

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 والحياة

DEPARTEMENT DE BIOLOGIE
MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES

Présenté par

Karouf Amira

Bessaad Bochra

Pour l'obtention du diplôme de

MASTER EN BIOCHIMIE

Spécialité : Biochimie Appliquée

THÈME

**Etude de l'effet antibactérien des extraits bruts de deux
algues marines rouges (*Jania rubens* et *Laurencia obtusa*)
de la côte de Stidia, Mostaganem**

DEVANT LE JURY

Président: Mr. DAHMOUNI. S

MAA

Université de Mostaganem

Encadrante: Dr. KIES F.

MCA

Université de Mostaganem

Examinatrice: Dr. BAHLOUL. H.

MCB

Université de Mostaganem

Année Universitaire 2021/2022

Remerciements

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

Tout d'abord, nous remercions sincèrement notre encadrante Dr. K. J. S. Fatima que vous trouvez ici l'expression de notre profonde gratitude pour nous avoir accordé ce sujet intéressant, la proposition du design de cette recherche, pour nous avoir guider dans notre travail tout au long de sa réalisation. Ses précieuses compétences, ses conseils, et ses grandes qualités scientifiques et humaines ont toujours soutenu notre réflexion, sa présence et sa bienveillance à notre égard ont contribué au bon déroulement de ce travail de recherche.

En second lieu Nos vifs remerciements vont également aux membres du jury Mr. Dahmouni Said et Dr. Bahoul Hafima, pour l'intérêt qu'elles ont porté à notre recherche en acceptant d'examiner notre travail et de l'enrichir par leurs propositions.

Nos remerciements a Dr. Etalhi, d'avoir nous accueillir dans son laboratoire d'analyses médicales biologiques et biochimiques, et pour sa disponibilité pour enrichir ce travail de recherche.

Merci également à toute l'équipe du laboratoire, pour leurs accueil et leurs assiances, notamment le technicien du laboratoire de chimie Mr. Sid Ahmed.

Merci A ceux et celles qui nous ont aidé d'une façon ou d'une autre, de près ou de loin dans notre travail, nous les remercions du fond du cœur.

*KAROUF AMIRA
BOUHRABESSAAD*

Dédicaces

À ma mère Tu représentes pour moi le symbole de la bonté par excellence, la source de tendresse et l'exemple du dévouement qui n'a pas cessé de m'encourager et de prier pour moi. Ta prière et ta bénédiction m'ont été d'un grand secours pour mener à bien mes études. Aucune dédicace ne saurait être assez éloquente pour exprimer ce que tu mérites.

À mon père Tout l'encre du monde ne pourrait suffire pour exprimer mes sentiments envers un être très cher. pour l'encouragement et le soutien que vous ne cessez de manifester, j'espère que vous y trouverez dans mon travail le témoignage de ma grande fierté de vous avoir comme père.

À mes adorables frères: Mohamed el-nadir

À ma très chère sœur : Rym Kahina.

À ma grand-mère Meriem qui restera toujours présent dans mon cœur

Et un spécial dédicace à ma chère tante Fatima, qui a été ma guide dans mon travail par ses conseils, son soutien et son optimisme, je te souhaite plus de succès et un bonheur durable dans ta vie.

À toute ma grande famille

À mon fiancé Ousid Anwar pour tout l'encouragement, le respect que tu m'as offert. L'exprimer ma profonde reconnaissance pour le soutien continu dont tu as toujours fait preuve. Tu m'as toujours encouragé, incité à faire de mon mieux, Tu es un modèle d'honnêteté, de loyauté. Je te dédie ce travail qui n'aurait pas pu être achevé sans ton éternel soutien et optimiste avec mes vœux de réussite, de prospérité et de bonheur.

À mon binôme : Bessaad Bochra qui a partagé avec moi ce travail, Quand la volonté y est, alors rien n'est rude. À toute la promotion de biochimie appliquée 2022

À tous mes professeurs du cycle primaire jusqu'à l'université. Je leurs dois une grande reconnaissance.

KAROUF AMIRA

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail à :

Mes parents pour leurs confiances, et qui m'ont toujours encouragé durant toutes ces années

Merci à tous ce qui de prêt ou de soin ont participé à notre formation

Mes enseignants en Sciences Biologiques

À mon fiancé,

À mes amis,

À Toufik Reyes

BOTHA BESSAD

Sommaire

<i>Remerciements</i>	<i>i</i>
<i>Dédicaces</i>	<i>ii</i>
<i>Résumé</i>	<i>xiii</i>
<i>Abstract</i>	<i>xiv</i>
<i>INTRODUCTION GÉNÉRALE</i>	<i>1</i>
<i>PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE</i>	<i>2</i>
<i>CHAPITRE 1. ALGUES</i>	<i>19</i>
<i>1. Généralisées sur les algues marines</i>	<i>20</i>
<i>1.1. Définition des algues</i>	<i>20</i>
<i>1.2. Micro-algues (phytoplancton)</i>	<i>20</i>
<i>1.2.1. Composition biochimique des micro-algues</i>	<i>20</i>
<i>1.3. Macro-algues</i>	<i>21</i>
<i>1.3.1. Composition biochimique des macro-algues</i>	<i>21</i>
<i>1.3.2. Polyphénols</i>	<i>21</i>
<i>1.3.3. Classification des polyphenols</i>	<i>22</i>
<i>2.1. Facteurs physiques</i>	<i>23</i>
<i>2.2. Facteurs dynamiques</i>	<i>23</i>
<i>2.3. Facteurs chimiques</i>	<i>24</i>
<i>2.4. Facteurs biotiques</i>	<i>25</i>
<i>3. Rôles des algues</i>	<i>25</i>
<i>4. Classification</i>	<i>26</i>
<i>4.1. Type de pigments</i>	<i>26</i>

4.1.1. Chlorophylles.....	26
4.1.2. Caroténoïdes.....	27
4.1.3. Phycobiliprotéines.....	28
4.2. Différents groupes des algues	29
5 Algues rouges.....	31
5.1. Origine	31
5.2. <i>Jania rubens</i>	31
5.2.1. Caractéristiques.....	32
5.2.2. Classification.....	32
5.3. <i>Laurencia obtusa</i>	32
5.3.1. Caractéristiques.....	33
5.3.2. Classification.....	33
CHAPITRE 2. ACTIVITES BACTERIENNES	34
1. Généralisées sur les bactéries	35
1.1. Définition des bactéries.....	35
2. Classification des bactéries	35
3. Identification des bactéries	36
4. Culture bactérienne	36
5. Résistance bactérienne aux antibiotiques.....	36
5.1. Définition d'un antibiotique	36
5.2. Mode d'action et classification des antibiotiques	37
5.2.1. Antibiotiques à spectre étroit.....	37
5.2.2. Antibiotiques à spectre large.....	37
5.2.3. Antibiotiques inhibant la synthèse de la paroi bactérienne	38
5.2.4. Antibiotiques inhibiteurs de la membrane cytoplasmique.....	39

5.2.5. Antibiotiques inhibiteurs de la synthèse des protéines.....	39
5.2.6. Antibiotiques actifs sur le métabolisme des acides nucléiques	39
5.2.7. Antibiotiques anti-anaérobies.....	39
5.3. Antibiorésistance.....	40
5.3.1. Types de résistance.....	41
5.3.2. Propagation de l'antibiorésistance	42
5.3.3. Lutte contre l'antibiorésistance.....	43
6. Description des microorganismes étudiés	44
6.1. <i>Staphylococcus aureus</i>	44
6.1.1 Pouvoir pathogène.....	44
6.1.2. Antibiotiques contre <i>Staphylococcus aureus</i>	45
6.2. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	45
6.2.1. Pouvoir pathogène.....	46
6.2.2. Antibiotiques contre <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	46
6.3. <i>Klebsiella pneumoniae</i>	47
6.3.1. Pouvoir pathogène.....	48
6.3.2. Antibiotiques contre <i>Klebsiella pneumoniae</i>	48
7. Synergie des antibiotiques (<i>Oxaciline – Cefixime</i>).....	48
PARTIE DES EXPERIMENTATIONS ET RESULTATS.....	33
CHAPITRE 3. MATERIEL ET METHODES.....	34
1. Choix de site.....	35
1.1. Littoral de Mostaganem	35
1.2. Plage de Stidia	35
1.3. État de la diversité biologique algale de la côte de STIDIA.....	36
2. Avant l'échantillonnage et échantillonnage	37

2.1. Avant échantillonnage.....	37
2.2. Méthode des quadrat.....	38
2.3. Echantillonnage	38
3. Préparation des extraits.....	39
3.2. Protocoles 2 et 3.....	40
4. Calcul des rendements des extraits secs	41
5. Analyses biochimiques des extraits bruts	42
5.1. Mise en évidence des phénols totaux.....	42
5.2. Mise en évidence des tannins condensés.....	43
5.3. Test des flavonoïdes	43
6. Études bactériologiques.....	44
6.1. Etude de pouvoir antibactérien.....	44
6.2. Milieux de cultures	44
6.2.1. Constituants biochimiques des milieux de culture	44
6.3. Purification et conservation des souches.....	46
6.3.1. Préparation de l'inoculum.....	46
6.3.2. Ensemencement	46
6.3.3. Mesure de la densité optique.....	47
6.3.4. Préparation des disques	47
6.4. Antibiogramme	48
6.4.1. Définition.....	48
6.4.1. Principe	48
6.4.2. Protocole d'application des disques.....	48
6.4.3. Lecture des résultats.....	49
CHAPITRE 4. RESULTATS ET DISCUSSIONS	50

<i>CHAPITRE 4. RESULTATS ET DISCUSSIONS</i>	53
1. <i>Caractérisation du biotope étudié</i>	53
2. <i>Caractérisation des extraits bruts</i>	53
2.1. <i>Rendement des extraits bruts</i>	53
2.2. <i>Mesures de pH des extraits bruts</i>	54
3. <i>Résultats des tests des composants biochimiques des différents extraits</i>	55
3.1. <i>Tests des composés phénoliques</i>	55
<i>Jania rubens</i>	55
<i>Laurencia obtusa</i>	56
4. <i>Résultats de l'activité antibactérienne</i>	57
4.1. <i>Activité des extraits de Jania rubens contre les trois souches bactériennes</i>	58
4.1.1. <i>Comparaison de l'activité des extraits de Jania rubens contre les trois souches bactériennes</i>	60
4.2. <i>Activité des extraits de Laurencia obtusa contre les trois souches bactériennes</i>	60
4.2.1. <i>Comparaison de l'activité des extraits de Laurencia obtusa contre les trois souches bactériennes</i>	63
4.3. <i>Effets des extraits de Laurencia obtusa et Jania rubens contre les trois bactéries</i>	64
<i>CONCLUSION GÉNÉRALE</i>	67
<i>RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES</i>	68

Liste des figures

Figure 1. Classification des composés phénoliques	22
Figure 2. Différence entre les chlorophylles a et leurs spectres d'absorption.....	27
Figure 3. Spectre d'absorption et un exemple d'une forme de caroténoïde.....	28
Figure 4. Différentes structures des phycobiliprotéines.....	29
Figure 5. <i>Jania rubens</i> humide: à gauche et sèche: à droite.....	31
Figure 6. <i>Laurencia obtusa</i>	32
Figure 7. Mode d'action des antibiotiques.....	38
Figure 8. Développement des bactéries résistantes.....	40
Figure 9. rincipe mécanisme de résistance aux antibiotiques.....	41
Figure 10. Structure de la paroi bactérienne	42
Figure 11. Sélection de mutants résistants en fonction de la concentration en antibiotique	43
Figure 12. <i>Staphylococcus aureus</i>	44
Figure 13. Facteurs de virulence de <i>Staphylococcus aureus</i>	45
Figure 14. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	46
Figure 15. Formule chimique de Ceftriaxone	47
Figure 16. <i>Klebsiella pneumoniae</i>	48
Figure 17. Longueur de la plage de <i>Stidia</i>	35
Figure 18. Plage de <i>Stidia</i>	36
Figure 19. Exemples de la biodiversité dans la plage de <i>Stidia</i>	36
Figure 20. Analyse de la température de l'eau de mer.....	37
Figure 21. Méthode de quadrat	38
Figure 22. Etapes de la préparation de la poudre algale.....	39
Figure 23. Protocole d'extraction (P1)	40
Figure 24. Filtration du mélange (poudre + méthanol).....	40
Figure 25. Protocole d'extraction (P2)	41
Figure 26. Soxhlet.....	41
Figure 27. Evaporateur rotatif de type BUCHI R-210.....	41

Figure 28. Préparation de test des phénols totaux.....	42
Figure 29. Préparation de test des phénols totaux.....	43
Figure 30. Préparation du test des flavonoïdes.....	43
Figure 31. Préparation de l'inoculum.....	46
Figure 32. Préparation des disques.....	47
Figure 33. Préparation d'antibiogramme	49
Figure 34. Rendements des extraits méthanoliques brut (P1) de <i>Jania rubens</i> et <i>Laurencia obtusa</i>	53
Figure 35. Comparaison des rendements des extraits P2 et P3 de <i>Jania rubens</i> et <i>Laurencia obtusa</i>	54
Figure 36. Mesures du pH des différents extraits des deux espèces.....	55
Figure 37. Résultats des tests des A. phénols totaux, B. tannins, C. flavonoïdes.....	57
Figure 38. Zones d'inhibitions de <i>Jania Rubens</i> contre <i>Klebsiella pneumoniae</i>	58
Figure 39. Diamètres d'inhibition(mm) en présence des extraits de <i>Jania Rubens</i> contre <i>Staphylococcus aureus</i>	59
Figure 40. Diamètres d'inhibition(mm) en présence des extraits de <i>Jania Rubens</i> contre <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	59
Figure 41. Diamètres d'inhibition(mm) en présence des extraits de <i>Jania Rubens</i> contre <i>Klebsiella pneumoniae</i>	59
Figure 42. Distribution des diamètres des zones d'inhibitions de <i>Jania rubens</i>	60
Figure 43. Zones d'inhibitions de <i>Jania Rubens</i> contre <i>Klebsiella pneumoniae</i>	61
Figure 44. Diamètres d'inhibition(mm) en présence des extraits de <i>Laurencia obtusa</i> contre <i>Staphylococcus aureus</i>	61
Figure 45. Diamètres d'inhibition(mm) en présence des extraits de <i>Laurencia obtusa</i> contre <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	62
Figure 46. Diamètres d'inhibition(mm) en présence des extraits de <i>Laurencia obtusa</i> contre <i>Klebsiella pneumoniae</i>	62
Figure 47. Distribution des diamètres des zones d'inhibitions de l'extrait de <i>Laurencia obtusa</i>	63
Figure 48. Zones d'inhibitions de <i>Jania Rubens</i> et <i>Laurencia obtusa</i>	64
Figure 49. Diamètres d'inhibitions (mm) en présence des extraits de <i>Jania rubens</i> et <i>Laurencia obtusa</i> contre <i>Staphylococcus aureus</i>	65

Figure 50. Diamètres d'inhibition(mm) en présence des extraits de Jania rubens et Laurencia obtusa contre Pseudomonas aeruginosa..... 65

Figure 51. Diamètres d'inhibition(mm) en présence des extraits de Jania rubens et Laurencia obtusa contre Klebsiella pneumoniae..... 66

Liste des tableaux

<i>Tableau 1. Composition biochimique de quelques micro-algues</i>	<i>20</i>
<i>Tableau 2. Différents groupes d'algues et leurs compositions biochimiques.</i>	<i>30</i>
<i>Tableau 3. Taxonomie de Jania rubens</i>	<i>32</i>
<i>Tableau 4. Taxonomie de Laurencia obtusa.....</i>	<i>33</i>
<i>Tableau 5. Caractéristiques des périodes et les températures d'échantillonnage</i>	<i>37</i>
<i>Tableau 6. Caractéristiques des bactéries utilisés</i>	<i>44</i>
<i>Tableau 7. Mise en évidence des composés phénoliques dans l'algue Jania rubens</i>	<i>56</i>
<i>Tableau 8. Résultats des tests des composés phénoliques dans l'algue Laurencia obtusa</i>	<i>56</i>

Résumé

Le but de ce travail est la recherche des composés naturels bioactifs avec une évaluation des activités antibactérienne de l'extrait brut de deux algues rouges *Jania rubens* et *Laurencia obtusa* collectées de la côte Ouest de Mostaganem au niveau de la plage de Stidia vis-à-vis de trois souches bactériennes à Gram positives (*Staphylococcus aureus*) et Gram négatives (*Klebsiella pneumoniae* et *Pseudomonas aeruginosa*). Les résultats obtenus après différentes extractions par deux solvants méthanol et chloroforme nous ont permis de calculer le rendement en extrait brut évalué à (18.6%). La mise en évidence qualitative des principales classes de métabolites secondaires a permis d'enregistrer une teneur élevée en flavonoïdes, une teneur moyenne en phénols totaux, et une teneur faible en tanins. L'évaluation de l'effet antibactérien montre que la plupart des souches bactériennes testées sont sensibles à l'extrait d'algue *Jania rubens* et l'extrait de *Laurencia obtusa*. Les meilleures zones d'inhibitions sont obtenues par la souche bactérienne *Klebsiella pneumoniae* à l'égard des souches testées avec un diamètre de 18 mm avec l'extrait de *Jania rubens* et d'une zone de 22 mm avec l'extrait de *Laurencia obtusa*. Ces résultats suggèrent que l'extrait de *Jania Rubens* présente un effet inhibiteur très important vis à vis de certains pathogènes.

Mots-clés : activités antibactériennes, Algues rouges, Stidia-Algérie, Extraits méthanoliques, Extraits Chloroformique.

Abstract

The aim of this work is the search for new bioactive natural compounds with an evaluation of the antibacterial activities of the crude extract of two red algae *Jania rubens* and *Laurencia obtusa* harvested from the west coast of Mostaganem at the Stidia Bay, against three bacterial strains (Gram-positive: *Staphylococcus aureus*) and (Gram-negative: *Klebsiella pneumoniae* and *Pseudomonas aeruginosa*). The results obtained after different extractions with two solvents methanol and chloroform enabled us to calculate the yield of crude extract evaluated at (18.6%). The quantitative determination of the main classes of secondary metabolites made it possible to record a high content of flavonoids, an average content of total phenols, and low content of tannins. The evaluation of the antibacterial effect shows that most of the bacterial strains tested are sensitive to the *Jania rubens* algae extract and the extract of *Laurencia obtusa*. The best zones of inhibition are obtained by the bacterial strain *Klebsiella pneumoniae* about the strains tested with a diameter of 18 mm with the extract of *Jania rubens* and a zone of 22 mm with the extract of *Laurencia obtusa*. These results suggest that *Jania Rubens* extract has a very significant inhibitory effect against certain pathogens.

Keywords: *antibacterial activities, red algae, Stidia-Algeria, methanolic extracts, chloroform extracts.*

INTRODUCTION GÉNÉRALE

La recherche d'additifs naturels, notamment d'origine marine, s'est particulièrement accrue ces dernières années, en raison de l'essor de microorganismes résistants aux antibiotiques, généralement anti-infectieux, devient même une préoccupation mondiale, car la résistance aux antibiotiques pourrait devenir dans un futur proche l'un des principales causes de décès dans le monde.

Récemment, beaucoup de chercheurs s'intéressent aux algues médicinales pour leurs richesses en antioxydants naturels à savoir les polyphénols, les flavonoïdes, les tannins, etc. qui possèdent des activités antibactériennes (KEITA et al., 2004).

Les activités décrites et associées aux algues marines sont très diverses telle que les activités antimicrobiennes (REICHELDT & BOROWITZKA, 1984), anti-malariales, antioxydantes, anti-inflammatoires, cytotoxiques, antivirales, antifongiques, ainsi que d'autres activités.

C'est dans ce contexte que s'inscrit ce travail de recherche, qui vise à étudier l'effet des extraits bruts de deux algues marines rouges (*Jania rubens* et *Laurencia obtusa*) de la côte de Stidia Mostaganem sur l'activité antimicrobienne et de confirmer la présence ou non d'une interaction entre ces extraits méthanoliques et chloroformiques de ces algues et leurs effets sur les trois souches de bactéries. Cette étude est subdivisée en:

Une introduction générale au sujet.

Une synthèse bibliographique, représentant la première partie de notre travail. Cette partie est réalisée afin de regrouper les informations essentielles sur les algues (Chapitre. 1) et éventuellement leurs pouvoirs antimicrobiens (Chapitre. 2).

La deuxième partie est consacrée à l'expérimentation (Chapitre. 3) et les résultats sont exposés et discutés en les comparant à ceux publiés dans la littérature scientifique internationale (Chapitre. 4), à savoir : l'extraction des composés phénoliques à partir des espèces d'algues marines récoltées ; le test des composés phénoliques de ces extraits ; et l'évaluation de leurs activités antibactériennes.

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

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE 1. ALGUES

1. Généralisées sur les algues marines

1.1. Définition des algues

Les algues marines sont des êtres vivants qui constituent un vaste ensemble hétérogène des organismes photosynthétiques. Ainsi on distingue les organismes eucaryotes uni- ou pluricellulaires (algues rouges, algues brunes, algues vertes) qui vivent seuls ou en colonies et les organismes procaryotes (algues bleues). Le développement de ces algues dans les eaux douces ou salées, sur les roches humides et sur terre, soit libres ou fixées sur un support. Leurs tailles varient de moins d'un micromètre à plusieurs dizaines de mètres. Les algues sont la base des chaînes alimentaires donc, elles sont primordiales pour la vie des milliers d'autres espèces.

