus*

D'après Bourgeois et al. (1996), l'espèce *S. aureus* appartient à la famille des Micrococcacées. Elle est une cocci à Gram positive, non sporulée, immobile, coagulasse et catalase positive (Perry et al., 2004). Elle croit plus rapidement en aérobie qu'en anaérobie et elle est responsable d'un très grand nombre d'infections chez l'homme et l'animal (Berche, 1999) et d'infections des plaies, de la peau et du sang (de Billerbeck, 2005).

C'est une bactérie mésophile, capable de se multiplier à des valeurs de pH comprises entre 4,2 et 9,3 (Laurent et al., 1998).

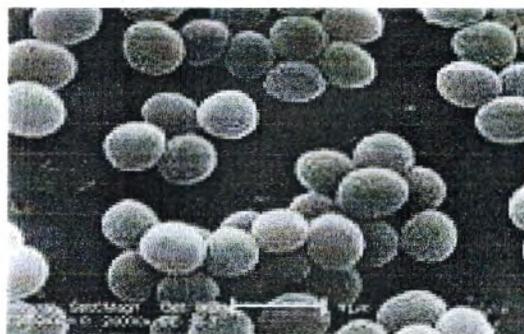


Figure 11: Aspect morphologique de la souche *Staphylococcus aureus* observée au microscope électronique (wikipedia.org)

Pouvoir pathogène

Les intoxications alimentaires à *S. aureus* surviennent 3 à 6 heures après l'ingestion de l'aliment contaminé. La symptomatologie débute dans un contexte non fébrile, et peut provoquer des crampes abdominales, des diarrhées et des vomissements (Delarras, 2007). La muqueuse intestinale est recouverte de fausses membranes avec des ulcérations hémorragiques et nécrotiques (Berche, 1999).

Dans beaucoup de pays, *S. aureus* est considéré comme le deuxième ou le troisième germe pathogène le plus commun causant des manifestations d'intoxication alimentaire, après *Salmonella* et *Clostridium perfringens* (Ananou et al., 2005).

IV.3 *Bacillus cereus*

Bacillus cereus est un germe ubiquitaire présent dans la nature mais peut aussi être retrouvé dans la flore intestinale de certains animaux. C'est un bacille Gram positif, non encapsulé, sporulé lui conférant une résistance aux moyens de désinfection utilisés dans l'industrie agro-alimentaire. Il est alors souvent retrouvé sur l'ensemble de la chaîne de production des aliments, favorisant ainsi sa large distribution à presque tous les types d'aliments dont les plus fréquents sont : riz, pâtes, produits alimentaires diététiques, épices, aliments séchés, volaille, viande et certains végétaux (Gaillard, 1998).



Figure 12 : Aspect morphologique de la souche *Bacillus cereus* observée au microscope électronique (aquaportail.com).

Pouvoir pathogène

B. cereus peut être responsable d'intoxications alimentaires graves avec une mortalité élevée en l'absence d'une prise en charge précoce et adéquate. Elle est la cause de deux types de maladies d'origine alimentaire : une intoxication émétique (vomissements) due à l'ingestion d'une toxine (cereulide) préformée dans les aliments et une infection diarrhéique due à l'ingestion de cellules ou spores bactériennes produisant des enterotoxines dans l'intestin grêle (Gaillard, 1998).

IV.4 *Klebsiella pneumoniae*

Cette bactérie rassemble des bacilles à Gram négatif (**Di Martino et al., 1999; Podschun et al., 2000**), de 0.3 à 1.0 μm de diamètre sur 0.6 à 6 μm de longueur, se présentant de manière isolée, ou groupée par deux ou en courtes chaînes et présentant les caractères généraux de la famille des *Enterbactériacées* (**Ayan, 2003; Jonas et al., 2004**).

Ce sont des bactéries immobiles, non sporulées, aéro-anaérobies, ayant un métabolisme respiratoire et fermentatif, fermentant le glucose avec production de gaz, oxydase négative, catalase positive, (**Jarlier et Nordman, 2000**).

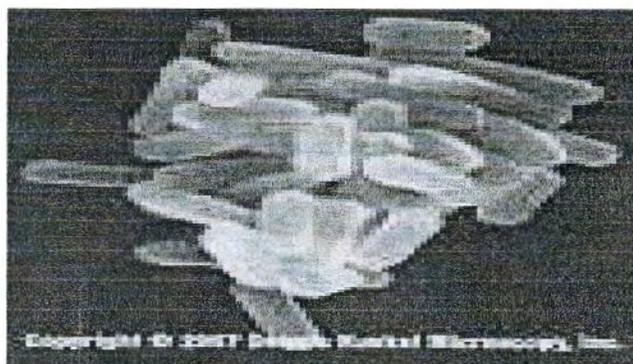


Figure 13 : Aspect morphologique de la souche *Klebsiella pneumoniae* observée au microscope électronique (denniskunkel.com).

Pouvoir pathogène

K. pneumoniae sont des flores commensales de l'homme et des animaux (**Bagley et al., 1978**). Elle colonise jusqu'à 30% des individus au niveau des muqueuses digestive et nasopharyngée. La colonisation augmente de façon très importante chez les patients hospitalisés (**Cooke et al., 1979; Haverkorn et al., 1979**).

Elle est à l'origine d'infections communautaires, elle a été initialement décrite dans des pneumonies nécrosantes (**Carpenter et al., 1990**). Elle est aujourd'hui surtout reconnue comme responsable d'environ 10% d'infections nosocomiales (infections urinaires, intra-abdominales, infections de site opératoire, septicémies, pneumonies) (**Chung et al., 1992; Podschun et al., 2000; Dong, 2003; Madigan et Martinko, 2007**).

IV.5 *Pseudomonas aeruginosa*

P. aeruginosa est connu depuis longtemps sous le nom de *Bacillus pyocyaneus*, isolé pour la première fois en 1882 par **Charles Gessard**, ce sont des bacilles à Gram négatif, non

Pouvoir pathogène

Bien que *M. luteus* n'est pas pathogène et est considéré comme un contaminant naturel, (Greenblat et al., 2004). Cette bactérie pourrait être un pathogène émergent engendrant des maladies nosocomiales chez des patients immunodéprimés (comme les patients infectés par le VIH) (Young et al., 2010).

Micrococcus est généralement considéré comme un organisme saprophyte ou commensal. Il peut cependant être un pathogène opportuniste (Smith et al., 2005).

IV.7 *Candida albicans*

Candida albicans est un genre de champignon de groupe complexe, hétérogène, appartenant aux levures dont les colonies sont de couleur blanche et ressemblent à des colonies bactériennes, comprend à 150-200 espèces (Odds, 1988). Macroscopiquement, les levures sont des cellules ovales ou arrondies de 4 à 6 μm de diamètre. Elles provoquent des infections fongiques (candidiase ou candidose) essentiellement au niveau des muqueuses digestive et gynécologique (Boiron, 1999 ; Pfaller, 2002).

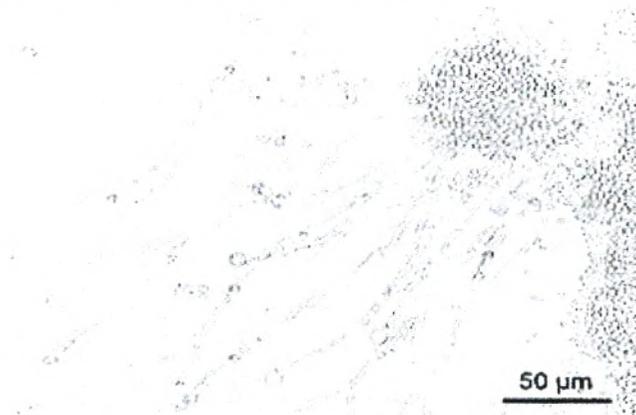


Figure 16 : Aspect morphologique de la souche *Candida albicans* observée au microscope électronique (www.Candida.albicans.com).

Pouvoir pathogène

C. albicans est responsable de la plupart des manifestations pathologiques chez l'homme. Elle est un endosaprophyte du tube digestif et des muqueuses génitales (Bergogne, 2007), mais il peut passer de l'état saprophyte à un état parasitaire pathogène. A l'inverse, *C. albicans* n'est jamais trouvé à l'état normal sur la peau. (Xu et al., 2008).

Partie II :
Matériel et méthodes

I.1 Zone d'échantillonnage

Le matériel végétal qui a fait l'objet de notre travail est l'algue brune *Sargassum muticum* récoltée à la plage de Madrid à l'ouest de la wilaya de Ain-Temouchent (**Figure 17**).

Les paramètres géographiques de cette région sont représentés dans le **Tableau 2**.

Tableau 2: Situation géographique (**Encarta, 2009**)

Station	Altitude	Longitude (O)	Latitude (N)	Etage bioclimatique
Plage Madrid (Ain-Témouchent)	0m	1°28'	35°18'	Littoral

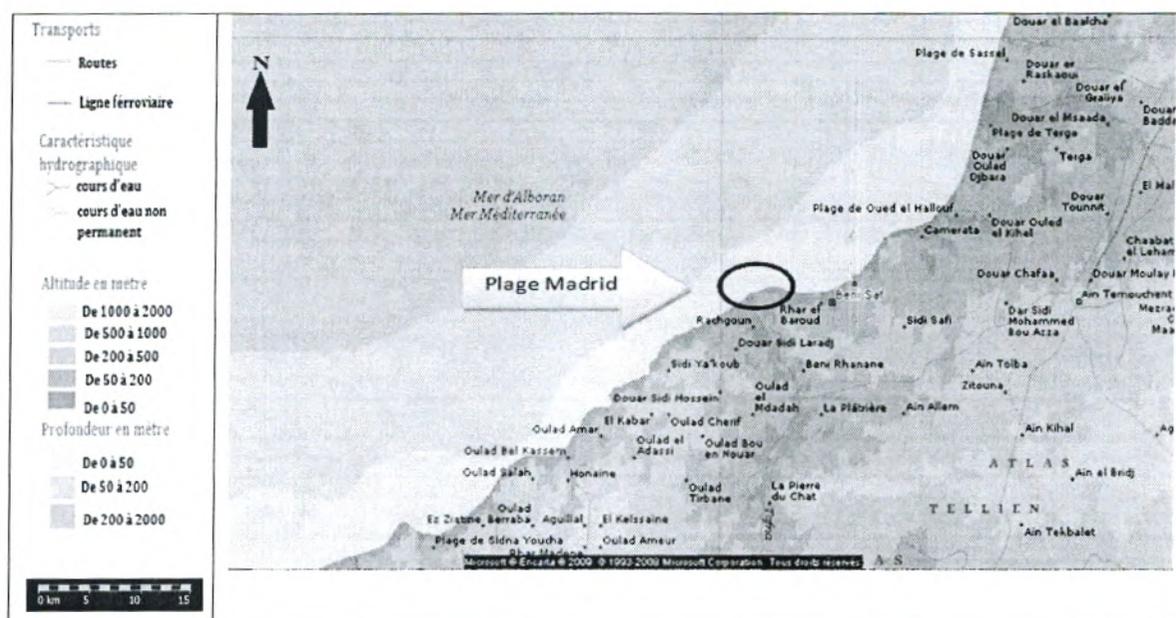


Figure 17 : Emplacement géographique du site d'échantillonnage de *Sargassum muticum*.

○ : station de la récolte (**Encarta, 2009**).

I.2 Échantillonnage

L'algue brune *Sargassum muticum* a été récoltée à la main durant le mois de Juin 2013 (**Figure 18**). Après la collecte, l'algue a été rincée à l'eau de mer propre, puis transférée au laboratoire et rincée à l'eau de robinet et à l'eau distillée pour éliminer l'excès du sel et toute

microflore associée, en suite séchée à l'ombre durant 7 jours à température ambiante. Après séchage, puis placée dans des sacs en papier et conservée ensuite à l'abri de la lumière avant l'utilisation (Gonzalez del Val et al., 2001).

L'espèce de *S. muticum* a été identifiée par le Docteur Benguedda Wassila, laboratoire de recherche : Valorisation des actions de l'homme pour la protection de l'environnement et application en santé publique, Département d'Écologie, Université de Tlemcen.

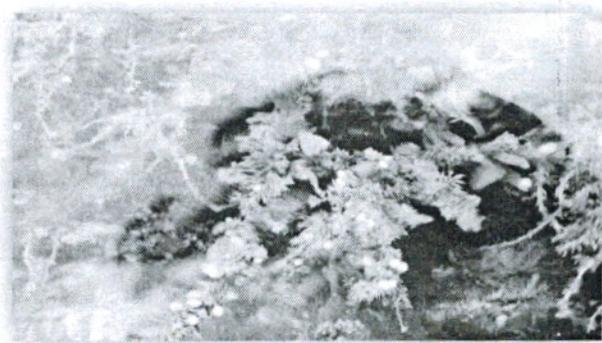


Figure 18 : *Sargassum muticum* (Photo prise par Ghania Aissaoui, 2013).

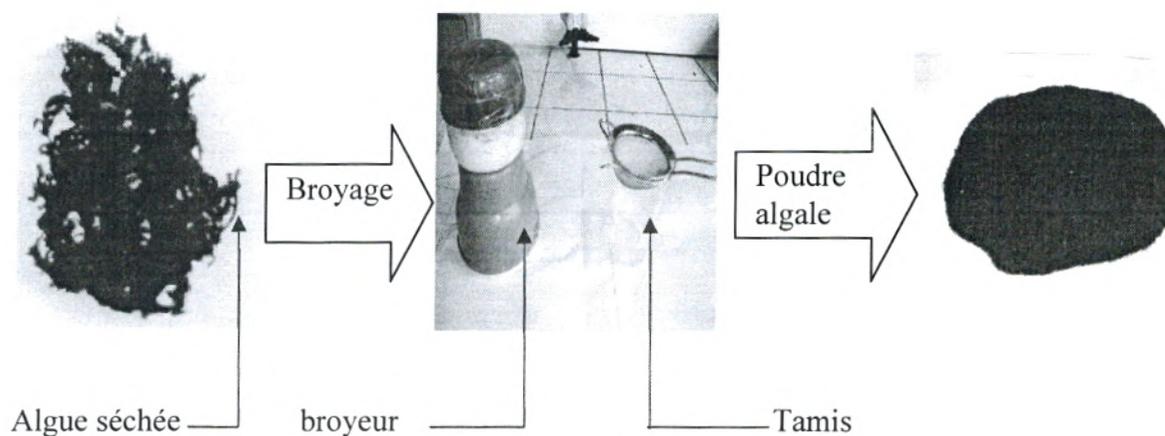


Figure 19 : Photos représentant le séchage (à gauche) et le broyage (à droite) de l'algue (Photo originale).

I.3 Extraction du produit algal

I.3.1 Préparation de l'extrait brut

La méthode d'extraction utilisée est celle décrite par **Duan et al. (2004)**. Un mélange de deux solvants a été utilisé au cours de l'extraction : le méthanol et le chloroforme. Le protocole suivi comporte les étapes ci-dessous :

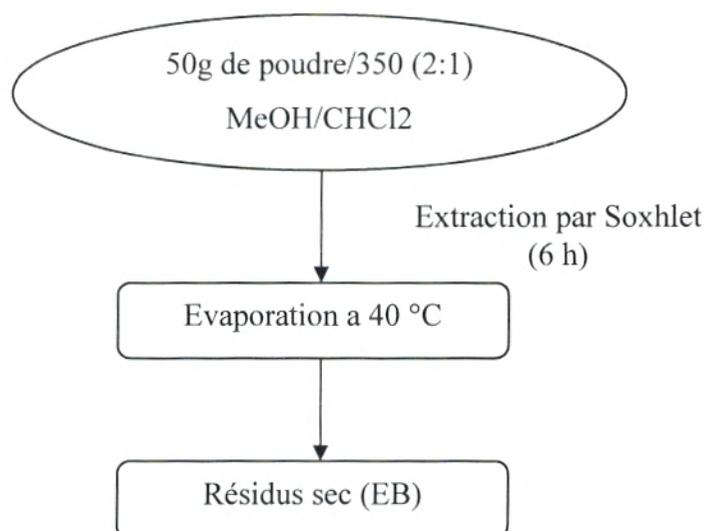


Figure 20 : Protocole d'extraction d'extrait brut.

I.1.2 Fractionnement de l'extrait brut

- 100 g de la poudre algale est extraite avec 500 ml du méthanol: chloroforme (2:1) (V:V) dans un extracteur de Soxhlet pendant 6 h (**Figure 20**).

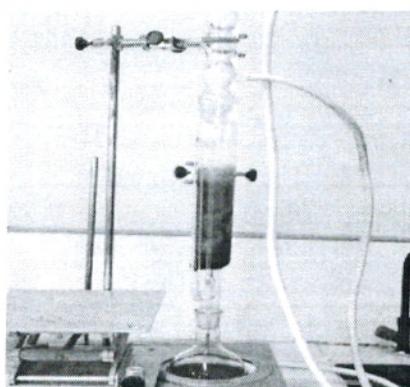


Figure 21 : Photo représentant l'extraction d'algue au Système Soxhlet (photo originale).

- L'extraction a été répétée deux fois, les deux solutions organiques sont combinées et évaporées sous vide pour donner un extrait brut (**Figure 22**).



Figure 22 : Evaporation de l'extrait algal par le rotavapor HAHNSHIN HS-2005 V-N (photo originale).

- Dissoudre l'extrait sec dans le méthanol à 90%, puis l'extraire avec 3 x 100 ml d'éther de pétrole (EP). La solution méthanolique est évaporée sous pression réduite jusqu'à obtention d'un extrait semi-solide, qui sera ensuite dissous dans 200 ml d'eau distillée puis extrait successivement avec 3 x 100 ml d'acétate d'éthyle (AE), 3 x 100 ml de dichlorométhane (DM) et 3 x 100 ml de n-butanol (BuOH).

