

**Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie**  
**Département de Microbiologie**  
**Filière : Sciences biologiques**  
**Spécialité : Biotechnologie Microbienne**



Mémoire de Fin de Cycle  
En vue de l'obtention du diplôme

## **MASTER**

### *Thème*

**Etude comparative de l'activité  
antimicrobienne des extraits éthanolique et  
méthanolique d'algues marines**

Présenté par :

**DJILALI SAMIR & KHEROUNI NABILA**

Soutenu le : **13 Juin 2016**

Devant le jury composé de :

Mr	MOUSSAOUI B.	MAA	Président
M <sup>me</sup>	IDRES KERAMANE B	MAA	Encadreur
M <sup>me</sup>	SAIDANI K.	MAA	Examinatrice

**Année universitaire : 2015 / 2016**

# Remerciements

*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 orientation et ses encouragements qui nous ont*

*Permis de mener à bien ce travail.*

*Nos vifs remerciements s'adressent au M<sup>r</sup> MOUSSAOUI B .qu'il nous a fait honneur par sa présence en qualité de président de jury et M<sup>me</sup> SAIDANI K.*

*Nos vifs remerciements s'adressent aux techniciens et aux ingénieurs de laboratoire du bloc 12 pour leurs très grandes aides, disponibilité et leurs gentillesse, aux secrétaires de notre département de Microbiologie, ainsi qu'aux techniciennes de l'animalerie,*

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

*Un grand merci à tous !*

# Dédicaces

*Je dédie ce modeste travail*

*A mes très chers parents qui ont toujours été là pour moi, et qui m'ont donné l'amour et de la force et dont je suis fière et reconnaissante d'avoir comme parent.*

*A ma chère sœur Fatima.*

*A mes chères frères : Fayçal et et Khaled.*

*A toi Hayatte*

*A mes oncles et mes tantes.*

*A mes cousins et cousines.*

*A toute la famille KHEROUNI et FRISSOU.*

*A mes chères amies : Kahina, Soraya, Kenza, Khalissa, Sabiha, Nawal , Yassmina, Fouzia.*

*Et bien sur mon collègue Samir, je te souhaite tout le bonheur et la réussite.*

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

*Toute la section Microbiologie Appliquée (LMD)*

Nabila

# Dédicaces

*Je dédie ce modeste travail*

*A mes très chers parents qui ont toujours été là pour moi, et qui m'ont donné l'amour et de la force et dont je suis fière et reconnaissant d'avoir comme parent.*

*A mes chères sœurs Lynda, Samira et Yasmina.*

*A mon frère : Yacine.*

*A mes oncles et mes tantes.*

*A mes cousins et cousines.*

*A toute la famille DJILALI et NEDJAR.*

*A mes chères amies : Samir, Yacine, Mourad, Jugo, Hichem, Leila, Nawal, Samia, Yasmina.*

*Et bien sur ma collègue Nabila, je te souhaite tout le bonheur et la réussite.*

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

*Toute la section Microbiologie Appliquée (LMD)*

Samir

## Liste des tableaux

<b>Tableau I :</b> Classification des macroalgues .....	4
<b>Tableau II :</b> Souches bactériennes et fongique utilisées.....	13
<b>Tableau III :</b> Concentration minimales inhibitrices des extraits d'algues étudiées sur milieu liquide (en mg /ml).....	28
<b>Tableau VI :</b> Extrait d' <i>Ulva intestinalis</i> / <i>E.coli</i> (CMB).....	29
<b>Tableau V :</b> Extrait d' <i>Ulva intestinalis</i> / <i>SARM</i> (CMB).....	29
<b>Tableau VI :</b> Extrait d' <i>Ulva intestinalis</i> / <i>Candida albicans</i> (CMB).....	29
<b>Tableau VII :</b> Extrait d' <i>Ulva lactuca</i> / <i>SARM</i> (CMB).....	29
<b>Tableau VIII :</b> Extrait <i>Halopteris scoparia</i> / <i>E.coli</i> (CMB).....	29
<b>Tableaux IX :</b> Extrait <i>Halopteris scoparia</i> / <i>SARM</i> (CMB).....	30
<b>Tableau :</b> Concentration minimales inhibitrices des composés phénoliques d' <i>Ulva intestinalis</i> .....	31
<b>Tableau VI :</b> Concentration minimales inhibitrices des composés phénoliques d' <i>Ulva lactuca</i> .....	31
<b>Tableau VII :</b> Concentration minimales inhibitrices des composés phénoliques de <i>Halopteris scoparia</i> .....	32
<b>Tableau VIII:</b> Concentration minimales inhibitrices des composés phénoliques de <i>Padina pavonica</i> .....	32

## Liste des figures

<b>Figure 1 :</b> Structure de polymères de phloroglucinol .....	6
<b>Figure 2 :</b> Protocole d'extraction des composés phénoliques .....	9
<b>Figure 3 :</b> Protocole du dosage des composés phénoliques totaux .....	12
<b>Figure 4 :</b> Taux d'extraction des composés phénoliques des cinq espèces.....	17
<b>Figure 5 :</b> Teneur en composés phénoliques totaux de cinq espèces .....	19
<b>Figure 6 :</b> Activité antibactérienne des différents extraits d'algues vis-à-vis d' <i>E. Coli</i> .....	21
<b>Figure 7 :</b> Activité antibactérienne des différents extraits d'algues vis -à -vis de <i>SARM</i> .....	22
<b>Figure 8 :</b> Activité antifongique des différents extraits vis-à-vis de <i>Candida albicans</i> .....	24
<b>Figure 9 :</b> Photographies de quelques zones d'inhibition obtenues par les extraits méthanoliques et éthanoliques des algues marines étudiées.....	26
<b>Figure 10 :</b> photographie d'une microplaque illustrant la concentration minimale inhibitrices de quelques extrait ( <i>Ulva intestinalis</i> , <i>Ulva lactuca</i> , <i>Padina pavonica</i> et <i>Cystoseira méditerranée</i> ).....	27

## Liste des abréviations

**ATCC**: American Type Culture Collection

**CMI** : Concentration Minimal Inhibitrice

**CMB** : Concentration Minimal Bactéricide

**SARM** : Staphylococcus aureus Résistante à Méthécilline

**UAMB** : Université Abderrahmane Mira Béjaia

**UFC** : Unité Formant Colonie

**UV** : Ultra Violet

**T** : Temoin

**AG** : Acide gallique

# Sommaire



# Sommaire

<b>Introduction</b> .....	1
---------------------------	---

## Synthèse bibliographique

<b>I. Généralités sur les algues marines</b> .....	3
<b>I.1. Définition</b> .....	3
<b>I.2. Composition chimique</b> .....	3
<b>I.3. Classification des macroalgues</b> .....	4
<b>I.4. Utilisation des algues</b> .....	5
<b>II. polyphénols</b> .....	5
<b>II.1. Tannins</b> .....	6
<b>II.1.1. Phlorotannins</b> .....	6
<b>III. Activité antimicrobienne des algues marines</b> .....	7

## Matériels et méthodes

<b>I. Matériel végétal</b> .....	9
<b>II. Extraction des composés bioactifs</b> .....	11
<b>II.1. Détermination du rendement</b> .....	13
<b>III. Dosage des composés phénoliques</b> .....	13
<b>IV. Etude de l'activité antimicrobienne des extraits d'algues</b> .....	16
<b>IV.1. Souches cibles</b> .....	16
<b>IV.2. Préparation des inocula</b> .....	18
<b>IV.3. Réalisation des tests d'activité antimicrobienne</b> .....	19
<b>V. Détermination des concentrations minimales inhibitrices sur milieu liquide (CMI)</b> .....	19
<b>V1. Détermination des concentrations minimales bactéricides (CMB)</b> .....	20

<b>VII. Etude statistique.....</b>	<b>20</b>
------------------------------------	-----------

## **Résultats et discussion**

<b>I.Taux d'extraction et dosage des composés phénoliques.....</b>	<b>21</b>
<b>I.1. Taux d'extraction des composés phénoliques.....</b>	<b>21</b>
<b>I.2. Dosage des composés phénoliques.....</b>	<b>23</b>
<b>II. Activité antimicrobienne.....</b>	<b>24</b>
<b>II.1. Antibiogramme.....</b>	<b>24</b>
<b>II.1.1. Activité antibactérienne des différents extraits d'algues vis-à-vis d'<i>E. coli</i>.....</b>	<b>25</b>
<b>II.1.2. Activité antibactérienne des différents extraits d'algues vis-à-vis de SARM ....</b>	<b>26</b>
<b>II.1.3. Activité antifongique des différents extraits d'algues vis-à-vis de <i>Candida albicans</i>.....</b>	<b>28</b>
<b>II.2. Détermination des concentrations minimales inhibitrices (CMI) et des concentrations minimales bactéricides (CMB).....</b>	<b>30</b>
<b>Conclusion.....</b>	<b>34</b>

### **Références bibliographiques**

### **Annexes**



# Introduction

# Introduction

---

La terre est la planète bleue où l'eau recouvre plus de 70% de sa surface. Elle abrite des organismes marins riches en composés doués d'activités biologiques, présentant une énorme ressource de nouveaux composés (Yong et al., 2011). Beaucoup d'extraits isolés à partir des organismes marins présentent une potentialité pharmacologique, bien supérieure à celle de produits naturels provenant d'organismes terrestres (Blunt et al., 2012). Parmi les organismes marins, les algues, forment la principale végétation des mers et des océans. Elles sont représentées par un nombre considérable de familles du sous-règne thallophyta (Sirbu et al., 2006). Elles sont regroupées en trois divisions à savoir Chlorophyta, Phaeophyta et Rhodophyta (Adaikalaraj et al., 2012).

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).

L'augmentation de la résistance des microorganismes aux agents antimicrobiens utilisés, est due à l'usage abusif et inapproprié des antibiotiques, ceci pose à l'heure actuelle de très sérieux problèmes. En effet, les maladies causées par les microorganismes sont de plus en plus difficiles à traiter par les médicaments existants (Orhan et al., 2010). Ainsi les scientifiques, se sont orientés vers la recherche de nouvelles sources, notamment les végétaux qui ont toujours constitué une source de composés bioactifs d'origine naturelle (Keita et al., 2004). L'activité antimicrobienne des algues marines est considérée comme un indicateur de leur capacité à synthétiser des métabolites secondaires bioactif (Davies et beukes, 2004).

L'objectif de ce travail est l'évaluation de l'activité antimicrobienne des extraits de cinq espèces d'algues marines : *Ulva lactuca*, *Ulva intestinalis*, *Halopteris scoparia*, *Padina pavonica* et *Cystoseira méditerranée* de la cote de Bejaia.

❖ La première partie de ce document est consacrée à une synthèse bibliographique sur les algues marines.

❖ La seconde partie est consacrée à la partie expérimentale, à savoir :

- Extraction des composés phénoliques à partir des espèces d'algues marines récoltées ;
  - Dosage des composés phénoliques de ces extraits ;
  - Evaluation de leurs activités antimicrobiennes.
- ❖ Enfin la troisième partie présente les résultats obtenus ainsi que leur discussion.

# Synthèse bibliographique

## I. Généralité sur les algues

### I.1. Définition des algues

Le mot algue vient du latin *Alga*, elles font partie des premières espèces vivantes, notamment des premiers végétaux apparus après les débuts de la vie (**Donadieu & Basire, 1985**).

Les algues sont des organismes aquatiques qui vivent naturellement dans nos plans d'eau, elles sont capables de produire leur propre matière organique par photosynthèse. Dépourvus de racines, de tiges et de feuilles, mais possédant de la chlorophylle ainsi que d'autres pigments accessoires pour réaliser la photosynthèse productrice d'oxygène. La plupart des algues se développent en milieu aquatique d'eau douce, saline ou saumâtre, sur les rochers humides, ou sur un sol mouillé mais certaines sont terrestres et sont capables de se développer sur le sol ou sur le tronc des arbres (**Bergbauer & Humberg, 2000**).

