

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université Abou Bekr Belkaïd -Tlemcen-

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et Sciences de la Terre et de l'Univers
Département de Biologie

Mémoire

Présenté en vue de l'obtention de Diplôme de

Master

En Science Biologique

Option : Biochimie

Thème

**Criblage phytochimique et évaluation des activités
antioxydantes et antibactériennes d'*Atriplex halimus*
de deux régions (El Oued et Tlemcen)**

Soutenu le : 26/06/2019

Préparé par : Nedjar Soumia

Présidente	M ^{me} Chaouche - Haddouchi Farah	MCA	Université de Tlemcen
Examineur	M ^r Rahmon Mohammed Nadjib	MCA	Université de Tlemcen
Encadreur	M ^r Chaouche Tarik Mohammed	MCB	Université de Tlemcen
Invité	M ^r Aissaoui Mohammed	Doctorant	Université de Tlemcen

Année universitaire : 2018 - 2019

Remerciement

Ce travail est réalisé au niveau de deux laboratoires, laboratoire des Produits Naturels (LAPRONA) et laboratoire d'Antibiotique, Antifongique, Physico-chimique, Synthèse et Activité Biologique (LAPSAB).

Avant tout, je remercie Dieu de m'avoir donné la force, la patience et le pouvoir de raisonner.

Ce travail n'aurait pu se faire sans le soutien de mes parents que je remercie de tous cœur pour leurs encouragements.

*Mes remerciements les plus profondes vont à mon encadreur **Mr Chaouche Tarik Mohammed** maître de conférences classe «B» au département de biologie, faculté des sciences de la nature et de la vie et science de la terre et de l'univers, université Abou Bekr Belkaid Tlemcen pour avoir accepté de diriger ce travail pour ses encouragements, son aide, ses précieux conseils, sa confiance, sa patience tout au long de la réalisation de ce mémoire.*

*Mes chaleureux remerciements s'adressent à **Mme Chaouche-Haddouchi Farah** maître de conférence classe «A » au département de biologie, faculté des sciences de la nature et de la vie et science de la terre et de l'univers, université Abou Bekr Belkaid Tlemcen d'avoir accepté présider ce jury. Je la remercie aussi pour son aide, ses conseils, son sérieux et sa gentillesse, ainsi que pour m'avoir guidé durant la préparation de ce travail.*

*Mes remerciements s'adressent à **Mr Rahmon Mohammed Nadjib** maître de conférence classe «A » au département de biologie, faculté des sciences de la nature et de la vie et science de la terre et de l'univers, université Abou Bekr Belkaid Tlemcen d'avoir accepté d'examiner ce travail.*

*Mes vifs remerciements vont également à **Mr Aissaoui Mohammed** doctorant au département de biologie, faculté des sciences de la nature et de la vie et science de la terre et de l'univers, université Abou Bekr Belkaid Tlemcen, pour son aide, ses conseils, ces encouragements et sa gentillesse. Je tiens de remercier aussi **Barek Said** doctorant au département de biologie, faculté des sciences de la nature et de la vie et science de la terre et de l'univers, université de Tlemcen pour son aide et conseil.*

*Mes remerciements aussi s'adressent aux doctorantes **Faiza** et **Dounia** pour leurs aides.*

*Je remercie également l'ensemble du personnel qui m'a porté son soutien et leur aide :
étudiants, doctorants, techniciennes, et tous ceux que je ne pourrais citer individuellement.*

Dédicace

Je dédie ce travail à :

Ma source de force dans la vie ma très chère mère qui est souffre sans laisser souffrir, qui m'a soutenue et encouragé durant ces années d'étude. J'espère que Dieu vous donne la longue vie et la bonne santé.

Mon très cher père, qui est partagé avec moi tous les moments d'émotion lors de la réalisation de ce travail. J'espère que dieu de vous garde.

Mes adorable sœur Amina et Meriem, pour leur encouragement permanents et leur soutien moral.

Mes frère Mohammed, Ibrahim et Abdessamad, pour leur soutien.

Ma belle sœur Sousou

Mes chers neveux Akram, Adam, Ilyes, Mouad et Abdelilah.

Mes amie Wfaa, Nihel, Sara, Asma, Faiza, khawter, Dounia, Nadera, Imen, Meriem et Lamia.

A toute la famille Nedjar.

Soumia

Résumé

Le but de ce travail est d'étudier l'activité antioxydante et antibactérienne de deux plantes de même espèce « *Atriplex halimus* » de deux régions différentes El Oued et Tlemcen.

Les feuilles des plantes ont été soumises à une extraction sous reflux pendant une heure dans le méthanol/acétone (70/30 : v/v) précédé par une extraction à l'hexane pour se débarrasser des matières grasses.

L'examen phytochimique qualitatif réalisé sur l'extrait des feuilles a montré la présence des alcaloïdes, des tanins et des flavonoïdes en intensité variable. Les coumarines, les terpenoïdes et les saponines sont absents dans les deux plantes. L'analyse qualitative des polyphénol totaux, des flavonoïdes et des tanins condensés des extraits montrent que l'*Atriplex halimus* de la région El Oued possède une teneur élevée en polyphénol totaux ($10,25 \pm 1,17$ mg EAG/g MS) et en tanin ($9,23 \pm 1,09$ mg EC/g MS) par rapport à celui de Tlemcen. Cependant la teneur élevée en flavonoïdes présentée par l'*Atriplex halimus* de la région Tlemcen ($3,09 \pm 0,13$ mg EC/g MS).

L'évaluation de l'activité antioxydante des extraits a été réalisée par trois méthodes : capacité antioxydant total, piégeage du radical libre (DPPH) et pouvoir réducteur de fer, les résultats obtenus montrent que l'extrait d'*Atriplex halimus* de Tlemcen révèle une activité intéressante par rapport à celui d'El Oued avec un $CI_{50} = 193,47 \pm 1,79$ µg/mL.

L'évaluation de l'activité antibactérienne montre que l'extrait d'El Oued possède une activité contre *Salmonella typhimurium* ATCC 13311, *Enterobacter cloacae* ATCC 13047, *Staphylococcus aureus* ATCC 6538 et *Listeria monocytogenes* ATCC 15313 avec une valeur de CMI 5mg/mL, 10 mg/mL et 2,5 mg/mL respectivement. Cependant l'*Atriplex halimus* de Tlemcen ne révèle aucune activité antibactérienne vis-à-vis les souches testées.

Mots clés : *Atriplex halimus*, extrait méthanol/acétone, tests phytochimique, dosage quantitative, activité antioxydante, activité antibactérienne.

ملخص

الهدف من هذا العمل هو دراسة النشاط المضاد للأكسدة و المضاد للبكتريا لنبتتين من نفس النوع

« *Atriplex halimus* » من منطقتين مختلفتين الوادي و تلمسان.

خضعت أوراق النبتتين إلي الاستخلاص بالميثانول/الأستون (30/70 : v/v) و التي عرضت من قبل للهكسان لإزالة الدهون بواسطة التقطير المرتد لمدة ساعة.

أظهرت الدراسة النوعية الكيميائية التي أجريت علي مستخلص الأوراق علي وجود الألكالويد, التانا و الفلافونويدات بكثافة متغيرة, و انعدام الكومارين و التربنويد و الصابونين في كلتا النبتتين. التحليل النوعي للبوليفينول, الفلافونويدات و التانا للمستخلصات بين أن نبتة منطقة الوادي لديها تركيز أكبر من البوليفينول ($10,25 \pm 1,17$ مغ/غ معادل حمض الغاليك من المادة الجافة) و التانا ($9,23 \pm 1,09$ مغ/غ معادل الكاتشين من المادة الجافة) مقارنة بمنطقة تلمسان. لكن التركيز الاكثر للفلافونويدات موجود في *Atriplex halimus* لمنطقة تلمسان ($3,09 \pm 0,13$ مغ/غ معادل الكاتشين من المادة الجافة).

تقييم النشاط المضاد للأكسدة للمستخلصات تم عن طريق ثلاث طرق مختلفة: القدرة الإجمالية المضادة للأكسدة, تثبيط جذر DPPH و قوة إرجاع الحديد, أظهرت النتائج أن مستخلص « *Atriplex halimus* » لمنطقة تلمسان لديها نشاط مثير للاهتمام مقارنة بمنطقة الوادي مع قيمة CI_{50} مقدرة ب $193,47 \pm 1,79$ ميكروغرام/مل.

أظهرت نتائج تقييم النشاط المضاد للبكتيريا ان مستخلص نبتة الوادي لديه نشاط ضد *Enterobacter cloacae* ATTC 13047, *Salmonella typhimurium* ATTC 133311 و *Staphylococcus aureus* ATTC 6538 و *Listeria monocytogenes* ATTC 15313 مع قيمة الحد الأدنى للتركيز المثبط 5 ملغ/مل, 10 ملغ/مل, 2,5 ملغ/مل علي التوالي. بينما « *Atriplex halimus* » لمنطقة تلمسان ليس لديه أي نشاط مضاد للبكتيريا ضد السلالات التي تم اختبارها.

الكلمات المفتاحية : *Atriplex halimus*, مستخلص الميثانول/الأستون, الدراسة الكيميائية, التحليل النوعي, النشاط

المضاد للأكسدة, النشاط المضاد للبكتيريا.

Abstract

The purpose of this work is to study the antioxidant and antibacterial activities of two plants of the same species « *Atriplex halimus* » from two different regions El Oued and Tlemcen.

The plant leaves were subjected to a one-hour reflux extraction in methanol/acetone (70/30 : v/v) preceded by hexane extraction to remove fat.

Qualitative phytochemical examination of the leaf extract showed the presence of alkaloids, tannins and flavonoids of varying intensity. Coumarins, terpenoids and saponins are absent in both plants. Qualitative analysis of total polyphenols, flavonoids and condensed tannins of extracts shows that *Atriplex halimus* from the El Oued region has a high content of total polyphenols ($10,25 \pm 1,17$ mg EGA/g DW) and tannins ($9,23 \pm 1,09$ mg EC/g DW) compared to Tlemcen. However, the high flavonoid content presented by *Atriplex halimus* from the Tlemcen region ($3,09 \pm 0,13$ mg EC/g DW).

The evaluation of the antioxidant activity of the extracts was carried out by three methods: total antioxidant capacity, trapping of the free radical DPPH and iron reducing power, the results obtained show that the extract of *Atriplex halimus* from Tlemcen reveals an interesting activity compared to that of El Oued with a $CI_{50} = 193,47 \pm 1,79 \mu\text{g/mL}$.

Evaluation of antibacterial activity showed that El Oued extract has activity against *Salmonella typhimurium* ATCC 13311, *Enterobacter cloacae* ATCC 13047, *Staphylococcus aureus* ATCC 6538 and *Listeria monocytogenes* ATCC 15313 with a CMI value of 5mg/mL, 10 mg/mL and 2,5 mg/mL respectively. However, Tlemcen's *Atriplex halimus* does not reveal any antibacterial activity against the strains tested.

Keywords: *Atriplex halimus*, methanol/acetone extract, phytochemical tests, quantitative assay, antioxidant activity, antibacterial activity.

Liste des figures

Figure 1 : Structure de base des flavonoïdes	7
Figure2 : Structure de coumarine	8
Figure 3: Les sources des radicaux libres	11
Figure 4 : Balance radicaux libre/antioxydants	12
Figure5 : l' <i>Atriplex halimus</i>	17
Figure 6: Protocole d'extraction.....	22
Figure7 : Forme réduite du radical DPPH°	26
Figure 8 : Le rendement des extraits	30
Figure 9 : Courbe d'étalonnage de l'Acide gallique pour le dosage des polyphénols.....	32
Figure 10 : Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des flavonoïdes.....	32
Figure 11 : Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des tanins.....	33
Figure 12 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique pour la détermination de la capacité antioxydant totale	34
Figure 13: Capacité antioxydante totale des extraits.....	35
Figure 14: Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH en fonction de différentes concentrations des extraits.	36
Figure 15 :Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH en fonction de différentes concentrations de BHA.	36
Figure 16: Le pouvoir réducteur de fer des extraits.	38
Figure 17: Le pouvoir réducteur de fer de BHA.	38

La liste des tableaux

Tableau 1 : Résultats des tests phytochimiques	31
Tableau 2 : Les teneurs en polyphénol totaux, flavonoïdes et tanins des extraits.....	33
Tableau 3 : Les valeurs de CI_{50} des extraits.	37
Tableau 4 : Les valeurs de CE_{50} des extraits	39
Tableau 5: Les diamètres des zones d'inhibition (en mm) des extraits	40
Tableau 6: Les valeurs de CMI de l'extrait.....	41

Table de matières

INTRODUCTION.....	1
-------------------	---

Synthèse bibliographique

Chapitre 1: Phytothérapie et les plante médicinale

I. La phytothérapie	5
1. Plante médicinale	5
2. Les métabolismes secondaires	6
3. Classification des métabolites secondaires	6
3.1. Les composés phénoliques	6
3.1.1. Les acides phénoliques	6
3.1.2. Les flavonoïdes	7
3.1.3. Les tanins	7
3.1.4. Les coumarines	8
3.2. Les alcaloïdes	8
3.3. Les terpénoïdes	8

Chapitre 2 : Les activités biologiques des extraits de plantes

I. Activités biologiques des extraits de plantes	11
1. Activité antioxydant.....	11
1.1 les radicaux libres	11
1.1.1. Les sources des radicaux libres	11
1.2 Le stress oxydatif.....	12
1.2.1 Les conséquences du stress oxydatif.....	12
1.3 Les antioxydant.....	13
1.3.1 Le mécanisme d'action des antioxydants.....	13
2. Activité antimicrobienne.....	13
2.1 les infections microbiennes	13

2.2	Les agents antimicrobiens	14
2.3	Le mode d'action des agents antimicrobiens.....	14
2.4	l'activité antimicrobienne des plantes	14

Chapitre 3 : L'étude botanique de la plante étudiée

I.	La famille chénopodiacées.....	16
1.	Le genre <i>Atriplex</i>	16
2.	L'espèce <i>Atriplex halimus</i>	16
2.1.	La description botanique	16
2.2.	La systématique de la plante.....	17
2.3.	La répartition géographique.....	17
2.4.	L'utilisation traditionnelle	18
2.5.	Les travaux antérieur	18

Matériel et méthodes

1.	Matériel végétale	21
2.	Extraction.....	21
3.	Screening phytochimique.....	22
3.1.	Les alcaloïdes	22
3.2.	les polyphénols	23
3.2.1.	Les tanins.....	23
3.2.2.	Les flavonoïdes	23
3.2.3.	Les coumarines.....	23
3.3.	Les terpénoïdes	23
3.4.	Les saponines	23
4.	Quantification de quelques classes phénolique dans les extraits	23
4.1.	Les polyphénols totaux.....	23
4.2.	Les flavonoïde totaux	24

4.3. Les tanins condensés	25
5. Estimation des activités biologique, <i>in vitro</i>	25
5.1. détermination de l'activité antioxydant	25
5.1.1. La capacité antioxydant totale	25
5.1.2. Le piégeage du radical DPPH	25
5.1.3. Le pouvoir réducteur du fer	26
5.2. Activité antibactérien	27
5.2.1. Méthode de diffusion sur disque	27
5.2.2. Détermination de concentration minimale inhibitrice (CMI)	28

Résultats et discussion

1. Les rendements des extraits	30
2. Les tests phytochimique	30
3. Les teneurs en polyphénol totaux, flavonoïdes et tanins	32
4. Evaluation de l'activité antioxydant	34
4.1. La capacité antioxydant totale	34
4.2. Le piégeage du radical DPPH	35
4.3. le pouvoir réducteur de fer	37
5. Activité antibactérienne	39
5.1. Méthode de diffusion sur disque	39
5.2. Détermination de concentration minimale inhibitrice (CMI)	41
Conclusion générale et perspectives	43
Référence bibliographique	45

Introduction générale

Tout au long de l'histoire de l'humanité, les hommes ont utilisé divers matériaux naturels pour traiter leurs maladies et améliorer leur santé (Lev.,2002). Les plantes médicinales constituent une source importante de soin de santé dans le monde et la demande mondiale est de plus en croissance. La croissance démographique et l'inaccessibilité aux médicaments modernes dans les pays en développement contribuent à l'augmentation de la demande pour les médicaments traditionnels (Ladoh-Yemeda *et al.*, 2016). Selon l'Organisation mondiale de la santé (OMS) estime qu'environ 65 à 80% de la population mondiale dans les pays en développement dépendent essentiellement des plantes médicinales traditionnelles pour leurs soins de santé primaire (Haddouchi *et al.*, 2016).