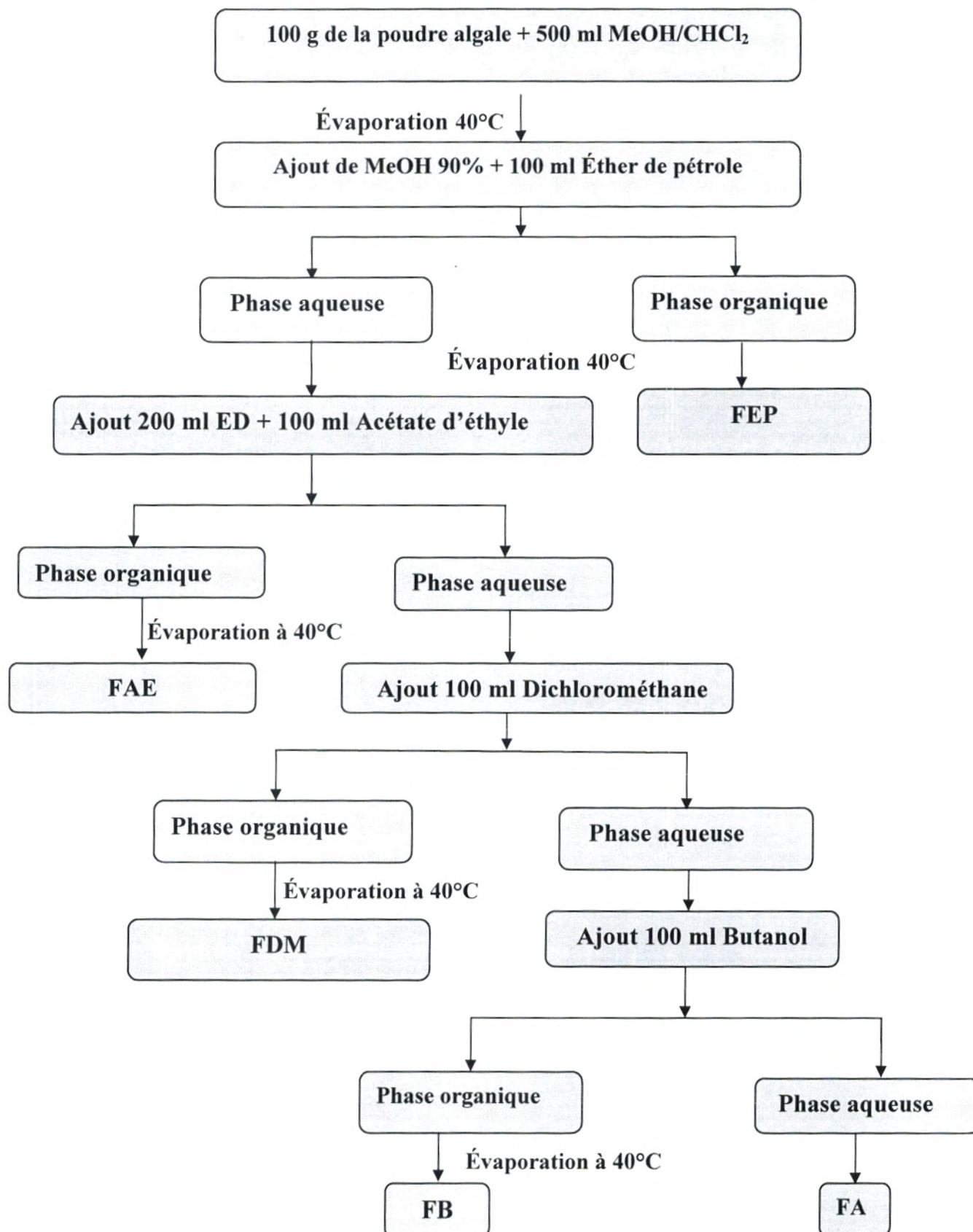


Figure 23 : Protocole d'extraction (Bin-Gui Wang *et al.*, 2004)

Fraction étherique (FEP); Fraction acétate d'éthyle (FAE); Fraction dichlorométhane (FDM); Fraction butanolique (FB); Fraction aqueuse (FA).

➤ **Calcul des rendements en extraits secs (AFNOR, 1986).**

Nous pouvons déterminer le rendement de l'algue en extrait sec en calculant le rapport suivant :

$$R (\%) = \frac{P1 - P2}{P3} \times 100$$

R : Rendement exprimé en %.

P1 : poids du ballon après évaporation.

P2 : poids du ballon avant évaporation vide.

P3 : poids de la matière végétale.

II. Dosage et détermination de la capacité antioxydante totale

II.1 Dosage des composés phénoliques

II.1.1 Dosage des phénols totaux

➤ Principe

Le dosage des polyphénols totaux par le réactif de Folin-Ciocalteu a été décrit dès **1965 (Singleton et Rossi)**. Le réactif est constitué par un mélange d'acide phosphotungstique ($H_3PW_{12}O_{40}$) et d'acide phosphomolybdique ($H_3PMo_{12}O_{40}$). Il est réduit, lors de l'oxydation des phénols, en un mélange d'oxydes bleus de tungstène et de molybdène (**Ribéreau, 1968**). La coloration produite, dont l'absorption maximum est comprise entre 725 et 750 nm est proportionnelle à la quantité de polyphénols présents dans les extraits végétaux (**Boizot et Charpentier, 2006**).

➤ Mise en œuvre pratique

Un volume de 200 μ l des extraits de chaque fraction de l'algue (*S. muticum*) est introduit dans des tubes à essai et mélangé avec l'eau distillée. Le mélange (1 ml du réactif de Folin-Ciocalteu dilué 10 fois et 0,8 ml de carbonate de sodium à 7.5%) est additionné. Les tubes sont agités et conservés durant 30 min à la température ambiante. L'absorbance est mesurée à 765 nm contre un blanc à l'aide d'un spectrophotomètre SPECORD 200 Plus.

Une courbe d'étalonnage est réalisée en parallèle dans les mêmes conditions opératoires en utilisant l'acide gallique comme contrôle positif.

Les résultats sont exprimés en milligramme (mg) équivalent d'acide gallique par gramme de matière algale sèche (mg GAE/g MS).

II.1.2 Dosage des flavonoïdes

➤ Principe

La quantification des flavonoïdes a été effectuée par une méthode adaptée par **Zhishen et al. (1999)** avec le trichlorure d'aluminium et la soude. Le trichlorure d'aluminium forme un complexe jaune avec les flavonoïdes et la soude forme un complexe de couleur rose absorbe dans le visible à 510 nm.

➤ Mise en œuvre pratique

Un volume de 500 μ l de chaque fraction de l'algue *S. muticum* et convenablement dilué est mélangé avec 1500 μ l d'eau distillée, suivi de 150 μ l de nitrite de sodium ($NaNO_2$) à 5%. Après 5 min, 150 μ l de trichlorure d'aluminium ($AlCl_3$) à 10% (m/v) est rajouté au mélange.

Après 6 min d'incubation à la température ambiante, 500 µl d'hydroxyde de sodium (NaOH) à 4% est additionné. Immédiatement, le mélange est complètement agité afin d'homogénéiser le contenu. L'absorbance de la solution de couleur rosâtre est déterminée à 510 nm contre un blanc.

Une courbe d'étalonnage est réalisée en parallèle dans les mêmes conditions opératoires en utilisant la catéchine comme contrôle positif.

La teneur en flavonoïdes totaux des extraits algaux est exprimée en milligramme (mg) équivalent de la catéchine par gramme de matière algale sèche (mg EC/g MS).

II.1.3 Dosage des tanins condensés

➤ Principe

La teneur en tanins condensés est déterminée par la méthode de vanilline en milieu acide (**Julkunen-Titto (1985)**). Cette méthode est basée sur la capacité de la vanilline à réagir avec les unités des tanins condensés en présence d'acide pour produire un complexe coloré mesuré à 500 nm. La réactivité de la vanilline avec les tanins n'implique que la première unité du polymère.

➤ Mise en œuvre pratique

Un volume de 50 µl des extraits dans le méthanol est ajouté à 1500 µl de la solution vanilline/méthanol (4%, m/v) puis mélangé à l'aide d'un vortex. Ensuite, 750 µl de l'acide chlorhydrique concentré (HCl) est additionné. Le mélange obtenu est laissé réagir à la température ambiante pendant 20 min. L'absorbance est mesurée à 550 nm contre un blanc à l'aide d'un spectrophotomètre SPECORD 200 Plus.

Une courbe d'étalonnage est réalisée en parallèle dans les mêmes conditions opératoires en utilisant la catéchine comme contrôle positif.

Les résultats des teneurs sont exprimés en milligramme (mg) équivalent de la catéchine par gramme de matière algale sèche (mg EC/g MS).

II.1.4. Détermination du pouvoir antioxydant

Parmi tous les tests existants du pouvoir antioxydant, nous avons sélectionné un test qui a l'avantage d'être simple et rapide. Il s'agit du test de la CAT qui permet d'estimer la capacité antioxydante totale.

II.1.4.1 Capacité antioxydante totale (CAT)

La capacité antioxydante totale (CAT) des extraits est évaluée par la méthode de phosphomolybdène de **Prieto *et al.* (1999)**. Cette technique est basée sur la réduction de molybdène Mo (VI) présent sous la forme d'ions molybdate MoO_4^{2-} à molybdate Mo (V) MoO_2^+ en présence de l'extrait pour former un complexe vert de phosphate /Mo(V) à milieu acide .

Un volume de 0.3 ml de chaque extrait est mélangé avec 3 ml de la solution du réactif (acide sulfurique 0.6M, phosphate de sodium 28 mM et molybdate d'ammonium 4 mM). Les tubes sont visés et incubés à 95°C pendant 90 min. Après refroidissement, l'absorbance des solutions est mesurée à 695 nm contre le blanc qui contient 3 ml de la solution du réactif et 0.3 ml du méthanol et il est incubé dans les mêmes conditions que l'échantillon. La capacité antioxydante totale est exprimée en milligramme équivalent d'acide ascorbique par gramme de matière sèche (mg EAA/g MS). Les expériences sont répétées trois fois.

III : Evaluation du pouvoir antimicrobien

III.1 Microorganismes utilisés

Dans cette étude, les six souches bactériennes et la levure retenues pour évaluer le pouvoir antimicrobien sont : *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Staphylococcus aureus*, *Klebsiella pneumoniae*, *Bacillus cereus*, *Micrococcus luteus* et *Candida albicans*.

Ces souches sont entretenues par repiquage sur gélose nutritive favorable à leur croissance.

Tableau 3 : Souches utilisées dans le test antimicrobien.

Les Microorganismes	Codes
<i>Escherichia coli</i>	ATCC 8739
<i>Staphylococcus aureus</i>	ATCC 43300
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	ATCC 27853
<i>Bacillus cereus</i>	ATCC 10876
<i>Klebsiella pneumonia</i>	ATCC 13047
<i>Candida albicans</i>	ATCC 26790
<i>Micrococcus luteus</i>	ATCC 13047

ATCC: American Type Culture Collection.

III.2 Milieux de cultures

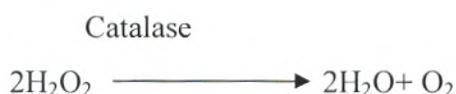
Les milieux de culture utilisés lors de notre travail étaient soit liquides ou solide : Brain Heart Broth, Gélose Nutritive, Gélose Mueller-Hinton, Sabouraud. Les milieux sont stérilisés par l'autoclavage à 120° C pendant 20 min.

III.3 Tests microbiologiques

III.3.1 Test de confirmation des souches

Test de la Catalase

Pendant leur respiration aérobie, certaines bactéries produisent du peroxyde d'hydrogène (H_2O_2), celui-ci est très toxique est certaines bactérie sont capables de le dégrader grâce aux enzymes qu'elles synthétisent et notamment la catalase. Cette enzyme est capable de décomposer l'eau oxygène selon la réaction :



Ce test a pour but de différencier les souches. Sur une lame propre, une goutte d'eau oxygénée est déposée à 10 volumes à l'aide d'une pipette pasteur boutonnée, l'inoculum bactérien est ajouté. L'observation est immédiate, s'il y'a une apparition de bulles, dégagement gazeux de dioxygène : le test catalase est + et s'il n'y a pas de bulles : catalase-.

Coloration de Gram

Un frottis fixé à la chaleur est coloré pendant une minute au *violet de gentiane*; il est ensuite rejeté, traité pendant une minute par une solution de *Lugol appelée aussi mordant*, puis rincé rapidement à l'eau distillée. On soumet alors le frottis coloré à une étape de décoloration en le traitant avec l'éthanol 95% pendant 45secondes. Il s'agit de l'étape critique: la lame est maintenue inclinée et on fait couler le solvant sur le frottis pendant 2 à 3 secondes seulement jusqu'à ce que le colorant cesse de s'échapper librement du frottis. Celui-ci est alors immédiatement rincé à l'eau distillée. À ce stade les cellules Gram négative seront incolores, les cellules Gram positive violettes. On soumet ensuite le frottis à une contre coloration de 30 secondes à la *fushine* pour colorer les cellules Gram négative présentes. Après un bref rinçage, on sèche le frottis au buvard et on l'examine à l'objectif à immersion (Grossissement X 1000) (Singleton, 1999 ; Delarras, 2007).

III.3.2 Conservation des souches

Les souches étaient conservées à 4°C dans des tubes stériles contenant 7 ml de culture incliné (ensemencement des souches isolées sur gélose nutritive pour les bactéries et gélose Sabouraud pour les levures).

III.4 Réalisation de l'antibiogramme

L'effet antimicrobien était testé par différents antibiotiques couramment utilisés sur sept souches pathogènes, ceci afin de comparer l'efficacité thérapeutique des extraits d'algues.

III.5 Réalisation de l'activité antimicrobienne

Préparation d'inoculum

Pour la fixation de l'inoculum de départ, nous avons employé une méthode photométrique (Atwal, 2003).

✓ A partir d'une préculture d'environ 18 h sur bouillon Mueller Hinton pour les bactéries et 48 h sur bouillon Sabouraud pour la levure, une suspension bactérienne a été préparée et l'homogénéisée.

✓ la densité optique doit être de 0.08 à 0.1, lue à la longueur d'onde de 625 nm (10^8) pour les bactéries et 0,11 à 0,15, lue à la longueur d'onde de 540 nm (10^7) pour les levures (Gachkar *et al.*, 2007).

Ensemencement

-le milieu de culture utilisé est Mueller-Hinton, qui est le milieu le plus employé pour les tests de sensibilité aux agents antibactériens.

- Tremper un écouvillon stérile dans la suspension bactérienne.

- L'essorer en le pressant fermement (en le tournant) sur la paroi interne du tube, afin de le décharger au maximum.

- Frotter l'écouvillon sur la totalité de la surface gélosée Mueller-Hinton, sèche, de haut en bas, en stries serrées.

- Répéter l'opération deux fois, en tournant la boîte de 60° à chaque fois sans oublier de faire pivoter l'écouvillon sur lui-même. Finir l'ensemencement en passant l'écouvillon sur la périphérie de la gélose.

Dans le cas où l'on ensemence plusieurs boîtes de Pétri, il faut recharger l'écouvillon à chaque fois (Rahal *et al.*, 2011).

Antibiogrammes

Nous avons utilisé des disques de 6 mm de diamètre imprégnés des antibiotiques à différentes concentrations conditionnés par le fabricant (Institut Pasteur, Alger) par paquets de 50 disques.

Tableau 4 : Liste des antibiogrammes testés sur chaque souche.

Antibiogrammes	Code	Charge
Bacitracine	B	10 UI
Lincomycine	L	15 µg
Ampiciline	AMP	10 µg
Tetracycline	TE	30 µg
Vancomycine	VA	30 µg
Cefotaxime	CTX	30 µg
Penicilline	P	6 µg
Nystatine	-	30 µg

III.6 Méthode de diffusion sur agar

Principe

Cette méthode permet de tester différents composés contre un seul microorganisme (Rios et Recio, 2005), qui consiste à comparer le diamètre d'inhibition de la croissance des micro-organismes sensibles provoqué respectivement par des concentrations connues de l'antibactérien.

Mode opératoire

L'effet antimicrobien était testé par différents extraits couramment utilisés sur sept souches pathogènes, ceci afin de comparer l'efficacité thérapeutique des extraits d'algues.

Préparation des disques

Imprégner les disques de papier Whatman de 6 mm de diamètre, avec les différentes concentrations (50, 100 et 200 mg/ml) de l'extrait brut et ses fractions obtenus de *S. muticum* (EB, FEP, FAE, FDM, FB, FA) en prélevant pour chaque extrait 10 µl par disque. On aboutit alors à des doses de 2 mg/disque, de 1mg/disque et de 0.5mg/disque pour chaque extrait. On imprègne les disques témoins avec 10 µl de DMSO.

Presser chaque disque d'extrait à l'aide d'une pince bactériologique stérile pour s'assurer de son application. Une fois appliqué, le disque ne doit pas être déplacé.

Incubation

Les boîtes sont incubées pendant 24 h à 37°C pour les bactéries et 48 h à 30°C pour la levure.

Lecture

La lecture se fait par la mesure du diamètre de la zone d'inhibition autour de chaque disque à l'aide d'un pied de règle en mm sur le fond de la boîte fermée (**Bonnet et al., 2012**).

Analyse statistique

Les données expérimentales du dosage et l'évaluation de l'activité antioxydante obtenues ont été exprimés par une moyenne et plus ou moins l'écart type en utilisant l'Excel 2007.

Partie III :
Résultats et discussion

I. Rendements et dosages des composés phénoliques

I.1. Rendements en extraits secs

Les extractions des différents composés les plus abondants dans notre algue nous ont permis de calculer les rendements de l'extrait brut (EB) et ses fractions de l'éther de pétrole (FEP), d'acétate d'éthyle (FAE), de dichlorométhane (FDM), de butanol (FB) et d'aqueux (FA). Les rendements qui ont été déterminés par rapport à 100 g du matériel végétal sec et broyé sont exprimés en pourcentage. Les résultats obtenus sont illustrés dans le tableau 05.

Tableau 05: Rendements en extraits obtenus à partir de l'algue *Sargassum muticum*.

Espèce	Extraits		Rendements (%)
<i>Sargassum muticum</i>	Extrait brut	EB	3.101 ± 0.556
	Fraction étherique	FEP	0.847 ± 0.0045
	Fraction acétate d'éthyle	FAE	0.444 ± 0.0940
	Fraction dichlorométhane	FDM	0.0243 ± 0.006
	Fraction butanolique	FB	0.136 ± 0.0165
	Fraction aqueuse	FA	0.286 ± 0.157

Nous remarquons que le rendement en extrait brut de l'ordre de 3.101 % est supérieur par rapport aux autres fractions, suivi par la fraction étherique à raison de 0.847 %. Pour les autres fractions, les rendements sont respectivement 0.444, 0.286, 0.136 et 0.0243 % pour la FAE, FA, FB et FDM.

En comparant avec d'autres travaux, ces rendements sont très faibles par rapport aux résultats de **Bhaskar et al. (2005)** sur l'espèce *S. marginatum*. Ces auteurs ont montré que le rendement obtenu de celui-ci est 5.45% d'EB possédant une teneur élevée en FEP par rapport à la fraction FB avec des valeurs 28.40 et 25.04 % respectivement. En outre, ils ont souligné la présence importante du rendement trouvé dans l'autre fraction : FA (21.39 %) par rapport à celui de FAE (14.38 %) suivi la FDM est de (10.80 %).