Les algues sont divisées en deux grandes catégories : les microalgues (invisibles à l'œil nu situées dans le plancton comme les cyanobactéries) et les macroalgues sur lesquels nous nous baseront pour la suite (visible à l'œil nu, croissent surtout dans les eaux peu profondes constituées d'algues vertes, brunes et rouges) (**kornprobst, 2005**). De nombreux facteurs aussi bien physiques que chimiques influencent sur les algues : la salinité, la profondeur, la lumière, le substrat et l'émersion (**Ozenda, 2000**).

### I.2. Composition chimique des algues

Les macroalgues sont significativement différentes des plantes terrestres selon leur composition chimique, physiologique ainsi que leurs caractéristiques morphologiques (**Jung et al., 2013**).

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 (A, B<sub>1</sub>, B<sub>9</sub>, B<sub>12</sub>, C, D et E), acide gras polyinsaturés, ainsi que des composés bioactifs tels que les composés phénoliques (**Dhargalkar & pereira, 2005**).



### I.3. Classification des macroalgues

Selon leur pigmentation, les macroalgues sont classées en trois groupes : les chlorophycées, les rhodophycées et les phéophycées ( **Nabors, 2009**). (Tableau 01).

**Tableau 01** : Classification des macroalgues.

<b>Embranchement (Règne)</b>	<b>Nom commun</b>	<b>Pigments</b>	<b>Références</b>
Chlorophycophytes	Algues vertes	Chlorophylle (a,b) Xanthophylles $\alpha$ - $\beta$ - $\gamma$ - Carotènes	<b>(Bourrelly, 1966)</b>
Phéophycophytes	Algues brunes	Chlorophylle (a,c) Xanthophylles $\beta$ -Carotènes fucoxanthine	<b>(Gayral, 1975)</b>
Rhodophycophytes	Algues rouges	Chlorophylle (a rarement d) Xanthophylles $\alpha$ - $\beta$ -Carotènes, Zéaxanthine,  Phycocyanine C, Phycoérythrine	<b>(Ozenda, 2000)</b>

### I.4. Utilisation des algues

#### ➤ En industrie agroalimentaire

Les phycocolloïdes sont des substances extraites d'algues ayant des propriétés gélifiante, épaississante et stabilisante (**Borvon, 2007**).

#### ➤ En pharmaceutiques et en cosmétiques

De nombreuses spécialités pharmaceutiques intègrent dans leur formulation des colloïdes algaux comme excipients (sirops, enrobage des pilules et dragées) (**Person, 2010**).

Les extraits d'algues présentent également des propriétés anti-UV et anti oxydantes qui sont utilisés dans différentes crèmes pour la peau (**Poirier, 2012**).

#### ➤ En agriculture et en alimentation

Les algues sont utilisées directement sur la terre pour enrichir en sels minéraux, ou utiliser ces extraits comme bioengrais (**Dabouineau, 2004**).

Les algues non toxiques sont utiliser en alimentation directe (légumes, consommé cru ou cuit). (**Lesueur, 2012**).

#### ➤ Autres utilisations

Les algues sont utilisées dans différents domaines: fabrication des colles, peintures, isolants thermiques et biocarburants (**Bastide, 2006**).

## II. Composés phénoliques des algues marins

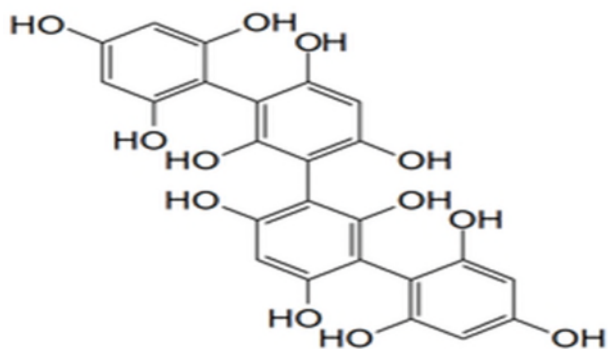
Les algues marines contiennent des polyphénols. Ces derniers constituent un groupe très hétérogène de molécules selon leur structure et leur degré de polymérisation, fournissant ainsi une grande variété d'activités biologiques potentielles (**Nagai & Yukimoto, 2003**).

## II.1. Tannins

Les tannins sont des polyphénols naturels qui, à l'origine, sont connus pour leur capacité à précipiter les alcaloïdes et les protéines, les plus importants que l'on retrouve chez les algues sont les phlorotannins (Tuney *et al.*, 2006).

### II.1.1. Phlorotannins

Chez les algues brunes (Phéophycée), le seul groupe de tannins présent est représenté par les phlorotannins. Il s'agit de polymères de phloroglucinol (1,3,5-trihydroxybenzene) (Figure 1). Ils peuvent constituer jusqu'à 15% du poids sec des algues brunes (Cheriot, 2007).



**Figure 1:** Structure d'un polymères de phloroglucinol (Nakamura *et al.*, 1996).

## IV. Activité antimicrobienne des algues

Les polyphénols, caroténoïdes et les phycoérythrines sont doués d'activités antimicrobiennes importantes et diverses, Les sites et le nombre des groupements hydroxyles sur les composés phénoliques sont supposés être reliés à leur relative toxicité envers les microorganismes (Macheix *et al.*, 2005).

Les polyphénols exercent leurs effets antimicrobiens sur la membrane cytoplasmique en altérant sa structure et en causant un changement dans le transport des ions, en formant des complexes avec les protéines extracellulaires, ou en inhibant les enzymes empêchant ainsi l'utilisation des substrats pour la production d'énergie (Fleurentin *et al.*, 2002).

la pénétration des tanins à l'intérieure de la cellule bactérienne inhibe la synthèse de la paroi cellulaire est provoqué des réactions avec un ou plusieurs

composants intracellulaires (**Schmelzer & Gurib, 2013**). Les interactions des phlorotanins avec des protéines bactériennes peuvent jouer un rôle important dans leur action bactéricide (**Boukhobza & Goetz, 2014**).

Les phlorotanins possèdent un large spectre et une forte activité antimicrobienne par rapport aux autres polyphénols, ils ont la capacité de supprimer un bon nombre de facteurs de virulence microbienne telle que l'inhibition de la formation de biofilms, la réduction de l'adhésion aux ligands de l'hôte et la neutralisation des toxines bactériennes (**Pérez, 1997**).

# Matériel et méthodes

### I. Matériel végétal

Les algues marines faisant l'objet de cette étude sont au nombre de cinq. Deux Chlorophycophytes (*Ulva intestinalis* et *Ulva lactuca*) et trois phéophycophytes (*Halopteris scoparia*, *Padina pavonica* et *Cystoseira méditeranea*). Ce sont des algues très communes sur les côtes méditerranéennes.

Pour cette étude nous avons travaillé sur des algues conservées à -80°C. Les photographies des espèces d'algues marines utilisées sont présentées dans le tableau 1 d'annexe II avec une description de ces espèces.

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 fine. Le broyât est tamisé, permettant l'obtention d'une poudre fine à particules de granulométrie inférieure à 63 µm. Les poudres sont mises dans des sachets 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 bioactifs.

## II. Extraction des composés phénolique

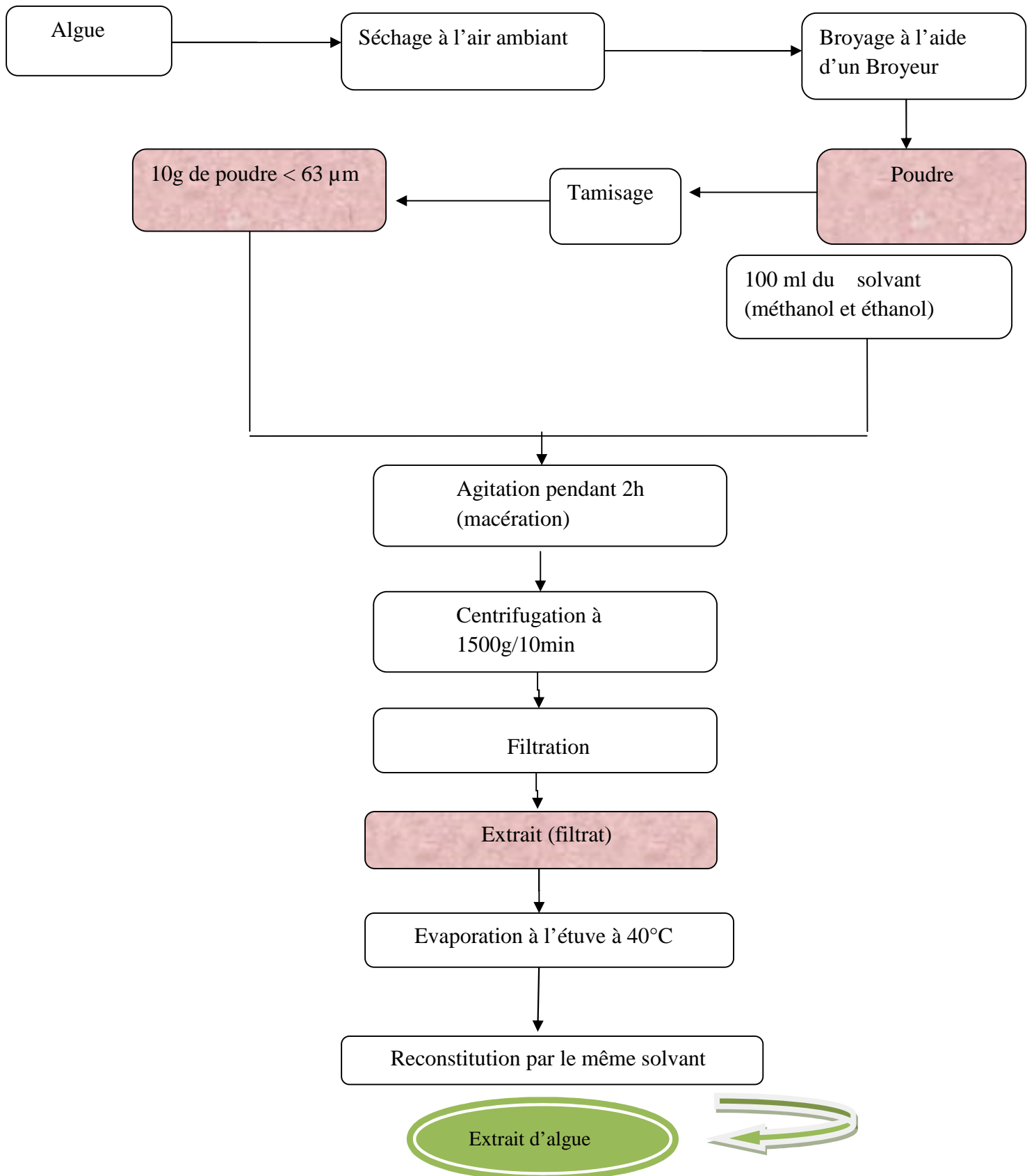


Figure 2 : Protocole d'extraction des composés phénoliques (Cox et al., 2010).

### 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 :

$$RE\% = (P1 - p0) / E \times 100$$

P0 → Poids du bécher vide (mg).

P1 → Poids du bécher après évaporation (mg).

E → Poids de l'échantillon (mg).

RE% → Rendement d'extraction exprimé en pourcentage.