1.2. Micro-algues (phytoplancton)

Ce sont des microorganismes aquatiques eucaryotes ou procaryotes, soit uni- ou pluricellulaires. En utilisant l'énergie solaire, elles produisent de l'oxygène qui s'accumulent lentement dans l'atmosphère hostile. L'enrichissement en oxygène conduit à la création de la couche d'ozone (DEJOYE TANZI, 2013). Elles se présentent sous différentes formes sphériques, spirale, ou étoile.

1.2.1. Composition biochimique des micro-algues

Les microalgues (**Tableau 1**) présentent une très grande diversité de molécule originales au sein de leurs cellules. Cette biomasse se caractérise par sa richesse en lipides, protéine, vitamine, et en antioxydant (SEKHOUNA et al., 2020).

Tableau 1. Composition biochimique de quelques micro-algues (DEJOYE TANZI, 2013)

Micro-algues	Protéines (%)	Polysaccharides (%)	Lipides (%)
<i>Chlorilla vulgarise</i>	51-58	12-17	14-22
<i>Dunaliella salina</i>	57	32	6
<i>Porphyridium cruentum</i>	28-39	40-57	9-14
<i>Spirulina platensis</i>	46-63	8-14	4-9
<i>Synechococcus sp.</i>	63	15	11

1.3. Macro-algues

Les macro-algues sont visibles à l'œil nu. Elles sont divisées en quatre groupes selon leurs compositions pigmentaires : algues vertes, algues rouges, algues brunes, et algues bleues.

1.3.1. Composition biochimique des macro-algues

Leurs compositions biochimiques varient selon les espèces, les conditions de croissance, stress, et la saison. Les macro-algues sont cultivées en Asie et sont plutôt collectées en Europe, plus particulièrement en Bretagne, Irlande et Norvège. Des grands groupes, comme Cargill Food Ingredients, Dupont/Danisco, ou CP Kelco, mettent en place l'extraction des fibres d'algues, les polysaccharides. Ces grosses molécules sont les gélifiants des macro-algues, et sont à la base de nombreux ingrédients texturants, et utilisés dans l'industrie agroalimentaire. Ainsi, nos yaourts, flans, dentifrices. D'autres produits contiennent des sels d'alginate (E401-405) ou des carraghénanes (E407), qui créent ou améliorent leur consistance (ZITOUNI, 2015).

Dans ces procédés d'extraction biochimique, des chercheurs de l'Académie des Sciences de Chine ont récemment publié des travaux démontrant l'action de petits sucres d'extraits d'algues brunes, et de l'alginate en particulier, sur les stades précoces de la maladie d'Alzheimer chez la souris. D'après cette étude, des sucres issus des algues rééquilibrent des désordres du microbiote intestinal (dérèglement maladif, appelé « dysbiose »), ce qui a pour effet de diminuer la neuro-inflammation subie dans le cerveau et impliquée dans le déclenchement de la maladie. Les algues ont parfois un aspect qui rappelle celui du plastique. De fait, les composants de leurs parois ont bien des points communs avec le plastique. À Saint-Malo, l'entreprise Algopack a conçu un matériau plastique fabriqué à 100 % à base d'algues, une première mondiale.

1.3.2. Polyphénols

Les algues marines sont des sources naturelles de composés biochimiques qui ont des effets des inhibiteurs de croissance microbienne.

Les composés phénoliques sont des métabolites secondaires situés dans les couches externes du cortex du thalle, utilisés pour la défense des algues et leurs résistances face à l'environnement, afin de lutter contre le stress oxydatif ou les effets cytotoxiques dû aux UV ou encore autant qu'antiviraux et antifongiques (DAUDE, 2021). Elles contiennent dans leurs formules chimiques au moins un phénol, un alcool aromatique, exercent leurs effets antibactériens sur la membrane cytoplasmique en altérant sa structure et causant un dysfonctionnement par un changement dans le transport des ions ou par une dépolarisation à travers les changements structuraux dans la membrane, interférence avec le système de génération de l'énergie dans la cellule (FELLOUS, 2019). Les composés provoquent la formation de complexes avec les protéines et certains constituent la paroi cellulaire bactérienne menant à la lyse, et l'inhibition des enzymes hydrolytiques (protéases et carbo-hydrolases) inactivant les adhésives microbiennes et les protéines de l'enveloppe cellulaire (FELLOUS, 2019).

1.3.3. Classification des polyphénols

La **Figure 1** montre les différents composés phénoliques.

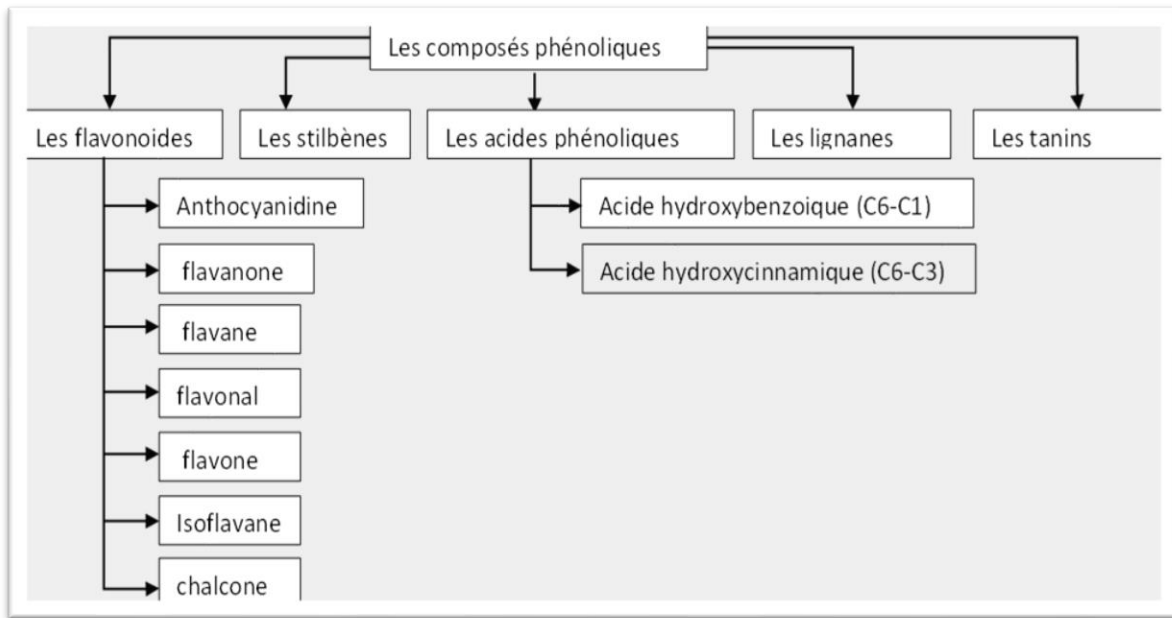


Figure 1. Classification des composés phénoliques

Facteurs qui régissent sur la répartition des algues

La répartition des algues est influencée par divers facteurs groupés:

- ✓ Facteurs physiques: substrat, température et lumière.
- ✓ Facteurs dynamiques: agitation de l'eau et émergence.
- ✓ Facteurs chimiques: salinité, pH, sels nutritifs, et oxygène.
- ✓ Facteurs biotiques: association avec d'autres espèces.

2.1. Facteurs physiques

Nature du substrat

La nature physique du substrat est très importante pour les supports solides. Les côtes rocheuses seront leurs biotopes. Certaines petites algues sont fixées en épiphytes sur d'autres algues (ZITOUNI, 2015).

Température

Les réactions du métabolisme cellulaire font intervenir des enzymes sensibles à la température donc il faut qu'elle soit au-delà de 10°C pour que les enzymes des algues soient vraiment efficaces (ZITOUNI, 2015).

Lumière

Les algues absorbent l'énergie lumineuse grâce aux pigments présents dans les chloroplastes et transformée en énergie chimique pour fabriquer leurs matières comme le saccharose (**Figure. 4**). Les algues ne peuvent se développer que jusqu'à une limite de 0.05% de lumière incidente. Les différentes algues se répartissent en profondeur en fonction de *l'intensité* de la lumière (longueur d'onde), C'est à dire qu'une algue nous apparaît rouge car elle absorbe les rayonnements dans le vert. Une algue est verte car elle absorbe les rayonnements dans le rouge (ZELLAL, 2012).

2.2. Facteurs dynamiques

Émergence

L'émergence des algues est en rapport avec le niveau de la mer.

Agitation de l'eau

Certaines espèce des algues ont besoin d'eau battue très oxygénée par les vagues, et certaines sont arrachées par les fortes vagues, et d'autre vivent dans les cotes moins agitées (KIES, MONGE-GANUZA, et al., 2020).

2.3. Facteurs chimiques

pH

Le pH de l'eau de mer est de 8,2 fixée par la présence des carbonates ($\text{CO}_2/\text{HCO}_3^-/\text{CO}_3^{2-}$) les variations du pH et les rejets industriels (*feed-back*).

Salinité de l'eau

L'eau de mer contient environ 33 à 38 g/l de sels. Les pluies et l'ensoleillement du médiolittoral supérieur et de supralittoral font varier la teneur en sels des algues cette instabilité perturbe le métabolisme et parfois elle entraîne une élimination des espèces (KIES, MONGE-GANUZA, et al., 2020).

Azote inorganique dissout

Est essentiel pour la synthèse des protéines. Les nitrates sont une source d'azote très importante pour la croissance des algues. Le nitrate (NO_3^-) doit être réduit en ammonium (NH_4^+) avant l'assimilation par les algues (KIES, MONGE-GANUZA, et al., 2020; KIES & KERFOUF, 2014b).

Ortho-phosphates

Le phosphore inorganique est nécessaire pour la synthèse des nucléotides phospholipides et plusieurs composées pour le transport d'énergie cellulaire, c'est un élément clé dans la structure d'ADN et l'ARN. On trouve le phosphore en deux formes ortho-phosphatés PO_4^{3-} et HPO_3 (KIES et al., 2020; KIES & KERFOUF, 2014).

2.4. Facteurs biotiques

Représentent l'influence des organismes vivants en cycle biologique d'autres organismes d'un même milieu *i*). *Prédation* : est une relation dans laquelle une espèce (le prédateur) en consomme une autre (la proie); *ii*). *Maladies et le parasitisme*: est une relation où une espèce (le parasite) profite d'une autre espèce en lui étant nuisible. Le parasite peut être endoparasite ou ectoparasite. Pendant son cycle biologique ou une partie de son cycle, le parasite vit et se reproduit sur un ou plusieurs hôtes ; *iii*). *Compétition interspécifique* : est une relation entre deux espèces qui ont besoin des mêmes ressources (nourriture, eau, territoire, etc.). L'une des espèces, généralement celle qui est la plus adaptée, tirera profit des ressources disponibles dans le milieu ; *iv*). *Disponibilité de nourriture*.

3. Rôles des algues

La production mondiale des algues marines est majoritairement destinée à l'alimentation directe (76.1%) et à l'extraction des métabolites (11.2%). Le reste est exploité dans différents domaines (DELEPINE, 2021).

En agriculture

On utilise les algues comme *bioengrais* car elles contiennent des matières organiques, des sels minéraux, et des autres composés chimiques qui sont naturels. Ce n'est pas seulement pour leur valeur nutritionnelle mais aussi parce qu'elles aident à améliorer la structure du sol (SEKHOUNA et al., 2020).

En alimentation

Les algues peuvent être consommées comme légumes on a les algues rouges, vertes, et brunes. Soit sous forme de complément alimentaire riche en protéines et en vitamines on a des cyanobactéries par exemple spirulines ou les algues vertes comme les chlorelles.

En industrie alimentaire

Les algues rouge (*Gracilaria, Gelidium...*) qui sont une source de la gélose ou l'agar-agar qui est exploité industriellement pour leurs propriétés gélifiantes, stabilisatrices, ou émulsifiantes, et pour la solidification des milieux de cultures bactériologiques (ZITOUNI, 2015).

Importance biologique

Les algues contiennent des nombreuses molécules biologiquement actifs. Plusieurs études montrent l'intérêt d'utilisation de ces molécules pour le développement de nouveaux agents pharmaceutiques comme les antimicrobiennes, les anti-inflammatoires, les antivirales, les antioxydants, les antitumorales, et les antifongiques....

Traitement des eaux usées

Cette technique représente une alternative économique et efficace à des systèmes de traitement (les rejets des villes, des entreprises, agricoles, et de l'industries...) la capacité des algues à absorber les nutriments issus d'élevages piscicoles a été démontrée à partir de cultures d'algues en bassin. (DELEPINE, 2021).

4. Classification

Il existe des différentes critères pour classer les algues mais le plus important est basé sur les caractéristiques structurales (la forme des crêtes mitochondriales et la nature de l'appareil flagellaire...), leurs glucanes de réserve, et le nombre de thylacoïdes, et leurs compositions pigmentaires,etc. (PASQUET, 2011).

4.1. Type de pigments

4.1.1. Chlorophylles

Sont des pigments qui présentent la couleur verte dans toutes les cellules végétales. Ce sont des molécules qui contiennent un noyau de chlore duquel est fixé un ion magnésium Mg^{2+} .

Et à la périphérie du noyau se trouve une chaîne carbonée. La différence entre la chlorophylle *a* et *b* dans le carbone C7.

Chlorophylle *a*

On le trouve dans les complexes qui jouant un rôle d'antennes qui captent l'énergie lumineuse (**Figure 2**). Elle est impliquée dans les centres réactionnels. La chlorophylle *a* est composée d'un groupe méthyle lié au C7.

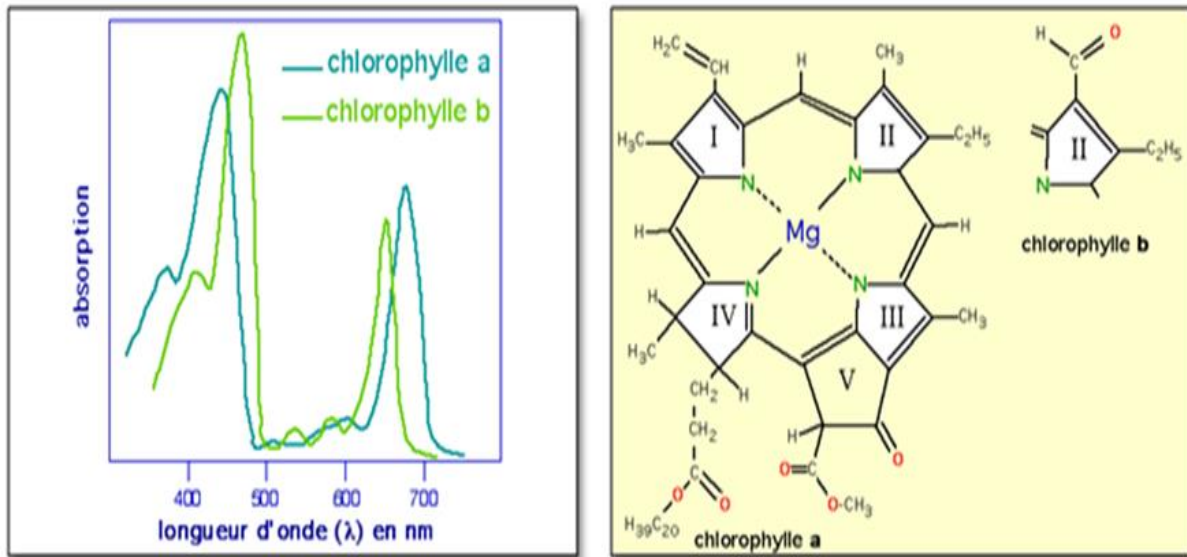


Figure 2. Différence entre les chlorophylles *a* et leurs spectres d'absorption (PASQUET, 2011).

Chlorophylle *b*

On le trouve que dans les complexes qui jouant un rôle d'antennes qui captent l'énergie lumineuse. La chlorophylle *b* est composé d'un groupe aldéhyde liée au C7.

4.1.2. Caroténoïdes

Ce sont des pigments naturels qui confèrent une couleur orangée, jaune, rouge, ou verte, qui sont produites par des plantes et des algues.

Les caroténoïdes sont des substances liposolubles appartiennent à la catégorie des tétraterpénoïdes (c'est-à-dire qu'ils contiennent 40 atomes de carbone).

Elles prennent la forme d'une chaîne hydrocarbonée polyène qui est parfois terminée par des cycles. Les éléments les plus importants qui constituent les caroténoïdes sont l'isopentényl diphosphate (IPP) et le diméthylallyl diphosphate (DMAPP).

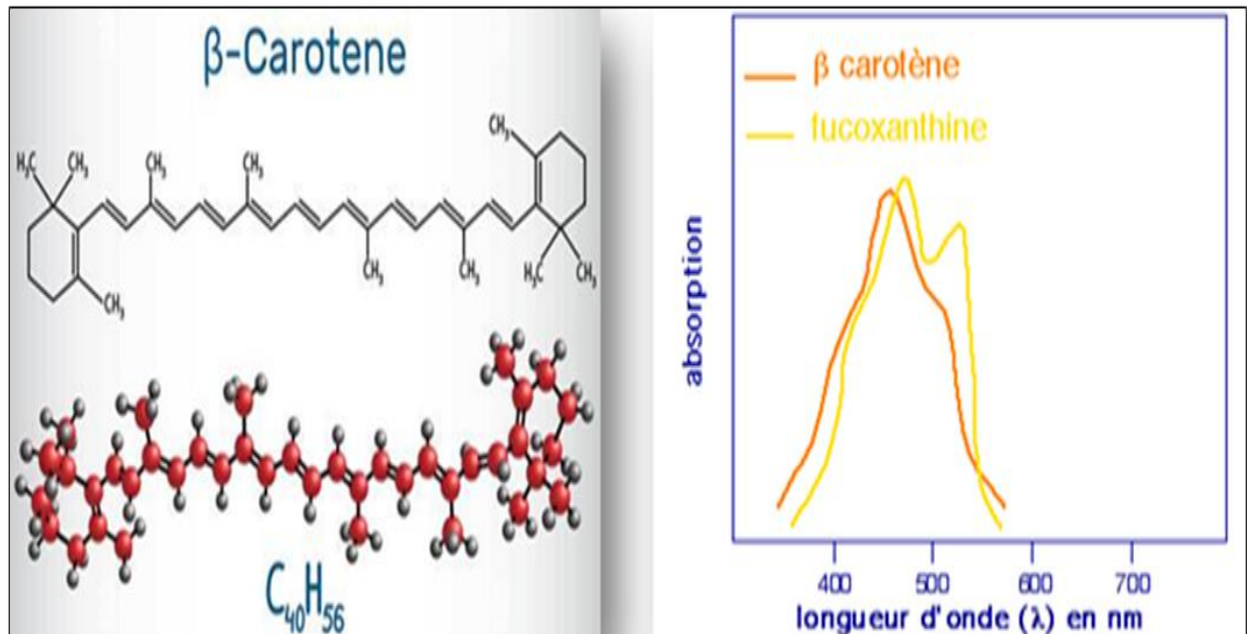


Figure 3. Spectre d'absorption et un exemple d'une forme de caroténoïde (PASQUET, 2011).

La structure des caroténoïdes (**Figure 3**) permet des capacités biologiques, y compris la photosynthèse, la photoprotection, la coloration des algues et la signalisation cellulaire.

4.1.3. Phycobiliprotéines

Ce sont des pigments hydrosolubles comportant une partie protéique liée de façon covalente à des chromophores ou bilines (**Figure 4**). Les phycobiliprotéine désignent une holoprotéine composée de groupes tétrapyrroliques.

On a trois familles de phycobiliprotéines (**Figure 4**):

- ✓ Phycoérythrines (rouge)
- ✓ Phycocyanines (Bleues)
- ✓ Allophycocyanines (bleu turquoise).

