

République Algérienne Démocratique et Populaire

Université Abdelhamid Ibn  
Badis-Mostaganem  
Faculté des Sciences de la  
Nature et de la Vie



جامعة عبد الحميد بن باديس  
مستغانم  
كلية علوم الطبيعة و الحياة

DEPARTEMENT DE Science Alimentaire

## MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES

Présenté par

**Hafssa HALLALI Et Lyliya HACHED**

Pour l'obtention du diplôme de

**MASTER EN SCIENCE ALIMENTAIRE**

**Spécialité : Nutrition et Pathologie.**

THÈME

**Etude de l'activité antimicrobienne de l'algue  
Rouge '*Corallina officinalis*'**

Soutenue publiquement le 7/07/2019

DEVANT LE JURY

Président	Mr B. BENBOUZIANE	Grade	MCB	U. Mostaganem
Encadreur	Mr A. CHAALEL	Grade	MCA	U. Mostaganem
Co-Encadreur	Mme D. HAMED	Grade	Ingénieur	U. Mostaganem
Examineur	Melle I. YAHLA	Grade	MCB	U. Mostaganem

*Thème réalisé au laboratoire des Microorganismes bénéfiques, des Aliments Fonctionnels et de la Santé (LMBAFS)*



## *Remerciements*

*Avant tout, on remercie, Dieu tout puissant de nous avoir donné le courage, la force, la volonté et la patience pour réaliser ce travail.*

*Au terme de ce modeste travail, nous tenons à remercier infiniment et avec gratitude notre encadrant D<sup>R</sup> CHAALEL, qui a accepté de nous encadrer et de diriger ce travail. Nous le remercions pour sa patience, son aide très précieuse et ses corrections sérieuses.*

*En second lieu Nos vifs remerciements vont également aux membres du jury Mr B. BENBOUZIANE et Mlle. I. YAHLA pour l'intérêt qu'ils ont porté à notre recherche en acceptant d'examiner notre travail et de l'enrichir par leurs propositions.*

*Nous souhaitant ensuite d'adresser nos remerciements les plus sincères à Mme. Djahira responsable de laboratoire de LMBAFS.*

*Nos remerciements s'étendent également à toute l'équipe pédagogique à la formation « Nutrition et pathologie », département des Science Alimentaire, et à tous les professeurs de l'université de Mostaganem qui nous ont enseigné et qui par leurs compétences nous ont soutenu dans la poursuite de nos études.*

*On n'oublie pas nos parents pour leur contribution, leur soutien et leur patience.*

*Enfin, on remercie tous ceux qui, de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de ce travail.*

## Dédicace

*A l'aide de dieu tout puissant, qui m'a tracé le chemin de ma vie, J'ai pu réaliser ce travail*

*Je dédie ce modeste travail à :*

*A mes très chers parents qui ont toujours été derrière moi et qui m'ont donné un magnifique model de labeur, de persévérance, de l'amour et de la force et dont je suis fière et reconnaissante D'avoir comme parents.*

*Amon cher mari qui m'a appris le sens de la persévérance tout au long de cette année d'études, pour son sacrifice ses conseils et ses encouragements.*

*Pour vous mes très chers et irremplaçables :*

*A mes chères sœurs : Soumia et Imane.*

*A mon cher frère: Abdelkader.*

*A mon très cher neveu Mohamed.*

*A mes cousines et cousins.*

*A tous mes amies*

*A mon binôme Lyliia, elle m'a supporté tout le long de ce travail et à qui je souhaite tout le Bonheur du monde et de la réussite. A tous les gens de ma promotion, enseignants et étudiants.*

*A ceux qui me sont chers et qui m'ont aidé de près ou de loin à réaliser ce travail.*

*Hafssa*

# Dédicaces

***A dieu** tout puissant D'avoir été toujours là pour moi, surtout dans les moments difficiles et de m'avoir donné la conviction que je puisse arriver au terme de ce travail.*

***A mes parents** votre confiance et votre patience sont mes biens les plus précieux, ni mon amour, ni rien au monde ne pourrait compenser tous les sacrifices que vous aviez consentis en ma faveur et que vous consentiez encore.*

***A mes cousins et mes cousines** pour leur affection. Que dieu leur accorde le succès, le bonheur et la santé et renforce notre union familiale.*

***A mon binome Hafssa***

*Les mots ne suffisent guère pour exprimer l'attachement, l'amour et l'affection que je porte pour elle.*

***Ames ami(e)s***

*Chabra, Sarah ,Yasmine.*

*Lylia*

## Résumé

L'objectif de ce présent travail est d'étudier le pouvoir antimicrobien de l'extrait d'algues rouges *Corallina officinalis* récolté dans la région est de Mostaganem sur 6 microorganismes tests, *Bacillus cereus* ATCC 10876, *Bacillus subtilis* ATCC 6633, *Candida albicans* ATCC 10231, *Escherichia coli* ATCC 25922, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853, *Staphylococcus aureus* ATCC 33862.

Les résultats de l'activité antagoniste exprimée par les diamètres des zones d'inhibitions par méthode de diffusion en puits AWDT ainsi que les concentrations minimales inhibitrices (CMI) diffèrent d'une espèce à l'autre. Les résultats du test AWDT étaient de l'ordre de  $36.5 \pm 0.5$ ,  $30.5 \pm 1.5$ ,  $21.5 \pm 1.5$ ,  $20 \pm 1$  et  $18.5 \pm 0.5$  mm, respectivement vis à vis d'*Escherichia coli* ATCC 25922, *Candida albicans* ATCC 10231, *Staphylococcus aureus* ATCC 33862, *Bacillus cereus* ATCC 10876 et *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853. Aucune activité antimicrobienne n'a été notée vis-à-vis de la souche *Bacillus subtilis* ATCC 6633.

La concentration minimale inhibitrice (CMI) à effet le plus élevée était enregistrée avec une valeur commune de 100mg / $\mu$ l pour les souches *Escherichia coli* ATCC 25922, *Candida albicans* ATCC 1023, *Staphylococcus aureus* ATCC 33862 alors que la CMI à effet inhibiteur minimum a été noté avec une valeur de 50mg/  $\mu$ l avec les souches *Bacillus cereus* ATCC 10876 20 et *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853.

Ces résultats suggèrent que l'extrait de *Corallina officinalis* présente un effet inhibiteur très important vis à vis de certains pathogènes.

**Mots clés : *Corallina officinalis* – Activité antimicrobienne – Souches pathogènes –CMI.**

## Abstract

The aim of this work is to study the antimicrobial potency of the extract of red algae *Corallina officinalis* harvested in the eastern region of Mostaganem against 6 microorganisms tests, *Bacillus cereus* ATCC 10876, *Bacillus subtilis* ATCC 6633, *Candida albicans* ATCC 10231, *Escherichia coli* ATCC 25922, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853, *Staphylococcus aureus* ATCC 33862.

The results of the antagonist activity expressed by the diameters of the AWDT well diffusion method inhibition zones as well as the minimum inhibitory concentrations ( MIC) differ from one species to another. The results of the AWDT test were of the order  $36.5\pm 1.5$ ,  $21.5\pm 1.5$ ,  $20\pm 1$  and  $18.5\pm 0.5$  mm, respectively with respect to *Escherichia coli* ATCC 25922, *Candida albicans* ATCC 10231, *Staphylococcus aureus* ATCC 33862, *Bacillus cereus* ATCC 10876 and *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853. No antimicrobial activity was noted against *Bacillus subtilis* strain ATCC 6633.

The best minimal inhibitory concentration (MIC) with a common value of  $100\text{mg} / \mu\text{l}$  was observed for *Escherichia coli* ATCC 25922, *Candida albicans* ATCC 1023 and *Staphylococcus aureus* ATCC 33862, while the MIC with minimal inhibitory effect was noted. With a value of  $50\text{ mg}/\mu\text{l}$  with the strains *Bacillus cereus* ATCC 10876 and *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853.

These results suggest that *Corallina officinalis* extract has a very important inhibitory effect against certain pathogens.

**Keys words: *Corallina officinalis*- antimicrobial activity- strains pathogenic- MIC**

## Liste des abréviations

- ***C.officinalis*** : Corallina officinalis
- **ATCC**: American Type Culture Collection.
- **AWDT** : Agar Well Diffusion Test
- **CMI**: Concentration Minimal Inhibitrice.
- **ZIs** : Zones d'Inhibition.
- ***E. coli*** : Escherichia coli.
- ***C. albicans*** : Candida albicans.
- ***B. Cereus*** : Bacillus Cereus.
- ***B. Subtilis*** : Bacillus Subtilis.
- ***P. Aerogenosa*** : Pseudomonas Aerogenosa.
- ***S. Aureus*** : Staphylococcus Aureus.

## **Liste des tableaux et des figures**

### **Liste des tableaux**

#### **Chapitre I : Généralités sur les algues marines**

<b><u>Tableau 01</u></b> : Caractéristiques importantes des groupes d'algues (Géraldine et Céline, 2009).....	4
---	---

#### **Chapitre II : Généralités sur *Corallina officinalis***

<b><u>Tableau 02</u></b> : Classification de <i>Corallina officinalis</i> (Linné, 1758).....	14
--	----

<b><u>Tableau 03</u></b> : Composition chimique d'algue <i>Corallina officinalis</i> (Lamouroux, 1824).....	16
---	----

#### **Chapitre IV : Matériel et Méthode**

<b><u>Tableau 4</u></b> : la nature et l'origine de différentes souches pathogènes utilisées.....	20
---	----

### **Liste des figures**

#### **Chapitre I : Généralités sur les algues marines**

<b><u>Figure 01</u></b> : Structure des phlorotannins (Nakamura <i>et al.</i> , 1996).....	7
--	---

<b><u>Figure 02</u></b> : Structure de base des flavonoïdes (Di Carlo <i>et al.</i> , 1999).....	8
--	---

<b><u>Figure 03</u></b> : Structure de quelques tanins (Guigniard, 1996).....	8
---	---

<b><u>Figure 04</u></b> : La molécule d'isoprène (Calixto, 2005).....	9
---	---

<b><u>Figure 05</u></b> : Structure d'acide domoïque (Maeda, 1986).....	10
---	----

<b><u>Figure 06</u></b> : Structure d'acide kainique (Merck, 1968).....	10
---	----

#### **Chapitre II : Généralités sur *Corallina officinalis***

<b><u>Figure 07</u></b> : <i>Corallina officinalis</i> dans son milieu naturel.....	15
---	----

<b><u>Figure 08</u></b> : Aspect général du thalle de <i>Corallina officinalis</i> (De Reviere, 2002).....	16
--	----

#### **Chapitre IV : Matériel et Méthode**

<b><u>Figure09</u></b> : les étapes d'extraction de <i>C. officinalis</i> (Moujahid <i>et al.</i> , 2004).....	23
--	----

<b><u>Figure 10</u></b> : Méthode d'extraction de <i>C. officinalis</i> (Moujahid <i>et al.</i> , 2004).....	24
--	----

<b><u>Figure 11</u></b> : Méthode de diffusion en puis AWDT.....	26
--	----

**Figure 12:**La méthode de diffusion en puis AWDT (Barefoot et Klaenhammer, 1983).....28

## Chapitre V : Résultats et discussion

**Figure 13:** Pouvoir antibactérien d'extrait brut (*C.officinalis*) par la méthode de diffusion en puits vis à vis d'*Escherichia coli* ATCC 25922, *Candida albicans* ATCC 1023 et *Staphylococcus aureus* ATCC 33862.....30

**Figure14 :** diamètre des zones d'inhibition (en mm) en présence d'extrait brut (*C.officinalis*) vis-à-vis d'*Escherichia coli* ATCC 25922, *Candida albicans* ATCC 1023, et *Staphylococcus aureus* ATCC 33862). Les valeurs représentent la moyenne de 2 déterminations.....30

**Figure 15:** Pouvoir antibactérien d'extrait brut (*C .officinalis*) par la méthode de diffusion en puits vis à vis de *Bacillus cereus* ATCC 10876, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853 et *Bacillus subtilis* ATCC 6633.....31

**Figure16 :** diamètre des zones d'inhibition (en mm) en présence d'extrait brut (*C.officinalis*) vis-à-vis de *Bacillus cereus* ATCC 10876 20 , *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853 et *Bacillus subtilis* ATCC 6633 Les valeurs représentent la moyenne de 2 déterminations.....31

**Figure 17:** Pouvoir activités antibactériennes d'extrait de *C. officinalis* (diamètre d'inhibition) vis à vis des souches pathogènes: *Escherichia coli* ATCC 25922 , *Candida albicans* ATCC 1023, *Staphylococcus aureus* ATCC 33862, *Bacillus cereus* ATCC 10876, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853, *Bacillus subtilis* ATCC 6633. Les valeurs représentent la moyenne (mm) de 2 déterminations.....32

**Figure18:** photographie d'une microplaque illustrant les Concentrations Minimales Inhibitrices de *C.officinalis* vis –à-vis de *C.albicans* ATCC 1023, *E. coli* ATCC 2592, *P. aeruginosa* ATCC 27853 et *B.cereus* ATCC 10876 .....34

# **Tables des matières**

## **Tables des matières**

**Remerciement**

**Dédicace**

**Résumé**

**Abstract**

**Liste des abréviations**

**Listes des tableaux et des figures**

**Tables des matières**

**Introduction.....1**

### **Chapitre I : Généralités sur les algues marines**

**I .1. Définition.....3**

**I.2. Classification des algues.....3**

**I.3. Les grands groupes des algues marines.....4**

**I.3.1. Les algues vertes (Chlorophycées).....4**

**I.3.2. Les algues brunes (Phéophycées).....4**

**I.3.3. Les algues rouges (Rhodophycées).....5**

**I.3.4. Les Cyanobactéries.....5**

**I.4. Composition chimique.....5**

**I.4. 1. Les éléments minéraux .....5**

**I.4.2. Les lipides .....6**

**I .4.3. Les protéines.....6**

**I.4.4. Les vitamines .....6**

**I.4.5. Les caroténoïdes .....6**

**I.4.6. Les polysaccharides.....6**

**I.4.7. Les fibres.....6**

<b>I.5. Les métabolites secondaires.....</b>	<b>7</b>
<b>I.5.1. Les composés phénoliques (polyphénols).....</b>	<b>7</b>
<b>I.5.2. Les flavonoïdes .....</b>	<b>8</b>
<b>I.5.3 Les tanins.....</b>	<b>8</b>
<b>I.5.4. Les isoprénoides (Terpénoïdes).....</b>	<b>9</b>
<b>I .5.5. Les alcaloïdes.....</b>	<b>9</b>
<b>I.6. Mode dereproduction.....</b>	<b>10</b>
<b>I.6.1. Reproduction asexuée.....</b>	<b>10</b>
<b>I.6.2. Reproduction sexuée.....</b>	<b>11</b>
<b>I.7. Utilisation des algues .....</b>	<b>11</b>
<b>I.7.1. En alimentation animale.....</b>	<b>12</b>
<b>I.7.2. EnAlimentation humaine.....</b>	<b>12</b>
<b>I.7.3. En Agriculture .....</b>	<b>13</b>
<b>I.7.4. Dans le domaine agroalimentaire .....</b>	<b>13</b>
<b>I.7.5. Dans le domaine pharmaceutique et médical.....</b>	<b>13</b>
<b><u>Chapitre II : Généralités sur <i>Corallina officinalis</i></u></b>	
<b>II.1. Famille des coralinacées.....</b>	<b>14</b>
<b>II.2. Genre <i>Corallina</i>.....</b>	<b>14</b>
<b>II.3. <i>Coralina officinalis</i>.....</b>	<b>14</b>
<b>II.3.1. Description.....</b>	<b>14</b>
<b>II.3.2.Classification.....</b>	<b>15</b>
<b>II.3.3. Mode de reproduction.....</b>	<b>15</b>