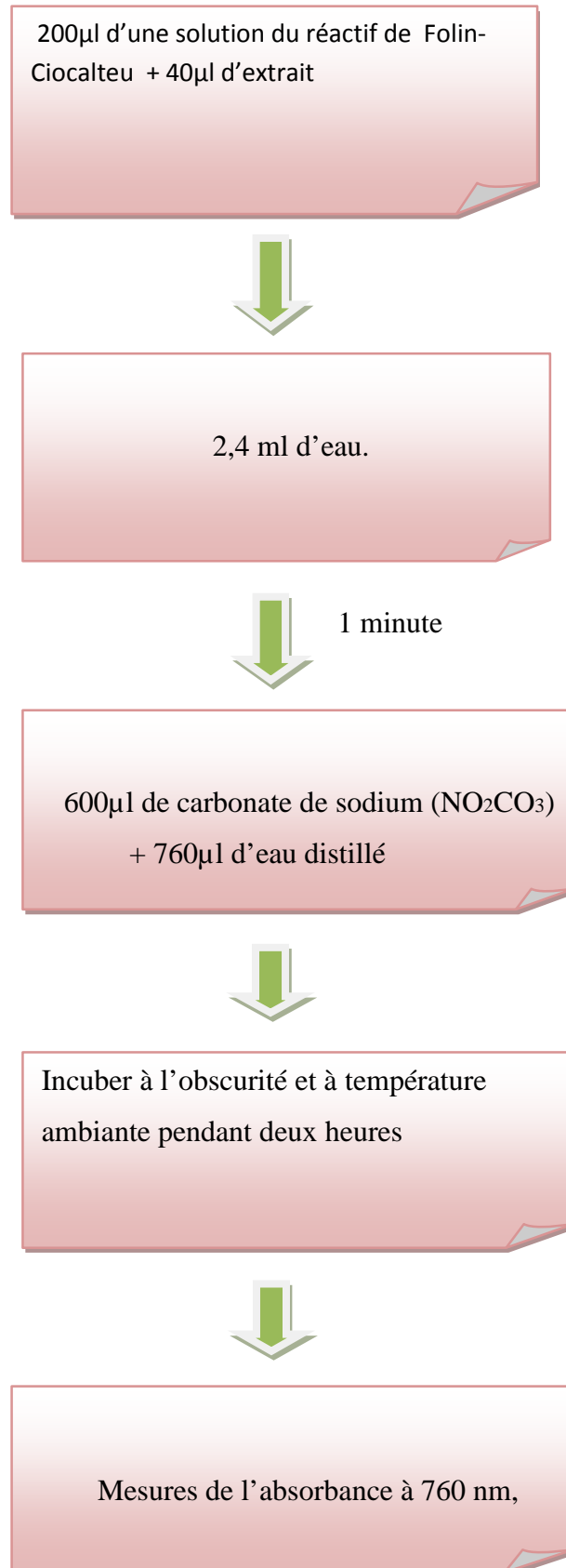


### III. Dosage des composés phénoliques

#### 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 dérivé de la méthode de **Owen & 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 de 760 nm est proportionnelle à la quantité de polyphénols présents dans les extraits végétaux (**Ribereau-Gayon et al., 1968**).

L'acide gallique est utilisé comme standard pour réaliser la courbe d'étalonnage (annexe I).



**Figure 3** : Protocole du dosage des composés phénoliques totaux (Kuda *et al.*, 2005).

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

### IV.1. Souches cibles

Les germes qui ont fait l'objet des tests antimicrobiens sont au nombre de 3, deux bactéries et un champignon, ces germes sont fournis standardisés par le Laboratoire de Microbiologie Appliquée de L'UAMB. Le tableau III illustre les souches utilisées.

**Tableau II:** Souches bactériennes et fongique utilisées.

Souches	Références
<i>Escherichia coli</i>	ATCC 25922
<i>Staphylococcus aureus</i> (SARM)	ATCC 43300
<i>Candida albicans</i>	ATCC 10231

**ATCC:** Américain Type Culture Collection.

**SARM :** *Staphylococcus aureus* Résistant à la Méthicilline

Les caractères morphologiques, biochimiques et pouvoir pathogènes des souches microbiennes sont présentés dans le Tableau 2 d'annexe II.

#### IV.2 .Préparation des inocula

L'activité de tout agent antimicrobien dépend de la densité de la suspension cellulaire de la souche cible utilisée, ou la nécessité de standardiser l'inoculum bactérien.

Etant donné que les souches ont été fournies standardisé nous avons simplement procédé à la vérification de la standardisation

Pour cela, les souches microbiennes ont été ré-isolées sur gélose nutritive.

A partir de souche jeune (18h à 24h) un prélèvement de colonies est effectué, et disposé dans 5ml d'eau physiologique. La standardisation a été effectuée en se basant sur un nombre et un type de colonie précis, le nombre de colonie prélevé pour chaque souche est comme suit :

- SARM 07 petites colonies.
- *E. coli* 07 colonies moyennes.
- *Candida albicans* 5 colonies moyennes.

Ensuite une série de dilution décimal est réalisée dans de l'eau physiologique stérile ( $10^{-1}$  à  $10^{-9}$ ), un volume de 1ml est prélevé de chaque dilution et, estensemencé en masse sur gélose nutritive (3 boîtes), après incubation à 37°C pendant 24h, un dénombrement est réalisé. La concentration bactérienne en UFC/ml est obtenue par l'application de la loi suivante :

$$N = \frac{\sum C}{(V \times 1,1d)}$$

$\sum C$	Somme des colonies comptées sur les deux boites retenues
V	Volume de l'inoculum (1 mL dans la masse/0,1 mL en surface)
d	Dilution correspondant à la première boîte retenue, avec l'inoculum le moins dilué

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

Les activités antimicrobiennes 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). Le milieu gélosé Mueller-Hinton a étéensemencé 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 gélose ensemencée et ont été immédiatement imprégnés par 20 $\mu$ l de chaque extrait, à une concentration de 100mg /ml. Par la suite les boites sont mises à diffuser à 4°C/2h. Le méthanol et l'éthanol ont été utilisés comme témoins négatifs.

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

La détermination des CMI des extraits des algues étudiées vis-à-vis des trois souches testées 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). La procédure est comme suit :

- ✎ 165  $\mu$ l de bouillon Muller-Hinton.
- ✎ 30 $\mu$ l des différentes concentrations des extraits allant de 10mg/ml à 100mg/ml ont été déposés dans chaque puits.
- ✎ Chaque puits est ensuite ensemencé par 5 $\mu$ l de la suspension microbiennes de densité  $10^7$  UFC/ml.
- ✎ Les microplaques ont été incubées à 37°C pendant 24h.

Dans ce test deux témoins sont réalisés :

- ✓ Témoin négatif : 165 $\mu$ l de bouillon Muller-Hinton + 30 $\mu$ l des différentes concentrations des extraits + 5 $\mu$ l l'eau physiologique.
- ✓ Témoin positif : 165 $\mu$ l de bouillon Muller-Hinton + 5 $\mu$ l de l'inoculum + 30 $\mu$ l des différentes concentrations des solvants (éthanol, méthanol).

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

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

Des boites des pétri sont coulées par de la gélose nutritive et sontensemencées à partir des puits ou aucune croissance n'est observée. La CMB est définie comme étant la plus petite concentration aboutissant à une destruction notable des bactéries (0,01% de survivant) (Meyer et al., 1994).

### **VII. Etude statistique**

Toutes les données de la présente étude sont représentées sous forme de moyennes des 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 GraphPadPrism. Des différences significatives ( $p < 0,05$ ) entre les moyennes sont déterminées par le test LCD (Low Significant Difference).

# Résultats et discussion

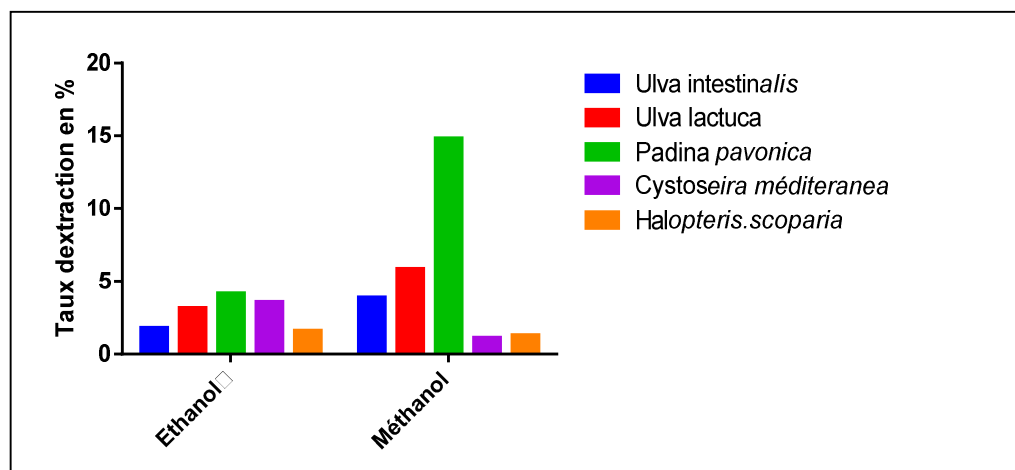
## Résultats et discussions

Dans ce présent travail nous avons évalué le taux d'extraction, le taux de composés phénoliques, ainsi que l'activité antimicrobienne des extraits éthanoliques et méthanoliques de cinq espèces d'algues marines (*Ulva lactuca*, *Ulva intestinalis*, *Halopteris scoparia*, *cystoseira méditerranéenne* et *Padina pavonica*) qui sont testés vis-à-vis de deux bactéries (*Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus* résistant à la méthicilline) et une levure (*Candida albicans*).

### 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 cinq espèces d'algues marines étudiées par les deux solvants sont représentés dans la (figure 4).



**Figure 4 :** Taux d'extraction des composés phénoliques des cinq espèces.

De meilleurs taux d'extraction ont été enregistré pour les extraits méthanoliques, avec *Padina pavonica* 14,81% *Ulva lactuca* 5,85% et *Ulva intestinalis* 3,88% par rapport aux extraits éthanolique 4,15%, 3,14% et 1,8% pour les mêmes espèces respectivement.

Le taux d'extraction en composés phénoliques pour les extraits éthanoliques de *Cystoseira méditerranéenne* 3,58% et *Halopteris scoparia* 1.59% sont élevé par apport aux taux des mêmes extraits méthanolique 1.1% et 1.3%, respectivement.



**Sabeena Farvin et al. (2013)** ont travaillé sur les extraits éthanolique d'*Ulva intestinalis* et ont obtenu un rendement de 11.7%. Ce taux est supérieur à ceux que nous avons enregistrés pour la même espèce d'algues avec le même solvant à savoir 1.8%. Cette différence peut être due aux conditions d'extraction qu'ils ont utilisée à savoir : la durée de macération qui était de 24h et la concentration par le rotavapeur à 40°C.

En effet **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 avec un intervalle de température allant de 50 à 200°C

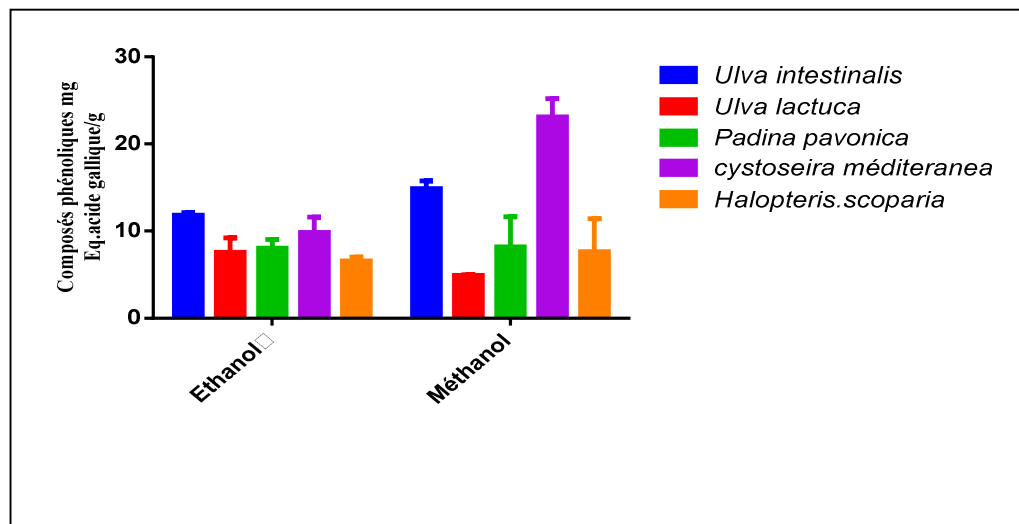
En comparant le taux d'extraction des extraits méthanoliques de deux espèces d'algues vertes *Ulva compressa* et *Ulva tubulosa* étudiées par **Ganesan et al., (2011)**, qui ont révélés des taux d'extraction de 7.67% et 6% respectivement, par rapport aux taux d'extraction obtenus pour nos extraits méthanoliques d'algues vertes *Ulva intestinalis* 3.88% et *Ulva lactuca* 5.85%, nous remarquons que les taux sont légèrement élevés, cela peu être due à la méthode d'extraction utilisée qui est le soxhlet.

