

**République Algérienne Démocratique et Populaire**  
**Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la**  
**Recherche Scientifique**

**Université Abderrahmane Mira Bejaia**  
**Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie**

**DEPARTEMENT DE MICROBIOLOGIE**

## *Mémoire de fin de cycle*

En vue d'obtention du Diplôme de Master

Option : Microbiologie Alimentaire et Santé

### *Thème*

Contribution à l'étude de  
l'activité antibactérienne de trois  
algues marines de la côte de Bejaïa

*Membres de Jury :*

*Présidente:* M<sup>me</sup> BOUDRIES S

*Promotrice :* M<sup>me</sup> KERAMANE B.

*Examinatrice:* M<sup>elle</sup> LAINCER F.

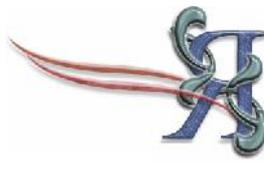
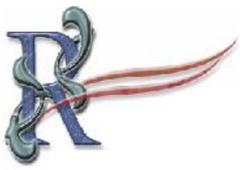
*Examinatrice:* M<sup>elle</sup> SAIDANI K.

*Présenté par :*

M<sup>elle</sup> : BOUKOU AMINA

M<sup>elle</sup> : ITGARETS SOUHEYLA

*Promotion 2012/ 2013*



# *R*emerciements

*Au terme de ce travail ;*

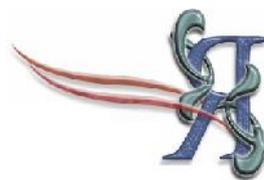
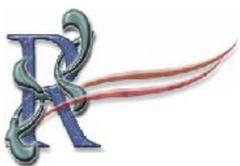
*Nous remercions tout d'abord "Allah" le tout puissant de nous avoir donné  
la foi, qui nous a guidé et a éclairé notre chemin pour  
la réalisation et l'élaboration de notre projet.*

*Nous tenons à remercier les membres de jury,  
qui vont évaluer notre travail pendant notre soutenance.*

*Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude et nos vifs remerciements à :  
Notre promotrice M<sup>me</sup> KERAMANE B. pour son encadrement apprécié,  
son orientations et ses encouragements qui nous ont  
permis de mener à bien ce travail.*

*Nos vifs remerciements s'adressent au M<sup>me</sup> BEDJOU, M<sup>lle</sup> LOUAILECHE,  
Mr TAMENDJARI, Mr TOUATI, Mr MOUSLI, M<sup>lle</sup> TOUATI, M<sup>lle</sup>  
LAINCER, M<sup>lle</sup> SAIDANI et M<sup>me</sup> BOUDERIES*

*Nos remerciements vont également à toutes les personnes qui ont contribué de  
prés ou de loin à la réalisation de ce travail.*



# *Dédicaces*

*Je dédie ce travail à :*

*Mon père ma mère*

*Mes frères Fayçal et Mustapha*

*Ma sœur Walida et ma belle soeur Samia*

*A mes oncles et tantes*

*A mes cousins et cousines*

*A toute la famille BOUKOU et BOUCHELAGHEM*

*Mes amies : Sissa, Ahelam ...*

*Et bien sur ma binôme Soheyla*

*Tous ceux qui m'ont aidé de près ou de loin*

*Toute la section Microbiologie Appliquée (LMD)*

*Mina*

# *Dédicaces*

*J'ai le plaisir de dédier ce modeste travail à :*

*Ceux que j'ai tant aimé avec beaucoup d'affection et je suis très fière de les avoir et tout les mots du monde ne peuvent exprimer l'amour et le respect que je leur porte : mes très chers parents.*

*Mes deux frères et Mes sœurs que j'aime beaucoup.*

*Mes chers oncles et tantes maternels et leurs enfants.*

*Mes chères amies à leur tête : Narimene, Sonia L, Chafia, Zakia, Sonia M*

*Et bien sur ma binôme Mina*

*Tous ceux qui m'ont aidé de près ou de loin*

*Toute la section Microbiologie Appliquée (LMD)*

*Souheyla*

# Liste des tableaux

<b>Tableau I :</b>	Classification et description des algues marines.....	4
<b>Tableau II :</b>	Principaux additifs dérivés des algues utilisés par l'industrie alimentaire.....	7
<b>Tableau III :</b>	Composés halogénés des algues marines.....	8
<b>Tableau IV :</b>	Effet de différents composés bioactifs d'algues marines sur la santé humaine...	10
<b>Tableau V :</b>	Caractéristiques botaniques des quatre espèces d'algues marines récoltées.....	16
<b>Tableau VI</b>	Représentatif les différentes souches microbiennes testées.....	22
<b>Tableau VII :</b>	Concentration minimale inhibitrice des composés phénoliques d' <i>Ulva intestinalis</i> .....	41
<b>Tableau VIII :</b>	Concentration minimale inhibitrice des composés phénoliques d' <i>Ulva lactuca</i> .....	41
<b>Tableau IX :</b>	Concentration minimale inhibitrice des composés phénoliques de <i>Halopteris scoparia</i> .....	41

# Liste des figures

<b>Figure 1 :</b> Répartition de la production mondiale en 2009.....	5
<b>Figure 2:</b> Structure chimique du 2,4,6-tribromophenol et de lanosol.....	8
<b>Figure 3:</b> Structure de base de phlorotannins (i) et de quelques phlorotannins.....	9
<b>Figure 4:</b> Photographie de la station de récolte (Euch El Baz) (Bejaïa).....	14
<b>Figure 5 :</b> Photographies des espèces d'algues marines récoltées .....	16
<b>Figure 6:</b> Protocole d'extraction des composés phénoliques .....	18
<b>Figure 7:</b> Protocole du dosage des composés phénoliques totaux .....	20
<b>Figure 8 :</b> Protocole du dosage des flavonoïdes .....	21
<b>Figure 9:</b> Taux d'extraction des composés phénoliques d' <i>Ulva intestinalis</i> .....	25
<b>Figure 10 :</b> Taux d'extraction des composés phénoliques d' <i>Ulva lactuca</i> .....	26
<b>Figure 11 :</b> Taux d'extraction des composés phénoliques de <i>Halopteris scoparia</i> .....	27
<b>Figure 12 :</b> Teneur en composés phénoliques d' <i>Ulva intestinalis</i> .....	28
<b>Figure 13 :</b> Teneur en composés phénoliques d' <i>Ulva lactuca</i> .....	30
<b>Figure 14 :</b> Teneur en composés phénoliques de <i>Halopteris scoparia</i> .....	31
<b>Figure 15 :</b> Activité antibactérienne des extraits d' <i>Ulva intestinalis</i> .....	33
<b>Figure 16 :</b> Activité antibactérienne des extraits d' <i>Ulva lactuca</i> .....	35

<b>Figure 17 :</b>	Activité antibactérienne des extraits <i>Haloptetris scoparia</i> .....	37
<b>Figure 18 :</b>	Photographies de quelques zones d'inhibitiondes extraits d' <i>Ulva intestinalis</i> ..	39
<b>Figure 19 :</b>	Photographies de quelques zones d'inhibitiondes extraits.....	39
<b>Figure 20 :</b>	Photographies de quelques zones d'inhibitiondes extraits.....	39
<b>Figure 21 :</b>	Photographie de la microplaque des CMI .....	40

# Liste des abréviations

**ATCC**: Américain Type Culture Collection

**BP** : Bromophénol

**CA-SFM** : Comité de l'Antibiogramme de la Société Française de Microbiologie

**CEVA** : Centre d'Etude de Valorisation des Algues

**CMB** : Concentration Minimale Bactéricide

**CMI** : Concentration Maximale Inhibitrice

**DBP** : Dibromophénol

**INCT** : Institut National de Cartographie et de Télédétection

**L.M.A** : Laboratoire de Microbiologie Appliquée

**PT** : Phlorotannin

**SARM** : *Staphylococcus aureus* Résistante à Méthécilline

**TC** : Tannin Condensé

**TH** : Tannin hydrolisable

**UAMB** : Université Abderrahmane Mira Béjaia

**UFC** : Unité Formant Colonie

**UV** : Ultra Violet

.

# Sommaire

<b>Introduction</b> .....	1
<b>Synthèse bibliographique</b>	
<b>I. Généralités sur les algues marines</b> .....	3
<b>I.1. Définition</b> .....	3
<b>I.2. Diversités et classification</b> .....	3
<b>I.3. Composition chimique</b> .....	4
<b>I.4. Utilisation en alimentation humaine</b> .....	5
<b>I.5. Autorisation d'emploi</b> .....	6
<b>II. Composés phénoliques des algues marines</b> .....	7
<b>II.1. Définition</b> .....	7
<b>II.2. Structure et classification</b> .....	7
<b>II.3. Propriétés biologiques</b> .....	9
<b>III. Activité antibactérienne</b> .....	10
<b>III.1. Mode d'action des composés phénoliques</b> .....	10
<b>III.2. Les facteurs influençant l'action antibactérienne des composés phénoliques</b> .....	12
<b>Matériels et méthodes</b>	
<b>I. Matériel végétal</b> .....	14
<b>II. Extraction des composés phénoliques</b> .....	16
<b>III. Dosage des composés phénoliques</b> .....	19
<b>III.1. Dosage des polyphénols totaux</b> .....	19
<b>III.2. Dosage des flavonoïdes</b> .....	21
<b>IV. Etude de l'activité antibactérienne des extraits d'algues</b> .....	22
<b>V. Détermination des concentrations minimales inhibitrices sur milieu solide(CMI)</b> .....	23
<b>VI. Détermination des concentrations minimales inhibitrices sur milieu liquide (CMI)</b> .....	23
<b>VII. Etude statistique</b> .....	24
<b>Résultats et discussion</b>	
<b>I. Taux d'extraction et dosage des composés phénoliques</b> .....	25
<b>1. Taux d'extraction des composés phénoliques</b> .....	25
<b>2. Dosage des composés phénoliques</b> .....	28
<b>I.2.1. Dosage des polyphénols totaux</b> .....	28
<b>I.2.2. Dosage des flavonoïdes</b> .....	31
<b>II- Activité antibactérienne</b> .....	32
<b>II.1. Antibiogrammes</b> .....	32
<b>II.1.1.1. Activité antibactérienne des différents extraits d'<i>Ulva intestinalis</i></b> .....	33
<b>II.1.1.2. Activité antibactérienne des différents extraits d'<i>Ulva lactuca</i></b> .....	35
<b>II.1.1.3. Activité antibactérienne des différents extraits d'<i>Halopteris scoparia</i></b> .....	37
<b>II.2. Détermination des concentrations minimales inhibitrices et des concentrations minimales bactéricides</b> .....	41
<b>Conclusion</b> .....	43
<b>Références bibliographiques</b>	
<b>Glossaire</b>	
<b>Annexes</b>	

Les algues marines forment la principale végétation des mers et des océans. Elles sont représentées par un nombre considérable de familles du sous-règne thallophyta. (**Sîrbu et al., 2006**). Elles sont regroupées en trois divisions à savoir Chlorophyta, Phaeophyta et Rhodophyta (**Adaikalaraj et al., 2012**), elles occupent une place importante dans le milieu marin avec plus de 150 000 espèces appartenant à tous les niveaux évolutifs (**Oumaskour et al., 2010**), elles sont largement distribuées dans les régions côtières de beaucoup de continents (**Manivannan et al., 2011**).

Les algues marines synthétisent une grande variété de métabolites secondaires chimiquement actifs, qui sont utilisées pour la défense contre les autres organismes prédateurs ou colonisateurs. Ces métabolites de défense sont produits par plusieurs espèces de macro et micro algues marines qui constituent un énorme réservoir de molécules naturelles potentiellement actives (**Blunt et al., 2009; Younes et al., 2009**).

De nos jours, il émerge une grande tendance pour les aliments fonctionnels ce qui a mené à la recherche de nouveaux ingrédients alimentaires. Dans cette esprit la possibilité de remplacer les conservateurs de synthèse par des substances d'origine naturelle reçoit un grand intérêt (**Santoyo et al., 2009**). Ces conservateurs naturels sont préférentiellement recherchés chez les organismes marins, spécialement dans les algues qui ont la capacité de synthétiser des métabolites bioactifs (**González del Val et al., 2001**). En effet ces métabolites secondaires possèdent des activités biologiques telles qu'antibactérienne (**Chiheb et al., 2009; Bouhlal et al., 2010**), antivirale (**Bouhlal et al., 2010a ; Bouhlal et al., 2010b**), antifongique (**Pflugmacher et al., 2007; Jayaraj et al., 2008**) , antiallergique (**Bourgou et al., 2008**), anticoagulante (**Donadieu, 1985**), anticancéreuse (**Kong et al., 2009**) et des activités antioxydantes (**Devi et al., 2011 ; Santoyo et al., 2009**).

Dans le cadre de la recherche sur les algues marines, Il existe peu de données et d'études évaluant le potentiel antimicrobien de ces algues en Algérie. L'objectif du présent travail est de mettre en évidence *in vitro* l'activité antibactérienne des extraits de trois espèces d'algues : *Ulva lactuca*, *Ulva intestinalis* et *Halopteris scoparia* de la côte de Bejaïa (Algérie).

Notre approche expérimentale ayant pour objectif d'étudier l'activité antibactérienne des extraits phénoliques des trois espèces d'algues récoltées obtenues en utilisant différents solvants, elle s'articule comme suit :

- Extraction des composés phénoliques des espèces récoltées en utilisant plusieurs solvants d'extraction (polaires et apolaires),
- Dosage colorimétrique des composés phénoliques des extraits récupérés,
- Evaluation de leurs activités antibactériennes.

## I. Généralités sur les algues marines

### I.1. Définition

Les algues sont des organismes photosynthétiques pluricellulaires appartenant au groupe des végétaux inférieurs qui constituent un ensemble hétérogène (**Gayral, 1975 ; Staudt, 2002**). Ils présentent un appareil végétatif peu évolué sous forme d'un thalle (sans racines, ni tige, ni feuilles) (**Lobban et al., 1985; Jung et al., 2012**), qui comporte souvent des crampons, un stipe et une fronde ressemblant respectivement aux racines, à la tige et aux feuilles des plantes supérieures (**Afli, 2005**).

Les algues en général, sont des végétaux typiquement aquatiques qui jouent un rôle primordial dans le maintien de l'équilibre écologique du milieu aquatique. L'ensemble du groupe algal est caractérisé par la présence d'un pigment vert: la chlorophylle (**Donadieu et al., 1985; De Reviere, 2002**). Ce sont donc des: « Thallophytes eucaryotes, chlorophylliens (**Gayral, 1975**)

Les algues marines poussent en abondance dans des eaux de mers allant jusqu'à 180 mètres de profondeur, dans les estuaires, les eaux douces courantes et dans les eaux stagnantes (**Kumar et al., 2009; Manivannan et al., 2009**). Les agitations hydrauliques, les courants, la composition chimique de l'eau (la salinité, le pH, l'oxygène et les sels nutritifs), l'association avec d'autres espèces (Algues épiphytes ou épizoïques), le substrat, la température et la lumière ont une influence sur leur comportement, leur croissance, ainsi que sur leur répartition (**Donadieu et al., 1985; Manivannan et al., 2009; Jung et al., 2012**).

### I.2. Diversités et classification

Les algues sont des végétaux inférieurs les plus anciens, dont on dénombre plus de 25000 variétés. Elles sont récoltées dans les milieux aquatiques (eau douce ou saline) et se classent en différentes catégories selon leurs pigments (**Sze, 1993; Demoulin et Leymergie, 2009 ; Wijesinghe et jeon, 2012; Jung et al., 2012**). Le tableau I représente les différentes classes des algues marines ainsi que leurs descriptions.

**Tableau I:** Classification et description des algues marines (Staudt, 2002; Davis et al., 2003 ; Jung et al., 2012).

Embranchement	Classe	Pigment	Description
Chlorophycophytes	<i>Chlorophycées</i>	Chlorophylle a,b; -, - et -carotènes et plusieurs xanthophylles	<b>Algues vertes:</b> sont le groupe d'algues le plus diversifié avec environ 17000 espèces qui vivent dans des habitats très variés. La grande majorité est aquatique mais il y a aussi des spécialités terrestres qui occupent les surfaces humides.
Phéophycophytes	<i>Phéophycées</i>	Chlorophylle a,c; -carotène et fucoxanthine et plusieurs autres xanthophylles	<b>Algues brunes:</b> sont des algues annuelles dont on dénombre 1500 espèces. Presque entièrement marines avec une répartition principale dans les mers tempérées et froides. En général ce sont des algues fixées à un substrat. Elles forment des prairies importantes sur les côtes rocheuses
Rhodophycophytes	<i>Rhodophycées</i>	Chlorophylle a (quelque Florideophyceae); r- et c- phycoyanine, allophycoyanine; r- et b- phycoérythrine. - et -carotène et plusieurs xanthophylles	<b>Algues rouges :</b> sont des algues annuelles, très diversifiées avec 5000-6000 espèces réparties dans environ 680 genres. Elles sont particulièrement abondantes dans les eaux tropicales. Ce sont en majorité des algues marines macroscopiques d'une structure assez complexe qui vivent sur le littoral, fixées sur un substrat (rochers ou autres organismes). Il existe également quelques espèces microscopiques (unicellulaire ou en filament) et des espèces flottantes. Certaines espèces parasitent d'autres algues rouges ou vivent en symbiose avec des hétérotrophes (ex.Foraminifères).

### I.3. Composition chimique

Les macroalgues sont significativement différentes des plantes terrestres selon leur composition chimique, physiologique ainsi que leurs caractéristiques morphologiques. (Jung et al., 2012).

La composition chimique des algues marines n'est pas aussi bien connue que celle des plantes terrestres mais elles sont réputées pour être riches en glucides, en protéines, en minéraux, oligominéraux ( potassium, zinc, manganèse, fer, brome et iode), lipides, vitamines

(excellente source de vitamines telles que A, B<sub>1</sub>, B<sub>9</sub>, B<sub>12</sub>, C, D et E), acides gras polyinsaturés et ainsi que des composés bioactifs tels que les polyphénols. (Dhargalkar et Pereira, 2005 ; Marfaing et Lerat, 2007; Dhargalkat et Verlecar, 2009; Gupta et al., 2011).

Par rapport à la biomasse terrestre, les macroalgues sont naturellement riches en eau (70-90% poids frais), en minéraux tels que les métaux (10-50% poids sec), en fibres (33- 61% poids sec) et en glucides (20-60% poids sec). En revanche, ils sont pauvres en lipides (1-5% poids sec), ce qui en fait des composants parfaitement appropriés d'une alimentation saine et équilibrée. (Demoulin et Leymergie, 2009 ; Jung et al., 2012).

La teneur en nutriments varie en fonction des espèces, la localisation géographique, la saison et la température (Kumaret al., 2009; Manivannan et al., 2009).

#### I.4. Utilisation en alimentation humaine

Il y a plus de 40 ans que l'industrie agro-alimentaire a découvert les propriétés physico-chimiques des algues. (Demoulin et Leymergie, 2009).

La quantité d'algues produites annuellement par culture ou récoltées dans le monde était de l'ordre de 16 millions de tonnes d'algues fraîches en 2010 (Jung et al., 2012). La figure 1 représente la répartition de la production mondiale des algues marines

Les algues constituent une source encore sous-exploitée de nouvelles molécules intéressantes pour l'agroalimentaire comme nutraceutique. (Misurcova et al., 2011).



**Figure 1** : Répartition de la production mondiale en 2009 (source : CEVA) (Balay et al., 2012).

Les producteurs principaux des algues marines sont la Chine, la Corée et le Japon. Cette production est majoritairement destinée à l'alimentation humaine directe qui représente

99 % de la production mondiale. (**Marfaing et al., 2007; Demoulain et Leymergie, 2009; Dhargalkat et Verlecar, 2009**).

L'utilisation des algues marines dans l'alimentation humaine se développe fortement. On les retrouve notamment dans le domaine de la diététique où ce sont leurs qualités nutritionnelles qui sont exploitées. Elles possèdent également des propriétés organoleptiques intéressantes qui peuvent être utilisées pour développer de nouveaux produits. C'est en particulier le cas des arômes (**Brault et al., 2003**).

Actuellement les principales utilisations industrielles se font autour des substances gélifiantes. On utilise les alginates qui proviennent des algues brunes et plus particulièrement des laminaires, ainsi que les carraghénanes et les agars qui proviennent des algues rouges pour leur important pouvoir gélifiant. Ils permettent la formation de gelée (**Naegelé et Naegelé, 1967**). Ils sont plus connus par leur code alimentaire de E401 à E407. Chacun de ces numéros de code correspondant à un extrait bien déterminé possédant une composition chimique et des propriétés bien précises (**Demoulain et Leymergie, 2009**).