I.2. Teneurs en phénols totaux, en flavonoïdes et en tanins condensés

I.2.1. Dosage en phénols totaux

Le dosage des phénols totaux a été effectué par la méthode spectrophotométrique adaptée de **Singleton et Ross (1965)** avec le réactif de Folin-Ciocalteu.

Les résultats obtenus sont exprimés en mg équivalent d'acide gallique par gramme de matière algale sèche (mg GAE/g MS), en utilisant l'équation de la régression linéaire de la courbe d'étalonnage tracée de l'acide gallique (**Figure 24**).

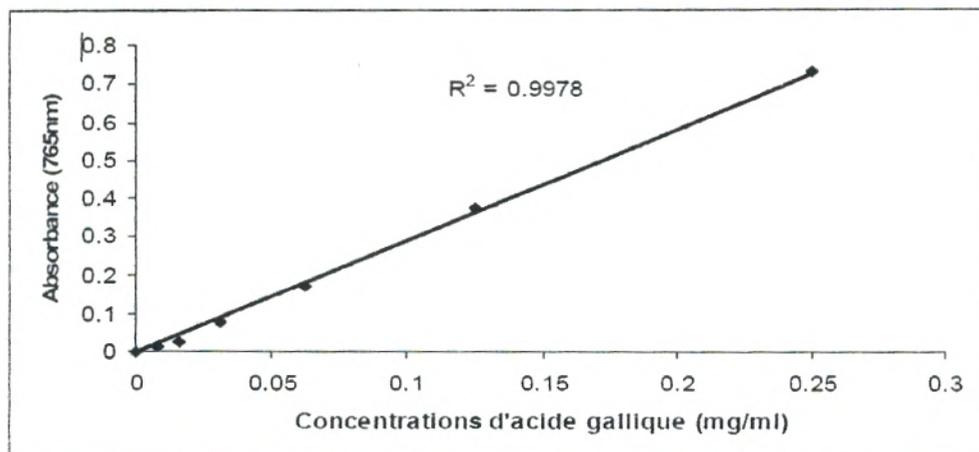


Figure 24 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique pour le dosage des phénols totaux.

I.2.2. Dosage des flavonoïdes

Le dosage des flavonoïdes a été réalisé par la méthode colorimétrique décrite par **Zhishen et al, (1999)**. La catéchine considérée comme contrôle positif a permis de réaliser une courbe d'étalonnage, d'où on a calculé la teneur en flavonoïdes des différents extraits de l'algue qui est exprimée en mg équivalent de catéchine (EC) par gramme de matière algale sèche (**Figure 25**).

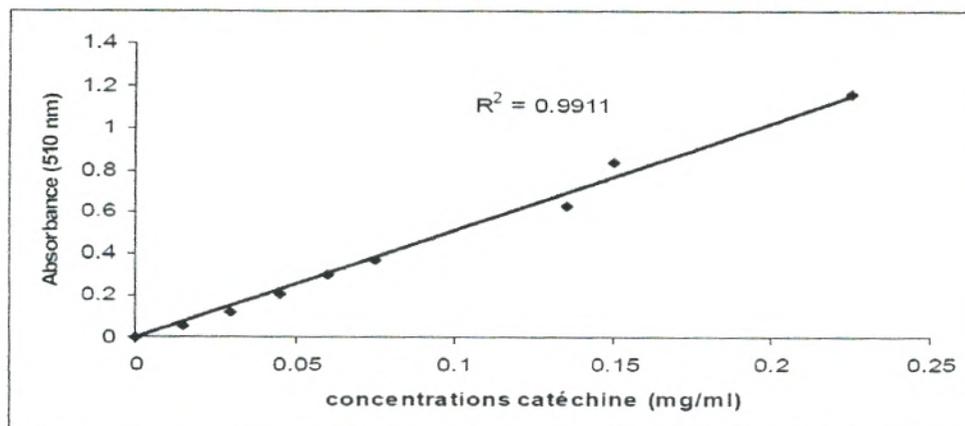


Figure 25 : Courbe d'étalonnage de catéchine pour le dosage des flavonoïdes.

I.2.3. Dosage des tanins condensés

La quantification des tanins condensés a été effectuée par une méthode adaptée par Zhang et al (2008). Une courbe d'étalonnage est réalisée en utilisant la catéchine comme contrôle positif. Les résultats sont exprimés en milligramme (mg) équivalent de la catéchine par gramme de matière algale sèche (mg EC/g MS) (Figure 26).

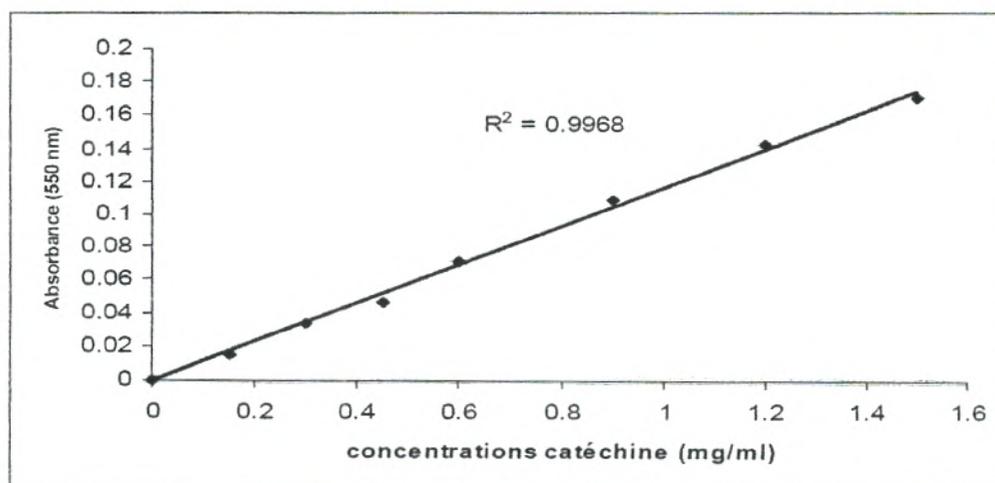


Figure 26: Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des tanins condensés.

Le tableau 06 : résume les résultats obtenus des teneurs en phénols totaux, en flavonoïdes et en tanins des différents extraits de l'algue.

Tableau 06 : Teneurs en phénols totaux, en flavonoïdes et en tanins condensés des extraits d'algue *S. marginatum*.

Extraits	Phénols totaux (mg EAG/g MS)	Flavonoïdes (mg EC/g MS)	Tanins condensés (mg EC/g MS)
Extrait brut	0.662 ± 0.011	0.34 ± 0.005	2.636 ± 0.285
Fraction éthérique	0.182 ± 0.004	0.087 ± 0.002	0.8 ± 0.025
Fraction acétate d'éthyle	0.280 ± 0.009	0.14 ± 0.001	2.164 ± 0.055
Fraction dichlorométhanique	0.027 ± 0.0001	0.021 ± 0.0001	0.052 ± 0.0001
Fraction butanolique	0.029 ± 0.0006	0.022 ± 0.0003	0.060 ± 0.001
Fraction aqueuse	0.104 ± 0.003	0.021 ± 0.001	0.009 ± 0.0001

Nous observons que l'EB possède une teneur élevée en tanins condensés de 2.636 ± 0.285 mg EAG /g MS. Les teneurs en phénols totaux et flavonoïdes enregistrées égalent à 0.662 ± 0.011 et 0.34 ± 0.005 mg EC/g MS respectivement.

Pour les six extraits de l'algue étudiée *S. muticum* nous avons remarqué une variabilité des teneurs en phénols totaux. La teneur la plus élevée est constatée dans l'EB, elle est de l'ordre de 0.662 ± 0.011 mg GAE/g suivi par la FAE (0.280 ± 0.009 mg GAE/ g). Pour les autres fractions, ces teneurs varient entre 0.027 ± 0.0001 et 0.182 ± 0.004 mg GAE/g.

Comme le montre dans le **tableau 06**, les concentrations des flavonoïdes sont classées comme suit : EB > FAE > FEP qui sont de l'ordre de 0.34 ± 0.005 ; 0.14 ± 0.001 ; 0.087 ± 0.002 mg EC/g respectivement. Les fractions FB, FA et FDM ont révélé des teneurs presque comparables (0.022 ± 0.0003 ; 0.021 ± 0.001 et 0.021 ± 0.0001 mg EC/g, respectivement).

Nous avons aussi observé des teneurs rapprochées en tanins condensés dans l'EB (2.636 ± 0.285 mg EC/g) et FAE (2.164 ± 0.055 mg EC/g), suivis par les FEP, FB, FDM et FA avec des teneurs de 0.8 ± 0.025 , 0.060 ± 0.001 , 0.052 ± 0.0001 et 0.009 ± 0.0001 mg EC/g.

Une étude faite par **Bhaskar et al. (2005)** sur l'espèce *S. marginatum* a montré que la teneur en phénols totaux la plus élevée est remarquée dans FA (24.61 mg GAE/g) suivi par le FDM (16.87 mg EAG/g) puis EB (11 mg GAE /g). Ces mêmes auteurs ont trouvé des teneurs inférieures de 8.95, 3.58 et 2.78 mg EAG/g dans FAE, FEP et le FEB, respectivement.

En 2012, **Chbani et ses collaborateurs** ont reporté des teneurs en phénols totaux plus élevées par rapport à notre étude. Ils ont trouvé des valeurs de 5.79 mg EAG/g dans FAE, 5.97 mg EAG/g dans FA et 6.10 mg EAG/g dans FEP, dont la plus élevée est enregistrée dans le FB de 7.00 mg EAG/g.

I.3. Résultats de l'activité antioxydante

Le test employé pour évaluer le pouvoir antioxydant des extraits de *S. muticum* est la capacité antioxydante totale (CAT) :

I.3.1. Méthode de la capacité antioxydante totale (CAT)

Le résultat obtenu dans la **Figure 27** nous montre que tous les extraits ont présenté des différents degrés de la CAT. Les fractions butanolique, aqueuse et dichlorométhanique ont révélé des capacités faibles de l'ordre de 0.165, 0.085 et 0.078 mg EAA/g MS, respectivement. Alors que, l'EB détient la meilleure capacité à raison de 1.583 ± 0.042 mg EAA/g MS.

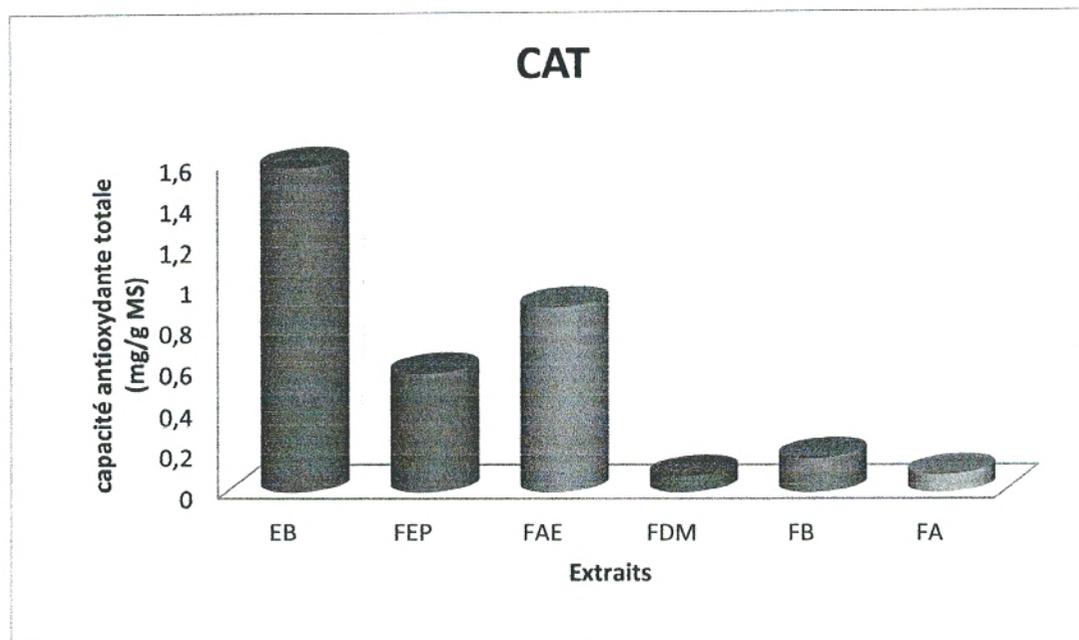
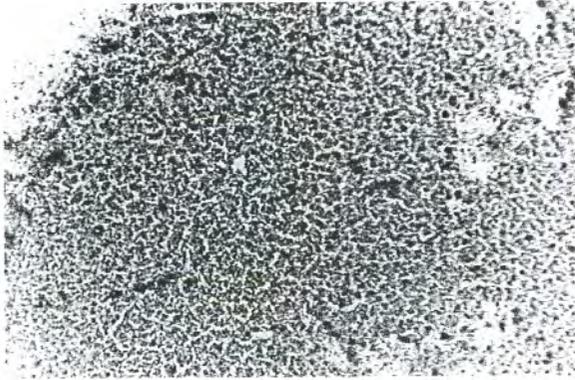


Figure 27 : Comparaison de la capacité antioxydante totale des extraits de *S. muticum*.

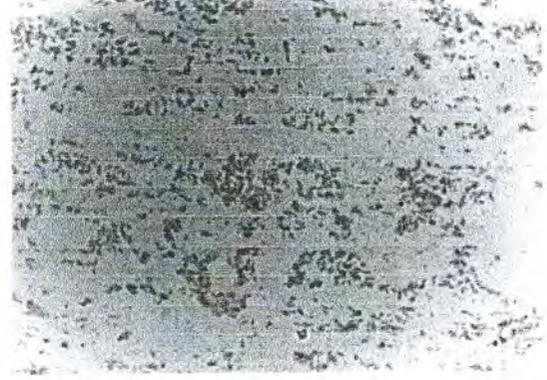
En effet, les fractions acétate d'éthyle et étherique ont montré des capacités de 0.897 et 0.575 mg EAA/g MS. Ces valeurs sont plus faibles comparativement à l'étude de **Bhaskar et al. (2005)** sur *S. marginatum* où les valeurs de CAT égalent à 39.62 mg EAA / g MS pour la FAE, 14.45 mg EAA /g MS pour FEP et des valeurs semblables pour FA (1.09 mg EAA /g MS), FB (1.01 mg EAA /g MS) et FDM (1.00 mg EAA /g MS).

II. Résultats de l'activité antimicrobienne**Coloration de Gram :**

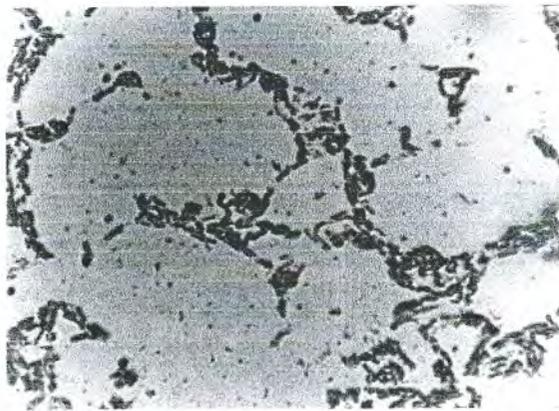
Les photos ci-dessous représentent la coloration de Gram des souches bactériennes testées vue en microscope optique Grossissement x100.



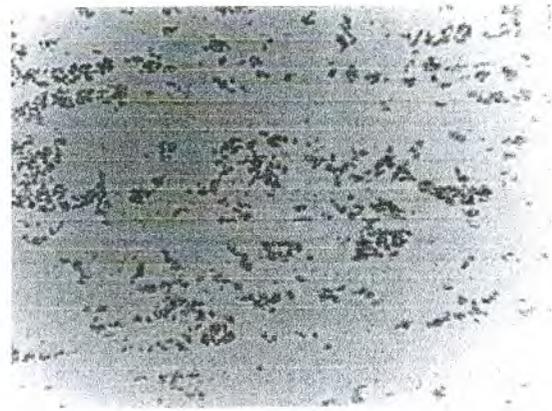
Escherichia coli (Gram -) G 10 x40



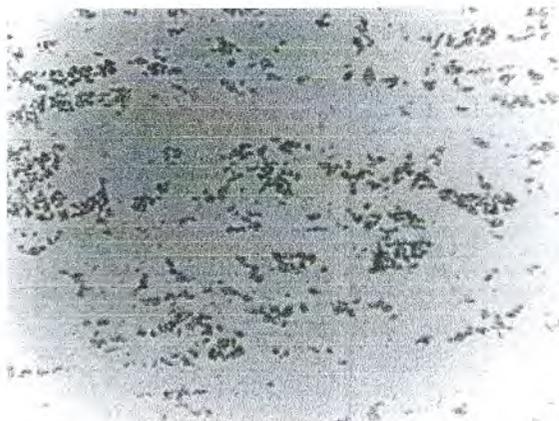
Pseudomonas aeruginosa (Gram -) G x100



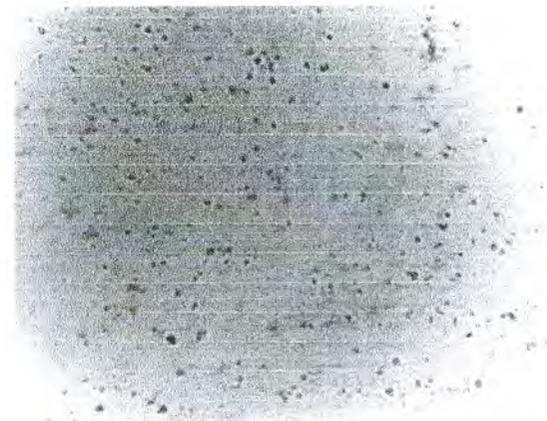
Bacillus cereus (Gram +) G x100



Micrococcus luteus (Gram +) G x100



Klebsiella pneumoniae (Gram -) G x100



Staphylococcus aureus (Gram +) G x100

Figure 28: Photos représentant la coloration de Gram des souches bactériennes testées.

III. Résultats du test catalase

Toutes les souches bactériennes sont pourvues de l'enzyme catalase (**Tableau 07**)

Tableau 07: Résultats de la catalase.

Souches bactérienne	Catalase
<i>Escherichia coli</i>	+
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	+
<i>Staphylococcus aureus</i>	+
<i>Micrococcus luteus</i>	+
<i>Klebsiella pneumonie</i>	+

(+) : Catalase positive.