**Devi et al. (2008)** ont enregistré un taux d'extraction de 3,5% dans un extrait méthanolique de l'algue brune *Padina gymnospora*. Ce taux d'extraction est inferieur à celui qu'on a trouvé pour *Padina pavonica* 14.81%.

D'après les résultats obtenus on constate que l'extrait méthanolique de *Padina pavonica* a révélé un taux d'extraction significativement élevé par rapport aux autres études. Le taux d'extraction ainsi que la nature des composés extraits diffère d'une étude à l'autre, ils sont influencés par les conditions de l'extraction, à savoir le type de solvant, la taille des particules, l'état du matériel végétal et les conditions thermiques de l'extraction (**Chavan et al., 2000**). Le temps de macération et le volume du solvant sont aussi des paramètres qui affectent le taux d'extraction (**Eloff, 1998; Hayouni et al., 2007**).

## I.2. Dosage des composés phénoliques

Les résultats de la teneur en composés phénoliques des cinq algues étudiées exprimés en milligramme équivalent acide gallique par gramme de d'extrait (mg EAG/g d'extrait), sont représentés dans la (figure 5).



**Figure 5 :** Teneur en composés phénoliques totaux des cinq espèces d'algues marines étudiées.

Les teneurs les plus élevées en polyphénols totaux sont obtenues par le méthanol pour les extraits de *Cystoseira mediterranea*  $23,1 \pm 2,10$  mg EAG/g d'extrait, *Ulva intestinalis*  $14,87 \pm 8,53$  mg EAG/ g d'extrait, par rapport aux extraits éthanoliques avec des taux de  $9,84 \pm 1,77$  mg EAG/ g d'extrait,  $11,80 \pm 0,33$  mg EAG / g d'extrait et  $8,04 \pm 0,99$  pour les mêmes espèces respectivement.

La teneur en composés phénoliques pour l'extrait éthanolique d'*Ulva lactuca*  $7,57 \pm 1,66$  mg EAG/g d'extrait est plus élevé par rapport à l'extrait méthanoliques de la même espèce  $4,9 \pm 0,1$  EAG/ g d'extrait

L'étude statistique n'a révélé aucune différence significative entre tous les extraits éthanoliques et méthanoliques ( $p > 0.05$ ) sauf pour *Cystoseira mediterranea* ( $P < 0.05$ ).

**Sabeena Farvin et Jacobsen (2013)**, ont trouvé que la valeur en polyphénols totaux de l'extrait éthanolique de l'algue verte *Ulva lactuca* est de  $2.26 \pm 0.07$  mg EAG/g qui est inférieure à celle que nous avons observé dans notre étude pour les deux espèces d'algue verte *Ulva intestinalis* et *Ulva lactuca* avec  $11,8 \pm 8,53$  mg EAG/g et  $7,57 \pm 1,66$  mg EAG/g

respectivement. Ces même auteurs ont aussi constaté que les extraits éthanoliques de deux algues brunes *Fucus Senatus* et *fucus vesiculosus* présentent des teneurs en polyphénols totaux de  $12\pm 0.09$  mg EAG/g et  $10.45$  mg EAG/g respectivement, ceci est supérieures à nos résultats des algues brunes *Cystoseira méditerranée*  $9,84\pm 1,77$  mg EAG/g, *Padina pavonica*  $8,04\pm 0,99$  mg EAG/g et *Halopteris scoparia*  $6,55\pm 0.44$  mg EAG/g. Ces différences peuvent être liées aux conditions environnementales et la saison de la récolte de ces algues marines. **Stirk et al. (2007)**

**Chandini et al. (2008)** ont obtenu la teneur de l'extrait méthanolique d'algue brune *turbinaria conoides* avec un taux de  $29.01$  mg EAG/g, supérieur à celui qu'on a observé pour les algues brunes *Padina pavonica*  $8,2\pm 3,43$  mg EAG/g *Cystoseira méditerranée*  $23,1\pm 2,10$  mg EAG/g et *Halopteris scoparia*  $7,65\pm 3,77$  mg EAG/g. Ces différences enregistrées peuvent être liées à des facteurs: extrinsèques (la profondeur, la lumière, la salinité, les nutriments et la pression des herbivores) et intrinsèques (type, âge et étape de reproduction) qui influence la production des composés phénoliques des algues marines (**Zubia et al., 2007**).

D'après les résultats obtenus on constate que la teneurs en polyphénols totaux de nos extraits éthanoliques sont presque tous similaire à part pour *Ulva intestinalis* qui se révèle être la plus riche, par contre pour les extraits méthanoliques il ya de grandes variations entre les espèces, et l'algue brune *cystoseira méditerranée* est la plus riche.

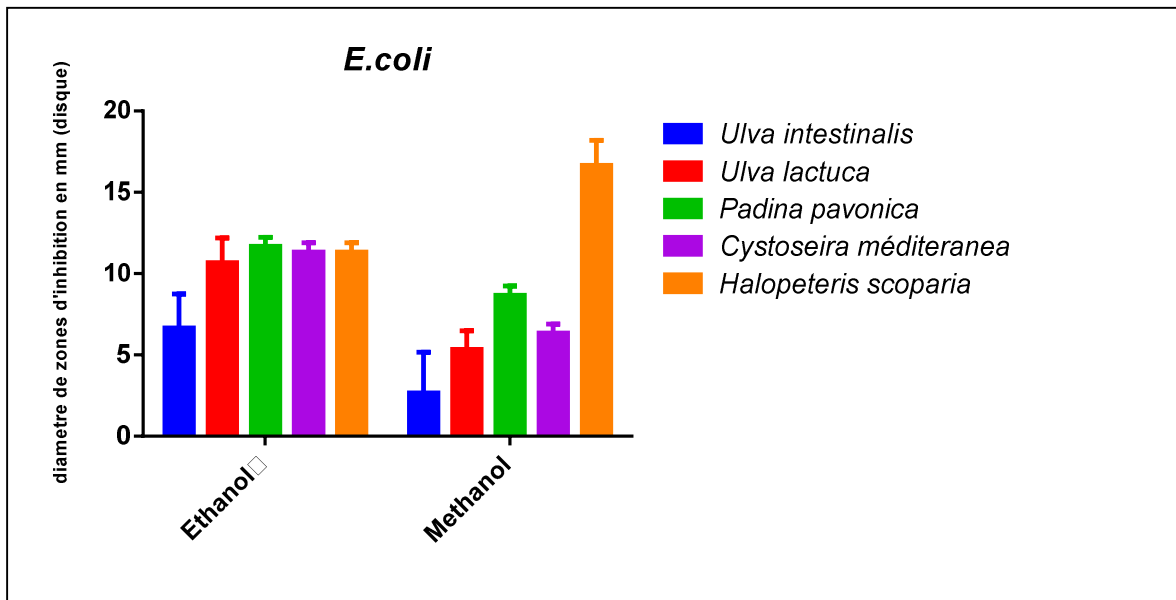
## II. Activité antimicrobienne

### II.1. Antibiogrammes

Dans cette étude, la méthode de diffusion sur milieu gélosé est utilisé pour étudier l'activité antimicrobienne des extraits éthanoliques et méthanoliques de cinq espèces d'algues marines. Tous les extraits sont testés vis-à-vis de deux bactéries (*Escherichia coli* et SARM) et une levure (*Candida albicans*)

Les résultats sont exprimés selon trois niveau d'activité : Résistant :  $D < 8$  mm, intermédiaire :  $15 \text{ mm} \geq D \geq 8$  mm et sensible :  $D > 15$  mm, où D : Diamètre des zones d'inhibition (**Bansemir et al., 2006**). Les diamètres des zones d'inhibition obtenues sont illustrés dans le tableau I, annexe IV.

### II.1.1. Activité antibactérienne des différents extraits d'algues vis-à-vis d'*E. coli*.



**Figure 6:** Activité antibactérienne des différents extraits d'algues vis-à-vis d'*E. coli*.

L'extrait méthanolique d'*Halopeteris scoparia* affiche la zone d'inhibition la plus importante avec  $16.6\text{mm} \pm 1.52$  sur tous les tests effectués.

Pour les autres extraits les diamètres des zones d'inhibition les plus élevés sont observés pour les extraits éthanoliques de *Padina pavonica*  $11.6 \pm 0.57\text{mm}$ , *Cystoseira méditeranea*  $11.3 \pm 0.57\text{mm}$  et *Ulva lactuca*  $10.6 \pm 1.52\text{mm}$  par rapport aux extraits méthanoliques  $8.6\text{mm} \pm 0.57$ ,  $6.3\text{mm} \pm 0.57$  et  $5.3\text{mm} \pm 1.15$ , des mêmes espèces respectivement.

L'étude statistique a montré une différence significative entre tous les extraits éthanoliques et méthanoliques ( $p < 0.05$ ) sauf pour *Padina pavonica* ( $P > 0.05$ ) vis-à-vis d'*E. coli*.

**Zbakh et al. (2012)** ont rapporté qu'*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 s'accordent avec ceux que nous avons obtenu.

**Tuney et al. (2006)** ont obtenu des résultats similaires aux nôtres, à savoir que l'extrait méthanolique d'*Ulva lactuca* a montré une activité antibactérienne assez faible avec une zone d'inhibition de  $5.3 \pm 1.15\text{mm}$ .

Chiheb et al. (2009) ont également noté que les deux extraits d'algues brune *Cystoseira tamariscifilia* et *padina pavonica* possédaient de faibles activités vis à vis d'*E.coli*, avec un diamètre égale à  $6.33\text{mm} \pm 0.51$ , ce qui est inférieur à nos résultats pour nos trois extraits éthanoliques et méthanoliques des algues brunes étudiées.

Plusieurs facteurs peuvent être à l'origine de la différence entre nos résultats et ceux obtenus dans des études antérieures. Parmi ces facteurs, la variabilité intraspécifique de la production de métabolites secondaires liée à des variations saisonnières (Karabay-Yavasoglu et al. 2007). Nos algues ont été récolté au printemps et cela influe sur leur composition en composés phénoliques. Plusieurs auteurs ont expliqué que les différences entre les résultats sont dues aux protocoles et aux solvants d'extraction (Shanmughapriya et al., 2008). Ainsi qu'à la différence des méthodes utilisées (Rajasulochana et al., 2009).

Nos résultats nous permettent de constater que l'extrait méthanolique d'*Halopteris scoparia* montre la meilleure activité antibactérienne à l'égard d'*E.coli* par rapport aux autres extraits éthanoliques et méthanoliques des algues étudiées.