Les algues sont aussi utilisées pour leurs qualités d'épaississants, capables d'augmenter la viscosité des préparations industrielles ainsi que de stabilisants pour maintenir la qualité des denrées en les conservant de manière optimale ou en intensifiant leurs couleurs (**Demoulain et Leymergie, 2009**).

Il est intéressant de mentionner que ce sont des plantes à usages multiples. Mis à part leur utilisation comme engrais ou comme aliment du bétail (**Venugopal, 2009**), les algues fournissent des hydrocolloïdes recherchés par les industries : agroalimentaires (produits laitiers, charcuterie, conserves de viande, ...), pharmaceutiques (comprimés, pansements gastriques, éponges hémostatiques, ...etc.) ainsi que dans d'autres domaines (cosmétologie, industries textiles, papeterie, ...etc.) (**Staudt, 2002**).

## **I.5. Autorisation d'emploi**

De nombreux extraits d'algues interviennent dans l'industrie alimentaire comme additifs à visée essentiellement leurs principales caractéristiques gélifiantes.

En effet, ces additifs sont très utilisés dans la préparation de nombreux aliments et figurent sur les emballages sous les codes E401 à E407, chacun de ces numéros de code correspond à un extrait bien déterminé possédant une composition chimique et des propriétés bien précises qui doivent être respectés pour l'utilisation alimentaire. Le tableau II représente quelques-unes des caractéristiques essentielles de ces additifs (**Donadieu et al., 1985**).

**Tableau II** : Principaux additifs dérivés des algues utilisés par l'industrie alimentaire.  
(Donadieu *et al.*, 1985; Demoulain et Leymergie, 2009).

Code	Nom d'additif	Fonction	Algues producteurs	Utilisation
<b>E401-E405</b>	Alginate	Stabilisant Epaississant	Algues brunes	-Glaces et crèmes glacées. -Produits pour pâtisseries -Boissons
<b>E406</b>	Agar –agar	Gélifiant Epaississant	Algues rouges	-Confitures -Produits laitiers acides -Glaçages en pâtisseries -Sauces et sauces salades
<b>E407</b>	Carraghénanes	Stabilisant Epaississant	Algues rouges	-Desserts laitiers -Laits chocolatés - Conserves de viande

## II. Les composés phénoliques des algues marines

### II.1.Définition

Les composés phénoliques sont des métabolites secondaires. Ils sont synthétisés au cours du développement normal ainsi qu'en réponse aux conditions du stress telles que les infections, les blessures, entre autres les rayonnements UV (Naczk et Shahidi, 2004; Naczk et Shahidi, 2006), ils représentent un groupe de composés chimiques existant à la fois dans les plantes terrestres et dans les macrophytes aquatiques (Toth et Pavia, 2001), ce sont des composés non azotés ayant un noyau aromatique lié à un ou plusieurs groupes hydroxyles, libres ou engagés dans une autre fonction chimique (éther, méthyle, ester, sucre...). (Padda, 2006).

### II.2. Structure et classification

Les algues marines sont connues pour leurs compositions en bromophénols simples synthétisés sous forme de métabolites secondaires qui sont: le 2,4-di-bromophénols et le 2,4,6-Tri-bromophénols (Flodin et Whitfield, 1999; Hassenklover et Bickmeyer, 2006). Les figures 2 et 3 représentent les structures chimiques des bromophénols et le tableau III représente les composés halogénés des algues marines.



**Figure 2:** Structure chimique des composés halogènes : a) 2,4,6-tribromophenol et b) (Retz de Carvalho et Roque, 2004 ; Crozier *et al.*, 2006).

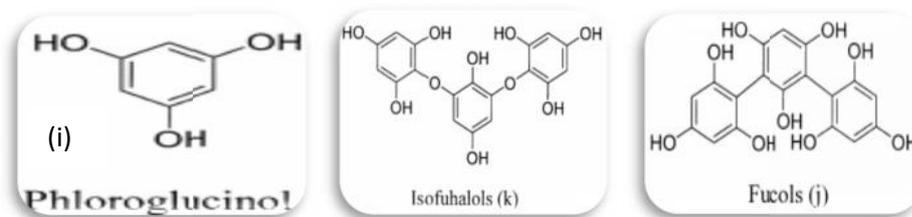
**Tableau III :** Composés halogénés des algues marines

Type d'algues	Composés halogènes	References
<b>Algues rouges</b>	<i>Rhodomelaceae</i> sont les plus riches en bromophénols Tel que les haloterpènes, les mono et les oligobromophénols	<b>Retz de Carvalho et Roque, 2004; Zhao <i>et al.</i>, 2004; Oh <i>et al.</i>, 2008; Wang <i>et al.</i>, 2009.</b>
<b>Algues vertes</b>	<i>Ulva lactuca</i> contient une concentration très élevée en bromophénols : (2-BP, 4-BP, 2,4-DBP, 2,6-DBP)	<b>Flodin et whitfield, 1999; Gribble, 2000.</b>
<b>Algues brunes</b>	Ne sont pas riches en bromophénols, on peu trouver le 2,3-dibromo-4,5-alcool dihydroxybenzyl (lanosol) qui existe chez certains genres ( <i>Halopithys</i> )	<b>Retz de Carvalho et Roque, 2004.</b>

**BP :** bromophénol

Les algues brunes contiennent des polyphénols appelés phlorotannins, ces polyphénols algaux dérivent d'unités phloroglucinol (1,3,5- trihydroxybenzène) (Koivikko *et al.*, 2005; Iken *et al.*, 2007; Ikenet *et al.*, 2009; Gupta *et al.*, 2011) qui est un produit de la voie d'acétate-malonate (Targett *et al.*, 1995; Koivikko *et al.*, 2005; Athukorala *et al.*, 2006).

En fonction du type de liaisons qui relie les monomères entre eux et le nombre de groupes hydroxyle, les phlorotannins se classent en six grands groupes de composés: phloroéthols, fucols, fucophloroéthols, fuhalols, isofuhalols et eckols (**Maschek et Baker, 2008**). La figure 4 représente la structure de base des phlorotannins et quelques phlorotannins



**Figure 3:** Structure de base de phlorotannins (i) et de quelques phlorotannins (k) et (j)

(**Maschek et Baker, 2008**).

les algues marines sont riches aussi en composés sulfatés, en terpènes, en pigments caroténoïdes tels que les fucoxanthine et l'astaxanthine et en stérols (**Gupta et al., 2011a**).

### II.3. Propriétés biologiques

De nombreuses études épidémiologiques et cliniques ont démontré l'effet prometteur de l'utilisation des préparations à base d'algues en phytothérapie. En effet, ces végétaux ont une action hypocholestérolémiante, anticoagulante (**Donadieu, 1985**), antibactérienne (**Tüney et al., 2006 ; Patra et al., 2008**), antivirale (**Bourgou et al., 2008 ; Plaza et al., 2008**), anti-tumorale (**Heo et al., 2005**), antifongique (**Pflugmacher et al., 2007; Jayaraj et al., 2008**), anti-oxydante (**Kuda et al., 2005; Edeas, 2007; Zahra et al., 2007**), anti inflammatoire, antiallergique et antithrombotique (**Bourgou et al., 2008**). Le tableau IV illustre les effets des différents composés bioactifs des algues marines

**Tableau IV : Effet de différents composés bioactifs d'algues marines sur la santé humaine. (Gupta et Abu-Ghannam,2011).**

Espèces d'algues	Composés actifs	Composés spécifiques	Propriétés exercées
<i>Fucus evanescens</i>	Fucoïdan	Galactofuranes	Anti tumoral et anti métastatique
<i>Fucus vesicularis</i>	Fucan		Inhibition du virus aviaire RT, antithrombotique
<i>Laminaria japnica</i>	Laminarine		Antiapoptose
<i>Undaria pinnatifida</i>	Polysaccharides sulfatés		Antivirale
<i>Ecklonia cava</i>	Phlorotannin	Dieckol	Effet blanchissant
<i>Eisenia arborea</i>	Phlorothannin	Phlorofucofaroeckol-B	Antiallergique
<i>Pelvetiasiliquosa</i>	Phlorothannin	Fucostérol	Antidiabétique
<i>Ecklonia cava</i>	phlorothannin	Ioscinodehydroeckol	Anticancéreux

### III. Activité antibactérienne

Les composés phénoliques sont de forts agents antibactériens, ils agissent à des concentrations de l'ordre de microgrammes par millilitre. L'action des composés phénoliques sur les souches bactériennes peut être bactériostatique ou bactéricide. Ces composés peuvent agir directement sur les microorganismes en attaquant des cibles privilégiées, comme ils peuvent inhiber leurs systèmes de résistance aux antibiotiques restaurant ainsi l'activité de ces derniers (Hemaiswarya et al., 2008; VanVuuren, 2008).

#### III.1.Mode d'action des composés phénoliques

Wang et al. (2009) ont proposé que le mécanisme d'action antibactérien des composés phénoliques des algues puisse être similaire au mécanisme des tannins de la plante terrestre en raison de la similitude de leurs rôles dans l'évolution des plantes. Ainsi, les

moyens d'inhibition antibactérienne possibles pourraient être expliqués par l'inhibition des enzymes bactériennes extracellulaires ou par la privation de substrat nécessaire pour la croissance ou l'inhibition directe de la phosphorylation oxydative (**Gupta et Abu-Ghannam, 2011a**).

### **III.1.1.Action sur la structure de la paroi et sur la membrane**

Les polyphénols entraînent un changement de perméabilité de la paroi cellulaire bactérienne par liaison avec les ions  $Ca^{2+}$  qui rentrent dans sa structure. La synthèse de la paroi cellulaire est inhibée par la pénétration des tanins condensés à l'intérieur de la cellule bactérienne qui provoque des réactions avec un ou plusieurs composants intracellulaires (**Jones et al., 1994; Calsamiglia et al., 2007; Gupta et Abu-Ghannam, 2011b**). L'attaque des parois et des membranes cellulaires des microorganismes par les composés phénoliques se traduit par la libération des constituants intracellulaires.

En outre, l'interférence avec les fonctions de la membrane telle que la perturbation du transport d'électrons, l'absorption de nutriments, la synthèse d'acide nucléique et l'activité des enzymes membranaires a également été considéré comme un mode d'action (**Gupta et Abu-Ghannam, 2011a**)

### **III.1.2.Formation des complexes avec les protéines extracellulaires**

Les flavonoïdes sont des substances antimicrobiennes efficaces contre divers microorganismes, leur activité est probablement due à leur capacité de former un complexe irréversible avec les protéines extracellulaires solubles, menant souvent à l'inactivation de la protéine et la perte de sa fonction (**Cowan, 1999; Ullah et Khan, 2008**).

L'action des flavonoïdes sur la cellule bactérienne est pléiotropique, c'est à dire qu'un même composé peut agir sur différentes cibles. Les flavonoïdes peuvent cibler la paroi bactérienne, la membrane cytoplasmique, inhiber la synthèse de l'ADN et interférer avec des voies métaboliques (**Cushnie et Lamb, 2005**).

Ainsi, les composés phénolique actif peuvent avoir plusieurs objectifs invasives qui pourraient conduire à l'inhibition des bactéries (**Schulz et al.,1992; Bajpai et al., 2007**). **Nagayama et al. (2002)** ont rapporté que les interactions de phlorotannins avec des protéines

bactériennes peuvent jouer un rôle important dans leur action bactéricide des phlorotannins (**Gupta et Abu-Ghannam, 2011b**).

### **III.3. Les facteurs influençant l'action antibactérienne des composés phénoliques**

L'action antimicrobienne des composés phénoliques est sous la dépendance d'un certain nombre de facteurs qui la favorisent ou l'inhibent. Ces conditions dépendent de la bactérie elle-même, de l'agent antimicrobien et enfin de l'environnement (**Leclerc et al., 1983; Russell., 2003**).

#### **III.3.1. Nature et état physiologique du microorganisme**

Toutes les espèces ne sont pas également sensibles vis-à-vis d'une substance ainsi un agent antimicrobien est caractérisé par son spectre d'activité, c'est-à-dire le nombre d'espèces vis-à-vis desquelles son pouvoir bactériostatique ou bactéricide s'exerce (**Leclerc et al., 1983**).

Selon **Maillaird (2002)**, l'activité antibactérienne des phénols varie considérablement selon le type de microorganismes (**Russell., 2003**)

D'après le Comité National de Standardisation Clinique des laboratoires (NCCLS), la taille de l'inoculum est considérée comme le facteur le plus important dans l'activité antimicrobienne (**Cushnie, 2005**).

L'état physiologique de la bactérie joue aussi un grand rôle : les microorganismes sont plus sensibles en phase exponentielle qu'en phase stationnaire vis-à-vis des antimicrobiens (**Guiraud, 2003**).

#### **III.3.2. Nature et concentration en composés phénoliques**

L'activité de certains composés phénoliques dépend de leur stabilité, de leur solubilité dans le milieu, de leur pouvoir de contact et d'agression vis-à-vis du microorganisme ainsi que de leur mécanisme d'action. Le taux de létalité des cellules bactériennes sera proportionnel à la concentration des composés phénoliques, l'augmentation de la concentration en polyphénols accroît la vitesse de destruction des bactéries. En effet, les composés phénoliques peuvent être bactériostatiques à une concentration  $x$  et bactéricides à

une concentration 2x, mais au-delà d'une certaine concentration l'activité bactéricide n'est plus augmentée (**Leclerc et al., 1983 ; Bae et al., 1993 et Rousaline et al., 2012**)

### **III.3.3. Environnement**

L'environnement peut influencer considérablement l'efficacité des agents antimicrobiens (**Guiraud, 2003**), il conditionne l'activité des composés phénoliques, il s'agit de :

- **La température**

La température peut augmenter ou inhiber l'activité antimicrobienne des composés phénoliques. En effet, ces composés perdent leur activité à une certaine température. (**Leclerc et al., 1983; Guiraud, 2003; Russell, 2003**).

- **La présence de matière organique**

La présence de matière organique dans le milieu peut réduire l'efficacité d'un agent antibactérien, elles peuvent soit se combiner avec lui pour former des composés inactifs, soit l'absorber et diminuer ainsi sa concentration, soit le précipiter et l'éliminer (**Cushnie et al., 2005**)

## I. Matériel végétal

Les algues marines faisant l'objet de cette étude sont au nombre de trois. Deux Chlorophycophytes (*Ulva intestinalis* et *Ulva lactuca*) et une Phéophycophyte (*Halopteris scoparia*). Ce sont des algues très communes sur les côtes méditerranéennes.

Ces dernières sont collectées à partir d'une seule plage de la wilaya de Bejaïa, durant le mois de Mars 2012 à la plage dite EL'ach El-bez, située à environ 22 Km à l'ouest de la ville de Bejaïa, (36° 49'58,06 N, 4° 58' 05,17'' E) (figure 5). C'est une station caractérisée par un substrat rocheux et un mode moyennement battu à calme (figure 5). La température de l'eau le jour de la récolte était de 17°C. Les échantillons ont été transportés au laboratoire dans des sacs en polyéthylène. Ces algues ont été identifiées au niveau du laboratoire de cryptogamie à l'université Abderrahmane Mira de Bejaïa (UAMB). Les photographies des espèces d'algues marines récoltées sont présentées dans la figure 6 avec une description de ces espèces dans le tableau V.



**Figure 4** : Photographie de la station de récolte (EL'ach El Baz) (Bejaïa)

Ces échantillons ont été nettoyés par lavage avec de l'eau douce afin d'éliminer les épiphytes, les nématodes et toute autre matière suspendue qui pourrait influencer l'évaluation des activités biologiques, et les crampons sont enlevés. Un dernier lavage avec de l'eau distillée a été effectué. Elles ont été par la suite séchées à température ambiante et à l'obscurité pendant plusieurs jours, Après le séchage, le matériel végétal destiné à l'extraction des composés phénoliques est broyé à l'aide d'un broyeur électrique (Kika Labortechnik) en

poudre de granulométrie plus ou moins fine. Le broyât est tamisé, permettant l'obtention d'une poudre fine à particules de granulométrie inférieure à 200  $\mu\text{m}$ . Les poudres sont mises dans des flacons opaques et conservés dans un endroit sec.

La finalité de cette étape est de mettre au point une poudre végétale qui permet l'extraction de taux importants de composés phénoliques.

**Tableau V** : Caractéristiques botaniques des quatre espèces d'algues marines récoltées.

<b>Figure 5:</b> Photographies des espèces d'algues marines récoltées.	<b>Description</b>	<b>Classification</b>
<b>(Cabioc'h et al, 1992)</b>		
 <p style="text-align: center;"><b><i>Ulva lactuca</i></b></p>	<p>Algue verte avec un thalle en formes foliacées irrégulières, quelques fois lobées et découpées, à consistance relativement ferme, composées de deux couches de cellules accolées, et fixées au substrat par un petit disque.</p>	<p>Règne: <i>Plantae</i>            Division: <i>Chlorophyta</i>            Classe: <i>Ulvophyceae</i>            Ordre: <i>Ulvales</i>            Famille: <i>Ulvacées</i>            Genre: <i>Ulva</i></p>
 <p style="text-align: center;"><b><i>Ulva intestinalis</i></b></p>	<p>Algue verte avec un thalle en forme de tubes, plus au moins ramifiés, aplatis et parfois rubanés, Tube creux formé d'une seule couche de cellules.</p>	<p>Règne: <i>Plantae</i>            Division: <i>Chlorophyta</i>            Classe: <i>Ulvophyceae</i>            Ordre: <i>Ulvales</i>            Famille: <i>Ulvacées</i>            Genre: <i>Ulva</i></p>
 <p style="text-align: center;"><b><i>Halopteris scoparia</i></b></p>	<p><i>Halopteris</i> c'est une Algue brune avec un thalle arbustif à axe segmenté et souvent ramifié possède de nombreux ramoules disposés radialement, rugueux. La croissance du thalle se fait à partir d'une grosse cellule appelée sphacèle et leur fixation se fait par les rhizoïdes.</p>	<p>Régne : <i>Plantae</i>            Division: <i>Pheophyta</i>            Classe: <i>Peophyceae</i>            Ordre: <i>Sphacelariales</i>            Famille:  <i>Stypocaulonacées</i>            Genre: <i>Halopteris</i></p>

## II. Extraction des composés phénoliques

Les polyphénols sont extraits par macération de 10g de poudre d'algues dans 100 ml de chaque solvant à savoir : méthanol, éthanol, acétone, hexane, chloroforme, acétate d'éthyle, di-éthyle éther et l'eau, sous agitation pendant 2 heures. Après l'agitation la solution

est centrifugée (centrifugeuse NÜVE NF 200) à 1500g pendant 10 minutes, le surnageant est récupéré et filtré par le papier filtre Wattman standard. Le filtrat de chaque solvant est récupéré dans un bécher, ils sont ensuite incubés à l'étuve (BINDR WTB) de 40°C pour l'évaporation totale des différents solvants. Puis l'extrait sec de chaque solvant est reconstitué à une concentration de 100 mg/ml dans du méthanol 80%. Les extraits obtenus sont conservés dans des flacons fumés à 4°C jusqu'à utilisation ultérieure. (Cox *et al.*, 2010)

## II.1. Détermination du rendement

Le rendement en extrait sec est déterminé par la différence entre le poids du bécher avec l'extrait sec et celui du bécher vide.