Les plantes médicinales renferment un grand nombre de molécules actives qui ont des activités thérapeutiques complémentaires ou synergiques. Ces molécules ont été étudiées et reproduits chimiquement pour être incorporés de nos jours dans de nombreux médicaments. Au cours des dernière années, des études sur les activités antioxydantes des plantes médicinales ont augmenté de façon remarquable due à un intérêt accru pour leur potentiel d'être utilisé en tant que source d'antioxydante riche et naturelle (Atmani *et al.*, 2009 ; Haddouchi *et al.*, 2016).

La flore algérienne regorge de plusieurs espèces de plantes qui sont dotées de réelles propriétés pharmacologiques. La maîtrise totale et parfaite des différentes propriétés de ces plantes, qui passe par la détermination de l'ensemble des groupes physicochimiques capables d'engendrer un ou plusieurs effets pharmacologiques, est devenue un objectif qui occupe un ordre de première place (Bentabet *et al.*, 2014).

Dans le cadre de la valorisation de notre patrimoine naturel, nous nous sommes intéressés à l'étude d'une plante médicinale utilisée dans la médecine traditionnelle algérienne connue sous le nom Guettaf «*Atriplex halimus* ». C'est une plante halophyte qui pousse en terrain salé, riche en fibres alimentaire (cellulose), protéines, vitamine (C et B) et sel minéraux (calcium, phosphore, sodium, potassium, magnésium) (Chikhi, 2013).

Le présent travail à pour objectif d'étudier la différence de l'activité antioxydante et antibactérienne entre deux plantes de même espèce (*Atriplex halimus*) de deux régions différentes (El Oued et Tlemcen). Il englobe :

- Une étude bibliographique qui regroupe trois chapitres dont le premier est consacrée aux phytothérapies et les plantes médicinales. Le deuxième chapitre, concerne les activités

biologiques des extraits de plantes et le troisième chapitre, l'étude botanique de la plante étudiée.

- Le matériel et les méthodes utilisés dans ce travail qui porte sur les extractions à partir des feuilles d'*Atriplex halimus* et des analyses qualitative et quantitative des composés chimique, l'évaluation de l'activité antioxydante par l'utilisation de trois méthodes (capacité antioxydant total, piégeage du radical libre DPPH et le pouvoir réducteur de fer) et l'activité antibactérienne (par la méthode de diffusion sur disque et par la détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI).
- Enfin, nous présenterons les résultats obtenus et leurs discussions. Une conclusion générale qui résumera l'ensemble du travail réalisé.

Synthèse bibliographique

*Chapitre I : Phytothérapie et les plantes
médicinales*

I. La phytothérapie

Ce mot issu d'un mot grec (Phyton « plantes » et thérapiea) qui signifie « soigner par les plantes ».

La phytothérapie compte parmi les premières et les plus anciennes méthodes curatives depuis l'aube de l'humanité. Elle a permis à l'être humain de générer au cours des siècles un large savoir et une immense expérience dans leur utilisation (**Beatrix et al., 2005**). Elle correspond à l'utilisation des plantes médicinales spontanées ou cultivées, entière ou ses parties dans le traitement ou la prévention des maladies.

Dans ce domaine, on remarque deux tendances majeures :

- L'effet de la plante dans sa globalité, sur l'individu.
- D'autre se basent davantage sur les connaissances biochimique et se préoccupent plutôt des symptômes des maladies et de l'action des principes actifs des plantes.

L'utilisation des plantes se fait par ingestion interne sous la forme de tisanes, gélules, alcoolats et teintures d'extrait ou application externe sous forme de pommade, crème (**Létard et al., 2015**).

1. Plante médicinale

Une plante est dite médicinale lorsqu'au moins une partie d'elle possède des propriétés médicamenteuses (**Bruneton, 1999**). Elle est utilisée en médecine traditionnelle pour prévenir, soigner ou soulager les maux (**Farnsworth et al, 1986**). Leur action provient de leur composé chimique, métabolite primaire ou secondaire, ou de la synergie entre eux.

L'insuffisance des soins de santé, le manque de médicaments essentiels, le coût élevé des médicaments et les habitudes socioculturelles des populations expliquent le recours aux pratiques traditionnelles à base de plantes médicinales (**Sanogo, 2006**).

Les plantes médicinales restent encore le premier réservoir de nouveaux médicaments. Elles sont considérées comme une source de matière essentielle pour la découverte de nouvelles molécules nécessaires à la mise au point de futurs médicaments (**Maurice, 1997**).

Les plantes médicinales contiennent des molécules qui représentent des intérêts multiples mis à profit dans l'industrie alimentaire, dermatopharmacie, cosmétique et agroalimentaire. Parmi ces molécules, les métabolites secondaires qui se sont surtout illustrés dans le domaine thérapeutique (**Anderson et Markham, 2006**).

2. Les métabolismes secondaires

Les métabolites secondaires sont des molécules qui ne sont pas directement impliquées dans les processus de croissance des organismes vivants, contrairement aux métabolites primaires. Chez les végétaux ces molécules exercent une action déterminante sur l'adaptation des plantes à leur environnement. Ils participent ainsi, de manière très efficace, à la tolérance des végétaux à des stress variés (attaques de pathogènes, prédateurs d'insectes, sécheresse, lumière UV...) (**Hartmann, 2007**).

3. Classification des métabolites secondaires

On distingue classiquement trois grandes catégories de métabolites secondaires chez les végétaux : les composés phénoliques, les composés azotés (alcaloïdes) et les composés terpéniques. Chaque classe renferme une très grande diversité de composé qui possède une très large gamme d'activités en biologie humaine (**Krief, 2003**).

3.1. Les composés phénoliques

Les composés phénoliques sont des métabolites secondaires caractérisés par la présence d'un cycle aromatique portant des groupements hydroxyles libres ou engagés avec des glucides. Ils sont présents dans toutes les parties des végétaux supérieures (racine, tiges, feuilles, fleurs, fruits et graines); et sont impliqués dans de nombreux processus physiologiques comme la croissance cellulaire, la rhizogénèse, la germination des graines et la maturation des fruits (**Bahorun, 1997**).

les composés phénoliques sont des molécules biologiquement actives, ils sont largement utilisés en thérapeutique comme vasoconstricteurs, anti-inflammatoires, antioxydant, antiradicalaire et antimicrobiens (**Bahorun, 1997 ; Cetkovic et al., 2008**).

Les principales classes des composants phénoliques sont les acides phénoliques, les flavonoïdes, les tannins et les coumarines.

3.1.1. Les acides phénoliques

Ce sont des acides phénoliques simples composés d'un noyau aromatique substitué de groupement hydroxyles et d'une fonction acide et parfois de groupement méthyles. Ils sont rarement présents à l'état libre, généralement liés avec des molécules organiques donnant des esters avec les sucres et les alcools acides, et donnant les phénolamides avec les mono ou diamines (**Macheix et al., 2005**).

Les acides phénoliques (libres ou liés à d'autres molécules) représentent environ un tiers des composés phénoliques (Zadernowski *et al.*, 2009).

3.1.2. Les flavonoïdes

Les flavonoïdes constituent le groupe le plus large des composés phénoliques, ils sont classés en flavonols, flavones, flavanones, chalcones, flavanes, isoflavones et anthocyanes (Fraga et Oteiza, 2011). Ils ont en commun la structure diphenylpropane (figure 1). Du fait, leurs propriétés antioxydantes liées à leurs structures polyphénoliques.

Les flavonoïdes ingérés avec nos aliments sont réputés pour protéger l'organisme contre les effets délétères des apports environnementaux oxydant (Stoclet et Schini-Kerth, 2011).

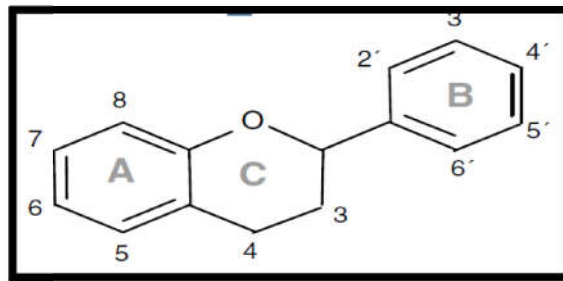


Figure 1 : Structure de base des flavonoïdes (Fraga et Oteiza, 2011)

3.1.3. Les tanins

Les tanins sont un groupe diversifié de métabolites secondaires des plantes qui ont deux caractéristiques communes ; tous sont des polyphénols et ont la capacité de fixer les protéines. Cependant, l'étude des effets nutritionnels des tanins est complexe parce que les plantes contiennent une grande diversité de tanins. Certains tanins produisent des effets toxiques tandis que d'autres bénéficient de la santé et de nutrition (Mueller-Harvey, 2006).

Chez les végétaux supérieurs il y a deux groupes de tanins qui diffèrent entre eux par leurs structures et leurs origines bioénergétiques ; les tanins hydrolysables et les tanins condensés (Macheix *et al.*, 2005).

- **les tanins hydrolysables** : ce sont des oligo ou des polyesters d'un sucre (ou d'un polyol apparenté) et d'un nombre variable d'acide phénolique. Le sucre est très généralement le glucose. L'acide phénolique est soit dans le hexahydroxydiphénique (HHDP) et ses dérivés dans le cas des tanins éllagiques, soit l'acide gallique dans le cas des tanins galliques (Bruneton, 1999).
- **les tanins condensés** : les tanins condensés ou proanthocyanidols ce sont des polymères ou oligomères flavaniques, constitués d'unités de flavan-3-ols, le plus

souvent épicatechine et catéchine, avec un degré de polymérisation entre deux et plus de 50 unités (Bruneton, 1999).

3.1.4. Les coumarines

Les coumarines sont des lactones des acides cinnamiques (figure 02). Ils sont largement distribués dans le règne végétale et possèdent des propriétés très diverses. Les coumarines et leurs dérivés sont utilisés pour des fins pharmaceutiques, agricole et cosmétique (Yamashita *et al*, 2005), ils ont des activités anti-thrombotique, anti-inflammatoires et vasodilatrices (Cowan, 1999). Ils ont la capacité de capter les radicaux hydroxyles, superoxydes et peroxydes. Ils préviennent également la peroxydation des lipides membranaire (Harbone *et al.*, 1982).

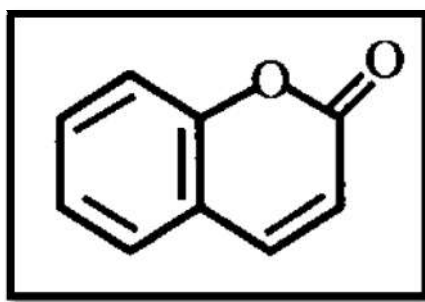


Figure2 : Structure de coumarine (Cowan, 1999).

3.2. Les alcaloïdes

Un alcaloïde est une substance organique azotée d'origine végétale, à caractère alcalin et présentant une structure complexe. Leur atome d'azote est inclus dans un système hétérocyclique. Ils possèdent une activité pharmacologique significative.

On trouve des alcaloïdes, en tant que métabolites secondaires, principalement chez les végétaux et les champignons. Habituellement, les alcaloïdes sont des dérivés des acides aminés.

Les alcaloïdes ont souvent une forte activité biologique, toxique ou thérapeutique, les plus souvent cités sont notamment : la quinine, la morphine, la strychnine, la cocaïne, la colchicine, l'ergotinine, l'éphédrine, l'atropine, la nicotine et la caféine (Bruneton, 1999).

3.3. Les terpénoïdes

Le terme terpénoïde est attribué à tous les composés possédant une structure moléculaire construite d'un monomère à 5 carbones appelé Hydrocarbonés naturels, de structure soit cyclique soit à chaîne ouverte ; leur formule brute est $(C_5HX)_n$ dont le X est variable en

fonction du degré d'instauration de la molécule et peut prendre des valeurs 1 à 8 (**Sun et al., 2016**).

*Chapitre II : les activités biologiques des
plantes médicinales*

I. Activités biologiques des extraits de plantes

1. Activité antioxydante

1.1. Les radicaux libres

Ce sont des espèces chimiques qui possèdent un électron libre sur leur couche externe, les rendant ainsi instables. Lorsque cet électron libre est situé sur un atome d'oxygène on parle alors d'espèces réactives de l'oxygène (ERO) (Losada-Barreiro et Bravo-Diaz, 2017).

1.1.1. Les sources des radicaux libres

Les radicaux libres sont des ERO, produits dans le corps comme sous produits de la respiration cellulaire aérobie (Thomas *et al.*, 2010). Plusieurs tissus peuvent les synthétiser durant leur exercice (Powers *et al.*, 2011). Ces espèces peuvent se former lors de la synthèse de l'ATP mitochondrial et le métabolisme oxydatif (Poston et Raijmakers., 2004). L'exposition aux différents facteurs exogènes ou les conditions pathologiques favorisent la formation de ces radicaux (Jayaprakasha *et al.*, 2006).