<b>II.4. Composition .....</b>	<b>16</b>
--------------------------------	-----------

<b>II.5. Utilisation .....</b>	<b>17</b>
--------------------------------	-----------

### **Chapitre III : activité antimicrobienne de corallina officinalis**

<b>III.1. Introduction .....</b>	<b>18</b>
----------------------------------	-----------

<b>III.2. Description des microorganismes étudiés.....</b>	<b>18</b>
--	-----------

<b>III.2.1. <i>Staphylococcus aureus</i>.....</b>	<b>18</b>
---	-----------

<b>III.2.2. <i>Escherichia coli</i> .....</b>	<b>18</b>
---	-----------

<b>III.2.3. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>.....</b>	<b>19</b>
--	-----------

<b>III.2.4. <i>Bacillus cereus</i>.....</b>	<b>19</b>
---	-----------

<b>III.2.5. <i>Bacillus subtilis</i>.....</b>	<b>20</b>
---	-----------

<b>III.2.6. <i>Candida albicans</i>.....</b>	<b>20</b>
--	-----------

### **Chapitre IV : Matériels et Méthodes**

<b>IV.1. Matériels.....</b>	<b>21</b>
-----------------------------	-----------

<b>IV.1.1. Matériel biologique.....</b>	<b>21</b>
---	-----------

<b>IV.1 .2 Origine des souches.....</b>	<b>21</b>
---	-----------

<b>IV.1.3. Matériel végétal .....</b>	<b>21</b>
---------------------------------------	-----------

<b>IV.1.3.1. zone d'échantillonnage.....</b>	<b>21</b>
--	-----------

<b>IV.1.3.2. Identification d'algue .....</b>	<b>22</b>
---	-----------

<b>IV.1.3.3. Conservation de l'échantillon.....</b>	<b>22</b>
---	-----------

<b>IV.2. Méthode .....</b>	<b>22</b>
----------------------------	-----------

<b>IV.2.1. Extraction de l'algue <i>C. officinalis</i>.....</b>	<b>22</b>
---	-----------

<b>IV.2. Réactivation de souches pathogènes .....</b>	<b>24</b>
---	-----------

<b>IV.2.1. Les souches pathogènes utilisées.....</b>	<b>24</b>
<b>IV.2.2. Le renouvellement et l'enrichissement des souches pathogènes.....</b>	<b>25</b>
<b>IV.2.3. Méthode de diffusion en puits AWDT.....</b>	<b>25</b>
<b>IV.3. Détermination de la concentration minimale inhibitrice ( CMI ) .....</b>	<b>27</b>

## **Chapitre V : Résultats et discussion**

<b>V .1. Pourvoir de l'activité antimicrobienne de <i>Corallina officinalis</i>.....</b>	<b>29</b>
<b>V.1.1. Méthode de diffusion en puits AWDT.....</b>	<b>29</b>
<b>V.2. La détermination des concentrations minimales inhibitrices (CMI)....</b>	<b>34</b>

**Conclusion générale**

**Références bibliographique**

# **Introduction générale**

## Introduction

Le milieu marin est caractérisé par trois éléments plutôt uniques dans les écosystèmes de la planète et qui sont déterminants pour comprendre la biodiversité que l'on y trouve (Boeuf, 2010).

Le milieu marin et les organismes qui l'habitent constituent une source infinie de molécules actives à structure chimique originale (Glombitza *et al.*, 1979; Smit , 2004). Ces composés sont synthétisés par des voies métaboliques différentes de celles observées en milieu terrestre. Parmi les organismes marins, les algues, qui sont le plus souvent fixées sur un substrat, ont élaboré des défenses chimiques pour empêcher leur colonisation par d'autres espèces, y compris les micro-organismes (Paul et Fenical, 1987; Steinberg et Schneider, 1997).

Les algues sont des végétaux beaucoup moins connues que les plantes terrestres et beaucoup plus difficiles à appréhender. Elles occupent en grande partie les milieux aquatiques, en particulier marins et sous-marins et constituent un ensemble d'organismes extrêmement divers qu'il est fort difficile de présenter de manière univoque (Person *et al.*, 2010). Environ 6000 espèces d'algues ont été identifiées et sont regroupées en différentes catégories à savoir les algues vertes (Chlorophytes), brunes (Phéophytes) et rouges (Rhodophytes). L'utilisation des algues marines à des fins thérapeutiques est loin d'être un phénomène nouveau. Si les principes actifs extraits d'algues utilisés en pharmacie sont peu nombreux, les travaux scientifiques en cours sont importants. Des milliers de molécules ont ainsi été identifiées. Ce sont des polysaccharides, des lipides ou encore de petits métabolites de nature phénolique (Deslandes *et al.*, 2000) ou terpénique (Fleury *et al.*, 1994; Ravi *et al.*, 1982).

Les activités décrites et associées aux algues marines sont très diverses: antimicrobiennes (Reichelt *et al.*,1984; Etahiri *et al.*, 2007) anti-malariales (Wright *et al.*, 1997) antioxydantes (Etahiri *et al.*, 2001 ; Zubia *et al.*, 2007), anti-inflammatoires (Etahiri *et al.*, 2004), cytotoxiques (Ktari et Guyot, 1999), antivirales (Cacamesse *et al.*, 1980) ainsi que d'autres activités. Etant donné le large éventail d'activités associées aux algues marines particulièrement antioxydantes et antimicrobiennes, et face à l'apparition de formes résistantes de plusieurs bactéries à certains antibiotiques, la recherche de nouvelles molécules actives est devenue une nécessité.

Ainsi, l'exploration du milieu marin Algérien dans ce sens pourrait être d'un grand intérêt. C'est dans ce contexte que s'inscrit ce travail de recherche dont l'objectif est d'étudier l'effet de l'extrait brut d'une algue rouge marine Algérienne sur les activités antibactériennes.

L'algue rouge, *Corallina officinalis*, est une algue comestible bien connue en Chine et de nombreux autres pays, et aussi documentée qu'un médicament en médecine traditionnelle chinoise depuis plus de 100 ans (Yuling *et al.*, 2011). Elle est également exploitable commercialement comme une source de chaux et d'oligo-éléments dans les industries agricoles, horticoles et médicales.

C'est pour cela nous nous sommes intéressées à étudier l'activité antimicrobienne de cette algue rouge *Corallina officinalis* qui est récoltée des roches de la plage de Hadjadj ex bosquet à l'est de la Wilaya de Mostaganem en décembre 2018.

Le présent travail est organisé en plusieurs parties:

- Une synthèse bibliographique représentant la première partie de notre travail est réalisée afin de regrouper les informations essentielles sur les algues et éventuellement leurs pouvoirs antimicrobiens.
- La deuxième partie de notre étude, illustre le matériel biologique utilisé et les méthodes d'étude et d'expression des résultats.
- Dans la troisième partie, les résultats sont exposés et discutés en les comparants à ceux publiés dans la littérature scientifique internationale.

L'étude est achevée par une conclusion générale qui résume l'ensemble des résultats obtenus et éventuellement des perspectives d'avenir.

# **Etude bibliographique :**

# **Chapitre I: Généralités sur les algues marines**

## **Chapitre I : Généralités sur les algues marines**

### **I .1. Définition**

Les algues sont des êtres vivants appartenant au règne végétal. Elles constituent un ensemble hétérogène, dépourvus de racines, de tige et de feuilles, mais possédant de la chlorophylle ainsi que d'autres pigments accessoires pour réaliser la photosynthèse productrice d'oxygène (Gayral, 1975 ; Staudt, 2002). La plupart des algues se développent en eau douce, saline ou saumâtre, sur des 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 (Michel, 2000).

La taille des algues peut varier de la cellule microscopique unique, à quelques cellules en colonies et jusqu'à 7,5 m (laminaires, sargasses, macro algues) pour certaines formes multicellulaires (Hervé, 2012).

### **I.2. Classification des algues**

La classification des algues se fait selon des caractéristiques spécifiques telles que les composantes de la paroi cellulaire, les pigments présents (la couleur), le cycle de vie et le type de composés utilisés pour l'entreposage de la nourriture. En effet, les algues sont un groupe d'organismes très diversifiés qui varient en forme et en grosseur : unicellulaire, multicellulaire, coloniale, filamenteuse, amas de protoplastes (Memory, 2006).

A partir de ces critères, les algues sont réparties en trois grandes divisions, qui sont: Les Chlorophycées (algues verts), les Phéophycées (algues brunes) et les Rhodophycées (algues rouges) comme sont mentionné dans le tableau ci dessous (Tableau 01).

**Tableau 01:** Caractéristiques importantes des groupes d'algues (Géraldine et Céline, 2009).

Embranchement (règne)	Nom commun	Nombre d'espèce	Pigments	Habitat
Chlorophytes (protistes)	Algues vertes	7500 espèces	Chlorophylle (a,b) Xanthophylles Carotènes	Eau douce, saumâtre, salée et terrestre
Phéophytes (plantes)	Algues brunes	1500 espèces	Chlorophylle (a,c) Xanthophylles Carotènes	Eau salée et saumâtre
Rhodophytes (plantes)	Algues rouges	3900 espèces	Chlorophylle (a rarement d) Xanthophylles , Carotènes, Zéaxanthine, Phycocyanine C, Phycoérythrine	Eau douce, saumâtre et salée
Cyanophytes (procaryotes)	Cyanobactéries Algues bleues	1500espèces	Chlorophylle (a), Allophycocyanines, Phycocyanine, Phycoérythrine, Phycoérythrocyanine	Eau riche en minéraux

### I.3. Les grands groupes des algues marines

En général, les algues regroupent quatre groupes qui sont différenciées par rapport à la couleur, Chaque groupe contient des classes, et chaque classe contient des centaines d'espèces (Garon-Lardiere, 2004).

#### I.3.1. Les algues vertes (Chlorophycées)

Elles sont de formes très variées, uni-ou pluricellulaires. Leurs plastes sont colorés en vert par les chlorophylles a et b, auxquelles sont associés des carotènes et des xanthophylles. La photosynthèse permet la formation d'amidon, comme pour les plantes supérieures, la plupart des algues vertes vivent en eau douce ou en milieux marins, mais certaines espèces peuvent également se développer sur terre. Elles jouent un rôle important dans l'oxygénation des eaux, favorisant ainsi la vie animale (Garon-Lardiere, 2004).

#### I.3.2. Les algues brunes (Phéophycées)

La couleur brune de ces algues résulte de la dominance du pigment xanthophylle, la fucoxanthine, qui masque les autres pigments (chlorophylle a et c, ainsi que le bêta-carotène). Toutes possèdent une structure pluricellulaire, mais leurs dimensions varient depuis les

éléments microscopiques jusqu'aux très grands spécimens. La grande majorité des algues brunes sont marines (Garon-Lardiere, 2004).

### **I.3.3. Les algues rouges (Rhodophycées)**

Les rhodophytes ou algues rouges forment un groupe très diversifié. Ces algues doivent leur couleur à la présence de plastides roses dans lesquels un pigment rouge, la phycoérythrine, est associé à plusieurs autres pigments dont les chlorophylles. La plupart de ces algues rouges sont pluricellulaires et marines, mais il existe quelques formes unicellulaires et quelques unes vivent également en eau douce. Les algues rouges sont divisées en deux groupes: celui des Bangiophycées (qualifiées de primitives) et celui des Floridéophycées (plus complexes). Elles se distinguent généralement par leur cycle de reproduction particulièrement complexe (Garon-Lardiere, 2004).

### **I.3.4. Les Cyanobactéries**

Les cyanobactéries ou les algues bleues sont constituées des colonies de taille, de forme et de couleur très variables. Comme les algues rouges, elles possèdent des pigments surnuméraires bleus (Phycocyanines) et rouges (Phycoérythrines) qui masquent la chlorophylle a. En dépit de leur nom ancien d'algues bleues, elles sont rarement bleues mais plus souvent rouges, vertes avec des reflets bleutés, violets, bruns, jaunes ou orangés. La plupart d'entre elles ont une consistance gélatineuse voire gluante en raison des mucilages qu'elles sécrètent (Garon-Lardiere, 2004).

## **I.4. Composition chimique**

La composition biochimique des macro-algues est très variable selon les espèces, la saison, les conditions de croissance, de stress... etc.

Les algues se composent généralement de protéines, d'une faible quantité de lipides comparée au fort pourcentage de glucides, qui sont essentiellement sous forme de polysaccharides tels que les alginates, les carraghénanes et les ulvanes (Julie, 2010).

### **I.4. 1. Les éléments minéraux**

Les algues puisent dans la mer une richesse incomparable d'éléments minéraux d'où la fraction minérale peut représenter jusqu'à 36 % de la masse sèche.

Parmi ces éléments présentés dans les algues, nous citons: le potassium, le chlore, le sodium, le calcium, le magnésium, le soufre, le phosphore, l'iode, le fer, le cuivre, le

manganèse et de nombreux autres oligo-éléments tels que l'iode, le fer, le zinc, le cuivre, le sélénium et le molybdène, ainsi que bien d'autres oligo-éléments comme le fluor, le brome, le manganèse, le bore, le nickel et le cobalt (Viguerie *et al.*, 2002).

#### **I.4.2. Les lipides**

Les lipides dans l'algue peut être divisés en: stérols, tri-, di-, ou mono-acylglycérols et phospholipides. La teneur lipidique est très faible de l'ordre de 1 à 5% de la matière sèche. Cependant, du point de vue qualitatif, les lipides algaux présentent une proportion en acides gras essentiels importante dont les algues rouges contiennent des taux élevés d'acides gras polyinsaturés (Darcy-Vrillon, 1993).

#### **I.4.3. Les protéines**

La teneur en protéines des algues marines est variable, certaines espèces d'algues rouges possèdent une fraction protéique (30-40 % de la matière sèche) comparable, du point de vue quantitatif, à celle des légumineuses (Fleurence et Kaas, 1999).

#### **I.4.4. Les vitamines**

La composition vitaminique des algues est intéressante, malgré de grandes variations saisonnières. L'ensemble des vitamines sont bien représentées par les groupes A, B1, B2, B6, B12, C, D et E. L'intérêt principal réside dans la vitamine B12 dont les teneurs sont assez importantes dans les algues contrairement aux plantes (Watanabe *et al.*, 2012).