Le rendement d'extraction est calculé comme suit :

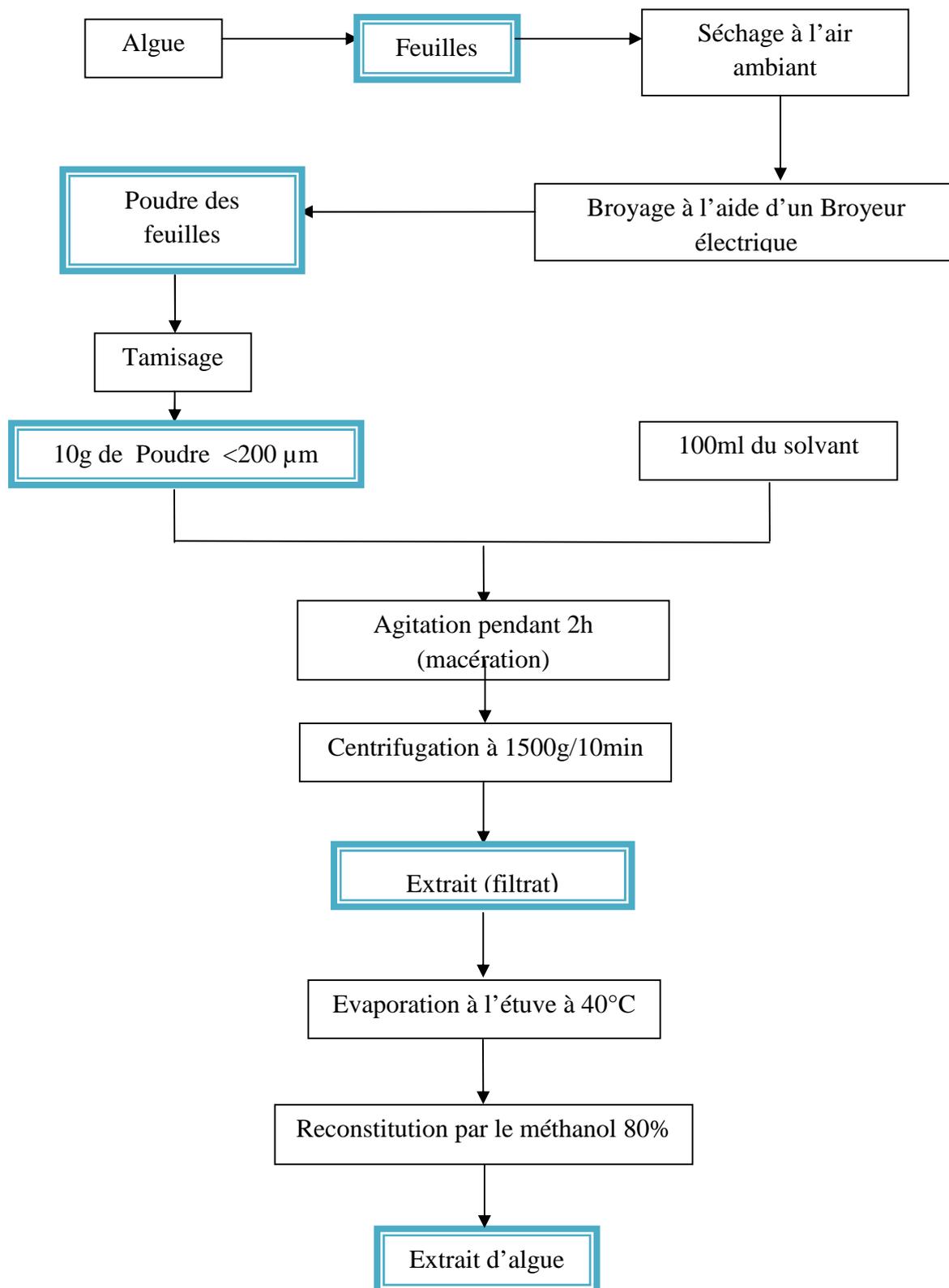
$$\text{RE}\% = (\text{P}_1 - \text{P}_0) / \text{E} \times 100$$

$\text{P}_0$  → Poids du bécher vide (mg).

$\text{P}_1$  → Poids du bécher après évaporation (mg).

$\text{E}$  → Poids de l'échantillon (mg)

$\text{RE}\%$  → Rendement d'extraction exprimé en pourcentage.



**Figure 6 :** Protocole d'extraction des composés phénoliques (Cox *et al.*, 2010).

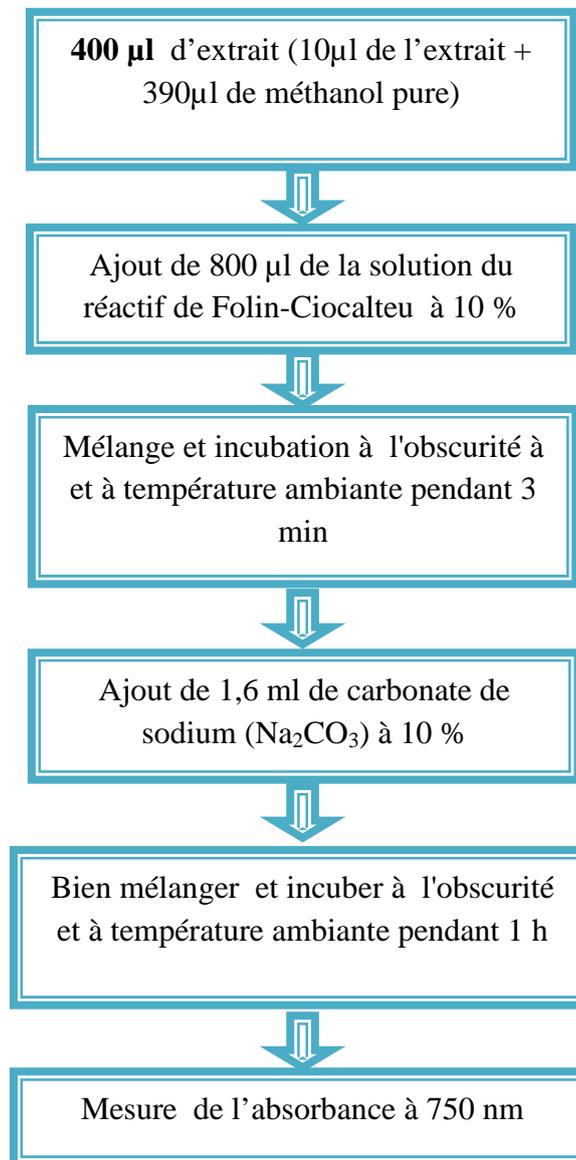
### III. Dosage des composés phénoliques

#### III.1. Dosage des polyphénols totaux

La teneur en composés phénoliques totaux, des extraits d'algues préparés ci-dessus, est déterminée par une méthode spectrophotométrique décrite par **Kuda et al., (2005)**. Cette méthode dérive de la méthode de **Owen et Jonh's, (1999)** qui est basée sur la réaction des composés phénoliques avec le réactif de Folin-Ciocalteu, ce 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, selon certains auteurs la couleur dépend du nombre de groupements hydroxyles et de leurs positions dans les molécules. La coloration produite, dont l'absorbance maximale est comprise entre 725 et 750 nm est proportionnelle à la quantité de polyphénols présents dans les extraits végétaux (**Ribereau-Gayon et al., 1968**).

0,8 ml d'une solution de Folin-Ciocalteu à 10 % sont ajoutés à 0,4 ml d'extrait. Après 3 minutes d'incubation à l'obscurité, 1,6 ml d'une solution de carbonate de sodium ( $Na_2CO_3$ ) à 10 % sont ajoutés. Ce mélange est laissé à l'obscurité pendant une heure à température ambiante. Des mesures d'absorbance sont enregistrées à 750 nm en utilisant un spectrophotomètre (**Kuda et al., 2005**).

La catéchine est utilisée pour la préparation de la courbe standard. Les résultats sont exprimés en équivalent mg de catéchine par gramme d'échantillon sec.



**Figure 7** : Protocole du dosage des composés phénoliques totaux.  
(Kuda *et al.*, 2005).

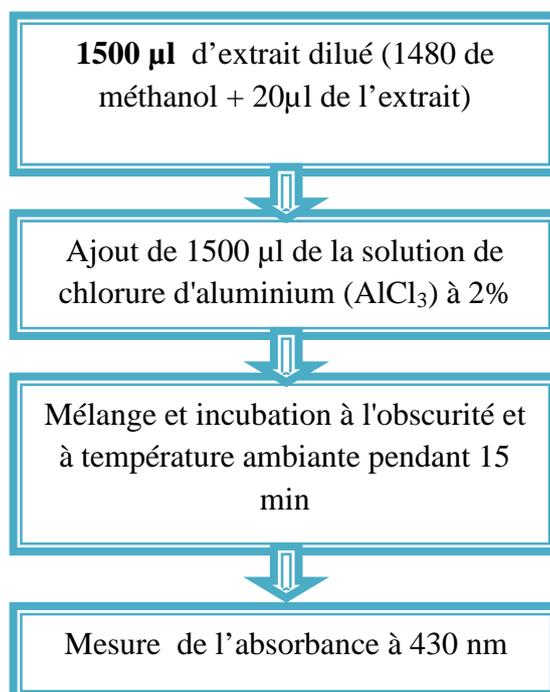
### III.2. Dosage des flavonoïdes

Les flavonoïdes forment un complexe jaunâtre par chélation des métaux (le fer et l'aluminium), en perdant deux électrons, il s'unit à deux atomes d'oxygène du composé phénolique qui est dans ce cas donneur d'électrons (**Ribéreau-Gayon, 1968**).

La teneur en flavonoïdes dans les extraits est déterminée par spectrophotométrie, selon la méthode de **Djeridane et al., (2006)** basée sur la formation d'un complexe flavonoïde-aluminium, ayant un maximum d'absorbance à 430 nm.

1,5 ml d'échantillons dilués sont mélangés avec 1,5 ml d'une solution de chlorure d'aluminium ( $\text{AlCl}_3$ ) à 2%. Après incubation à l'obscurité et à température ambiante pendant 15 min, l'absorbance du mélange est mesurée à 430 nm avec un spectrophotomètre UV-Vis (UNICO 1200).

La quercétine est utilisée comme standard pour la courbe d'étalonnage (annexe I), et les teneurs en flavonoïdes sont donc exprimées en équivalent mg de quercétine par gramme de poudre.



**Figure 8** : Protocole du dosage des flavonoïdes **Djeridane et al., (2006)**.

## IV. Etude de l'activité antibactérienne des extraits d'algues

### IV.1. Les souches tests

Les germes qui ont fait l'objet des tests antibactériens font partie des microorganismes rencontrés en pathologie humaine, ces germes sont fournis standardisés par le Laboratoire de Microbiologie Appliquée (L.M.A) de l'UAMB. Le tableau VI montre les souches bactériennes tests.

**Tableau VI** : Caractéristiques des souches bactériennes étudiées

Souches bactériennes	Références	Gram
<i>Bacillus subtilis</i>	ATCC 6633	+
<i>Escherichia coli</i>	ATCC 25922	-
<i>Staphylococcus aureus</i> (SARM)	ATCC 43300	+
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	ATCC 27853	-

ATCC: Américain Type Culture Collection.

SARM : *Staphylococcus aureus* Résistante à la Méthécilline

### IV.2. Préparation des inocula

Les souches bactériennes ont été ré-isolées sur gélose sélective à savoir le milieu Chapman pour SARM et Hecktoène pour *E. coli* et la gélose non sélective PCA pour *Bacillus subtilis* et *Pseudomonas aeruginosa*. Quelques colonies (2- 8) ont été prélevées d'une culture de 18 à 24 heures tout dépend des souches et ont été diluées dans 9 ml d'eau physiologique stérile. Les suspensions bactériennes ont été ajustées par spectrophotométrie à différentes longueurs d'ondes pour obtenir un inoculum de  $10^7$  UFC/ml (Nayeemulla et al., 2006).

### IV.3. Réalisation des tests d'activité antibactérienne

Les activités antibactériennes des différents extraits phénoliques ont été déterminées par la technique de diffusion sur gélose Mueller-Hinton. Le mode opératoire utilisé est celui décrit par Younes et al., (2009) avec quelques modifications. Le milieu gélosés Mueller-Hinton a été ensemencé par écouvillonnage par des inocula bactériens standardisés ( $10^7$  UFC/ml). Des disques stériles de papier filtre ayant un diamètre de 6mm ont été déposés

aseptiquement sur la gélose ensemencée et ont été immédiatement imprégnés par un volume d'extraits d'algues de 20µl ayant une concentration de 100mg/ml ensuite les boîtes sont mises à 4°C/2h pour la diffusion. Le méthanol 80% a été utilisé comme témoin négatif.

## **V. Détermination des concentrations minimales inhibitrices sur milieu solide (CMI)**

La CMI est définie comme la plus faible concentration inhibant toute croissance bactérienne visible à l'œil nu, après 18 à 24 heures d'incubation (**Caquet, 2004**). La CMI des extraits méthanoliques des souches tests est déterminée par la méthode de dilution en milieu solide décrite par **Tunçel et Nergiz (1993)**.

Une série de boîtes de Pétri est coulée par la gélose Mueller Hinton additionné de concentrations d'extraits croissantes allant de 1 à 2 mg/ml. L'ensemencement, avec des suspensions ( $10^7$  UFC/ml) des différentes souches à examiner, est effectué par 1 µl ou ( $10^4$  UFC / ml), (**CA-SFM, 2009**). Un témoin négatif sans extrait (l'extrait est remplacé par du méthanol absolu) est réalisé. Une vérification d'une croissance (ou non) visible au niveau du spot est effectuée. La CMI correspond à la première concentration où aucune croissance n'est observée.

### **V.1. Détermination des concentrations minimales bactéricides (CMB)**

La CMB est définie comme la plus petite concentration aboutissant à une destruction notable des bactéries (0,01% de survivants) (**Meyer et al., 1994**).

Des tubes de bouillon nutritif sont ensemencés par des morceaux de géloses raclés la où aucune croissance n'est observée sur boîte de Pétri. Après incubation, une présence ou non d'un trouble est mentionnée. La CMB correspond à la première concentration où aucun trouble n'est observé.

## **VI. Détermination des concentrations minimales inhibitrices sur milieu liquide (CMI)**

La détermination des CMI des extraits des algues étudiés vis-à-vis des quatre souches testés précédemment est réalisée selon la technique de microdilution sur microplaques stériles, tel que recommandé par le Comité national pour les Normes de Laboratoire Cliniques (NCCLS, 1999) avec quelques modifications. La procédure est comme suit :

- 165µl de bouillon Muller-Hinton additionné de Tween 20.
- 30 µl des différentes concentrations des extraits allant de 10 mg/ml à 100 mg/ml ont été déposé dans chaque puits.
- Chaque puits est ensuiteensemencé par 5µl de la suspension bactérienne de densité  $10^7$  UFC/ml.
- Les microplaques ont été incubées à 37 °C pendant 24 h.

Dans ce test deux témoins sont réalisés :

- ✓ Témoin négatif : 165 µl de bouillon Muller-Hinton additionné de Tween 20 + 30 µl de méthanol + 5µl de bouillon stérile (sans l'inoculum)
- ✓ Témoin positif : 165 µl de bouillon Muller-Hinton additionné de Tween 20 + 30 µl de méthanol + 5µl de l'inoculum.

La CMI de chaque extrait a été déterminée visuellement par l'absence de formation d'un culot bactérien blanc (sorte de petite pelote blanche) au fond du puits. (**Santoyo et al., 2009**).

### **VI.1. Détermination des concentrations minimales bactéricides (CMB)**

Des boites de pétris sont coulées par de la gélose nutritive et sontensemencées à partir des puits ou aucune croissance n'est observée. Après incubation à 37°C pendant 24h, une présence de la croissance ou non est mentionnée. La CMB correspond à la première concentration où aucune croissance n'est observée.

## **VII. Etude statistique**

Toutes les données de la présente étude sont représentées sous forme de moyennes de trois essais. Nous avons comparé les résultats obtenus lors de ce travail en utilisant des tests de comparaison des moyennes ANOVA à l'aide de logiciel STATISTICA 5.5. Des différences significatives ( $p < 0,05$ ) entre les moyennes sont déterminées par le test LSD (Low Significant Difference).

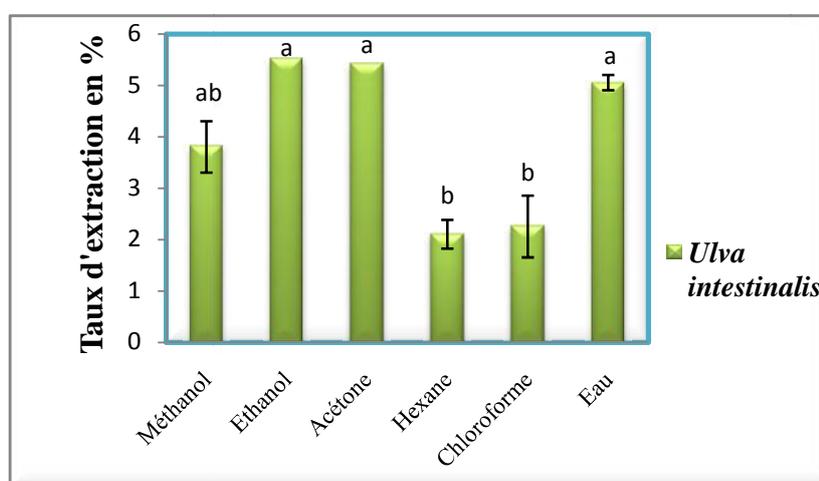
## Résultats et discussions

### I. Taux d'extraction et dosage des composés phénoliques

#### I.1. Taux d'extraction des composés phénoliques

Les résultats des taux d'extraction pour les trois espèces d'algues marines étudiées sont représentés dans les figures 9,10 et 11

#### a- Taux d'extraction des composés phénoliques d'*Ulva intestinalis* par les différents solvants



Les valeurs portant les mêmes lettres ne présentent aucune différence.

Les barres verticales représentant les écarts-types.

**Figure 9 :** Taux d'extraction des composés phénoliques d'*Ulva intestinalis*

Le solvant qui a donné le taux d'extraction en composés phénoliques pour *Ulva intestinalis* est l'éthanol avec un taux de 5,5%, suivi de l'acétone avec 5,4%, de l'eau avec 5,05±1,02 % puis du méthanol avec 3,8±1,37%. Le taux d'extraction le plus faible enregistré est pour le chloroforme avec 2,25±0,87 et l'hexane avec 2,1±1,25%. L'analyse statistique a révélée une différence significative ( $p < 0,05$ ) entre les solvants polaires (méthanol, éthanol, acétone et eau) et les solvants apolaires (hexane et chloroforme).

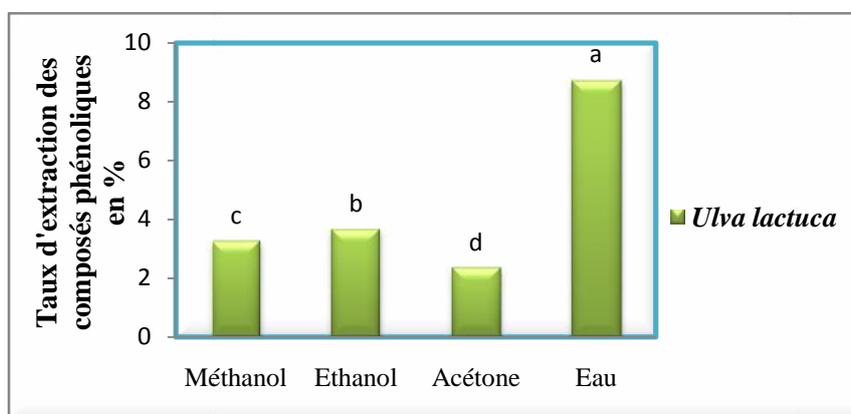
**Sabeena Farvin et al. (2013)** ont travaillé sur les extraits éthanoliques et aqueux d'*Ulva intestinalis* et ont obtenu un rendement de 11,7% et de 40,3% respectivement. Ces taux sont supérieurs à ceux enregistré dans notre étude pour la même espèce d'algue et les même solvants 5,5% et 5,05%, cette différence peut être due aux conditions d'extraction de leurs étude à savoir :

la durée de macération qui était de 24h, la vitesse de centrifugation 2800rpm/10min et la concentration par le rotavapeur à 40°C. **Pinelo et al., (2005)** ont rapporté que l'efficacité d'extraction dépend des conditions qui agissent sur la concentration des composés dans l'extrait, et selon **Turkmen et al. (2006)** le rendement d'extraction dépend du solvant et de la méthode d'extraction.

**Eloff, (1998)** ainsi que **Hayoni et al. (2007)** ont constaté que le temps de macération affecte le taux d'extraction, et d'après **Mukhopadhyay et al. (2006)** l'augmentation de la température mène à l'augmentation du taux d'extraction, cela a également été rapporté par **Santoyo et al. (2009)** qui ont enregistré des taux d'extraction allant de 3,68 à 37,09% pour l'extrait éthanolique et de 0,79 à 12,60% pour l'extrait hexanique avec un intervalle de température de 50 à 200°C respectivement pour l'algue verte *Haematococcus pluvialis*

En comparant les taux d'extraction des extraits méthanoliques et acétoniques de deux espèces d'algues vertes *U. compressa* et *U. tubulosa* étudiées par **Ganesan et al. (2011)**, qui ont révélés des taux d'extraction de 7,67% pour le méthanol et de 11,63% pour l'acétone et de 5,46% pour le méthanol et de 6,30 % pour l'acétone respectivement avec les taux d'extraction obtenus pour notre espèce *Ulva intestinalis* qui a révélé des taux de 3,8% pour le méthanol et 5,4% pour l'acétone on constate que les taux d'extraction des deux espèces est élevé par rapport au notre, et cela peu être due à la méthode d'extraction utilisée (soxhlet) (**Turkmen et al., 2006**).