Les sources principales des radicaux libres sont nombreuses, en distinguant les sources endogènes (mitochondrie, inflammation, phagocytoses, choc, peroxyosomes), et des sources exogènes (cigarette, rayonnement UV, produit chimique, pollution diverses) (figure 3).

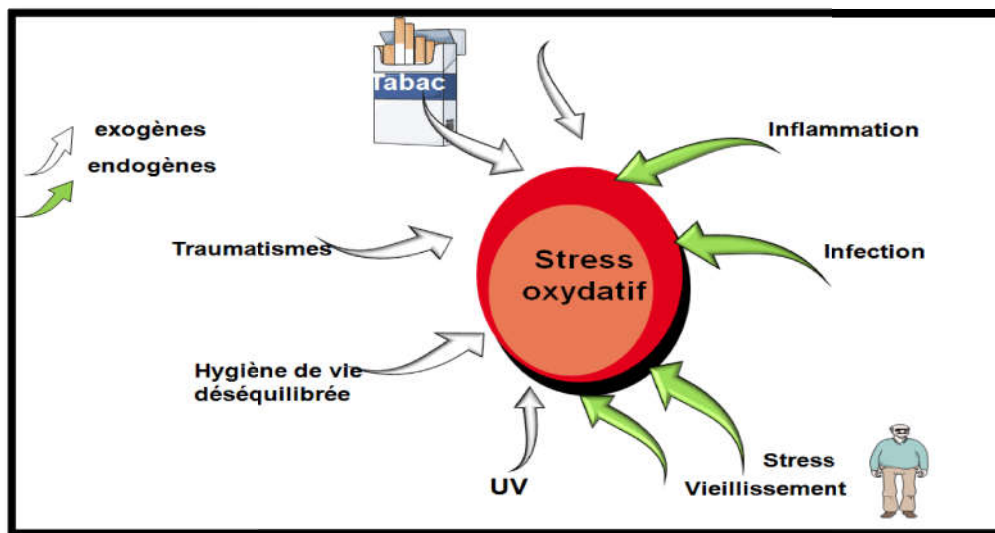


Figure 3: les sources des radicaux libres (Elkoli, 2016).

1.2. Le stress oxydatif

Le stress oxydant se définit comme l'incapacité de l'organisme de se défendre contre ERO en raison de la perturbation d'équilibre endogène entre ces derniers et les agents antioxydants (AO) (**figure 4**). Ce déséquilibre conduit potentiellement à des dégâts fonctionnels et structuraux (**Bensakhria, 2018 ; Haleng et al., 2007**).

Le stress oxydatif intervient dans de nombreuses pathologies telles qu'alzheimer, parkinson, diabète, etc (**Hwang, 2013 ; Mima, 2013 ; Migdal et Serres, 2011**), les maladies dégénératives notamment le cancer, les maladies cardiaques, la sclérose en plaques et les maladie auto-immunes (**Thériauclet et al., 2006**). De plus, la plupart des maladies induites par le stress oxydatif apparaissent avec l'âge car le vieillissement diminue les défenses antioxydantes et augment la production des ERO (**Favier et al., 2003**).

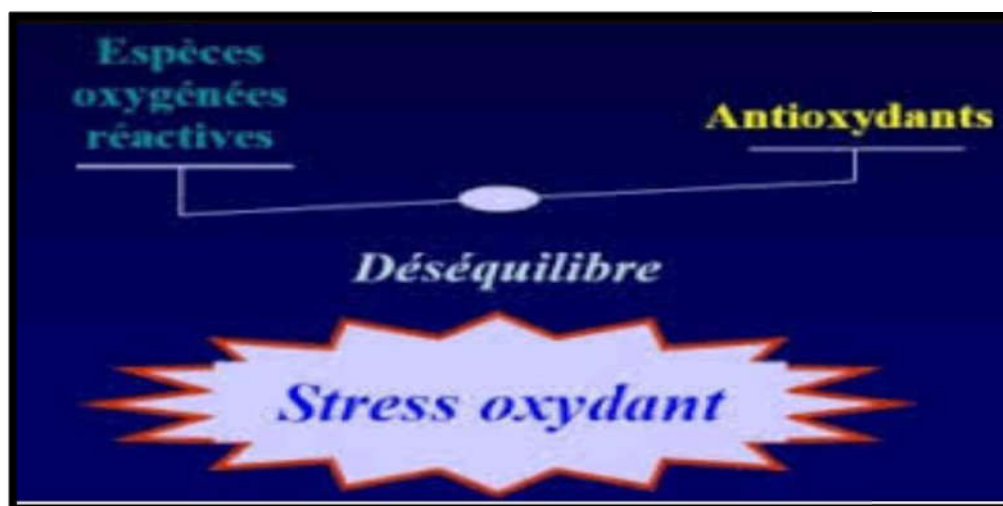


Figure 4 : Balance radicaux libre/antioxydantes (Reuter et al., 2010)

1.2.1. Les conséquences du stress oxydatif

la production excessive des radicaux libres provoque la lésion des molécules biologiques telle que l'oxydation des lipides, des protéines, des sucres et l'ADN (**Thomas et al., 2010**), mais aussi des lésions secondaires dues au caractère cytotoxique et mutagène des métabolites libérés notamment lors de l'oxydation des lipides. L'organisme peut aussi réagir contre ces composés anormaux par production d'anticorps, qui malheureusement peuvent aussi être des auto-anticorps créant une troisième vague d'attaque chimique (**Favier, 2003**).

1.3. les Antioxydants

Les antioxydants sont définis comme une substance qui, lorsqu'elle présente à très basse concentration comparée à celle d'un substrat oxydable d'être oxydé, retardé ou inhibé de manière significative l'oxydation de tout substrat (**Park et al., 2001**).

Dans l'organisme, il existe plusieurs types de molécules à activité antioxydante dont les mécanismes d'action sont différents :

- **Défenses non enzymatiques** : comme les vitamines C (Acide ascorbic) et vitamines D (α -tocophérol) et les polyphénols issus des végétaux (flavonoïde, tanins, dérivé d'acide phénolique,...). La plupart de ces composants ne sont pas synthétisés par l'organisme et doivent être apportés par l'alimentation (**Defraigne et Pincemail, 2008**).
- **Défenses enzymatiques** : sont des systèmes de défense très efficaces parce que les enzymes ont la propriété de pouvoir réaliser un travail de façon permanente. Les lignes de défense sont constituées de Catalase (Métabolise H_2O_2), Superoxyde dismutase (Catalase la dismutation de l'anion superoxyde), Glutathion peroxydase (Action réductrice sur H_2O_2 et assure la transformation des hydroperoxydes organiques, lipidique notamment, de type ROOH en ROH) (**Bendif, 2008**).

1.3.1. le mécanisme d'action des antioxydants

Les antioxydants peuvent protéger l'organisme par :

- la neutralisation des radicaux libres.
- l'augmentation du système de défense du corps.
- l'inhibition la formation des radicaux libres.
- la réparation des dommages résultants de radicaux libres (**Liochev, 2013 ; Lamina et al., 2013**).

2. Activité antimicrobienne

2.1. Les infections microbiennes

Les maladies infectieuses représentent la cause majeure de mortalité dans le monde, ce sont des affections provoquées par des microorganismes pathogènes, tel que les bactéries, les parasites, les virus, les champignons. Elles touchent des millions de personnes dans le monde (**Alwash et al., 2013**).

2.2. Les agents antimicrobiens

Un agent antimicrobien désigne une substance chimique comme un médicament, utilisé pour le traitement d'une maladie causée par un microorganisme, qui détruit l'agent pathogène sans endommager les tissus de l'organisme. Le plus souvent l'agent antimicrobien est un antibiotique.

Un antibiotique est une molécule naturelle, synthétique ou semi-synthétique dont le rôle est de détruire les bactéries (effet bactéricide) ou bloquer la croissance (effet bactériostatique) (**Bentley, 2003**).

2.3. Le mode d'action des agents antimicrobiens

La plupart des agents antimicrobiens utilisés pour le traitement des infections bactériennes, en fonction de leur mécanisme d'action peuvent être classés en quatre modes d'action principaux :

- Interférence avec la synthèse de la paroi cellulaire.
- Inhibition de la synthèse des protéines.
- Interférence avec la synthèse des acides nucléiques.
- Inhibition des voies métaboliques (**Tenover, 2006**).

2.4. L'activité antimicrobienne des plantes

L'activité antimicrobienne des extraits des plantes a formé la base de beaucoup d'applications y compris la thérapie naturelle, la pharmacologie et la conservation des aliments (**Sagdiç et al., 2002**). Il est sans doute très complexe et peut impliquer de multiples modes d'action tels que l'inhibition du métabolisme microbien, la séquestration de substrat nécessaire à la croissance microbienne, l'inhibition des enzymes microbiennes extracellulaires, dégradation de la paroi cellulaire, perturbation de la membrane cytoplasmique qui cause une fuite des composants cellulaires, l'influence de la synthèse de l'ARN et l'ADN (**Zhang et al., 2009**), des lipides des protéines et la fonction mitochondriale (**Balentine et al., 2006**).

Le mode d'action des agents antimicrobiens dépend également du type de microorganisme et de l'arrangement de la membrane externe (**Shan et al., 2007**).

*Chapitre III : Etude botanique de la plante
étudiée*

I. La famille chénopodiacées

Les chénopodiacées forment une famille vaste de 1400 espèces présentes partout dans le monde. Ce sont pour la plupart des plantes ou arbustives ou herbacées, principalement avec feuilles alternes, parfois opposées. Très souvent, les feuilles et la tige sont succulentes. Cela vient que beaucoup d'espèces sont des espèces thermophiles ou halophiles.

Les feuilles de chénopodiacées sont généralement minuscules et verdâtres. Elles sont groupées en grappes, en épis ou en panicules lâches.

Les principaux genres de chénopodiacées susceptibles d'être observées en France sont *Chenopodium* (chénopodes), *Beta* (bette), *Halimione et Atriplex* (aroche), *Sueda et Salsola* (soudes), *Salicornia* (salicornes) (Stanley *et al.*, 2003).

1. Le genre *Atriplex*

L'*Atriplex* est le plus grand genre de la famille des chénopodiacées, il comprend plus de 400 espèces, dont 48 méditerranéennes et le reste est distribué dans les régions tempérées et subtropicales. On trouve des genres typiques d'*Atriplex* dans les régions polaires, peu de ce nombre (les genres typiques) se trouvent généralement dans les sols salins ou alcalins (Le-Houérou, 1992).

2. L'espèce *Atriplex halimus*

2.1. La description botanique

Atriplex halimus (nom usuels guettaf, pourpier de mère) (figure 5) est un arbrisseau halophyte qui pousse en terrain salé, de 1,5 à 2 mètres de haute, appartient à la famille des chénopodiacées. Les feuilles sont petites pétiolées de forme ovale de couleur gris argenté dans les deux faces. Les tiges et les feuilles sont recouvertes de petites écailles qui donnent un aspect velouté (Nedjimi *et al.*, 2013).

Atriplex halimus possède une excellente tolérance à la sécheresse et à la salinité (Emam, 2011).



Figure5 : l'*Atriplex halimus* (Nedjimi *et al.*, 2013).

2.2. La systématique de la plante (Dupont et Guignard, 2007)

Règne : végétale

Embranchement : Spermaphyte ou Magnoliopyta

Sous-embranchement : Angiospermes

Classe : Dicotylédones ou Magnoliopsida

Sous classe : *Caryophyllidae*

Ordre : Caryophyllales

Famille : Chénopodiacées

Genre : *Atriplex*

Espèce : *halimus*

Nom commun : Arroche ou pourpier de mer

Nom arabe : Guettaf

N.B : la famille Chénopodiacées et la famille Amaranthacées sont très proche l'une de l'autre.

2.2. La répartition géographique

Cette espèce est très commune dans le Sahara septentrional et les montages du Sahara central, dans les sols rocaillieux, talus argileux et les zone salées (Ortiz-Dorda *et al.*, 2005).

L'espèce est spontanée à l'intérieur d'une aire relativement vaste englobons les pays de l'Afrique du nord et du Moyen-Orient, des Iles Canaries jusqu'en Iran en passant par le sud Algérien (massif du Hoggar).

En Europe, l'*Atriplex halimus* est présent sur toute la rive Nord de la méditerranée et aussi en Bulgarie.

En Algérie, *Atriplex* est spontanée dans les étages bioclimatiques arides et semi aride, les plus grandes superficies correspondent aux zones dites steppiques (Batna, Biskra, Djelfa, Bousaada, Saida, Tiaret et Tbessa) (Pouget, 1980).

2.3. L'utilisation traditionnelle

Atriplex halimus est riche en fibres alimentaires (cellulose), protéines, vitamines (B et C) et sels minéraux (sodium, calcium, potassium, magnésium, phosphore). Par son contenu riche en fibres, il facilite la digestion, augmente la réplétion gastrique et hydrate le contenu du bol fécal. Il est utilisé par la population steppique pour des fins thérapeutiques principalement pour soigner l'hyperglycémie (Nedjimi *et al.*, 2013).

Au Sahara occidental, les cendres de *Atriplex halimus* reprises par l'eau et utilisées dans le traitement de l'acidité gastrique. Les feuilles sont utilisées pour le traitement des maladies cardiovasculaire du diabète et rhumatisme.

D'autres applications sont possibles pour soigner les lithiases urinaire, les inflammations des voie urinaire (cystite) (Nedjimi *et al.*, 2013).

2.4. Les travaux antérieurs

Plusieurs travaux sont réalisés sur *Atriplex halimus*, parmi ces travaux, la détection de présence des phénols totaux, des alcaloïdes, des saponines glycosides, des résines, des tanins et des flavonoïdes dont les flavonols constituent la classe majeure chez la plupart des espèces *Atriplex* (Bylka *et al.*, 2001 ; Bylka *et al.*, 2004 ; Abd El rahman *et al.*, 2006).

Aussi des travaux sur l'activité antioxydante de l'extrait méthanolique des feuilles d'*Atriplex halimus* (Benhamou *et al.*, 2009), de l'extrait éthanolique (salmani, 2017) et l'extrait phénolique (Belhadj-Tahar, 2015), et sur l'activité antidiabétique de l'extrait aqueux (Chikhi *et al.*, 2014). Aussi des travaux sur les constituent bioactif de *Atriplex halimus* (Emam *et al.*, 2011). Cette plante possède aussi une activité antimicrobienne (Walke, 2014).