### II.1.2. Activité antibactérienne des différents extraits d'algues vis-à-vis de SARM

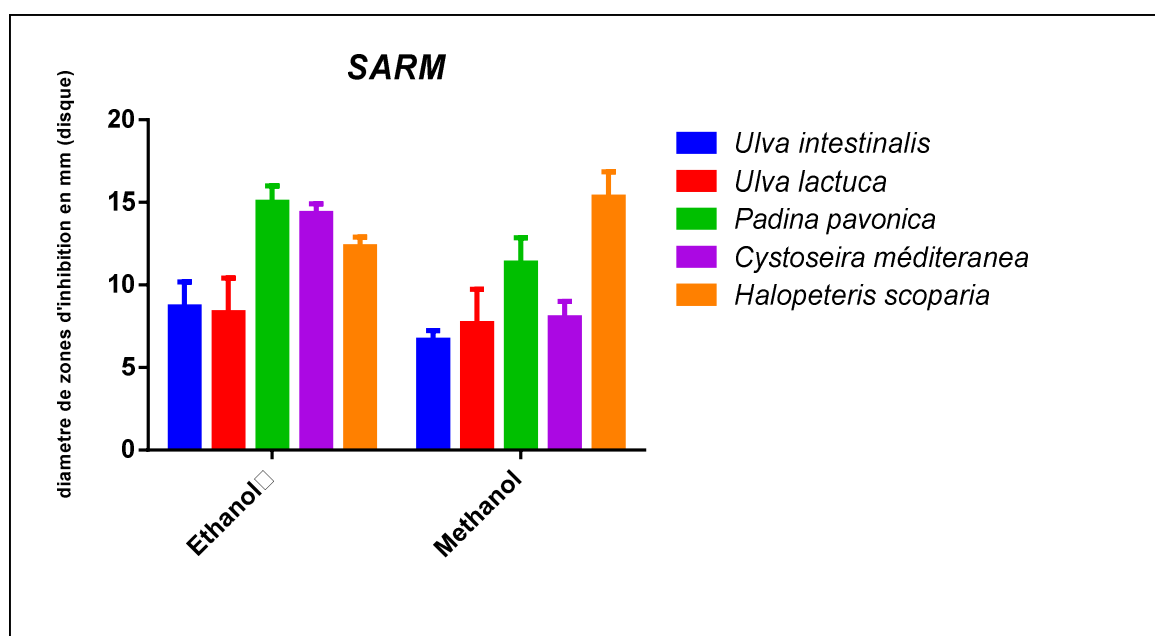


Figure 7 : Activité antibactérienne des différents extraits d'algues vis à vis de SARM.

L'extrait méthanolique d'*Halopteris scoparia* a enregistré la zone d'inhibition plus importante avec  $15.3\text{mm}\pm 1.52$  par rapport aux autres extraits éthanoliques et méthanoliques

Les diamètres des zones d'inhibition pour les extraits éthanoliques de *Padina pavonica*  $15\text{mm}\pm 1$ , *Cystoseira méditeranea*  $14.3\text{mm}\pm 0.57$ , *Ulva intestinalis*  $8.6\text{mm}\pm 1.52$  et *Ulva lactuca*  $8.3\text{mm}\pm 2.08$ , sont élevés par rapport aux extraits méthanoliques  $11.3\text{mm}\pm 1.52$ ,  $8\text{mm}\pm 1$ ,  $6.6\text{mm}\pm 0.57$  et  $7.6\text{mm}\pm 2.08$ , pour les mêmes espèces respectivement.

L'étude statistique n'a révélé aucune différence significative entre tous les extraits éthanoliques et méthanoliques ( $p > 0.05$ ) sauf pour *Cystoseira méditeranea* ( $P < 0.05$ ) vis-à-vis du *Staphylococcus aureus* résistant à la méthicilline (SARM).

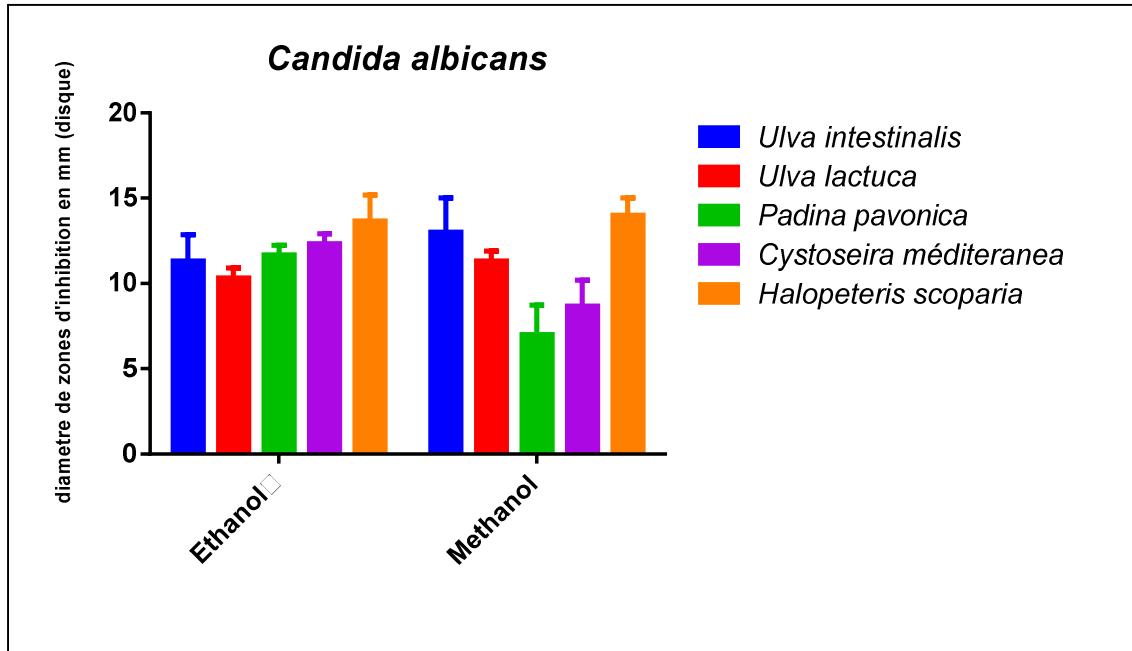
Les résultats obtenus pour les extraits éthanoliques et méthanoliques des algues vertes *Ulva intestinalis* et *Ulva lactuca* sont inférieurs aux résultats obtenus par **Younes et al. (2009)** qui ont constaté une activité des extraits d'algues vertes sur SARM avec des zones d'inhibition supérieures à 10mm. Cette différence peut être liée à la saison de la récolte ainsi qu'aux différentes étapes de la croissance de ces algues (**Adaikalaraj et al. 2012**).

**Younes et al. (2009)** ont travaillé sur deux algues brunes *Cystoseira humilis* et *C. bifurcata*, et ont montré qu'elles possédaient une bonne activité vis-à-vis de SARM avec un diamètre de zone d'inhibition supérieur à 15mm ces résultats concordent avec les nôtres pour les extraits éthanoliques et méthanoliques de *Cystoseira méditeranea*.

**Gonzalez Delval et al., (2001)**, ont rapporté que l'extrait éthanolique et méthanolique de *Padina pavonica* ne montrent aucune activité vis-à-vis de SARM, contrairement à nos résultats, dans lesquels nous avons constaté des zones d'inhibition supérieures à 10mm. Les mêmes chercheurs ont travaillé sur l'extrait éthanolique et méthanolique de *Halopteris scoparia*, leurs résultats sont moins importants par rapport aux nôtres :  $12.3\pm 0.57\text{mm}$  pour l'éthanol et  $15.3\pm 1.52$  pour le méthanol. Ceci pourrait s'expliquer par la richesse de notre algue en composés phénoliques, notamment en phlorotannins. Les phlorotannins possèdent une activité antibactérienne (**Eom et al., 2012**).

D'après les résultats obtenus on constate que l'extrait méthanolique d'*Halopteris scoparia* montre une bonne activité antibactérienne à l'égard de SARM par rapport aux autres extraits éthanoliques et méthanoliques des algues étudiées.

### II.1.3. Activité antifongique des différents extraits d'algues vis-à-vis de *Candida albicans*



**Figure 8 :** Activité antifongique des différents extraits vis-à-vis de *Candida albicans*.

L'extrait éthanolique d'*Halopeteris scoparia* affiche la zone d'inhibition la plus importante avec 13,66mm ± 1,52 suivit de *Cystoseira méditerranée* 12,3mm ± 0,57, *Padina pavonica* 11,6mm ± 0,57, *Ulva intestinalis* 11,3mm ± 1,52 et *Ulva lactuca* 10,3mm ± 0,57.

En ce qui concerne les extraits méthanoliques *Halopeteris scoparia* affiche la zone d'inhibition la plus importante avec 14mm ± 0,52 sur tous les tests effectués, suivit d'*Ulva intestinalis* 13mm ± 2, *Ulva lactuca* 11,3mm ± 0,57, *Cystoseira méditerranée* 8,6mm ± 1,52 et *Padina pavonica* 7mm ± 1,73.

L'analyse statistique n'a révélé aucune différence significative entre tous les extraits éthanoliques et méthanoliques ( $p > 0.05$ ) sauf *Cystoseira méditerranée* et *Padina pavonica* ( $P < 0.05$ ) à l'égard de *Candida albicans*.

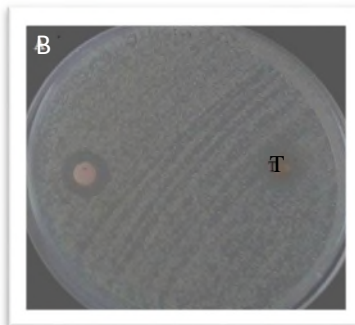
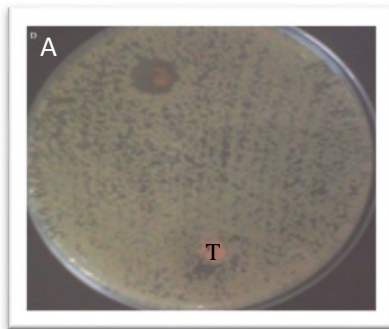
**Gonzalez del Val et al. (2001)** ont étudié l'algue verte *Cympolya barbata* ils ont noté qu'elle exerçait des effets antifongiques à l'égard de *Candida albicans*, nos résultats sont très

semblables à ceux de ces auteurs pour les extraits éthanoliques et méthanolique des algues vertes *Ulva intestinalis* et *Ulva lactuca* (les zones d'inhibition supérieures à 10mm).

**Tuney *et al.*, (2006)** ont rapporté un effet inhibiteur vis-à-vis de *C. albicans* par l'extrait éthanolique de *Padina pavonica*, par contre leur extrait méthanolique était inactif. Dans nos résultats nous avons trouvé une zone d'inhibition de  $11.6 \pm 0.57$ mm pour l'extrait éthanolique et  $7 \pm 1.73$ mm pour l'extrait méthanolique. Contrairement à nos résultats, ces auteurs ont enregistré des activités antifongiques à l'encontre de ce germe avec seulement les extraits éthanolique de l'espèce *Cystoseira mediterranea*, dans notre étude les extraits méthanoliques des algues brunes ont tous révélé une activité antifongique.

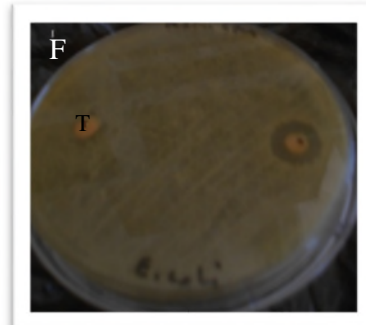
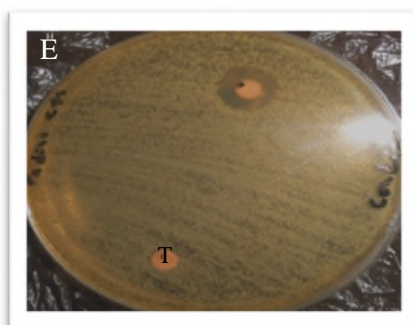
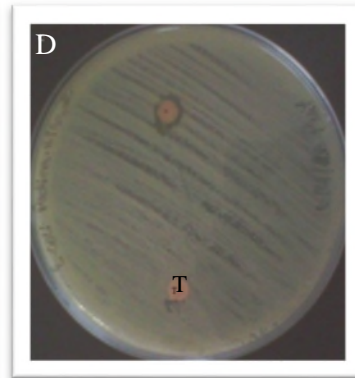
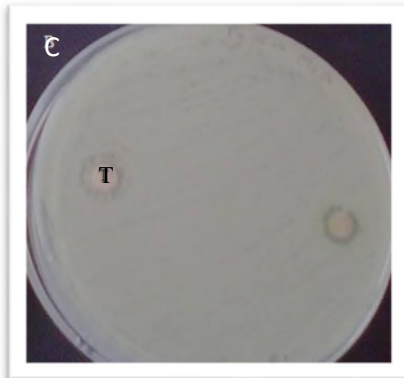
Nos résultats nous permettent de constater que l'extrait méthanolique d'*Halopteris scoparia* montre une bonne activité antifongique vis-à-vis de *Candida albicans* par rapport aux autres extraits éthanoliques et méthanoliques des algues étudiées. Quelques zones d'inhibition obtenues par les extraits éthanoliques et méthanoliques sont montrées dans la figure 9.