#### **I.4.5. Les caroténoïdes**

Toutes les macroalgues contiennent des caroténoïdes qui sont des pigments liposolubles composés d'unités isoprènes. Ceux sont de puissants antioxydants. Ils représentent en moyenne 0,1% du poids sec des algues brunes qui sont particulièrement riches en caroténoïdes et notamment en fucoxanthines, xanthophylles (violaxanthines) et 8-carotène (Yan *et al.*, 1999).

#### **I.4.6. Les polysaccharides**

Les algues riches en polysaccharides très particuliers : les phycocolloïdes (18 à 45% de la masse sèche chez les algues brunes). Les polysaccharides sont présentés par les alginates, les agars, les carraghénanes, les ulvanes et les fucoïdiens, qui sont largement utilisés dans l'industrie alimentaire et pharmaceutique et d'autres branches de l'industrie. Ils sont devenus une source importante de composés naturels bioactifs (Cumashi *et al.*, 2007; Dos Santos Amorim, 2012).

### I.4.7. Les fibres

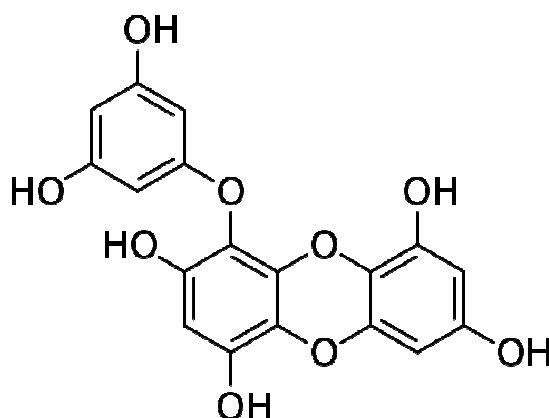
Les algues forment une source importante de fibres (de 33 à 61%) qui facilitent le transit intestinal. La fraction de fibres solubles constituée selon l'espèce d'agar-agar, de carraghénane, de xylane, d'alginate, de fucane, de laminarane et d'ulvane, offre un intérêt particulier lié à la nature chimique originale des monomères constitutifs (Lahaye, 1991).

## I.5. Les métabolites secondaires

Les métabolites secondaires sont des molécules organiques complexes synthétisées et accumulées en petites quantités par les plantes autotrophes. Les métabolites secondaires possédants des activités pharmacologiques et biologiques prometteuses ont été mis en évidence dans plusieurs espèces d'algues; ils constituent environ 35% des substances chimiques nouvellement découverts durant la période 1977-1987, suivie d'invertébrés marins. Ils sont divisés principalement en trois grandes familles: Les polyphénols, les terpènes et les alcaloïdes (Lutge *et al.*, 2002 ; Abderrazak et Joël., 2007).

### I.5.1. Les composés phénoliques (polyphénols):

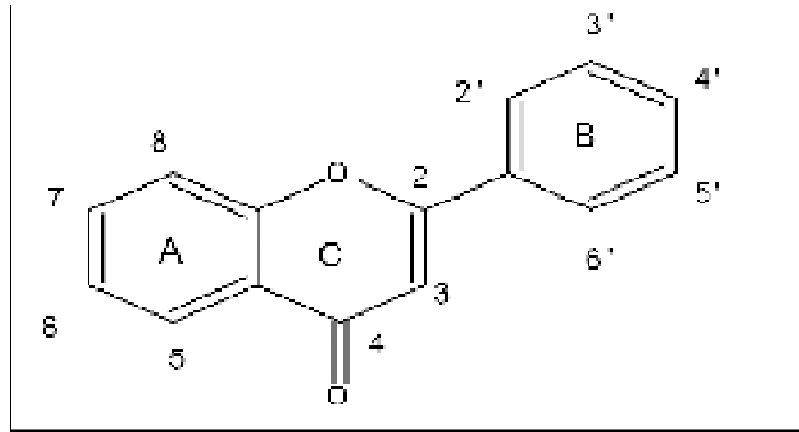
La plupart des algues marines contiennent des polyphénols algaux aussi appelés phlorotannins. Les phlorotannins constituent un groupe très hétérogène de molécules (structure et degré de polymérisation) fournissant ainsi une grande variété d'activités biologiques potentielles. Les teneurs les plus élevées sont retrouvées dans les algues brunes qui en contiennent entre 5 et 15 % du poids sec (Glombitza et Keusgen, 1995). L'activité antioxydante d'extraits de polyphénols d'algues brunes et rouges a été mise en évidence par des études *in vitro* (Nakamura *et al.*, 1996).



**Figure 01:** Structure des phlorotannins (Nakamura *et al.*, 1996).

### I.5.2. Les flavonoïdes

Le terme flavonoïde (de flavus, «jaune» en latin) désigne une très large gamme de composés naturels appartenant à la famille des polyphénols (Bouakaz, 2006). Ils constituent des pigments responsables des colorations jaune, orange et rouge de différents organes végétaux (Havasteen, 2002). Les flavonoïdes possèdent des activités anti-tumorales, anticarcinogènes, anti-inflammatoires et antioxydante (Bahorun, 1997). La Figure 2 représente la structure de base des flavonoïdes.

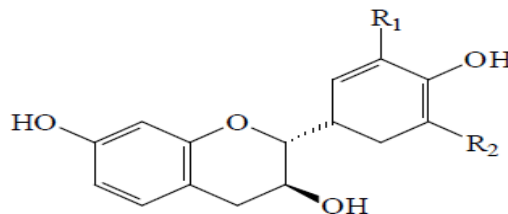


**Figure 02:** Structure de base des flavonoïdes (Di Carlo *et al.*, 1999).

### I.5.3 Les tanins

Les tanins sont des substances polyphénoliques de structure variée (Figure 3), de saveur astringente ayant en commun la propriété de tanner la peau, cette aptitude est lié à leur propriété de se combiner aux protéines. Leur poids moléculaire est compris entre 500 et 3000 Dalton (Paris et Hurabielle, 1981).

On distingue habituellement deux groupes de tanins différents par leur structure aussi bien par leur origine biogénétiques: Les tanins hydrolysables et les tanins condensés (Bruneton, 1999).



$R_1 = R_2 = H$  : Afzéléchol

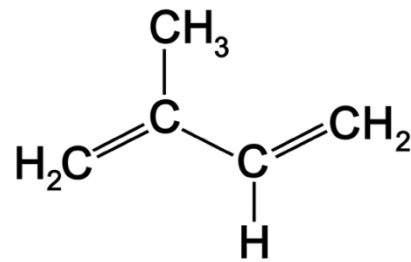
$R_1 = OH$  ;  $R_2 = H$  : Catéchol

$R_1 = R_2 = OH$  : Gallocatéchol

**Figure 03:** Structure de quelques tanins (Guigniard, 1996).

#### I.5.4. Les isoprénoïdes (Terpénoïdes)

Les terpénoïdes sont constitués d'unités isoprènes (C 5). Ils sont classés en plusieurs catégories: monoterpènes (C 10), diterpènes (C 20), triterpènes (C 30), sesquiterpènes (C 15) et tetraterpènes (C 40). Les algues brunes produisent des terpénoY des et des acétogénines (Harper *et al.*, 2001). Les algues rouges sont aussi caractérisées par la production d'un nombre impressionnant de composés halogénés. Les algues vertes, principalement les espèces de Bryopsidales produisent des composés sesquiterpenoïdes et diterpénoïdes (Blunt *et al.*, 2011).

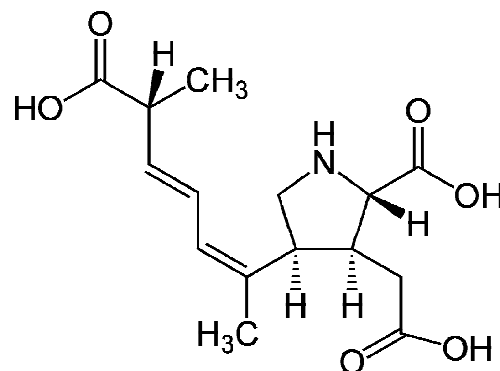


**Figure 04:** La molécule d'isoprène (Calixto, 2005).

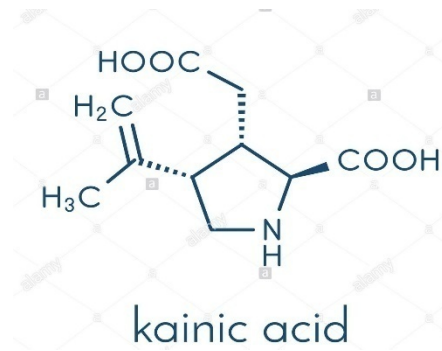
#### I.5.5. Les alcaloïdes:

Les composés azotés trouvés dans les algues marines sont relativement rares et peuvent être divisés en trois groupes: phényléthylamine alcaloïdes, indoles et alcaloïdes indoliques halogénés et autres alcaloïdes.

Structurellement, les alcaloïdes isolés des algues marines pour la plupart appartiennent à des groupes de la phényléthylamine et de l'indole. Les activités biologiques de ces alcaloïdes n'ont pas été pleinement examinées (Gross *et al.*, 2006). Les algues marines contiennent des composés hétérocycliques azotés. Parmi eux, les plus intéressants sont l'acide domoïque (Figure 05) et l'acide kainique (Figure 06).



**Figure 05:** Structure d'acide domoïque (Maeda, 1986).



**Figure 06:** Structure d'acide kainique (Merck, 1968).

## I.6. Mode de reproduction

Deux modalités de reproduction existent chez les algues : la reproduction asexuée (ou multiplication végétative) et la reproduction sexuée qui met en jeu l'union ou gamie, d'un gamète male et d'un gamète femelle. Chez certains taxons (cyanobactéries ou algues bleus), le mode asexuée est le seul connu ; chez d'autres, il coexiste avec la reproduction sexuée, notamment chez les characées pour lesquelles ce dernier mode est prépondérant.

### I.6.1. Reproduction asexuée

La reproduction asexuée ou multiplication végétative regroupe tous les phénomènes aboutissant à la production de nouveaux individus sans processus sexué (fusion des gamètes) selon deux types:

Par le biais de divisions:

- Division cellulaire par scission (scissiparité) chez les procaryotes et par mitose chez les eucaryotes. Les cellules filles obtenues sont morphologiquement et cytologiquement identiques à la cellule mère.
- Simple fragmentation du thalle, comparable à un bouturage chez la cyanobactérie (hormogonies).

Par le biais de cellules ou organes spécialisés:

- Les akinètes présents chez certaines cyanobactéries (*Nostoc*, *Cylindrospermum*) et chez les chlorophycées (*Oedogonium*, *Cladophora*)
- Les bulbilles de certaines characées (exemple: *Nitellopsis*).
- Les spores.

Dans des conditions favorables, ces organes (et cellules) germent pour donner un nouvel individu (Laplace-treiture, 2014).

### **I.6.2. Reproduction sexuée**

Cette modalité de reproduction rencontrée exclusivement chez les eucaryotes permet un brassage chromosomique. Elle est caractérisée par la fusion (ou gamie) de deux cellules spécialisées appelées gamètes (Laplace-treiture, 2014).

On parle de planogamie si les gamètes sont mobiles, d'isogamie si les gamètes sont de structure identique (exemple: *Ulothrixzonata*) ou d'anisogamie dans le cas contraire (exemple: *Ulva*) (Laplace-treiture, 2014).

## **I.7. Utilisation des algues**

Les utilisations des algues, marines sont très diverses et leur importance augmente continuellement. Près de deux cents genres d'algues marines benthiques (correspondant sans doute à plusieurs milliers d'espèces) sont cités dans la littérature scientifique pour avoir été exploités, ou étudiés en vue d'une exploitation, dans une région quelconque du globe (Levring *et al.*,1969). En excluant donc le phytoplancton dont la présence conditionne pourtant tout le développement de la matière organique en plein océan, l'utilisation des algues benthiques peut être présentée autour de cinq thèmes ci-dessous.

### **I.7.1. En alimentation animale**

Sur de longues périodes, les animaux (ovins, bovins et équidés) qui vivaient en zones côtières consommaient des macroalgues brunes, surtout dans les pays où celles-ci étaient rejetées sur le rivage, d'ailleurs l'algue rouge *Palmariapalmata* était appelée « goémon à vache ». Les premiers essais de supplémentation de la ration alimentaire d'animaux d'élevage ont fait apparaître une bonne acceptabilité, une bonne digestibilité et une bonne assimilation des algues.

Aujourd'hui, la disponibilité de macroalgues pour animaux s'est accentuée avec la production de farines. Les macroalgues utilisées en alimentation comme *Ascophyllum nodosum* et *Laminaria digitata* fraîchement coupées, sont broyées en fines particules et séchées. Leur analyse a montré qu'elles contenaient des quantités importantes de minéraux, oligoéléments et vitamines. Les oligo-éléments qui sont des éléments essentiels requis pour les mammifères à de petites quantités tels que le fer, le zinc, cobalt, chrome, molybdène, nickel, fluor et iode (Chouikhi, 2013).

### **I.7.2. En Alimentation humaine**

L'algue en alimentation fait cependant partie du quotidien de l'homme, mais de façon discrète, utilisée pour ses propriétés technologiques et ceci depuis le début des années soixante. Agar, Alginate et carraghénanes sont ainsi devenus des ingrédients incontournables de l'industrie agroalimentaire (Marfaing, 2004).

Les algues rouges sont la source d'agar et de l'agarose. Les genres *Gelidium*, *Gracilaria*, *Acanthoptelis* et *Pterocladia* sont les principaux producteurs de ces matériaux (Chouikhi, 2013). Le mucilage extrait à chaud de ces algues donne après purification, déshydratation et broyage la poudre d'agar-agar utilisée essentiellement pour gélifier un grand nombre de produits alimentaires mais aussi les milieux de culture pour les microorganismes ou les cultures in vitro (Chouikhi, 2013).

### **I.7.3. En Agriculture**

Cette utilisation est l'une des plus anciennes puisque de nombreux peuples côtiers ont de tout temps récolté des algues pour s'en servir comme engrais. Les algues, en effet, apportent non seulement les principaux sels minéraux existant dans les engrais de synthèse, mais aussi des matières organiques dont le rôle apparaît maintenant tout à fait fondamental à la suite des récentes études agronomiques sur leur pouvoir d'absorption. En outre, il est bien connu que les algues concentrent dans leurs tissus les oligo-éléments normalement contenus en quantité excessivement faible dans l'eau de mer ; un exemple saisissant est celui de l'iode dont la concentration dans les tissus est si élevée que son extraction à partir des algues fut, à un moment donné, parfaitement rentable économiquement (Kim, 1970).