IV. Résultats de l'antibiogramme

Les diamètres des spectres d'action des antibiotiques observés sur les six bactéries ont été mesurés et ensuite représentés dans les histogrammes qui suivent :

IV.1. *Staphylococcus aureus* ATCC 6538

D'après la **Figure 29** et le **Tableau 08**, nous constatons, qu'à l'exception de Bacitracine où il y'a une absence de zone d'inhibition, les autres antibiotiques testés sur la souche à Gram positif *S. aureus* possèdent des diamètres qui varient entre 18 et 50 mm.

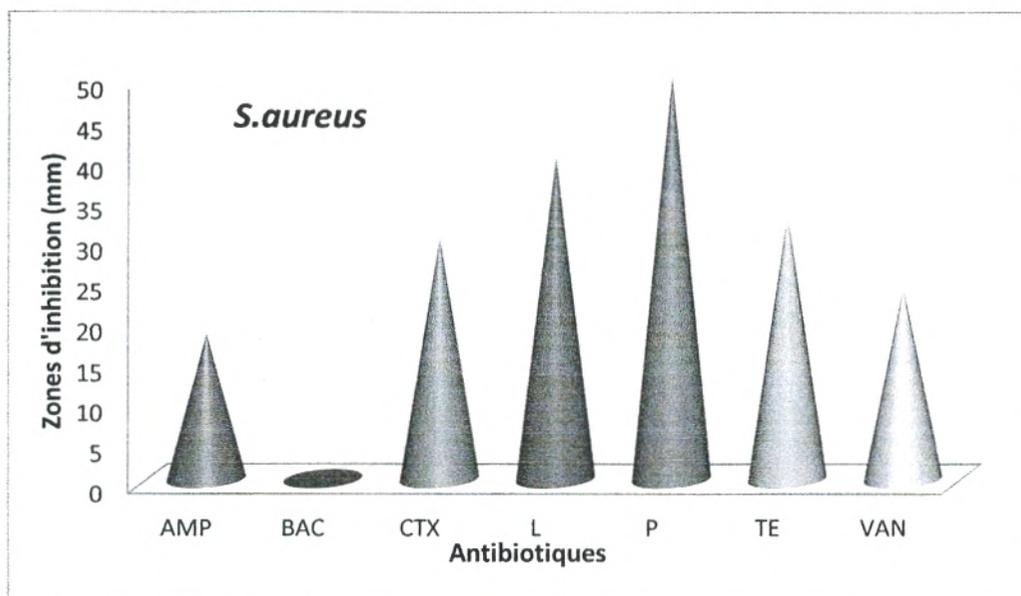


Figure 29: Distribution des diamètres des zones d'inhibition en fonction des antibiotiques testés sur *Staphylococcus aureus* ATCC 6538.

Le tableau ci après résume les interprétations des diamètres des zones d'inhibition des antibiotiques où cette souche est sensible à la plupart des antibiotiques testé sauf pour Bacitracine ou il ya une résistante. Pour l'Ampicilline, nous avons révélé une sensibilité intermédiaire de la souche *S. aureus*.

Tableau 08: Interprétation des diamètres des zones d'inhibition pour *S. aureus* (CASFM, 2012).

Antibiotiques	Interprétations de l'antibiogramme
Ampicilline	I
Bacitracine	R
Cefotaxime	S
Lincomycine	S
Pénicilline	S
Tétracycline	S
Vancomycine	S

Sensible (S), Résistant (R), Intermédiaire (I)

IV.2 *Bacillus cereus* ATCC 10876

Cette souche à Gram positif est résistante aux trois antibiotiques parmi les sept antibiotiques testés. Les antibiotiques inhibiteurs de la croissance, Tétracycline, Vancomycine et Lincomycine possèdent des zones d'inhibition de 21, 21 et 27 mm, respectivement (**Figure 30**).

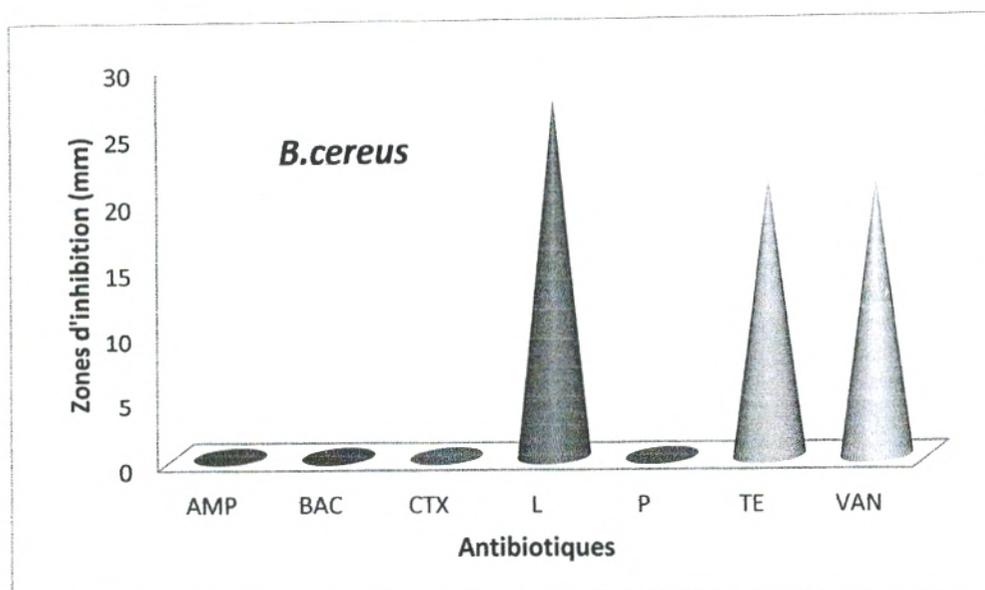


Figure 30: Distribution des diamètres des zones d'inhibition en fonction des antibiotiques testés sur *Bacillus cereus* ATCC 10876.

Nous constatons une résistance totale remarquable de la souche *B. cereus* testé vis-à-vis des antibiotiques Cefotaxime, Penicilline, Bacitracine, Ampicilline (**Tableau 09**).

Tableau 09 : Interprétation des diamètres des zones d'inhibition pour *B. cereus* (CASFM, 2012).

Antibiotique	Interprétations de l'antibiogramme
Ampicilline	R
Bacitracine	R
Cefotaxime	R
Lincomycine	S
Pénicilline	R
Tétracycline	S
Vancomycine	S

Sensible (S), Résistante (R).

IV.3. *Micrococcus luteus* ATCC 13047

Selon les résultats de l'antibiogramme présentés dans la **Figure 31** et dans le **Tableau 10**, les antibiotiques Bacitracine, Lincomycine, Ampicilline ne présentent aucun effet. Cefotaxime présente une zone d'inhibition la plus élevée (40 mm).

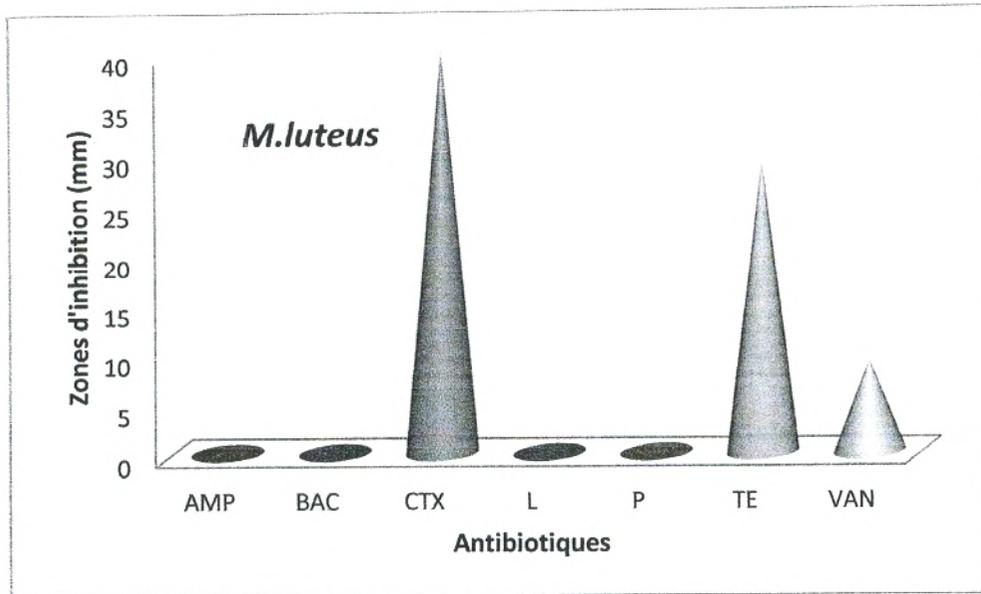


Figure 31: Distribution des diamètres des zones d'inhibition en fonction des antibiotiques testés sur *Micrococcus luteus* ATTC 13047.

Le **Tableau 10** résume les interprétations des diamètres des zones d'inhibition des antibiotiques où cette souche est la plus sensible à l'antibiotique Cefotaxime et Tétracycline. Les antibiotiques Lincomycine, Bacitracine, Ampicilline, Pénicilline et Vancomycine ne possède aucun effet inhibiteur sur *M. luteus*.

Tableau 10: Interprétation des diamètres des zones d'inhibition pour *M. luteus* (CASFM, 2012).

Antibiotique	Interprétations de l'antibiogramme
Ampicilline	R
Bacitracine	R
Cefotaxime	S
Lincomycine	R
Pénicilline	R
Tétracycline	S
Vancomycine	R

Sensible (S), Résistante (R).

IV.4 *Escherichia coli* ATCC 8739

Selon les résultats de l'antibiogramme présentés dans la **Figure 32** et le **Tableau 11**, les antibiotiques Penicilline, Vancomycine, Bacitracine, Lincomycine ne possède aucun effet inhibiteur sur *E. coli*. Les autres antibiotiques sont les plus efficaces sur cette souche avec des diamètres des zones d'inhibition de 31 mm pour Cefotaxime et 31 mm pour Tétracycline.

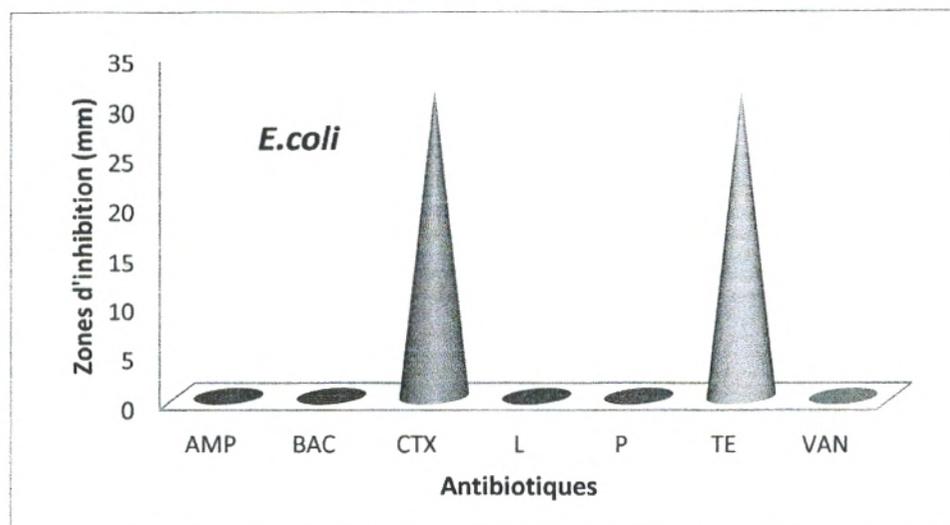


Figure 32 : Distribution des diamètres des zones d'inhibition en fonction des antibiotiques testés sur *Escherichia coli* ATCC 8739.

Nous avons révélé l'existence d'un effet inhibiteur sur *E. coli* vis-à-vis la Cefotaxime, Tétracycline ce qui est le cas contraire pour les antibiotiques restant ou notre souche a une résistance totale.

Tableau 11: Interprétation des diamètres des zones d'inhibition pour *E. coli* (CASFM, 2012).

Antibiotique	Interprétations de l'antibiogramme
Ampicilline	R
Bacitracine	R
Cefotaxime	S
Lincomycine	R
Pénicilline	R
Tétracycline	S
Vancomycine	R

Sensible (S), Résistante (R), Intermédiaire (I).

IV.5 *Klebsella pneumoniae* ATCC 700603

Cette souche à Gram négatif est résistante à tous les antibiotiques à l'exception de la Tétracycline et Cefotaxime où les zones d'inhibition sont de 15 et 27 mm, respectivement (Figure 33).

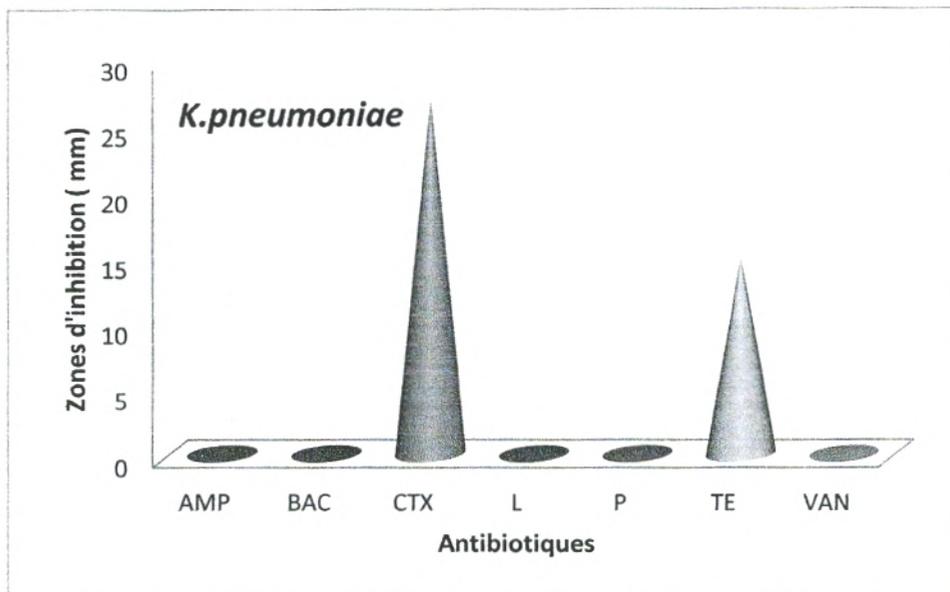


Figure 33: Distribution des diamètres des zones d'inhibition en fonction des antibiotiques testés sur *Klebsella pneumoniae* ATCC 700603.

D'après les résultats de l'antibiogramme présentés dans le **tableau 12**, nous constatons une sensibilité de la souche *K. pneumoniae* testée vis-à-vis de la Cefotaxime, ainsi qu'une résistance remarquable contre l'Ampicilline, Bacitracine, Lincomycine, Pénicilline et Vancomycine.

Tableau 12 : Interprétation des diamètres des zones d'inhibition pour *K. pneumoniae* (CASFM, 2012).

Antibiotique	Interprétations de l'antibiogramme
Ampicilline	R
Bacitracine	R
Cefotaxime	S
Lincomycine	R
Pénicilline	R
Tétracycline	R
Vancomycine	R

Sensible (S), Résistante (R).

IV.6 *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853 :

Nous avons constaté une sensibilité de la souche *P. aeruginosa* testée vis-à-vis de la Cefotaxime et la Tétracycline avec des diamètres des zones d'inhibition de 18 et 13 mm, respectivement mais une résistante totale pour les autres antibiotiques.

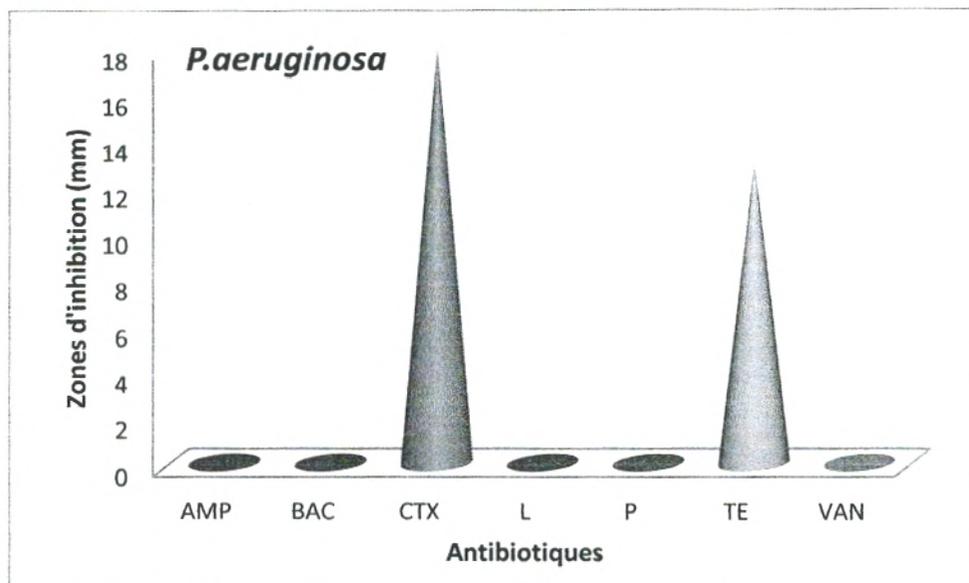


Figure 34 : Distribution des diamètres des zones d'inhibition en fonction des antibiotiques testés sur *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853.

D'après le **Tableau 18**, tous les antibiotiques testés n'exercent aucun effet inhibiteur sur *P. aeruginosa*.

Tableau 13 : Interprétation des diamètres des zones d'inhibition pour *P. aeruginosa* (CASFM, 2012).

Antibiotique	Interprétations de l'antibiogramme
Ampicilline	R
Bacitracine	R
Cefotaxime	R
Lincomycine	R
Pénicilline	R
Tétracycline	R
Vancomycine	R

Résistante (R).

V. Pouvoir antifongique

Afin de tester le pouvoir antifongique, la levure *Candida albicans* ATCC10231 est mise en contact avec la nystatine (30 µg). Le résultat nous montre une résistance totale par rapport à celle-ci.

IV. Méthode de diffusion sur agar (Méthode de disques)

Du fait que les extraits algaux ont été récupérés par le DMSO, ce dernier était testé vis-à-vis les souches microbiennes testées afin de vérifier son pouvoir antimicrobien et les résultats étaient négatifs, ce qui prouve qu'il n'a aucun effet inhibiteur.

Les diamètres des zones d'inhibition ont été mesurés et ensuite traduits dans les graphes qui suivent.