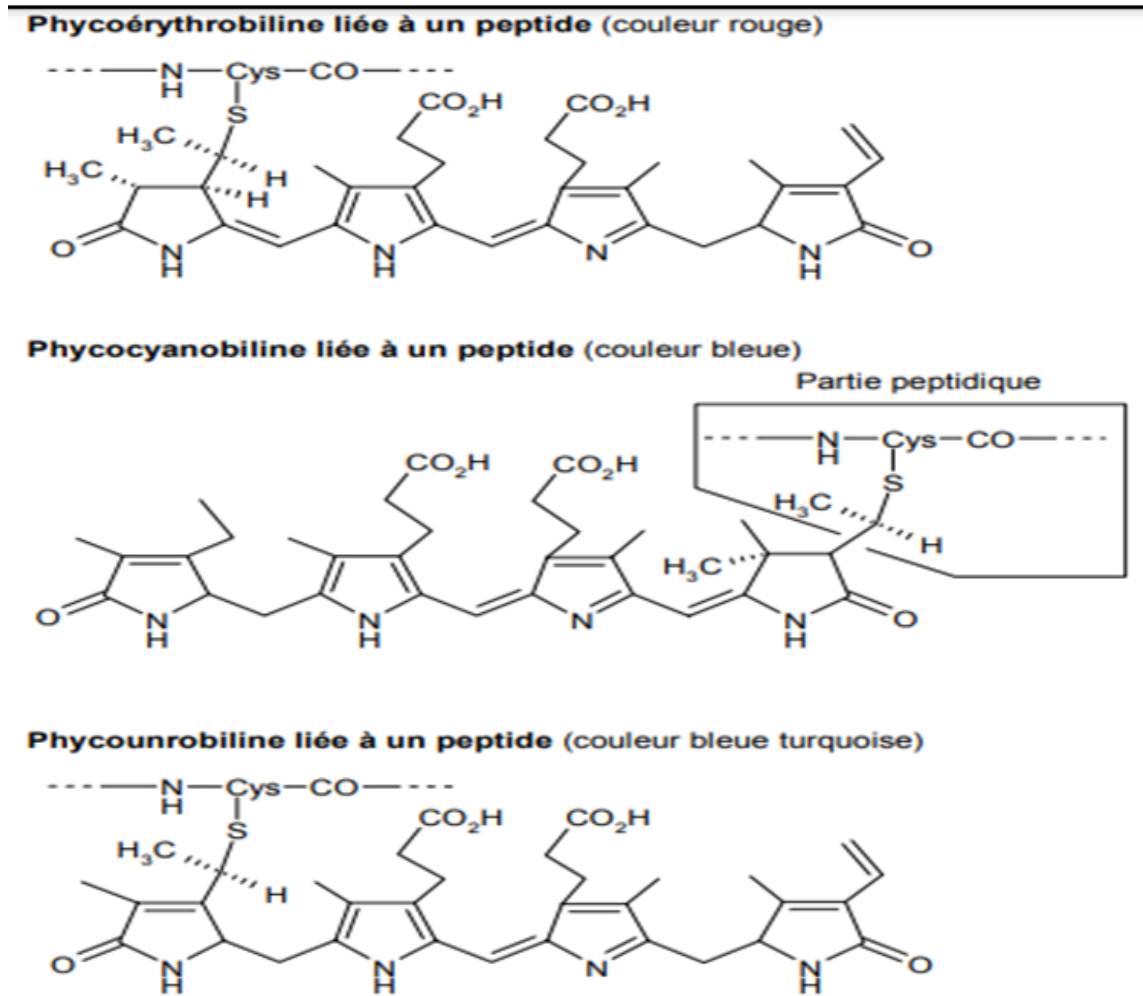


Figure 4. Différentes structures des phycobiliprotéines (PASQUET, 2011).

4.2. Différents groupes des algues

On a onze groupes des algues. Le premier groupe est celui des procaryotes (les cyanobactéries) les dix groupes restants sont des eucaryotes (**Tableau 2**).

Tableau 2. Différents groupes d'algues et leurs compositions biochimiques.

Embranchement	Pigment Sphotosynthétiques	Réserves glucidiques	Composition de la paroi cellulaire	flagelles
Chlorophytes Algues vertes	Chlorophylles a et b. Caroténoïdes.	Amidon	glycoprotéines, Polysaccharides Cellulose ou allulose	Aucun ou 2 ou plus apicaux ou subapicaux, égaux ou inégaux, lisse
Rhodophytes Algues rouges	Chlorophylle a phycobilines, caroténoïdes	Amidon floridéen	Microfibrilles de cellulose enrobées dans une matrice, souvent dépôts de carbonate de Ca ²⁺	Aucun
Algues brunes	Chlorophylles a et c, caroténoïdes essentiellement fucoxanthine	Laminarine, mannitol (transporté)	Cellulose enrobée dans une matrice d'algine mucilagineuse,	2 uniquement dans les cellules reproductrices, latéraux ,plumeux à l'avant , lisse à l'arrière
Cryptophytes	Aucun ou Chlorophylle a et b phycobilines, caroténoïdes	Amidon	Pas de paroi cellulaire mais une assise rigide de plaques protéiques a l'intérieure de la membrane plasmique	2 subapicaux plumeux ou inégaux
Haptophytes	Chlorophylles a et c; caroténoïdes essentiellement fucoxanthine	Chrysolaminarine	Ecailles de cellulose; chez certains écailles de matière organique calcifiées	Aucun ou 2; égaux ou inégaux; la plupart ont des haptonèmes
Euglénophytes	Absent chez la plupart ou chlorophylles a et b; caroténoïde	Paramylon	Pas de paroi cellulaire mais une pellicule flexible ou rigide de bandes protéiques sous la membrane plasmique	Généralement 2, un vers l'avant et un à l'arrière, souvent inégaux, s'allongent par l'apex
Diatomées (bacillariophytes)	Aucun ou chlorophylles a et c; caroténoïdes, essentiellement fucoxanthine	Chrysolaminarine	Silice	Aucun ou 1; seulement chez les gamètes mâles centraux; apicals; plumeux
Dinophytes	Aucun ou Chlorophylle a et c; caroténoïdes,	Amidon	Couche de vésicules sous la membrane plasmique, avec ou sans plaques de cellulose	Aucun (sauf chez les gamètes) ou 2, différents; latéraux (1 transversal, 1 longitudinal)

5 Algues rouges

Les rhodophycées sont des organismes eucaryotes pluricellulaires divisés en deux grands groupes en fonction de leurs cycles de reproduction: les bangiophycées et les floridéophycées . La couleur rouge est due à l'association de pigment phycoérythrine avec des pigments de chlorophylle *a* et *d*. On les rencontre jusqu'à de grandes profondeurs car elles supportent des conditions de faibles éclairagements. Exemples des algues rouges: *Jania rubens* et *Laurencia obtusa*.

5.1. Origine

Les comparaisons moléculaires des chloroplastes des algues rouges et vertes confirment une origine symbiotique commune. la comparaison d'ADN nucléaire codant la grande sous-unité de l'ARN polymérase 2 de deux algues rouges, d'une algue verte et d'un protiste, confirme que les rhodophytes sont apparues avant la lignée évolutive conduisant aux plantes, aux animaux, et aux champignons (ZITOUNI, 2015)

5.2. *Jania rubens*

Jania rubens est une espèce photophile de l'étage médiolittorale à infralittorale. Elle vie dans les eaux calmes proche de la surface jusqu'à 20 m. On la trouve notamment dans les cuvettes sableuses et dans les herbiers de zostères (**Figure 5**).

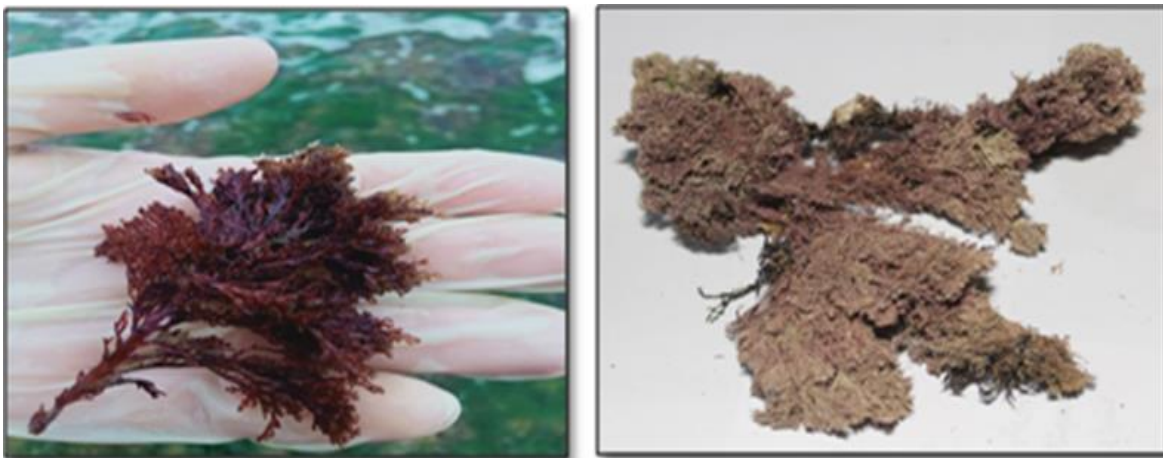


Figure 5. *Jania rubens* humide: à gauche et sèche: à droite (ZITOUNI, 2015)

5.2.1. Caractéristiques

Jania rubens est une algue calcaire dressée, possédant des branches articulaires cylindrique et très fine. Cette algue rouge est ramifiée de façon dichrome toute en formant une touffe rose.

5.2.2. Classification

Le **tableau 3** mentionne la classification de l'algue rouge *Jania rubens* (BENSLIMANE & BETTAHAR, 2016).

Tableau 3. Taxonomie de *Jania rubens* (BENSLIMANE & BETTAHAR, 2016).

Embranchement	Rhodobionta / Rhodophyta
Sous-embranchement	Eurhodophytina
classe	Florideophyceae
Sous-classe	Corallinophycidae
ordre	Corallinales
famille	Corallinaceae
genre	<i>Jania</i>
espèce	<i>rubens</i>

5.3. *Laurencia obtusa*

Elle a un thalle rouge vineux, de l'étage infralittorale. Cette algue est assez rigide de longueur habituellement comprise entre de 8 à 15 cm. Forment des touffes globuleuses et denses. On trouve cette algue dans la Mer Méditerranéenne, Atlantique Nord-Est, et la Mer Noir (**Figure 6**).



Figure 6. *Laurencia obtusa* (BENSLIMANE & BETTAHAR, 2016).

5.3.1. Caractéristiques

Parmi les caractéristiques de l'algue rouge *Laurencia obtusa*, on a le calcaire dressée, possédant un axe cylindrique, porteuse de rameaux latéraux opposés. Elle est Courte vers le sommet du thalle.

5.3.2. Classification

Le **tableau 4** mentionne la classification de l'algue rouge *Laurencia obtusa* (BENSLIMANE & BETTAHAR, 2016).

Tableau 4. Taxonomie de *Laurencia obtusa* (BENSLIMANE & BETTAHAR, 2016).

embrenchement	Rhodobionta / Rhodophyta
Sous-embrenchement	Eurhodophytina
classe	Florideophyceae
Sous-classe	Corallinophycidae
ordre	Corallinales
famille	Corallinaceae
genre	<i>Laurencia</i>
espèce	<i>obtusa</i>

CHAPITRE 2. ACTIVITES BACTERIENNES

1. Généralisées sur les bactéries

1.1. Définition des bactéries

Les bactéries sont des organismes unicellulaires qui sont étroitement liés à leur environnement. Dépendamment du type de motilité que les bactéries peuvent adopter, celui-ci leur procure un net avantage parmi les autres microorganismes qui sont dépourvu de motilité ou ceux n'ayant pas les structures cellulaires adaptées au milieu. Par exemple, une bactérie possédant un ou plusieurs flagelles est avantagée dans un environnement riche en eau, où celle-ci aura la capacité de se mouvoir vers une source nutritive plus efficacement qu'une bactérie exempte de cette organelle. Certaines bactéries peuvent posséder plusieurs types de structures permettant le déplacement, tandis que d'autres n'en possèdent aucune. Ces dernières sont généralement retrouvées dans un environnement spécifique où il y a très peu de variation. De nombreuses bactéries vivent sur et dans le corps de l'homme et des animaux (au niveau de la peau et dans les voies respiratoires, la bouche, le tube digestif, les voies génito-urinaires) sans causer de préjudices. De telles bactéries sont appelées flore résidente, ou microbiome. Il existe au moins autant de bactéries dans la flore résidente qu'il existe de cellules dans l'organisme. La plupart des bactéries de la flore résidente sont en fait utiles à l'homme, par exemple, en aidant à la digestion des aliments ou en empêchant la croissance d'autres bactéries plus dangereuses (COCKENPOT, 2014).

Les bactéries pathogène peuvent provoquer des maladies en fabriquant des substances nocives (toxines), en envahissant les tissus. Certaines bactéries peuvent déclencher une inflammation pouvant affecter le cœur, le système nerveux, les reins, ou le tube digestif. Cependant, d'autres bactéries accroissent le risque de cancer.

2. Classification des bactéries

Les bactéries peuvent être classées selon leurs caractères biochimiques (classification en biotypes ou biovars), antigéniques (classification en sérotypes ou sérovars), pathogéniques (classification en pathotypes ou pathovars), enzymatiques (classification en zymotypes ou zymovars), de sensibilité aux antibiotiques (classification en antibiotypes), de sensibilité aux bactériophages (classification en lysotypes ou lysovars), moléculaires (identification de l'ADN par ribotypie, hybridation ADN-ADN, hybridation ADN-ARN, séquençage de l'ARN ribosomique).

Elles peuvent aussi être classées selon:

- ✓ Coloration de Gram, la morphologie, la mobilité.
- ✓ Capacité à sporuler, la température de croissance.
- ✓ Besoins nutritionnels.
- ✓ Mode respiratoire, la capacité de photosynthèse.
- ✓ Utilisation des différentes sources de carbone ou d'azote.

3. Identification des bactéries

L'identification du genre et de l'espèce d'une souche bactérienne doit se poursuivre par la recherche de caractères biochimiques du métabolisme glucidique et protidique, en ensemençant une galerie d'identification en une *galerie* est un ensemble de milieux de culture, pouvant se présenter soit en tubes (macro-galerie), soit en système miniaturisé (micro-galerie).

4. Culture bactérienne

Une culture microbiologique et bactériologie est la propagation de bactéries et d'autres micro-organismes dans des milieux nutritifs artificiels comme les boîtes de Pétrie par exemple ou dans un bouillon nutritif.

5. Résistance bactérienne aux antibiotiques

La fin du 20ème siècle a été marquée par une explosion du nombre d'antibiotiques de leur variété mais aussi de leurs consommations. Cet usage massif d'antibiotiques – parfois inapproprié - a largement contribué au développement de résistances bactériennes.

5.1. Définition d'un antibiotique

Les antibiotiques sont des métabolites secondaires, qui ont une action bactériostatique et bactéricides sur les bactéries et même d'autres germes. Ils peuvent être un produit élaboré par les micro-organismes tel que les champignons, bactéries, et actinomycètes.

Ils sont aussi des produits de synthèses dans les industries pharmaceutiques pour lutter contre des infections bactériennes et doivent être choisis en fonction de leurs efficacités sur les bactéries responsables pour l'infection.

5.2. Mode d'action et classification des antibiotiques

Le premier d'entre eux (la pénicilline) a été découvert en 1928 par Alexander Fleming, par hasard, chez le champignon *Penicillium*, et utilisé à partir des années 1940. Depuis cette date, de nombreux antibiotiques ont été découverts. Ils sont classés en familles selon leurs modes d'action ou leurs structures moléculaires.

5.2.1. Antibiotiques à spectre étroit

Ils peuvent cibler et tuer les bactéries à l'origine de la maladie en laissant les autres bactéries bénéfiques. Ces antibiotiques sont habituellement prescrits lorsque la bactérie à l'origine de l'infection est exactement connue.

5.2.2. Antibiotiques à spectre large

Ce type d'antibiotique (**Figure 7**) est prescrit lorsqu'on ignore la bactérie à l'origine de l'infection ou lorsque la maladie est causée par plusieurs bactéries différentes.

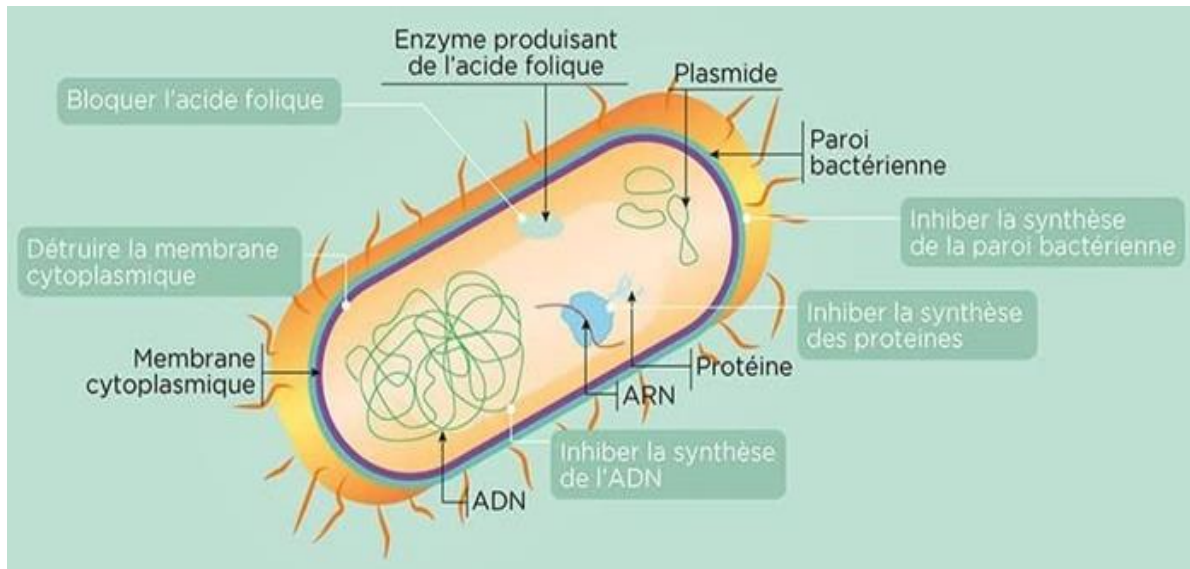


Figure 7. Mode d'action des antibiotiques

Les antibiotiques agissent en général de façon très spécifique sur certaines structures de la cellule bactérienne. Cette grande spécificité d'action explique pourquoi les antibiotiques sont actifs à très faible concentration de l'ordre du $\mu\text{g.ml}^{-1}$ sur les bactéries, ils agissent en général de manière spécifique en bloquant une étape essentielle de leurs développements, synthèse de leur paroi, de l'ADN, des protéines, production d'énergie...etc. Ce blocage se produit lorsque l'antibiotique se fixe sur sa cible (TORCHE & BENSEGUENI, 2020).

5.2.3. Antibiotiques inhibant la synthèse de la paroi bactérienne

C'est le mode d'action des bêtalactamines (Sous familles: Pénicillines et Céphalosporines). L'action de ces antibiotiques est portée par leurs noyaux *bêta-lactame*. En effet, ce noyau possède une très forte affinité pour le site catalytique des PLP (Protéines de Liaison à la Pénicilline), enzymes essentielles de la synthèse et du remodelage du peptidoglycane (Muréine) de la bactérie (TORCHE & BENSEGUENI, 2020).

5.2.4. Antibiotiques inhibiteurs de la membrane cytoplasmique

En raison de la similitude entre les membranes des cellules bactériennes et des cellules eucaryotes, les antibiotiques actifs sur la membrane sont toxiques et seul un nombre restreint de molécules ont une utilisation thérapeutique.

Polymyxine B et Polymyxine E (colistine) sont constituées d'un polypeptide cyclique et d'un acide gras. Par leurs extrémités hydrophobes, ces antibiotiques pénètrent à l'intérieur de la membrane et s'incorporent à la couche lipidique alors que l'extrémité hydrophile reste orientée vers l'extérieur. Il en résulte une désorganisation de la structure membranaire ce qui provoque la mort de la cellule.

5.2.5. Antibiotiques inhibiteurs de la synthèse des protéines

Ce sont les composés les plus nombreux. Les antibiotiques agissent en inhibant ou en perturbant certaines étapes des biosynthèses essentielles à la vie bactérienne, en se fixant sur les ribosomes.

5.2.6. Antibiotiques actifs sur le métabolisme des acides nucléiques

On distingue des antibiotiques actifs d'une part sur la synthèse des ARN et d'autre part sur la synthèse des ADN. La *Rifamycine* agit en bloquant l'ARN polymérase et les *Quinolones* inhibent la synthèse de l'ADN de la bactérie en se fixant sur le complexe "ADN-gyrase" en empêchant la réplication et la transcription de l'ADN bactérien.

5.2.7. Antibiotiques anti-anaérobies

Certaines bactéries sont capables de vivre en anaérobie en utilisant des voies d'oxydoréduction indépendantes de l'oxygène, et peuvent atteindre des niveaux de potentiel redox nettement plus bas que chez les eucaryotes. Ceci permet l'activation métabolique spécifique de certaines molécules, comme les Nitroimidazoles, et leurs confèrent un effet particulier sur ces organismes.

5.3. Antibiorésistance

La résistance aux antibiotiques est un phénomène naturel mondial qui ne connaît ni frontières géographiques ni barrières d'espèce (Homme, animal, microorganisme), et qui constitue une menace planétaire pour la santé humaine et animale. Il s'agit d'un problème particulièrement complexe menaçant notre capacité à traiter des infections bactériennes. D'où les bactéries peuvent synthétiser elles-mêmes des antibiotiques pour se défendre (**Figure 8**).