### **I.7.4. Dans le domaine agroalimentaire**

Le processus biotechnologique des macroalgues marines a trois éléments: La cellule et le développement de culture cellulaire, la conception de photobioréacteur, et

l'identification des stratégies pour obtenir la biosynthèse de métabolites secondaires (synthèse biomimétique) (Rorreret Cheney, 2004). L'ingénierie biotechnologique (biomoléculaire) des macroalgues marines pour la production de ces composés est un domaine nouveau émergent de la biotechnologie marine. Les Rhodophycées contiennent une protéine particulière appelée phycoérythrine (PE) qui est déjà utilisée dans les applications biotechnologiques comme colorant ou teinture dans des réactions d'immunofluorescence (Fleurence, 1999).

#### **I.7.5. Dans le domaine pharmaceutique et médical**

Plusieurs composés chimiques isolés des macroalgues sont biologiquement actifs dont certains possèdent une activité pharmacologique efficace (Rorreret Cheney, 2004). Une étude sur l'isolement et la détermination de la structure chimique de nouveaux métabolites secondaires pouvant présenter des activités biologiques à potentialités pharmacologiques a été réalisée à partir de deux algues méditerranéennes *Cystoseiracrinita* (Phéophycée) et *Lyngbyamajuscula* (Cyanophycée) (Praud, 1994). Aujourd'hui, environ 4000 nouveaux métabolites ont été isolés à partir de divers organismes marins et jusque dans les années 1990, ce sont les algues qui ont le plus intéressé les chercheurs (Praud, 1994).

# **Chapitre II: Généralités sur** *Corallina officinalis*

## **Chapitre II : Généralités sur *Corallina officinalis***

### **II.1. Famille des corallinacées**

La famille des Corallinaceae (ou Corallinacées) regroupe les algues rouges de l'ordre des Corallinales. Les Corallinales constituent un ordre d'algues distinctif et varié, réparties dans les habitats littoraux et sublittoraux marins exposés aux vagues et comprenant à la fois des formes crusteuses et géciculées (articulées) (Rachel *et al.*, 2009). Cette famille se distingue morphologiquement de la famille Sporolithaceae. Néanmoins, elle se ressemble dans sa formation aux chambres de sporanges (Taylor *et al.*, 2009).

### **II.2. Genre *Corallina***

*Corallina* est un genre d'algues rouges de la famille Corallinacées possédant plus de 564 espèces actuellement acceptées, elles sont considérées comme le troisième ordre le plus riche en espèces parmi les algues rouges (Rachel *et al.*, 2009) après les Ceramiales et Gigartinales. Elles qui se trouvent couramment dans les piscines de roche sur les bords de la mer avec des disques abrasifs et squelettes calcaires (Aguirre *et al.*, 2010).

### **II.3. *Corallina officinalis***

#### **II.3.1. Description**

Cette petite algue mesure de 4 à 5 cm de haut et est de couleur rose pâle. Elle est fortement calcaire ce qui lui donne une certaine rigidité. Le thalle de cette algue n'est pas commun, il ressemble à un empilement successif de petits cônes (2-3 mm). Les ramifications sont régulières et opposées, c'est-à-dire que les 2 ramifications débutent à la même hauteur sur le thalle et partent chacune dans une direction opposée. Les ramifications de l'algue sont toutes dans le même plan. Cette algue ne tolère pas l'effet desséchant de l'air et devient blanche en s'exposant au soleil (Gayral, 1975).



**Figure 07** : *Corallina officinalis* dans son milieu naturel.

### II.3.2. Classification

Cette algue a été classée dans le tableau 02 ci- dessous selon Linné, 1758.

**Tableau 02** : Classification de *Corallina officinalis* (Linné, 1758).

<b>Règne</b>	Plantae
<b>Embranchement</b>	Rhodophyta
<b>Classe</b>	Rhodophyceae
<b>Ordre</b>	Corallinales
<b>Famille</b>	Corallinaceae
<b>Genre</b>	Coralline
<b>Espèce</b>	<i>Corallina officinalis</i>

### II.3.3. Mode de reproduction

Après la fécondation, les spores diploïdes sont libérées et se développent dans un tétra sporophyte. Chaque tétra sporophyte contient des tétrasporanges. Chaque tétrasporangium contient quatre spores. A maturité, la méiose se produit dans le tétrasporangium et tétraspores haploïdes sont libérées. Celles-ci croissent en plantes males et femelles (De Reviere, 2002).



**Figure 08** : Aspect général du thalle de *Corallina officinalis* (De Reviers, 2002).

## II.4. Composition

Le [Tableau 3](#) représente quelques composants rencontrés dans l'espèce *C. officinalis*. En plus de ces derniers, cette algue est une source de polysaccharides sulfatés qui sont reconnus pour leurs propriétés thérapeutiques comme des activités anticoagulantes, antithrombotiques, antitumorales, antivirales et antiherpétiques ([Yang et al., 2011](#)).

**Tableau 03** : Composition chimique d'algue *Corallina officinalis* (Lamouroux, 1824).

<b>Composants</b>	<b>Mg/g</b>
<b>Sels marins</b>	10
<b>Gélatine</b>	66
<b>Albumen</b>	64
<b>Sulfate de chaux</b>	19
<b>Silice</b>	7
<b>Fer</b>	2
<b>Phosphate de chaux</b>	3
<b>Magnésium</b>	23
<b>Chaux</b>	420
<b>Acide carbonique avec la chaux</b>	196
<b>Acide carbonique avec le magnésium</b>	51
<b>Eau</b>	141

## II.5. Utilisation

Les espèces de *C. officinalis* ont été utilisées comme antihelminthique, ou destructeur de vers (Lamouroux, 1824). On utilise aussi dans la fabrication des fins médicales, fins de vers, et en industrie pharmaceutique comme médicaments, à cause d'extraits de l'algue prétendument contenant un vermifuge efficace (Hiilson, 1977).

**Chapitre III: Activité  
antimicrobienne de *Corallina  
officinalis***

## **Chapitre III : Activité antimicrobienne de *Corallina officinalis***

### **III.1. Introduction**

Les macroalgues sont une source riche de produits bioactifs naturels, bien que peu de choses aient été faites pour définir un rôle écologique pour ces composés. Ils peuvent donc posséder des défenses chimiques empêcher la colonisation de leur surface. L'utilisation de produits naturels marins capables d'inhiber le développement des bactéries offre un potentiel pharmacologique élevé. De nombreux rapports montrent que les macro-algues présentent un large éventail d'activités biologiques telles qu'antibactérien, antifongique, antiviral et anti-inflammatoire (Oumaskour *et al.*, 2013).

### **III.2. Description des microorganismes étudiés**

#### **III.2.1. *Staphylococcus aureus***

Les espèces *Staphylococcus aureus* sont des cocci à Gram positif, de forme sphérique, avec un diamètre de 0.8 à 1  $\mu\text{m}$ . Elles sont regroupées en diplocoques ou en petits amas (grappe de raisin). Elles sont immobiles, asporulés, habituellement sans capsule, coagulase et catalase positive. De nombreuses souches de *S. aureus* produisent un pigment jaune doré (Patrick *et al.*, 1988).

##### **➤ Pouvoir pathogène**

*S. aureus* tient également à la production d'un grand nombre de substances diffusibles ou associées à la paroi (hémolysines  $\alpha$ ,  $\beta$ ,  $\gamma$  et  $\delta$ ) (Guiraud *et al.*, 2004). Elle est la cause de méningite, ostéomyélite et la diarrhée (Steven *et al.*, 2004).

#### **III.2.2. *Escherichia coli***

*Escherichia coli* est un bacille à Gram négatif (Patrick *et al.*, 1988), de forme non sporulée, de type anaérobie facultative, généralement mobile grâce aux flagelles, sa longueur varie de 2 à 6  $\mu\text{m}$ , alors que sa largeur est de 1,1 à 1,5  $\mu\text{m}$  (Steven *et al.*, 2004).

Les bactéries appartenant à l'espèce *E. coli* constituent la majeure partie de la flore microbienne aérobie du tube digestif de l'homme et de nombreux animaux.

➤ **Pouvoir pathogène**

Ces souches sont responsables de la diarrhée des voyageurs et de syndromes diarrhéiques cholériformes épidémiques dans les pays du tiers-monde. Ce sont des souches capables d'excréter des toxines (toxines LT et bu ST) (Guiraud *et al.*, 2004). Certaines souches sont virulentes, capables de déclencher spécifiquement chez l'homme ou chez certaines espèces animales des infections spontanées des voies digestives notamment les salmonelles (Federighi, 2005) ou urinaires ou bien encore des méningites néonatales. D'autres souches appartiennent à la flore commensale peuvent être responsables d'infections opportunistes variées, surtout chez les sujets aux défenses immunitaires affaiblies (Patrick *et al.*, 1988).

### III.2.3. *Pseudomonas aeruginosa*

Les espèces *P. aeruginosa* sont des bacilles à Gram négatif, de 1.5 à 3 µm de long et 0.5 à 0.8 µm de large, non sporulés, généralement mobiles grâce à une ou plusieurs flagelles polaires. *P. aeruginosa* est une espèce aérobie à métabolisme strictement respiratoire et chimio-organotrophes (Palleroni, 2008).

➤ **Pouvoir pathogène**

Cette espèce est responsable de 10% de l'ensemble des infections nosocomiales, occupant le 3 rang après *E. coli* et *S. aureus*, mais le premier rang pour les infections pulmonaires basses et le 3<sup>ème</sup> rang pour les infections urinaires (Richard et Kiredjian, 1995).

### III.2.4. *Bacillus cereus*

Un grand bacille à Gram positif en forme de bâtonnet de 1 µm de large pour 3 à 4 µm de long, sporulé, mobile et de type respiratoire aéro-anaérobie. Le germe *B. cereus*, retrouvé de manière ubiquitaire dans le sol, est fréquemment responsable d'intoxications alimentaires opportunistes.

➤ **Pouvoir pathogène**

L'intoxication alimentaire à *B. cereus* revêt deux formes:

- La forme émétique, accompagnée de nausées et de vomissements (durée d'incubation: 1 à 5 heures).
- La forme diarrhéique, accompagnée de douleurs abdominales et d'une diarrhée (durée d'incubation : 6 à 24 heures).

### III.2.5. *Bacillus subtilis*

*Bacillus* correspond à des bactéries en forme de bâtonnets (1,2 à 10µm de long), chimiohétérotrophes, généralement mobiles (présence de flagelles péritriches), habituellement présentes dans le sol à des températures modérées (5°C - 65°C). Ce sont des bactéries aérobies strictes ou facultatives.

Dans sa niche écologique, elle doit souvent faire face à des stress et des carences en nutriments, ce qui l'a conduite à développer diverses stratégies afin de survivre en conditions défavorables. Elle est notamment capable de former des spores, qui lui permettent de survivre longtemps dans des conditions extrêmes telles que la dessiccation, la chaleur ou les radiations. Au cours de l'évolution, sa compétence naturelle lui a également conféré une capacité d'adaptation par recombinaison. A court terme, la bactérie est aussi capable d'affronter des situations telles que les stress osmotiques, oxydatifs, acides ou les chocs thermiques, en particulier grâce à des régulateurs globaux de réponse au stress, les facteurs sigma (Loison, 2013).

#### ➤ **Pouvoir pathogène**

Malgré que *B. subtilis* est une bactérie à faible potentiel pathogène, elle peut donner lieu à de redoutables infections dans certains cas ou encore être à l'origine d'une intoxication alimentaire d'où l'importance de l'application des recommandations en matière d'hygiène et stérilisation afin d'éviter ces risques (Bouhairi, 2017).

### III.2.6. *Candida albicans*

*Candida albicans* est une levure non capsulée, non pigmentée et aérobie. Cette levure diploïde, dont le matériel génétique se répartit en huit chromosomes (Chu *et al.*, 1993).

Au niveau morphologique, cette levure peut mesurer de 3à15µm, et est caractérisée par un polymorphisme que l'on peut trouver in vitro et in vivo et qui lui permet de se soustraire aux défenses liées à l'immunité cellulaire (Buffoet *et al.*, 1984).

#### ➤ **Pouvoir pathogène**

Elle provoque des infections fongiques (candidose) essentiellement au niveau des muqueuses digestive et gynécologique. Les candidoses sont une cause importante de mortalité chez les patients immunodéprimés comme les patients atteints du Sida, les patients cancéreux sous chimiothérapie ou après transplantation de moelle osseuse (Sheppard *et al.*, 2004).

# **Etude expérimentale**

# **Chapitre IV : Matériels et Méthodes**

## Chapitre IV : Matériels et Méthodes

### IV.1. Matériels

#### IV.1.1. Matériel biologique

Notre travail a été effectué au sein du laboratoire des microorganismes bénéfiques, des aliments fonctionnels et de la santé (LMBAFS) de l'Université Abdelhamid Ibn Badis à Mostaganem.

#### IV.1.2 Origine des souches

Les souches utilisées dans ce travail comportent des souches pathogènes qui proviennent de la collection du laboratoire LMBAFS.

**Tableau 4** : la nature et l'origine de différentes souches pathogènes utilisées.

Souches	Références
<i>Staphylococcus aureus</i>	ATCC 33862
<i>Escherichia coli</i>	ATCC 25922
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	ATCC 27853
<i>Bacillus cereus</i>	ATCC 10876
<i>Bacillus subtilis</i>	ATCC 6633
<i>Candida albicans</i>	ATCC10231

#### IV.1.3. Matériel végétal :

##### IV.1.3.1. zone d'échantillonnage

Le matériel végétal, constitué d'algue rouge *Corallina officinalis* à été récolté à partir des roches de la plage de Hadjaj ex Bosquet à l'est de la Wilaya de Mostaganem en décembre 2018.

#### **IV.1.3.2. Identification d'algue**

L'échantillon d'algues *C. officinalis* a été généreusement identifiée par le Pr R. Chadli, département de sciences de la mer et de l'aquaculture, faculté des Sciences de la nature et de la vie, Université de Mostaganem.

#### **IV.1.3.3. Conservation de l'échantillon**

Au laboratoire, le matériel végétal récolté est lavé plusieurs fois à l'eau de robinet afin d'éliminer l'excès de sel, les grains de sable ainsi que d'autres particules de mer ; puis séché à l'abri de la lumière et de l'humidité pendant une semaine. Une fois séchée, la matière végétale a été broyée en poudre à l'aide d'un mixeur, et conservé jusqu'au jour d'extraction.