#### b- Taux d'extraction des composés phénoliques d'*Ulva lactuca* par les différents solvants



**Figure 10 :** Taux d'extraction des composés phénoliques d'*Ulva lactuca*

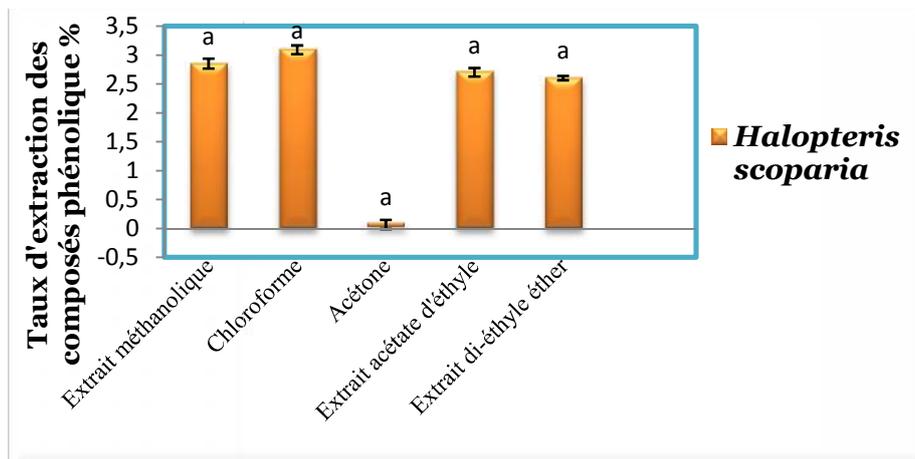
Le taux d'extraction des composés phénoliques le plus élevé pour *Ulva lactuca* a été obtenu par l'eau avec 8,7%. L'éthanol, le méthanol et l'acétone ont donné des taux d'extraction en composés phénoliques de 3,6%, 3,2% et 2,3% respectivement.

L'étude statistique a révélé une différence significative ( $p < 0,05$ ) entre les taux d'extraction par les trois solvants et le taux d'extraction par l'eau.

**Sabeena Farvin et al. (2013)** ont travaillé sur les extraits éthanoliques et aqueux d'*Ulva lactuca*, ils ont obtenu un rendement d'extraction de 9,4% pour l'éthanol et 33,2% pour l'eau. Ces taux sont supérieurs à ceux enregistrés dans notre étude pour la même espèce d'algue qui sont de 3,6% pour l'extrait éthanolique et de 8,7% pour l'extrait aqueux. Cette différence peut dépendre de la région et la saison de la récolte de cette algue qui a été récolté d'une région côtière du Danemark entre le mois d'Avril et de Septembre 2009.

**Manéchal et al. (2004)** et **Younes et al. (2009)** ont montré que la synthèse de métabolites secondaires par les algues marines est influencée par la variation saisonnière et la répartition géographique.

### c- Taux d'extraction des composés phénoliques de *Halopteris scoparia* par les différents solvants



**Figure 11** : Taux d'extraction des composés phénoliques de *Halopteris scoparia*

Le taux d'extraction le plus élevé pour *Halopteris scoparia* est celui obtenu par le chloroforme avec 3,09% ± 2,1 suivi de celui du méthanol avec 2,85% ± 1,61, puis l'acétate d'éthyle avec 2,7% ± 1,73 et du di-éthyle éther avec 2,6% ± 1,05. Le taux le plus faible est

enregistré pour l'acétone à  $0,7\% \pm 0,37$ . L'étude statistique n'a révélé aucune différence entre les taux d'extraction par les différents solvants.

**Chakraborty et al. (2013)** ont enregistré des taux d'extraction par l'acétate d'éthyle de 1,70% et de 1,20% pour deux espèces d'algues brunes du genres *Turbinaria* qui sont légèrement inférieurs à celui qu'on a obtenu avec *Halopteris scoparia* qui est de 2,7%. Ce bon rendement d'extraction nous laisse penser que notre algue est riche en composés phénoliques.

**Matanjun et al. (2008)** ont obtenu un taux d'extraction de 4,05% pour l'extrait méthanolique d'une algue brune *Sargassum polycystum* qui est assez élevé par rapport à celui que nous avons obtenu pour *Halopteris scoparia* de 2,85%. Cette différence en rendement est probablement due aux conditions d'extraction de leurs étude, à savoir la taille des particules ainsi que les conditions de séchages et de stockages (poudre lyophilisés et conservé à  $-20^{\circ}\text{C}$ ).

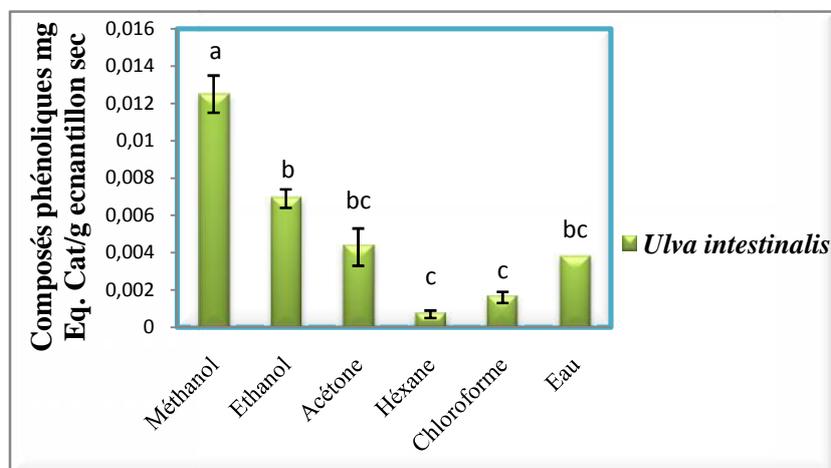
**Ganesan et al. (2011)** ont constaté que le taux d'extraction des composés phénoliques varie selon les conditions de séchage et de stockage. **Pinelo et al. (2005)** et **Spigno et al. (2007)** considèrent que la granulométrie de la poudre est un paramètre important dans la mesure où la réduction de la taille des particules augmente la surface de contact avec le solvant.

## I.2. Dosage des composés phénoliques

### I.2.1. Dosage des polyphénols totaux

Les résultats de la teneur en composés phénoliques des trois algues étudiées exprimés en milligramme équivalent catéchine par gramme de poudre (mg Eq Cat/g), sont représentés dans les figures 14, 15, 16

#### a- Dosage des polyphénols totaux d'*Ulva intestinalis*



**Figure 12 :** Teneur en composés phénoliques totaux d'*Ulva intestinalis*

Le solvant qui a donné la meilleure teneur en composés phénoliques est le méthanol avec 0,0125 mg Eq Cat/g de poudre  $\pm 0,004$  suivi de l'éthanol avec 0,0069 mg Eq Cat/g de poudre  $\pm 0,0005$ , l'acétone avec 0,0043 mg Eq Cat/g de poudre  $\pm 0,0018$  et l'eau de 0,0038 mg Eq Cat/g de poudre. Les plus faibles teneurs en composés phénoliques ont été obtenues par le chloroforme avec 0,0016 mg Eq Cat/g de poudre  $\pm 0,0003$  et l'hexane avec 0,0007 mg Eq Cat/g de poudre  $\pm 0,0002$ .

L'étude statistique a révélé une différence significative entre les solvants d'extraction polaires (méthanol et éthanol) et les solvants apolaires (chloroforme et hexane).

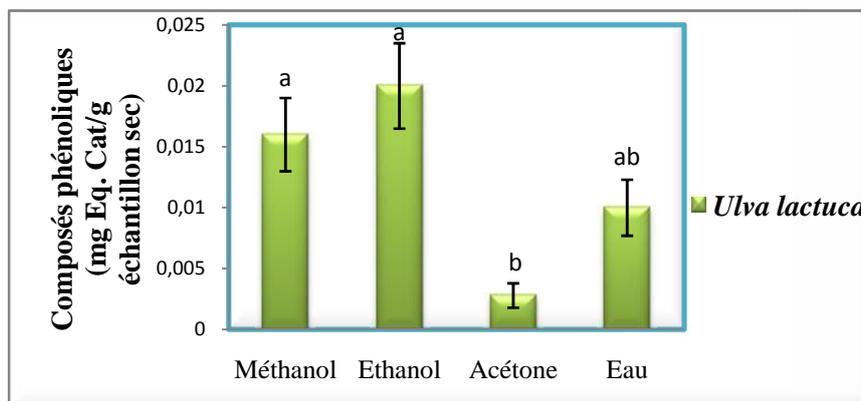
Il est connu que les composés phénoliques se répartissent dans les différents solvants en fonction de leur polarité (**Calliste et al., 2001**).

La polarité des polyphénols et des solvants est une question qui devrait être prise en compte en choisissant le solvant d'extraction. Comme un principe de base, les solvants polaires soient plus efficaces pour extraire les substances polaires et de même, les solvants non polaires sont meilleurs pour l'extraction des substances apolaires (**Miralai et al., 2008**).

Si l'on regarde les résultats obtenus dans notre étude, on s'aperçoit que c'est l'extrait méthanolique qui possède la plus forte teneur en composés phénoliques par rapport aux autres extraits, ce résultat est similaire au résultat obtenu par **Matanjun et al. (2008)** pour l'algue verte *Caulerpa lentillifera*. Cette teneur élevée en composés phénoliques pour l'extrait méthanolique peut être due à la polarité du méthanol. Sachant que le méthanol est considéré comme un solvant de polarité élevée et comme étant hautement sélectifs pour l'extraction des composés phénoliques (**Spigno et al., 2007**).

**Calliste et al. (2001)** ont rapporté que les composés phénoliques se répartissent dans les différents solvants en fonction de leur polarité. Nous pouvons déduire que l'extrait méthanolique est riche en composés polaires. Cet effet explique les teneurs assez élevées en polyphénols totaux enregistrées pour notre extrait.

### b- Dosage des polyphénols totaux d'*Ulva lactuca*



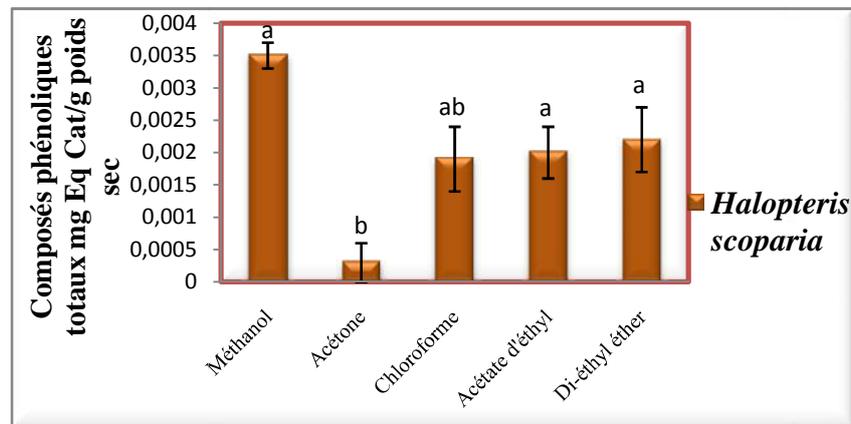
**Figure 13 :** Teneur en composés phénoliques totaux d'*Ulva lactuca*

Le solvant qui a donné la meilleure teneur en composés phénoliques est l'éthanol avec 0,020 mg Eq Cat/g de poudre  $\pm 0,0055$  suivi du méthanol avec 0,0160 mg Eq Cat/g de poudre  $\pm 0,0033$  et de l'eau avec 0,010 mg Eq Cat/g de poudre  $\pm 0,0023$ . La plus faible teneur en composés phénoliques a été obtenue par l'acétone de 0,0028 mg Eq Cat/g de poudre  $\pm 0,001$ .

L'étude statistique a révélé une différence significative entre les extraits des solvants polaires (méthanol et éthanol) et des solvants apolaires (l'acétone et l'eau).

**Wong, Cheung. (2001)** et **Wong et al. (2009)** ont enregistré des teneurs en composés phénoliques des extraits acétoniques d'*Ulva lactuca* supérieures à celles que nous avons obtenus pour la même espèce. Cette variation en teneur des composés phénoliques peuvent être mises en relation avec les conditions environnementales du site où les algues ont été prélevées (la profondeur, la lumière, la salinité, les nutriments et la pression des herbivores) ainsi que les facteurs intrinsèques (type, âge et étape de reproduction) (**Zubia et al., 2007; Ganesan et al., 2011**). En effet, les paramètres du milieu peuvent avoir un impact sur les teneurs en composés phénoliques. Il a notamment été remarqué qu'un fort éclaircissement, et donc une forte radiation aux rayons ultra-violets, induisait une augmentation des teneurs moyennes en composés phénoliques (**Pavia et al., 1997**).

### c- Dosage des polyphénols totaux de *Halopteris scoparia*



**Figure 14 :** Teneur en composés phénoliques totaux de *Halopteris scoparia*

Des teneurs élevées en composés phénoliques sont obtenues par le méthanol avec 0,0035 mg Eq Cat/g de poudre  $\pm$  0,0002 suivi du di-éthyle éther avec 0,0022 mg Eq Cat/g de poudre  $\pm$  0,0008, l'acétate d'éthyle avec 0,0020 mg Eq Cat/g de poudre  $\pm$  0,0006 et chloroforme avec 0,0019 mg Eq Cat/g de poudre  $\pm$  0,0009. La plus faible teneur en composés phénoliques est obtenue par l'acétone avec 0,00036 mg Eq Cat/g de poudre  $\pm$  0,0003.

**Chandini et al. (2008)** ont enregistré des teneurs très élevées pour l'extrait méthanolique avec 29,01mg Eq AG/g de poudre sec  $\pm$  0,50 ainsi que pour l'extrait d'acétate d'éthyle avec 9,67mg Eq AG /g  $\pm$  0,27 pour l'algue brune *Turbinaria conoides* par rapport à celles que nous avons obtenues pour les deux extraits respectivement de notre espèce *Halopteris scoparia*.

Des études portant sur les composés phénoliques ont montrés que les teneurs en ces composés pouvaient varier d'une espèce à l'autre (**Connan et al., 2004 ; Stiger et al., 2004**).

#### I.2.2. Dosage des flavonoïdes

Après le dosage des flavonoïdes des différents extraits des trois algues marines étudiées nous avons obtenu des valeurs négatives. Cela indique probablement que ces espèces d'algues marines sont dépourvues de flavonoïdes, ou bien qu'elles en possèdent sous forme de traces. Les flavonoïdes sont largement répandus dans le règne végétal, à l'exception des algues marines (**Bravo, 1989 ; Crozier et al., 2006**).

D'après l'étude de criblage phytochimique qui a été effectuée par **Abirami et al. (2011)** sur les deux espèces *Ulva lactuca* et *Kappaphycus alvarezii*, il a été constaté que ces dernières

étaient dépourvus de flavonoïdes. Ces résultats sont en accord avec ceux que nous avons obtenus.

**Meenakshi et al. (2009)** ont observé des teneurs en flavonoïdes de 1,35 et 2,02 mg Eq AG/g de poudre dans les extraits méthanoliques à 75% d'*Ulva lactuca* et de *Sargassum wightii*, respectivement. Cette étude a révélé de faibles quantités en flavonoïdes ce qui étaye les données rapportant que les algues marines ne sont pas riches en ces composés.

**Cox et al. (2010)** ont enregistré des valeurs en flavonoïdes, dans des extraits d'algues marines d'Irlande, allant de 7,66 à 42,5 mg Eq Que/g d'extrait. L'algue brune, *Himanthalia elongata*, possède une teneur plus élevée que les autres algues brunes étudiées. Les algues vertes *Enteromorpha spirulina* présentent une teneur relativement élevée 19,05 mg Eq Que/g d'extrait par rapport aux algues rouges *Palmaria palmata* et *Chondrus crispus* qui présentent les teneurs les plus faibles (7,41 mg Eq Que/g d'extrait). Cette étude a montré que les flavonoïdes sont présents dans la composition des algues marines et leurs quantités varient selon les groupes d'algues sachant que l'étude de ces auteurs a été réalisée dans des conditions d'extraction extrêmes à savoir : haute température et forte pression.

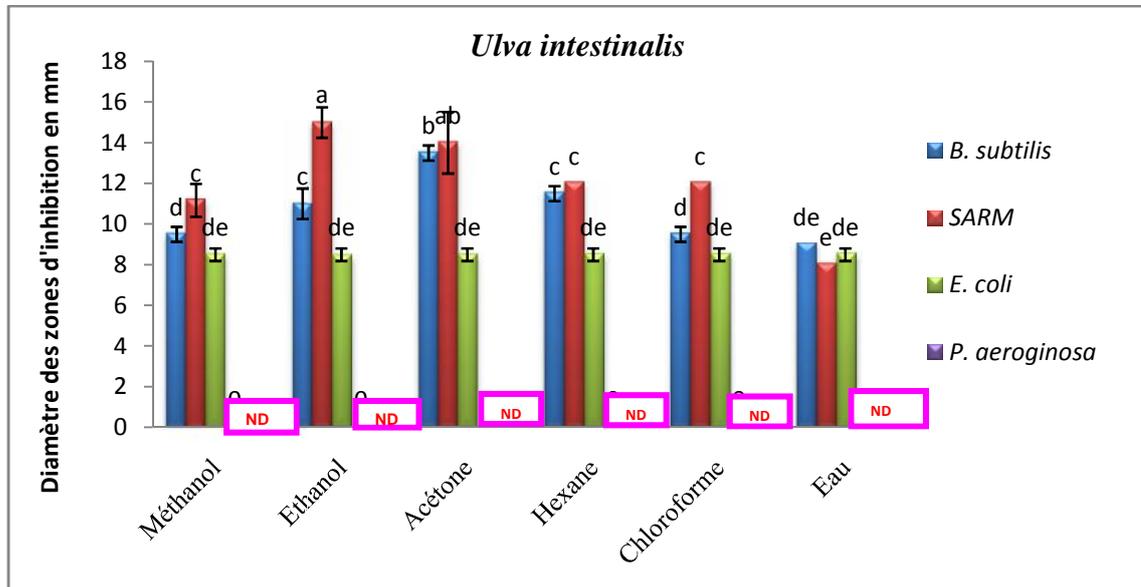
## II.1. Activité antibactérienne

### II.1.1. Antibiogrammes

Dans cette étude, des extraits de trois espèces d'algues marines (*Ulva intestinalis*, *Ulva lactuca*, *Halopteris scoparium*) sont testés vis-à-vis de quatre bactéries par le test des disques. Les résultats sont exprimés selon trois niveaux d'activité: Résistant:  $D < 8$  mm, intermédiaire: 15 mm  $D \geq 8$  mm et sensible:  $D > 15$  mm (**Bansemir et al., 2006**). L'activité antimicrobienne des extraits des trois espèces d'algues marines étudiées est représentée dans les figures 15, 16, 17.

Les résultats obtenus montrent que les neuf extraits phénoliques des trois espèces d'algues possèdent une activité antibactérienne sur une ou plusieurs souches testées (diamètres des zones d'inhibition supérieurs à 8mm), cependant l'efficacité de ces extraits phénoliques diffère significativement selon les souches bactériennes considérées ( $P < 0.05$ ).

### II.1.1.1. Activité antibactérienne des différents extraits d'*Ulva intestinalis* vis-à-vis des quatre souches bactériennes



**Figure 15 :** Activité antibactérienne des extraits *Ulva intestinalis* vis-à-vis des quatre souches bactériennes

L'étude statistique a révélée une différence significative ( $p < 0,05$ ) entre les extraits d'*Ulva intestinalis* vis-à-vis de *Bacillus subtilis*. L'extrait acétonique de cette algue a donné le meilleur effet inhibiteur à l'encontre de cette souche suivi de l'extrait éthanolique et celui hexanique, de faibles effets sont fournis par les extraits méthanolique, chloroformique et aqueux.