D'autres travaux sont réalisés sur la résistance à la salinité du sol (Ben-Hassine, 2010 ; Bouchenak, 2012), sur la polygamie et la germination et sur l'aspect écologique au nord de Tlemcen (Benabadji *et al.*, 2004).

Shaygan *et al.* (2017) montre que les grains d'*Atriplex halimus* sont très tolérants au stress hydrique. Mancilla *et al.* (2016) indique que l'utilisation de bouture d'*Atriplex halimus*

pourrait être un outil précieux et efficace pour la restauration de la végétation dans les écosystèmes côtier pollués par Cu.

Matériel et méthodes

Cette étude expérimentale a été réalisée au niveau du laboratoire des Produits Naturels (LAPRONA) et laboratoire d'Antibiotique, Antifongique, Physico-chimique, Synthèse et Activité Biologique (LAPSAB), elle se compose en deux parties :

- La première partie : Teste phytochimique qualitatif, dosages quantitatifs des polyphénols totaux, flavonoïdes et des tanins.
- La deuxième partie : évaluation de l'activité antioxydante d'une part en utilisant trois techniques : La capacité antioxydante totale, le piégeage du radical libre (DPPH) et la réduction de fer, et d'autre part l'évaluation de l'activité antibactérienne en utilisant la méthode de diffusion sur disque et par la détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI).

1. Matériel végétal

La plante *Atriplex halimus* a été récolté dans deux régions différentes, région d'El Oued (33°22'06'' nord, 6°52'03'' est) et la région de Nedroma- Tlemcen (35°00'47'' nord, 1°44'51'' ouest), le mois de janvier 2019.

La partie aérienne (feuille) a été séchée dans un endroit bien aéré, à une température ambiante.

2. Extraction

10g d'*Atriplex halimus* de chaque région ont été broyés séparément et mélangés avec 50 mL d'hexane sous reflux pendant 1 heure pour éliminer les matières grasses, les mélanges ont été filtré a l'aide d'un papier filtre tout en récupérant les résidus des extractions. Ces derniers ont été mis en contact dans 100 mL de deux solvant polaire méthanol/acétone (70/30 : v/v) sous reflux pendant 1heure. Les extraits obtenus sont filtrés, puis évaporés dans une étuve à 45°C (**figure 6**).

Le rendement (Rdt) de l'extrait sec est déterminé par la formule suivante :

$$\text{Rdt \%} = [P_1 - P_2 / P_3] \times 100$$

P₁ : Poids du ballon après évaporation ;

P₂ : Poids du ballon avant évaporation (ballon vide) ;

P₃ : Poids de la matière végétale sèche de départ.

L'extrait sec est pesé et récupéré, soit dans quelques millilitres de méthanol pour les dosages et l'évaluation de l'activité antioxydante, soit dans quelques millilitres de diméthylsulfoxyde (DMSO < 2%) pour l'évaluation de l'activité antibactérienne. Ils ont ensuite conservés à 4°C pour une utilisation ultérieure.

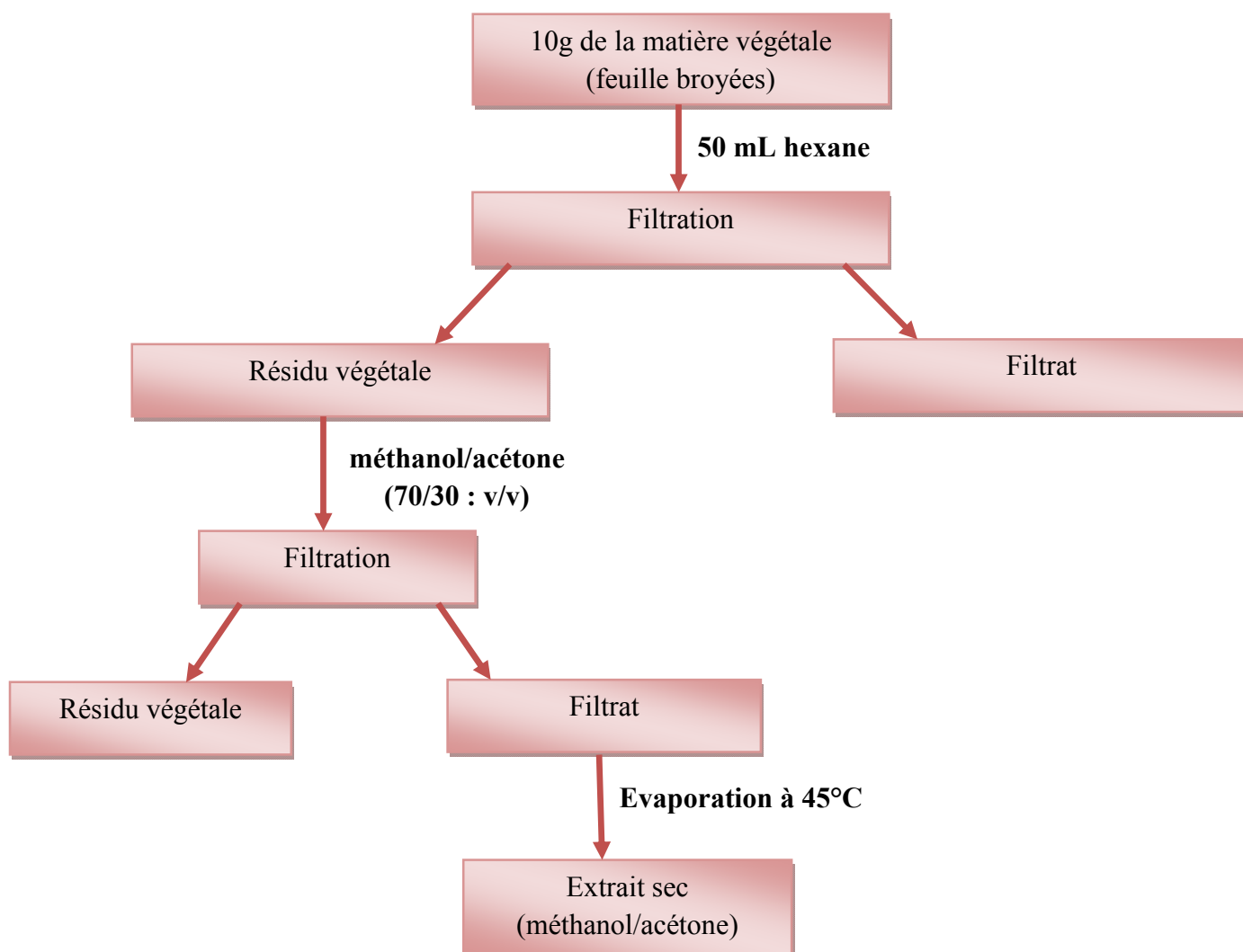


Figure 6: Protocole d'extraction

3. Screening phytochimique

Le screening phytochimique permet de mettre en évidence la présence des différentes familles de molécules chimiques d'un l'extrait.

Les tests phytochimique ont été réalisés sur les extraits méthanol/acétone selon les méthodes décrites par Trease et Evans (1986) et Harborne (1998).

3.1. Les alcaloïdes

0,5 mL d'extrait a été introduite dans deux tubes à essai puis acidifier par l'ajout de quelque goutte de HCL à 1%. 0,5 mL de réactif de Wagner a été ajouté dans le premier tube et

0,5mL de réactif de Mayer dans le deuxième tube. La formation d'un précipité brun ou blanc, respectivement révèle la présence des alcaloïdes.

3.2. les polyphénols

3.2.1. Les tanins

1 mL d'extrait a été mélangé avec 0,25 mL d'une solution aqueuse de FeCl_3 (1%). L'apparition d'une coloration verdâtre ou bleu-noirâtre après 15 min d'incubation à une température ambiante, indique la présence des tanins.

3.2.2. Les flavonoïdes

1 mL d'extrait a mis en contact avec 1 mL de HCL concentré et quelques copeaux de magnésium. L'apparition d'une coloration rose ou rouge ou jaune révèle la présence des flavonoïdes.

3.2.3. Les coumarines

1mL de l'extrait a été mélangé avec 500 μL de NH_4OH à 10%. Une goutte a été prélevée du mélange puis déposer sur un papier filtre. Une fluorescence intense sous Ultra violet à 366 nm indique la présence des coumarines.

3.3. Les terpénoïdes

1 mL de l'extrait a été ajouté dans un tube à essai contenant 0,4mL de chloroforme et 0,6 mL d'acide sulfurique concentré. La formation de deux phases et une couleur marron à l'interphase indique la présence des terpénoïdes.

3.4. Les saponines

10 mL de l'extrait on été introduite dans un tube à essai puis agiter pendant 15 secondes. Après 15 min du repos, la présence des saponines est indiquée par la persistance d'une mousse avec une hauteur supérieure à 1cm.

4. Quantification de quelques classes phénolique dans les extraits

4.1. Les polyphénols totaux

Le réactif utilisé, « Folin-Ciocalteu », est un mélange de complexes d'acide phosphomolybdique ($\text{H}_3\text{PMo}_{12}\text{O}_{40}$) et d'acide phosphotungstique ($\text{H}_3\text{PW}_{12}\text{O}_{40}$) de couleur jaune. Le principe de la méthode est basé sur l'oxydation des composés phénoliques par ce réactif. Cette oxydation entraîne la formation d'un nouveau complexe molybdène-tungstène de couleur bleu qui absorbe à 750 nm. Ce dosage est réalisé par la comparaison de l'absorbance observée à celle obtenue par un étalon d'acide gallique de concentration connue.

Le dosage des polyphénols est réalisé selon la méthode décrite par **Vermerris *et al.* (2006)** :

Une prise de 100 μL de l'extrait est mélangée avec 2 mL d'une solution de carbonate de sodium à 2% fraîchement préparée, le tout est agité par un vortex. Après 5 min, 100 μL du réactif de Folin-Ciocalteu (1N) sont additionnés au mélange, le tout est laissé à température ambiante pendant 30 min et la lecture est réalisée contre un blanc à l'aide d'un spectrophotomètre à 750 nm.

Une gamme étalon à base de l'acide gallique est également préparée à des concentrations allant de 0 à 500 $\mu\text{g/mL}$. Les teneurs en Polyphénols totaux des extraits sont alors exprimées en milligramme équivalent acide gallique par gramme de la matière végétale sèche (mg EAG/g MS).

4.2. Les flavonoïdes totaux

Le principe de la méthode est basé sur l'oxydation des flavonoïdes par deux réactifs incolores, le chlorure d'aluminium (AlCl_3) et le nitrite de sodium (NaNO_2). Elle entraîne la formation d'un complexe brunâtre qui absorbe à 510 nm. La comparaison de l'absorbance observée à celle obtenue par un étalon de catéchine de concentration connue permet d'évaluer la teneur totale en flavonoïdes.

La quantification des flavonoïdes est faite selon une méthode colorimétrique décrite par **Dewanto *et al.* (2002)**.

Une prise de 250 μL d'extrait diluée est ajoutée de 75 μL d'une solution de NaNO_2 à 5%. Après incubation pendant 6 min à température ambiante, 150 μL d'une solution fraîchement préparée de chlorure d'aluminium (AlCl_3 , 10%) est ajouté au mélange. Après repos de à température ambiante pendant 5 min, 500 μL de soude (NaOH , 1M) est ajouté au mélange. Le volume final est porté à 2,5 mL avec de l'eau distillée. L'absorbance de cette préparation est mesurée contre un blanc à 510 nm. Une gamme étalon à base de catéchine est également préparée à des concentrations allant de 0 à 500 $\mu\text{g/mL}$. Les teneurs en flavonoïdes des extraits sont alors exprimées en milligramme équivalent catéchine par gramme de la matière sèche (mg EC/g MS).

4.3. Les tanins condensés

Les tanins condensés en présence d'acide chlorhydrique se dépolymérisent et par réaction avec la vanilline, se transforment en anthocyanidols de couleur rouge, mesurables par spectrophotométrie à 500 nm. Une prise de 50 µL d'extrait est ajoutée à 3 mL de vanilline à 4% et 1,5 mL du chlorure d'hydrogène (HCL) concentré. Après homogénéisation, le mélange est mis en incubation pendant 15 min à température ambiante. L'absorbance est mesurée contre un blanc à 500 nm. Les teneurs en tanins condensés, déterminées en se référant à une gamme étalon de catéchine (0 à 500 µg/mL), sont exprimées en milligramme équivalent catéchine par gramme de la matière sèche (mg EC/ g MS) (Sun *et al.*, 1998).

5. Estimation des activités biologique, *in vitro*

5.1. Détermination de l'activité antioxydant

5.1.1. La capacité antioxydante totale

Ce test est basé sur la réduction du molybdène (VI) en molybdène (V) par l'extrait de plante. Cette réduction induit, à pH acide, la formation du complexe phosphate/Mo (V) de couleur verte. Une prise de 100 µL d'extrait est combinée dans un tube avec 1 mL de solution composée d'acide sulfurique (0,6 N), de phosphate de sodium (28 mM) et de molybdate d'ammonium (4 mM). Les tubes sont incubés à 95 °C pendant 90 min. Après un repos de 6 min à température ambiante, l'absorbance est mesurée à 695 nm contre un blanc contenant du méthanol à la place de l'extrait. Comme pour les polyphénols totaux, l'activité antioxydante totale est exprimée en milligramme équivalent acide gallique par gramme de la matière sèche (mg EAG/g MS) (Prieto *et al.*, 1999).

5.1.2. Le piégeage du radical DPPH

Le DPPH (2,2 diphenyl-1-picrylhydrazyl) est généralement le substrat le plus utilisé pour l'évaluation rapide et directe de l'activité antioxydante en raison de sa stabilité en forme radicale libre et la simplicité de l'analyse. Il absorbe dans le visible à une longueur d'onde de 515 à 520 nm. La méthode de DPPH présente plusieurs avantages du fait qu'elle soit indépendante, simple et rapide. Le test consiste à mettre le radical DPPH (de couleur violette), en présence des molécules dites « antioxydants » afin de mesurer leur capacité à réduire ce radical (**figure7**). La forme réduite (de couleur jaune) n'absorbe plus, ce qui se traduit par une diminution de l'absorbance à cette longueur d'onde.