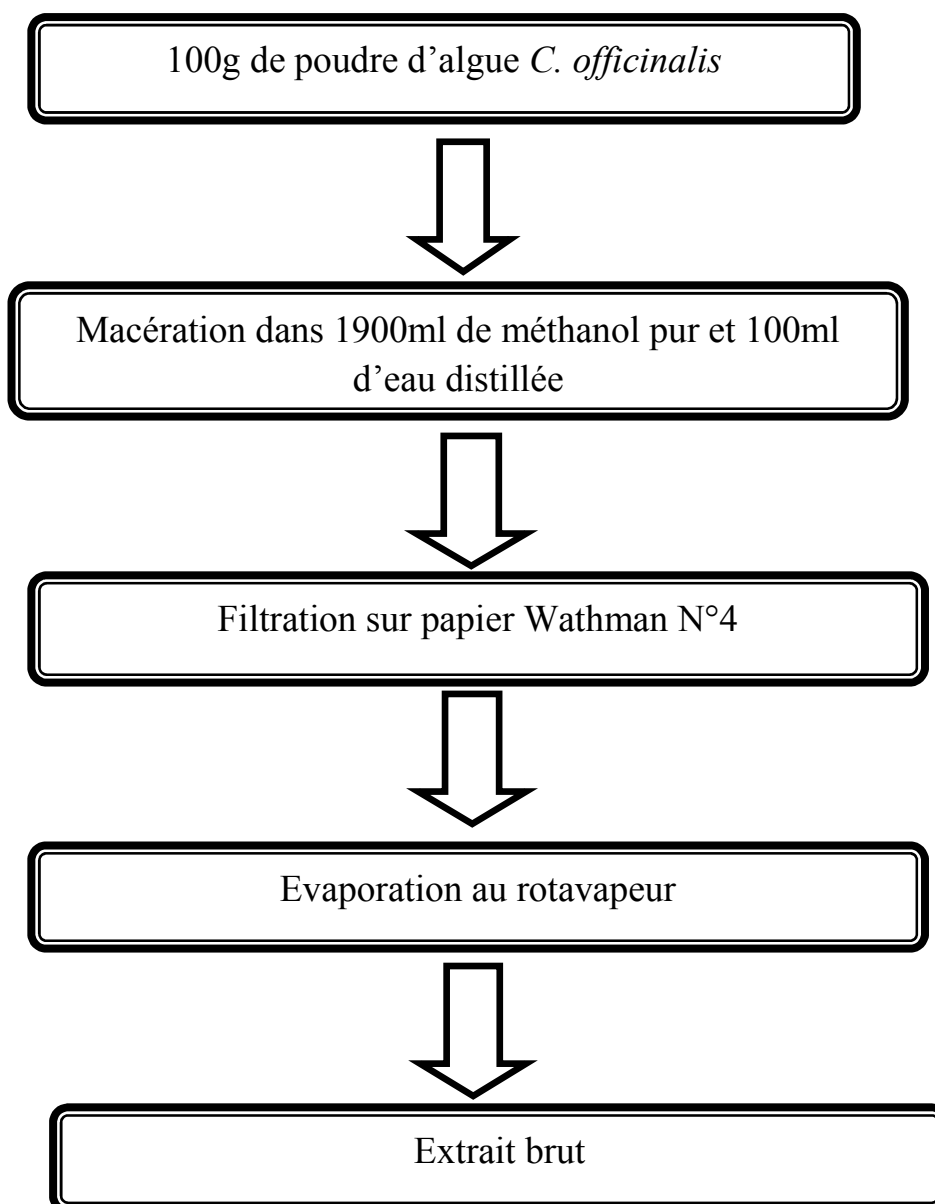
### **IV.2. Méthode :**

#### **IV.2.1. Extraction de l'algue *C. officinalis***

L'extrait brut est obtenu en réalisant une macération de 100g de poudre d'algue dans 2L d'un mélange de solvants (eau distillée/méthanol) (100/1900, v/v). Après 24h, une filtration est réalisée sous vide avec du papier wattman N°4. Le filtrat obtenu est évaporé à 45 °C pendant 30 minutes sous pression réduite avec un évaporateur rotatif de type HAHNVAPOR HS-2005V-N. L'extrait obtenu est conservé dans un tube à 4°C à l'obscurité (Moujahid *et al.*, 2004).



**Figure09** : les étapes d'extraction de *C. officinalis* (Moujahid *et al.*, 2004)



**Figure 10 :** Méthode d'extraction de *C. officinalis* (Moujahid *et al.*, 2004).

## IV.2. Réactivation de souches pathogènes

### IV.2.1. Les souches pathogènes utilisées

Les germes pathogènes, *E. coli*, *S. aureus*, *p. aeruginosa*, *B. cereus*, *B. subtilis* et *C. albicans* ont été réactivées en bouillon BHIB, et incubées à 37 °C pendant 24 H pour s'assurer de leurs pureté ainsi que les réactiver.

#### **IV.2.2. Le renouvellement et l'enrichissement des souches pathogènes**

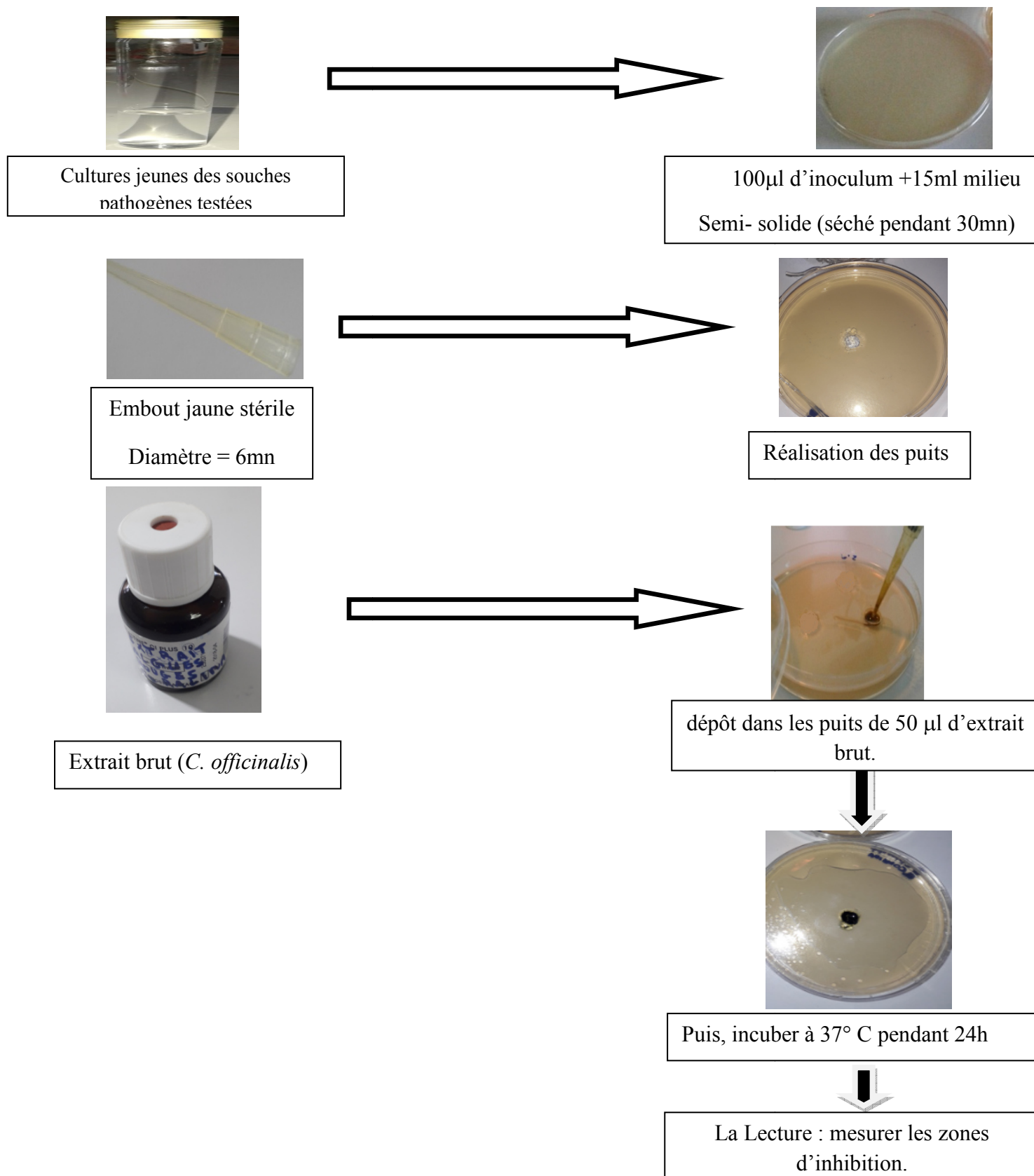
Le renouvellement et l'enrichissement est effectué par ensemencement des souches pathogènes dans un bouillon BHIB à 37°C pendant 24 heures d'incubation avant chaque test d'antagonisme pour obtenir une culture jeune, puis ajuster la densité optique entre l'intervalle de 0.08 à 0.1 à une longueur d'onde de 600 nm qui correspond à  $10^8$  UFC / ml (Kishor, 2005).

#### **IV.2.3. Méthode de diffusion en puits AWDT (Barefoot et Klaenhammer, 1983)**

Cette méthode de diffusion est très utilisée en microbiologie (antibiogramme et antifongigramme), elle repose sur la diffusion du composé antimicrobien en milieu semi solide (gélose molle), l'effet du produit antimicrobien sur la cible, le résultat est apprécié par la mesure d'une zone d'inhibition, qui en sa fonction, la souche du testée sera qualifiée de vue de sa sensibilité: sensible, intermédiaire ou résistante. Dans la technique de diffusion il y a compétition entre la croissance du microorganisme et l'effet de la diffusion du produit testé (Broadasky *et al.*, 1976).

Cette méthode consiste à couler 15 ml Muller Hinton molle avec 100µl d'une culture jeune de 24h d'incubation de nombre de  $10^8$  UFC/ml (la densité optique 0.08-0.1 mac fernold) sur une boîte de pétri. Après solidification à température ambiante dans une zone stérile, des puits sont creusés à l'aide d'un embout jaune stérile. Généralement on réalise 1 puits par boîte de 6mm de diamètre. Un volume de 50µl de l'extrait brut est mis dans les puits.

Les boîtes de pétri sont incubées à 37°C pendant 24h pour permettre la bonne diffusion de la substance antibactérienne (Cintas *et al.*, 1995 ; Chaalel *et al.*, 2015 ; Chaalel *et al.*, 2017). La présence de zone d'inhibition à formées autour des puits est examinée après 24h d'incubation (Hwanhlem *et al.*, 2011). La lecture des résultats se fait par la mesure de diamètre des zones d'inhibition apparaissant ; il sera considéré comme positif si le diamètre est supérieur à 2 mm.



**Figure 11:** Méthode de diffusion en puits AWDT.

### **IV.3. Détermination de la concentration minimale inhibitrice ( CMI ) :**

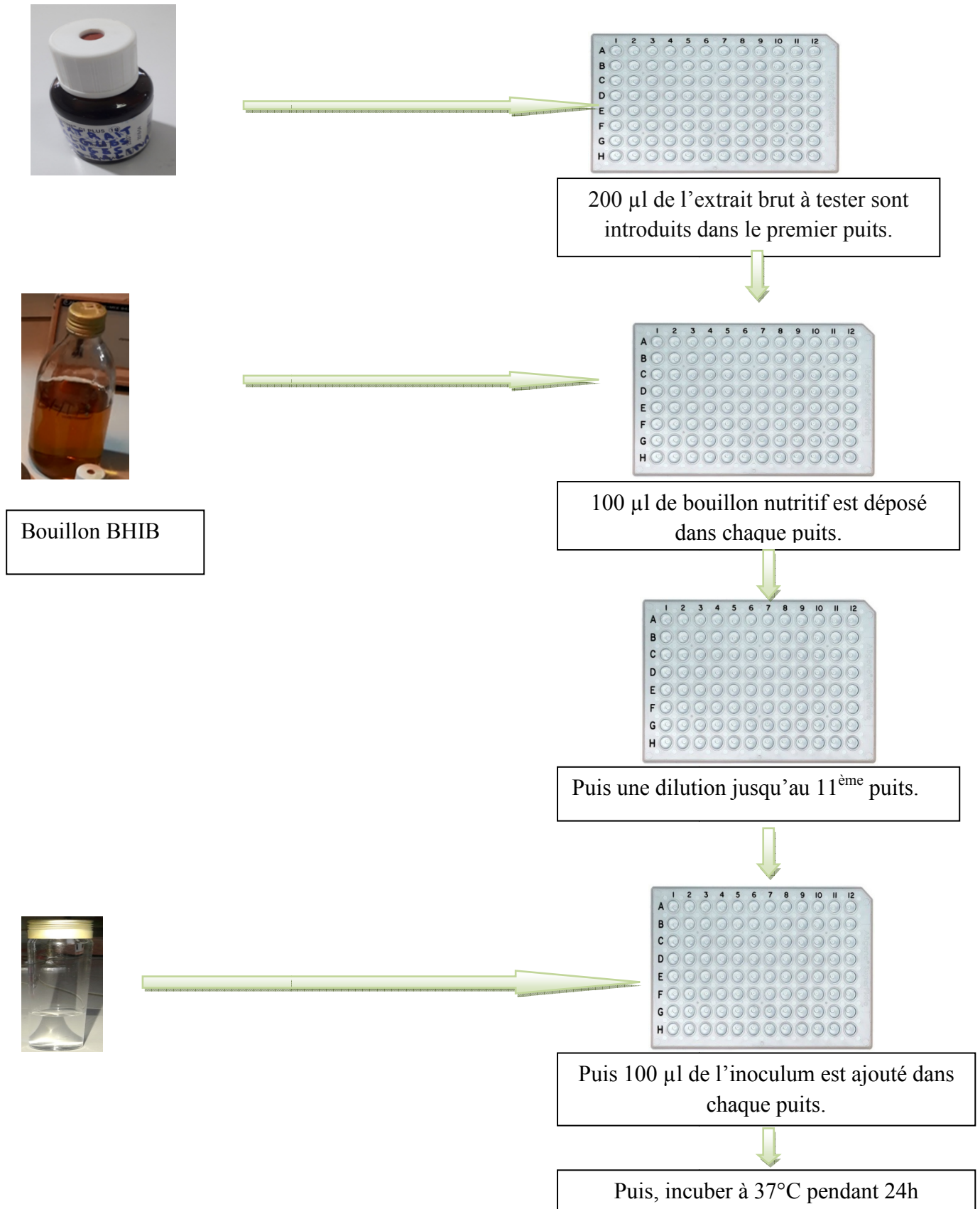
Généralement la concentration minimale inhibitrice (CMI) est considérée comme étant la plus faible concentration de substance antimicrobienne capable d'inhiber la croissance visible d'un microorganisme donné après un temps d'incubation de 24h ([Ganière \*et al.\*, 2004](#)).

La détermination de la CMI a été réalisée par la Méthode de micro dilution sur milieu liquide selon CLSI ([Clinical and Laboratory Standards Institute, 2008](#)).

Dans cette technique, des microplaques à fond rond (96 puits) sont utilisées pour déterminer la concentration minimale inhibitrice, dans chaque ligne de la microplaque on dépose 100 µl du bouillon nutritif BHIB.

Ensuite, 200 µl de l'extrait brut à tester sont introduits dans le premier puits. Après avoir bien mélangé le contenu du premier puits, 100 µl est prélevé, puis déposée dans le 2<sup>ème</sup> puits, et on continue ainsi de suite jusqu'au 11<sup>ème</sup> puits où 100 µl restants sont éliminés. Par conséquent, nous obtenons une dilution ½ entre chaque puits. Le dernier puit représente le témoin négatif : le puit N°12 contient uniquement le bouillon nutritif.