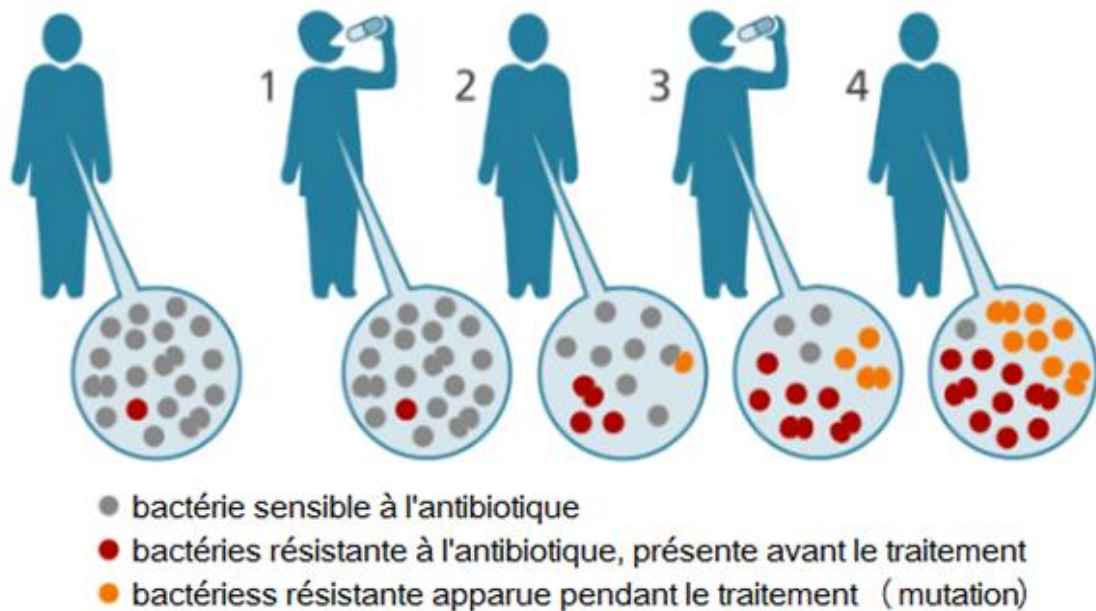


Figure 8. Développement des bactéries résistantes

Lorsque les bactéries se multiplient — et la plupart d'entre elles le font plusieurs fois par heure — elles doivent recopier leurs matériels génétiques (ADN). Elles réalisent cette copie en commettant des erreurs (appelées mutations) dont certaines peuvent les aider à tolérer la présence d'antibiotiques. Elles peuvent aussi acquérir cette capacité de résistance en s'échangeant de petits morceaux d'ADN (plasmides), que ce soit entre bactéries d'une même espèce ou entre bactéries d'espèces différentes (DAUVERGN, 2019).

5.3.1. Types de résistance

Résistance naturelle

Les souches d'une espèce bactérienne préexistent à l'usage des antibiotiques, cette résistance est chromosomique à caractère permanent transmissible aux cellules filles durant la réplication bactérienne (LANDECKER, 2021).

Résistance acquise

Les antibiotiques perturbent des mécanismes essentiels de la vie cellulaire (réplication, transcription, traduction, synthèse de la paroi...) ce qui limite la croissance bactérienne '*effet bactériostatique*' ou tue les bactéries '*effet bactéricide*' (BARIKA & BOUSSAIDI, 2019).

La résistance aux antibiotiques (**Figure 9**) est le résultat de plusieurs mécanismes (GUILLEMOT & LECLERCQ, 2005; VEYSSIERE, 2020):

- ✓ Production d'une enzyme modifiant ou détruisant l'antibiotique,
- ✓ Modification de la cible de l'antibiotique,
- ✓ Imperméabilisation de la membrane de la bactérie.
- ✓ Mutation génétique affectant le chromosome de la bactérie

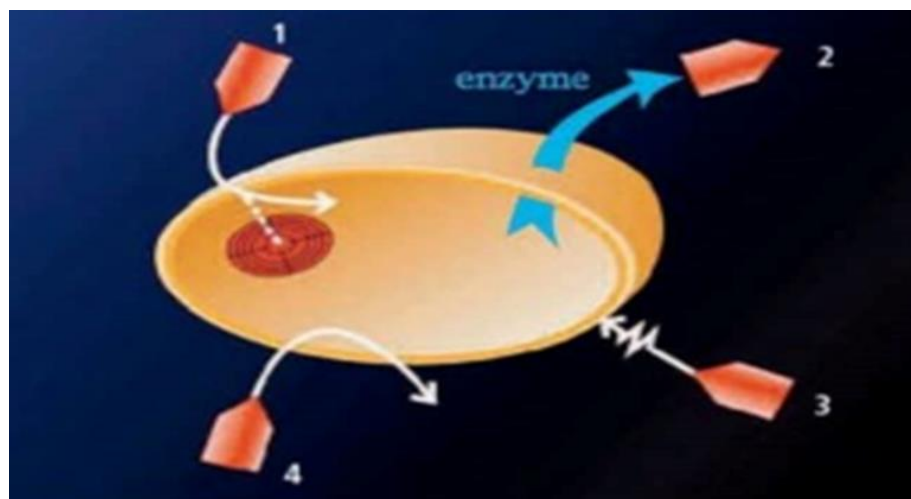


Figure 9. rincipe mécanisme de résistance aux antibiotiques : 1. modification de la cible, 2. production de l'enzyme, 3. l'imperméabilité, 4. l'efflux des antibiotiques.

5.3.2. Propagation de l'antibiorésistance

Chaque utilisation d'antibiotiques favorise l'émergence des bactéries résistantes. Le traitement d'infections non bactériennes ou le non-respect des prescriptions médicales accélère l'apparition et la propagation de ces bactéries. La cible des antibiotiques au niveau de la paroi bactérienne (**Figure 10**) est un constituant indispensable à la bactérie: le peptidoglycane.

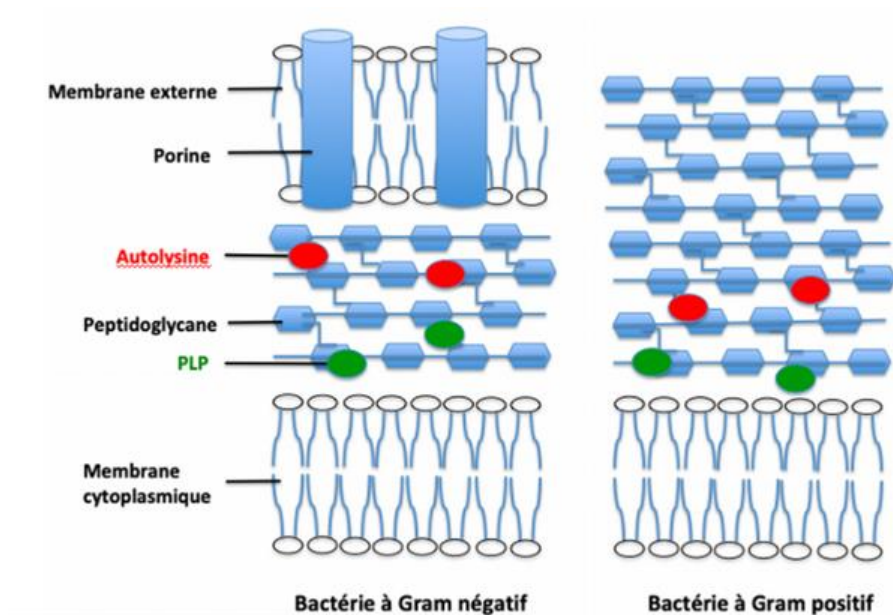


Figure 10. Structure de la paroi bactérienne

Celui-ci est en perpétuel remaniement, résultat d'un équilibre dynamique fragile entre activité de synthèse par les PLP (protéines liant la pénicilline) et d'hydrolyse par les auto-lysines (**Figure 10**). Les β -lactamines (pénicillines, céphalosporines, et autres antibiotiques) forment une famille d'antibiotiques caractérisée par la présence d'un noyau β -lactame. Ces molécules sont capables de se lier aux PLP par liaison covalente et d'inhiber leurs activités. L'équilibre entre lyse et synthèse du peptidoglycane est alors rompu, les bactéries deviennent incapables de résister à la pression osmotique exercée sur leurs membranes plasmiques et meurent par lyse osmotique (BEDRANE & DELLECI, 2019).

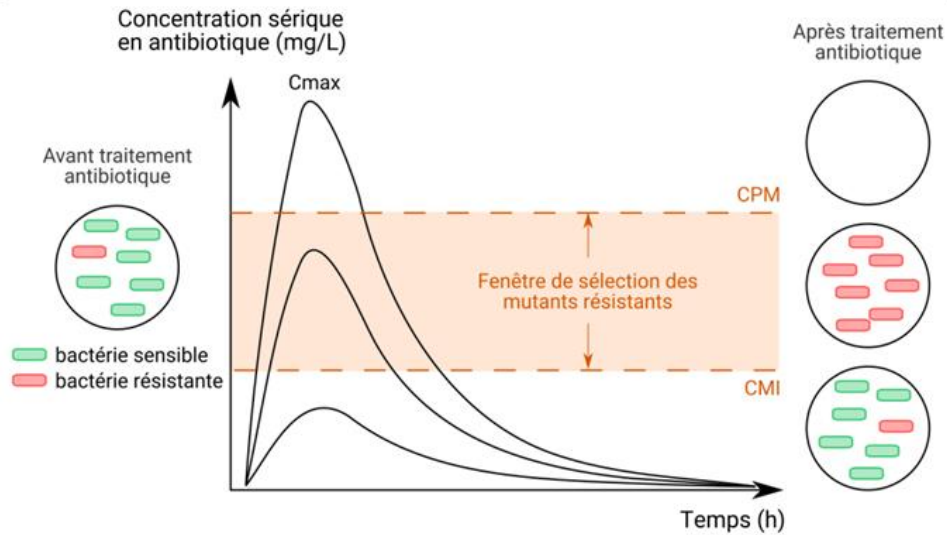


Figure 11. Sélection de mutants résistants en fonction de la concentration en antibiotique (ARMAND, 2017)

Figure 11 montre l'augmentation rapide de la concentration sérique en antibiotique à la suite de la prise de celui-ci, traduisant le passage des molécules du système digestif vers le système circulatoire. A la suite de la dégradation de l'antibiotique, notamment par le foie, la concentration sérique diminue. Si la concentration sérique de l'antibiotique reste inférieure à la CMI, dans ce cas l'antibiotique n'a pas d'effet sur l'ensemble de la population bactérienne. Si la concentration sérique atteint des niveaux entre CMI et CPM, les rares bactéries résistantes (sous-population) présentes pourront persister et se multiplier. Il est donc important d'obtenir une concentration maximale sérique (C_{max}) supérieure à la CPM et cela le plus longtemps possible pour éviter la fenêtre de sélection de mutants (ARMAND, 2017).

5.3.3. Lutte contre l'antibiorésistance

Développer des nouveaux antibiotique naturels et efficaces contre les bactéries résistantes est un processus complexe. Ce dernier doit tuer les bactéries, avec des effets indésirables minimum sur le patient; ne doit pas être détruit rapidement par le métabolisme humaine; et doit être actif au site de l'infection. L'apparition des bactéries résistantes pour cette nouvelle molécule doit être un phénomène exceptionnel (DELERY, 1998).

6. Description des microorganismes étudiés

6.1. *Staphylococcus aureus*

Les espèces *Staphylococcus aureus* (**Figure 12**) sont des Cocci à Gram positif, de forme sphérique, avec un diamètre de 0.8 à 1 μm . Elles sont regroupées en diplocoques ou en petits amas (grappe de raisin).

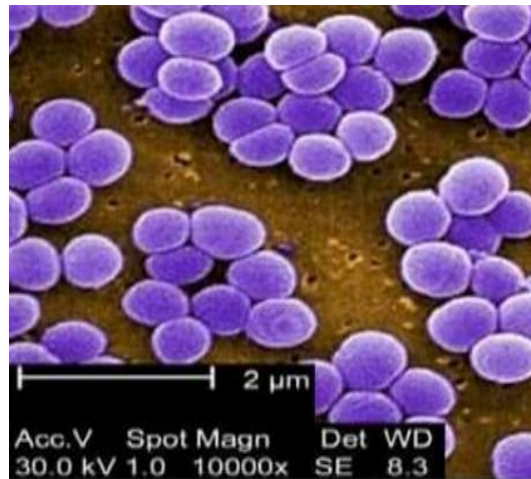


Figure 12. Staphylococcus aureus (BENBOUABDELLAH & ZIANE, 2015)

Elles sont immobiles, sporulés, habituellement sans capsule, coagulase et catalase positive. De nombreuses souches de *Staphylococcus aureus* produisent un pigment jaune doré (BENBOUABDELLAH & ZIANE, 2015). *Staphylococcus aureus* sont des bactéries impliquées dans des pathologies variées et de degrés de gravité divers. Elles sont parmi les agents responsables d'infections nosocomiales (infections contractées en milieu hospitalier) et en dehors de l'hôpital. Leurs habitats naturels sont l'homme et l'animal.

6.1.1 Pouvoir pathogène

Il semblerait que les toxines de staphylocoques (**Figure 13**) agissent comme des super-antigènes, les troubles observés seraient consécutifs à une réaction anormale du système immunitaire, elles n'agiraient donc pas directement sur les entérocytes (VINCENOT et al., 2008).

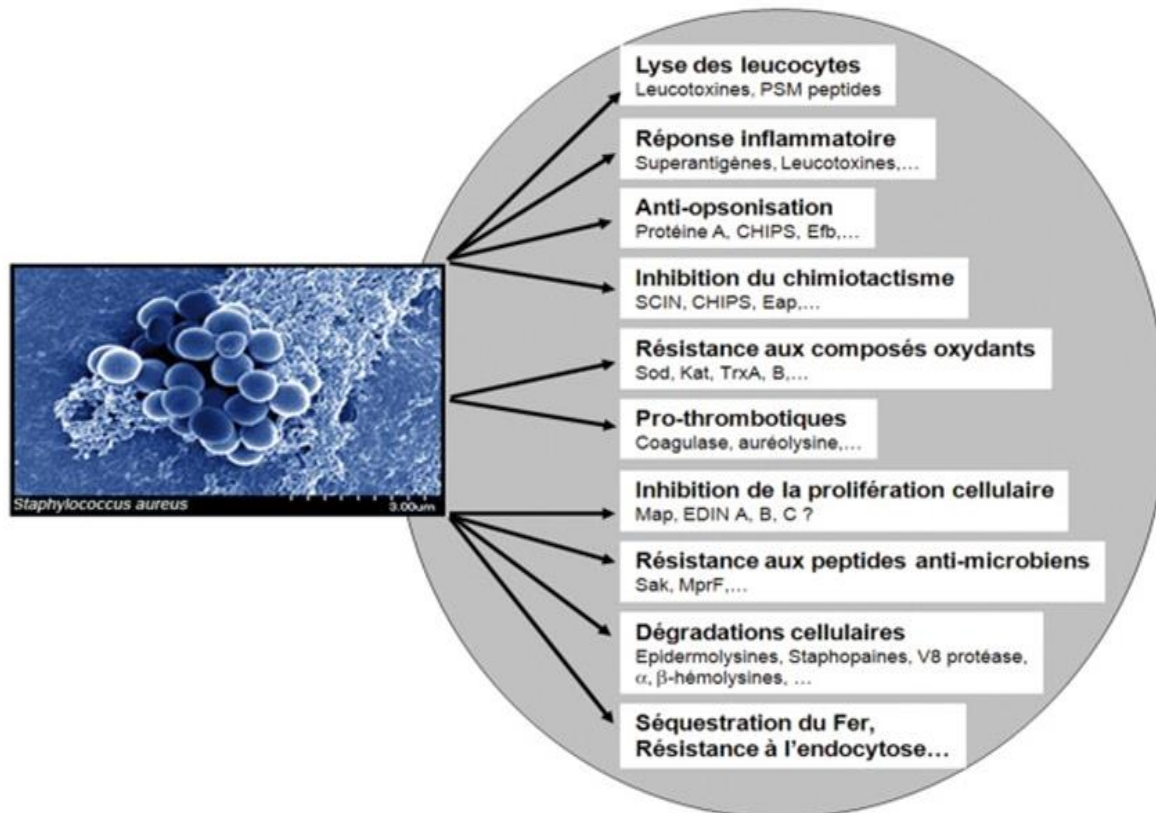


Figure 13. Facteurs de virulence de Staphylococcus aureus (VINCENOT et al., 2008)

6.1.2. Antibiotiques contre *Staphylococcus aureus*

Staphylococcus aureus a un fort pouvoir adaptatif et développent différents mécanismes de résistance aux anti-staphylococcus. Plus de 90 % des souches produisent une pénicillinase. Et développent une résistance croisée entre les pénicillines M (mécilline, oxacilline) et les autres β -lactamines par la production d'une protéine, la PLP2a, liant les pénicillines (PLP) et ayant une faible affinité pour ces composés.

6.2. *Pseudomonas aeruginosa*

Les *Pseudomonas aeruginosa* (**Figure 14**) sont des bacilles à Gram négatif, de 1 à 5 μm de long et 0.5 à 1 μm de large, très mobiles grâce à son seul flagelle polaire. *Pseudomonas aeruginosa* est une espèce aérobie à métabolisme strictement respiratoire et chimio-organotrophes (BIQUAND, 2017).



Figure 14. Pseudomonas aeruginosa (BIQUAND, 2017)

Contrairement aux autres bactéries de l'espèce des Pseudomonas, *Pseudomonas aeruginosa* a la capacité de pousser à des températures allant de 4 à 45°C, avec une croissance optimale entre 30 et 37 °C. Elle tolère également très bien les variations de pH de son environnement (BIQUAND, 2017).

6.2.1. Pouvoir pathogène

Dans les infections communautaires, elle est responsable principalement de broncho-pneumopathies évoluant sur un mode chronique dans la mucoviscidose et les affections respiratoires dues à la dilatation des bronches ; d'otites externes, d'endophtalmies après traumatisme, d'infections cutanées dans les ulcères (GAINARD & LUISETTI, 1993).

6.2.2. Antibiotiques contre *Pseudomonas aeruginosa*

Le traitement par antibiotiques des infections nosocomiales et des infections causées par *Pseudomonas aeruginosa* doit tenir compte du fait que des souches de bactéries présentent des résistances à un nombre croissant de ces antibiotiques.

En effet, environ 20 % des souches de la bactérie *Pseudomonas aeruginosa* sont résistantes aux antibiotiques ceftazidime et carbapénèmes (BAGGE et al., 2002).

Ceftazidime

La ceftazidime (**Figure 15**) est un antibiotique antibactérien de la famille des bêtalactamines du groupe des céphalosporines de 3eme génération injectable. Son mécanisme d'action repose sur l'inhibition de la synthèse de la paroi bactérienne.

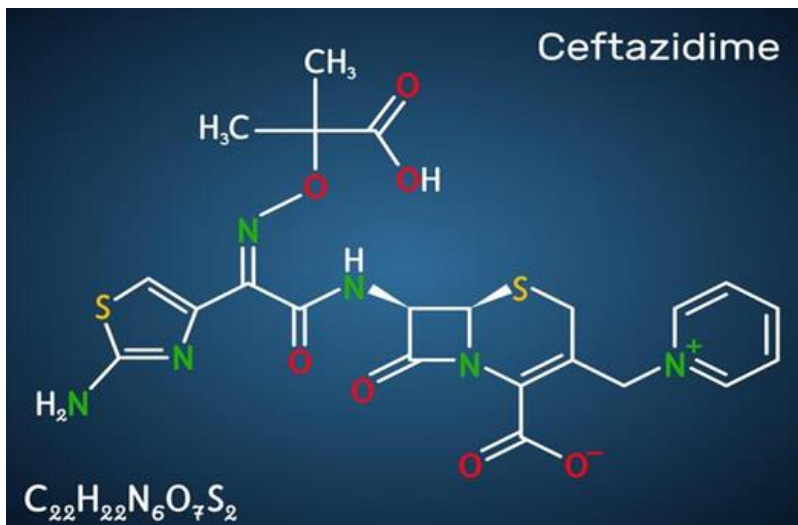


Figure 15. Formule chimique de Ceftazidime

Excipients (communs)

Carbonate de sodium (anhydre stérile) : 118 mg/g de ceftazidime. Excipient à effet notoire : sodium (13 mg [0,57 mmol]/fl Fortum 250 mg ; 26 mg [1,13 mmol]/fl Fortum 500 mg ; 52 mg [2,26 mmol]/fl Fortum 1 g ; 104 mg [4,52 mmol]/fl Fortum 2 g).

6.3. *Klebsiella pneumoniae*

Sur milieux usuels, les *Klebsiella* (**Figure 16**) donnent après une incubation de 24 heures à 37°C des colonies généralement lactose (+), rondes, de 3 à 4 mm de diamètre, bombées, muqueuses et ayant une tendance à la confluence.