D'après les résultats obtenus pour *Ulva intestinalis* nous avons constaté que la souche bactérienne *Bacillus subtilis* ATCC 6633 est sensible à tous les extraits de cette algue. Nous notons que l'extrait acétonique a donné une bonne activité envers cette souche avec une zone d'inhibition de  $13,5\text{mm} \pm 0,37$ .

**Bhagavathy et al. (2011)** en étudiant l'effet inhibiteur des extraits méthanoliques de l'algue verte *Chlorococcum humicola*, ont obtenu des diamètres de zones d'inhibition similaires aux nôtres vis-à-vis de *Bacillus subtilis* avec 9,5mm qui est faible par rapport à ceux que nous avons obtenu par l'acétone, cela peut être due à la richesse de cette algue en composés phénoliques apolaires (**Chavan et al., 2000**).

L'étude statistique a montrée une différence significative ( $p < 0,05$ ) entre les extraits d'*Ulva intestinalis* vis-à-vis du *Staphylococcus aureus* résistant à la méthicilline (SARM). Les

extraits éthanoliques et acétonique de cette algue ont donné un meilleur effet inhibiteur vis à vis du SARM qui a présenté la plus grande sensibilité avec des zones d'inhibitions de 15mm, 14mm respectivement suivi des extraits obtenus par le chloroforme, l'hexane et le méthanol. La plus faible activité est notée pour l'extrait aqueux.

Le SARM s'est avérée très sensibles pour l'extrait éthanolique et acétonique d'*Ulva intestinalis* qui ont donné une bonne activité avec des zones d'inhibitions de 15mm  $\pm$ 0,75 et de 14mm  $\pm$ 1,51 respectivement. Ce résultat peut être expliqué par le type de composés extraits (Kandhasamy et al., 2008).

Nos résultats obtenus pour SARM sont similaire à ceux obtenus par Younes et al., (2009) qui ont constaté une activité des extraits d'*Ulva intestinalis* sur *S.aureus* avec des zones d'inhibition supérieures à 10mm.

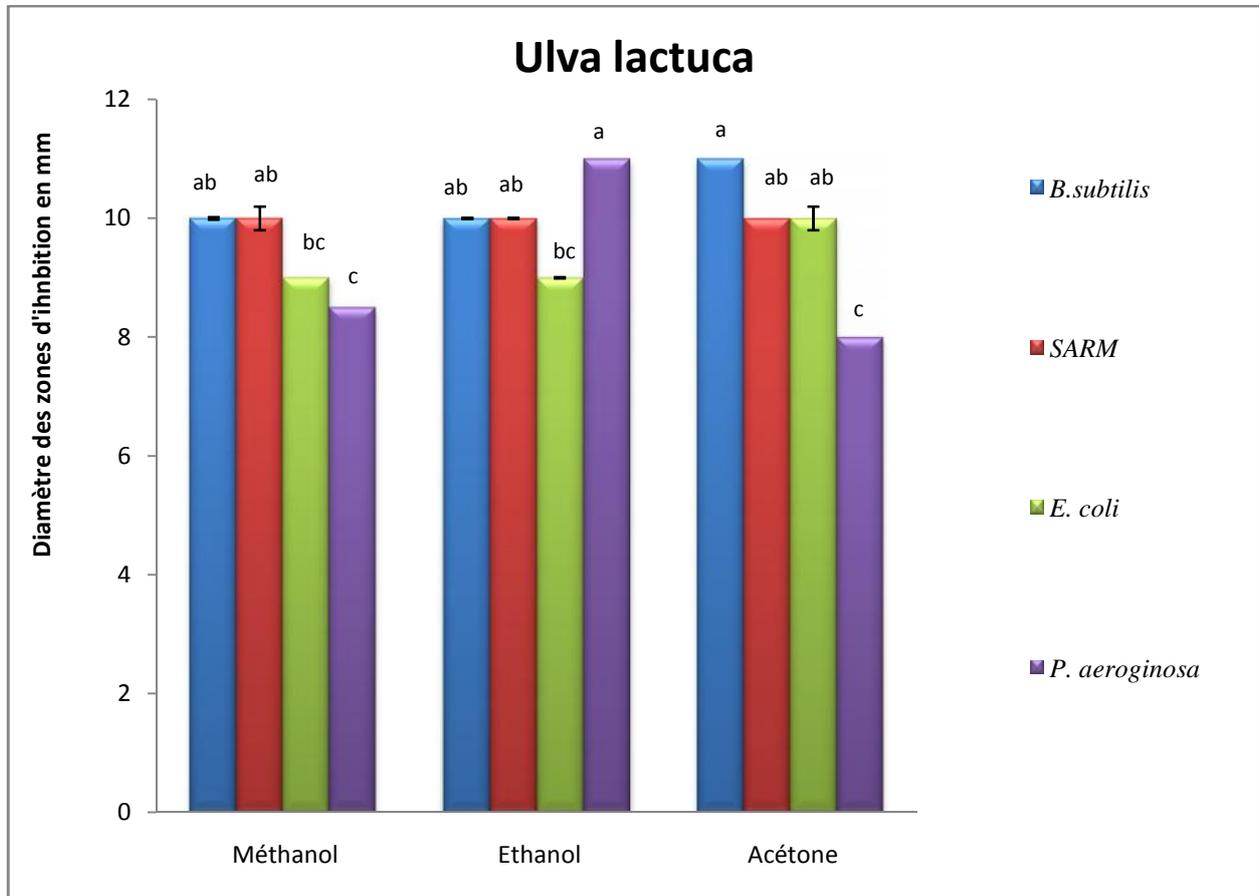
Parmi les algues vertes étudiées par Chiheb et al. (2009), l'extrait d'*Ulva intestinalis* possède le diamètre d'inhibition le plus large vis-à-vis de *S. aureus* (20mm) qui est légèrement supérieures à celui que nous avons obtenue. Cette différence peut être liée à la saison de la récolte ainsi qu'aux différentes étapes de la croissance de cette algue (Adaikalaraj et al., 2012)

L'étude statistique n'a montrée aucune différence entre les extraits d'*Ulva intestinalis* vis-à-vis d'*E.coli* qui s'est révélée moins sensible aux extraits de cette algue avec une zone d'inhibition de 8,5 $\pm$  2,31 par rapport aux deux souches précédentes.

Zbakh et al., (2012) ont révélé que la souche *E. coli* est sensible vis-à-vis des extraits d'*Ulva intestinalis* avec un intervalle des zones d'inhibition se situant entre 10mm et 15mm, ces résultats sont meilleurs que ceux que nous avons obtenu, cette différence peut être expliqué par la différence entre les procédé d'extraction (Kandhasamy et al., 2008).

Seenivasan et al. (2012) ont remarqué que *E.coli* est résistante vis-à-vis de différents extraits d'*Ulva intestinalis* ce qui est en contradiction avec nos observation concernant la même espèce d'algue. Ce résultat peut être expliqué par la richesse de notre algue en composés bioactifs.

### II.1.1.2. Activité antibactérienne des différents extraits d'*Ulva lactuca* vis-à-vis des quatre souches bactériennes



**Figure 16 :** Activité antibactérienne d'extraits d'*Ulva lactuca* vis-à-vis des quatre souches bactériennes

L'étude statistiques a montré qu'il y a une légère différence d'activité antibactérienne vis-à-vis *B. subtilis* avec des diamètres des zones d'inhibitions de 10mm pour l'extrait méthanolique, éthanolique et 11mm pour l'extrait acétonique, cela peut s'expliquer par une meilleure solubilité des principes actifs de *Ulva lactuca* dans l'acétone par rapport aux autres solvants utilisés lors de l'extraction.

**Rosaline et al. (2012)** ont constaté que les extraits de l'algue verte *Chaetomorpha linum* possèdent un effet inhibiteur vis-à-vis de *Bacillus subtilis*. Nos résultats sont similaires à ceux de ces auteurs en ce qui concerne le diamètre des zones d'inhibition avec 11mm obtenue par l'extrait acétonique pour la souche *Bacillus subtilis* qui est supérieur par rapport à celui obtenu

par le méthanol cela peut être due à la richesse de cette algue en composés phénoliques apolaires (**Chavan et al., 2000**).

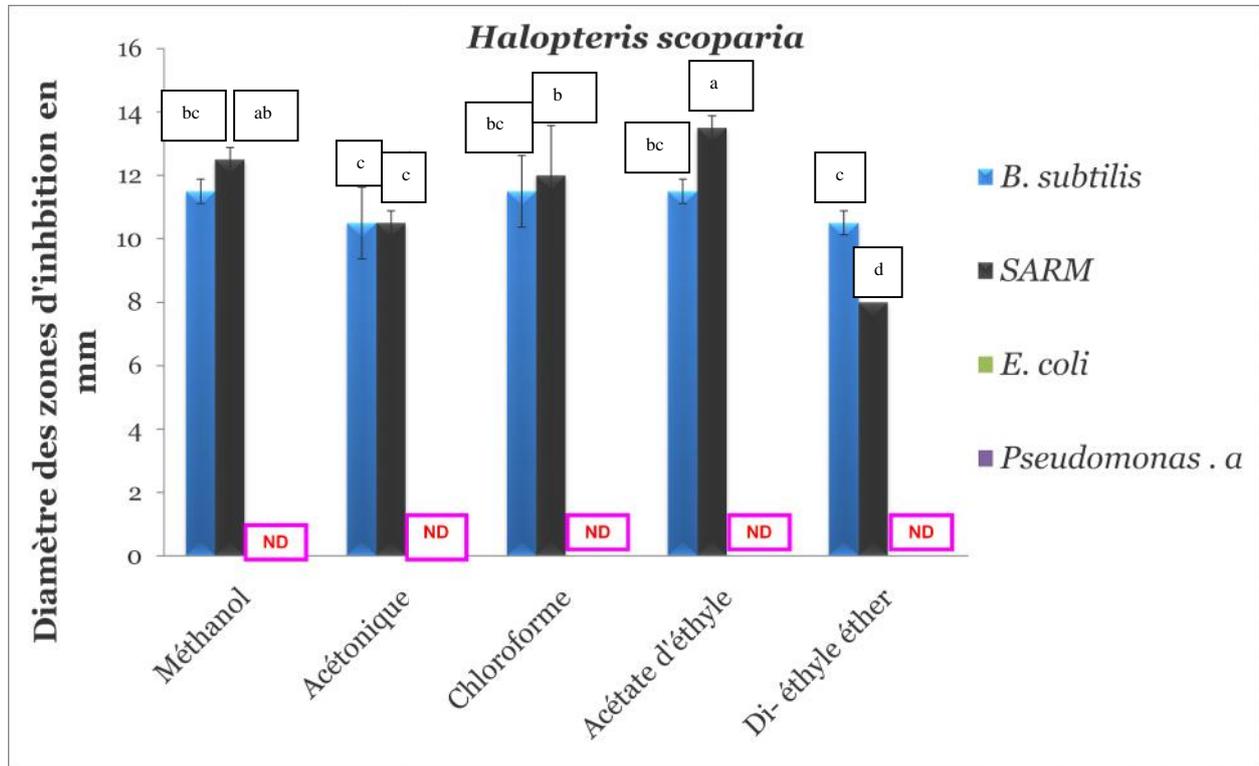
Les l'extraits méthanoliques, éthanoliques, et acétonique d'*Ulva lactuca* nous révèlent un effet modérée vis-à-vis du *SARM* avec un diamètre de zone d'inhibition de 10mm, ces résultats sont contradictoires avec ceux enregistrés par **Kolanjinathan et Stella (2009)** pour la même espèce algale et bactérienne exception faite pour l'extrait éthanolique qui présente un potentiel antibactérien très élevé. Ce résultats peuvent être lié à la richesse de notre espèce algale en métabolites secondaires bioactifs, ainsi qu'à la nature de ces métabolites à savoir stabilité, solubilité dans le milieu et la capacité de contact (**Bae et al., 1993**).

**Gerwick et al. (1985)** ont rapporté que l'analyse de dix métabolites secondaires de l'algue *Styopodium zonale* récoltée de différents endroits, présentent un profil (composition chimique) différent quantitativement et qualitativement.

L'extrait méthanolique et éthanolique d'*Ulva lactuca* ont montrés une activité antibactérienne assez faible vis-vis d'*E. coli* à l'exception de l'extrait acétonique qui a montré une activité antibactérienne légèrement importante avec un diamètre de zones d'inhibitions de 10mm. Ces résultats sont moyennement similaires avec les résultats trouvés par **Tuney et al. (2006)** et **Kolanjinathan et stella. (2009)** qui ont montré que l'extrait acétonique donne une activité antibactérienne élevée par rapport à l'extrait méthanolique pour les deux espèces algales *Ulva rigida* et *Ulva lactuca*. Ce résultat peut être dû à la richesse de notre algue en composés phénoliques apolaires par rapport aux composés polaires.

L'effet de l'extrait éthanolique sur *Pseudomonas aeruginos* a montré une activité antibactérienne relativement élevée par rapport à l'extrait méthanolique et celui acétonique qui ont présenté une faible activité avec une zone d'inhibition de 8mm. Ces résultats ont déjà été avérés par **Oranday et al., (2004)** avec la même espèce et les même solvants .

### II.1.1.3. Activité antibactérienne des différents extraits d'*Halopteris scoparia* vis-à-vis des quatre souches bactériennes



**Figure 17 :** Activité antibactérienne des extraits de *Halopteris scoparia* vis-à-vis des quatre souches bactériennes

Dans la présente étude, la totalité de nos extraits de *Halopteris scoparia* présentent un effet antibactérien modéré vis-à-vis de la souche *B. subtilis* avec des diamètres d'inhibitions allant de 10 à 12mm. Nos résultats concordent avec ceux rapportés par **Ganzàlez et al. (2001)** dans leur étude effectuée sur la même espèce algale vis-à-vis de la même souche, ils ont montré que l'activité antibactérienne de cette espèce est considérée comme un indicateur de la capacité de cette algue à produire des substances bioactives.

Les extraits d'acétate d'éthyle et de méthanol d'*Halopteris scoparia* ont exhibés une activité antibactérienne modérée sur la souche *SARM* avec les diamètres des zones d'inhibition de 14 mm et 13 mm respectivement. Cependant une activité moins importante a été notée pour l'extrait acétonique et chloroformique, alors que l'activité de l'extrait du di-éthyle-éther était pratiquement absente avec un diamètre de zones d'inhibition de 8mm. En comparant nos

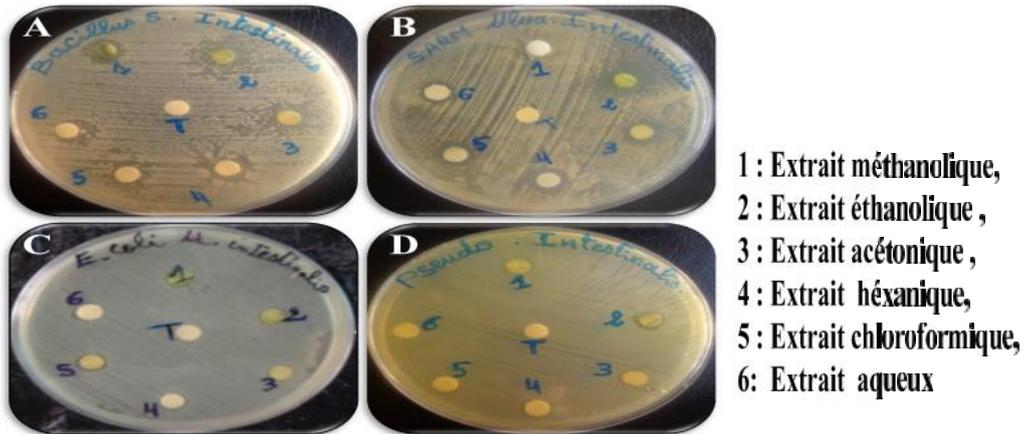
résultats à ceux de **Ganzález et al. (2001)** qui ont travaillé avec la même espèce algale et sur la même espèce bactérienne, nous constatons que nos extraits possèdent une activité antibactérienne modérée vis-à-vis de *SARM*. Cette différence peut être due aux types et la nature des substances bioactives produites par les deux espèces algales. Effectivement **Manivannan et al. (2011)** ont démontré que le type et à la nature des substances bioactives produites influence sur le potentiel de l'effet antibactérien.

L'activité antibactérienne des extraits de cette espèce algale est pratiquement absente vis-à-vis de *Peudomonas aeruginosa* et *d'E.coli*. Nos résultats sont très semblables à ceux obtenus par **Ganzález et al. (2001)** qui ont obtenu quasiment les mêmes diamètres de zones d'inhibition. Cette résistance peut être liés à la composition et à la structure de la membrane cellulaire externe des bactéries à Gram négatif ou encore à la concentration des l'extraits (**Hernandez et al., 2003 ; Konning et al., 2004 ; Parekh et Chanda, 2007**).

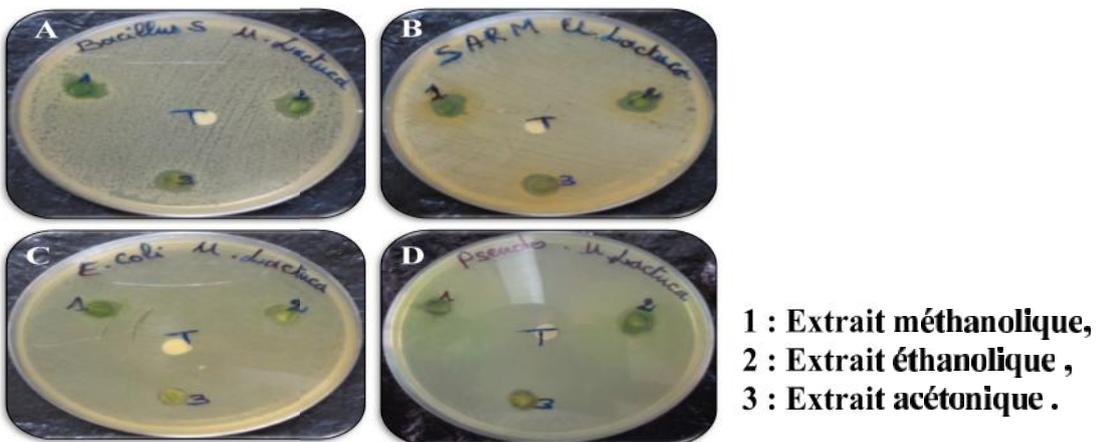
Cet effet a été attribué à la présence d'une membrane externe, chez les bactéries à Gram négatif, constituée de phospholipides, de lipopolysaccharide (LPS) et des protéines. (**Mann et al., 2000 ; Pagés et Garnotel, 2003**).

Nos résultats nous permettent de constater que les bactéries à Gram positif sont plus sensibles que les bactéries à Gram négatif aux extraits des trois espèces d'algue. Des zones d'inhibition ne dépassant pas 10mm et 11mm pour *E. coli* et *P. aeruginosa* respectivement sont enregistrées. La même observation fut rapportée par plusieurs études (**Hernandez et al., 2003 ; Konning et al., 2004 ; Parekh et Chanda, 2007**). Cet effet a été attribué à la présence d'une membrane externe, chez les bactéries à Gram négatif, constituée de phospholipides, de lipopolysaccharide (LPS) et des protéines. Cette membrane externe est ainsi le premier obstacle aux molécules hydrophiles chargées devant pénétrer la bactérie pour la détruire. De la même manière, la densité des sucres et des chaînes latérales du LPS organise un filtre efficace pour les autres molécules (**Mann et al., 2000 ; Pagés et Garnotel, 2003**).

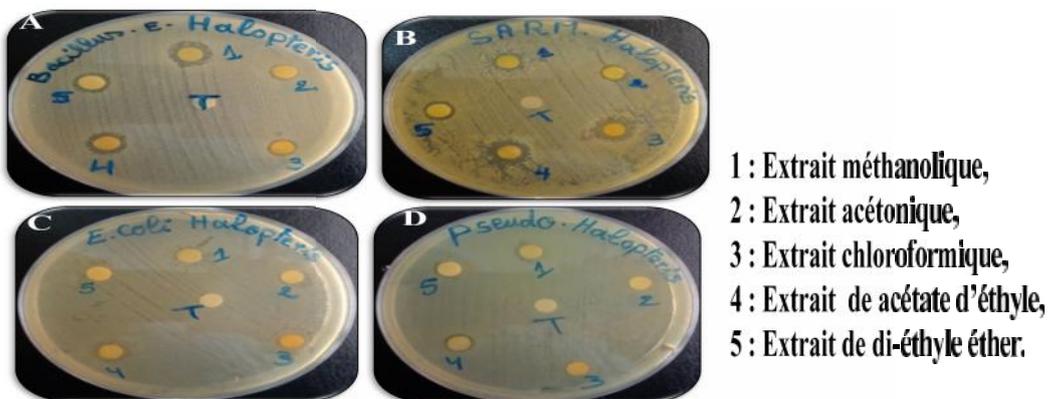
les composés phénoliques peuvent être bactériostatiques à une concentration  $x$  et bactéricides à une concentration  $2x$ , mais au-delà d'une certaine concentration l'activité bactéricide n'est plus augmentée (**Leclerc et al., 1983**)



**Figure 18** : Photographie de quelques zones d'inhibitions des extraits d'*Ulva intestinalis* vis-à-vis de : (A) *B. subtilis*, (B) *SARM*, (C) *E. coli*, (D) *P. aeruginosa*.