Enfin, 100 µl de l'inoculum ( $1 \cdot 10^6$  UFC/ml) est ajoutée dans chaque puits. Les microplaques sont scellées et incubées à 37 °C pendant 24h.



**Figure 12:** La méthode de diffusion en puits AWDT (Barefoot et Klaenhammer, 1983)

# **Chapitre V : Résultats et Discussion**

## **Chapitre V : Résultats et Discussion**

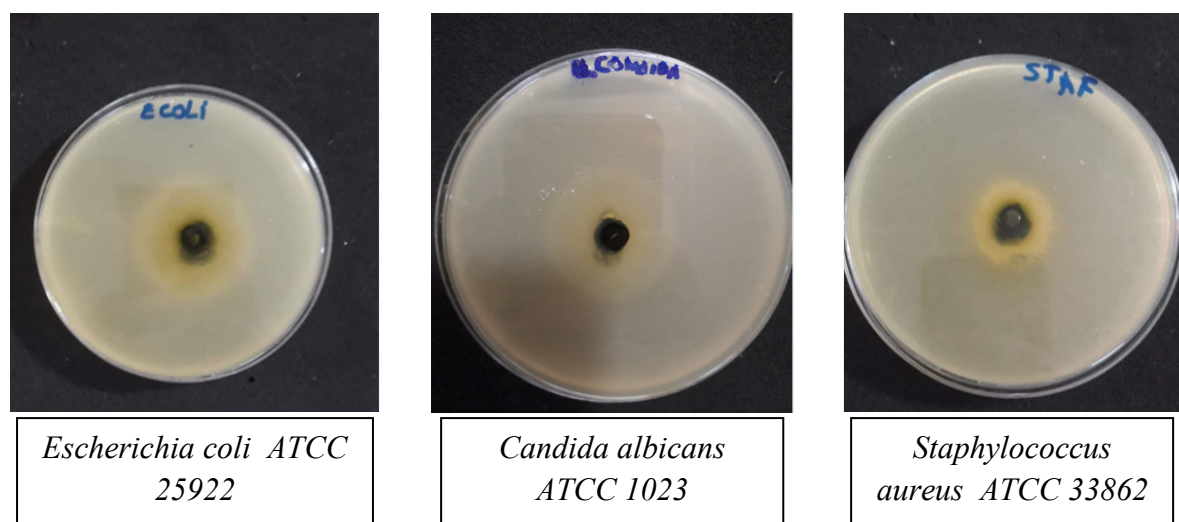
### **V.1. Pourvoir de l'activité antimicrobienne de *Corallina officinalis* :**

Nous avons étudié *in vitro* le pouvoir antimicrobienne d'extrait brut de *C. officinalis* par la méthode de diffusion en puits AWDT (Barefoot et Klaenhammer, 1983) sur un milieu gélosé solide, Mueller-Hinton, c'est le milieu le plus utilisé pour faire ces tests d'antagonisme. L'activité antimicrobienne de *C. officinalis* a été estimée en terme de diamètre de la zone d'inhibition autour des puits contenant l'extrait brut de *C. officinalis* à tester vis-à-vis de 6 microorganismes testés qui proviennent de la collection du laboratoire LMBAFS, dont trois (3) bactéries Gram positif (+) : *B. cereus* ATCC10876, *B. subtilis* ATCC 6633, et *S. aureus* ATCC 33862, et deux (2) bactéries Gram négatif (-) *P. aeruginosa* ATCC 27853 et *E. coli* ATCC 25922 ainsi qu'un champignon: une levure *C. albicans* ATCC 10231.

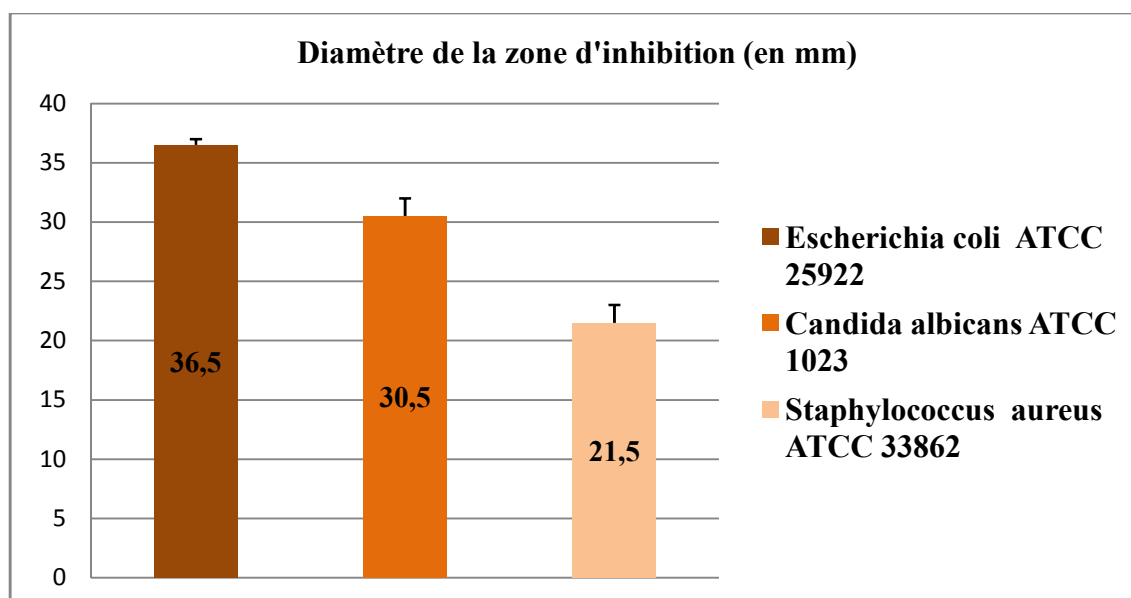
#### **V.1.1. Méthode de diffusion en puits AWDT (Barefoot et Klaenhammer, 1983)**

C'est la technique de base utilisé pour étudier la capacité substance à exercer un effet antimicrobien. D'après Les résultats obtenus, on remarque que les propriétés antimicrobiennes dans ce test ont montré que l'extrait brut de *C. officinalis* influence totalement sur *E. coli* ATCC 25922, *C. albicans* ATCC 1023, *S. aureus* ATCC 33862 (Figure 13), *B. cereus* ATCC 10876 et *P. aeruginosa* ATCC 27853, mais aucune activité antimicrobienne n'a été enregistrée vis-à-vis de la souche *B. subtilis* ATCC 6633 (Figure 15).

L'extrait brut de *C. officinalis* a montrée des diamètres d'inhibition compris entre  $36,5 \pm 0,5$  mm à  $00 \pm 00$  mm vis à vis toutes les souches. Ainsi qu'il possède une activité inhibitrice importante vis à vis la souche *E. coli* ATCC 25922, qui obtenu le diamètre d'inhibition  $36,5 \pm 0,5$  mm, cette inhibition est respectivement avec les souches pathogènes. *C. albicans* ATCC 1023 a enregistré un diamètre d'inhibition de l'ordre de  $30,5 \pm 1,5$  mm et *S. aureus* ATCC 33862 a marqué à son tour un diamètre de l'ordre de  $21,5 \pm 1,5$  mm (Figure 14).

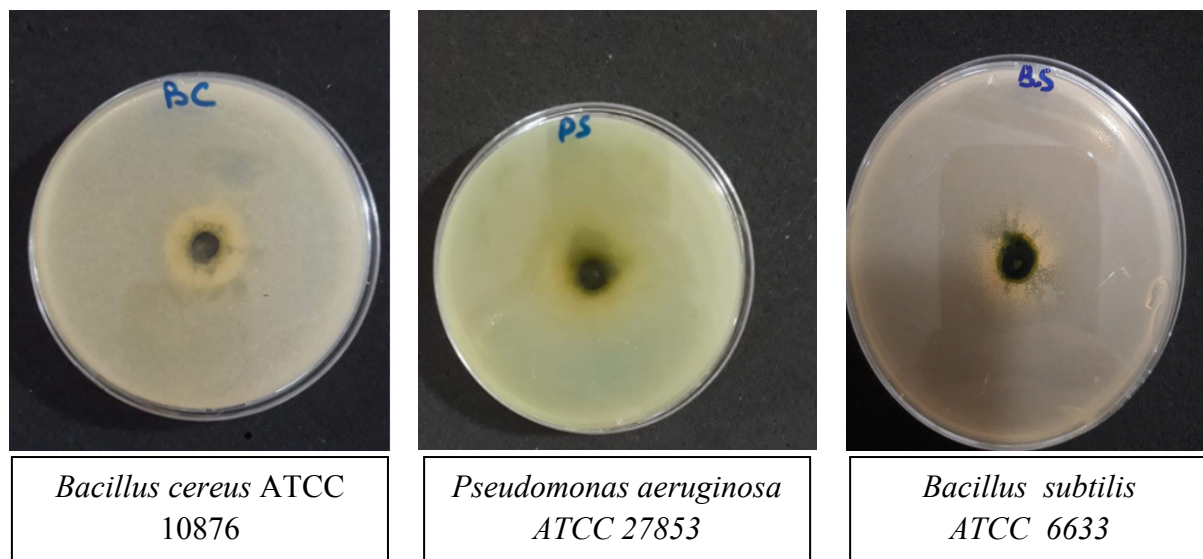


**Figure 13:** Pouvoir antibactérien d'extrait brut (*C. officinalis*) par la méthode de diffusion en puits vis à vis d'*Escherichia coli* ATCC 25922, *Candida albicans* ATCC 1023 et *Staphylococcus aureus* ATCC 33862.

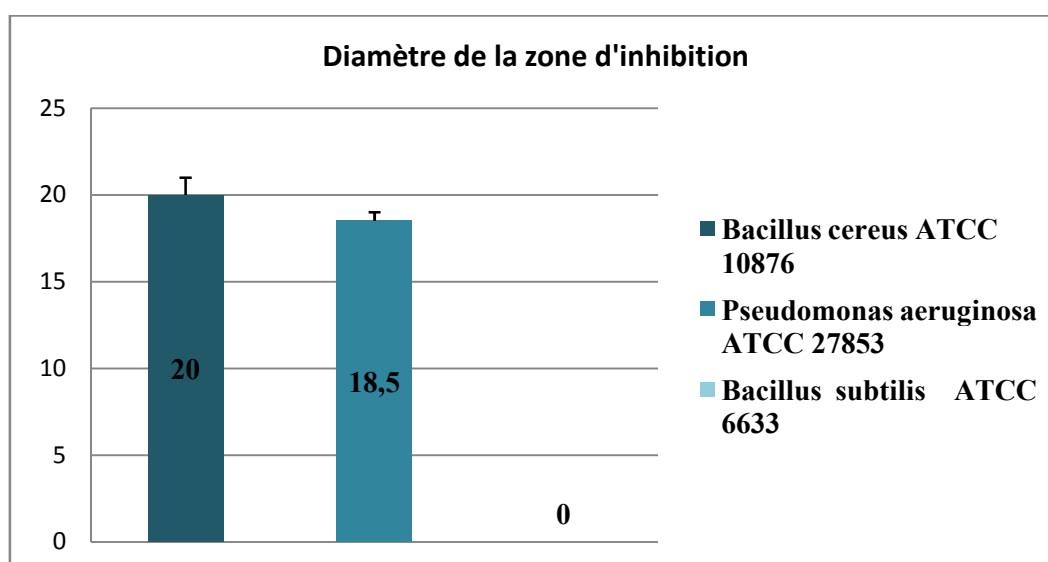


**Figure14 :** diamètre des zones d'inhibition (en mm) en présence d'extrait brut (*C. officinalis*) vis-à-vis d'*Escherichia coli* ATCC 25922 (■) *Candida albicans* ATCC 1023 (■) et *Staphylococcus aureus* ATCC 33862(■). Les valeurs représentent la moyenne de 2 déterminations.

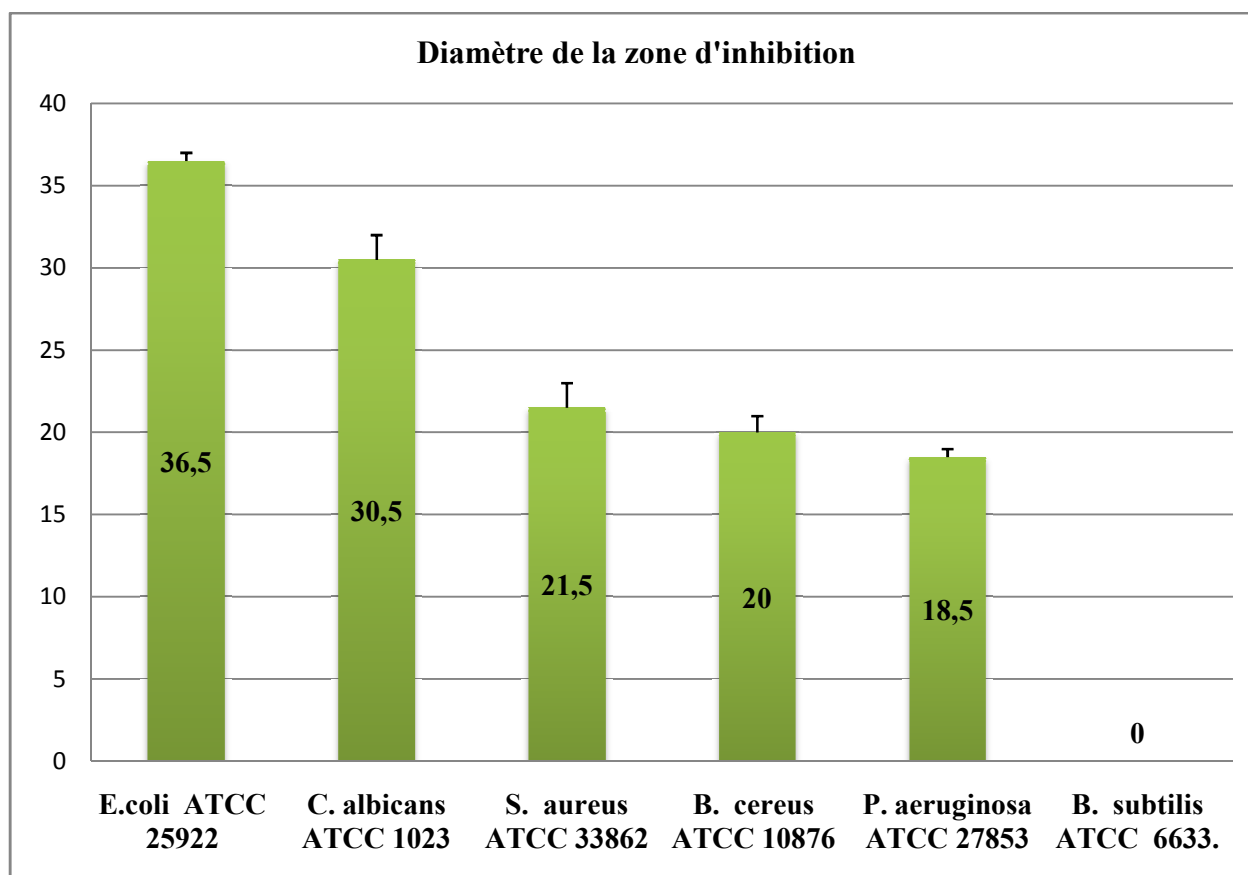
L'extrait brut de *C. officinalis* a montrée un diamètre d'inhibition vis à vis de *Bacillus cereus* ATCC 10876  $20 \pm 1$  mm, et *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853, a marqués un diamètre d'inhibition et qui est de l'ordre de  $18.5 \pm 0.5$  mm. Alors qu'aucune activité inhibitrice n'a été notée de la part de *Bacillus subtilis* ATCC 6633 (Figure16).