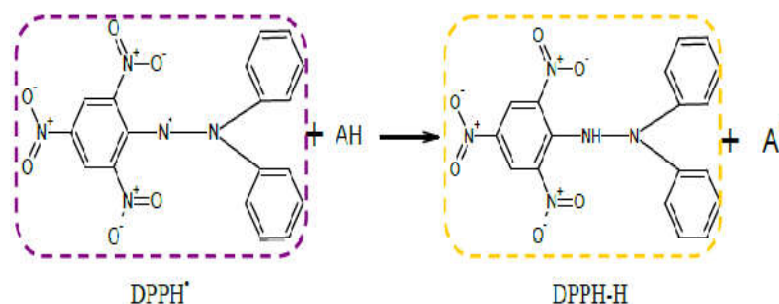


Figure7 : Forme réduite du radical DPPH[•] (Haddouchi *et al.*, 2016)

A différentes concentrations, 50 μL de chaque échantillon, sont ajoutés à 1950 μL d'une solution méthanolique de DPPH à $6,34 \times 10^{-5}$ M (0,0025 g dans 100 mL méthanol). Pour chaque concentration un blanc est préparé. En ce qui concerne le contrôle négatif, ce dernier est préparé, en parallèle, en mélangeant 50 μL du méthanol avec 1950 μL d'une solution méthanolique de DPPH à la même concentration utilisée. Après 30 min d'incubation à l'obscurité et à température ambiante, la réduction de DPPH s'accompagne par le passage de la couleur violette à la couleur jaune de la solution. La lecture des absorbances est effectuée à 515 nm à l'aide d'un spectrophotomètre. Le témoin positif utilisé est le butylhydroxyanisol (BHA). Les résultats sont exprimés en pourcentage d'inhibition, calculé suite à la diminution de l'intensité de la coloration du mélange, à l'aide de la formule suivante :

$$\text{PI} = (\text{D.O}_{\text{témoin}} - \text{D.O}_{\text{extrait}} / \text{D.O}_{\text{témoin}}) \times 100$$

PI : pourcentage d'inhibition.

$\text{D.O}_{\text{témoin}}$: absorbance du témoin négatif.

$\text{D.O}_{\text{extrait}}$: absorbance de l'extrait.

L'étude de la variation de l'activité antiradicalaire en fonction de la concentration des extraits permet de déterminer la concentration qui correspond à 50% d'inhibition (CI_{50}). Une valeur faible de CI_{50} correspond à une grande efficacité de l'extrait.

5.1.3. Le pouvoir réducteur du fer

L'activité réductrice d'un extrait est évaluée par la réaction d'oxydoréduction entre l'extrait et les ions métalliques de transition, notamment le fer. Le ferricyanure de potassium $\text{K}_3\text{Fe}(\text{CN})_6$ fournit des ions Fe^{3+} qui seront réduits en Fe^{2+} par les antioxydants présent dans l'extrait végétal. Le pouvoir réducteur est déterminé selon la méthode décrite par **Oyaizu (1986)**. Cette méthode consiste à mélanger 1 mL de l'extrait à différentes concentrations avec

2,5 mL de tampon phosphate 2,2 M à pH 6,6 et 2,5 mL d'une solution de $K_3Fe(CN)_6$ à 1% (m/v). Le mélange obtenu est incubé pendant 20 min à 50°C, puis 2,5 mL d'acide trichloracétique à 10% (m/v) sont ajoutés pour arrêter la réaction.

Le mélange est centrifugé à 650 g pendant 10 min à température ambiante et 2,5 mL du surnageant sont additionnés de 2,5 mL d'eau distillée et 0,5 mL de $FeCl_3$ à 0,1%(m/v). La lecture de l'absorbance se fait à 700 nm contre un blanc. Les résultats permettent de calculer la concentration efficace (CE_{50}), concentration de l'extrait correspondante à une absorbance égale à 0,5, obtenue par l'interprétation de la courbe de régression linéaire ($D.O = f([])$). L'activité de l'extrait est enfin comparée à celle de témoin positif, le butylhydroxyanisole (BHA).

5.2. Activité antibactérienne

L'activité antibactérienne des extraits a été évaluée en utilisant des souches de référence de laboratoire American Type Culture Collection (ATCC) entretenues par des repiquages successifs puis conservées à 4°C sur gélose nutritive.

- **Bactérie à Gram positif** : *Staphylococcus aureus* ATCC 6538, *Bacillus cereus* ATCC 25921, *Bacillus subtilis* ATCC 6633, *Enterococcus faecalis* ATCC 49452, *Listeria monocytogenes* ATCC 15313.
- **Bactérie à Gram négatif** : *Escherichia coli* ATCC 8739, *Klebsiella pneumoniae* ATCC 700603, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853, *Citrobacter freundii* ATCC 8090, *Proteus mirabilis* ATCC 35659, *Salmonella typhimurium* ATCC 13311, *Enterobacter cloacae* ATCC 13047.

5.2.1. Méthode de diffusion sur disque

L'antibiogramme est l'interprétation de la sensibilité des bactéries aux antibiotiques en matière d'efficacité chimique. L'activité antibactérienne des extraits a été réalisée à l'aide de la méthode de diffusion sur disque (CLSI, 2012).

La turbidité de la suspension bactérienne a été ajustée à 0,5 McFarland, ce qui a donné une suspension contenant environ 10^8 UFC/mL, mesuré à l'aide d'un spectrophotomètre à 625 nm pour une absorbance comprise 0,08 à 0,12. Chaque souche ajustée a été inoculée à la surface de la gélose Mueller-Hinton à l'aide d'un écouvillon. Après séchage un disque stérile de 6 mm de diamètre (papier Wattman n°1) a été imprégné de 10 μ L de l'extrait et placé à la surface de la gélose, la concentration de chaque extrait est 512 μ g/disque, Les boîtes sont incubées à 37 °C pendant 24 heures. La gentamicine est utilisée comme contrôle positif.

L'activité antibactérienne est évaluée en mesurant la zone d'inhibition de la croissance entourant les disques.

5.2.2. Détermination de concentration minimale inhibitrice (CMI)

La concentration minimale inhibitrice (CMI) est la plus faible concentration d'un produit capable d'inhiber la croissance bactérienne. La CMI de l'extrait est déterminée par la méthode de microdilution décrit par le **CLSI (2009)**.

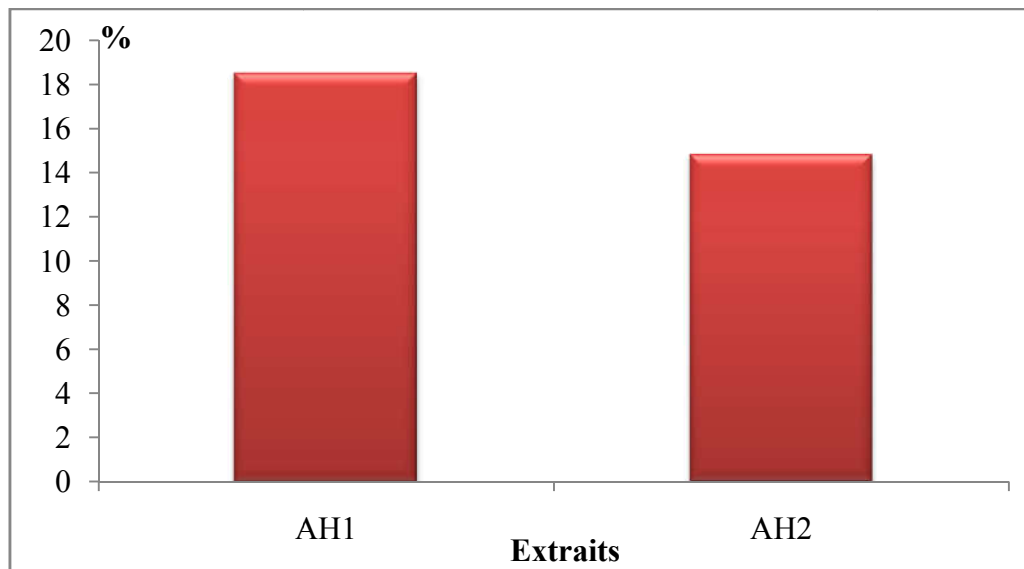
Une série de dilution de 10 à 0,02 mg/mL a été préparée. Dans une microplaque stérile à 96 puits, 100 µL de chaque dilution ont été déposés dans les puits. Ces dilutions ont été inoculées avec 100 µL de solution contenant 10^6 UFC/mL préparé dans le bouillon Mueller Hinton de pH allant de $7,4 \pm 0,2$.

Le premier puits a été utilisé comme contrôle négatif. Le bouillon a été inoculé uniquement pour vérifier la stérilité du milieu. Cependant, le dernier puits a été utilisé comme contrôle positif, remplie uniquement par la suspension bactérienne. La microplaque a été incubée à 37°C pendant 24 heures. La CMI correspond à la plus faible concentration de l'extrait testé pour laquelle aucun trouble visuel n'est observé.

Résultats et discussions

1. Les rendements des extraits

Après l'extraction des feuilles de l'*Atriplex halimus* de deux régions (El Oued et Tlemcen) par l'hexane, pour les dégraisser, une extraction sous reflux a été réalisée pendant 1 heure avec un solvant polaire, méthanol/acétone (70/30 : v/v). Les rendements d'extraction sont représentés dans la **figure 8**.



(AH1) : *Atriplex halimus* El Oued, (AH2) : *Atriplex halimus* de Tlemcen.

Figure 8 : Le rendement des extraits.

D'après les résultats obtenus, on remarque qu'*Atriplex halimus* d'El oued a un rendement légèrement supérieur (18,5%) que celui de même espèce récoltée à Tlemcen (14,8%), mais, ces valeurs sont plus élevée à celle obtenue par **Belhadj-Tahar et al. (2015)** (régions Laghout), qui ont trouvé un rendement de 5,96 %.

Benhamou et al. (2009) (région Bechar) ont obtenu un rendement de 24 % qui est supérieur par rapport à nos résultats. Cette différence est peut être due au solvant utilisé et au type d'extraction.

2. les tests phytochimique

Les résultats des tests phytochimiques réalisés sur les extraits (méthanol/acétone) des 2 plantes sont présentés dans le **tableau 1**.

Tableau 1 : Résultats des tests phytochimiques.

Composés	Réactifs	Extrait (méthanol/acétone)	
		AH1	AH2
Alcaloïdes	Mayer	++ (trouble)	+++ (précipité brun)
	Wagner	++ (trouble)	+++ (trouble)
Tanins	FeCl ₃	++	+
Flavonoïdes	Mg ⁺⁺	+	++
Coumarines	Fluorescence UV	-	-
Terpénoïde	Test de Slakowski	-	-
Saponine	Test de mousse	-	-

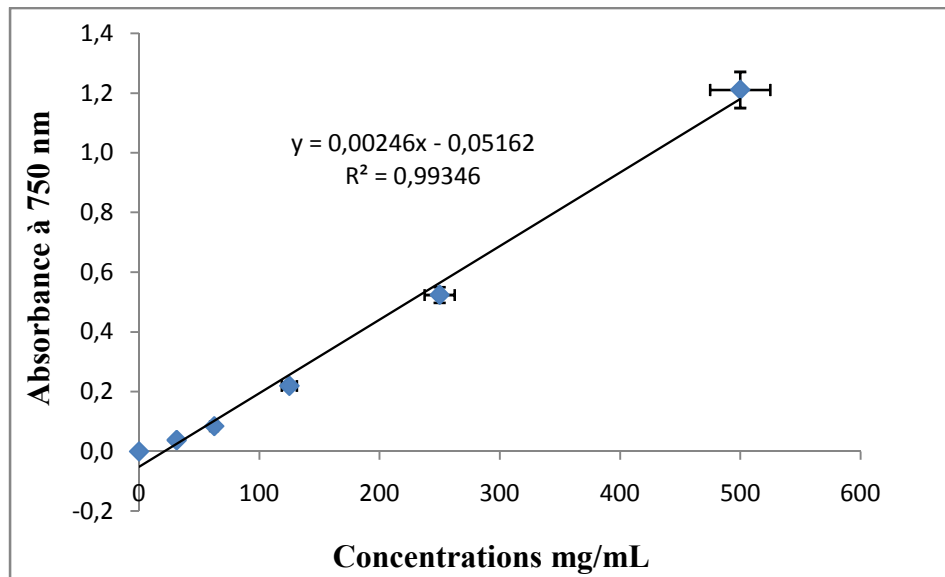
(+++): Fortement présent, (++) : Moyennement présent, (+) : Faiblement présent (-) : Test négatif,
(AH1) : *Atriplex halimus* El Oued, (AH2) : *Atriplex halimus* de Tlemcen.

D'après les résultats obtenus, on remarque la présence des alcaloïdes, des tanins et des flavonoïdes dans *Atriplex halimus* des deux régions, en intensités variables. Celle de Tlemcen est plus riche en alcaloïdes, alors que celle d'El Oued contient plus de tanins. On observe aussi l'absence des coumarines, des terpénoïdes et des saponines dans les deux extraits.

Les résultats des testes phytochimiques obtenues par **Abdel-Rahman et al. (2011)** confirment nos résultat concernant la présence des alcaloïdes et les flavonoïdes, mais l'absence des tanins et la présence des saponines ne sont pas en accord avec nos résultats. Ces différence sont peut être du à la période de récolte et à la méthode et les conditions d'extraction appliquées.

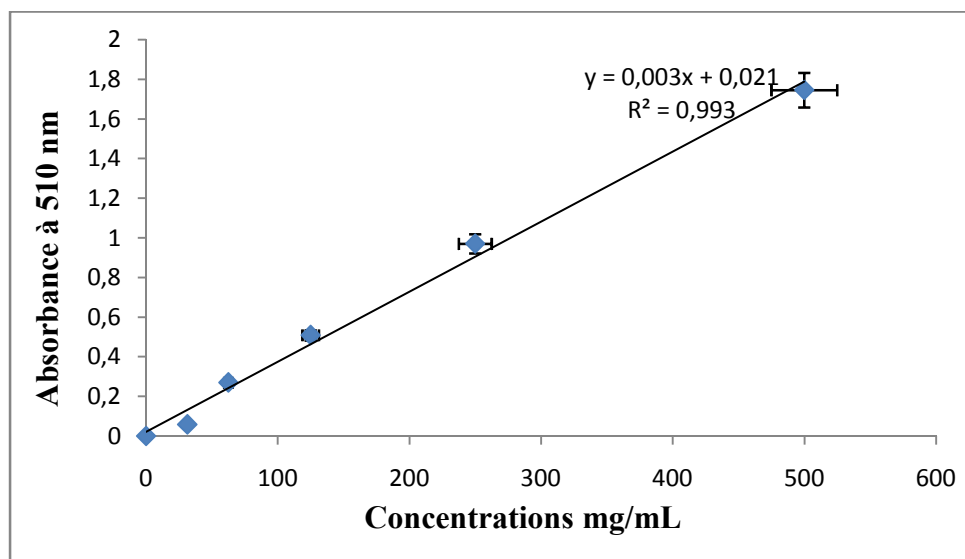
3. Les teneurs en polyphénol totaux, flavonoïdes et tanins

Les résultats obtenus pour les dosages des composés phénoliques, des flavonoïdes et des tanins sont exprimés en milligramme équivalent d'acide gallique par gramme de la matière végétal sèche (mg EAG/g MS), et en milligramme équivalent catéchine par gramme de la matière végétal sèche (mg EC/g MS), respectivement. Ces résultats sont estimés en référence aux courbes d'étalonnage représentées dans les **figures 9,10** et **11** et sont résumés dans le **tableau 2**.