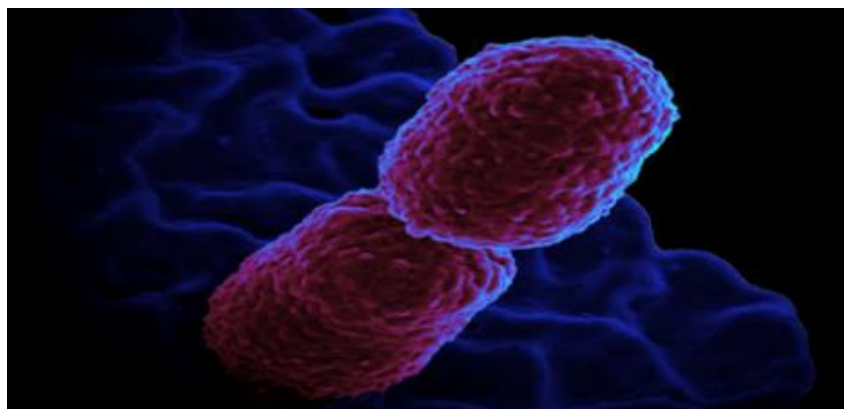


Figure 16. Klebsiella pneumonie

6.3.1. Pouvoir pathogène

Klebsiella pneumoniae typique est un agent pathogène opportuniste, qui affecte principalement les personnes dont le système immunitaire est affaibli et a tendance à provoquer des infections nosocomiales (KONE, 2010).

6.3.2. Antibiotiques contre *Klebsiella pneumoniae*

Les infections profondes à *Klebsiella pneumoniae* sont traitées avec des antibiotiques par voie injectable. Elles sont généralement traitées par des céphalosporines à large spectre et des carbapénèmes (imipénem, méropénem, ertapénem), ou encore les fluoroquinolones ou les aminosides. Le choix de l'antibiotique à administrer peut devenir difficile du fait de l'acquisition de résistance (NOURI & ZIADI CHIBANE, 2015).

7. Synergie des antibiotiques (Oxaciline – Cefixime)

Aucune interaction cliniquement significative n'a été rapportée au cours des essais cliniques. En pharmacocinétique, il a été montré que l'association de 1 g de probénécide au céfixime entraînait une diminution de 25% de la clairance totale du produit.

PARTIE DES EXPERIMENTATIONS ET RESULTATS

CHAPITRE 3. MATERIELET METHODES

1. Choix de site

1.1. Littoral de Mostaganem

Mostaganem est une ville portuaire de la Méditerranée. Elle est située à 104 mètre d'altitude sur le rebord d'un plateau côtier. Elle a un port mixte comprenant toutes les opérations d'import-export et les activités de pêches. Le climat de Mostaganem se caractérise quasi quotidiennement par des brises de mer et de terre (KIES et al., 2020; KIES & KERFOUF, 2014b).

1.2. Plage de Stidia

La zone d'étude Stidia est située à une certaine distance de kilomètres à l'Est au Sud-est d'Oran et à une distance d'environ 20 Km à l'Ouest de la ville de Mostaganem. Elle a une superficie de 682 Km². Les coordonnées géographiques sont 35°49'56" N et 0°0'54" W en DMS (degrés, minutes, secondes) ou 35.8322 et -0.015 (en degrés décimaux). minutes, secondes) ou 35.8322 et -0.015 (en degrés décimaux). La Plage Stidia est un lieu habité en Wilaya de Mostaganem, Algérie, ayant le code de région African./Middle East. La Stidia Plage est situé à 25 mètres d'altitude (BENSLIMANE & BETTAHAR, 2016; KIES & KERFOUF, 2014b).

La plage de Stidia (**Figure 17**) se caractérise par une structure montagneuse ouverte (**Figure 18**) et un à un fond marin rocheux.



Figure 17. Longueur de la plage de Stidia



Figure 18. Plage de Stidia

1.3. État de la diversité biologique algale de la côte de STIDIA

La frange littorale de Stidia (Côte Ouest Mostaganem) dispose d'un écosystème très riche et varié (**Figure 19**), soumis à des perturbations multiformes à savoir l'urbanisation, la pollution domestique, industrielle et marine. Face à cette situation, les algues marines réagissent différemment et constituent un outil biologique efficace pour contrôler et évaluer les signes de dégradation du milieu (KIES & KERFOUF, 2014a).



Figure 19. Exemples de la biodiversité dans la plage de Stidia: 1. Ulva lactuca (algue verte), 2. Laurencia sp (algue brune), 3. Ulva intestinalis (algue verte), 4. Laurencia obtusa

2. Avant l'échantillonnage et échantillonnage

2.1. Avant échantillonnage

Nous avons analysé la température d'eau de mer à l'aide d'un thermomètre (**Tableau 5**) et (**Figure 20**).

Tableau 5. Caractéristiques des périodes et les températures d'échantillonnage

	Dates	Etat de la mer	Le vent (Km/h)	Climat	Temp. d'eau	Temp. d'air
Mars	27-03-22	Un peu agitée	14	Nuageux	16.4	12
Avril	17-04-22	Calme	9	Partiellement couvert	17	24
Mai	24-05-22	Agitée	20	uageux	20	25



Figure 20. Analyse de la température de l'eau de mer

2.2. Méthode des quadrat

Le quadrat est un carré de 1 m² matérialisé par 4 baguettes de 1 m ficelées entre elles (**Figure 21**) .

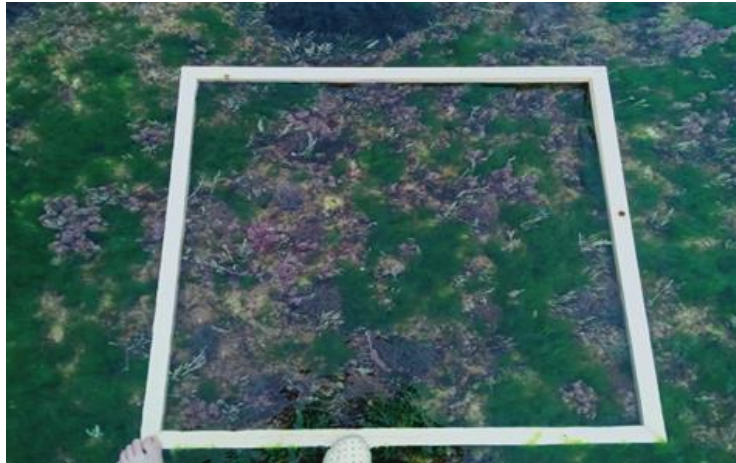


Figure 21. Méthode de quadrat

2.3. Echantillonnage

Les algues marines ont été récoltées sur une période de trois mois (mars, avril, et mai). Il n'y a eu qu'une seule récolte par mois pour les deux types d'espèces algales.

Ces algues sont prélevées à la main à une profondeur de 0.5 m par la méthode de quadrat et conservée dans des bacs en plastiques, remplis d'eau de mer (**Figure 22**) .

Après l'élimination des débris, les algues sont lavées avec l'eau de mer puis rincés à l'eau distillée et nettoyés complètement des épiphytes. Ensuite on les laisse séchées dans une étuve à 50°C pendant 24h. Puis on a broyé les algues pour obtenir une poudre fine (CHBANI et al., 2011).



Figure 22. Etapes de la préparation de la poudre algale: 1. Nettoyage des algues avec de l'eau distillée, 2. Séchage des algues à l'étuve, 3. Broyage des algues dans un mixeur, 4. Poudre algale est prête à l'utilisation

3. Préparation des extraits

La préparation des extraits des deux algues marines (**Figures 23, 24**) selon les trois protocoles (CHBANI et al., 2011).

3.1. Protocole 1

- ✓ On prend 2 g de la poudre algales, on ajoute 60 ml de méthanol
- ✓ On laisse macérer le mélange pendant 48 heures.
- ✓ On le filtre avec un papier filtre.
- ✓ Enfin on l'évapore à 50°C pour obtenir un extrait brut.

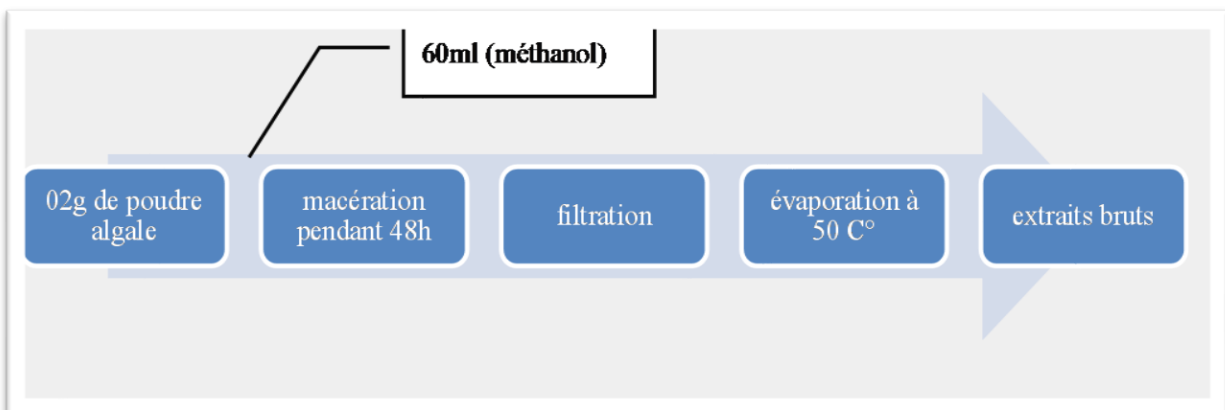


Figure 23. Protocole d'extraction (P1)



Figure 24. Filtration du mélange (poudre + méthanol)

3.2. Protocoles 2 et 3

2g de la poudre d'algue est placé dans un soxhlet, puis le ballon et rempli par l'acétate d'éthyle. Le mélange est porté à l'ébullition pendant une heure. La masse du résidu obtenue après évaporation du solvant est extraite successivement par 150 ml de chloroforme puis par 150 ml de méthanol. Les deux extraits obtenue sont conservés dans un endroit sec pour être testé ultérieurement (**Figures 25, 26, 27**) .

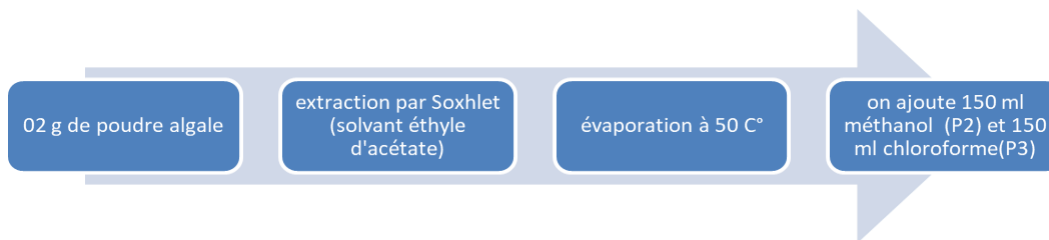


Figure 25. Protocole d'extraction (P2)

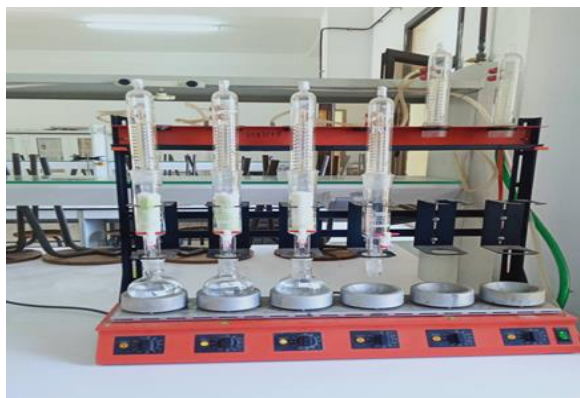


Figure 26. Soxhlet



Figure 27. Evaporateur rotatif de type BUCHI R-210

4. Calcul des rendements des extraits secs

La détermination du rendement de l'extrait sec est réalisée en appliquant la formule suivante (AFNOR, 1986) :

$$R(\%) = (P1 - P2 / P3) \times 100$$

P1: poids du ballon après évaporation

P2: poids du ballon avant évaporation

P3: poids de la matière sèche algale

5. Analyses biochimiques des extraits bruts

5.1. Mise en évidence des phénols totaux

La teneur en phénols totaux des extraits des plantes a été déterminée par la méthode de (ALIRACHEDDI et al., 2018) en utilisant le réactif de Folin–Ciocalteu. Un volume de 200 μ l pour chaque extrait est introduit dans des tubes à essais, le mélange (1 ml de Folin Ciocalteu dilué 10 fois et 0.8 ml de carbonate de sodium à 7.5 %) est additionné. Les tubes sont agités et conservés durant 30 min. L'absorbance est mesurée à 765 nm (SIDDIQUI et al., 2017) en utilisant le spectrophotomètre Jenway 6405 UV/ Vis (**Figure 28**)



Figure 28. Préparation de test des phénols totaux.

Une courbe d'étalonnage à différente concentration d'acide gallique a été préparée. Les teneurs en phénols totaux dans les extraits sont exprimées en milligramme (mg) équivalent d'acide gallique (EAG) par gramme (g) du poids de la matière sèche (MS) en mg (FELLOUS, 2019).

5.2. Mise en évidence des tannins condensés

A 1 ml d'extrait méthanolique, ajouter 200 μ l d'une solution de FeCl₃ à 1% un test positif est révélé par l'apparition d'une coloration bleu-noir ou verdâtre (MUANDA NSEMI, 2018).



Figure 29. Préparation de test des phénols totaux.

5.3. Test des flavonoïdes

Dix gouttes d'acide chlorhydrique concentré et quelques milligrammes de tournures de magnésium sont ajoutés à 0.5 ml de l'extrait. La coloration rose-rouge ou jaune, après trois minutes d'incubation à température ambiante, indique la présence des flavonoïdes (**Figure 30**)



Figure 30. Préparation du test des flavonoïdes

6. Études bactériologiques

6.1. Etude de pouvoir antibactérien

Les différents prélèvements ont été réalisés à partir des produits pathologiques sur des malades hospitalisés ou personnes externe au laboratoire de Microbiologie, université d'Oran (CHAIBDRA et al., 2008). Le **Tableau. 6** montre les caractéristiques des bactéries utilisés.

Tableau 6. Caractéristiques des bactéries utilisés

Souche	Gram	Source	Ref. des bactéries
<i>Staphylococcus aureus</i>	Positive (+)	Infection urinaire	10876
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Négative (-)	Infection urinaire	27853
<i>Klebsiella pneumonia</i>	Négative (-)	Infection urinaire	700603

6.2. Milieux de cultures

Les milieux de culture utilisés en bactériologie sont des milieux contenant les éléments nécessaires et en quantité suffisante à la survie et à la multiplication des bactéries. Ils doivent donc satisfaire les exigences nutritives du micro-organisme étudié et possédant des propriétés physico-chimiques convenant à cette culture. Après préparation des milieux, on mesure le pH. Il doit être compris entre 7.2 et 7.4, valeur qui permet une bonne croissance bactériennes et qui réalise un compromis pour l'activité des antibiotiques. Les milieux doivent être coulés en boîtes de Pétri avec une épaisseur de 4 mm et les géloses doivent être séchées avant l'emploi. Les milieux, une fois ensemencés, sont placés dans un incubateur, à 37°C par exemple, pour une durée déterminée (BENHAFED, 2020).

6.2.1. Constituants biochimiques des milieux de culture

Extraits de viandes

Extraits de viandes est préparé à partir de tissus d'origine animal sélectionnés qui lui confèrent son excellente intuitivité.

En association avec des peptones de différentes origines, l'extrait de viande constitue un excellent complément nutritif destiné à l'élaboration de milieux de culture variés. Il est habituellement incorporé à des concentrations allant de 0,2 à 1,0%.

Ces infusions contiennent des acides aminés et des peptides de faible poids moléculaire, des glucides, des vitamines, et des minéraux et des métaux traces.

Peptones

Les peptones sont des mélanges de composés solubles dans l'eau résultant de l'action d'enzymes ou d'acides protéolytiques sur des matières protéiques. Elles apportent au milieu de culture des acides aminés, des peptides (source d'énergie, de carbone, d'azote) principalement. La caséine est le plus souvent utilisée comme substrat protéique pour former des peptones, mais d'autres substances, telles que la farine de soja, sont également couramment utilisées (BENHAFED, 2020).

Facteurs de croissance

L'incorporation de facteurs de croissance est utilisée pour enrichir les milieux de culture pour réussir la culture des micro-organismes exigeants. Le plus souvent, des mélanges de facteurs de croissance sont utilisés dans les milieux microbiologiques (Hydrolysats, Extraits de levures, Produits biologiques, etc).

Composants sélectifs / différentiels

Sélectivité

Les milieux de culture peuvent contenir des composants sélectifs qui inhibent la croissance de micro-organismes non ciblés. Ces milieux sont particulièrement utilisés pour l'isolement de micro-organismes spécifiques à partir de populations mixtes (BENHAFED, 2020).

Agar-agar

C'est un extrait d'algues rouges (rhodophycées) appartenant aux genres *Gelidium* et *Gracilaria*, récoltées dans les mers du Japon ou de Nouvelle-Zélande (BENHAFED, 2020).

Chimiquement, la gélose est un mélange de deux groupes de polysaccharides dont l'un, dominant, est l'agarose : peu ou pas sulfaté, il a une propriété gélifiante.

6.3. Purification et conservation des souches

6.3.1. Préparation de l'inoculum

A partir des cultures bactériennes (**Figure 31**), quelques colonies bien isolées et identiques ont été prélevées à l'aide d'une pipette pasteur, cette dernière a été déchargée dans 9 ml l'eau physiologique stérile (0.9%). La suspension bactérienne a été bien agitée. La turbidité de l'inoculum a été ajustée à 0.5 *Mc Farland*.



Figure 31. Préparation de l'inoculum

6.3.2. Ensemencement

Après l'ajustement de la turbidité de la suspension servant d'inoculum, nous avons trempé un écouvillon stérile dans la suspension.

Ce dernier a servi d'étaler la surface entière de la gélose à trois reprises, de haut en bas, en stries serrées. Après chaque application, la boîte a été tournée de 60° environ en vue d'assurer une distribution homogène de l'inoculum. Enfin, l'ensemencement s'est achevé en passant l'écouvillon sur la périphérie de la gélose (BENHAFED, 2020).

6.3.3. Mesure de la densité optique

La croissance bactérienne est suivie en fonction du temps d'incubation de la culture à 37 °C, par mesure de la densité optique des cultures au spectrophotomètre UV/ visible (Shimadzu UV 2.0-1650 PC) jusqu'à obtenir une densité entre 0.08 et 0.15, à une longueur d'onde de 600 nm.

6.3.4. Préparation des disques

Des disques de 6 mm de diamètre découpés sur papier Wattman N°1 (**Figure 32**), stérilisés, ont été imprégnés à raison de 20 µl d'extraits (le méthanol et le chloroforme ont été utilisé comme témoins négatif). À l'aide d'une pince stérile les disques ont été déposés aseptiquement à la surface du milieu préalablement ensemencé. Les boites ont été incubées pendant 18 à 24 heures à 37°C (AKRAB & MOUHADI, 2019).



Figure 32. Préparation des disques

6.4. Antibiogramme

6.4.1. Définition

L'antibiogramme est un outil d'aide à la décision thérapeutique. C'est un test biologique de laboratoire qui permet de mesurer la résistance bactérienne in vitro.

En pratique, il permet de classer les bactéries, ce qui guide le médecin dans le choix de l'antibiotique, et peut aider au diagnostic, et un outil d'aide aux études épidémiologiques permettant de suivre l'évolution des résistances bactériennes, et de faire évoluer les recommandations en antibiothérapie probabiliste. Il existe plusieurs méthodes, deux sont utilisées en routine: méthode des disques (quand a utilisé dans notre recherche) et la méthode des galeries ou des automates.

6.4.1. Principe

Un inoculum standardisé de bactéries (le plus souvent 0.5Mcf) est tamponné sur la surface d'une boîte de gélose Mueller-Hinton (MH). Des disques de papier filtre imprégnés d'agents antimicrobiens sont placés sur la gélose. Après une nuit d'incubation, le diamètre de la zone d'inhibition est mesuré autour de chaque disque.

En se référant aux tableaux de la norme CLSI ou EUCAST, on obtient un rapport qualitatif de sensible, intermédiaire ou résistant.

6.4.2. Protocole d'application des disques

i). Appliquer des disques sur la surface d'agar avec un distributeur ou manuellement avec une pince stérile. *ii)* Appliquer une légère pression avec une pince ou une aiguille stérile pour assurer un contact complet du disque avec la gélose (**Figure 33**).

iii). Déposer les disques d'antibiotique sur la gélose (maximum 6 disques sur boîte de pétri de 9 cm de diamètre).

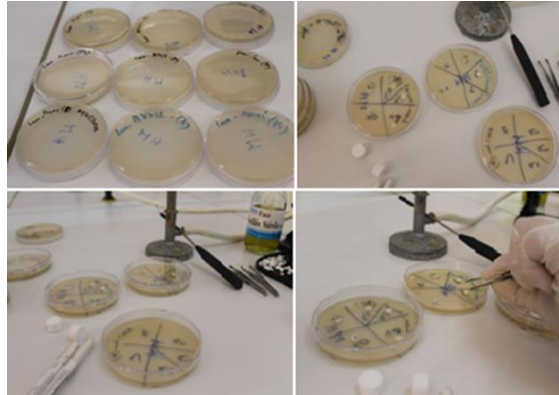


Figure 33. Préparation d'antibiogramme

iv). Incubation rapide dans les 15 minutes qui suivent le dépôt des disques (au-delà de 30 minutes les zones d'inhibition seront faussement agrandies). Incubation 16-24 heures à $35\pm 2^{\circ}\text{C}$ en aérobiose.