IV.1. *Staphylococcus aureus*

D'après la **Figure 35**, les résultats de l'activité antibactérienne des extraits organiques par la méthode des disques montrent que l'extrait de concentration 200 mg/ml est plus actif que les autres concentrations sur *S. aureus*.

Nous avons constaté une variation de zone d'inhibition en fonction de la variation de concentration. Pour cette souche, les extraits qui ont un effet inhibiteur sont l'EB, FEP, FDM et FAE avec des diamètres d'inhibition de 9, 7.5, 10.5 et 8 mm, respectivement.

En effet :

A la concentration 100 mg/ml, l'EB et la FAE marquent la meilleure zone d'inhibition avec des diamètres de 9.75 et 9 mm, respectivement. Des valeurs plus inférieures ont été enregistrées avec les fractions FEP (7.25 mm) et FDM (7 mm).

A la concentration 50 mg/ml, les diamètres des zones d'inhibitions varient entre 7 et 9 mm. Nous soulignons aussi que les fractions aqueuse et butanolique n'exercent aucun effet inhibiteur sur *S. aureus*.

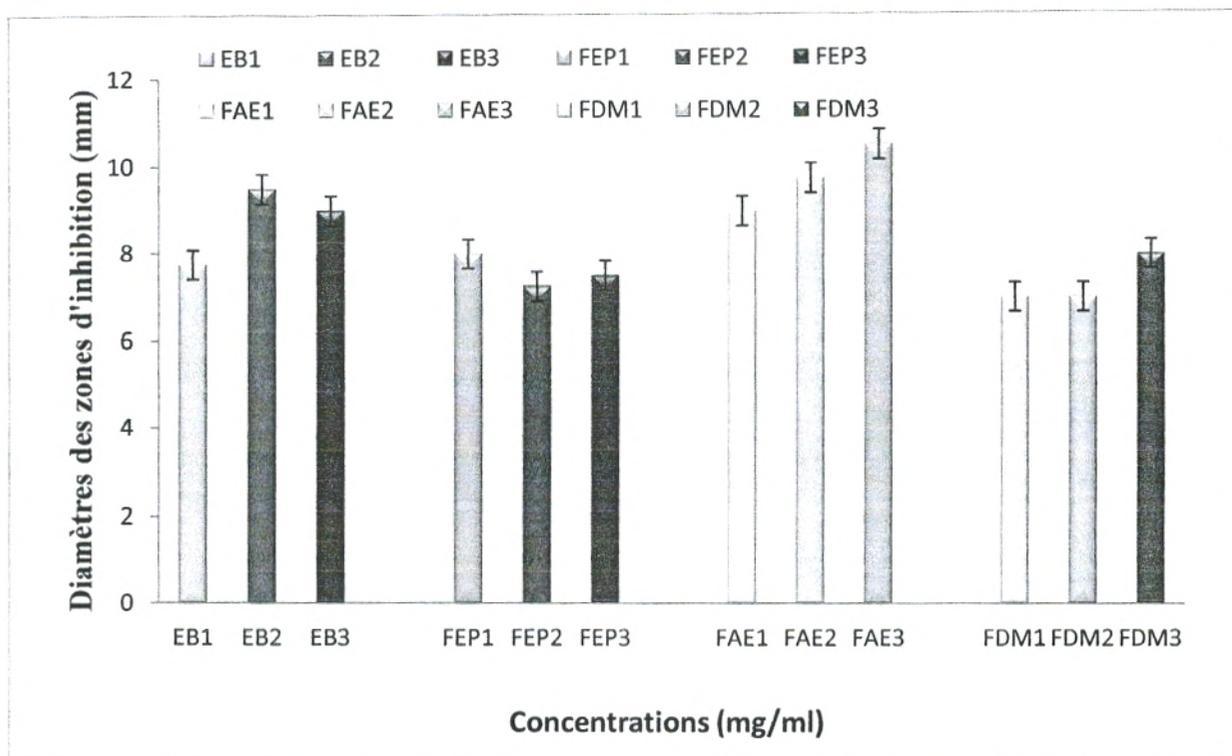


Figure 35 : Distribution des diamètres des zones d'inhibition en fonction des concentrations déposées sur les disques testés sur *Staphylococcus aureus* ATTC 6538.

EB₁: Extrait brut à 50 mg/ml ; EB₂ : Extrait brut à 100 mg/ml ; EB₃ : Extrait brut à 200 mg/ml ; FEP₁ : Fraction éther de pétrole à 50 mg/ml ; FEP₂ : Fraction éther de pétrole à 100 mg/ml ; FEP₃ : Fraction éther de pétrole à 200 mg/ml ; FAE₁ : Fraction acétate d'éthyle à 50 mg/ml ; FAE₂ : Fraction acétate d'éthyle à 100 mg/ml ; FAE₃ : Fraction acétate d'éthyle à 200 mg/ml ; FDM₁: Fraction dichlorométhane à 50 mg/ml ; FDM₂: Fraction dichlorométhane à 100 mg/ml; FDM₃ : Fraction dichlorométhane à 200 mg/ml.



Figure 36 : Photos représentant l'évaluation de l'activité antimicrobienne sur *Staphylococcus aureus* par la méthode des disques.

(A): L'effet de l'extrait brut (EB) et la fraction d'éther de pétrole (FEP) sur la croissance de *S. aureus*.
 EB₁: 50 mg/ml ; EB₂: 100 mg/ml ; EB₃: 200 mg/ml ; FEP₁: 50 mg/ml ; FEP₂: 100 mg/ml ; FEP₃: 200 mg/ml.

(B): L'effet des fractions acétate d'éthyle (FAE) et dichlorométhane (FDM) (sur la croissance de *S. aureus*).

FAE₁: Fraction acétate d'éthyle à 50 mg/ml ; FAE₂: Fraction acétate d'éthyle à 100 mg/ml; FAE₃: Fraction acétate d'éthyle à 200 mg/ml; FDM₁: Fraction dichlorométhane à 50 mg/ml ; FDM₂: Fraction dichlorométhane à 100 mg/ml; FDM₃: Fraction dichlorométhane à 200 mg/ml.

Compte à notre travail, nous avons remarqué une sorte de variation d'inhibition présentée comme suit :

- EB, FEP, FDM, FAE possèdent des zones d'inhibition comprises entre (7.5 - 10.5 mm), (7.25 à 9.75 mm) et (7.25 à 9 mm) pour les concentrations de 200, 100 et 50 mg/ml, respectivement.

Ce pouvoir reste faible comparativement au travail de **Hrudayanath et al (2007)** sur *Sargassum* sp. Récoltée à l'Inde. Ces auteurs ont montré que 10 µl de l'extrait méthanolique à des concentrations 20 et 40 µg/ml a donné un effet inhibiteur de diamètre 8 et 10 mm sur *S. aureus* (MTCC-96).

Le travail réalisé par **Etahiri (2002)** sur les extraits de l'algue brune *Bifurcaria bifurcata* récoltée des côtes Atlantiques marocaine a montré qu'il y a un effet inhibiteur vis-à-vis de *S. aureus* (ATCC 6538) avec une zone d'inhibition de 17 mm de diamètre,

IV.2. *Bacillus cereus*

Selon la **Figure 37**, FAE présente un bon pouvoir antibactérien avec une zone d'inhibition de 8.7 mm par rapport à la FDM (7.5 mm) à 50 mg/ml.

Nous observons que les zones d'inhibition égalent à 7 et 7.25 mm pour les fractions FDM et FAE à 100 mg/ml et 7.5 et 8 mm à 200 mg/ml, respectivement. Tandis que, l'EB et les fractions FEP, FB et FA n'exercent aucun effet inhibiteur sur *B. cereus*.

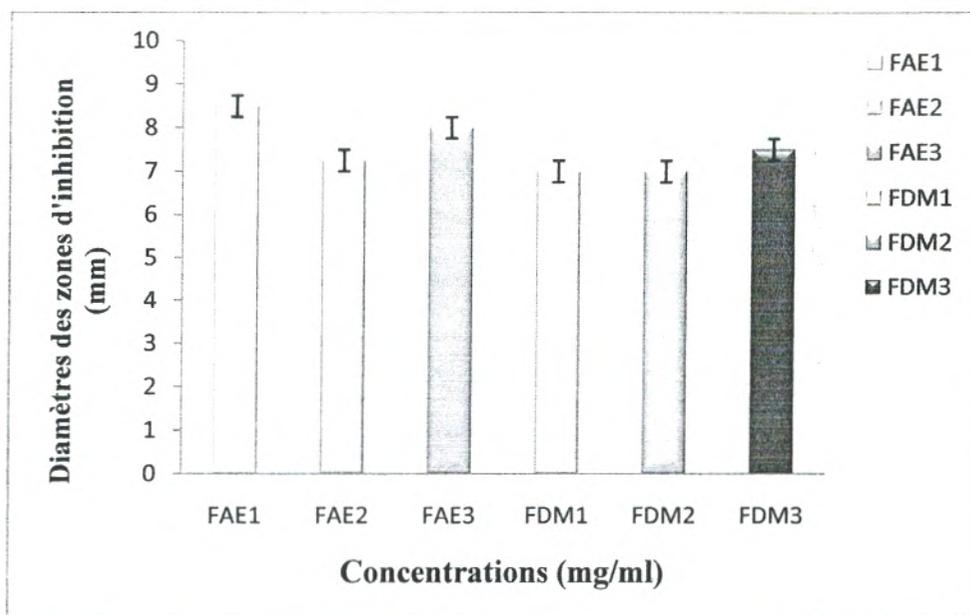


Figure 37: Distribution des diamètres des zones d'inhibition en fonction des concentrations déposées sur les disques testés sur *Bacillus cereus* ATCC 10876.

FAE₁ : Fraction acétate d'éthyle à 50 mg/ml ; FAE₂ : Fraction acétate d'éthyle à 100 mg/ml; FAE₃ : Fraction acétate d'éthyle à 200 mg/ml; FDM₁: Fraction dichlorométhane à 50 mg/ml ; FDM₂: Fraction dichlorométhane à 100 mg/ml; FDM₃ : Fraction dichlorométhane à 200 mg/ml.

La **Figure 38** illustre l'effet antimicrobien des fractions dichlorométhane et acétate d'éthyle sur *Bacillus cereus*.

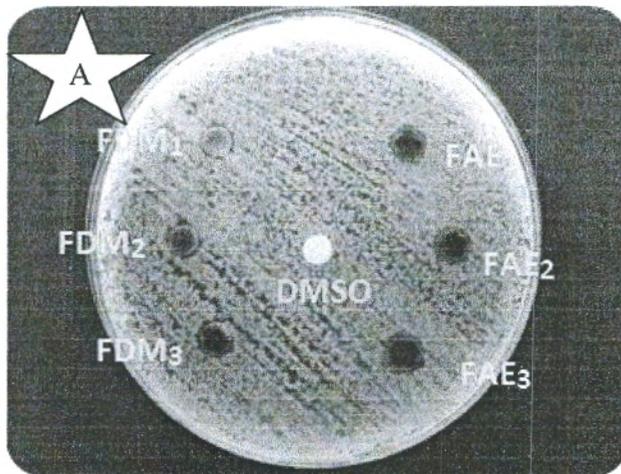


Figure 38 : Photos représentant l'évaluation de l'activité antimicrobienne sur *Bacillus cereus* par la méthode des disques.

(A) : FAE₁ : Fraction acétate d'éthyle à 50 mg/ ml ; AE₂ : Fraction acétate d'éthyle à 100 mg/ ml ; FAE₃ : Fraction acétate d'éthyle à 200 mg/ ml ; FDM₁ : Fraction dichlorométhane à 50 mg/ ml ; FDM₂ : Fraction dichlorométhane à 100 mg/ ml ; FDM₃ : Fraction dichlorométhane à 200 mg/ ml.

Rappelant que l'extrait éthanol/dichlorométhane obtenu à partir de l'algue brune *B. bifurcata* récoltée des côtes atlantiques marocaines a montré une activité inhibitrice de 13 mm de diamètre vis-à-vis de *B. cereus* (CIP 783) (Etahiri, 2002).

IV.3. *Candida albicans*

Les résultats obtenus dans la **Figure 39**, montrent une sensibilité à 200 mg/ml de FAE et FDM dont les diamètres d'inhibition étaient de 20.5 et 20 mm. Pour l'extrait brut et les autres fractions, les diamètres des zones d'inhibition sont de l'ordre de 15,13.5, 12.75 et 8 mm pour FA, EB, FB et FEP respectivement.

Une sensibilité plus forte à 100 mg/ml vis-à-vis FDM, FAE dont le diamètre d'inhibition était de 18 mm pour ces deux fractions, et de 17.5 mm pour FA, et une sensibilité intermédiaire envers EB (12.75 mm), FEP (10.75 mm) et FB (10.5 mm).

A 50 mg/ml, la zone d'inhibition atteint une valeur de 16.75 mm de diamètre pour la FAE suivi par la FDM de 16 mm. Pour l'extrait brut et les fractions FB, FA et FEP, les zones d'inhibitions sont égales 12, 14, 11 et 10.5 mm, respectivement.

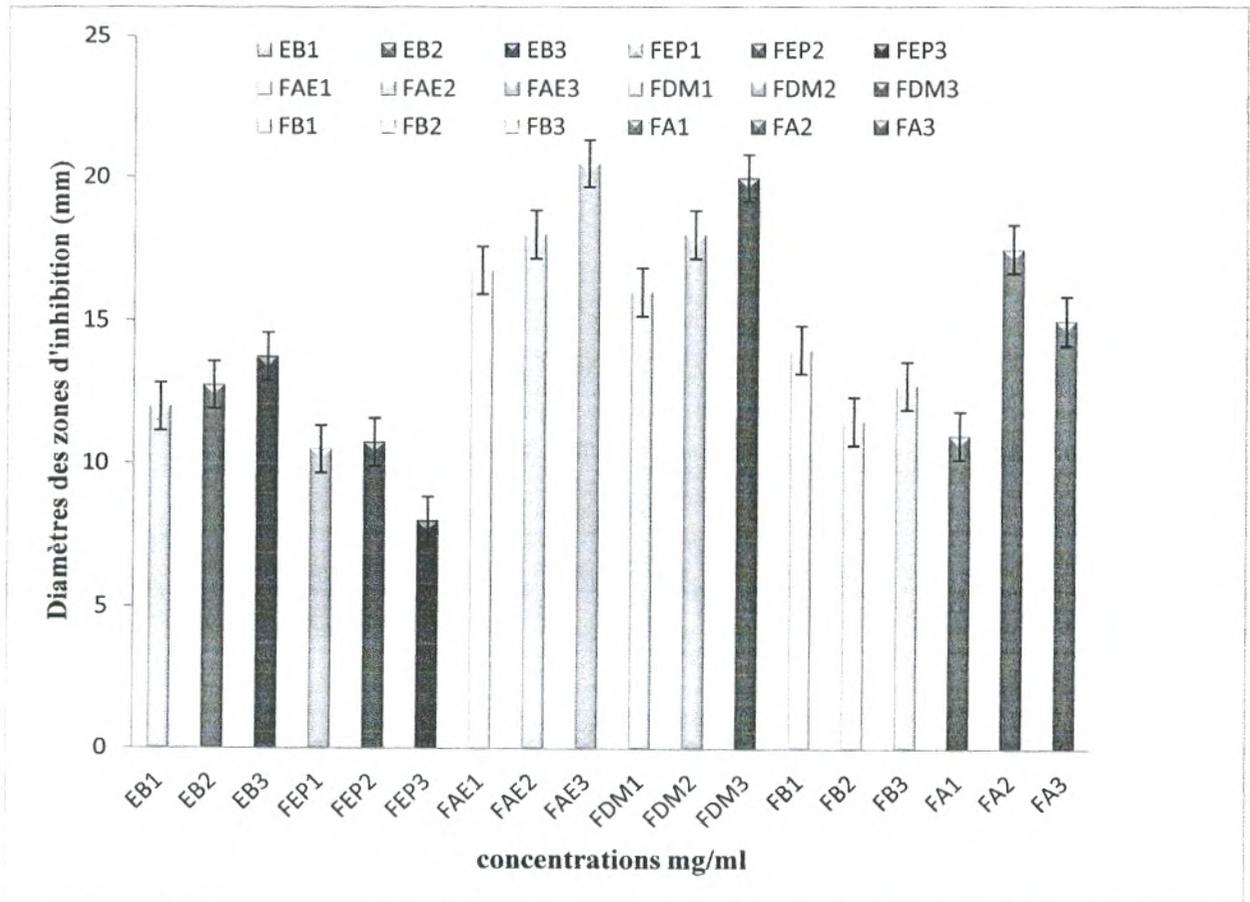


Figure 39 : Distribution des diamètres des zones d'inhibition en fonction des concentrations déposées sur les disques testés sur *Candida albicans* ATTC 26790.

EB1: Extrait brut à 50 mg/ml ; EB2 : Extrait brut à 100 mg/ml ; EB3 : Extrait brut à 200 mg/ml ; FEP1 : Fraction éther de pétrole à 50 mg/ml ; FEP2 : Fraction éther de pétrole à 100 mg/ml ; FEP3 : Fraction éther de pétrole à 200 mg/ml ; FAE1 : Fraction acétate d'éthyle à 50 mg/ml ; FAE2 :

Fraction acétate d'éthyle à 100 mg/ml; FAE3 : Fraction acétate d'éthyle à 200 mg/ml; FDM1: Fraction dichlorométhane à 50 mg/ml; FDM2: Fraction dichlorométhane à 100 mg/ml; FDM3 : Fraction dichlorométhane à 200 mg/ml ; FB1 : Fraction butanolique à 50 mg/ml ; FB2 : Fraction butanolique à 100 mg/ml ; FB3 : Fraction butanolique à 200 mg/ml ; FA1 : Fraction aqueuse à 50 mg/ml , FA2 : Fraction aqueuse à 100 mg/ml ; FA3 : Fraction aqueuse à 200 mg/ml .

La Figure 40 illustre l'effet antimicrobien des extraits algaux sur *Candida albicans*.