**Figure 15:** Pouvoir antibactérien d'extrait brut (*C. officinalis*) par la méthode de diffusion en puits vis à vis de *Bacillus cereus* ATCC 10876, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853 et *Bacillus subtilis* ATCC 6633.



**Figure16 :** diamètre des zones d'inhibition (en mm) en présence d'extrait brut (*C. officinalis*) vis-à-vis de *Bacillus cereus* ATCC 10876 20 (■) *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853 (■) et *Bacillus subtilis* ATCC 6633 (■). Les valeurs représentent la moyenne de 2 déterminations.



**Figure 17:** Pouvoir activités antibactériennes d'extrait de *C. officinalis* (■ diamètre d'inhibition) vis à vis des souches pathogènes: *Escherichia coli* ATCC 25922, *Candida albicans* ATCC 1023, *Staphylococcus aureus* ATCC 33862, *Bacillus cereus* ATCC 10876, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853, *Bacillus subtilis* ATCC 6633. Les valeurs représentent la moyenne (mm) de 2 déterminations.

Nous remarquons que le diamètre d'inhibition supérieur ( $36.5 \pm 0.5$  mm) a été observé par la souche *Escherichia coli* ATCC 25922, tandis que le diamètre d'inhibition inférieur (plus faible) ( $00 \pm 00$  mm) était observé par la souche *Bacillus subtilis* ATCC 6633.

Dans l'ensemble des résultats obtenus, il ressort que : *Escherichia coli* ATCC 25922, *Candida albicans* ATCC 1023, *Staphylococcus aureus* ATCC 33862 sont les plus sensibles vis à vis l'extrait de *C. officinalis* (activité antimicrobienne forte).

*Bacillus cereus* ATCC 10876, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853 sont moins sensibles vis à vis l'extrait brut de *C. officinalis* (activité antimicrobienne faible).

*Bacillus subtilis* ATCC 6633, est résistante vis à vis de l'extrait de *C. officinalis* (aucune activité antimicrobienne).

Les études de [Kolanjinathan et al. \(2009\)](#), sur les extraits éthanolique de *Gracilaria edulis* ( algue rouge), *Calorpha peltada* (algue verte) et *Hydroclathrus* sp. (algue brunes), collectés de la côte de Mandapam à Kanyakumari ont montré que chaque espèce d'algues exercent un effet inhibiteur contre *E. coli*, *B. cereus*, *S. aureus* et *P. aeruginosa*. Dont :

- l'algue rouge *Gracilaria edulis* a enregistré un effet inhibiteur contre *E. coli* de l'ordre de  $11,9 \pm 0,2$  mm, *B. cereus*  $4,2 \pm 0,3$ mm, *P. aeruginosa*  $11,2 \pm 0,9$  mm et *S. aureus*  $12,1 \pm 0,5$  mm.
- l'algue verte *Calorpha peltada* a enregistré des ZIs contre *E. coli* de l'ordre de  $13,2 \pm 0,7$  mm, *B. cereus*  $2,7 \pm 0,2$ mm, *P. aeruginosa*  $11,2 \pm 0,9$ mm et *S. aureus*  $7,8 \pm 0,4$ mm.
- l'algue brune *Hydroclathrus* sp. a enregistré des ZIs contre *E. coli* de l'ordre de  $6,8 \pm 0,4$  mm, *P. aeruginosa*  $14,9 \pm 0,9$ mm et *S. aureus*  $9,2 \pm 0,3$ mm mais elle a enregistré aucun effet inhibiteur contre *B. cereus*.

Ces résultats ne sont pas en accord avec les nôtres du fait que l'extrait de *C. officinalis* a enregistré un effet inhibiteur plus important contre *E. coli* avec une ZIs de  $36,5 \pm 0,5$ mm, *B. cereus*  $20 \pm 1$  mm, *P. aeruginosa*  $18,5 \pm 0,5$ mm et *S. aureus*  $21,5 \pm 0,5$  mm par rapport a ses trois extraits d'algues cités précédemment.

[Oumaskour et al. \(2013\)](#) ont testé l'activité antimicrobienne de l'extrait dichlorométhane / méthanol *Asparagopsis armata* (algue rouge). Ils ont noté la une ZIs de l'ordre de  $> 15$  mm avec la souche *Bacillus subtilis*, alors que nous n'avons détecté aucune activité de la part de notre extrait testée sur cette même espèce.

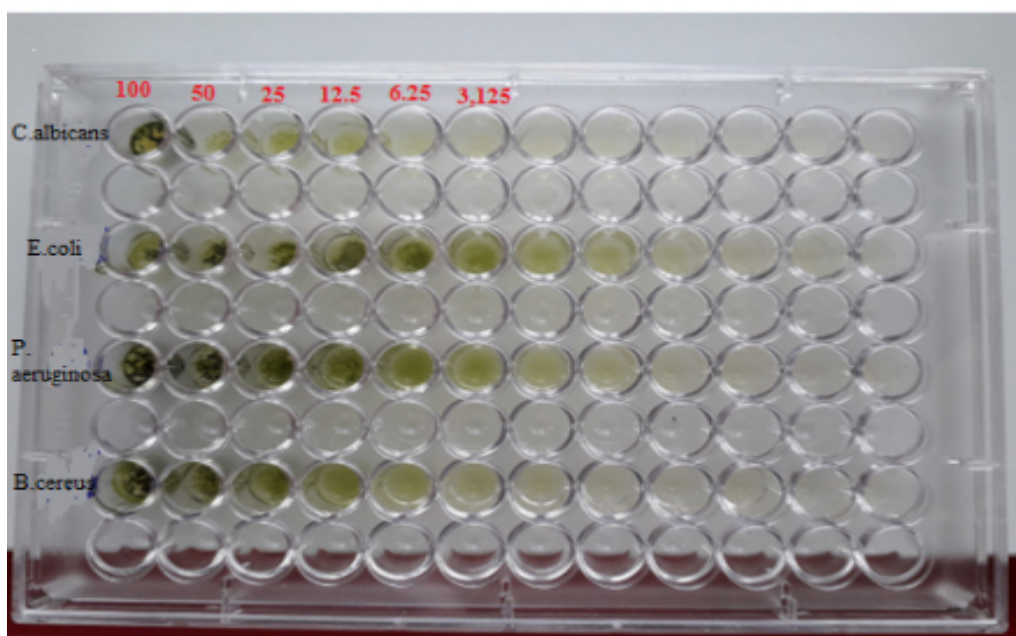
[Gonzalez del Val et al. \(2001\)](#) ont étudié l'algue verte *Cympolya barbata* ils ont noté qu'elle exerçait des effets antifongiques à l'égard de *Candida albicans*, nos résultats sont très semblables à ceux de ces auteurs pour l'extrait méthanolique de l'algue rouge *C. officinalis* (la zone d'inhibition est de l'ordre de 32 mm).

Les études de [Farid et al. \(2012\)](#) sur les extraits de *C. officinalis* préparés dans le mélange éthanol/ dichlorométhane récoltée de la côte atlantique marocaine ont montré un effet inhibiteur faible contre *B. cereus* moins de 10mm et une résistance contre *S. aureus*. par contre dans notre étude on a enregistré un effet inhibiteur contre *B. cereus* et *S. aureus*. La même algue récoltée des côtes Chinoise n'a montré aucune activité inhibitrice vis-à-vis de *B. cereus* ([Jing-wen et Wei-ci, 1984](#)).

## V.2. La détermination des concentrations minimales inhibitrices (CMI)

La CMI pour une souche pathogène donnée, représente la plus faible concentration d'extrait de *C. officinalis* brut qui inhibe toute croissance visible après 24h d'incubation. La CMI permet de définir la sensibilité ou la résistance des souches bactériennes vis-à-vis d'un inhibiteur donné (Kablan, 2008).

Les concentrations minimales inhibitrices (CMI en mg/μl d'extrait brut de *C. officinalis*) des différentes souches pathogènes testées dans ce travail sont respectivement variables, selon la souche, de 50 mg/μl à 100mg/μl. les résultats obtenues sont représentées dans la figure ci- dessous :



**Figure18** : photographie d'une microplaque illustrant les Concentrations Minimales Inhibitrices de *C.officinalis* vis –à-vis de *C.albicans* ATCC 1023, *E. coli* ATCC 2592, *P. aeruginosa* ATCC 27853 et *B.cereus* ATCC 10876 .

Nous remarquons que la CMI la plus faible obtenue par extrait de *C. officinalis* est égale à 50mg/ml vis-à-vis de la souche *Bacillus cereus* ATCC 10876 et *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853.

La CMI la plus élevée a été obtenue avec *Escherichia coli* ATCC 2592, *Candida albicans* ATCC 1023.

# **Conclusion**

### Conclusion

Les travaux réalisés jusqu'à présent en Algérie ont surtout porté sur les plantes médicinales terrestres. Peu de travaux, concernant l'activité antibactérienne des algues marines sont disponibles. Actuellement les algues sont de plus en plus consommées et utilisées pour l'extraction de molécules biologiquement actives.

Dans la présente étude nous nous sommes intéressés à l'évaluation de l'activité antibactérienne, vis-à-vis de cinq souches bactériennes à Gram positives, Gram négatives ainsi qu'une levure de l'extrait méthanolique de l'algue rouge marine *Corallina officinalis* provenant de la cote d'est de Mostaganem.

L'évaluation de l'effet antibactérien montre que la plupart des souches bactériennes testées sont sensibles à l'extrait d'algue *Corallina officinalis*. La meilleure zone d'inhibition est obtenue par la souche bactérienne *E. coli* à l'égard de toutes les souches testées avec un diamètre de  $36,5 \pm 0,5$  mm.

Les tests des CMI ont montré que des concentrations plus faibles pour l'extrait méthanoliques de *Corallina officinalis* vis-à-vis de *B. cereus* et *P. aeruginosa* avec 50mg/ml seulement.

Les résultats de la présente étude donnent un aperçu général sur l'activité antimicrobienne d'extrait méthanoliques de l'algue marine étudiée. Nous pouvons conclure que l'extrait possède une activité antimicrobienne intéressante. Cette étude aura donc permis d'un point de vue fondamental de mieux connaître l'importance de l'extraits de l'algue étudiée. Il serait donc nécessaire d'approfondir les recherches par :

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

# **Références Bibliographiques**

## Références bibliographique

### -A-

1. **Abdelmalek CHAALEL, Nawal BOUKEZZOULA, Mansouria BELHOCINE, Choukri TEFIANI and Ali RIAZI (2017).** Antagonistic activity of *Lactobacillus rhamnosus* LbRE-LSAS and somme *Bifidobacterium* sp against *Shigella sonnei*. *South Asian Journal of Experimental Biology*; 7 (2): Page 92-99.
2. **Abderrazak M., Joël R., (2007).** La botanique de A à Z. Ed. *Dunod Pans*. 177.
3. **Aguirre, J., Perfectti, F., Braga, J. C. (2010).** Integri-ating phylogeny, molecular docks, and the fossil record in the evolution of Coralline algae (Corallinales and Sporolithales. Rhodophyta). *Paleobiology*, 36 (4): 519.

### -B-

4. **Bahorun T. (1997).** Substances naturelles actives : la flore mauricienne, une source d'approvisionnement potentielle. *Food Agric.Supp* : 83-95.
5. **Barefoot, S.F., et Klaenhammer, T.R. (1983).** Determination and activity of lactacin B, bacteriocin Produced by *Lactobacillus acidophilus*. *Appl. Environ. Microbiol.* **45(6)**: 1808-1815.
6. **Blunt J.W., Copp B.R., Munro Murray H.G., Northcotec P.T., Prinsep M.R., (2011).** Marine natural products.28
7. **Bouakaz A,Tran TA,Roger S, Leguennec YG,Tranquart F, (2006).** On the mechanisms of cell membrane permeabilization with ultra sound and microbbles. *Ultra sound medicine of biology.* **32**, ISSP :5,90p.
8. **Broadasky TF, Lewis C &eBle TE - Doumandji A, Hellal A &Saidi N - Hwanhlem N, Bruneton J., (1999).** Pharmiognosie, phytochimie, plantes médicinales, 2eme édition, Paris : *Editions médicales internationales, Tec et Doc Lavoisier.* 1120.
9. **Buradaleng S, Wattanahant S, benjakul S, Tani A & Maneerat S (1976).** Bioautographic thin layer chromatophic analysis of antibiotics and their metabolites in the whole animal. *I Clindamycin in the rat, J Chromatogr.* **(123)**: 33-44.

### -C-

10. **Calixto, J. B. (2005).** Twenty-five years of research on medicinal plants in Latin America: A personal view. *Journal of Eihnopharmacology*, **(100)**: 131 - 134.
11. **Chaael A., Riazi A., Dubois-Dauphin R and Thonart P (2015).** Screening of plantaricin EF and JK in an Algerian *Lactobacillus plantarum* isolate. *Asian Pac J Trop Dis.* **5(6)**: 474-482.