6.4.3. Lecture des résultats

Après incubation l'effet des extraits se traduit par l'apparition d'une zone d'inhibition circulaire transparente autour de disque correspondant à l'absence de la croissance bactérienne. L'activité antibactérienne a été déterminée à l'aide d'une règle mesurant le diamètre de la zone d'inhibition, plus le diamètre de cette zone est grand plus la souche est sensible. La zone d'inhibition des souches vis-à-vis de l'extrait et interprétée selon (BOUDJOUREF, 2011):

- ✓ *Résistante*: diamètre inférieur à 8 mm.
- ✓ *Sensible*: diamètre compris entre 9 et 14 mm.
- ✓ *Très sensible*: diamètre compris entre 15 et 19 mm.
- ✓ *Extrêmement sensible*: diamètre supérieur à 20 mm

CHAPITRE 4. RESULTATS ET DISCUSSIONS

CHAPITRE 4. RESULTATS ET DISCUSSIONS

1. Caractérisation du biotope étudié

Le paramètre physique testé est la température de l'eau de mer. Cette dernière est affectée par plusieurs facteurs, notamment les conditions météorologiques, les eaux pluviales, ainsi que les éventuels rejets d'eaux résiduaire chaudes (HENTATI, 2019). La température est un facteur écologique qui entraîne d'importantes répercussions écologiques. Elle influe sur le rendement, la viscosité, la densité, la solubilité des sels et des gaz, et l'oxygène nécessaire à l'équilibre de la vie aquatique. Elle agit également sur les réactions biochimiques ainsi que sur les activités métaboliques des organismes aquatiques (MANSEUR, 2021). Les températures enregistrées dans les différents périodes de prélèvements en mars, avril, et mai oscillent entre 16 °C et 20 °C.

2. Caractérisation des extraits bruts

2.1. Rendement des extraits bruts

L'extraction des composés phénoliques par le méthanol des algues étudiées, nous a permis de déterminer les rendements de leurs extraits bruts.

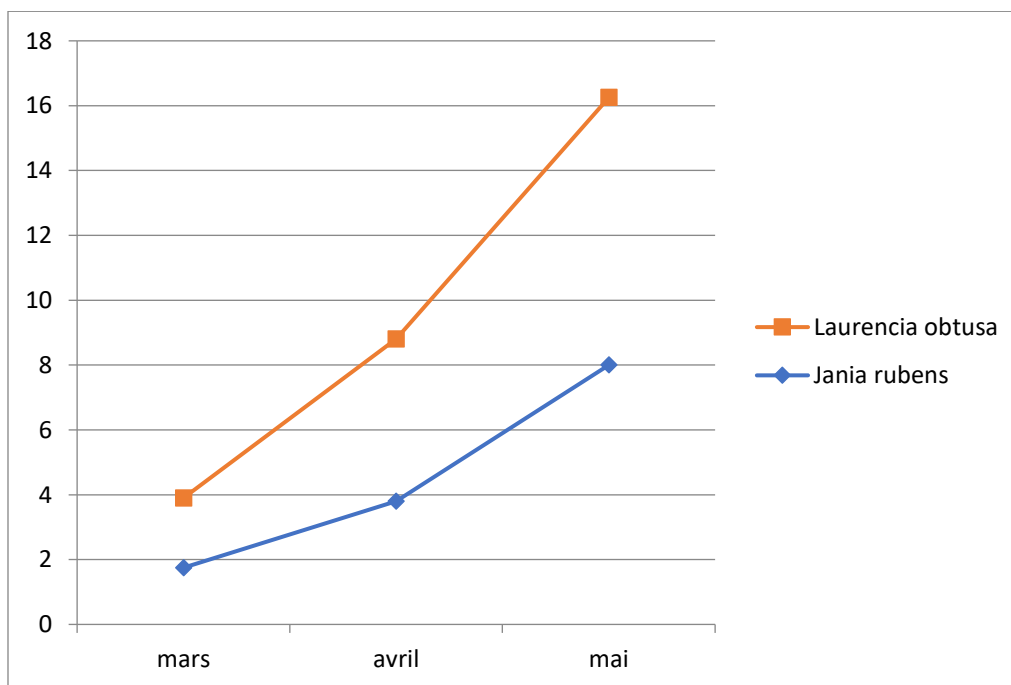


Figure 34. Rendements des extraits méthanoliques brut (P1) de *Jania rubens* et *Laurencia obtusa*

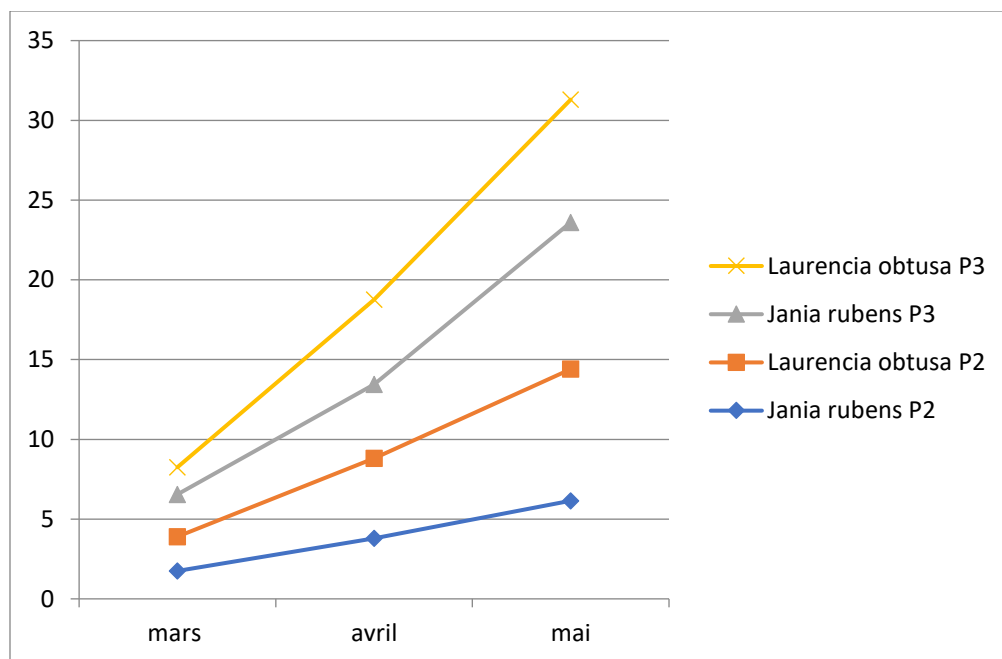


Figure 35. Comparaison des rendements des extraits P2 et P3 de *Jania rubens* et *Laurencia obtusa*

Nous constatons que l'extrait brut de l'algue rouge *Laurencia obtusa* récoltée au mois de mai enregistre un fort rendement de l'ordre de 8.25 % suivi par l'extrait de la même algue à raison de 7.7 %. D'autres rendements plus au moins considérables ont été observés dans les extraits de *Laurencia obtusa* récoltée au mois d'avril (5.3% avec le chloroforme) et (5 % avec le méthanol). En ce qui concerne les autres extraits, les valeurs varient entre 1.7 à 4.65 % correspondant à l'extrait de l'algue *Jania rubens*. On a observé que le rendement de mois de mai est plus élevé par rapport au mois d'avril et mars (**Figures 34, 35**).

2.2. Mesures de pH des extraits bruts

Un pH mètre a été utilisé pour les mesures du pH des extraits bruts des deux espèces algales rouges. Parmi les propriétés physico-chimiques des extraits bruts préparés (**Figure 36**) à partir de *Jania Rubens* et *Leurencia obtusa*, on a analysé le pH de chaque extrait:

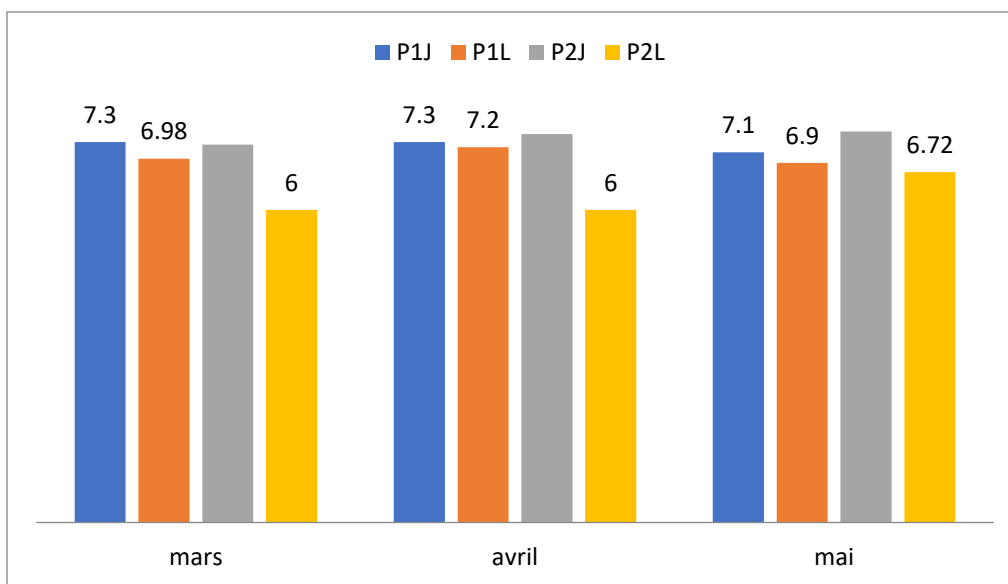


Figure 36. Mesures du pH des différents extraits des deux espèces

Jania rubens

Nous avons remarqué sur la **Figure 36** que les valeurs de pH atteignaient la valeur la plus élevée est 7.5 en protocole 2 (P2J) et pour la valeur minimale est de 7.1 dans le protocole 1 (P1J).

Laurencia obtusa

La valeur maximale est de 7.2 pour le protocole 1 (P1L) et nous obtenons la plus basse valeur en protocole 2 (P2L) à l'ordre de 6 (**Figure 36**).

3. Résultats des tests des composants biochimiques des différents extraits

3.1. Tests des composés phénoliques

Jania rubens

Afin de voir les potentialités de valorisation des extraits de l'espèce *Jania rubens* (**Tableau 7**), une étude de leurs compositions physicochimiques a été réalisée par la détermination des teneurs des composés phénoliques.

Tableau 7. Mise en évidence des composés phénoliques dans l'algue *Jania rubens*

Mois de récolte	Protocole	Absorption	Phénols totaux	Flavonoïdes	Tannins
Mars	1	0.570	++	++	+
	2	0.688	++	+	-
Avril	1	0.232	-	++	-
	2	0.503	-	+	-
Mai	1	0.307	+	++	+
	2	0.447	-	++	+

(-) : absence des composants (+): teneur faible. (++) : Teneur moyenne. (+++): Teneur élevée

Laurencia obtusa

Pour confirmer la présence des composés bioactifs dans les extraits de l'espèce *Laurencia obtusa* (**Tableau 8**), la détermination des teneurs des composés phénoliques nécessite la mise en évidence de leurs compositions physicochimiques.

Tableau 8. Résultats des tests des composés phénoliques dans l'algue *Laurencia obtusa*

Mois de récolte	Protocole	Absorption	Phénols totaux	Flavonoïdes	Tannins
mars	1	0.423	++	-	-
	2	0.400	-	+	-
avril	1	1.066	+++	-	+
	2	0.482	-	+	-
mai	1	0.666	+	++	+
	2	0.164	++	+	-

(-) : absence des composants (+): teneur faible. (++) : Teneur moyenne. (+++): Teneur élevée

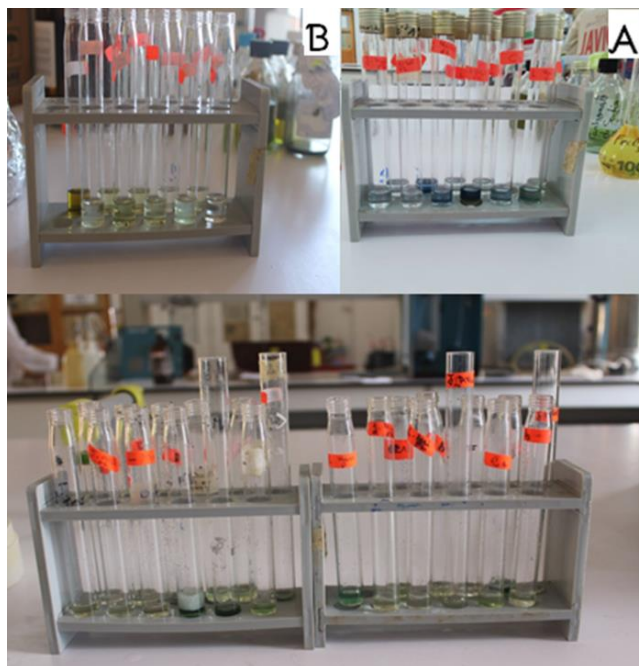


Figure 37. Résultats des tests des A. phénols totaux, B. tannins, C. flavonoïdes

Avec l'extrait d'algue de *Jania rubens* on a obtenu des résultats de colorations faibles à moyens (flavonoïdes) pour les deux protocoles (P1, P2) durant la période entière (**Figure 37**). En revanche, les résultats des phénols totaux de *Jania rubens* sont positives pour le mois de mars (P1, P2) et négative pour le mois d'avril (P1, P2). Les résultats des tanins avec l'extrait de cette espèce sont absents en mois d'avril et présent en en mars (P1) et mai (P1, P2).

Cependant, l'algue qui possède une très forte teneur des phénols totaux c'est *Laurencia obtusa* dans le mois d'avril avec le protocole 1, et concernant les flavonoïdes on a une absence de ces composants avec le protocole P1 des mois de mars et avril. Les résultats des tanins avec l'extrait de cette espèce sont absents en mois de mars et présent en avril et mai (P1).

4. Résultats de l'activité antibactérienne

Les substances antibactériennes sont définies comme étant des substances utilisées pour détruire les micro-organismes ou empêcher leurs croissances, y compris les antibiotiques. Cependant, en raison du souci croissant des consommateurs aux denrées contenant de tels additifs synthétiques, la recherche des additifs naturels, particulièrement d'origine marine, a notamment augmenté ces

dernières années. Par conséquent, le développement des produits naturels possédant une activité antibactérienne s'avère nécessaire et utile (BOUGHERRA et al., 2015).

Activités antibactériennes des substances actives d'origine végétale dépend surtout sur la nature des bactéries Gram + et Gram - (WAN et al., 1998), et aussi sur le solvant qu'on a utilisé pour la préparation des extraits.

L'utilisation de la méthode par diffusion des disques imprégnés d'extraits naturels marines et d'antibiotiques et la mesure des diamètres. Cette méthode de Kirby Bauer recommandée par l'OMS (LEYSOUR DE ROHELLO, 2020).

4.1. Activité des extraits de *Jania rubens* contre les trois souches bactériennes

Les résultats de l'étude de l'activité antibactérienne d'extrait d'algue rouge *Jania rubens* obtenu par les différents solvants sur les trois souches bactériennes. Les figures 38, 39, 40, et 41 représentent les diamètres des zones d'inhibition en fonction des extraits méthanoliques (P1, P2) et chloroformiques (P3) de *Jania rubens* et l'antibiotique testé sur les trois bactéries.



Figure 38. Zones d'inhibitions de *Jania Rubens* contre *Klebsiella pneumoniae*

L'algue rouge *Jania rubens* a enregistré un effet inhibiteur contre *Klebsiella pneumoniae* entre 12 et 18 mm et avec *Staphylococcus aureus* entre 9 et 15 mm. Cependant avec *Pseudomonas aeruginosa*, *Jania rubens* a un faible effet entre 8 et 12 mm donc ces résultats sont identiques de celle de (BENSLIMANE & BETTAHAR, 2016; KANDHASAMY & ARUNACHALAM, 1958; NOURI & ZIADI CHIBANE, 2015).

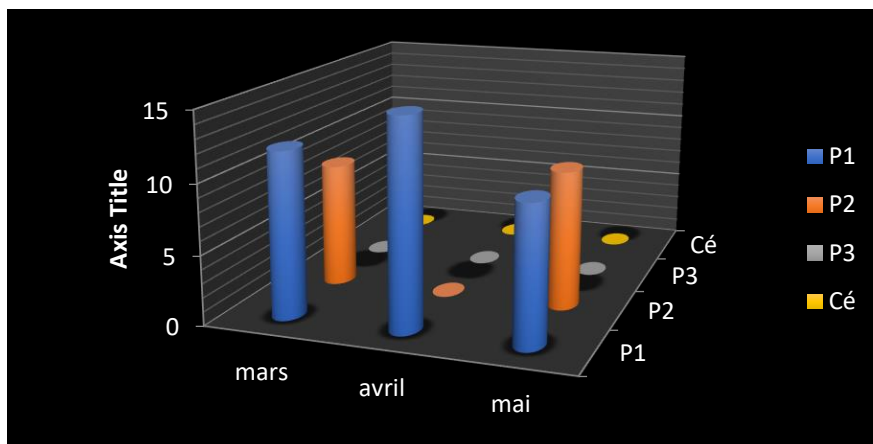


Figure 39. Diamètres d'inhibition(mm) en présence des extraits de *Jania Rubens* contre *Staphylococcus aureus*

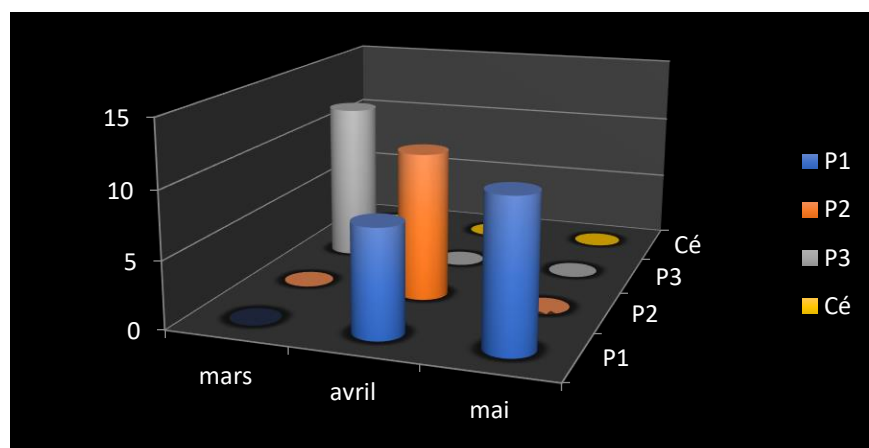


Figure 40. Diamètres d'inhibition(mm) en présence des extraits de *Jania Rubens* contre *Pseudomonas aeruginosa*

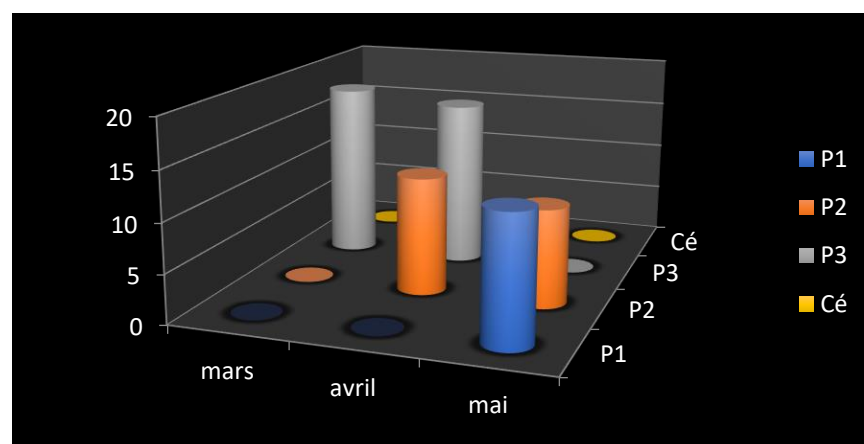


Figure 41. Diamètres d'inhibition(mm) en présence des extraits de *Jania Rubens* contre *Klebsiella pneumoniae*

4.1.1. Comparaison de l'activité des extraits de *Jania rubens* contre les trois souches bactériennes

Parmi les objectifs de cette étude c'est de déterminer l'effet antibactérien des extraits méthyliques et chloroformiques des deux algues rouges *Jania rubens* et *Laurencia obtusa* sur trois bactéries résistantes. Et selon les résultats obtenus on a observé que l'extrait méthanolique que ce soit P1 ou P2 exerce une activité antibactérienne plus forte que l'extrait chloroformique (**Figure 42**).