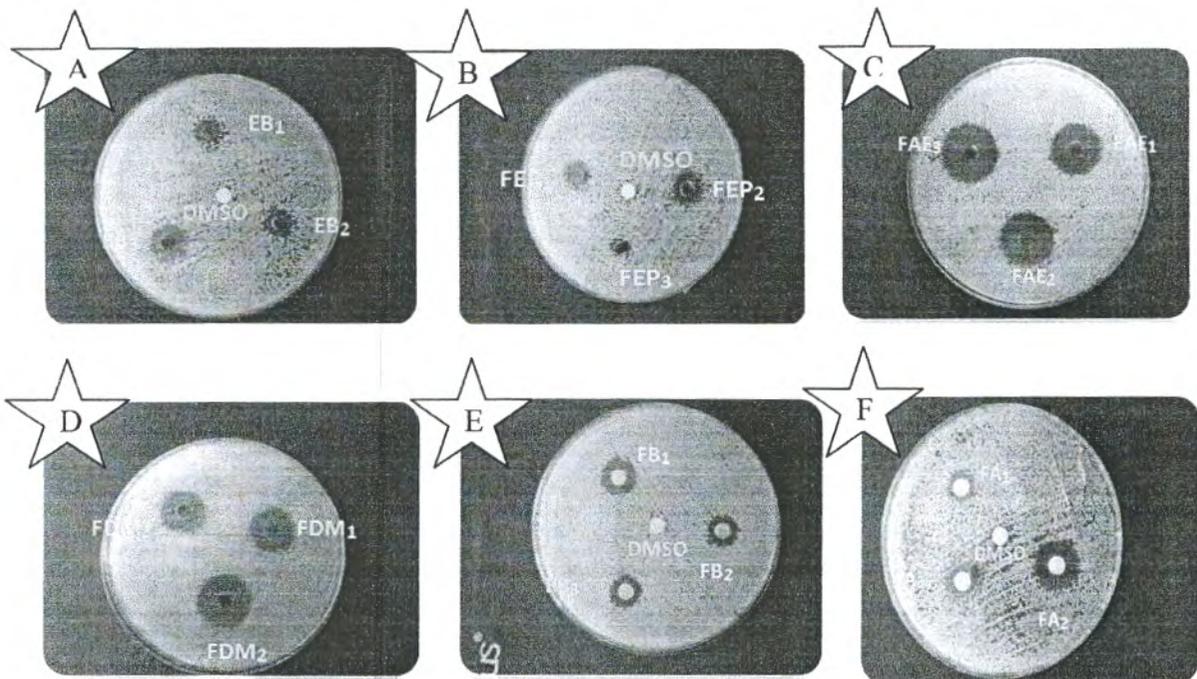


Figure 40 : Photos représentant l'évaluation de l'activité antimicrobienne sur *Candida albicans* par la méthode des disques.

(A): L'effet de l'extrait brut (EB) sur la croissance de *Candida albicans*.

EB₁: 50 mg/ml; EB₂: 100 mg/ml; EB₃: 200 mg/ml.

(B): L'effet de la fraction éther de pétrole (FEP) sur la croissance de *Candida albicans*.

FEP₁: 50 mg/ml; FEP₂: 100 mg/ml; FEP₃: 200 mg/ml.

(C): L'effet de la fraction acétate d'éthyle sur la croissance de *Candida albicans*.

FAE₁: 50 mg/ml; FAE₂: 100 mg/ml; FAE₃: 200 mg/ml.

(D): L'effet de la fraction dichlorométhanique sur la croissance de *Candida albicans*.

FDM₁ : 50 mg/ml ; FDM₂ : 100 mg/ml ; FDM₃ : 200 mg/ml.

(E): L'effet de la fraction butanolique sur la croissance de *Candida albicans*.

FB₁ : 50 mg/ μ l ; FB₂ : 100 mg/ μ l ; FB₃ : 200 mg/ml.

(F): L'effet de la fraction aqueuse sur la croissance de *Candida albicans*.

FA₁: 50 mg/ml; FA₂: 100 mg/ml; FA₃: mg/ml.

Après la synthèse de nos résultats, la méthode de diffusion sur gélose utilisée a montré que l'EB et les différentes fractions de *S. muticum* ont un effet important sur les bactéries Gram positive (*B. cereus* et *S. aureus*) et la levure *C. albicans*. Tandis que cette activité est absente contre les souches *K. pneumoniae*, *E. coli*, *P. aeruginosa* et *M. luteus*.

Cette différence entre nos résultats et ceux d'autres études peuvent être dues probablement à plusieurs facteurs à savoir l'espèce algale, les facteurs climatiques, les facteurs géologiques, la période du prélèvement, la variabilité intraspécifique dans la production de métabolites secondaires parfois liées à des variations saisonnières, la méthode d'évaluation de l'activité antimicrobienne et antioxydante, les différences dans les protocoles d'extraction utilisés pour récupérer les métabolites actifs ainsi que les différences entre les souches pathogène testée.

Conclusion générales

Les algues sont la source importante de composition phénolique, elles restent encore sous exploitées dans le domaine médicale. Dans l'industrie pharmaceutique, sachant que les antioxydants sembleraient de manière significative à la prévention des maladies, le développement de nouveaux médicaments à base d'antioxydants d'origine naturelle doit être à l'ordre de jour.

La résistance des bactéries aux antibiotiques est un problème important qui concerne tout le monde, puisque chacun est susceptible d'être un jour ou l'autre contaminé par une bactérie. Au lieu de créer de nouveaux antibiotiques, il serait avantageux de se concentrer sur l'utilisation des produits naturels, ce qui diminuerait les coûts de production et les effets secondaires reliés à la prise des médicaments. Mais, la répercussion la plus bénéfique serait que les gens prennent moins d'antibiotiques, dont certains abusent largement. Les impacts sur la société sont donc considérables.

Dans ce contexte nous nous sommes intéressés à l'étude des activités antioxydante et antimicrobienne de différentes fractions de *Sargassum muticum* récoltée de la côte ouest algérienne d'Ain-Temouchent.

Dans la première partie, la quantification par des méthodes spectrophotométrique nous a permis de déterminer les teneurs en phénols totaux par le réactif du Folin-Ciocalteu, en flavonoïdes par le trichlorure d'aluminium et les tanins condensés par le test de la vanilline. Les résultats obtenus nous ont révélé que les six fractions de l'algue obtenues par des solvants de polarité différente contiennent des teneurs faibles en tanins condensés (0.009 à 2.636 mg EC/ g MS), en polyphénols (0.027 à 0.662 mg EAG/ g MS) et en flavonoïde (0.021 à 0.34 mg EC/ g MS).

Dans la deuxième partie, nous nous sommes intéressés à quantifier la capacité antioxydante totale (CAT) de ces fractions algales. Le résultat nous a montré que l'extrait brut possède la valeur élevée de $1.583 \pm 0,042$ mg EAA/ g MS. Pour les fractions éthérique, acétate d'éthyle, dichlorométhanique, butanolique et aqueuse, cette capacité est presque similaire et intéressante.

En troisième partie, le pouvoir antimicrobien des extraits de *S. muticum* sur six espèces bactériennes potentiellement pathogènes est nul malgré l'utilisation de forte concentration de

l'ordre de milligramme sur les souches *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Micrococcus luteus*. Pour *Staphylococcus aureus* et *Bacillus cereus*, ces deux souches sont sensibles à l'effet des extraits algaux et des antibiotiques.

S. muticum présente un effet remarquable contre la levure *Candida albicans* où la fraction acétate d'éthyle est donnée un grand effet inhibiteur de 20.5 mm à 200 mg/ml.

Il serait important de faire un screening plus complet des principaux groupes chimiques potentiellement actifs, ce qui pourrait faire après des études complémentaires en renforçant l'antibiothérapie en pathologie médicale. De même l'étude des activités biologiques d'autres espèces algales d'Algérie représente un sujet d'intérêt thérapeutique.

Le projet démontre que certains produits naturels pourraient éventuellement remplacer des antibiotiques devenus moins efficaces. Il ne reste aux chercheurs qu'à se tourner vers la nature, qui pourrait leur montrer ses nombreux talents cachés et sous-estimés.

Références bibliographiques

- **Abd El Mageid, M., Salama, N., Saleh, M., Abo Taleb, H.** (2009). Antioxidant and antimicrobial characteristics of red and brown algae extracts. 4th Conference on Recent Technologies in Agriculture.
- **AFNOR**, (1986). Recueil des Normes Françaises des huiles essentielles. AFNOR. Paris. 57 p.
- **Agardh, C.** (1820). Species algarum rite cognitae, cum synonymis, differentiis specificis et descriptionibus succinctis, 1(1). Berling, Lund, 168 p.
- **Ainane, T.** (2011). Valorisation de la biomasse algale du Maroc : Potentialités pharmacologiques et Applications environnementales, cas des algues brunes *Cystoseira tamariscifolia* et *Bifurcaria bifurcata*. Thèse de Doctorat, Université Hassan II, 8, Maroc.
- **Ananou, et al.**, (2005). In **Boudjani, W.** (2009). Action de la flore lactique sur les bactéries de contamination. Mémoire d'ingénieur, Institut de biologie, Université de Tlemcen, 73.
- **Arimboor, R., Kumar, K., Arumughan, C.** (2008). Simultaneous estimation of phenolic acids in sea buckthorn (*Hippophaë rhamnoides*) using RP-HPLC with DAD. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis*, 47(1): 31-38.
- **Atwal, R.** (2003). *In vitro* Antimicrobial activity assessment of Zymox Otic solution against a broad range of microbial organisms. *Int. J. Res. Vet Med*, 1 (3): 240-252.
- **Ayan, M., Kuzucu, C., Durmaz, R., Aktas, E., Cizmeci, Z.** (2003). Analysis of three outbreaks due to *Klebsiella* species in a neonatal intensive care unit. *J Infect Control Hosp Epidemiol*, 24: 495-500.
- **Bagley, ST., Seidler, R., Talbot, HWJ., Morrow, J.** (1978). Isolation of *Klebsiella* from within living wood. *Appl. Environ. Microbiol*, 36:178-85.
- **Ballmann, M., Rabsch, P., von der Hardt, H.** (1998). Long-term follow up of changes in FEV1 and treatment intensity during *Pseudomonas aeruginosa* colonisation in patients with cystic fibrosis. *Thorax*, 53:732–737 p.
- **Berche, P.** (1999). Physiopathologie et diagnostic bactériologique des infections materno-infantiles à *Listeria monocytogenes*. Médecine thérapeutique/ Pédiatrie, Revu maladies mitochondriales, 2(1).
- **Bergogne-Bérézin, E.** (2007). Flores vaginales normales, vaginites et vaginoses bactériennes: diagnostic et thérapeutiques. *Antibiotiques*, 9: 139-144.

- **Berthelot, P., Grattard, F., Mallaval, F., Ros, A., Lucht, F., Pozzetto, B.** (2005). Epidemiology of nosocomial infections due to *Pseudomonas aeruginosa*, *Burkholderia cepacia* and *Stenotrophomonas maltophilia*. *Pathol Biol (Paris)*, 5:341-348.
- **Bielecki, P., Glik, J., Kawecki, M., Martins dos Santos, V.** (2008). Towards understanding *Pseudomonas aeruginosa* burn wound infections by profiling gene expression. *Biotechnol Lett*, 30: 777-790.
- **Billerbeck, G.** (2005). Huiles essentielles et maladies nosocomiales. *La Phytothérapie Européenne*, 17-20 p.
- **Boiron, P.** (1999). Étude des infections fongiques : des avancés multiples. *Option/Bio*, 238 :4-5.
- **Boizot, N., Charpentier, J.** (2006). Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre forestier. Méthodes et outils pour d'observation et l'évaluation des milieux forestiers, prairiaux et aquatiques. *INRA*, 79-82.
- **Borowitzka, M., Borowitzka, L.** (1992). Vitamins and fine chemicals from micro algae. In: *Microalgal Biotechnology*. Cambridge University Press. Great Britain. P179.
- **Bourgeois, C., Larpent, J.** (1996). Aliments fermentés et fermentation alimentaire, Microbiologie alimentaires. Tome 2. Ed Technique Documentation Lavoisier, Paris.
- **Bourgeois, C., Mescle, J., Zuca., J.** (1996). Lait et les produits laitiers non fermentés, Microbiologie alimentaires. Tome 1, aspect micro biologique de la sécurité et de la qualité des aliments.
- **Bourrelly, P.** (1972). Les algues d'eau douce. Tome I (Les Algues Vertes). Edition N. Boubée et Cie 3, place Sant-André-Des-Arts, Paris-Vie, 16 p.
- **Branski, L., Al-Mousawi, A., Rivero, H., Jeschke, M., Sanford, A., Herndon, D.** (2009). Emerging Infections in Burns. *Surg Infect (Larchmt)*, 10: 389-397.
- **Bugnon, F.** (1971). Les Algues. *Éléments de botanique systématique*, C.R.D.P., Dijon, 51971p.
- **Burtin, P.** (2003). Nutritional value of seaweeds. *Electronic J. Environmental, Agricultural and Food Chemistry*, 2(4):498-503.
- **Bruneton, J.**, (1999). Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales. Editions Lavoisier Technique & Documentation, 3^{ème} édition, 783- 785.

- **Bruneton, J.** (2008). Pharmacognosie, Phytochimie, Plante médicinales. Editions Lavoisier Technique & Documentation, 3^{ème} édition, Paris, 1120 p.
- **Bruxelle. In Kechkar, M.** (2008). Extraction de Silymarine et étude de son activité antimicrobienne. Mémoire de magister. Université Mentouri Constantine. Algérie, 99p.
- **Cabioc'h, J., Floc'h, J., Le Toquin, A., Boudouresque, C., Meinesz, A., Verlaque, M.** (1992). Guide des algues des mers d'Europe. Delachaux et Niestlé SA, Paris, Delachaux et Niestlé SA, Paris, p 231.
- **Cabioc'h, J., Floc'h, J., Le Toquin, A., Boudouresque, C., Meinesz, A., Verlaque, M.** (2006). Guide des algues des mers d'Europe. Delachaux et Niestlé SA, Paris, p 272.
- **Cardozo, K., Guaratini, T., Barros, M., Falcao, V., Tonon, A., Lopes, N., Campos, S., Torres, M., Souza, A., Colepicolo, P., Pinto, E.** (2011). Metabolites from algae with economical impact. *Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Toxicology & Pharmacology*, 153 (2) : 191-222
- **Carpenter, J.** (1990). *Klebsiella* pulmonary infections: occurrence at one medical center and review. *Rev Infect Dis*, 12: 82-672.
- **Cavalier-Smith, T.** (2004). Only six kingdoms of life. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 271: 1251-1262.
- **Chapman, V. & Chapman, D. J.** (1973). *The Algae*. Macmillan Press Ltd., London, 497 p.
- **Chbani, A., Mawlawi, H., Eltahiri, S.** (2011). Antibacterial activity of brown seaweed extracts of *Padina pavonica* from the Mediterranean coast of Lebanon. *Phytothérapie, Advances in Environmental Biology*, 6(1): 42-48.
- **Cho, G., Rousseau, F., De Reviers, B. & Boo, S.** (2006). Phylogenetic relationships within the Fucales (Phaeophyceae) assessed by the photosystem I coding *psaA* sequences. *Phycologia*, 45:512-519.
- **Chung, K., Lim, T., Koh, Y., Song, J., KimW, S., Choi, J., Mand Aush, Y.** (1992). Nosocomial pneumonialin medico-surgical intensive care unit. *J Korean Med Sci*, 7:241-251.
- **Cooke, E., Pool, R., Brayson, J., Edmondson, A., Munro, M., and Shinebaum, R.** (1979). Further studies on the source of *Klebsiella aerogenes* in hospital patients. *J Hyg Camb*, 83:5-391.

- **Critchley, A.** (1983). The establishment and increase of *Sarcocrassum muticum* (Yendo) Fensholt populations within the Solent area of southern Britain. I. An investigation of the increase in number of population individuals. *Bot. Mar*, 26 (12): 539-545.
- **Dar, A., Baig, H., Saifullah, S., Ahmad, V., Yasmeen, S., Nizamuddin, M.** (2007). Effect of seasonal variation on the anti-inflammatory activity of *Sargassum wightii* growing on the N. Arabian Sea coast of Pakistan. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol*, 351:1-9.
- **Delarras, C.** (2007). Microbiologie pratique pour le laboratoire d'analyses ou de contrôle sanitaire. Edition TEC& DOC. Lavoisier, 476 : (320,341, 296,248, 250, 358,359).
- **Delgado-Andrade, C., Rufiañ- Henares, J., Morales, F.** (2005). Assessing the antioxidant activity of melanoidins from coffee brews by different antioxidant methods. *J.Agric. Food Chem*, 53: 7832-7836 p.
- **De Reviere, B.** (2003a). Biologie et Phylogénie des algues. Tome 1. Edition Belin, Paris, 255 p.
- **De Rijke, E., Out, P., Niessen, W., Ariese, F., Gooijer, C. and Brinkman, U.A.T.** (2006). Analytical separation and detection methods for flavonoids. *J. Chromatography A*, 1112(1-2):31-63.
- **Deysher, L., Norton, T.** (1982). Dispersal and colonisation in *Sargassum muticum* (Yendo) Fensholt. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol*, 56:179-195.
- **Dhargalkar, V., Pereira, N.** (2005). Seaweed: promising plant of the millennium. *Science and culture*, 71: 60–66.
- **Di Martino, P., Sirot, D., Joly, A., Darfeuille-Michaud, A.** (1999). A new fimbrial antigen harbored by CAZ-5/SHV-4 producing *Klebsiella pneumoniae* strains involved in nosocomial infections. *Infect. Immun*, 64: 2266-2273.
- **Dodet, B.** (1991). La chasse aux radicaux libres oxygénés. *Biofutur*, 101: 23-34.
- **Dong, Y., Chellius, M., Brisse, S., Kozyrovska, G., Triplet, E.** (2003). Comparisons between two *Klebsiella*: the plant endophyt *K. pneumoniae* 342 and clinical isolate *K. pneumoniae* MGH78578. *J Symbiosis*, 35: 247-259.
- **Duan, X.J., Zhang, W.W., Li, X.M., Wang, B.G.** (2006). Evaluation of antioxidant property of extract and fractions obtained from a red alga, *Polysiphonia urceolata*. *Food Chem*, 95(1): 37-43
- **Ely, R., Supriya, T., Naik, C.** (2004). Antimicrobial activity of marine organisms collected off the coast of South East India. *J. Exp. Biol. And Ecol*, 309: 121-127 p.