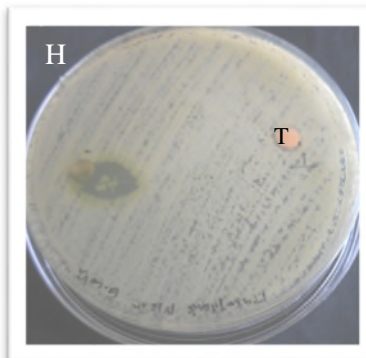
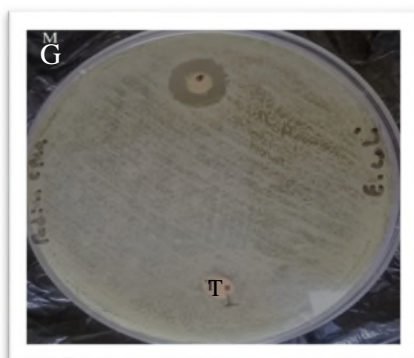
Extraits éthanoliques

T : Témoin : Ethanol



Extraits méthanolique

T : Témoin : Méthanol

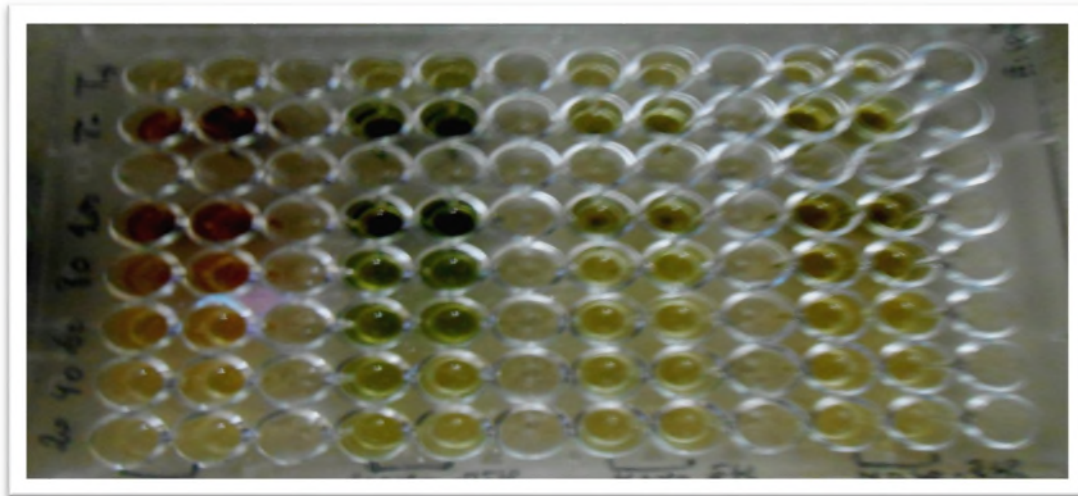


**Figure 9:** Photographies de quelques zones d'inhibition obtenues par les extraits méthanoliques et éthanoliques : A : *Padina pavonica* contre *SARM*. B : *Cystoseira mediteranea* contre *E.coli*. C : *Ulva intestinalis* contre *SARM*. D : *Ulva lactuca* contre *Candida albicans*. E : *Padina pavonica* contre *Candida albicans*. F : *Halopteris scoparia* contre *E.coli*. G : *Ulva lactuca* contre *E.coli*. H : *Ulva intestinalis* contre *SARM*.

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

Les concentrations minimales inhibitrices des différents extraits phénoliques des cinq espèces d'algues marines ont été déterminées en utilisant la méthode des microdilutions sur bouillon Mueller-Hinton.

Les résultats obtenus sont représentés dans le tableau III. Une photographie d'une microplaque est illustrée sur la figure10.



**Figure 10:** photographie d'une microplaque illustrant les concentrations minimales inhibitrices des *Ulva intestinalis*, *Ulva lactuca*, *Padina pavonica* et *Cystoseira mediterranea* vis-à-vis de *SARM*.

**Tableau III :** Concentration minimales inhibitrices des extraits d’algues étudiées sur milieu liquide (en mg /ml).

	Souches Solvants	SARM	<i>E.coli</i>	<i>Candida albicans</i>
<b><i>Ulva intestinalis</i></b>	Ethanol	>100	80	>100
	Méthanol	20	20	60
<b><i>Ulva lactuca</i></b>	Ethanol	>100	80	>100
	Méthanol	20	20	60
<b><i>Halopteris scoparia</i></b>	Ethanol	40	60	40
	Méthanol	80	80	80
<b><i>Padina pavonica</i></b>	Ethanol	20	60	60
	Méthanol	80	80	80

Nous avons noté que les CMI les plus faibles sont enregistrées pour les extraits méthanoliques d’*Ulva intestinalis* vis-à-vis de SARM et *E.coli* avec 20mg/ml et l’extrait éthanolique d’*Ulva lactuca* à l’égard d’*E.coli* avec même concentration.

Des CMI élevées sont obtenues pour les extraits méthanolique d’*Ulva lactuca*, *Halopteris scoparia* et *Padina pavonica*, nécessitant des concentrations se situant entre 60mg/ml et 80mg/ml vis-à-vis des souches étudiées.

Nous avons constaté que les extraits éthanoliques d’*Ulva intestinalis* et *Ulva lactuca* nécessitent des concentrations supérieures à 100mg/ml pour avoir un effet inhibiteur sur *SARM* et *Candida albicans*.

Les concentrations minimales inhibitrices obtenues par **Devanya et al., (2012)** pour l’extrait éthanolique et méthanoliques de l’algue brune *Padina gymnospora* envers SARM sont inférieures à celles obtenues pour notre extrait des algues brunes *Padina pavonica* et

*Halopteris scoparia* envers la même souche bactérienne, avec une CMI se situant entre 60mg/ml et 80mg/ml. Ces différences peuvent être liées aux saisons de la récolte des algues et la différence des espèces.

Les résultats des CMB obtenus sont présentés dans les tableaux suivant :

**Tableau VI : Extrait d'*Ulva intestinalis* / *E.coli* (CMB)**

	20	40	60	80	100
<b>Ethanol</b>	/	/	/	/	-
<b>Méthanol</b>	/	-	-	-	-

**Tableau V : Extrait d'*Ulva intestinalis* / *SARM*(CMB)**

	20	40	60	80	100
<b>Méthanol</b>	/	-	-	-	-

**Tableau VI : Extrait d'*Ulva intestinalis* /*Candida albicans* (CMB)**

	20	40	60	80	100
<b>Méthanol</b>	/	/	/	+	+

**Tableau VII : Extrait d'*Ulva lactuca* /*SARM* (CMB)**

	20	40	60	80	100
<b>Méthanol</b>	/	/	/	/	-

**Tableau VIII : Extrait *Halopteris scoparia* /*E.coli* (CMB)**

	20	40	60	80	100
<b>Ethanol</b>	/	/	/	-	-

**Tableaux IX : Extrait *Halopteris scoparia* /SARM (CMB)**

	20	40	60	80	100
<b>Ethanol</b>	/	/	–	–	–

L'effet bactéricide est différent d'un extrait à l'autre et d'une souche à une autre. A savoir que *Ulva intestinalis*, *Ulva lactuca* et *Halopteris scoparia* exerçant un effet bactéricide vis-à-vis d'*E.coli* et *SARM*, par contre *Ulva intestinalis* possède un effet bactériostatique vis-à-vis de *Candida albicans*.

D'après tous les résultats obtenus nous pouvons constater que les algues brunes sont les plus riches en composés phénoliques ce qui montre des bonnes activités antimicrobiennes vis-à-vis des souches étudiées.

Conclusion

### Conclusion

L'objectif de cette étude était d'évaluer en premier lieu l'activité antimicrobienne des extraits phénoliques de cinq espèces d'algues marine *Ulva intestinalis*, *Ulva lactuca*, *Padina pavonica*, *Halopteris scoparia* et *Cystoseira méditerranéenne* vis-à-vis de deux souches bactériennes (*Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus*), et d'une levure (*Candida albicans*).

La teneur la plus élevée en polyphénols totaux pour l'extrait éthanoliques est enregistré pour *Ulva intestinalis* (11,80±0,33 mg Eq acide gallique / g de poudre) tandis que *Halopteris scoparia* est la plus faible (6,55± 0,44 mg Eq acide gallique / g de poudre). Par contre les extraits méthanoliques, *Cystoseira méditerranéenne* est la plus riche avec 23,1±2,10 mg EAG/ g d'extrait, tandis que *Ulva lactuca* est la plus pauvre avec 4,9± 0,1 EAG / g d'extrait.

Les tests d'activités antimicrobiennes effectués ont révélés que l'extrait méthanolique de l'algue brune *Halopteris scoparia* possédait la plus grande activité antimicrobienne vis-à-vis de toutes les souches testées, suivit de l'extrait éthanolique de *Padina pavonica* qui a montré une bonne activité antibactérienne, mais une moindre activité antifongique.

Les tests des CMI ont montré que des concentrations plus faibles sont nécessaires pour les extraits méthanoliques d'*Ulva intestinalis* vis-à-vis de *SARM* et *E.coli* et pour l'extrait éthanolique d'*Ulva lactuca* à l'égard d'*E.coli* avec avec 20mg/ml seulement. Les CMB les plus faibles sont enregistrés pour les extraits éthanoliques d'*Ulva intestinalis* et d'*Halopteris scoparia* avec une concentration de 20mg /ml vis-à-vis de *E. coli*.

Les résultats de la présente étude donnent un aperçu général sur l'activité antimicrobienne des extraits éthanoliques et méthanoliques des algues marines étudiés. Nous pouvons conclure que certains extraits possèdent une bonne activité antimicrobienne avec le méthanol et d'autre extrait avec l'éthanol. Cette étude aura donc permis d'un point de vue fondamental de mieux connaître l'importance des extraits des algues étudiées. Il serait donc nécessaire d'approfondir les recherche par :

- L'extraction des composés phénoliques des algues avec d'autres solvant,
- L'étude de l'effet inhibiteur de ces extraits sur d'autres souches bactérienne pathogènes,
- L'étude de plusieurs échantillons de ces espèces de différentes régions côtières du pays,
- Recherche d'autres activités des ces extraits.

# Références bibliographiques



### A

**Abd El-Baky H H, El Baz F K & El-Baroty G S. (2008).** Evaluation of marine alga *Ulva lactuca* L. as a source of natural preservative ingredient. *Electronic Journal of Environmental Agricultural and Food Chemistry*, **7**(11): 3353-3367.

**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): S 1077-S 1080.

### B

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

**Bastide T A. (2006).** Savoir-faire anciens et exploitation des algues en Bretagne. Ed : FRCIVAM. Bretagne .17p.

**Bergbauer M & Humberg B. (2000).** La vie sous-marine en méditerranée broché. Ed Vigo 2<sup>e</sup> édition. p 140

**Blunt J W, Copp BR, Munro M H G, Northcote P T, Prinsep M R. (2009).** Marine natural products. *Natural Product Reports*.**26**: 170-244.

**Blunt J W, Copp BR, Munro M H G, Northcote P T, Prinsep M R. (2012).** Marine natural products. *Natural Product Reports*.**29**: 144-222.

**Borvon G. (2007).** Les algues hier et aujourd'hui. Une industrie chimique en Bretagne. *Publier par le centre régional pédagogique de Bretagne* .p30

**Boukhobza F & Goetz P. (2014).** Phytothérapie endodontologie. Ed : CdP. France. 234 pages.

**Bourrelly P. (1966).** Les algues d'eau douce: initiation à la systématique. Les algues vertes. Ed : N. Boubée & Cie. 511 pages.