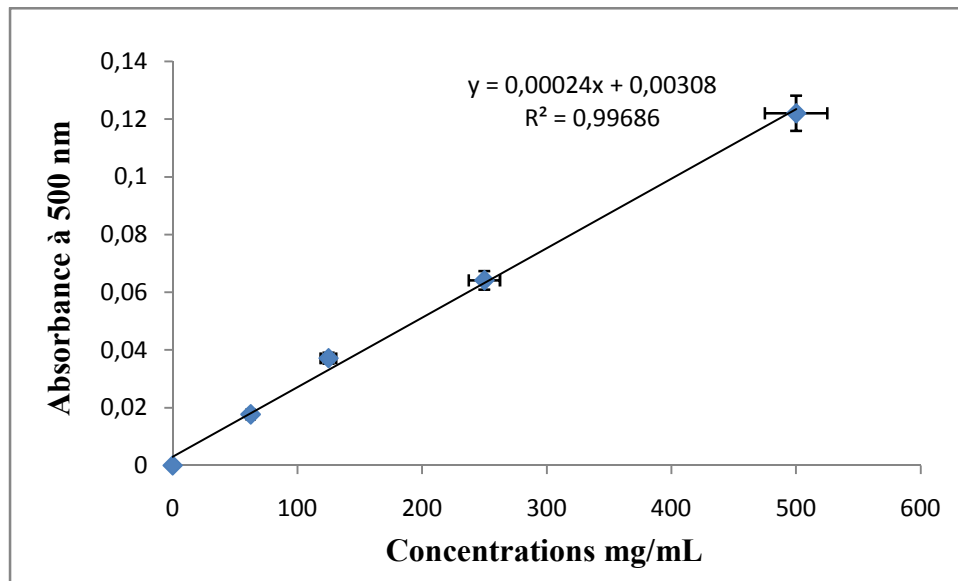
(AH1) : *Atriplex halimus* El Oued, (AH2) : *Atriplex halimus* de Tlemcen.

Figure 9 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique pour le dosage des polyphénols.



(AH1) : *Atriplex halimus* El Oued, (AH2) : *Atriplex halimus* de Tlemcen.

Figure 10 : Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des flavonoïdes.



(AH1) : *Atriplex halimus* El Oued, (AH2) : *Atriplex halimus* de Tlemcen.

Figure 11 : Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des tanins.

Tableau 2 : les teneurs en polyphénol totaux, flavonoïdes et tanins des extraits.

Les extraits	AH1	AH2
Polyphénols totaux (mg EAG/g MS)	10,25 ± 1,17	8,20 ± 0,84
Flavonoïdes totaux (mg EC/g MS)	1,82 ± 0,17	3,09 ± 0,13
Tanins condensés (mg EC/g MS)	9,23 ± 1,09	1,71 ± 0,34

AH1 : *Atriplex halimus* d'El Oued, AH2 : *Atriplex halimus* de Tlemcen

Les résultats indiquent que l'*Atriplex halimus* de la région d'El Oued possède une teneur supérieure en polyphénol totaux (10,25 ± 1,17 mg EAG/g MS) et nettement supérieure en tanin (9,23 ± 1,09 mg EC/g MS) par rapport à celui de Tlemcen avec des teneurs (8,20 ± 0,84 mg EAG/g MS) et (1,71 ± 0,34 mg EC/g MS) respectivement. La teneur en flavonoïdes de l'*Atriplex halimus* de Tlemcen (3,09 ± 0,13 mg EC/g MS) est légèrement supérieure à celle d'El Oued (1,82 ± 1,09 mg EC/g MS).

Nos résultats en composés phénoliques est comparable à celle trouvé dans l'extrait méthanolique (10,12 ± 2,24 mg EAG/g MS) de **Benhamou et al, (2009)**. Cependant, nos résultats en composés phénoliques, flavonoïdes et tanins sont loin d'être comparés avec les travaux de **Belhadj-Tahar et al, (2015)**. Cette variabilité en teneurs est probablement due à la

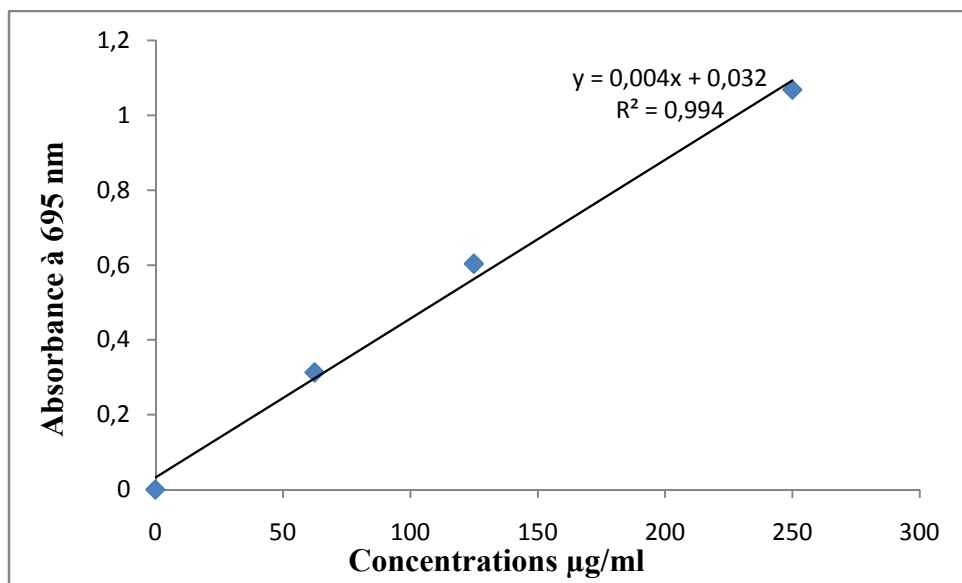
nature et le volume de solvant utilisé, type d'extraction, la période de récolte, la situation géographique et aux conditions de stockage.

4. Evaluation de l'activité antioxydant

4.1. La capacité antioxydant totale

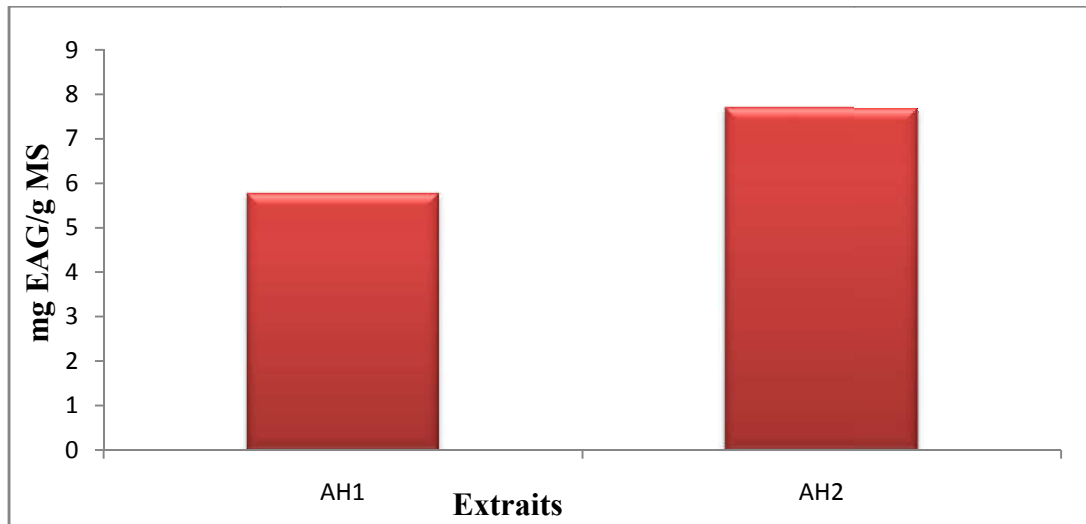
La capacité antioxydante des extraits (méthanol/acétone) est exprimée en mg équivalent acide gallique par gramme de matière sèche (mg EAG/g MS). En utilisant la courbe d'étalonnage de l'acide gallique comme référence (**figure 12**).

Les résultats de capacité antioxydante total sont représentés dans la **figure 13**.



(AH1) : *Atriplex halimus* El Oued, (AH2) : *Atriplex halimus* de Tlemcen.

Figure 12 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique pour la détermination de la capacité antioxydant totale.



(AH1) : *Atriplex halimus* El Oued, (AH2) : *Atriplex halimus* de Tlemcen.

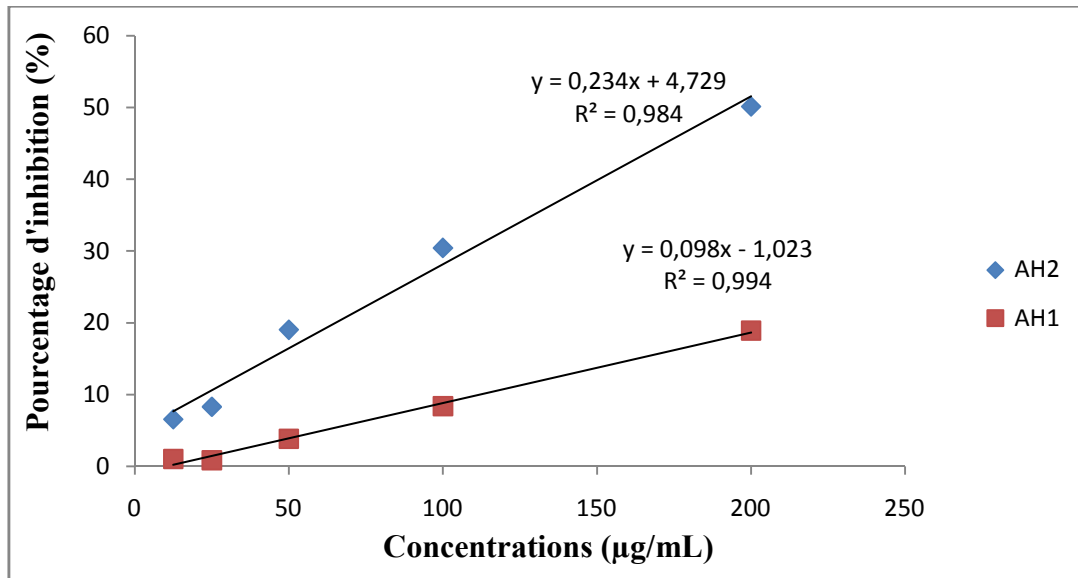
Figure 13: Capacité antioxydante totale des extraits.

Les résultats montrent que l'*Atriplex halimus* d'El Oued (AH1) possède une capacité antioxydante totale légèrement faible par rapport aux celle de Tlemcen (AH2), avec des valeurs $5,77 \pm 0,25$ mg EAG/g MS et $7,69 \pm 0,21$ mg EAG/g MS respectivement.

Cependant, nos résultats obtenus sont nettement supérieur à ceux obtenus dans les fractions d'acétate d'éthyle (0,241 mg AA/g MS), butanolique (0,112 mg AA/g MS) et dichlorométhane (0,110mg AA/g MS) de **Belhadj-Tahar et al. (2015)**.

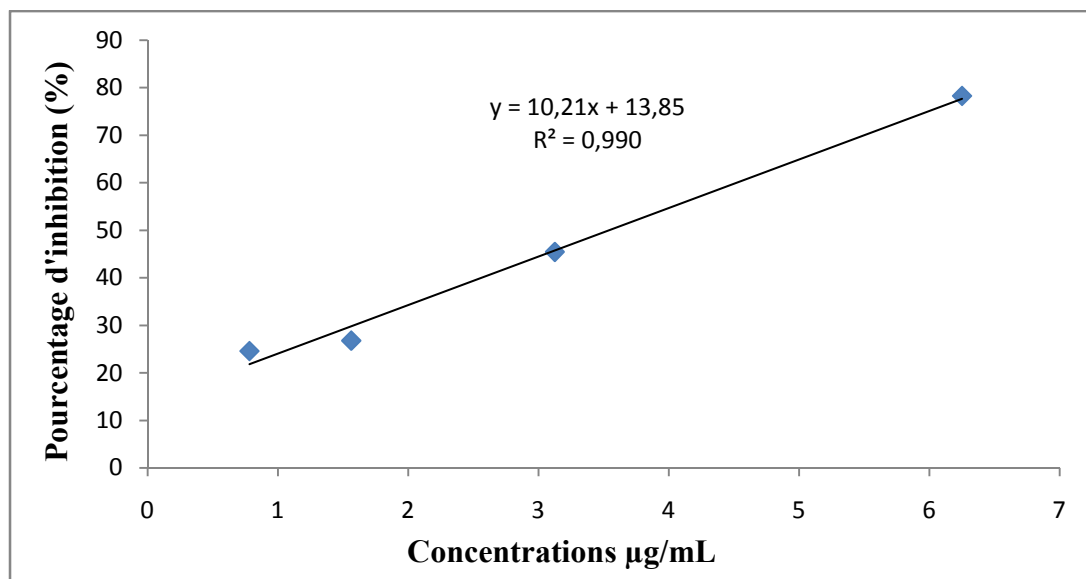
4.2. Le piégeage du radical DPPH

Le piégeage du radical libre est déterminé par la diminution de l'absorbance de DPPH à 515 nm réduit par l'extrait de la plante, à l'obscurité pendant 30 min. Les résultats obtenus sont exprimés en pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH en fonction des concentrations des extraits (**figure 14**) et d'antioxydante de synthèse (BHA) (**figure15**).



(AH1) : *Atriplex halimus* El Oued, (AH2) : *Atriplex halimus* de Tlemcen.

Figure 14: Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH en fonction de différentes concentrations des extraits



(AH1) : *Atriplex halimus* El Oued, (AH2) : *Atriplex halimus* de Tlemcen.

Figure 15 : Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH en fonction de différentes concentrations de BHA.