- **Eno, N., Clark, R. ET Sanderson, W (Eds.).** (1997). Non-native marine species in British waters: A review and directory. *Joint Nature Conservation Committee*, Peterborough. JNCC, Peterborough, 136p.
- **Febles, C.I., Arias, A., Gil-Rodriguez, A., Hardisson, A., Sierra Lopez, A.** (1995). In vitro study of antimicrobial activity in algae (Chlorophyta, Phaeophyta and Rhodophyta) collected from the coast of Tenerife (in Spanish). *Anuario Del Estudios Canarios*, 34: 181-192.
- **Federighi, M.** (2005). Bactériologie alimentaire compendium d'hygiène des aliments. 2^{ème} Edition, Economica, 292 p.
- **Feldmann, J.** (2011). Encyclopædia Universalis : Algues. <http://www.universalis.edu.com.ezproxy.unilim.fr/encyclopedie/algues/#>>.
- **Fengel, D., Wegener, G.** (1984). Wood: Chemistry, ultrastructure, reactions. De Gruyter, Berlin, Fed. Rep. Ger, 613 p.
- **Fletcher, R.** (1989). Studies on the recently introduced brown alga *Sargassum muticum* (Yendo) Fensholt: IV. The effect of temperature, irradiance and salinity on germling growth. *Botanica Marina*, 32: 167-176.
- **Gachkar, L, Davood, Y., Mohammad, B., Masood, T., Shakiba, A, Iraj, R.** (2007). Chemical and biological characteristics of *Cuminum cyminum* and *Rosmarinus officinalis* essential oils. *Food Chemistry*, 102: 898–904.
- **Givernaud, T.** (1984). Recherches sur l'algue brune *Sargassum muticum* (Yendo) Fensholt en Basse-Normandie. Rapport de contrat Univ. Caen/Lab. Algol. Fond. Appl./CNEXO, 83/7330 : 72 p.
- **Gonzalez del Val, A., Platas, A., Basilio, A., Cabello, J., Gorrochategui, I., Suay, F., Vicente, E., Portillo, M., Jimenez del Rio, G., Reina, F.** (2001). Screening of antimicrobial activities in red, green and brown macroalgae from *Gran Canaria* (Canary Islands, Spain). *International Microbiology*, 4: 35-40.
- **Greenblatt, C., Baum, J., Klein, B., Nachshon, S., Koltunov, V., Cano, R.** (2004). *Micrococcus luteus* – Survival in Amber. *Microbial Ecology*, 48 (1): 120–127.
- **Guiraud, J., Rosec, J.** (2004). Pratique des normes en microbiologie alimentaire. Afnor. Saint-Denis la plaine, Paris, 300 p.
- **Guiry, M. et Guiry, G.** (2008). AlgaeBase version 4.2. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway, <http://www.algaebase.org>; searched on 13 June.

- **Guiry, M. Guiry, G.** (2009). AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <http://www.algaebase.org>, searched on 13 October.
- **Guo-li, L., Da-xue, L. Quan-ming.** (2008). Heavy metals contamination characteristics in soil of different mining activity zones. *J. Transactions of Nonferrous Metals Society of China*, 18: 207-211.
- **Hartmann, T.** (2007). From waste products to ecochemicals: Fifty years research of Plant secondary metabolism, Review. *Photochemistry*, 68: 2831–2846.
- **Haverkorn, M., Michel, M.** (1979). Nosocomial *Klebsiellas* I. Colonization of hospitalized patients. *J. Hyg. Camb*, 82: 93-177.
- **Hogardt, M., Heesemann, J.** (2010). Adaptation of *Pseudomonas aeruginosa* during persistence in, the cystic fibrosis lung. *Int J Med Microbial*, 300: 557-562.
- **Hoiby, N.** (1977). *Pseudomonas aeruginosa* infection in cystic fibrosis. Diagnostic and prognostic significance of *Pseudomonas aeruginosa* precipitins determined by means of crossed immunoelectrophoresis. A survey. *Acta Pathol Microbial Scand Suppl*, 262:1–96.
- **Holt, J., Krieg, N., Sneath, P., Staley, J., Williams, S.** (1994). Bergey's Manual of Determinative Bacteriology. 9th edition, Philadelphie, Lippincott Williams & Wilkins, 787: 530-542 p.
- **Hong, D., Hien, H. et Son, P.** (2007). Seaweeds from Vietnam used for functional food, medicine and biofertilizer. *J. Appl. Phycol*, 19:817–826 p.
- **Hopkins, W.** (2003). Physiologie végétale. In: Hopkins, W.G. (Eds.). Belgique, Bruxelles, De Boeck Université, 512 p.
- **Horner-Devine, M., Leibold, M., Smith, V., Bohannan, B.** (2003). Bacterial diversity patterns along a gradient of primary productivity. *Ecol. Lett*, 6: 613-622.
- **Ismail, A; et Siew Hong, T.** (2002). Antioxidant activity of selected commercial Seaweeds. *Mal J Nutr* 8(2): 167-177.
- **Jarlier, V., Nordmann, P., Renaud, F, Hansen, W, Botler, C** (2000). Entérobactéries et bêta-lactamines. In Freney J. Précis de bactériologie clinique. Ed Paris; ed ESKA ,649-665.
- **Jonas, D., Spitzmüller, B., Daschner, F., Verhoef, J., Brisse, S.** (2004). Discrimination of *Klebsiella pneumoniae* and *Klebsiella oxytoca* phylogenetic groups and other *Klebsiella* species by use of amplified fragment length polymorphism. *J Reseach in Microbiology*, 155: 17-23.

- **Jupin, A.** (1989). *Sargassum muticum* (Yendo) Fensholt. Propositions de solutions de lutte mécanique. *Rapp. Ifremer DIT/EGE*, 89:96.
- **Kaper, J et al.,** (2004). Pathogenic *Escherichia coli*. *Nat Rev Microbial*, 123.
- **Keeling, P., Burger, G., Durnford, D., Lang, B., Lee, R., Pearlman, R., Roger, A., Gray, M.** (2005). The tree of eucaryotes. *Trends in evolution*, 20(12): 670-676.
- **Khiati, M.** (1998). Guide des maladies infectieuses et parasitaires. OPU, Alger.
- **Kilar, J.A., Hanisak, M.D. & Yoshida, T.** (1992). On the expression of phenotypic variability: why is *Sargassum* so taxonomically difficult?. In: *Taxonomy of Economic Seaweeds with reference to Pacific and Western Atlantic species*. (Abbott, I.A. Eds) Vol.3, pp. 95-117. La Jolla, California: California Sea Grant College.
- **Kloareg, B., Quatrano, R.** (1988). Structure of the cell walls of marine algae and ecophysiological functions of the matrix polysaccharides. *Oceanogr. Mar.Biol. Annu. Rev.*, 26:259-315.
- **Kocur, M** (2006). The Genus *Micrococcus*. *Prokaryotes*, 3: 961-971.
- **Koechlin-Ramonatxo, C.** (2006).Oxygène, stress oxydant et suppléments Antioxydantes ou un aspect différent de la nutrition dans les maladies respiratoires. *Nutritionclinique et métabolisme*, 20 : 165–177 .
- **Kornprobst, J., Potier, P.** (2005). Substances naturelles d'origine marine : chimiodiversité, pharmacodiversité, biotechnologies. Edition Tec & Doc Lavoisier, Paris.
- **Kützing, F.** (1843). *Phycologia generalis Oder anatomie, physiologie und systemkunde der tange*. In: Brockhaus F.A. (Eds.). Germany, Leipzig, F.A. Brockhaus, 457 p.
- **Lamouroux, J.** (1813). Essai sur les genres de la famille des Thalassiophytes non articulées. In: Dufour, C. (Eds.). France, Paris, Annales du Muséum d'Histoire naturelle, 84p.
- **Laurent, S.** (1998). Manuel de bactériologie alimentaire. *Poly technica Paris*, 307 p.
- **Leclerc, V., Floch, J.** (2010). Les secrets des algues. Éditions Quae, Carnet de sciences, 167p.
- **Lee, T., Brownlee, K., Conway, S., Denton, M., Littlewood, J.** (2003). Evaluation of a new definition for chronic *Pseudomonas aeruginosa* infection in cystic fibrosis patients. *J Cyst, Fibros*, 2: 29–34.

- **Lima-Filho, J., Carvalho, A., Freitas, S et al.,** (2002). Antibacterial activity of extracts of six macroalgae from the Northeastern Brazilian Coast. *Brazilian Journal of Microbiology*, 33: 311-313.
- **Lyczak, J., Cannon, C., Pier, G.** (2000). Establishment of *Pseudomonas aeruginosa* infection: lessons from a versatile opportunist. *Microbes Infect*, 2:1051-1060.
- **Madigan, M., Martinko, J.** (2007). Brock-Biologie des micros organismes. 11^{ème} édition. Pearson Education. France, 1047.
- **Martinez, E., Maamaatuaiahutapu, K., Payri, C., Ganachaud, A.** (2007). *Turbinaria ornata* invasion in the Tuamotu Archipelago, French Polynesia: ocean drifts connectivity. *Coral Reefs*, 26:79-86 p.
- **Mattio, L.** (2008). Taxonomie du genre *Sargassum* (Fucales, Phaeophyceae) en Nouvelle-Calédonie et dans le Pacifique Sud. Approches morphologique et phylogénétique. *Sciences de l'environnement marin*, Marseille, 302.
- **Masuda, M., Ajisaka, T., Kawaguchi, S., Quang Nang, H., Huu Dinh, N.** (1993). The use of *Sargassum mcclurei* as medical tea in Vietnam. *Japanese J. Phyco*, 41:39-42.
- **Mika, A., Minibayeva, F., Beckett, R., Lüthje, S.** (2004). Possible functions of extracellular peroxidases in stress-induced generation and detoxification of active oxygen species. *Photochemistry Reviews*, 3: 173-193.
- **Norton, T.** (1977). Ecological experiments with *Sargassum muticum*. *J. Mar. Biol. Assoc. UK*, 57:33-43.
- **Norton, T., Fetter, R.** (1981). The settlement of *Sargassum muticum* propagules in stationary and flowing water. *J. Mar. Biol. Assoc. UK*, 61:929-940.
- **Norton, T.** (1992). Dispersal by macroalgae. *British Phycological Journal*, 27: 293-301.
- **N'Yeurt, A., South, G.** (1997). Biodiversity and biogeography of benthic marine algae in the Southwest Pacific, with specific reference to Rotuma and Fiji. *Pacific Science*, 51:18-28.
- **Odds, F.** (1988). In: *Candida* and candidosis-a review and bibliography. 2nd edition. London: BaillièreTindall-WB Saunders, 36.
- **Palleroni, N.** (2008). The road to the taxonomy of *Pseudomonas*. In: Cornelis, P. (Ed.), *Pseudomonas: Genomics and Molecular Biology*. Caister Academic Press, Belgium, p1-18.

- **Payri, C., N'Yeurt, A.** (1997). A revised checklist of Polynesian benthic marine Algae. *Aust. Syst. Bot.*, 10:867-910.
- **Payri, C., Stiger, V.** (2001). Macroalgal community changes on French Polynesian reefs, 1980-2000. *Phycologia*, 40(4):111..
- **Percival, E.** (1979). The polysaccharides of green, red and brown seaweed : Their basic structures, Biosynthesis and function. *British Phycological Journal*, 14:103-117.
- **Pérez, R., Barbaroux, O.** (1997). Ces algues qui nous entourent : conception actuelle, rôle dans la biosphère, utilisations, culture. Ed. IFREMER in Plouzane, France, 272 p.
- **Pérez, R., Philiponeau, P., Plouzané., Rouxel, C. (Eds.).France.** (1997). Ces algues qui nous entourent. *In:* Arbault, S., Barbaroux, O, Editions IFREMER, 272 p.
- **Pérez-López, P., González-García, S., Jeffryes, C., Agathos, S., McHugh, E., Walsh, D., Murray, P., Moane, S., Feijoo, G., Moreira, M.** (2014). Life cycle assessment of the production of the red antioxidant carotenoid astaxanthin by microalgae: from lab to pilot scale. *J. Clean. Prod.*, 64: 332–344.
- **Perry, J., Staley, J., Lory, S.** (2004). Microbiologie. Edition Dunod. Paris, 891.
- **Pfaller, M.** (2002). Focus on fungal infections 3. Phonix Arizona March.
- **Phillips, N.** (1995). Biogeography of *Sargassum* (Phaeophyta) in the Pacific basin. *In:* Abbott IA (Ed) Taxonomy of economic seaweeds California Sea Grant College Program, La Jolla, 107-144 p.
- **Phillips, N., Burrowes, R., Rousseau, F., de Reviere, B., Saunders, G.W.** (2008). Resolving evolutionary relationships among the brown algae using chloroplast and nuclear genes. *Journal of Phycology*, 44: 394-405.
- **Phillips, N., Calhoun, S., Moustafa, A., Bhattacharya, D., Braun, E.** (2008). Genomic insights into evolutionary relationships among Heterokont lineages emphasizing the Phaeophyceae 1. *Journal of Phycology*, 44: 15-18.
- **Plaza, M., Cifuentes, A., Ibanez, E.** (2008). In the search of new functional food ingredients from algae. *Trends in Food Science & Technology*, 19 :31-39 .
- **Plouguerné, E.** (2006). Étude écologique et chimique de deux algues introduites sur les côtes bretonnes, *Grateloupia turuturu* Yamada et *Sargassum muticum* (Yendo) Fensholt : nouvelles ressources biologiques de composés à activité antifouling. Chimie Marine, Brest, 251.
- **Plouguerné, E., Le Lann, K., Connan, S., Jechoux, G., Deslandes, E., Stiger-Pouvreau, V.** (2006). Spatial and seasonal variation in density, reproductive status,

- length and phenolic content of the invasive brown macroalga *Sargassum muticum* (Yendo) Fensholt along the coast of Western Brittany (France). *Aquat. Bot*, 85:337-344.
- **Podschun, R., Fischer, A., Ullman, U.** (2000). Expression of putative virulence factors by clinical isolates of *Klebsiella pneumoniae*. *J Med Microbiol*, 49: 115-119.
 - **Pressler, T., Bohmova, C., Conway, S., Dumcius, S., Hjelte, L., Høiby, N., Kollberg, H., Tümmler, B. Vavrova, V.** (2011). Chronic *Pseudomonas aeruginosa* infection definition: EuroCareCF Working Group report. *J Cyst Fibros*, 10:75-78.
 - **Price, M., Van-scoyoc, S., Butler, L.** (1978). A critical evaluation of the vanillin reaction as an assay for tannin in sorghum grain. *J. Agric. Food Chem*, 26: 1214-1218.
 - **Prieto, P., Pineda, M., Aguilar, M.** (1999). Spectrophotometric quantitation of antioxidant capacity through the formation of a phosphomolybdenum complex: specific application to the determination of vitamin E. *Anal Biochem*, 269: 337–341
 - **Proesmans, M., Balinska-Miskiewicz, W., Dupont, L., Bossuyt, X., Verhaegen, J., Høiby, N. & de Boeck, K.** (2006). Evaluating the Leeds criteria for *Pseudomonas aeruginosa* infection in a cystic fibrosis centre. *Eur Respir J*, 27 : 937–943.
 - **Prud'homme van Reine, W.** (2002). *Sargassum* C. Agardh. In Prud'homme van Reine, W. F. & Trono, and G. C. [Ed.] *Plant resources of South-East Asia* No. 15(1). *Cryptogams: Algae*. Prosea Foundation, Bogor, p 240-246.
 - **Rahal, K., Benslimani, A., Tali-Maamar, H., Missoum, M., Kechih-Bounar, S., Ammari, H.** (2011). Standardisation de l'antibiogramme à l'échelle nationale (médecine humaine et vétérinaire). 6^{ème} édition. Document édité avec la collaboration de l'OMS. P192. (<http://2 www.sante.dz/aarn>).
 - **Rajasulochana, P; Dhamotharan, R; Krishnamoorthy, P; Murugesan, S.** (2012). Antibacterial activity of the extracts of marine red and brown algae. *Journal of American Science*, 5(3) 20-25.
 - **Ramade, F.** (2009). *Éléments d'écologie appliquée*. 4^{ème} édition, Editi Dunod, 689.
 - **Raven, P., Evert, F., Eichhorn, S.** (2007). *Biologie végétale*. 2^{ème} édition, Bruxelles ; [Paris] : De Boeck.
 - **Reviere, B.** (2002). *Biologie et phylogénie des algues*. Tome 1: Biologie, Ed. Belin Sup., 352p.
 - **Reviere, B., Bosquet, G., Blondel, L., Martin, C.** (2003). *Biologie et phylogénie des algues*. Tome 2, Belin Sup Sciences, 256.

- **Ribeiro, M., Bernardo-Gil, M., Esquivel, M., Melissa officinalis, L.** (2001). Study of antioxidant activity in supercritical residues. *Journal of Supercritical Fluids*, 21: 51–60.
- **Ribéreau-Gayon.** (1968). Les composés phénoliques des végétaux, Dunod, Paris, 254.
- **Rios, J., Recio, M.** (2005). Medicinal plants and antimicrobial activity. *Journal of Ethnopharmacology*, 100:80-84.
- **Rosenthal, V., Udwadia, F., Muñoz, H., Erben, N., Higuera, F., Abidi, K., Medeiros, E., Fernández Maldonado, E., Kanj, S., Gikas, A., Barnett, A., Graves, N.** (2011). The International Nosocomial Infection Control Consortium (INICC). Time-dependent analysis of extra length of stay and mortality due to ventilator-associated pneumonia in intensive-care units of ten limited-resources countries: findings of the International Nosocomial Infection Control Consortium (INICC). *Epidemiol Infect*, 15: 1-7.
- **Rousseau, F, De Reviere, B.** (1999). Phylogenetic relationships within the fucales (Phaeophyceae) based on combined partial SSU + LSU rDNA sequence data. *European Journal of Phycology*, 34: 53-64.
- **Rousseau, F., Burrowes, R., Peters, A. F., Kuhlenkamp, R. & Reviere de, B.** (2001). A comprehensive phylogeny of the Phaeophyceae based on nrDNA sequences resolves the earliest divergences. *C.R. Academie des Sciences de Paris*, 324:305-319.
- **Saraswathi, S., Babu, B., Rengasamy, R.** (2003). Seasonal studies on the algininate and its biochemical composition I: *Sargassum polycystum* (Fucales), Phaeophyceae. *Phycol. Res*, 51:240-243.
- **Singleton, P.** (1999). Bactériologie. 4^{ème} Edition. Dunod, Paris. 317 p.
- **Singleton, V., Rossi, J.** (1965). Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdicphosphotungstic acid reagents. *American Journal of Enology and Viticulture*, 16: 144-158 p.
- **Shimizu, H.** (2004). Relationship between plasma glutathione levels and cardiovascular disease in a defined population: the Hisayama study. *Stroke*, 35 (9) : 2072-2077.
- **Sivasankari, S., Venkatesalu, V., Anantharaj, M., Chandrasekaran, M.** (2006). Effect of seaweed extracts on the growth and biochemical constituents of *Vigna sinensis*. *Bioresour. Technol*, 97:1745-1751.