### C

**Cabioc'h, Floch J Y, Le Toquin A, Boudouresque C F, Meinness A & Verlaque M.(1992).** Guide des algues des mers d'Europ. Ed. Delachaux et Niestlé. France, p.231

**Caccamese S R M, Toscano G, Furnari & Cormaci M.( 1985)** Antimicrobial activities of red and brown algae from Southern Italy coast. 505. *Botanica Marina*. Vol. XXVIII, pp. 505-507,

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

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

**Cheriot S.(2007).**Rôle des produits de réaction de maillard dans inhibition enzymatique des phénols et des lipides. Thèse doctorat l'institut des sciences (Agro paris tech).271p.

**Chiheb I, Riadi H, Martinez-Lopez J, Dominguez Seglar José F, Gomez Vidal José A, Bouziane H & Kadiri M. (2009).** Screening of antibacterial activity in marine green and brown macroalgae from the coast of Morocco. *African Journal of Biotechnology*, **8(7)**: 1258-1262.

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

### D

## Références bibliographiques

---

**Dabouineau L. (2004).** Un autre regard sur les algues marines. *Le rale d'eau*. Vol **118**.P :1-4.

**Davies-Coleman M T & Beukes D R. (2004).** Ten years of marine natural products research at Rhodes University South African. *Journal of Sciece*.100 suppl **12**: 539-544.

**Devi K P, Suganthy N, Kesika P & Pandian S K (2008).** Bioprotective properties of seaweeds: *In vitro* evaluation of antioxidant activity and antimicrobial activity against food borne bacteria in relation to polyphenolic content. *BMC Complementary and Alternative Medicine*, **38** (8): 1472-6882.

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

**Donadieu Y & Basire J. (1985).** Les thérapeutiques naturelles, les algues. Ed: Maloine.France.511 pages.

### E

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

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

### F

**Fleurentin J, Pelt J M, Mazars G, (2002).** Des sources du savoir aux médicaments du futur. Ed : IRD *.Instituts de recherche pour le développement* .Paris.282pages.

### G

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

**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 & Pelaez F.(2001).** Screening of antimicrobial activities in red, green and brown macroalgae from Gran Canaria (Canary Island, Spain). *International Microbial*, **4**: 35-40.

**Gayral P(1975).** Les algues : Les Algues: morphologie, cytologie, reproduction, écologie. Ed : Doin 166 pages

### H

**Hart T & Shears P.(2006).** Microbiologie Edition MÉDECINE SCIENCES FLAMMARION. *Atlas de Poche*. 314 pages.

**Hayouni E, Abedrabba M, Bouix M & Hamdi H. (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. *Food Chemistry*. **105**(3): 1126-1134.

### J

**Joffin G N, Guy Leyral (1998)** Microbiologie technique. - Tome 2, Documentation technique. Edition : Canopé-CRDP de Bordeaux. 299 pages.

**Jung H K, Jong-Ki J, Sung H P, Dong J S, Young-Kwon P.(2013).** Removal characteristics of copper by marine macro-algae-derived chars. *Chemical Engineering Journal*, Volume 217, 1 February, Pages 205-211.

### K

**Karabay-Yavasoglu N U, Sukatar A, Ozdemir G & Horzum Z. (2007).** Antimicrobial Activity of Volatile Components and Various Extracts of the Red Alga *Jania rubens*. *Phytotherapy research*, **21**: 153-156.

**Keita Y, Koné O, Ly K A & Hakkinen Y. (2004).** Etude chimique de l'activité antibactérienne des distillats de quelques variétés de mangue de Guinée. *Comptes Rendus Chimie*. **7** : 1095-1100.

**Kornprobst J M (2005).** Substances naturelles d'origine marine : chimiodiversité, pharmacodiversité, bio: inséparables. Ed : Tec & Doc Lavoisier .VOL **1-2**. 1830 pages

**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

### L

**Lesueur M. (2012).** La filière des macroalgues en France. Rapport d'étude. NETALGAE – Interreg IVb. *Les publications du Pôle halieutique AGROCAMPUS OUEST* n°9, 38 p.

**Lhuillery M. (2006).** Variation interspécifiques des composés phénoliques chez des sargasses des îles salomon et test leur activité antibactérienne. Ed : CRISP. France.p 20

### M

**Macheix C J, Fleuriet A, Jay C. (2005).** Les composés phénoliques des végétaux: Un exemple de métabolites secondaires d'importance économique. Ed : *PPUR presses polytechniques*. 192 pages.

## Références bibliographiques

---

**Mahasneh I, Jamal M, Kashahneh M, & Zibdeh M. (1995):** Antibiotic activity of marine algae against multi-antibiotic resistant bacteria. *Microbios.* 83 : 23-26.

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

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

## N

**Nabors M. (2009).** Introduction to Botany: Books a La Carte Plus.Ed: Benjamin-Cummings Publishing Company. 656 pages

**Nagai T, Yukimoto T. (2003).**Preparation and functional properties of beverages made from sea algae.Food chem;81:327-32.

**Nakamura T, NagayamaK, UchidaK, Tanaka R.(1996).** Antioxidant activity of phlorotanins isolated from the brown alga *Eisenia bicyclis*.Fish sci, 62:923-6.

## O

**Orthan D D, Ozceilik B, Zgen S & Ergum F. (2010).** Antibacterial, antifungal, and antiviral activities of some flavonoids.*Microbiologicals Research.* **165**: 496-504.

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

**Ozenda P. (2000).** Les végétaux, organisation et diversité biologique .Ed :Dunod. Collection science sup. 516p.

### P

**Person J. (2010).** Algues, filières du futur livre turquoise. Ed: Adebitech, Romainville.p160.

**Pérez R.(1997).** Ces algues qui nous entourent : in Arbault,S. Barbaroux,O.Philiponeau,P.Rouxel,C (Eds). France,Plouzané ,Editions IFREMER, pp :272.

**Poirier R. (2012).** Des données disponibles relatives aux dangers et à l'exploitation éventuelle liée à la baignade et la consommation touchées par des proliférations d'algues vertes. Ed: Anses. France .P45.

### R

**Rajasulochana P, Dhamotharan R, Krishnamoorthy P & Murugesan S. (2009).** Antibacterial activity of the extracts of marine red and brown algae.*Journal of American Science*, 5(3): 20-25.

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

### S

**Sabeena Farvin K H & Jacobsen C.(2013).** Phenolic compound and antioxidant activities of selected species of seaweeds from Danish Coast. *Food chemistry*.**138**, 1670-1681.

## Références bibliographiques

---

**Santoyo S I, Rodri guez- Meizoso B, Cifuentes B, Jaime G, Garci Blairsy Reina F J Sen ~orans a, Iba E. (2009).** Green processes based on the extraction with pressurized fluids to obtain potent antimicrobials from *Haematococcus pluvialis microalgae*. *LWT- Food Scinece and technology* **42** (7) : 1213-1218

**Schmelzer G H & Gurib-fakim A (2013).** Plantes médicinales. Ed : R.Arroo.Suisse.338pages.

**Shanmughapriya S, Manilal A, Sujith S, Selvin J, Kiran G S & Natarajaseenivasan K.(2008).** Antimicrobial activity of seaweeds extracts against multiresistant pathogens. *Annals of Microbiology*, **58**(3): 535-541.

**Singleton P, Sainsbury D. (1984).** Bactériologie.Introduction to bacteria for students in the biological sciences.Edition:Masson Print Book Paris.158pages

**Sirbu R, Constanta S, Doina L G, Nadine A F, Passy M. (2006).** Caractérisation de certains principales actifs de *Ulva lactuca* et *Ulva rigida*-algues vertes du littoral Roumain de la mère noire. (1).ISSN 1582-540 X 193.

**Stirk W A, Reinecke D L & Staden J V. (2007).**Seasonal variation in antifungal, antibacterial and acetylcholinesterase activity in seven South African seaweeds. *Journal of Applied Phycology*, **19**: 271-276.

## T

**Tüney I, Çadirci B H, Ünal D & Sukatar A. (2006).** Antimicrobial Activities of the Extracts of Marine Algae from the Coast of Urla (Izmir, Turkey). *Turk J Biol*, **30**: 171-175.

## X



**Xavier Devanya R, Shanmugavel S , Kuppu R, Sundaram J.(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

### Y

**Yong-xin L, Isuru W, Young L, Se-kwon K. (2011).** Phlorotannins as bioactive agents from brown algae. *Process Biochemistry*.**46**:2219-2224.

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

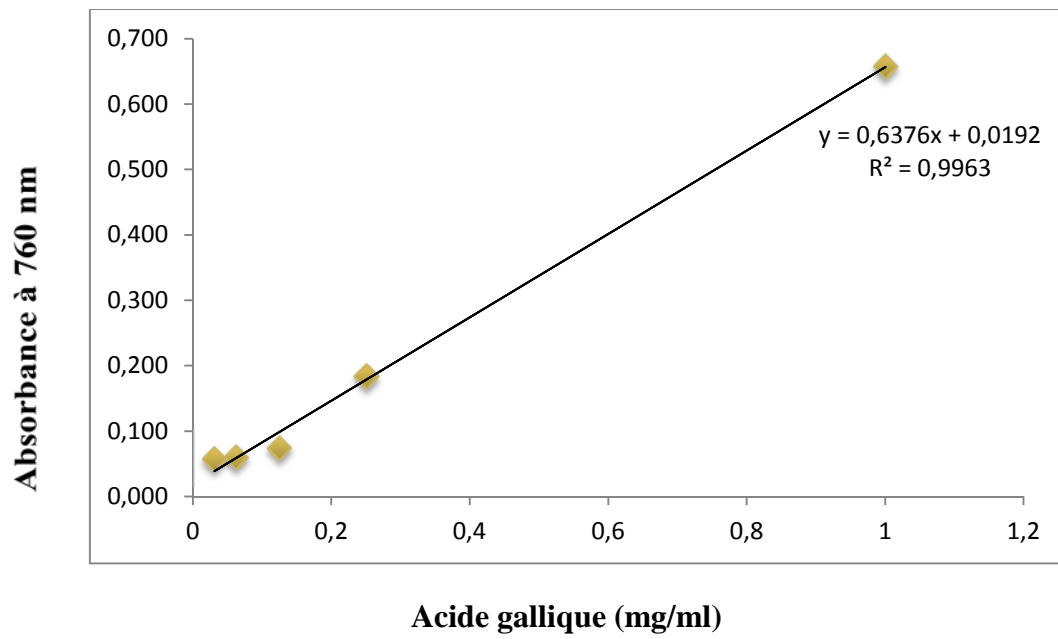
### Z

**Zbakh H, Chiheb H, Bouziane H, Sanchez V M & Riodi H.(2012).** Antibacterial activity of benthic marine algae extracts from the Mediteranean Coast of Morocco.*Jornal of Microbiology,Biotechnology and Food Sciences*,**2**.