**Figure 19** : Photographie de quelques zones d'inhibitions des extraits d'*Ulva lactuca* vis-à-vis de : (A) *B. subtilis*, (B) *SARM*, (C) *E. coli*, (D) *P. aeruginosa*

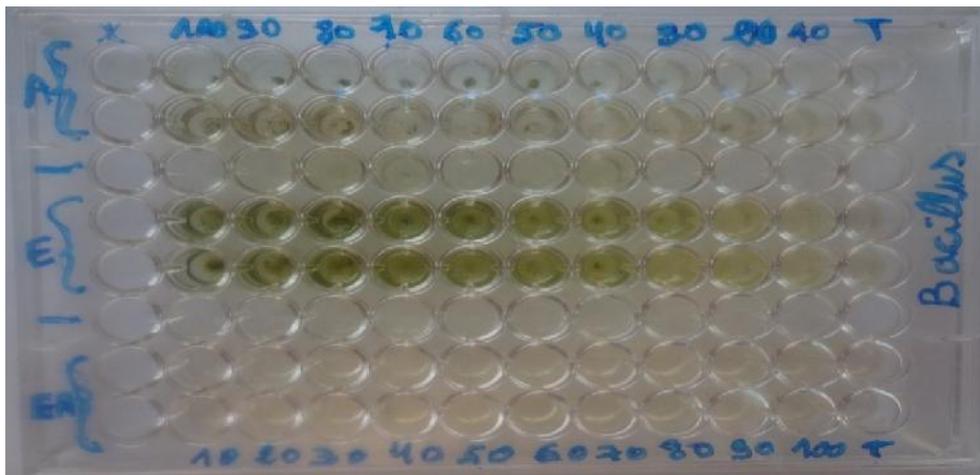


**Figure 20** : Photographie de quelques zones d'inhibitions des extraits d'*Halopteris scoparia* vis-à-vis de : (A) *B. subtilis*, (B) *SARM*, (C) *E. coli*, (D) *P. aeruginosa*.

## II.2. Détermination des concentrations minimales inhibitrices (CMI) et des concentrations minimales bactéricides (CMB)

Les concentrations minimales inhibitrices des différents extraits phénoliques des trois espèces d'algues ont été déterminées en utilisant deux méthodes à savoir la méthode de diffusion sur gélose Mueller-Hinton et la méthode des microdilutions sur bouillon Mueller-Hinton. Après avoir testé ces différentes méthodes, nos résultats ont montré que les meilleures CMI sont enregistrées par la méthode de microdilution sur bouillon Muller Hinton, nous concluons donc que la diffusion des composés phénoliques est meilleure en milieu liquide qu'en milieu solide. Sachant que les extraits d'*Halopteris scoparia* testés sur le milieu solide vis-à-vis *E.coli* n'ont montré aucun effet inhibiteur néanmoins sur le milieu liquide l'effet de ces extraits a été observé.

Les résultats obtenus sont représentés dans les tableaux VII. On peut noter que les CMI les plus faibles sont enregistrés pour les extraits d'*Ulva lactuca* et d'*Ulva intestinalis* vis-à-vis des quatre souches étudiées qui est de 10 mg/ml à 20mg/ml et les CMI les plus élevés sont obtenus pour les extraits d'*Halopteris scoparia* vis-à-vis de *SARM* et *E.coli* qui est de 50mg/ml et 70mg/ml. Nous avons constaté que l'extrait méthanolique d'*Ulva intestinalis* nécessite des concentrations supérieures à 100mg/ml pour avoir leur effet inhibiteur sur *SARM* et *E.coli*.



**Figure 21 :** Photographie d'une microplaque illustrant la concentration minimale inhibitrice de quelques extraits d'*Ulva lactuca* vis-à-vis de *B. subtilis*. (A) : Extrait acétonnique, (E) : Extrait éthanolique, (EA) : Extrait aqueux.

**Tableau VII :** Concentrations minimales inhibitrices des composés phénoliques d'*Ulva intestinalis* sur milieu liquide (en mg/ml)

Souches	<i>SARM</i>	<i>E.coli</i>
Chloroforme	20	10
Acétone	70	20

**Tableau VIII :** Concentrations minimales inhibitrices des composés phénoliques d'*Ulva lactuca* sur milieu liquide (en mg/ml)

Souches	<i>Bacillus subtilis</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
<b>Ethanol</b>	50	30
<b>Acétone</b>	20	50
<b>Eau</b>	40	60

**Tableau IX :** Concentrations minimales inhibitrices des composés phénoliques de *Halopteris scoparia* sur milieu liquide (en mg/ml)

Souches	<i>SARM</i>	<i>E.coli</i>
<b>Méthanol</b>	50	70
<b>Di-éthyle éther</b>	60	50

Dans la présente étude nos résultats des CMI sont similaires à ceux obtenus par **Mulyaningsih et al. (2010)** qui a observé le même effet inhibiteur vis-à-vis des mêmes espèces bactériennes en utilisant la même méthode de microdilution sur bouillon Muller-Hinton.

Selon l'étude **Rosaline et al. (2012)** les CMI de l'extrait acétonique de *chaetomorpha linum* étaient de 2,5mg/ml vis-à-vis de *SARM* et *P.aeruginosa* et de 1,25mg/ml vis-à-vis de *B.subtilis* et *E.coli*. Ces valeurs sont inférieures à celles que nous avons obtenus pour le même solvant vis-à-vis des mêmes espèces bactériennes. Cette différence dans les résultats peut être liée aux conditions et à la méthode d'extraction qui ne nous a pas permis d'extraire les composés halogènes.

L'effet bactéricide des trois algues différent d'un extrait à l'autre et d'une souche bactérienne à une autre à savoir que *Ulva lactuca* et *Halopteris scoparia* exerçant un effet bactéricide vis-à-vis des quatre souches en revanche *Ulva intestinalis* possède un effet bactériostatique sur toute les souches bactériennes.

La détermination des CMI par la méthode des microdilutions sur bouillon Muller Hinton nous a permit de mettre en évidence le réelle pouvoir antibactérien de ces extraits d'algues que nous n'avons pas pu obtenir sur le milieu solide, ce fait est lié à l'hydrosolubilité et à la diffusion des composés phénoliques.

## Conclusion

L'objectif de cette étude était d'évaluer en premier lieu l'activité antibactérienne des extraits phénoliques de trois espèces d'algues marine de la cote de Béjaia appartenant à différentes familles botaniques (*Ulva lactuca*, *Ulva intestinalis* et *Halopteris scoparia*), ensuite de mettre en évidence, s'il y a lieu, l'effet inhibiteur de leurs extraits vis-à-vis de quatre souches de références: deux à Gram positif et deux autres à Gram négatif à savoir: *Bacillus subtilis*, *SARM*, *E.coli* et *Pseudomonas aeruginosa*.

Les résultats des teneurs des extraits en polyphénols totaux ont montré qu'*Ulva lactuca* est la plus riche ( $0,020 \pm 0,0055$  mg Eq Cat/g de poudre) tandis que *halopteris scoparia* en est la plus pauvre ( $0,00036 \pm 0,004$ mg Eq Cat/g de poudre). Quant aux teneurs en flavonoïdes, les résultats du dosage des quatre extraits ont indiqué une probable absence de ces composés ou bien leur présence mais à l'état de trace.

Les différents tests d'activité antibactérienne ont prouvé que l'effet antagoniste se révélait mieux en milieux liquide, les souches bactériennes à Gram positif ce sont montrées êtres plus sensibles aux extraits des algues par rapport aux souches à Gram négatif que nous avons utilisé. La zone d'inhibition la plus large est de 15mm obtenue par l'extrait éthanolique de l'espèce *Ulva intestinalis* vis-à-vis de *SARM*. La CMI la plus faible (10mg/ml) a été enregistrée pour l'extrait chloroformique d'*Ulva intestinalis* vis-à-vis de la souche *E.coli*.

Nos résultats sont très prometteurs en ce qui concerne la lutte contre le phénomène de l'antibiorésistance qui devient aujourd'hui un problème de santé publique. Cette étude aura donc permis d'un point de vue fondamental de mieux connaître l'importance des extraits phénoliques des algues étudiées, mais elle reste néanmoins préliminaire, des recherches plus approfondies s'avèrent nécessaires pour éclaircir certains points et découvrir d'autres pistes de recherche. Nos perspectives de recherche à venir s'axeront sur:

- Extractions par différentes méthodes
- Détermination des paramètres de la cinétique enzymatique et d'inhibition,
- Etude de l'effet inhibiteur de ces extraits sur d'autres souches bactérienne pathogènes,
- Recherche d'autres activités des extraits de ces trios espèces d'algues.

## Références bibliographiques

### A

**Abirami R. G et Kowsalya S. (2012).** Phytochemical screening, microbial load and antimicrobial activity of underexploited seaweeds. *International Research Journal of Microbiology*.3(10) : 328-332

**Adaikalaraj, G., Patric, R. D., Johnson, M., Janakiraman, N., & Babu, A. (2012).** Antibacterial potential of selected red seaweeds from Manapad coastal areas, Thoothukudi, Tamil Nadu, India. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 2 (2) : S1077-S1080.

**Afli A. (2005).** La biodiversité marine en Tunisie ; direction générale de l'environnement et de la qualité de la vie.

**Athukorala Y., Kim K.N. and Jeon Y.J. (2006).** Antiproliferative and antioxidant properties of an enzymatic hydrolysate from brown alga, *Ecklonia cava*. *Food and Chemical Toxicology*. 44, 1065-1074.

### B

**Bae H. D., Til A. Mc Allister, Jay Yank, Cheng, and Muir A.D. (1993).** Effects of Condensed Tannins on Endoglucanase Activity and Filter Paper Digestion by *Fibrobacter succinogenes*. *Applied and environmental microbiology*, p. 2132-2138.

**Bajpai, V. K., Rahman, A., Choi, U. K., Youn, S. J., & Kang, S. C. (2007).** Inhibitory parameters of the essential oil and various extracts of *Metasequoia glyptostroboides* Miki ex Hu to reduce food spoilage and food-borne pathogens. *Food Chemistry* 105 :1061–1066.

**Bansmir A., Blume M., Schröder S. and Lindequist U. (2006).** Screening of cultivated seaweeds for antibacterial activity against fish pathogenic bacteria. *Aquaculture*, 252: 79-84.

**Blunt JW, Copp RB, Hu WP, Munro MH, Northcote PT, Prinsep MR. (2009).** Marine natural products. *Naturals Products Reports* 26: 170-244.

**Bouhlal R, Riadi H., et Bourgougnon N. (2010b) :** Antiviral activity of the extracts of Rhodophyceae from Morocco. . *African Journal of Biotechnology*. 9(46) :7968-7975.

**Bouhlal R, Riadi H, Martínez J., & Bourgougnon N. (2010a):** The antibacterial potential of the seaweeds (Rhodophyceae) of the Strait of Gibraltar and the Mediterranean Coast of Morocco. . *African Journal of Biotechnology* . **9** (38): 6365-6372.

**Bourgou S., Ksouri R., Bellila A., Skandrani I., Falleh H., Marzouk B. (2008).** Phenolic composition and biological activities of Tunisian *Nigella sativa* L. shoots and roots. *Comptes Rendus Biologies*. **331**(1) : 48–55.

**Bravo L. (1998).** Polyphenols: Chemistry, dietary sources, metabolism, and nutritional significance. *Nutrition Reviews*, **56** (11): 317-333.

## C

**Cabioc'h J., Floc'h J.Y., Le Toquin A., Boudouresque C.F., Meinesz A. et Verlaque M. (1992).** Guide des algues des mers d'Europe. Ed. *Delachaux et Niestlé*. France, P. 231.

**Calliste C.A., Trouillas P., Allais D.P., Simon A. & Duroux J.L. (2001).** Free radical scavenging activities measured by electron spin resonance spectroscopy and B16 cell antiproliferative behaviors of seven plants. *Journal of agricultural and food chemistry*. **49**(7): 3321-3327.

**Calsamiglia S., Busquet I.M., Cardozo P.W., Castillejos L. and Ferret A. (2007).** *Invited Review: Essential Oils as Modifiers of Rumen Microbial Fermentation. Journal of Dairy Science*, **90**(6): 2580-2595

**Caquet R. (2004).** 250 examens de laboratoire: Prescription et interprétation. Ed. *Masson*. Paris, P.453.

**Chakraborty, K., Praveen, N. K., Vijayan, K. K., & Rao, G. S. (2013).** Evaluation of phenolic contents and antioxidant activities of brown seaweeds belonging to *Turbinaria spp.*(Phaeophyta, Sargassaceae) collected from Gulf of Mannar. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, **3**(1) : 8-16.

**Chandini S.K., Ganesan P. and Bhaskar N. (2008).** In vitro antioxidant activities of three selected brown seaweeds of India. *Food Chemistry*, **107**(2): 707-713

**Chavan U.D., Shahidi F. and Naczk M. (2001).** Extraction of condensed tannins from beach pea (*Larthyrus maritimus L.*) as affected by different solvents. *Food Chemistry*, **75**(4): 509-512.

**Chiheb Ibtissam, Riadi Hassane, Martinez-Lopez José, Dominguez Seglar José Francisco, Gomez Vidal José Antonio, Bouziane Hassan et Kadiri Mohamed.(2009).** Screening of antibacterial activity in marine green and brown macroalgae from the coast of Morocco. *African Journal of Biotechnology*. **8** (7): 1258-1262.

**CLIN. C. (2000).** (Centre de Coordination de la Lutte contre les Infections Nosocomiales de l'intégration) Paris-Nord.

**Comité de l'Antibiogramme de la Société Française de Microbiologie (CA-SFM).** Communiqué (2009).

**Connan S, Goulard F, Stiger V, Deslandes E, and Ar Gall E. (2004).** Interspecific and temporal variation in phlorotannin levels in an assemblage of brown algae. *Botanica Marina* **47**(5): 410-416.

**Crozier A., Jaganath I.B. and Clifford M.N. (2006).** Phenols, Polyphenols and Tannins: An Overview *In* Plant secondary metabolites occurrence, structure and role in the human diet. Ed. *Ltd.* Singapore, P: 1-24.

**Cowan M. M (1999).** Plant products as antimicrobial agents. *Clinical Microbiology Review*. p. 564-582.

**Cox S., Abu-Ghannam N. and Gupta S. (2010).** An assessment of the antioxidant and antimicrobial activity of six species of edible Irish seaweeds. *International Food Research Journal*.**17**, 205-220

**Cushnie. T.P. T, Andrew J. Lamb (2005).** Antimicrobial activity of flavonoids. *International Journal of Antimicrobial Agent*. **26**(5) : 343–356

## D

**Davis T.A., Volesky B., Mucci A. (2003).** A review of the biochemistry of heavy metal biosorption by brown algae. *Water Research*, **37**(18),: 4311-4330.

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

**De Reviere B. (2002). Biologie et phylogie des algues. Bellin. Paris (France). Tome 1**

**Devi, G. K., Manivannan, K., Thirumaran, G., Rajathi, F. A. A., & Anantharaman, P. (2011).** *In vitro* antioxidant activities of selected seaweeds from Southeast coast of India. *Asian Pacific journal of tropical medicine*, **4** (3), 205-211.

**Dhargalkar V. K. and Pereira N. (2005).** Seaweed: Promising plant of the millennium. *Science and culture*, **71**: 60-66.

**Dhargalkat V.K. and Verlecar X.N. (2009).** Southern ocean seaweeds: A resource for exploration in food and drugs. *Aquaculture*, **287**(3): 229-242.

**Djeridane A., Yous. M., Nadjemi B., Boutassouna D., Stocker P. and Vidal N. (2006).** Antioxidant activity of some medicinal plants extracts containing phenolic compounds. *Food Chemistry*, **97**(4): 654-660.

**Donadieu Y. Et Basire J.(1985).** Les algues:thérapeutiques naturelles. Edition Maloine.p.36-40.

### **E**

**Edeas M. (2007).** Les polyphénols et les polyphénols de thé. *Phytothérapie*. **5**(5): 264–270.

**Eloff J.N. (1998).** Which extractant should be used for the screening and isolation of antimicrobial components from plants?. *Journal of Ethnopharmacology*, **60**(1): 1-8.

**Eom, S. H., Kim, Y. M., & Kim, S. K. (2012).** Antimicrobial effect of phlorotannins from marine brown algae. *Food and Chemical Toxicology*.

### **F**

**Flodin C. and Whitfield F.B. (1999).** Biosynthesis of bromophenols in marine algae. *Wat. Science Technology*, **40** (6): 53-58.

### **G**

**Ganesan, K., Kumar, K. S., & Rao, P. V. (2011).** Comparative assessment of antioxidant activity in three edible species of green seaweed, *Enteromorpha* from Okha, Northwest coast of India. *Innovative Food Science & Emerging Technologies*, **12**(1), 73-78.

**Gayral P. (1975).** Les algues: Morphologie cytologie reproduction écologie. Ed. *Doin*. Paris, P: 166.

**Gerwick WH, Fenical W., et Norris JN. (1985):** Chemical variation in the tropical seaweed *Styopodium zonale* (Dictyotaceae). *Phytochemistry*. **24**(6): 1279 - 1283.

**Gonzalez del Val A., Platas G., Basilio A., Cabello A., Gorrochategui J., Suay I., Vicente F., Portillo E., Jiménez del Rio M., Reina G.G. and Pelaez F. (2001).** Screening of antimicrobial activities in red, green and brown macroalgae from Gran Canaria (Canary Island, Spain). *International Microbiology*, **4**(1),: 35-40.

**Gribble G.W. (2000).** Natural chlorine updates. Ed. *Periodic updates to the natural halogen Literature*. USA, P: 12.

**Guiraud J.P. (1998).** Microbiologie alimentaire. Ed. *Dunod*. Paris, P: 652

**Guiraud J.P. (2003).** Microbiologie alimentaire. Dunod-Paris : 67-75.

**Gupta Shilpi and Nissreen Abu-Ghannam(2011a).** Bioactive potential and possible health effects of edible brown seaweeds. *Trends in Food Science & Technology* **22**(6) : 315-326

**Gupta Shilpi, Nissreen Abu-Ghannam.(2011b).** Recent developments in the application of seaweeds or seaweed extracts as a means for enhancing the safety and quality attributes of foods. *Innovative Food Science and Emerging Technologies* **12**(4) : 600–609

## *H*

**Hassenklover T. and Bickmeyer U.(2006).** The marine secondary metabolites 2,4-dibromophenol and 2,4,6-tribromophenol differentially modulate voltage dependent ion currents in neuroendocrine (PC12) cells. *Aquatic Toxicology*, **79**(4),: 384-390.

**Hayouni E.A, M. Abedrabba, M. Bouix, M. Hamdi. (2007).** The effects of solvents and extraction method on the phenolic contents and biological activities in vitro of Tunisian *Quercus coccifera* L. and *Juniperus phoenicea* L. fruit extracts. France. *Food Chemistry*. **105**(3): 1126–1134.

**Hemaiswarya S., Kruthiventib A.K. & Doble M. (2008).** Synergism between natural products and antibiotics against infectious diseases. *Phytomedicine*. **15**(8),:639-52.

**Heo S.J., Parke.J., LEE K.W. and Jeony.J. (2005).** Antioxidant activities of enzymatic extracts from brown seaweeds. *Bioresource Technology*. **96**(14):1613–1623.

**Hernández T., Canales M., Avila J.G., Duran A., Caballero J., Romo de Vivar A. & Lira R. (2003).** Ethnobotany and antibacterial activity of some plants used in traditional medicine of Zapotitlán de las Salinas, Puebla (México). *Journal of Ethnopharmacology*, . **88**(2): 181-188.