A une concentration de 200 µg/mL, l'extrait d'*Atriplex halimus* d'El Oued possède une faible capacité de piéger le radical libre DPPH, avec un pourcentage qui ne dépasse pas 19%. À la même concentration, l'extrait de Tlemcen révèle une capacité de 50% de piégeage. Le BHA présent la meilleure capacité de piéger le radical libre DPPH par rapport aux extraits des

feuilles d'*Atriplex halimus*, avec une faible concentration de 6,25 µg/mL a produits un pourcentage d'inhibition 78,28%.

Le piégeage du radical libre des extraits est exprimé par la détermination des CI_{50} à partir des équations de régressions linéaires représentées dans les **figures 14** et **15**. CI_{50} est la concentration d'un extrait nécessaire pour réduire 50% du radical DPPH. Les valeurs sont représentées dans le **tableau 3**.

Tableau 3 : Les valeurs de CI_{50} des extraits.

Les extraits	AH1	AH2	BHA
CI_{50} (µg/mL)	520,64	193,47 ± 1,79	3,54 ± 0,21

AH1 : *Atriplex halimus* d'El Oued, AH2 : *Atriplex halimus* de Tlemcen, BHA : butylhydroxyanisol

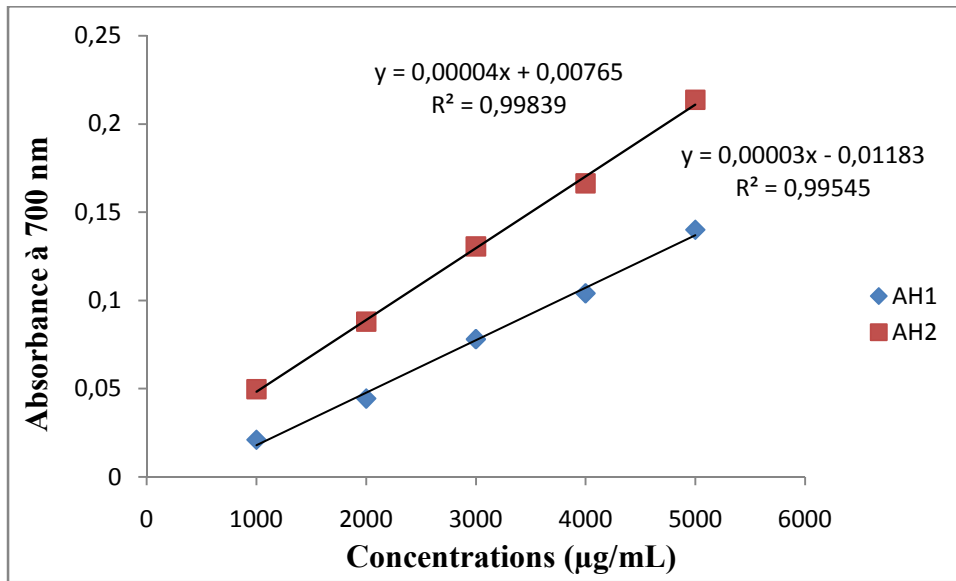
D'après les valeurs de CI_{50} , l'extrait de l'*Atriplex halimus* de Tlemcen présent une CI_{50} (193,47 ± 1,79 µg/mL) inférieur par rapport aux celui de Tlemcen (520,64 µg/mL), donc une meilleure activité, mais, il reste faible par apport au BHA (3,54 ± 0,21 µg/mL), molécule de référence.

Cependant, nos résultats obtenus sont meilleurs de ceux de **Benhamou et al. (2009)** qui ont montré que les fractions acétate d'éthyle et butanolique possèdent des capacités faibles à piégé le radical libre DPPH, avec des valeurs de CI_{50} 2,04 mg/mL et 1,73 mg/mL respectivement, ensuite vient l'extrait méthanolique (CI_{50} = 31,83 mg/mL).

Les résultats de **Belhadj-Tahar et al. (2015)** montrent que la concentration la plus faible est signalée par la fraction dichlorométhane avec une CI_{50} 94 µg/mL, ensuite la fraction acétate d'éthyle CI_{50} 230 µg/mL et finalement la fraction butanolique CI_{50} 405 µg/mL. Ces résultats sont plus au moins comparables avec les nôtres.

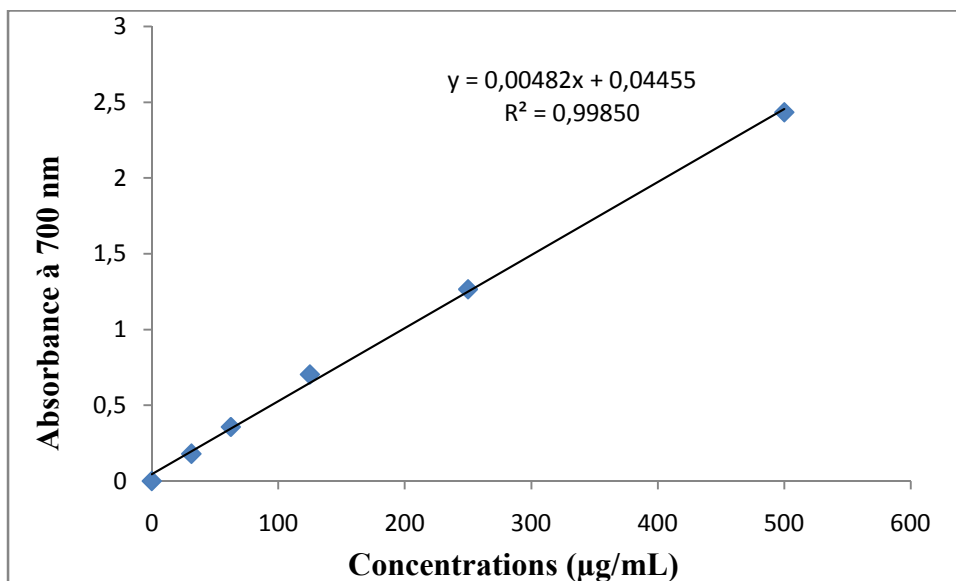
4.3. le pouvoir réducteur de fer

Ce pouvoir est traduit par la réduction de Fe^{3+} en Fe^{2+} , en présence d'antioxydants dans l'échantillon testé. Le fer réduit est suivie par la mesure de l'absorbance en 700 nm. Les dilutions des extraits est de 1 à 5 mg/mL, l'antioxydant de synthèse (BHA) est de 0 à 500 µg/mL.



(AH1) : *Atriplex halimus* El Oued, (AH2) : *Atriplex halimus* de Tlemcen.

Figure 16: Le pouvoir réducteur de fer des extraits.



(AH1) : *Atriplex halimus* El Oued, (AH2) : *Atriplex halimus* de Tlemcen.

Figure 17: Le pouvoir réducteur de fer de BHA.

D'après les **figures 16** et **17**, A une concentration de 5 mg/mL les DO des extraits varient entre 0,14 et 0,21. L'antioxydante de synthèse BHA, à une concentration de 500 µg/mL révèle un pouvoir réducteur de fer importante (DO = 2,43).

Le pouvoir réducteur de fer des extraits est exprimé par la détermination de la concentration efficace (CE₅₀) qui correspond à une absorbance égale 0,5. Les valeurs sont représentées dans le **tableau 4**.

Tableau 4 : Les valeurs de CE₅₀ des extraits.

Les extraits	AH1	AH2	BHA
CE ₅₀ (mg/mL)	>5	>5	0,094

AH1 : *Atriplex halimus* d'El Oued, AH2 : *Atriplex halimus* de Tlemcen BHA : butylhydroxyanisole

D'après les résultats obtenus, le CE₅₀ de BHA est 0.094 mg/mL. La valeur de CE₅₀ d'*Atriplex halimus* des deux régions (El Oued et Tlemcen) est supérieure de 5 mg/mL, qui se traduisent par une faible capacité réductrice.

Ces résultats sont inférieures de celle **Benhamou *et al.* (2009)**, qui sont trouvés que la fraction acétate d'éthyle possède la meilleure capacité réductrice avec une valeur d'CE₅₀ 1,5mg/mL, suivie par la fraction butanoïque (CE₅₀ = 1,76 mg/mL), et l'extrait méthanolique (CE₅₀ = 4,55 mg/mL).

5. Activité antibactérienne

5.1. Méthode de diffusion sur disque

L'étude de l'activité antibactérienne sur douze souches de référence a été réalisée par la méthode de diffusion des disques sur milieu solide (Mueller Hinton), c'est une méthode qualitative basée sur la mesure de diamètre de la zone d'inhibition imprégné d'extrait de plante. On utilise la gentamicine comme molécule de référence. Les résultats des diamètres des zones vis-à-vis les bactéries représentés dans le **tableau 5**.

Tableau 5: Diamètres des zones d'inhibition (en mm) des extraits.

	Extrait Bactéries	AH1	AH2	Gent
Bactéries gram négatif	<i>Escherichia coli</i> ATCC 8739	6	6	22
	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 27853	6	6	12
	<i>Citrobacter freundii</i> ATCC 8090	6	6	18
	<i>Proteus mirabilis</i> ATCC 35659	6	6	25
	<i>Salmonella typhimurium</i> ATCC 13311	7	6	22
	<i>Klebsiella pneumonia</i> ATCC 700603	6	6	19
	<i>Enterobacter cloacae</i> ATCC 13047	9	6	21
Bactéries gram positif	<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 6538	9	6	32
	<i>Bacillus cereus</i> ATCC 25921	6	6	20
	<i>Enterococcus faecalis</i> ATCC 49452	6	6	21
	<i>Listeria monocytogenes</i> ATCC 15313	7	6	22
	<i>Bacillus subtilis</i> ATCC 6633	6	6	22

6 mm : teste négatif ; AH1 : *Atriplex halimus* de la région El Oued ; AH2 : *Atriplex halimus* de la région Tlemcen ; Gent : Gentamicine.

Les résultats obtenus montrent que l'extrait d'*Atriplex halimus* de la région El Oued présente une faible capacité d'inhiber la croissance des bactéries : *Salmonella typhimurium* (7 mm), *Enterobacter cloacae* (9 mm), *Staphylococcus aureus* (9 mm) et *Listeria monocytogenes* (7mm). Cependant aucun effet n'a été obtenu avec les souches: *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Citrobacter freundii*, *Proteus mirabilis*, *Klebsiella pneumonia*,

Bacillus cereus, *Enterococcus faecalis*, *Bacillus subtilis*. L'extrait d'*Atriplex halimus* de la région Tlemcen ne possède aucune activité contre tous les souches (6 mm).

Peu de travaux sur l'activité antimicrobienne sur extrait de la plante *Atriplex halims*. **Abdel-Rahman et al. (2011)** montrent que l'extrait méthanolique contre les bactéries *Listeria monocytogenes* et *Bacillus cereus* possède une activité antibactérienne, ces résultats sont en contradiction avec nos résultats, à l'exception les résultats obtenus sur *Escherichia coli*.

5.2. Détermination de concentration minimale inhibitrice (CMI)

La CMI est la plus faible concentration de l'extrait qu'est capable d'inhiber la croissance bactérienne. La CMI de l'extrait d'*Atriplex halimus* de la région El Oued vis-à-vis les bactéries est déterminé par la méthode de microdilution en milieu liquide en utilisant des microplaques à 96 puits. Les valeurs de CMI sont représentées dans le **tableau 6**.

Tableau 6: Les valeurs de CMI de l'extrait.

Bactéries	AH1
<i>Salmonella typhimirium</i> ATCC 13311	5 mg/mL
<i>Enterobacter cloacae</i> ATCC 13047	10 mg/mL
<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 6538	2,5 mg/mL
<i>Listeria monocytogenes</i> ATCC 15313	2,5 mg/mL

AH1 : *Atriplex halimus* de la région El Oued.

D'après les résultats obtenus, à une concentration de 5mg/mL l'extrait d'*Atriplex halimus* d'El Oued inhibe la croissance de *Salmonella typhimirium*, il inhibe aussi *Enterobacter cloacae* à une concentration de 10 mg/mL et *Staphylococcus aureus* et *Listeria monocytogenes* à une concentration de 2,5 mg/mL.

Conclusion générale et perspective

L'Algérie par sa position géographique recouvre une biodiversité exceptionnelle occupée par une importante richesse des plantes aromatiques et médicinales « PAM ». Nombreux PAM sont utilisées dans les remèdes traditionnels et qui ne sont pas évaluées scientifiquement. L'objectif de ce travail est d'étudier la différence entre deux plantes de même espèce de deux régions différentes (Tlemcen et El Oued).

L'extraction sous reflux des feuilles d'*Atriplex halimus* de deux régions a montré de bons rendements, avec une supériorité pour l'extrait d'El Oued.

Les tests phytochimiques ont mis en évidence la présence des alcaloïdes, des tanins et des flavonoïdes. Cependant les coumarines, les terpénoïdes et les saponines sont absents dans les deux plantes.

L'analyse quantitative des dosages des polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins des extraits montre que l'extrait d'El Oued possède une teneur élevée en polyphénol totaux ($10,25 \pm 1,17$ mg EAG/g MS) et en tanins ($9,23 \pm 1,09$ mg EC/g MS) par rapport aux celui de Tlemcen ($8,20 \pm 0,84$ mg EAG/g MS et $1,71 \pm 0,34$ mg EC/g MS, respectivement), les flavonoïdes sont présents en quantité élevée dans l'*Atriplex halimus* de Tlemcen ($3,09 \pm 0,13$ mg EC/g MS) par rapport à celui de Tlemcen ($1,82 \pm 0,17$ mg EC/g MS). Ces résultats sont en accord avec les tests phytochimiques.

L'activité antioxydante d'extrait d'*Atriplex halimus* des deux régions a été évaluée par trois méthodes : la capacité antioxydante totale, le piégeage de radical libre DPPH et le pouvoir réducteur du fer.

Pour la capacité antioxydante totale de l'extrait de la région de Tlemcen révèle une capacité plus élevée ($7,69 \pm 0,21$ mg EAG/g MS) par rapport à celle d'El Oued ($5,77 \pm 0,25$ mg EAG/g MS).

Les résultats de la méthode de piégeage de radical libre DPPH montrent qu'*Atriplex halimus* de la région Tlemcen présente l'activité la plus élevée avec une $CI_{50} = 193,47 \pm 1,79$ mg/mL, par rapport à celui d'El Oued ($520,64$ mg/mL).

Les résultats de l'activité antioxydante par la méthode de pouvoir réducteur du fer montrent une faible capacité réductrice pour les deux extraits.