12. **Chouikhi A., (2013).** Les applications potentielles des macroalgues marines et les activités pharmacologiques de leurs métabolites : Revue. *USTHB-FBS-4th International Congress of the Populations & Animal Communities —Dynamics & Biodiversity of the terrestrial & aquatic Ecosystems""CIPCA4"TAGHIT (Bechar) – Algeria*
  13. **Cintas LM., Rodríguez JM., Fernandez MF., Sletten K., Nes IF., Hernandez PE & Holo H (1995).** Isolation and characterization of pediocin L50, a new bacteriocin from *Pediococcus acidilactici* with a broad inhibitory spectrum. *Appl Environ Microbiol*; **61:2643–2648.**
  14. **Clinical and Laboratory Standards Institute, M100-S18 (2008).** Performance Standards for Antimicrobial Susceptibility Testing. *Seventeenth Informational Supplement Clinical Laboratory Standards Institute, Wayne, PA.*
  15. **Cumashi A.I., Ushakova N.A., Preobrazhenskaya M.E., D'Incecco A., Piccoli A., Totani L., Tinari N., Morozevich G.E., Berman A.E., Bilan M.I., Usov A.I., Ustyuzhanina N.E., Grachev A.A., Sanderson C.J., Kelly M., Rabinovich G.A., Tacobelli S., Nifantiev N.E., (2007).** A comparative study of the antiinflammatory, anticoagulant, antiangiogenic, and antiadhesive activities of nine different fucoidans from brown seaweeds. *Glycobiology*. **7**, 541-542.
- D-**
16. **Darcy-Vritlon B., (1993).** Nutritional aspects of the developing use of marine macroalgae for the human food industry. *In! Journal Food Sciences Nutrition*, **44 (1)**, p. 1/4). S23 S35.
  17. **De Reviere B., 2002-** Biologie et phylogénie des algues. Tome 1. Edit. *Belin*. 351 p
  18. **Di Carlo G., Mascolo N., Izzo A.A., Capasso F., (1999).** Flavonoids: old and new aspects of class of natural therapeutic drugs. *L'è. Sciences*, **65 (4)**. 337-53.
  19. **Dos Santos Amorim R., (2012).** Antimicrobial effect of a crude sulfated polysaccharide from the red Seaweed *Gracilaria ornata*. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, **55(2)**. 171-181.
  20. **Doumandji, A., Hellal, A. et Saidi, N. (2010).** Purification de la bactériocine à partir de *Lactobacillus acidophilus* 11. *Microbiol. Ind.* **(4)**, 25- 47.
  21. **Etahiri, S., Bultel-Poncé, V., Caux, C., Guyot, M. (2001).** New bromoditerpenes from the red alga *Sphaerococcus coronopifolius*. *Journal Nat! Prod* ,**64**: 1024-7
  22. **Etahiri, S., El Kouri, A., Bultel-Ponce, V. (2007).** Antibacterial bromophenol from the marine red alga *Pterosiphonia complanata*. *Nat! Prod Commun*, **2(7)**: 749-52 10.

-F-

23. Farid, Y., Chennaoui, M., Assobhei, O. et Etahiri, S. (2012). Evaluation de l'effet du lieu de récolte des algues marines des côtes atlantiques Marocaines sur l'activité antibactérienne et anti-inflammatoire. *Microbiol. Ind. San et Environn*, **6**, 54-66.
24. Fleurence F., Kaas R., (1999). Les algues marines : une source méconnue de protéines végétales. *Equinoxe*, **56**, 12-7

-G-

25. Ganière, J.P., MANGION, C. et PÉRIDY, M. (2004). Détermination des Concentrations Minimales Inhibitrices et Bactéricides de la cefquinome, la marbofloxacin, la tylosine et la spiramycine en solution dans du lait vis-à-vis de bactéries isolées de mammites bovines. *Revue Méd. Vét*, **vol 8-9**, 411-416.
26. Garon-Lardiere, S., 2004. Etude structurale des polysaccharides pariétaux de l'algue rouge *Asparagopsis armata* (Bonnemaisoniales). Université De Bretagne Occidentale.
27. Gayral P. (1975). Les algues : Morphologie cytologie reproduction écologie. Ed. Doin. Paris, P: 166.
28. Géraldine, Céline, L. (2009). Les algues le trésor de la mer. *Heds, Haute école de santé Genève*, 1-6.
29. Glombitza K.W., Keusgen M., (1995). Fuhalols and deshydroxyfuhalols from the brown alga *Sargassum spi nuligerum*. *Phytochemistry*, **38**, 987-95.
30. Glombitza, K.W. Hoppe, H.A. Leving, T., Tanaka, Y. (1979). Antibiotics from algae. Marine algae in pharmaceutical. *Science*, 303-42.
31. Glombitza, K.W., Keusgen, M. (1995). Fuhalols and deshydroxyfuhalols from the brown alga *Sargassum spi nuligerum*. *Phytochemistry*, **38**:987-95
32. 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.
33. Gross, Hi., Goeger, DE., Hiils, P., Mooberry, SL., Ballantine, DL., Murray TF., Valeriote, FA., Gerwick WH. (2006). Lophocladines, bioactive alkaloids from the red alga *Lophocladia* sp. *Journal of Natural Products*, **69 (4)**: 640-644.
34. Guingard J. (1996). Biochimie végétale, Ed. Lavoisier, Paris. 175-192.

**-H-**

35. Harper M.K., Bugni T.S., Copp B.R., James R.D., Lindsay B.S., Richardson A.D., Schnabel P.C., Tasdemir D., Van Wagoner R.M., Verbitski S.M., Ireland C.M., (2001). Introduction to the chemical ecology of marine natural products. In James B. McClintock, Bill J. Baker, Marine Chemical Ecology. CRC Marine Science. 624
36. Havesteen BH. (2002). The biochemistry and medical significance of the flavonoides *pharmacol ther*, **96(2-3)** :67-202.
37. Hervé, B. (2012). Ulves Valorisation Nutrition Santé. *Gen2Bio LORIENT* - 1-38.
38. Hilson, C. (1977). Seaweeds: a color-coded, illustrated guide to common marine plants of the east coast of the united states. *Ed : Keystone books*: 12,138,139. polypidoms. London, Sherwood and co.; [etc., etc.].

**-J-**

39. Jing-Wen, M., Wei-Ci, T. (1984). Screening for antimicrobial activities in marine algae from the Qingdao Coast. *China, Hydrobiolo*. **116/117**, 517-520.
40. Julie, P., Danielle, L., Daniel, M. (2010). Algues, filières du futur Livre Turquoise. *adebioihec*: 163.

**-K-**

41. Kim, D.H., (1970). Economically important seaweeds in Chile-I/Gracilaia. *Bot. Mar.* **13**, 140-162.
42. Kishor, G. K., Pande, S. et Podile, A.R. (2005). Biological control of late leaf spot of Peanut (*Arachis hypogaea*) with chitinolytic bacteria. *The American Phytopathological Society*, **95**, 1157-1165.
43. Kolanjinathan, K., Ganesh, P. et Govindarajan, M. (2009). Antibacterial activity of ethanol extracts of seaweeds against fish bacterial pathogens. *European Review for Medical and Pharmacological Sciences*, **13**, 173-177.

**-L-**

44. Lahaye M., (1991). Marine algae as source of fibers: determination of soluble and insoluble dietary fibre content in some sea-vegetables. *Journal Sciences Food Agricol*. **54**, 587-94.
45. Lamouroux, J.V.F. (1824). *Corallina*; or, a classical arrangement of flexible coralline
46. Laplace-Treyture C., Pelter M.C., Lambert E., Roudriguez S., Vergon J.P., Chauvin C., (2014). Guide pratique de détermination générique des algues macroscopiques d'eau douce et de quelques organismes hétérotrophes. *Ministère de l'environnement*. 13-14

47. **Levring, T., Hoppe, H.A. and Schmid, O.J. (1969).** - Marine Algae. *Botanica Marina, Hambourg*
48. **Linnaeus, C. (1758).** Systema naturae per regna tria naturae, secundum classes, ordines, genera, species, cum characteribus, differentiis, synonymis, locis. Tomus I. *Editio decima, reformata. Editio decima revisa. Vol. 1* pp. [i-iv], [1]-823. Holmiae [Stockholm]: impensis direct. Laurentii Salvii.
49. **Lutge, U., Kluge, M., Bauer, G. (2002).** Botanique 3 Ed: *Technique et documentation. Lavoisier.* Paris, 211

-M-

50. **Maeda, M., Kodama, T., Tanaka, T et al. (1986).** Structures of isodomic acids A, B and C novel insecticidal amino acids from the red alga *Chondria armata*. *Chem Pharm. Bull.*, **34**, 4892-4895.
51. **Marfaing H., (2004).** Les algues dans notre alimentation : Intérêt nutritionnel et utilisations. *Revue de nutrition pratique. Dietecom Bretagne. CEVA.* 1-9.
52. **Memory T. (2006).** Biologie Module 1, Diversité des algues et des plantes ,45 p.
53. **Merck, I. (1968).** les algues marins.
54. **Michel C. (2000).** Algues-opéron. Biologie Module 1, Diversité des algues et des plantes, 20p.
55. **Moujahid, A., Bencharki, B., Hilali, I., Bagri, A. et Najim, I. (2004).** Activités antibactérienne et antifongique des extraits d'algues marines d'origine marocaine. *Biologie et santé*, **4**, 299- 305.

-N-

56. **Nakamura T., Nagayama K., Uchida K., Tanaka R., (1996).** Antioxidant activity of phlorotannins isolated from the brown alga *Eisenia bicyclis*. *Fish Sciences*, **62(6)**. 9236.

-O-

57. **Oumaskour, K., Boujaber, N., Etahiri, S. et Assobhei, O. (2013).** Anti-inflammatory and antimicrobial activities of twenty- three marine red algae from the coast of Sidi Bouzid (El Jadida- Morocco). *International Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Sciences*, **5**, 145-149.

-P-

58. **Paris M., Hurabielle., (1981).** Abrégé de matière médicale. Pharmacognosie. Tome1. *Ed Masson. Paris.* 102-103-104-107
59. **Paul, V.J., Fenical, W. (1987).** Natural products chemistry and chemical defence in tropical marine algae of the Phylum chlorophyta. *Bioorganism Mar Chem*, **1**: 1-29.

**60. Praud A., (1994).** Isolement, caractérisation structurale et analyse de nouveaux métabolites d'algues méditerranéennes appartenant aux genres *Cystoseira* et *Lyngbya*. Thèse. Doc. *Sien.Spectro. physico-Chimie Structurale*. Univ. Aix-Marseille, France: 186

-R-

**61. Rachel .H. Walker, Juliet Brodie, Stephen Russell et Linda .M. Irvine. (2009).** Biodiversity of coralline algae in the northeastern atlantic including *corallina caespitosa* sp. Nov. ( *Corallinoideae Rhodophyta*). *J. Phycol.* **45**,287–297

**62. Rorrer G.L., Cheney D.P., (2004).** Bioprocess engineering of cell and tissue cultures for marine seaweeds. *Aquacultural Engineering*, **(32)**. 11-41

-S-

**63. Staudt. M. (2002).** Cours Végétaux Sous-Marins.

-T-

**64. Taylor, T. N., Taylor, E. L., Krings, M. (2009).** Paleobotany: the biology and evolution of fossil plants. 2e Edition, *Academic Press*, ISBN ,**978-0- 12-373972-8**.

-V-

**65. Viguerie N., Millet L., Avizou S., (2002).** Regulation of human adipocyte gene expression by thyroid hormone. *Journal Clin Endocrinol Metab*, **87(2)**. 630-4.

-W-

**66. Watanabe F., Takenaka S., Katsura H., (1999).** Dried green and purple lavers (None) contain substantial amounts of biologically active vitamin B12 but less of dietary iodine relative to other edible seaweeds. *Journal Agriculture Food Che.* **47**et 2341-3.

-Y-

**67. Yan X., Chuda Y., Suzuki M., (1999).** Fucoxanthin as the major antioxidant in *Hijikia fusiformis*, common edible seaweed. *Biosci Biolechnol Biochem*, **(63)**. 605-7.

**68. Yuling, Y., Dan, L., Jun ,W., Yan, C., Shusheng, W. (2011).** In vitro antioxidant activities of sulfated polysaccharide fractions extracted from *Corallina officinalis*. *International Journal of Biological Macromolecules*, **49** :1031-1037

-Z-

**69. Zubia, D., Robledo, D., Freile-Pelegrin, Y. (2007).** Antioxidant activities in tropical marine macroalgae from the Yucatan peninsula Mexico. *Journal Appi Phycoogiel*,**19**: 449-58.

## Résumé

L'objectif de ce présent travail est d'étudier le pouvoir antimicrobien de l'extrait d'algues rouges *Corallina officinalis* récolté dans la région de Mostaganem sur 6 microorganismes tests, *Bacillus cereus* ATCC 10876, *Bacillus subtilis* ATCC 6633, *Candida albicans* ATCC 10231, *Escherichia coli* ATCC 25922, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853, *Staphylococcus aureus* ATCC 33862.

Les résultats de l'activité antagoniste exprimée par les diamètres des zones d'inhibitions par méthode de diffusion en puits AWDT ainsi que les concentrations minimales inhibitrices (CMI) diffèrent d'une espèce à l'autre. Les résultats du test AWDT étaient de l'ordre de  $36.5 \pm 0.5$ ,  $30.5 \pm 1.5$ ,  $21.5 \pm 1.5$ ,  $20 \pm 1$  et  $18.5 \pm 0.5$  mm, respectivement vis à vis d'*Escherichia coli* ATCC 25922, *Candida albicans* ATCC 10231, *Staphylococcus aureus* ATCC 33862, *Bacillus cereus* ATCC 10876 et *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853. Aucune activité antimicrobienne n'a été notée vis-à-vis de la souche *Bacillus subtilis* ATCC 6633.

La concentration minimale inhibitrice (CMI) à effet le plus élevée était enregistrée avec une valeur commune de 100mg / $\mu$ l pour les souches *Escherichia coli* ATCC 25922, *Candida albicans* ATCC 1023, *Staphylococcus aureus* ATCC 33862 alors que la CMI à effet inhibiteur minimum a été notée avec une valeur de 50mg/  $\mu$ l avec les souches *Bacillus cereus* ATCC 10876 20 et *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853.

Ces résultats suggèrent que l'extrait de *Corallina officinalis* présente un effet inhibiteur très important vis à vis de certains pathogènes.

**Mots clés :** *Corallina officinalis* – Activité antimicrobienne – Souches pathogènes –CMI.

### Abstact

The aim of this work is to study the antimicrobial potency of the extract of red algae *Corallina officinalis* harvested in the eastern region of Mostaganem against 6 microorganisms tests, *Bacillus cereus* ATCC 10876, *Bacillus subtilis* ATCC 6633, *Candida albicans* ATCC 10231, *Escherichia coli* ATCC 25922, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853, *Staphylococcus aureus* ATCC 33862.

The results of the antagonist activity expressed by the diameters of the AWDT well diffusion method inhibition zones as well as the minimum inhibitory concentrations ( MIC) differ from one species to another. The results of the AWDT test were of the order  $36.5 \pm 1.5$ ,  $21.5 \pm 1.5$ ,  $20 \pm 1$  and  $18.5 \pm 0.5$  mm, respectively with respect to *Escherichia coli* ATCC 25922, *Candida albicans* ATCC 10231, *Staphylococcus aureus* ATCC 33862, *Bacillus cereus* ATCC 10876 and *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853. No antimicrobial activity was noted against *Bacillus subtilis* strain ATCC 6633.

The best minimal inhibitory concentration (MIC) with a common value of 100mg /  $\mu$ l was observed for *Escherichia coli* ATCC 25922, *Candida albicans* ATCC 1023 and *Staphylococcus aureus* ATCC 33862, while the MIC with minimal inhibitory effect was noted. With a value of 50 mg/ $\mu$ l with the strains *Bacillus cereus* ATCC 10876 and *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853.

These results suggest that *Corallina officinalis* extract has a very important inhibitory effect against certain pathogens.

**keys words ;** *Corallina officinalis*- antimicrobial activity- strains pathogenic- MIC