### I

**Iken K., Amsler C.D., Hubbard J.M., McClintock J.B. and Baker B.J. (2007).** Allocation patterns of phlorotannins in Antarctic brown algae *Journal Information*. **46** (4): 386-395

**Iken K., Amsler C.D., Amsler M.O., McClintock J.B. and Baker B.J. (2009).** Field studies on deterrent properties of phlorotannins in Antarctic brown algae. *Botanica Marina*, **52**(6): 547-557.

### J

**Jayaraj J., Wan A., Rahman M.and Punja Z.K. (2008).** Seaweed extract reduces foliar fungal diseases on carrot. *Crop Protection*. **27**(10): 1360-1366.

**Jones. G. A. Mc Allister T. A. Muir A. D and Cheng. K.-J (1994).** Effects of Sainfoin (*Onobrychis viciifolia* Scop.) Condensed Tannins on Growth and Proteolysis by Four Strains of Rumania Bacteriat. *Applied and Environmental Microbiology*. p. 1374-1378.

### K

**Kandhasamy, M., & Arunachalam, K. D. (2008).** Evaluation of in vitro antibacterial property of seaweeds of southeast coast of India. *African Journal of Biotechnology*, **7**(12).

**Koivikko R., Loponen J., Honkanen K. and Jormalainen V. (2005).** Contents of soluble, cell-wall-bound and exuded phlorotannins in the brown alga *Fucus vesiculosus*, with implications on their ecological functions. *Journal of Chemical Ecology*, **31** (1): 195-212.

**Kong, C. S., Kim, J. A., Yoon, N. Y., & Kim, S. K. (2009).** Induction of apoptosis by phloroglucinol derivative from *Ecklonia Cava* in MCF- 7 human breast cancer cells. *Food and Chemical Toxicology* **47**(7) :1653-1658.

**Konning G.H., Agyare C. & Ennison B. (2004).** Antimicrobial activity of some medicinal plants from Ghana. *Fitoterapia*. **75**(1):65-7.

**Kuda T., Tsunekawa M., Goto H., & Araki Y. (2005).** Antioxidant properties of four edible algae harvested in the Noto Peninsula, Japan. *Journal of Food Composition and Analysis*. **18**(7), : 625–633.

**Kumar J.I.N., Kumar R.N., Patel K., Viyol S. and Bhoi R. (2009).** Nutrient composition and calorific value of some seaweeds from bet dwarka, west coast of Gujarat, India. *Our Nature*, **7**(1): 18-25.

**Kandhasamy, M., & Arunachalam, K. D. (2008).** Evaluation of in vitro antibacterial property of seaweeds of southeast coast of India. *African Journal of Biotechnology*, **7**(12). ISSN:1684-5315

### ℒ

**Leclerc H., D. Izard, M.O. Husson, P. Wattre, E.Jakubczak. (1983).** Microbiologie générale. Doin Editeurs-Paris: 267-280.

**Lobban, C.S., Harrison, P.J., Duncan, M.J. (1985).** The Physiological Ecological of Seaweed. *Cambridge University*, 359 p

### ℳ

**Maillard J.-Y (2002).** Bacterial target sites for biocide action. *Journal of Applied Microbiology Symposium Supplement*, **92** (1), 16S–27S.

**Manivannan K., Thirumaran G., Devi G.K., Hemalatha A., Anantharaman P. and Balasubramanian T. (2009).** Proximate composition of different group of seaweeds from Vedalai coastal waters (gulf of mannar): Southeast coast of India. *Middle-East Journal of Scientific Research*, **4** (2): 72-77.

**Manivannan K, Karthikai devi G, Anantharaman P, Balasubramanian T .(2011).** Antimicrobial potential of selected brown seaweeds from Vedalai coastal waters, Gulf of Mannar. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, **1**(2): 114-120.

**Mann C.M., Cox S.D. & Markham J.L. (2000).** The outer membrane of *pseudomonas aeruginosa* NCTC 6749; contribution to its tolerance to the essential oil of *melaleuca alternifolia* (tea tree oil). *Letters in applied microbiology* . **30**(4),: 294-297.

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

**Marfaing H. et Lerat Y. (2007).** Des ressources marines: Les algues ont-elles une place en nutrition ?. *Phytothérapie*, 5(1): 2-5

**Maschek J.A. and Baker B.J. (2008).** The chemistry of algal secondary metabolism *In* Algal chemical ecology. Ed. *Birmingham*. USA, P: 322.

**Matanjun P., Mohamed S., Mustapha N.M., Muhammad K. and Ming C.H. (2008).** Antioxidant activities and phenolics content of eight species of seaweeds from north Borneo. *Journal of Applied Phycology*, 20(4): 367-373.

**Meenakshi S., Gnanambigai D.M., Mozhi S.T., Arumugam M. and Balasubramanian T. (2009).** Total Flavanoid and *in vitro* Antioxidant Activity of Two Seaweeds of ameshwaram Coast. *Global Journal of Pharmacology*, 3 (2): 59-62.

**Meyer A., Deiana J. et Leclerc H. (1994).** Cours de microbiologie générale. Ed. *Doin*. Paris,P: 365.

**Miralai S., M. M. Khan et M.R. Islam. (2008).** Replacing Artificial Additives with Natural Alternatives . In Islam. M. R. (Ed). *Nature Science and Sustainable Technology Research Progress*. Ed Nova . France.pp 45-76

**Mukhopadhyay, S., Luthria, D. L., & Robbins, R. J. (2006).** Optimization of extraction process for phenolic acids from black cohosh (*Cimicifuga racemosa*) by pressurized liquid extraction. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 86(1), 156-162.

**Mulyaningsih, S., Sporer, F., Zimmermann, S., Reichling, J., & Wink, M. (2010).** Synergistic properties of the terpenoids aromadendrene and 1, 8-cineole from the essential oil of *Eucalyptus globulus* against antibiotic-susceptible and antibiotic-resistant pathogens. *Phytomedicine*, 17(13): 1061-1066.

**Naczk M. and Shahidi F. (2004).** Extraction and analysis of phenolics in food. *Journal of Chromatography A*, **10**(54): 95-111.

**Naczk M. and Shahidi F. (2006).** Phenolics in cereals, fruits and vegetables: Occurrence, extraction and analysis. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis*, **41**(5): 1523-1542.

**Naegelé E. et Naegelé A. (1967).** Les algues. Ed. *Presses universitaires de France*. Paris, P: 127.

**Nagayama, K., Iwamura, Y., Shibata, T., Hirayama, I., & Nakamura, T. (2002).** Bactericidal activity of phlorotannins from the brown alga *Ecklonia kurome*. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy*, **50**(6), 889–893.

**Nayeemulla S., Sudarshana M.S., Umesha S. & Hariprasad P. (2006).** Antimicrobial activity of *Rauvolfia tetraphylla* and *Physalis minima* leaf and callus extracts. *African Journal of Biotechnology*. **5** (10) : 946-950.

O

**Oh K.B., Lee J.H., Chung S.H., Shin J., Shin H.J. Kim H.K. and Lee H.S. (2008).** Antimicrobial activities of the bromophenols from the red alga *Odonthalia corymbifera* and some synthetic derivatives. *Bioorganic and Medicinal Chemistry Letters*, **18**(1): 104-108.

**Oranday, M. A., Verde, M. J., Martinez-Lozano, S. J., & Waksman, N. H. (2004).** Active fractions from four species of marine algae. *Phyton (Buenos Aires)*, **73**, 165-170.

**Oumaskour Khadija, Nabila Boujaber, Samira Etahiri et Omar Assobhei .(2012).** Screening of antibacterial and antifungal activities in green and brown algae from the coast of Sidi Bouzid (El Jadida, Morocco). *African Journal of Biotechnology* .**11**(104): 16831-16837.

**Owen P.I. and Johns (1999).** Xantine oxidase inhibitory of northeastern North American plants remedies used for goot. *Journals of ethnopharmacology*.**43** (1), pp.41-46

P

**Padda M. S (2006).** Phenolic composition and antioxidant activity of sweetpotatoes [Ipomoea Batatas (L.) LAM].

**Pagés J.M. & Garnotel E. (2003).** Perméabilité membranaire et résistance aux antibiotiques

chez les bactéries à Gram négatif. *Revue Française des Laboratoires*. 352:352-63.

**Parekh J. & Chanda S.V. (2007).** *In vitro* antimicrobial activity and phytochemical analysis of some Indian medicinal plants. *Turky. Journals Biological*. **31**(1):53-8.

**Patra J.K., Raths K. ET Jena K. (2008).** Evaluation of Antioxidant and Antimicrobial Activity of Seaweed (*Sargassum sp.*) Extract: A Study on Inhibition of Glutathione-S Transferase Activity. *Turky. Journals. Biological*. **32**:119-125.

**Pflugmacher S., Olin M. ET Kankaanpää H. (2007).** Nodularin induces oxidative stress in the Baltic Sea brown alga *Fucus vesiculosus* (Phaeophyceae). *Marine Environmental Research*. **64**(2): 149-159.

**Pinelo M., Del Fabbro P., Manzocco L., José Nunez M. and Nicoli M.C. (2005).** Optimization of continuous phenol extraction from *Vitis vinifera* byproducts. *Food Chemistry*, **92**(1): 109-117.

**Plaza m., Cifuentes A. ET Ibañez E. (2008).** In the search of new functional food ingredients from algae. *Trends in Food Science and Technology*. **19**(1): 31-39.

℞

**Raman, B. V., Rao, D. N., & Radhakrishnan, T. M. (2004).** Enteromorpha compressa (L.) Greville an edible green alga as a source of antiallergic principle (S). *Indian Journal of Clinical Biochemistry*, **19**(1) : 105-109.

**Retz de Carvalho L. and Roque N.F. (2004).** Correlations between primary and secondary metabolites in Ceramiales (Rhodophyta). *Biochemical Systematics and Ecology*, **32**(3): 337-342.

**Ribéreau-Gayon P. (1968).** Les composés phénoliques des végétaux. Ed. *Dunod*. Paris, P: 173-201

**Rosaline, X. D., Sakthivelkumar, S., Rajendran, K., & Janarthanan, S. (2012).** Screening of selected marine algae from the coastal Tamil Nadu, South India for antibacterial activity. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, **2** (1): S140-S146.

**Russell. AD (2003).** Biocide use and antibiotic resistance: the relevance of laboratory findings to clinical and environmental situations. *The Lancet infectious diseases*, **3**(12): 794-803.

S

**Sabeena Farvin, K. H., & Jacobsen, C. (2012).** Phenolic compounds and antioxidant activities of selected species of seaweeds from Danish coast. *Food chemistry*. **138**, 1670–1681

**Santoyo S a, I. Rodrí'guez-Meizoso b, A. Cifuentes b, L. Jaime a, G. Garcí'a-Blairsy Reina c, F.J. Sen'orans a,E. Iba'n'ez b.(2009).** Green processes based on the extraction with pressurized fluids to obtain potent antimicrobials from *Haematococcus pluvialis* microalgae. *LWT - Food Science and Technology* **42**(7) :1213–1218

**Schulz, J., Hunter, M., & Appel, H. (1992).** Antimicrobial activity of polyphenols mediates plant–herbivore interactions. *In Plant polyphenols* (pp. 621–637). New York: Plenum Press.

**Seenivasan. R, Rekha. M, Indu. H, et Geetha.S (2012).** Antibacterial Activity and Phytochemical Analysis of Selected Seaweeds from Mandapam Coast, India. *Journal of Applied Pharmaceutical Science*. **2** (10), 159-169.

**Sîrbu Rodica, Constan a Sava, Doina Lucia Ghergic, Nadine A.F. Passy Mouima.(2006).** caracterisation de certains principes actifs de *Ulva lactuca* et *Ulva rigida* –algues vertes du littoral roumain de la mère noire. (1). ISSN 1582-540X 193.

**Spigno G., Tarmelli L. and De Faveri D.M. (2007).** Effect of extraction time, temperature and solvent on concentration and antioxidant activity of grao marc phenolics. *Journal of Food Engineering*, **81** (1): 200-208

**Staudt M (2002).** Formation Animateur de la Biologie sous-marine ; Cours Végétaux Sous-marins ; ffessm vaocluse section biologie sous-marine.

**Stella, D., & Kolanjinathan, K. (2009).** Antibacterial activity of marine macro algae against human pathogens. *Recent Research in Science and Technology*, **1**(1).

**Stiger V, Deslandes E, and Payri CE. (2004).** Phenolic contents of two brown algae *Turbinaria ornata* and *Sargassum mangarevense* on Tahiti (French Polynesia): interspecific, ontogenic and spatio-temporal variations. *Botanica Marina* **47**: 402-409.

**Sze, P. (1993).** A Biology of the algae, second ed. Wm. C. Brown Publishers. Turvey, J.R., Christison, J., 1967. The hydrolysis of algal galactans by enzymes from a Cytophaga species. *Biochem. J.* 105, 311–316.

*T*

**Targett N.H., Boettecher A.A., Targett T.E. and Vrolijk N.H. (1995).** Tropical marine herbivore assimilation of phenolic-rich plants. *Oecologia*, **103**(2): 170-179.

**Toth B.G. and Pavia H. (2001).** Removal of dissolved brown algal phlorotannins using insoluble polyvinylpolypyrrolidone (PVPP). *Journal of Chemical Ecology*, **27** (9): 1899-1910.

**Tunçel G. and Nergiz C. (1993).** Antimicrobial effect of some olive phenols in laboratory medium. *Litters in Applied Microbiology*, **17**(6): 300-302.

**Tüney I., Çadirci B.H., Ünal D. ET Sukatar A. (2006).** Antimicrobial Activities of the Extracts of Marine Algae from the Coast of Urla (Üzmir, Turkey). *Turky. Journals. Biology.* **30** : 171- 175.

*U*

**Ullah M.F. and Khan M.W. (2008).** Food as medicine: Potential therapeutic tendencies of plant derived polyphenolic Compounds. *Asian Pacific Journal of Cancer Prevention*, **9**(2): 187-196

*V*

**Van Vuuren S.F. (2008).** Antimicrobial activity of South African medicinal plants. *Journal of Ethnopharmacology*.**119**(3): 462-72.

**Venugopal V. (2009).** Marine products for healthcare functional and bioactive nutraceutical compounds from the ocean. Ed. *CRC press Taylor & Francis group*. Boca Raton, London and New York, P: 552.

*W*

**Wang, Y., Xu, Z., Bach, S. J., & McAllister, T. A. (2009).** Sensitivity of Escherichia coli to seaweed (Ascophyllum nodosum) phlorotannins and terrestrial tannins. *Asian-Australian Journal of Animal Science*, **22**(2): 238–245.

**wijesinghe w.a.j.p. , you-jin jeon fitoterapia .(2012).** enzyme-assistant extraction (EAE) of bioactive components: a useful approach for recovery of industrially important metabolites from seaweeds: A review. *Fitoterapia*. **83**(1):6–12.

Υ

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

**Younes. F, Chennaoui M., Assobhei O., Etahiri S. (2012).** Evaluation de l'effet du lieu de recolte des algues Marines des cotes atlantiques marocaines sur L'activite antibacterienne et anti-inflammatoire. *Revue de Microbiologie Industrielle Sanitaire et Environnementale*. **6** (1) : 54-66.

Z

**Zbakh, H., Chiheb, H., Bouziane, H., Sánchez, V. M., & Riadi, H. (2012).** Antibacterial activity of benthic marine algae extracts from the mediterranean coast of Morocco. *Journal of Microbiology, Biotechnology and Food Sciences*, **2**.

**Zahra R., Mehrnaz M., Farzaneh V. Et Kohzad S. (2007).** Antioxidant activity of extract from a brown alga, *Sargassum boveanum*. *African Journal of Biotechnology*. **6** (24): 2740-2745.

**Zhao J., Fan X., Wang S., Li S., Shang S., Yang Y., Xu N., Lü Y. and Shi J. (2004).** Bromophenol derivatives from the red alga *Rhodomela confervoides*. *Journal of Natural Products*, **67**(6): 1032-1035.

**Zubia M., Robledo D. and Freile-Pelegrin Y. (2007).** Antioxidant activities in tropical marine macroalgae from the Yucatan Peninsula, Mexico. *Journal of Applied Phycology*, **19**(5): 449-458.

## GLOSSAIRE.

**Anti....** Préfixe qui indique une action contraire ou exprime l'idée d'une opposition.

*Exemple* : **Antidiarrhéique**= qui combat la diarrhée.

**Antifongique** : Qui s'oppose au développement des champignons.

**Anti-inflammatoire** : Qui combat l'inflammation ; ou substance possédant cette propriété.

**Bactéricide** : Qui détruit les bactéries.

**Bactériostatique** : Qui suspend la division microbienne, provoquant vieillissement et mort des bactéries à doses suffisantes.

**Cryptogame** : Se dit des plantes dépourvues de fleurs et dont les organes de reproduction sont peu visibles ou cachés (s'oppose à : **phanérogame**).

**Cryptogames** : Grand groupe végétal réunissant l'ensemble des plantes sans fleurs ni graines, chez lesquelles la reproduction s'effectue à l'aide de spores.

**Epiphyte** : Se dit d'un organisme végétal qui se développe sur un autre sans en être le parasite.

**Extrait** : Préparation obtenue en traitant (à chaud ou à froid selon le procédé d'extraction) une substance animale ou végétale par un liquide (éther, alcool, eau ou plusieurs de ces solvants) que l'on fera ensuite évaporer jusqu'à la consistance voulue (extrait liquide ou fluide, extrait mou et extrait sec).

**Fronde** : \_Terme réservé presque exclusivement aux grandes feuilles particulières des Fougères ou des Palmiers, et porteuses de spores comme c'est la règle, mais utilisé aussi, parfois, pour désigner les thalles fertiles cryptogames comme les Algues.

**Gymnospermes** : Groupe de plantes phanérogames dont les graines ne sont pas enfermées dans un fruit (conifères par exemple).

**Héliothérapie** : Utilisation thérapeutique des rayons solaires.

**Hypocholestérolémiant** : Qui abaisse le taux de cholestérol dans le sang.

**Macération** : Préparation liquide qui requiert un trempage à froid plus ou moins long (de quelques heures à plusieurs semaines) de certaines substances dans l'eau, le vin, l'alcool, l'huile.

**Oligo-élément** : Non donné à certains métaux et métalloïdes dont la présence à doses infinitésimales, et absolument indispensable à l'organisme.

**Pharmacologie** : Science qui étudie les médicaments.

**Phytothérapie** : Utilisation thérapeutique des plantes.

**Poudre :** Substances solide (drogue végétale, drogue animale ou substance chimique) réduite en particules très fines et homogénéisées, dont la préparation se fait, soit par des moyens physiques (pulvérisation et tamisage), soit par précipitation chimique.

**Racine :** Partie souterraine de la plante qui assure son soutien et sa nutrition.

**Suspension :** préparation liquide ou solide dans laquelle se trouvent finement réparties des particules insolubles.

**Stipe :** Nom donné à certains troncs aériens non ramifiés présentant un diamètre égal sur toute sa hauteur (tronc de palmier par exemple), et également, parfois, à tout pédoncule cylindrique.

**Thalle :** Nom de l'appareil végétatif des Algues, Champignons et Lichens, dans lequel on ne discerne pas la structure en racines, tiges et feuilles, et qui se trouve dépourvu de vaisseaux conducteurs.