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

# Annexes


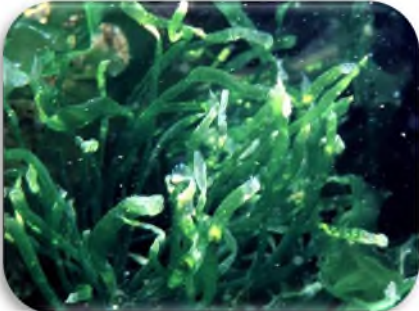

## Annexe I: Courbe d'étalonnage





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


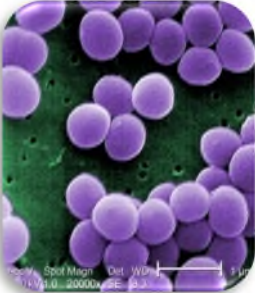
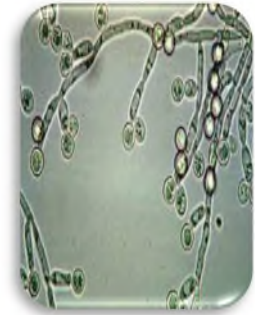
## Annexe II : Matériel et produits utilisés

## 1. Caractéristiques botaniques des espèces d'algues marines récoltées. (Cabioc'h et al., 1992).

Photographies des espèces d'algues marines récoltées.	Description	Classification
 <p><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><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><b><i>Halopteris scoparia</i></b></p>	<p><i>Halopteris</i> 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>Règne: <i>Plantae</i>            Division: <i>Pheophyta</i>            Classe: <i>Peophyceae</i>            Ordre: <i>Sphacelariales</i>            Famille: <i>Stypocaulonacée</i>            Genre: <i>Halopteris</i></p>

 <p style="text-align: center;"><b><i>Padina pavonica</i></b></p>	<p>Algue brune avec un thalle en lame mince et souvent membraneux.</p>	<p>Règne: <i>Plantae</i>          Division: <i>Phaeophyta</i>          Classe: <i>Phaeophyceae</i>          Ordre: <i>Dictyotale</i>          Famille: <i>Dictyotacées</i>          Genre: <i>Padina</i></p>
 <p style="text-align: center;"><b><i>Cystoseira mediteranea</i></b></p>	<p>Algue brune avec un thalle cylindrique, rameaux portant de nombreux ramules courts et épineux, ferme et réceptacle.</p>	<p>Règne: <i>Plantae</i>          Division: <i>Phaeophyta</i>          Classe: <i>Phaeophyceae</i>          Ordre: <i>Fucales</i>          Famille: <i>Cystoseiracées</i>          Genre: <i>Cystoseira</i></p>

## 2. Caractères bactériologiques, biochimiques, et pouvoir pathogène des différentes souches microbiennes testées.

Souches	Caractères morphologiques	Caractères biochimiques	Pouvoir pathogène	Références
 <p><i>Escherichia coli</i></p>	Bacille, Gram (-), Sporulé, habituellement mobile.	Lactose (+), glucose (+), indol(+), H <sub>2</sub> S(-), uréase (+).	Hôte naturel du tube digestif de l'homme, à raison de 10 <sup>7</sup> -10 <sup>9</sup> UFC/mg de selles, provoque des infections urinaires, infections abdominales, infections intestinales.	(Hart & Shears, 2006)
 <p><i>SARM</i></p>	Coque, Gram(+), formant un amas, immobile, non sporulé, pigment caroténoïde.	Coagulase (+), DNase (+), catalase (+), mannitol(+), uréase (+), reductase (+).	Provoque plusieurs infections dont celle de la peau, des muqueuses, ainsi que des septicémies, et des toxi-infections alimentaires	(Singleton & Sainsbury, 1984)
 <p><i>Candida albicans</i></p>	Levure non pigmentées, peut mesurer 3 à 15µm, forme unicellulaire, trois aspects rencontrés : Forme blastospore, pseudo mycélium et mycélium vrai.	Glucose(+), galactose (+), maltose(+), lactose(-), uréase(-).saccharose(-).	Microorganisme commensal, retrouvée dans la flore normale du tractus gastro-intestinal et de la peau. Cette levure colonise aussi la cavité buccale, provoque des candidoses.	(Leyral & Joffin 1998)

### 3. Appareillage

Autoclave.

Bain-marie MEMMERT.

Balance de précision RADWAG.

Broyeur.

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 WPA Light Wave II

Tamiseur.

Vortex.

Réfrigérateur.

### 4. Produits chimiques

Carbonate de sodium ( $\text{Na}_2\text{CO}_3$ ).

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

Folin-Ciocalteu.

Twenn 20.

Acide gallique ( $\text{C}_7\text{H}_6\text{O}_5$ ).

Méthanol : ( $\text{CH}_3\text{OH}$ ), 99, 9%, MM=32, 04 g /mol, d=0, 79(PROLABO).

Ethanol: ( $\text{C}_2\text{H}_6\text{O}$ ), 96%, MM=46, 07 g/mol,d=0,79 (PROLABO).

**Annexe III : Composition des milieux de culture utilisés (pour un litre d'eau distillée) (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 1g

Péptone 10g

Chlorure de sodium 5g

Mannitol 10g

Rouge de phénol 25mg

Agar 15g

pH 7,4

**Gélose Mueller Hinton**

Extrait de viande 2g



Hydrolysate acide de caséine 17,5g

Amidon 1,5 g

Agar 10g

pH 7,4

### **Gélose EMB**

Peptone 10g

Lactose 10g

Éosine 0,4g

Bleu de méthylène 0,0625g

hydrogénophosphate de potassium 2g

Agar 15 g

pH 0,8

### Annexe IV : Résultats de l'antibiogramme des extraits de cinq algues

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

Extraits	Solvants	Diamètre des zones d'inhibition en mm		
		<i>SARM</i>	<i>E.coli</i>	<i>C. albicans</i>
<i>Ulva intestinalis</i>	Ethanol	8.6±1.52	6.6±2.08	11.3±1.52
	Méthanol	6.6±0.57	2.6±2.51	13±2
<i>Ulva lactuca</i>	Ethanol	8.3±2.08	10.6±1.52	10.3±0.57
	Méthanol	7.6±2.08	5.3±1.15	11.3±0.57
<i>Padina pavonica</i>	Ethanol	15±1	11.6±0.57	11.6±0.57
	Méthanol	11.3±1.52	8.6±0.57	7±1.73
<i>Halopteris scoparia</i>	Ethanol	12.3±0.57	11.3±0.57	13.6±1.52
	Méthanol	15.3±1.52	16.6±1.52	14±1
<i>Cystoseira mediteranea</i>	Ethanol	14.3±0.57	11.3±0.57	12.3±0.57
	Méthanol	8±1	6.3±0.57	8.6±1.52

## Les résultats des CMI sur milieu liquide

### 1-Extraits d'*Ulva intestinalis* / *E.coli* (CMI)

	20	40	60	80	100		T <sup>-</sup>	T <sup>+</sup>
<b>Ethanol</b>	+	+	+	+	-		-	+
	+	+	+	+	-		-	+
<b>Méthanol</b>	+	-	-	-	-		-	+
	+	-	-	-	-		-	+

### 2- Extraits d'*Ulva intestinalis* / *SARM* (CMI)

	20	40	60	80	100		T <sup>-</sup>	T <sup>+</sup>
<b>Ethanol</b>	+	+	+	+	+		-	+
	+	+	+	+	+		-	+
<b>Méthanol</b>	+	+	-	-	-		-	+
	+	-	-	-	-		-	+

### 3- Extraits d'*Ulva intestinalis* / *Candida albicans* (CMI)

	20	40	60	80	100		T <sup>-</sup>	T <sup>+</sup>
<b>Ethanol</b>	+	+	+	+	+		-	+
	+	+	+	+	+		-	+
<b>Méthanol</b>	+	+	+	-	-		-	+
	+	+	+	-	-		-	+

4- Extrait d'*Ulva lactuca* / *E .coli* (CMI)

	20	40	60	80	100		T <sup>-</sup>	T <sup>+</sup>
<b>Ethanol</b>	+	+	-	-	-		-	+
	+	-	-	-	-		-	+
<b>Méthanol</b>	+	+	+	-	-		-	+
	+	+	+	-	-		-	+

5- Extrait d'*Ulva lactuca* / *SARM* (CMI)

	20	40	60	80	100		T <sup>-</sup>	T <sup>+</sup>
<b>Ethanol</b>	-	-	-	-	-		-	+
	-	-	-	-	-		-	+
<b>Méthanol</b>	+	+	+	+	-		-	+
	+	+	+	+	-		-	+

6-Extrait d'*Ulva lactuca* / *Candida albicans* (CMI)

	20	40	60	80	100		T <sup>-</sup>	T <sup>+</sup>
<b>Ethanol</b>	-	-	-	-	-		-	+
	-	-	-	-	-		-	+
<b>Méthanol</b>	+	+	+	+	-		-	+
	+	+	+	+	-		-	+

**7-Extrait *Padina pavonica* / *E.coli* (CMI)**

	20	40	60	80	100		T <sup>-</sup>	T <sup>+</sup>
<b>Ethanol</b>	+	+	+	-	-		-	+
	+	+	+	+	-		-	+
<b>Méthanol</b>	+	+	+	+	-		-	+
	+	+	+	+	-		-	+

**8-Extrait *Padina pavonica* / *SARM* (CMI)**

	20	40	60	80	100		T <sup>-</sup>	T <sup>+</sup>
<b>Ethanol</b>	-	-	-	-	-		-	+
	-	-	-	-	-		-	+
<b>Méthanol</b>	+	+	+	+	-		-	+
	+	+	+	+	-		-	+

**9-Extrait *Padina pavonica* / *Candida albicans* (CMI)**

	20	40	60	80	100		T <sup>-</sup>	T <sup>+</sup>
<b>Ethanol</b>	+	+	+	-	-		-	+
	+	+	+	-	-		-	+
<b>Méthanol</b>	+	+	+	+	-		-	+
	+	+	+	+	-		-	+

**10-Extrait *Halopteris scoparia* / *E.coli* (CMI)**

	20	40	60	80	100		T <sup>-</sup>	T <sup>+</sup>
<b>Ethanol</b>	+	+	+	-	-		-	+
	+	+	+	-	-		-	+
<b>Méthanol</b>	+	+	+	+	-		-	+
	+	+	+	+	-		-	+

**11-Extrait *Halopteris scoparia* / *SARM* (CMI)**

	20	40	60	80	100		T <sup>-</sup>	T <sup>+</sup>
<b>Ethanol</b>	+	+	-	-	-		-	+
	+	+	-	-	-		-	+
<b>Méthanol</b>	+	+	+	+	-		-	+
	+	+	+	+	-		-	+

**12-Extrait *Halopteris scoparia* / *Candida albicans* (CMI)**

	20	40	60	80	100		T <sup>-</sup>	T <sup>+</sup>
<b>Ethanol</b>	+	+	-	-	-		-	+
	+	+	-	-	-		-	+
<b>Méthanol</b>	+	+	+	+	-		-	+
	+	+	+	+	-		-	+



## Résumé

L'objectif du présent travail est de comparer l'activité antimicrobienne des extraits éthanoliques et méthanolique de cinq espèces d'algues marines : *Ulva intestinalis*, *Ulva lactuca*, *Halopteris scoparia*, *Padina pavonica* et *Cystoseira méditerranée*. Les teneurs les plus élevées en composés phénoliques totaux sont obtenus par les extraits méthanoliques, *Ulva intestinalis* est la plus riche avec 20,27mg EAG /g d'extrait. Les tests d'activité antimicrobienne montrent que la plupart des souches microbiennes testées sont sensibles aux extraits éthanoliques et méthanoliques des cinq algues étudiées. Une activité antimicrobienne importante est notée pour l'extrait méthanolique d'*Halopteris scoparia* vis-à-vis d'*E.coli*, SARM et *Candida albicans*. *Ulva intestinalis*, *Ulva lactuca* et *Halopteris scoparia* exerçant un effet bactéricide vis-à-vis d'*E.coli* et SARM, par contre *Ulva intestinalis* possède un effet bactériostatique vis-à-vis de *Candida albicans*.

**Mots clés :** activité antimicrobienne, algue marine, composés phénoliques, extraits éthanoliques, extraits méthanoliques.

## Abstract

The aim of the present work is to compare the antimicrobial activity of éthanolic and méthanolic extracts of five seaweeds: *Ulva intestinalis*, *Ulva lactuca*, *Halopteris scoparia*, *Padina pavonica* and *Cystoseira méditerranée*. The highest content in total phenolic compounds has been obtained for the méthanolics extracts, *Ulva intestinalis* the richest with 20,27mg GAE /g. The antimicrobial activity tests shows that all microbial strains tested are sensitive to the éthanolic and méthanolic extracts of the five studied algae. An important antimicrobial activity is noted for the méthanolic extracts of *Halopteris scoparia* against *E.coli*, MRSA and *Candida albicans*. *Ulva intestinalis*, *Ulva lactuca* and *Halopteris scoparia* have a bactericidal effect against *E.coli* and MRSA, on the other hand *Ulva intestinalis* possesses a bacteriostatic effect against *Candida albicans*.

**Keywords:** antimicrobial activity, seaweeds, phenolic compounds, ethanolic extracts, methanolic extracts.