- **Stalikas, C.** (2007). Extraction, separation, and detection methods for phenolic acids and flavonoids Review. *J. Sep. Sci*, 30:3268 – 3295.
- **Steen, H.** (2004). Effects of reduced salinity on reproduction and germling development in *Sargassum muticum* (Phaeophyceae, Fucales). *European Journal of Phycology*, 39: 203-299 p.
- **Stiger, V., Payri, C.** (1999a). Spatial and seasonal variations in the biological characteristics of two invasive brown algae, *Turbinaria ornata* (Turner) J. Agardh and *Sargassum mangarevense* (Grunow) Setchell (Sargassaceae, Fucales) spreading on the reefs of Tahiti (French Polynesia). *Bot. Mar*, 42:295-306 p.
- **Stiger, V., Deslandes, E., Payri, C.** (2004). Phenolic contents of two brown algae, *Turbinaria ornata* and *Sargassum mangarevense* on Tahiti (French Polynesia): interspecific, ontogenic and spatio-temporal variations. *Bot. Mar*, 47:402-409.
- **Smit, A.** (2004). Medecinal and pharmaceutical uses of seaweed natural products: A review. *J. Appl. Phycol*, 16:245-262.
- **Smith, K., Neafie, R., Yeager, J., Skelton, H.** (2005). *Micrococcus folliculitis* in HIV-1 disease. *Br J Dermatol*, 141 (3): 61-558.
- **Tarlan, E., Dilek, F., Yetis, U.** (2002). Effectiveness of algae in the treatment of a wood-based pulp and paper industry wastewater. *Bioresource Technology*, 84: 1-5.
- **Van den Hoek, C.** (1987). The possible significance of long-range dispersal for the biogeography of seaweeds. *Helgoland Meeresuntersuchungen*, 41:261-272.
- **Vasil, M.** (1986). *Pseudomonas aeruginosa*: biology, mechanisms of virulence, epidemiology. *J Pediatr*, 108:800-805.
- **Ventre, I., Goodman, A., Vallet-Gely, I., Vasseur, P., Soscia, C., Molin, S., Bleves, S., Lazdunski, A., Lory, S., Filloux, A.** (2006). Multiple sensors control reciprocal expression of *Pseudomonas aeruginosa* regulatory RNA and virulence genes. *Proc Natl Acad Sci U S A*, 103:171- 176.
- **Vitkauskienė, A., Skrodenienė, E., Dambrauskienė, A., Macas, A., Sakalauskas, R.** (2010). *Pseudomonas aeruginosa* bacteremia: resistance to antibiotics, risk factors, and patient mortality. *Medicina (Kaunas)*, 46:490-495.
- **Wallentinus, I.** (1999). *Sargassum muticum*. In: Gollasch, S., Minchin, D., Rosenthal, H. & Voigt, M. (eds.): Exotics across the ocean. Case histories on introduced species: their general biology, distribution, range expansion and impact. Logos Verlag, Berlin.

- **Wallentinus, I.** (2010). Fact Sheet on *Sargassum muticum*. Alien species in Swedish Seas. Främmande arter i svenska hav. Web version Date of Access 11-02-2013.
- **Wollgast, J., Anklam, E.** (2000). Review on polyphenols in *Theobroma cacao*: changes in composition during the manufacture of chocolate and methodology for identification and quantification. *Food Research International*, 33:423 – 447.
- **Wondimu, T., Ueno, A., Kanamaru, I., Yamaguchi, Y., McCrindle, R., Hanaoka, K.** (2007). Temperature dependent extraction of trace elements in edible brown alga hijiki, *Hizikia fusiforme*. *Food Chem*, 104(2): 542-550.
- **Yendo, y.** (1907). The Fucaceae of Japan. *J. CoZZ. Sei. Imp. Univ.Tokyo*, 21:1-174.
- **Yoshida, T.** (1983). Japanese species of *Sargassum* subgenus *Bactrophycus* (Phaeophyta, Fucales). *Journal of the Faculty of Science, Hokkaido University, Series V (Botany)*, 13:99-246.
- **Yoshida, T.** (1989b). Taxonomy of *Sargassum*. *The Korean Journal of Phycology*, 4:107-110.
- **Young, M., Artsatbanov, V., Beller, H., Chandra, G., Chater, K., Dover, L., Goh, E., Kahan, T., Kaprelyants, A., Kyrpides, N., Lapidus, A., Lowry, S., Lykidis, A., Mahillon, J., Markowitz, V., Mavromatis, K., Mukamolova, G., Oren, A., Rokem, J., Smith, M., Young, D., Greenblatt, C.** (2010). Genome sequence of the Fleming strain of *Micrococcus luteus*, a simple free-living actinobacterium. *Journal of Bacteriology*, 192 (3): 841–860.
- **Zenk, M., Juenger, M.** (2007). Evolution and current status of the phytochemistry of nitrogenous compounds. *Photochemistry Review*, 68: 2757– 2772.
- **Zhang, S., Zheng, C., Yan, X., Tian, W** (2008). Low concentration of condensed tannins from catechu significantly inhibits fatty acid synthase and growth of MCF-7 cells. *Biochemical and Biophysical Research Communications*, 371 (4): 654–658.
- **Zhishen, J., Mengcheng, T., Jianming, W.** (1999). The determination of flavonoid contents in mulberry and their scavenging effects on superoxide radicals. *Food Chem*, 64 (4): 555–559 p.

Annexes

Annexe 1 : Milieux de culture et réactifs

Mueller Hinton Agar (MH) :

Milieu de base (MH)	38g
Eau distillée	1000ml
pH.....	7,4

Sabouraud

Peptone de gélatine	10g
Glucose	20g
Agar	17g
Eau distillée	1000ml
pH	5,6

Bouillon Sabouraud

Peptone de gélatine	10g
Glucose.....	20g
Eau distillée.....	1000ml
Agar.....	17g
PH	5,6

Gélose Sabouraud

•Composition

Bacto Néopeptone	10 g
Bacto Dextrose	20 g
Bacto Agar	20 g
Eau distillée	1000 ml

•Préparation

Nous avons dissous 21 g de poudre de Sabouraud Agar dans 500 ml d'eau distillée.

Gélose nutritive

Extrait de viande	1g
Extrait de levure	2g
Peptone.....	5g
Chlorure de sodium.....	5g
Agar.....	15g
pH=7	

Autoclavage : 120°C/20 minutes

BHIB

Brain infusion solids	12,5g
Beef heart infusion solids.....	5,0g
Protease peptone	10,0
Glucose.....	2,0g
Sodium chloride	5,0g
Disodium phosphate.....	2,5g
pH 7.4 ± 0.2 / 25°C	

Solution de NaOH 0,1N :

Eau distillé	1l
NaOH	40g

solution de HCL 1n

Eau distillé	100ml
HCL.....	4ml

Colorants

• Violet de gentiane au cristal

Violet de gentiane	10g (ou 5g)
Phénol.....	20g
Ethanol à 0.95	100 cm ³
Eau distillée.....	1 dm ³

Les 3 premiers composants sont dans un premier temps dissous ensemble d'eau est ajoutée ensuite.

• Lugol

Iode	5g
IO dure de potassium	10g
Eau distillée qsp	1g
Flacon brun	

• Fuchsine de Ziehl

Fuchsine bosique.....	10g
Phénol.....	50g
Ethanol à 0.5	10cm ³
Eau distillée	1dm ³

Annexe 2: Résultats de l'antibiogramme exprimés en diamètres des zones d'inhibition (mm).

Bactéries ATB	<i>B.cereus</i>	<i>E. coli</i>	<i>K. pneumoniae</i>	<i>M. luteus</i>	<i>P.aeruginosa</i>	<i>S. aureus</i>
AMP	0	0	0	0	0	18
B	0	0	0	0	0	0
CTX	0	31	40	40	18	30
L	27	0	0	0	0	40
P	0	0	0	0	0	50
TE	21	31	29	29	13	33
VAN	21	0	9	9	0	24

AMP : Ampiciline ; **B** : Bacitracine ; **CTX** : Cefotaxime ; **L** : Lincomycine ; **P** : Penicilline ;
TE : Tetracycline ; **VAN** : Vancomycine.

Annexe 3: Résultats de l'activité antimicrobienne des extraits algaux exprimés en diamètres des zones d'inhibition en mm.

		Diamètres des zones d'inhibition (mm)						
Extraits	[C]	<i>B. cereus</i>	<i>K. pneumoniae</i>	<i>E. coli</i>	<i>S. aureus</i>	<i>P. aeruginosa</i>	<i>M. luteus</i>	<i>C. albicans</i>
EB	50	-	-	-	7.75±0.353	-	-	12 ±2 .12
	100	-	-	-	9.5 ±0.707	-	-	12.75±1.06
	200	-	-	-	9	-	-	13.75±1.76
FEP	50	-	-	-	8	-	-	10.5± 1.41
	100	-	-	-	7.25±0.353	-	-	10.75±1.76
	200	-	-	-	7.5± 0.707	-	-	8 ± 0.70
FAE	50	8.7± 0.70	-	-	9	-	-	16.75±1.76
	100	7.25±0.353	-	-	9.75±0.353	-	-	18 ±2.12
	200	8	-	-	10.5±0.707	-	-	20.5
FDM	50	7	-	-	7	-	-	16
	100	7	-	-	7	-	-	18
	200	7.5±0.707	-	-	8	-	-	20
FB	50	-	-	-	-	-	-	14 ± 2.12
	100	-	-	-	-	-	-	11.5
	200	-	-	-	-	-	-	12.75±0.35
FA	50	-	-	-	-	-	-	11± 0.353
	100	-	-	-	-	-	-	17.5 ±4.24
	200	-	-	-	-	-	-	15 ± 0353

(-) : absence d'activité

EB : extrait brut ; **FEP** : Fraction étherique ; **FAE** : Fraction acétate d'éthyle ; **FDM** : Fraction dichlorométhane ; **FB** : Fraction butanolique ; **FA** : Fraction aqueuse.

Annexe 4 : Moyenne des densités optiques du dosage de la teneur en phénols totaux.

Extraits	DO1	DO 2	DO 3
Extrait brut	0.3188	0.3276	0.3284
Fraction éther de pétrole	0.1749	0.1818	0.1820
Fraction acétate d'éthyle	0.3150	0.3319	0.3360
Fraction dichlorométhane	0.1058	0.1067	
Fraction butanolique	0.1135	0.1184	0.1164
Fraction aqueuse	0.2032	0.1970	0.2087

Annexe 5: Moyenne des densités optiques du dosage de la teneur en flavonoïdes.

Extraits	DO1	DO2	DO3
Extrait brut	0.6045	0.5858	0.5903
Fraction éther de pétrole	0.2997	0.2874	0.3034
Fraction acétate d'éthyle	0.5855	0.5864	0.5782
Fraction dichlorométhane	0.1786	0.1801	
Fraction butanolique	0.1854	0.1896	
Fraction aqueuse	0.1552	0.1407	0.1434

Annexe 6 : Moyenne des densités optiques du dosage de la teneur en tanins condensés.

Extraits	DO₁	DO₂	DO₃
Extrait brut	0.2719	0.2231	0.2701
Fraction éther de pétrole	0.1497	0.1551	0.1596
Fraction acétate d'éthyle	0.4933	0.4971	0.5172
Fraction dichlorométhane	0.1014	0.1007	0.1009
Fraction butanolique	0.1205	0.1156	0.1129
Fraction aqueuse	0.0364	0.0365	0.0377

Annexe 7 : Capacités antioxydantes totales (CAT) trouvées pour les extraits algaux, exprimées en densité optique.

Extraits	DO₁	DO₂	DO₃
Extrait brut	0.5979	0.6234	0.6286
Fraction éther de pétrole	0.4491	0.4470	0.4477
Fraction acétate d'éthyle	0.8394	0.8357	0.8399
Fraction dichlorométhane	0.2494	0.2427	0.2448
Fraction butanolique	0.5167	0.5133	0.5126
Fraction aqueuse	0.1384	0.1322	0.1298

ملخص

المركبات المضادة للأكسدة والميكروبات هي موضوع دراسات عديدة لأنه يتم استخدامها كموادحافظة للمواد الغذائية لعلاج الكثير من الأمراض. وفي مجال دراسة مواد جديدة مضادة للأكسدة والميكروبات من المصادر الطبيعية، اهتمنا في هذا العمل بدراسة المركبات الفينولية وتقييم الخصائص المضادة للأكسدة والميكروبات عن طريق مستخلص طبيعي من *Sargassum muticum*. أنواع الطحالب البحرية من غرب الجزائر تتعلق هذه الدراسة إلى استخراج المستخلص الخالص و كسور الأثير البترول، و خلاص الإيثيل، ثنائي كلورو ميثان، ن بيوتانول ومائي وتقدير الكل من مركبات الفلافونويد ثلاثي كلوريد الألومنيوم Folin-Ciocalteu. الفينول و العفص مكثف من قبل كاشف على التوالي: و فانيلا. النتائج المتحصل عليها أظهرت ان المستخلص الخالص أعلى نسبة ب 3,101 % بالمقارنة مع الكسور الأخرى. قيمة الفينول متغيرة بين $0,003 \pm 0,104$ و $0,011 \pm 0,662$ ملغ مكافئ حمض الغاليك/غ. و كمية الفلافونويد و العفص مكثف بترتيب 0,021 حتى 0,34 ملغ/غ و 0,009 حتى 2,636 ملغ/غ و قدرة كلية مضادة للأكسدة بدرجات مختلفة وترتفع في المستخلص الخالص ب 1.583 ± 0.042 ملغ مكافئ حمض الخل/غ

مضادات الميكروبات لطحلب مدروس ضد 3 البكتريا سالبة: بسودومونا ايغوجينوزا و كلبيسيلا بنومونيا و ايشيريشيا كولي و ثلاث بكتيريا موجبة ستافيلوكوكيس اوغييس، ميكرو كوكيس ليتوس و باسيليس سيغييس و الخميرة كونديدا البيكلانس. باستخدام طريقة الانتشار في القرص. اظهرت النتيجة ان خلاص الإيثيل يملك أعلى نسبة ضد هذه الخميرة مع مجال تثبيط 20,5 ملم. واما مستخلص الخالص و الكسور الأخرى الأثير البترول، و خلاص الإيثيل، ثنائي كلورو ميثان عندهم نتيجة تثبيط ضد باسيليس سيغييس و ستافيلوكوكيس اوغييس الكلمات الرئيسية: الأعشاب البحرية البنية، السراغوسم معايرة، والنشاط المضاد للأكسدة و الميكروبات

Résumé

Notre travail vise à évaluer les activités antioxydante et antimicrobienne de l'extrait brut et ses fractions de l'espèce algale *Sargassum muticum* de la famille des Sargassaceae, récoltée de la plage de Madrid à l'ouest de la wilaya de Ain-Temouchent.

Cette étude concerne l'extraction de l'extrait brut et les fractions éther de pétrole, acétate d'éthyle, dichlorométhane, n-butanol et aqueuse ainsi que la quantification des phénols totaux, des flavonoïdes et des tanins condensés par le réactif du Folin-Ciocalteu, par le trichlorure d'aluminium et par le test de vanilline respectivement. Les résultats obtenus ont montré que le rendement en extrait brut de 3.101 % est supérieur par rapport aux autres fractions. La gamme de teneur en polyphénols varie entre 0.104 ± 0.003 et 0.662 ± 0.011 mg EAG/g MS. Les teneurs en flavonoïdes et tanins condensés exprimées en équivalent de catéchine sont de l'ordre de 0.021 à 0.34 mg/g et 0.009 à 2.636 mg/g, respectivement.

La quantification de la capacité antioxydante totale (CAT) a montré la présence des degrés différents dont l'extrait brut possède la valeur élevée estimée de 1.583 ± 0.042 mg EAA/ g MS. Le pouvoir antimicrobien des extraits algaux est testé contre trois bactéries Gram négatif (*Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae* et *Pseudomonas aeruginosa*), trois bactéries Gram positif (*Staphylococcus* et *Micrococcus luteus* et *Bacillus cereus*) et une levure (*Candida albicans*) en utilisant la méthode de diffusion sur disques. Le résultat a montré que l'acétate d'éthyle possède un fort pouvoir antifongique contre *C. albicans* avec une zone d'inhibition de 20.5 mm. Pour les Gram positif, l'extrait brut et les fractions acétate d'éthyle, éther de pétrole et dichlorométhane ont un effet inhibiteur sur *S. aureus*, alors, pour *B. cereus*, sauf les fractions acétate d'éthyle et dichlorométhane qui ont un pouvoir inhibiteur dont les zones d'inhibition dépasse 7 mm.

Mots clés : Algues brunes, *Sargassum muticum*, Dosage, Pouvoir antimicrobien, Pouvoir antioxydant.

Summary

Our work aims to assess the antioxidant and antimicrobial activities of crude extract and its fractions of algal species *Sargassum muticum* in the Sargassaceae family, harvested from the beach of Madrid in the wilaya of Ain Temouchent.

This study relates to the extraction of the crude extract and the fractions of petroleum ether, ethyl acetate, dichloromethane, n-butanol and aqueous and quantification of total phenolics, flavonoids, and condensed tannins by the Folin-Ciocalteu reagent, by aluminum trichloride and the vanillin test, respectively. The results obtained showed that the yield of crude extract of 3.101% is higher compared to the other fractions. The range of polyphenolic content varies between 0.104 ± 0.003 and 0.662 ± 0.011 mg GAE / g DM. The amounts of flavonoids and condensed tannins expressed as catechin equivalents are in the range of 0.021 to 0.34 mg CE/ g and 0.009 to 2.636 mg CE/g, respectively. The quantification of the total antioxidant capacity (TAC) showed the presence of different degrees that the crude extract has estimated high value of 1.583 ± 0.042 mg AAE / g DM. The antimicrobial capacity of algal extracts was tested against three Gram negative bacteria (*Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Klebsiella pneumoniae*), three Gram positive bacteria (*Staphylococcus aureus*, *Micrococcus luteus*, *Bacillus cereus*) and a yeast (*Candida albicans*) using the method disk diffusion. The result showed that the ethyl acetate has a strong antifungal potency against *C. albicans* with a zone of inhibition of 20.5 mm. For Gram positive, the crude extract and ethyl acetate, petroleum ether and dichloromethane fractions have an inhibiting effect on *S. aureus*, whereas, for *B. cereus*, except fractions of dichloromethane and ethyl acetate, which have an inhibitor power whose inhibition zones exceeds 7 mm.

Keywords: Brown seaweed, *Sargassum muticum*, Antimicrobial activity, Antioxidant activity.