**Tige :** Partie aérienne de la plante qui représente le support des feuilles.

### Annexe I : Courbes d'étalonnages

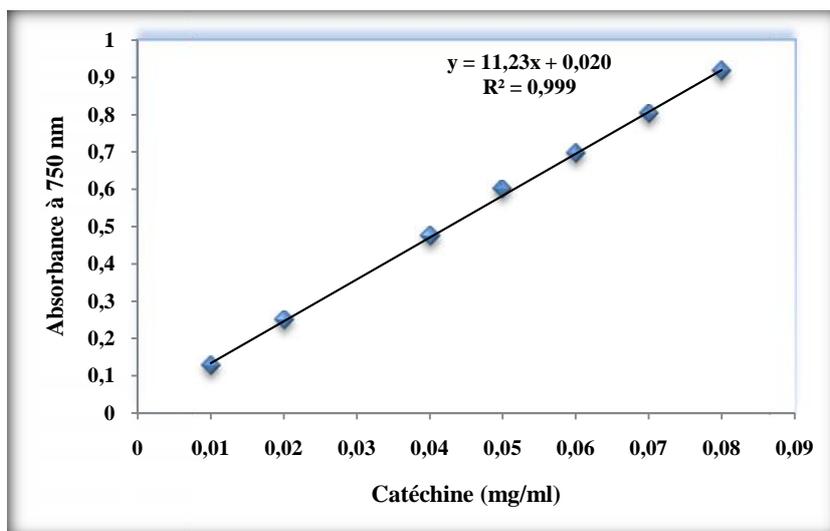


Figure 1: Courbe d'étalonnage pour le dosage des polyphénols totaux

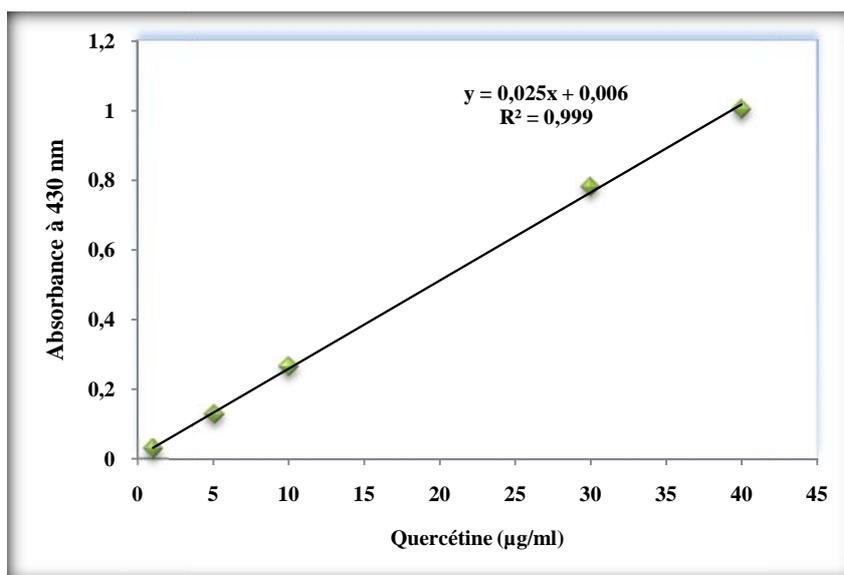


Figure 2: Courbe d'étalonnage pour le dosage des flavonoïdes

## Annexe II : Matériels et produits utilisés

### 1. Appareillage

Autoclave.

Bain-marie MEMMERT.

Balance de précision RADWAG.

Broyeur (Kika Labortechnik).

Centrifugeuse (NUVE NF 200).

Etuve BINDR WTB et Etuve de 37°C

pH mètre HANNA (Microprocessor pH métr

Plaque agitatrice VELP

Plaque chauffante agitatrice VELP

Spectrophotomètre UV-visible UNICO 1200

Tamiseur RETCH.

Vortex.

### 2. Produits chimiques

Acétone : (C<sub>3</sub>H<sub>6</sub>O), 99,78%, MM= g/mol

Acétate d'éthyle : (99%)

Carbonate de sodium (Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>).

Chloroforme : (CHCl<sub>3</sub>), 99%- 99,40%

Chlorure d'aluminium (AlCl<sub>3</sub>).

Di-éthyle éther : (C<sub>4</sub>H<sub>10</sub>O), 99,5%

Ethanol: (C<sub>2</sub>H<sub>6</sub>O), 96%, MM=46.07 g/mol, d=0.81 (PROLABO).

Eau physiologique (9g NaCl dans un litre d'eau distillée).

Folin-Ciocalteu 2N

Méthanol: CH<sub>3</sub>OH, 99, 9%, MM=32.04 g/mol, d= 0.79 (PROLABO)

Tween 20

### **Annexe III : Composition des milieux de culture utilisés (pour un litre)**

**(Guiraud, 1998)**

#### **Bouillon Muller Hinton**

Péptone acide caséine 17,50g  
Infusion de viande bœuf 20g  
Amidon 1,5g  
pH 7,4 ± 0,2

#### **Bouillon nutritif**

Peptone 10g  
Extrait de viande 5g  
Chlorure de sodium 5g  
pH 7,2

#### **Gélose Chapman**

Extrait de viande 1 g  
Peptone 10 g  
Chlorure de sodium 5 g  
Mannitol 10 g  
Rouge de phénol 25 mg  
Agar 15 g  
pH 7,4

#### **Gélose Hecktoène**

Protéose peptone 12 g  
Extrait de levure 3 g  
Chlorure de sodium 5 g  
Thiosulfate de sodium 5 g  
Sels biliaires 9 g  
Citrate de fer ammoniacal 1,5  
Salicine 2 g  
Lactose 12 g  
Saccharose 12 g  
Fuchine acide 0,1 g  
Bleu de bromothymol 65 mg  
Agar 13 mg  
pH 7,6

#### **Gélose Mueller Hinton**

Extrait de viande 2 g  
Hydrolysate acide de caséine 17,5 g  
Amidon 1,5 g  
Agar 10 g  
pH 7,4

**Gélose PCA**

Peptone 5 g

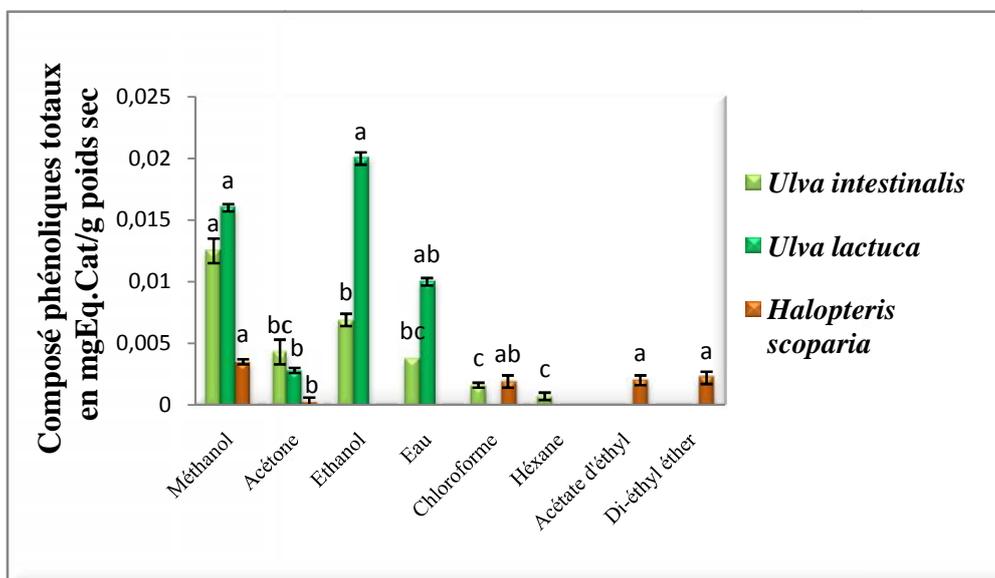
Extrait de levure 2,5 g

Glucose 1 g

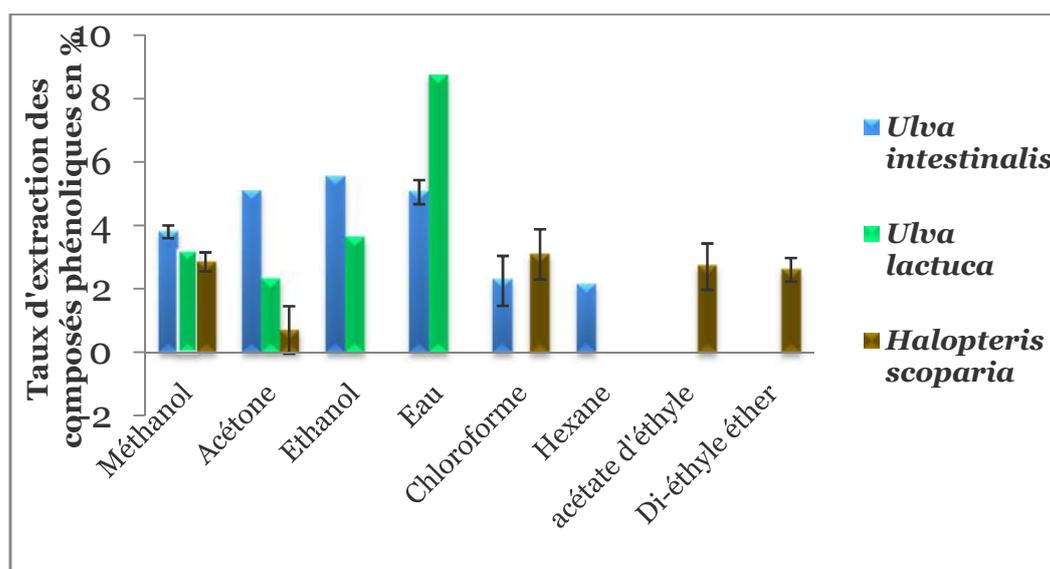
Agar 15 g

pH 7

**Annexe IV: Les résultats de taux d'extraction et de dosage des composés phénoliques totaux obtenus pour les trois espèces d'algues marines**



**Comparaison entre les teneurs en composés phénoliques des différents extraits pour chaque espèce d'algue**



**Comparaison entre les taux d'extraction les différents solvants de chaque espèce d'algue**

## Annexe V: Les résultats de l'antibiogramme des extraits des trois algues

### ❖ Résultats de l'activité antibactérienne par la méthode des disques

	Diamètre des zones d'inhibition en mm				
	Solvants	<i>B. subtilis</i>	<i>SARM</i>	<i>E. coli</i>	<i>P. aeruginosa</i>
<i>Ulva lactuca</i>	Méthanol	10± 0,75	10±0,75	9±2,31	8,5±1,13
	Ethanol	10±0,75	10±0,75	9±2,31	11±0,75
	Acétone	11±0	10±0,75	10±2,31	8±0
<i>Ulva intestinalis</i>	Méthanol	9,5±0,37	11± 0,81	8,5±2,31	0
	Ethanol	11±0,75	15±0,75	8,5±2,31	0
	Acétone	13,5±0,37	14±1,51	8,5±2,31	0
	Hexane	11,5±0,37	12±0	8,5±2,31	0
	Chloroforme	9,5±0,37	12±0	8,5±2,31	0
	Eau	9±0	8±0	8,5±2,31	0
<i>Halopteris scoparia</i>	Méthanol	11,5±0,38	12,5±0,38	0	0
	Acétone	10,5±1,13	10,5±0,38	0	0
	Chloroforme	11,5±1,13	12±1,58	0	0
	Acétate d'éthyle	11,5±0,38	13,5±0,38	0	0
	Di-éthyle éther	10,5±0,38	0	0	0

## Les résultats des CMI et des CMB sur milieu liquide

### 1- Extraits d'*Ulva lactuca*/ *B. subtilis* (CMI)

	10	20	30	40	50	60	70	80	90	100
<b>Ethanol</b>	+	+	+	+	-					
	+	+	+	+	-					
<b>Acétone</b>	+	-	-	-						
	+	-	-	-	-					
<b>Eau</b>	+	-								
	+	-	-							

### 2- Extraits d'*Ulva lactuca*/*P. aeruginosa* (CMI)

	10	20	30	40	50	60	70	80	90	100
<b>Ethanol</b>			+							
			+							
<b>Acétone</b>	+	+	+	+	+					
	+	+	+	+	+					
<b>Eau</b>										
	+	+	+	+	+					

### 3. Extraits d'*Ulva lactuca* / *B. subtilis* (CMB)

	40	50	60	70	80	90	100
<b>Ethanol</b>	+	+					
<b>Acétone</b>	/	/	+				
<b>Eau</b>	+	+	+				

4. Extraits d'*Ulva lactuca* / *P.aeruginosa* (CMB)

	40	50	60	70	80	90	100
<b>Ethanol</b>							
<b>Acétone</b>	/	/					
<b>Eau</b>	/	/					

5. Extraits d'*Halopteris scoparia* / *E. coli* (CMI)

	10	20	30	40	50	60	70	80	90	100
<b>Méthanol</b>	+	+	+	-						
	+	+	+	-	-					
<b>Di –éthyle éther</b>	+	+	+	+	+	-				
	+	+	+	+	+	-				

6. Extraits d'*Halopteris scoparia* / *SARM* (CMI)

	10	20	30	40	50	60	70	80	90	100
<b>Méthanol</b>	+	+	+	+	+	+				
	+	+	+	+	+	+	+			
<b>Di –éthyle éther</b>	+	+	+	+	+	+				
	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+

7. Extraits d'*Halopteris scoparia* / *SARM* (CMB)

	40	50	60	70	80	90	100
<b>Méthanol</b>	/	/	/	/	-	-	-
<b>Di –éthyle éther</b>	/	/	-	-	-	-	-

8. Extraits d'*Halopteris scoparia* /*E. coli* (CMB)

	50	60	70	80	90	100
<b>Méthanol</b>	+	+	+	+	-	-
<b>Di –éthyle éther</b>	/	/	+	+	-	-

9. Extraits d'*Ulva intestinalis* / SARM( CMI)

	10	20	30	40	50	60	70	80	90	100
<b>Méthanol</b>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<b>Chloroforme</b>	+	+								
	+	+								
<b>Eau</b>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<b>Acétone</b>	+	+	+	+	+	+	+			
	+	+	+	+	+	+	+			

10. Extraits d'*Ulva intestinalis* /*E. coli* (CMI)

	10	20	30	40	50	60	70	80	90	100
<b>Méthanol</b>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<b>Chloroforme</b>	+									
	+									
<b>Eau</b>										
	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<b>Acétone</b>										
	+	+								

11. Extraits d'*Ulva intestinalis*/SARM (CMB)

	30	40	50	60	70	80	90	100
<b>Chloroforme</b>	+	+	+	+	+	+	+	+
<b>Acétone</b>	/	/	/	/	/	+	+	+

**12. Extraits d'*Ulva intestinalis* /*E. coli* (CMB)**

	<b>20</b>	<b>30</b>	<b>40</b>	<b>50</b>	<b>60</b>	<b>70</b>	<b>80</b>	<b>90</b>	<b>100</b>
<b>Chloroforme</b>	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<b>Acétone</b>	/	/	+	+	+	+	+	+	+

## Résumé

L'objectif de la présente étude est d'évaluer l'activité antibactérienne des composés phénoliques extraits à partir de trois espèces d'algues marines : *Ulva intestinalis*, *Ulva lactuca* et *Halopteris scoparia* de la côte de Bejaia en utilisant différents solvants. Les teneurs les plus élevées en composés phénoliques totaux sont obtenues par les extraits méthanoliques et éthanoliques pour les trois espèces d'algues à savoir : *Ulva intestinalis* (0,0125 et 0,0069mg Eq Cat/g de poudre sec), *Ulva lactuca* (0,020 et 0,016mg Eq Cat/g de poudre sec) et *Halopteris scoparia* (0,0035mg Eq Cat/g de poudre sec), les plus faibles teneurs en ces composés sont obtenues par l'hexane et le chloroforme avec 0,0016 et 0,0007mg Eq Cat/g de poudre sec pour *Ulva intestinalis* et l'acétone avec 0,0028 et 0,0006mg Eq Cat pour *Ulva lactuca* et *Halopteris scoparia*. L'activité antibactérienne des extraits d'algues montre que la plupart des souches bactériennes testées sont sensibles aux extraits des trois algues étudiées. Une activité antibactérienne importante est notée pour les deux algues vertes *Ulva intestinalis*, *Ulva lactuca* qui sont actives vis-à-vis de toutes les souches bactériennes testées. Les extraits de l'algue brune *Halopteris scoparia* ont montré une activité seulement à l'égard des bactéries à Gram positif. Les deux algues *Ulva lactuca* et *Halopteris scoparia* possédant un effet bactéricide vis-à-vis du SARM, *E.coli*, *Bacillus subtilis* et *Pseudomonas aeruginosa* par contre *Ulva intestinalis* possède un effet bactériostatique à l'égard du SARM et *E.coli*. Les algues vertes se sont avérées être les plus riches en composés bioactifs.

**Mots clés :** activité antibactérienne, algues marines, composés phénoliques, extraction et dosage.

---

## Abstract

The aim of the present study is to evaluate the antibacterial activity of phenolic compounds extracted from three species of seaweeds *Ulva intestinalis*, *Ulva lactuca* and *Halopteris scoparia* of the coast of Bejaia by using different solvents. High levels of total phenolic compounds were obtained by methanolic and ethanolic extracts for the three species of algae namely *Ulva intestinalis* (0.0125 and 0.0069 mg Eq Cat / g dry powder), *Ulva lactuca* (0.020 and 0.016 Cat mg eq / g dry powder) and *Halopteris scoparia* (0.0035 Cat mg eq / g dry powder), the lowest levels of these compounds were obtained by hexane and chloroform with 0.0016 and 0.0007 mg Eq cat / g of dry powder for *Ulva intestinalis* and acetone with 0.0028 and 0.0006 mg Eq Cat for *Ulva lactuca* and *Halopteris scoparia*. The antibacterial activity of seaweed extracts showed that most tested bacterial strains were sensitive to extracts for the three algae studied. A significant antibacterial activity was noted for both green algae *Ulva intestinalis* & *Ulva lactuca* which are active against all the bacterial strains tested. extracts of the brown seaweed *Halopteris scoparia* are active only against Gram-positive bacteria. Both algae *Ulva lactuca* and *Halopteris scoparia* with a bactericidal effect against *MRSA*, *E.coli*, *Bacillus subtilis* and *Pseudomonas aeruginosa* against by *Ulva intestinalis* has a bacteriostatic effect against *MRSA* and *E.coli*. Green algae are the richest in bioactive compounds.

**Keywords:** Antibacterial activity, seaweed, phenolics, extraction and assay.

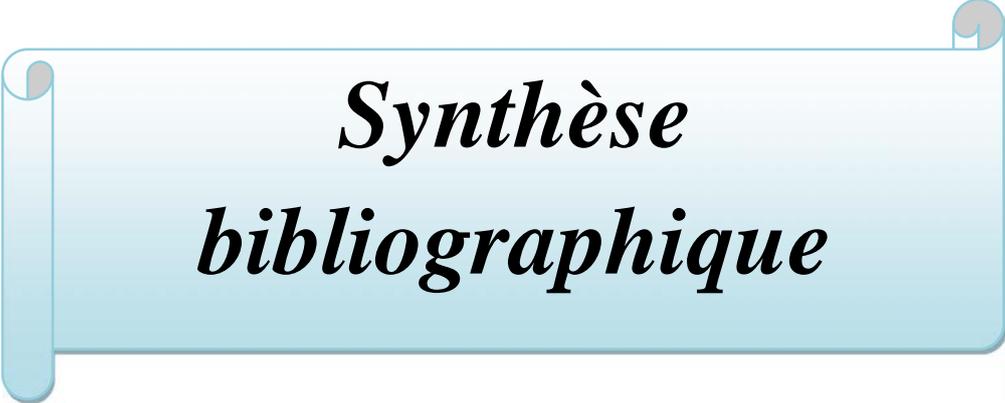




# ***Introduction***



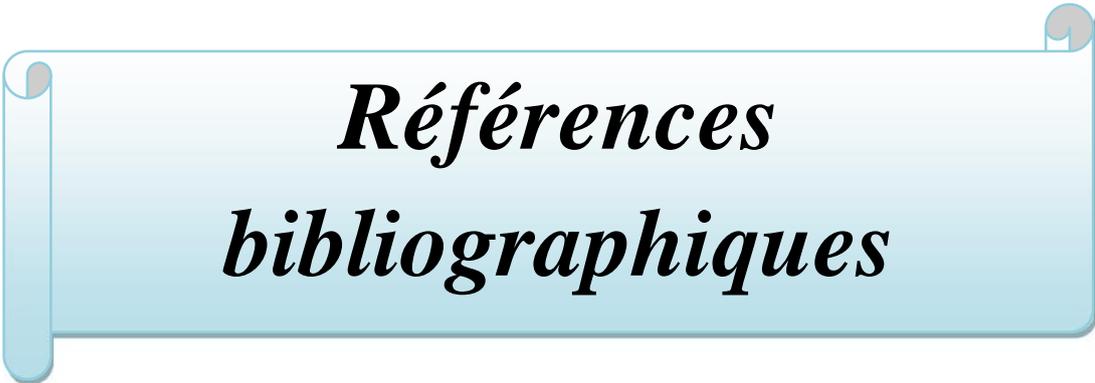
# ***Sommaire***



*Synthèse  
bibliographique*

# *Matériel et méthodes*

## *Résultats et discussion*



*Références  
bibliographiques*



# ***Annexes***



# ***Conclusion***