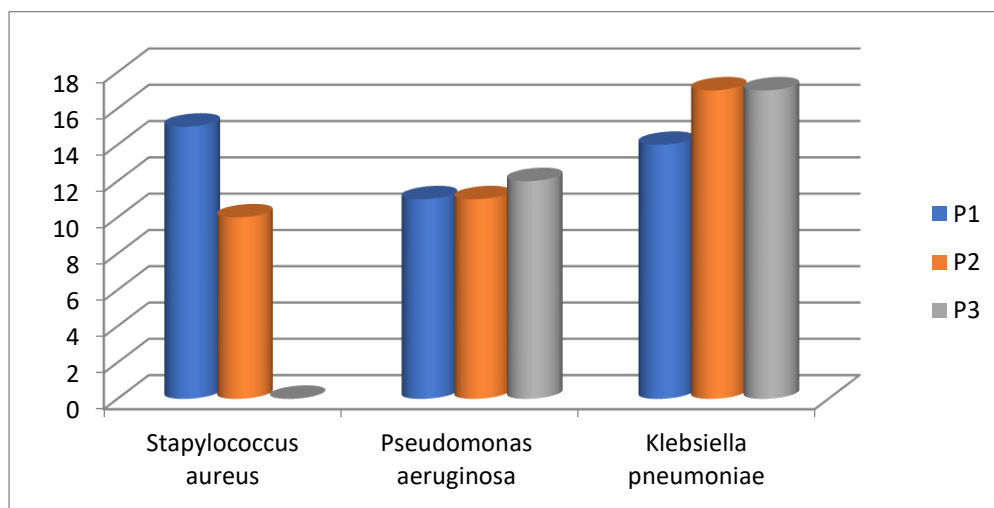


Figure 42. Distribution des diamètres des zones d'inhibitions de *Jania rubens*

L'extrait méthanolique de *Jania rubens* protocole 2 (P2) exerce une forte activité antibactérienne sur les trois souches testés par rapport aux extraits méthanolique de *Laurencia obtusa* de protocole (P1).

L'extrait chloroformique de *Jania rubens* exerce une activité antibactérienne sur les bactéries Gram + *Staphylococcus aureus* par un diamètre de zone d'inhibition de 12 mm, la sensibilité de *Staphylococcus aureus* pourrait être due à la structure de la membrane et de la paroi cellulaire extérieure, et sur les bactéries Gram – *Klebsiella pneumoniae* par un diamètre de zone d'inhibition entre 12 et 17 mm et *Pseudomonas aeruginosa* par un diamètre de 12 mm.

4.2. Activité des extraits de *Laurencia obtusa* contre les trois souches bactériennes

Les extraits de *Laurencia obtusa* ont présenté une activité plus ou moins forte entre (10 et 22) mm contre les bactéries Gram – *Klebsiella pneumoniae* (**Figure 43**). Et en accord avec (DEMIREL et

al., 2011) une faible activité est obtenue contre les deux bactéries Gram + *Staphylococcus aureus* (8- 12) mm et Gram - *Pseudomonas aeruginosa* (8-15) mm.

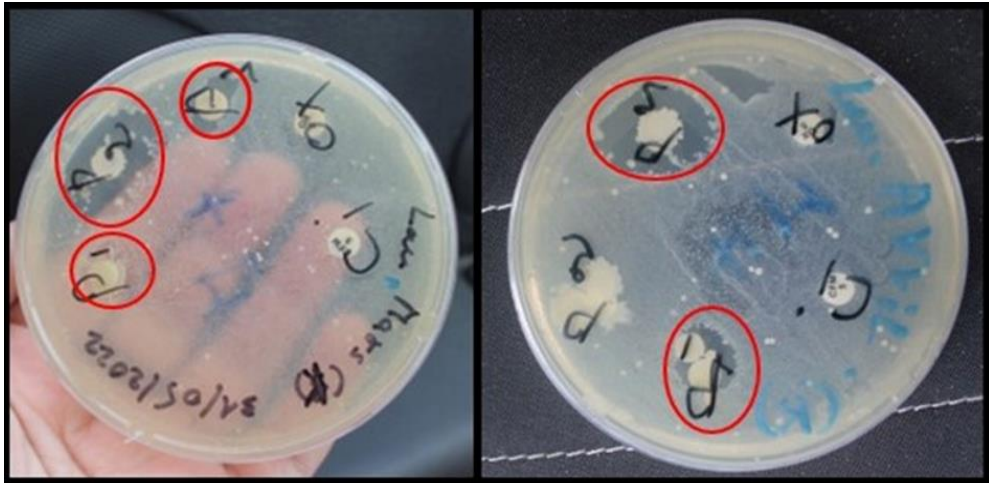


Figure 43. Zones d'inhibitions de *Jania rubens* contre *Klebsiella pneumoniae*

Les résultats de cette étude sont présentés dans les trois **Figures 44, 45, et 46** suivantes :

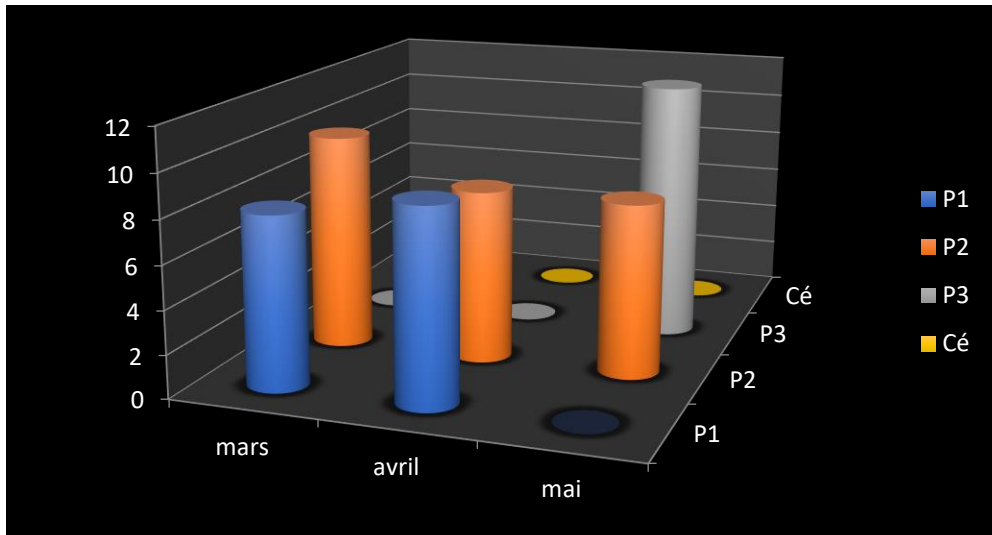


Figure 44. Diamètres d'inhibition(mm) en présence des extraits de *Laurencia obtusa* contre *Staphylococcus aureus*

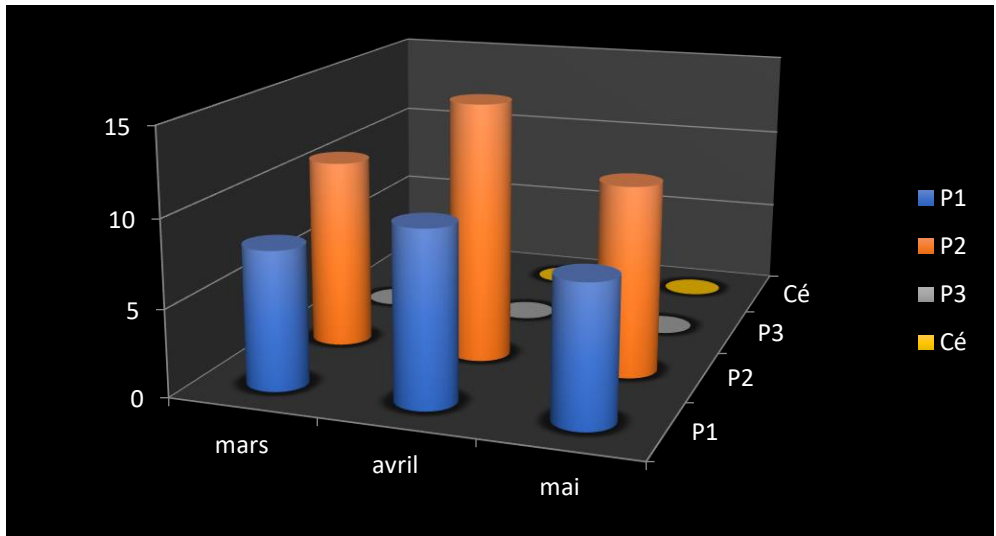


Figure 45. Diamètres d'inhibition(mm) en présence des extraits de *Laurencia obtusa* contre *Pseudomonas aeruginosa*

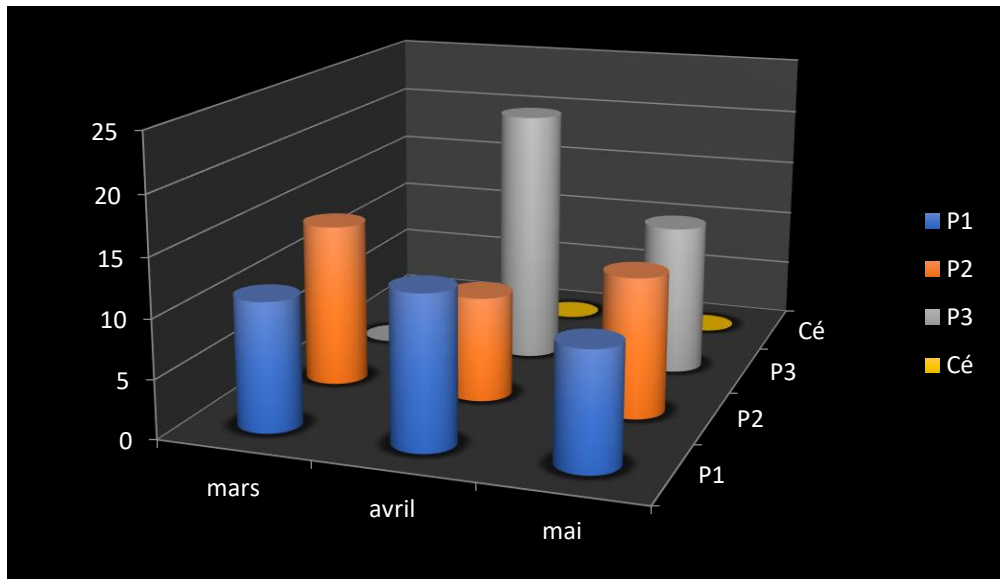


Figure 46. Diamètres d'inhibition(mm) en présence des extraits de *Laurencia obtusa* contre *Klebsiella pneumoniae*

4.2.1. Comparaison de l'activité des extraits de *Laurencia obtusa* contre les trois souches bactériennes

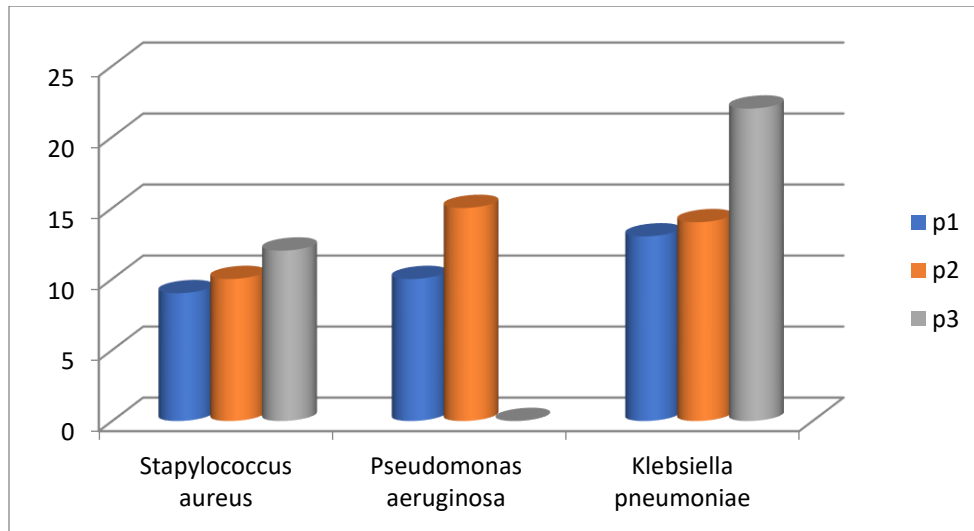


Figure 47. Distribution des diamètres des zones d'inhibitions de l'extrait de *Laurencia obtusa*

Concernant l'extrait méthanolique de *Laurencia obtusa* exerce aussi une activité antibactérienne de bactéries *Staphylococcus aureus* par une zone d'inhibition avec un diamètre de 12mm qui est totalement identique aux résultats obtenue par (BENSLIMANE & BETTAHAR, 2016). En revanche le même extrait montre une activité antibactérienne avec les deux bactéries Gram - *Klebsiella pneumoniae* et *Pseudomonas aeruginosa* avec une zone d'inhibition entre 13 et 22mm, contraire aux résultats obtenus par (BENSLIMANE & BETTAHAR, 2016; CHBANI et al., 2011). Qui ont obtenu un diamètre de 00 mm sur *Pseudomonas aeruginosa* et une faible activité avec *Klebsiella pneumoniae* avec une zone d'inhibition entre 7 et 10 mm (**Figure 47**).

L'extrait chloroformique de *Laurencia obtusa* exerce une forte activité antibactérienne sur *Klebsiella pneumonie* par une zone d'inhibition avec un diamètre de 20 mm puis une activité moyenne sur *Staphylococcus aureus* par un diamètre de 12 mm et aucune activité sur *Pseudomonas aeruginosa*.

La résistance importante des bactéries Gram (-) pour nos extraits pourrait probablement être attribuée à leurs membranes extérieures qui entourent la paroi de la cellule et qui limitent la diffusion des composés hydrophobes par les lipopolysaccharides de couverture.

Cependant, pour les bactéries Gram (+), l'absence de cette barrière permet le contact direct des constituants des composés phénoliques isolés avec les phospholipides bicouches de la membrane cellulaire, ce qui provoque une augmentation de la perméabilité aux ions et le passage des constituants ou une altération des systèmes enzymatiques bactériens intracellulaires vitaux (KONTIZA et al., 2008).

4.3. Effets des extraits de *Laurencia obtusa* et *Jania rubens* contre les trois bactéries

Les figures 48, 49, 50, et 51 suivantes représentent les diamètres des zones d'inhibitions en fonction des extraits méthanoliques et chloroformiques de *Laurencia obtusa* et *Jania rubens* sur la bactérie *Staphylococcus aureus*.



Figure 48. Zones d'inhibitions de *Jania Rubens* et *Laurencia obtusa*

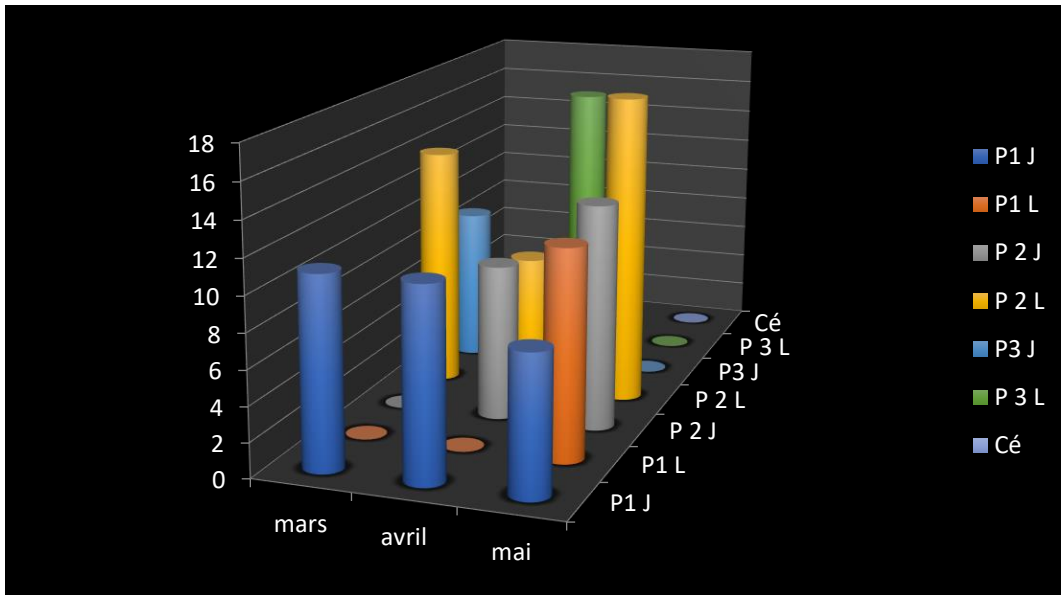


Figure 49. Diamètres d'inhibitions (mm) en présence des extraits de *Jania rubens* et *Laurencia obtusa* contre *Staphylococcus aureus*

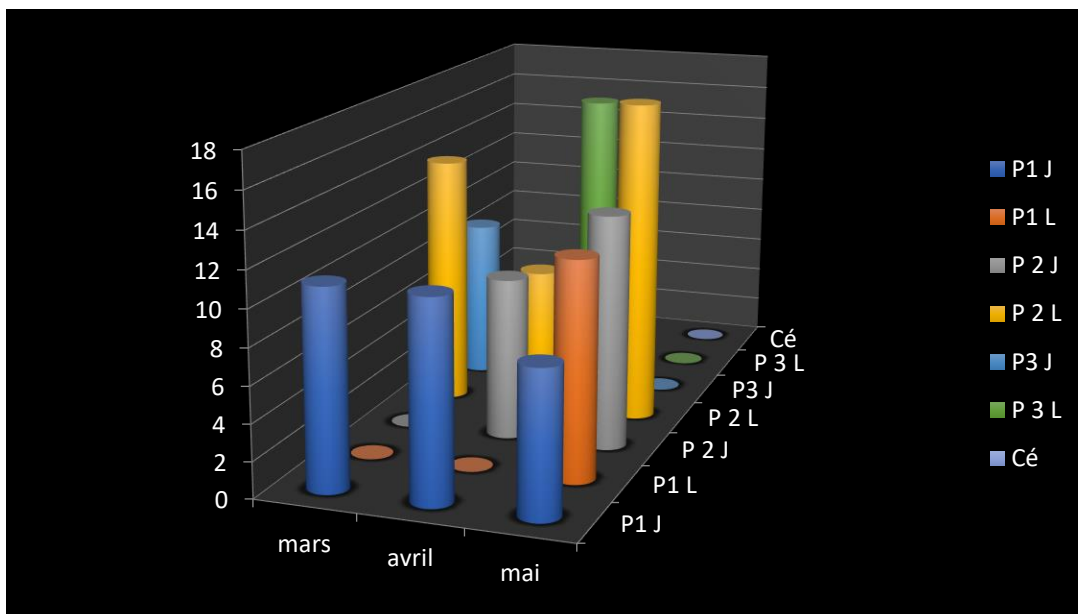


Figure 50. Diamètres d'inhibition(mm) en présence des extraits de *Jania rubens* et *Laurencia obtusa* contre *Pseudomonas aeruginosa*.

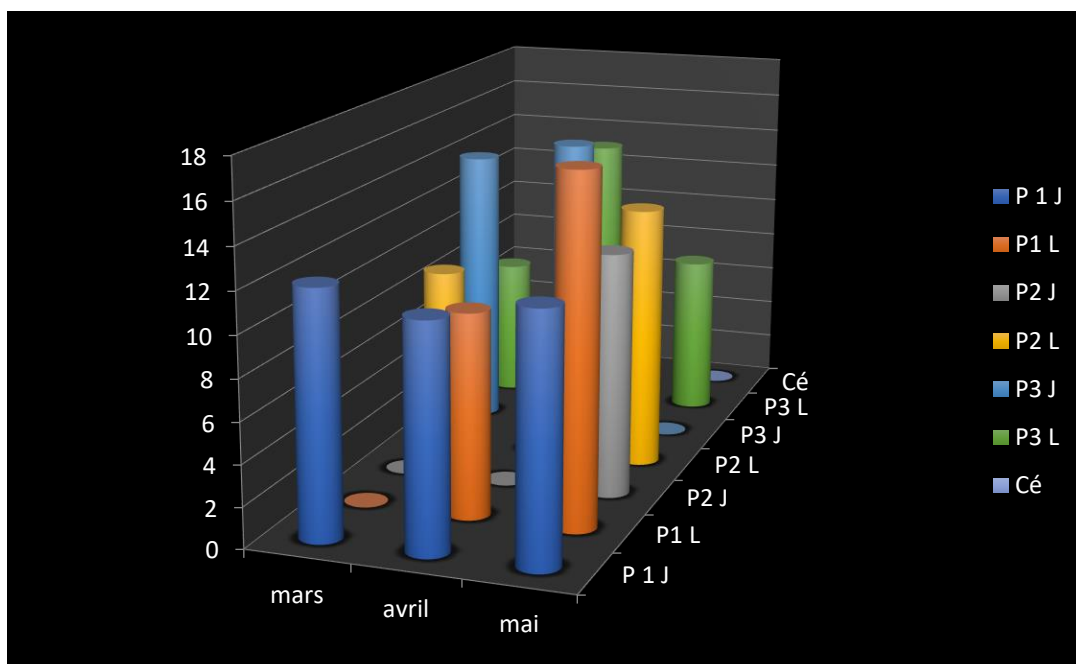


Figure 51. Diamètres d'inhibition(mm) en présence des extraits de *Jania rubens* et *Laurencia obtusa* contre *Klebsiella pneumoniae*

Parmi les objectifs de cette étude c'est et de confirmer la présence ou l'absence d'une synergie entre ces extraits méthanoliques et chloroformiques de ces algues (*Jania rubens* et *Laurencia obtusa*) et leurs effets sur les trois souches de bactéries. Et d'après les résultats obtenus on a observé qu'il n'y a pas d'interactions entre les extraits testés que ce soit méthanoliques ou chloroformiques. Et par rapport à l'activité inhibitrice soit le P2 ou P3 des deux espèces exerce une activité antibactérienne faible contre *Staphylococcus aureus* par ne zone d'inhibition de 14 mm et pour le P1 de *Jania rubens* exerce une zone d'inhibition de 15 mm. Et pour *Pseudomonas aeruginosa* la plus forte activité c'est dû à l'extrait de *Laurencia obtusa* par le protocole 3 avec une zone d'inhibition de 16 mm. A savoir *Klebsiella pneumoniae* est obtenue par le P1 de *Laurencia obtusa* une zone de 17mm et c'est la zone la plus élevée par rapport aux autres expériences. D'après les résultats obtenus concernant les antibiotiques qu'ana utiliser le Céfixime n'exerce aucune action sur les trois souches testés sur toutes les expériences effectuées.

CONCLUSION GÉNÉRALE

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

Les organismes marins ont plusieurs produits chimiques actifs tels que des composés antioxydants et antibactérien. Les algues marines sont actuellement l'objet d'investigations détaillées dans le but d'isoler des molécules biologiquement actives ainsi que de rechercher de nouveaux composés.

Cette expérimentation préliminaire englobe une étude phytochimique et une évaluation des activités antibactérienne de l'extrait brut de deux algues rouges *Jania rubens* et *Laurencia obtusa*, collectées de la côte Ouest de Mostaganem au niveau de la plage de Stidia vis-à-vis les trois souches bactériennes à *Gram positives* et *Gram négatives*.

Les résultats obtenus après différentes extractions nous ont permis de calculer le rendement en extrait brut évalué à (8.25%). La mise en évidence qualitative des principales classes de métabolites secondaires a permis d'enregistrer une teneur moyenne en phénols totaux, une teneur faible en tanins totaux, et une teneur élevée en flavonoïdes.

L'évaluation de l'effet antibactérien montre que la plupart des souches bactériennes testées sont sensibles à l'extrait d'algue *Jania rubens* et l'extrait de *Laurencia obtusa*. Les meilleures zones d'inhibitions sont obtenues par la souche bactérienne *Klebsiella pneumoniae* à l'égard des souches testées avec un diamètre de 18 mm avec l'extrait de *Jania rubens* et d'une zone de 22 mm avec l'extrait de *Laurencia obtusa*.

A la lumière de ces résultats et selon les constatations que nous avons enregistré au cours de nos différentes prospections, nous pouvons considérer que notre étude comme toute autre recherche ne peut être que participative et nécessite absolument la complémentarité pour identifier de nouvelles alternatives des médicaments à base de produits chimiques par d'autres naturelles.

Il serait intéressant de faire une étude systématique plus complète et étalée dans le temps, et de faire une étude biométrique afin d'enrichir cet inventaire. Notre pays a une grande richesse dans le domaine de la mer qu'il faut préserver pour la survie de la planète.

RÉFÉRENCES

BIBLIOGRAPHIQUES

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- AFNOR. (1986). Recueil de Norme Française, corps gras, grains oléagineuses, produit dérivé. In *Open Journal of Political Science* (AFNOR Edition, Issue 04). Scientific Research Publishing, Inc,
- AKRAB, C., & MOUHADI, Z. (2019). *Evaluation de l'activité antioxydante et antibactérienne des extraits de feuilles d'Urtica dioica L.* [Université Frères Mentouri Constantine 1].
<https://fac.umc.edu.dz/snv/bibliotheque/biblio/mmf/2019/Evaluation%20de%20l%E2%80%99activit%C3%A9%20antioxydante%20et%20antibact%C3%A9rienne%20des%20extraits%20de%20feuilles%20d%E2%80%99Urtica%20dioica%20L..pdf>
- ALI-RACHEDDI, F., MERAGHNI, S., TOUAIBIA, N., & SABRINA, M. (2018). Analyse quantitative des composés phénoliques d'une endémique algérienne *Scabiosa Atropurpurea* sub. *Maritima* L. *Https://Popups.Uliege.Be/0037-9565*, 87, 13–21.
<https://doi.org/10.25518/0037-9565.7398>
- ARMAND, L. (2017). *Evaluation et amélioration des connaissances sur la résistance bactérienne et l'antibiothérapie des étudiants de 2ème cycle* [Hopital Bichat].
http://www.chups.jussieu.fr/diupmweb/memoire/Memoires_2017/Drs_Armand_Plainvert_Lescure.pdf
- BAGGE, N., CIOFU, O., HENTZER, M., CAMPBELL, J. I. A., GIVSCOV, M., & HOIBY, N. (2002). Constitutive High Expression of Chromosomal β -Lactamase in *Pseudomonas aeruginosa* Caused by a New Insertion Sequence (IS1669) Located in ampD. *Antimicrobial Agents and Chemotherapy*, 46(11), 3406. <https://doi.org/10.1128/AAC.46.11.3406-3411.2002>
- BARIKA, N., & BOUSSAIDI, D. (2019). *Etude de la résistance aux antibiotiques des bactéries isolées à partir des plaies chirurgicales infectée* [Université M'hamed Bougara de Boumerdes]. <http://dlibrary.univ-boumerdes.dz:8080/bitstream/123456789/5782/1/memoire2019.pdf>

- BEDRANE, R., & DELLECI, H. (2019). *Antibiorésistance des souches d'Escherichia coli chez les patients hospitalisés au niveau du service de réanimation polyvalente du CHU Nedir Mohamed Tizi-Ouzou –Unité Balloua-* [Université Mouloud Mammeri].
<https://www.ummtto.dz/dspace/bitstream/handle/ummtto/13025/MEMOIRE%20Finale-%20Copie.pdf?sequence=1>
- BENBOUABDELLAH, S., & ZIANE, D. (2015). *Prévalence de souches de Staphylococcus aureus dans le lait cru et les produits laitiers artisanaux.* [Université Mouloud MAMMERI de Tizi-Ouzou].
<https://www.ummtto.dz/dspace/bitstream/handle/ummtto/4680/Benbouabdellah%20Sarah%20%26%20Ziane%20Dalila.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- BENHAFED, H. (2020a). *Validation des milieux de culture dans le laboratoire pharmaceutique UPC* [Université des Frères Mentouri Constantine 1].
<https://fac.umc.edu.dz/snv/bibliotheque/biblio/mmf/2020/Validation%20des%20milieux%20de%20culture%20dans%20le%20laboratoire%20pharmaceutique%20UPC.pdf>
- BENHAFED, H. (2020b). *Validation des milieux de culture dans le laboratoire pharmaceutique UPC* [Université des Frères Mentouri Constantine 1].
<https://fac.umc.edu.dz/snv/bibliotheque/biblio/mmf/2020/Validation%20des%20milieux%20de%20culture%20dans%20le%20laboratoire%20pharmaceutique%20UPC.pdf>
- BENSLIMANE, M., & BETTAHAR, B. (2016). *A la recherche des activités antibactériennes de quelques algues marines récoltées sur la côte ouest de la wilaya de Mostaganem (Stidia).* Université Abd El Hamid Ibn Badis.
- BIQUAND, A. (2017). *Les infections à Pseudomonas aeruginosa et leurs traitements en 2017* [Université de Rennes 1]. <https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-01811962/document>
- BOUDJOUREF, M. (2011). *Etude de l'activité antioxydante et antimicrobienne d'extraits d'Artemisia campestris L.* Université Ferhat Abbas.
- BOUGHERRA, H. H., BEDINI, S., FLAMINI, G., COSCI, F., BELHAMEL, K., & CONTI, B. (2015). Pistacia lentiscus essential oil has repellent effect against three major insect pests of

pasta. *Industrial Crops and Products*, 63, 249–255.
<https://doi.org/10.1016/J.INDCROP.2014.09.048>

CHAIBDRA, A., MEDJELLAKH, M. S., SAOULI, A., & BENTAKOUK, M. C. (2008). Le *Pseudomonas*: Experience du Centre des Brûlés D'Annaba et Revue de la Littérature. *Annals of Burns and Fire Disasters*, 21(4), 210. /pmc/articles/PMC3188199/

CHBANI, A., MAWLAWI, H., & ETAHIRI, S. (2011). Activité antibactérienne des extraits d'une algue brune *Padina pavonica* de la côte méditerranéenne au Liban. *Phytothérapie* 2011 9:5, 9(5), 283–286. <https://doi.org/10.1007/S10298-011-0634-5>

COCKENPOT, L. (2014). *Mécanismes de résistance aux antibiotiques de Pseudomonas aeruginosa en motilité de type swarming et sa fonction écologique* [National de la Recherche Scientifique]. <https://espace.inrs.ca/id/eprint/3306/1/Laure%20Cockenpot.pdf>

DAUDE, L. (2021). *L'utilisation des algues en pharmacie et parapharmacie* [Université Clermont Auvergne]. <https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-03597458/document>

DAUVERGN, E. (2019). *Détection de gènes de résistance aux antibiotiques dans les bactéries isolées des produits de la mer* [Université de Lorraine]. <https://hal.univ-lorraine.fr/hal-02010604/document>

DEJOYE TANZI, C. (2013). *Eco-extraction et analyse de lipides de micro-algues pour la production d'algo carburant* [Université d'Avignon et des Pays de Vaucluse]. <https://tel.archives-ouvertes.fr/tel-01712195/document>

DELEPINE, R. (2021). *Rôle des algues marines dans l'économie régionale de l'océan Indien occidental*. https://horizon.documentation.ird.fr/exl-doc/pleins_textes/pleins_textes_5/pt5/travaux_d/29316.pdf

DELERY, L. (1998). *Antibioresistance bacterienne dans l'eau: problematique de la transmission de l'animal a l'homme*. ENSP.

DEMIREL, Z., FERDA YILMAZ-KOZ, F., ULKU KARABAY-YAVASOGLU, N., OZDEMIR, G., & SUKATAR, A. (2011). Antimicrobial and antioxidant activities of

solvent extracts and the essential oil composition of *Laurencia obtusa* and *Laurencia obtusa* var. *pyramidata*. *Romanian Biotechnological Letters*, 16(1).

FELLOUS, S. (2019). *Etude biologique et biochimique de l'algue brune Cystoseira amantacea stricta de la baie d'Oran* [Université Djillali Liabès de Sidi Bel Abbès]. <http://rdoc.univ-sba.dz/bitstream/123456789/2666/1/these%20finale.pdf>

GAIGNARD, J., & LUISETTI, J. (1993). *Pseudomonas syringae*, bactérie épiphyte, glaçogène et pathogène. *Agronomie*, 13, 333–370. <https://hal.archives-ouvertes.fr/hal-00885556/document>

GUILLEMOT, D., & LECLERCQ, R. (2005). Impact de l'exposition des populations sur le risque de résistance bactérienne. *Medecine et Maladies Infectieuses*, 35(SUPPL. 3). [https://doi.org/10.1016/S0399-077X\(05\)83004-5](https://doi.org/10.1016/S0399-077X(05)83004-5)

HENTATI, D. (2019). *Isolement et caractérisation des bactéries marines hydrocarbonoclastes, production des biosurfactants et étude de la biodiversité microbienne au sein de trois ports de Sfax, Tunisie* [Université Montpellier et Université de Sfax (Tunisie)]. <https://tel.archives-ouvertes.fr/tel-02045890/document>

KANDHASAMY, M., & ARUNACHALAM, K.-D. (1958). Evaluation of in vitro antibacterial property of seaweeds of southeast coast of India. *African Journal of Biotechnology*, 7(12). <https://doi.org/10.5897/AJB08.120>

KEITA, Y., KONE, O., LY, A. K., & HAKKINEN, V. (2004). Étude chimique et de l'activité antibactérienne des distillats de quelques variétés de mangue de Guinée. *Comptes Rendus Chimie*, 7(10–11), 1095–1100. <https://doi.org/10.1016/J.CRCL.2003.11.016>

KIES, F., & KERFOUF, A. (2014a). État de la diversité biologique algale de la côte de STIDIA - Côte Ouest de Mostaganem. In Fifth International Symposium (Ed.), *Monitoring of Mediterranean coastal areas: problems and measurement techniques*. Università di Livorno. https://www.researchgate.net/publication/272576427_Etat_de_la_diversite_biologique_algale_de_la_cote_de_STIDIA_-Cote_Ouest_de_Mostaganem

- KIES, F., & KERFOUF, A. (2014b). Impact of the climate change on the West coast of Algeria: Gulf of Oran, Arzew and Mostaganem. *Sustainability, Agri, Food and Environmental Research*, 2(3), 1–15. <https://cuhsou.uct.cl/index.php/safer/article/view/821/1150>
- KIES, F., KERFOUF, A., ELEGBEDE, I., Matemilola, S., de Los Rios Escalante, P., KHORCHANI, A., & SAVARI, S. (2020). Assessment of the coastal and estuarine environment quality of western Algeria using the bioindicator Polychaeta; the genus Nereis. *J. Mater. Environ. Sci*, 2020(9), 1472–1481. <http://www.jmaterenvironsci.com>
- KIES, F., MONGE-GANUZA, M., de LOS RIOS ESCALANTE, P., ELEGBED, I. O., & CORSELLI, C. (2020). Integrated Coastal Zone Management (ICZM) Framework and Ecosystem Approach: eutrophication phenomenon at the Mediterranean Sea. *Bulletin de La Société Des Sciences de Liège*, 89, 55–73.
- KONE, K.-D. (2010). *Fréquence d'isolement des Klebsiella au laboratoire de bactériologie CVD du CHU Gabriel TOURE de 2002 à 2007*. Faculte de Medecine.
- KONTIZA, I., STAVRI, M., ZLOH, M., VAGIAS, C., GIBBONS, S., & ROUSSIS, V. (2008). New metabolites with antibacterial activity from the marine angiosperm *Cymodocea nodosa*. *Tetrahedron*, 64(8), 1696–1702. <https://doi.org/10.1016/J.TET.2007.12.007>
- LANDECKER, H. (2021). La résistance aux antibiotiques et la biologie de l'Histoire. *Revue d'anthropologie Des Connaissances [En Ligne]*, 15(3). <https://doi.org/10.1177/1357034X14561341>
- LEYSOUR DE ROHELLO, F. (2020). *L'antibiogramme par diffusion : de sa découverte à son automatisation – Mise en place d'une méthode automatisée au CHU de Rouen [Université de Rouen Normandie]*. <https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-03212286/document>
- MANSEUR, A. (2021). *Etude de l'activité antibactérienne de l'extrait de l'Ortie (Urtica dioica)*. Université Abdelhamid Ibn Badis.
- MUANDA NSEMI, F. (2018). *Identification de polyphénols, évaluation de leur activité antioxydante et étude de leurs propriétés biologiques [Université Paul Verlaine -Metz]*. <https://hal.univ-lorraine.fr/tel-01752680/document>

- NOURI, M., & ZIADI CHIBANE, F. (2015). *Etude bactériologique et résistance aux antibiotiques de Klebsiella pneumoniae* [Université des Frères Mentouri Constantine]. <https://fac.umc.edu.dz/snv/faculte/biblio/mmf/2015/62-2015.pdf>
- PASQUET, V. (2011). *Recherche bioguidée de molécules anticancéreuses issues de microalgues marines* [Université de La Rochelle]. <https://tel.archives-ouvertes.fr/tel-00665228/document>
- REICHEL, J. L., & BOROWITZKA, M. A. (1984). Antimicrobial activity from marine algae: Results of a large-scale screening programme. *Hydrobiologia* 1984 116:1, 116(1), 158–168. <https://doi.org/10.1007/BF00027657>
- SEKHOUNA, D., KIES, F., ELEGBEDE, I., MATEMILOLA, S., ZORRIEHZAHRA, J., & KAMIL HUSSEIN, E. (2020). Potential assay of two green algae *Ulva lactuca* and *Ulva intestinalis* as biofertilizers. *Sustainability, Agri, Food and Environmental Research*, 9(4), 567–580. https://boa.unimib.it/retrieve/handle/10281/288881/424519/Paper_Algae_bioFertilizers.pdf
- SIDDIQUI, N., RAUF, A., LATIF, A., & MAHMOOD, Z. (2017). Spectrophotometric determination of the total phenolic content, spectral and fluorescence study of the herbal Unani drug Gul-e-Zoofa (*Nepeta bracteata* Benth). *Journal of Taibah University Medical Sciences*, 12(4), 360. <https://doi.org/10.1016/J.JTUMED.2016.11.006>
- TORCHE, S., & BENSEGUENI, L. (2020). Cours Pharmacologie spéciale. Chapitre 1. Les antibiotiques. In *Polycopie* (pp. 1–31). Institut des Sciences Vétérinaires, Université des Frères Mentouri . https://fac.umc.edu.dz/vet/Cours_Ligne/cours_20_21/Pharmaco_A3/Antibiotique.pdf
- VEYSSIERE, A. (2020). *La résistance aux antibiotiques des bactéries les plus communément rencontrées dans les infections communautaires état des lieux en 2019* [Université de Bordeaux]. <https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-02432394/document>
- VINCENOT, F., SALEH, M., & PREVOST, G. (2008). Les facteurs de virulence de *Staphylococcus aureus*. *Revue Francophone Des Laboratoires*, 2008(407), 61–69. [https://doi.org/10.1016/S1773-035X\(08\)74868-8](https://doi.org/10.1016/S1773-035X(08)74868-8)

WAN, J., WILCOCK, A., & COVENTRY, M. J. (1998). The effect of essential oils of basil on the growth of *Aeromonas hydrophila* and *Pseudomonas fluorescens*. *Journal of Applied Microbiology*, 84(2), 152–158. <https://doi.org/10.1046/J.1365-2672.1998.00338.X>

ZELLAL, A. (2012). *La Croissance et le développement d'une rhodophyte Agarophyte, Gelidium sesquipedale de la côte de Mostaganem (Ouest Algérien) : Etude préliminaire*. Université d'Oran 1 Ahmed Ben Bella .

ZITOUNI, H. (2015). *Valorisation nutritionnelle d'algues marines du littoral Algérien chez le ruminant via des méthodes chimiques, biologiques et moléculaires* [Université des Frères Mentouri Constantine]. <https://bu.umc.edu.dz/theses/biologie/ZIT6760.pdf>

Abstract

The aim of this work is the search for bioactive natural compounds with an evaluation of the antibacterial activities of the crude extract of two red algae *Jania rubens* and *Laurencia obtusa* harvested from the west coast of Mostaganem at the beach of Stidia, against three (Gram-positive: *Staphylococcus aureus*) and (Gram-negative: *Klebsiella pneumoniae* and *Pseudomonas aeruginosa*) bacterial strains. The results obtained after different extractions with two solvents methanol and chloroform enabled us to calculate the yield of crude extract evaluated at (18.6%). The quantitative determination of the main classes of secondary metabolites made it possible to record a high content of flavonoids, an average content of total phenols, and low content of tannins. The evaluation of the antibacterial effect shows that most of the bacterial strains tested are sensitive to the *Jania rubens* algae extract and the extract of *Laurencia obtusa*. The best zones of inhibition are obtained by the bacterial strain *Klebsiella pneumoniae* about the strains tested with a diameter of 18 mm with the extract of *Jania rubens* and a zone of 22 mm with the extract of *Laurencia obtusa*. These results suggest that *Jania Rubens* extract has a very significant inhibitory effect against certain pathogens.

Mots-clés : *activités antibactériennes, Algues rouges, Stidia-Algérie, Extraits méthanoliques, Extraits Chloroformique.*

المخلص

الهدف من هذا العمل هو البحث عن مركبات طبيعية نشطة بيولوجياً مع تقييم الأنشطة المضادة للبكتيريا للمستخلص الخام من ، طحليين من الطحالب الحمراء جانيا روبنز ولورينسيا منفرجتين تم جمعهما من الساحل الغربي لمستغانم على شاطئ ستيديا و *Klebsiella pneumoniae* (و) (سالبية الجرام) *Staphylococcus aureus*: موجبة الجرام) ضد ثلاث سلالات بكتيرية النتائج التي تم الحصول عليها بعد الاستخلاصات المختلفة بمذيبين ميثانول وكلوروفورم. *Pseudomonas aeruginosa*). مكنتنا من حساب ناتج المستخلص الخام المقدر بنسبة (18.6%). (جعل التحديد الكمي للفئات الرئيسية من المستقلبات الثانوية من الممكن تسجيل نسبة عالية من مركبات الفلافونويد ، ومتوسط محتوى إجمالي الفينولات ، ومحتوى منخفض من العفص. أظهر *Jania rubens* تقييم التأثير المضاد للبكتيريا أن معظم السلالات البكتيرية التي تم اختبارها حساسة لمستخلص طحالب *Klebsiella pneumoniae* منفرج. يتم الحصول على أفضل مناطق التثبيط عن طريق السلالة البكتيرية *Laurencia obtusa* ومستخلص حول السلالات المختبرة بقطر 18 ملم مع مستخلص جانيا روبنز ومنطقة 22 ملم مع مستخلص لورنسيا *Klebsiella pneumoniae* منفرجة. تشير هذه النتائج إلى أن مستخلص جانيا روبنز له تأثير مثبط كبير جداً ضد بعض مسببات الأمراض.

، **الكلمات المفتاحية:** الأنشطة المضادة للبكتيريا ، الطحالب الحمراء ، المستخلصات الميثانولية ، مستخلصات الكلوروفورم ، ستيديا الجزائر