L'activité antibactérienne de l'extrait des deux régions a été évaluée par la méthode de diffusion sur disque et par la détermination de la concentration minimale inhibitrice. Les résultats de la méthode de diffusion sur disque montrent que l'*Atriplex halimus* de la région

Tlemcen ne possède aucune activité vis-à-vis les souches testées, par contre l'*Atriplex halimus* d'EL Oued possède une activité contre les souches *Salmonella typhimurium* ATCC 13311, *Enterobacter cloacae* ATCC 13047, *Staphylococcus aureus* ATCC 6538 et *Listeria monocytogenes* ATCC 15313 avec une valeur de CMI 5mg/mL, 10 mg/mL et 2,5 mg/mL respectivement.

D'après les résultats obtenus on conclut que les composés phénoliques sont probablement responsables à l'activité antioxydante. Ces résultats ne constituent qu'une première étape dans la recherche de substances biologiquement actives.

Afin d'approfondir ce travail de recherche nous proposons les perspectives suivantes :

- L'utilisation d'autre solvant pour extraire le maximum de molécules actives.
- La purification et l'identification des molécules responsables de l'activité antibactérienne.
- L'étude de la toxicité d'*Atriplex halimus*.
- D'étudier *Atriplex halimus* de chaque région pour savoir qu'elle est la plus efficace.

Référence bibliographique

1. Abd El Rahman H-H, Mohamed M-I, Gehad A-E-A, Awadallah I-M. 2006. Ameliorating the anti-nutritional factor effect in *Atriplex halimus* on sheep and goats by ensiling or polyethylene glycol supplementation. *International Journal of Agriculture and biology*, 8, 766-769.
2. Abdel-Rahman S-M, Abd-Elatif S-A, Deraz S-F, Khalil A-A. 2011. Antibacterial activity of some wild medicinal plants collected western mediterranean coast, Egypt : Natural alternatives for infectious disease treatment. *African Journal of Biotechnology*, 10, 10733-10743.
3. Alwash M-S, Nazlina I, Wan Y-A. 2013. Identification and mode of action of antibacterial components from *melastoma malabathricum* linn leaves. *American Journal of Infectious Diseases*, 9, 46-58.
4. Anderson O-M, Markham K-R. 2006. FLAVONOIDS: Chemistry, Biochemistry and Applications. Edited by Taylor and Francis Group, LLC, CRC Press.
5. Atmani D, Chaher N, Berboucha M, Ayouni K, Lounis H, Boudaoud H, Debbache N. 2009. Antioxidant capacity and phenol content of selected Algerian medicinal plants. *Food Chemistry*, 112, 303–309.
6. Baborun T. 1997. Substances naturelles actives : Laflore mauricienne, une source d’approvisionnement potentielle. *Food and Agricultural Research Council, Réduit, Mauritius*, 6, 83-94.
7. Balentine C-W, Crandall P-G, O’Byran C-A, Duong D-Q, Pohlman F-W. 2006. The pre-and post-grinding application of rosemary and its effects on lipid oxidation and color during storage of ground beef. *Meat Science*, 73, 413-421.
8. Beatrix F, Roger E, Beat M. 2005. La phytothérapie – la base bien documentée de la médecine classique, 15-24.
9. Belhadj-Tahar S, Hadj-Mahammed M, Yousefi M. 2015. Etude de l’activité antioxydante des extraits phénoliques de *Atriplex halimus* L et de *Haloxylon scoparium* pomel du Sahara septentrional. *Annales des Science et Technologie*, 7, 35-42.
10. Benabadji N, Bouazza M, Merzouk A, Ghezlaoui Sidi-Mohamed B-E. 2004. Aspects phyto-écologique des *atriplexaies* au nord de Tlemcen (Oranie-Algérie). *Science & technologie*, 4, 42-79.

11. Bendif H. 2017. Caractérisation photochimiques et détermination des activités biologique in vitro des extraits actifs de quelques lamiaceae : *Ajuga iva* (L.) Schreb., *Teucrium polium* L., *Thymus munbyanus* subs. *colaratus* (Boiss. & Reut.) Greuter & Burdet et *Rosmarinus erioalyx* Jord & Fourr. Thèse de doctorat. Université de M'sila, 21.
12. Benhamou N, Atik-Bekkara F, Kadifkova-Panovska T. 2009. Antioxydant activity of methanolic extracts and some bioactive compounds of *Atriplex halimus*. *Compte Rendus Chimie*, 12, 1259-1266.
13. Ben-Hassine A, Lutts S. 2010. Differential responses of saltbush *Atriplex halimus* L. exposed to salinity and water stress in relation to senescing hormones abscisic acid and ethylene. *Journal of Plant Physiology*, 167, 1448-1456.
14. Bentabet N, Boucherit-Otmani Z, Boucherit K. 2014. Composition chimique et activité antioxydante d'extraits organiques des racines de *Fredolia aretioides* de la région de béchar en Algérie. *Phytothérapie*.
15. Bentley R, Bennett J-W. 2003. What is an Antibiotic? Revisited. *Advances Applied Microbiology* 52, 303-31.
16. Bochenak F, Henri P, Benrebiha F-Z, Rey P. 2012. Differential responses to salinity of two *Atriplex halimus* populations in relation to organic solutes and antioxidant systems involving thiol reductases. *Journal of Plant Physiology*, 169, 1445-1453.
17. Bruneton J. 1999. Pharmacognosie. Phytochimie, plantes médicinales. 3^{ème} Edition. Tec et Doc. Paris.
18. Bylka W, Stobiechi M, Frahski R. 2001. Sulphated flavonoid glycoside from leaves of *Atriplex hortensis*. *Acta Physiologia Plantarum*, 23, 285-290.
19. Bylka W. 2004. A new acylated flavonol diglycoside from *Atriplex Littoralis*. *Acta Physiologia plantarum*, 26, 393-398.
20. Cetkovic G, Canadanovic-Brunet J, Djilas S, Satvatovic S, Mandic A, Tumbas V. 2008. Assessment of polyphenolic content and in vitro antiradical characteristics of *Apple pomace*. *Food Chemistry*, 109, 340-347.
21. Chikhi I, Allali H, Dib M-A, Medjdoub H, Tabti B. 2014. Antidiabetic activity of aqueous leaf extract of *Atriplex halimus* L (Chenopodiaceae) in streptozotocin-induced diabetic rats. *Asian Pacific Journal of Tropical Disease*, 4, 181-184.
22. Clinical and Laboratory Standards Institute. 2009. Methods for Antimicrobial Susceptibility Tests for Bacteria that Grow Aerobically, 8th ed. Approved Standard M7-A8. *Clinical and Laboratory Standards Institute Wayne, PA*.

23. Clinical and Laboratory Standards Institute. 2012. Methods for Dilution Antimicrobial Susceptibility Tests for Bacteria that Grow Aerobically, 9thed. Approved standard M07-A9. *Clinical and Laboratory Standards Institute Wayne, PA.*
24. Cowan M-M. 1999. Plant products as antimicrobial agents. *Clinical Microbiology*, 12, 564-582.
25. Defraigne J-O, Pincemail J. 2008. Stress oxydant et antioxydants : mythes et réalités. *Revue Médicale Liège*, 63,10-19.
26. Dewanto V, Wu X, Adom K-K, Liu RH. 2002. Thermal processing enhances the nutritional value of tomatoes by increasing total antioxidant activity. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50, 3010-3014
27. Dupont F, Guignard J-L, Botanique. 2007. Systématique moléculaire. 14^{ème} édition. Edition Masson. Paris.
28. Emam S-S. 2011. Bioactive of *Atriplex halimus* plant. *Journal of Natural products*, 4, 25-41.
29. Farnsworth N-R, Akerele O, Audrey S-B, Djaja D-S, Zhengang G.1986. Place des plantes médicinales dans la thérapeutique. *Bulletin de l'Organisation Mondiale de la Santé*, 64, 159-175.
30. Favier A. 2003. Le stress oxydant: intérêt conceptuel et experimental dans la compréhension des mécanismes des maladies et potentiel thérapeutique. *L'actualité chimique*, 108-115.
31. Fraga C-G, Oteiza P-I. 2011. Dietary flavonoïdes: Role of (-)-epicatechin and related procyanidins in cell signaling. *Free Radical Biology and Medicine*, 51, 813–823.
32. Haddouchi F, Chaouche T-M, Halla N. 2016. Screening phytochimique, activités antioxydantes et pouvoir hémolytique de quatre plantes sahariennes d'Algérie. *Phytothérapie*.
33. Haleng J, Pincemail J, Defraigne J-O, Charlier C, Chapelle J-P. 2007. Le stress oxydatif. *Revue Médicale Liège*, 62, 628-638.
34. Harbone J-B. 1982. The Natural Coumarins: Occurrence, Chemistry and Biochemistry. *Plant Cell & Environment*, 5, 435–436.
35. Harborne T. 1998. Phytochemical Methods : A guide to moderne techniques of plant analysis, 3^{ème} Ed Chapman et Hall Thomas Science (U.K) : 20-234.
36. Hartmann T. 2007. From waste products to ecochemicals: Fifty years research of plant secondary metabolism. *Phytochemistry*, 68, 2831–2846.

37. Hwang O. 2013. Role of oxidative stress in Parkinson's disease. *Experimental Neurobiology*, 22, 11-17.
38. Jayaprakasha G-K, Negi P-S, Jena B-S. 2006. Antioxidative and antimutagenic activities of the extracts from the rinds of *Garcinia pedunculata*. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*, 7, 246–250.
39. Krief S. 2003. Métabolite secondaire des plantes et comportement animal : surveillance sanitaire et observation de l'alimentation de chimpanzés (*Pan troglodytes schweinfurthii*) en Ouganda. Activité biologique et étude chimique de plantes consommées. Thèse doctorat, muséum national d'histoire naturelle, 17.
40. Ladoh-Yemeda C-F, Vandi T, Dibong S-D, Mpondo-Mpondo E, Wansi J-D, Betti J-L, Choula F, Ndongo D, Tomedi-Eyango M. 2016. Etude ethnobotanique des plantes médicinales commercialisées dans les marchés de la ville de Douala, Cameroun. *Journal of Applied Biosciences*, 99, 9450-9466.
41. Lamina S, Ezema C-I, Theresa A-I, Anthonia E-U. 2013. Effects of free radicals and antioxydants on exercise performance. *Oxidant and antioxydants in Medical Science*, 2, 83-91.
42. Le Houérou, H-N. 1992. The role of saltbushes (*Atriplex spp.*) in arid land rehabilitation in the Mediterranean basin: A review. *Agroforestry System*, 18, 107-148.
43. Létard J-C, Canard J-M, Costil V, Dalbiès P. 2015. Phytothérapie – principes généraux. *HEGEL – HEpato-Gastro Entérologie Libérale*, 5, 29-35.
44. Lev E. 2002. Reconstructed materia medica of the medieval and ottoman al-Sham. *Journal of Ethnopharmacology*, 80, 167-179.
45. Liochev S-I. 2013. Reactive oxygen species and the free radical theory of aging. *Free Radical Biology and Medicine*, 60, 1-4.
46. Losada-Barreiro S, Bravo-Diaz C. 2017. Free radicals and polyphenols : the redox chemistry of neurodegenerative diseases. *Eurapean Journal of Medicinal Chemistry*, 133, 379-402.
47. Macheix JJ, Fleuriet A, Jay-Allemand C, 2005. Les composés phénoliques des végétaux, un exemple de métabolites secondaires d'importance économique. 1ere Edition, Presses Polytechniques et Universitaires Romandes, Lausanne.
48. Mancilla-Leyton J-M, Navarro-Ramos M-J, Munoz-Valles S, Figueroa M-E, Cambrollé J. 2016. Evaluations of the potential of *Atriplex halimus* stem cuttings for phytoremediation of metal-polluted soils. *Ecological Engineering*, 97, 553-557.

49. Maurice N. 1999. L'herboristerie d'antan à la phytothérapie moléculaire du XXI^e siècle. Ed. Lavoisier, Paris, 12- 14.
50. Migdal C, Serres M. 2011. Espèce réactives de l'oxygène et stress oxydant. *Médecin/Sciences*, 27, 405-12.
51. Mima A. 2013. Inflammation and oxidative stress in diabetic nephropathy: New Insights on Its Inhibition as New Therapeutic Targets. *Journal of Diabetes Research*, 2013, 1-8.
52. Mueller-Harvey I. 2006. Unravelling the conundrum of tannins in animal nutrition and health. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 86, 2010–2037.
53. Nedjimi B, Guit B, Toumi M, Beladel B, Akam A, Daoud Y. 2013. *Atriplex halimus* subsp. *schweinfurthii* (Chenopodiaceae) : Description, écologie et utilisations pastorales et thérapeutiques. *Fourrages*, 216, 333-338.
54. Ortiz-Dorda J, Martinez-Mora C, Correal E; Simoon B, CenisJ-L. 2005. Genetic structure of *Atriplex halimus* populations in the Mediterranean Basin. *Annals of Botany*, 95, 827-834.
55. Oyaizu M. 1986. Studies on products of the browning reaction : antioxidative activities of browning reaction. *Japanese Journal of Nutrition*, 44, 307-315.
56. Park P-J, Jung W-K, Nam K-S, Shahidi F, Krim S-K. 2001. Purification and characterization of antioxidative peptides from protein hydrolysate of lethin free egg yolk. *Journal of the American Oil Chemists Society*, 78, 651-656.
57. Poston L, Raijmakers M-T-M. 2004. Trophoblast Oxidative Stress, Antioxidants and Pregnancy Outcome – A Review, 18, 72-78.
58. Pouget M. 1980. Les relations sol-végétations dans les steppes sud-Algéroises. travaux et document de L'O.R.S.T.O.M.N° :166.Paris.
59. Powers S-K, Bradley W-N, Hudson M-B. 2011. Exercise-induced oxidative stress in humans: Cause and consequences. *Free Radical Biology and Medecine*, 51, 942-950.
60. Prieto P, Pineda M, Aguilar M. 1999. Spectrophotometric quantitation of antioxidant capacity through the formation of a phosphomolybdenum complex : Specific application to the determination of vitamine E. *Analytical Biochemistry*, 269, 337-341.
61. Reuter S, Gupta S-C, Chaturvedi M-M, Aggarwal B-B. 2010. Oxidative stress, inflammation, and cancer : How are they linked ?. *Free Radical Biology and Medecine*, 49, 1603-1616.

62. Sagdiç O, Kuşçu A, Özcan M, Özcelik S. 2002. Effects of Turkish spice extracts at various concentrations on the growth of *Escherichia coli* O157:H7. *Food Microbiology*, 19, 473-480.
63. Salmani M, Gharbi D, Nait-Bachir Y, Hadj-Ziane A. 2017. Optimisation du pouvoir antioxydant de *Atriplex halimus* en utilisant les plants d'expériences. Séminaire national sur la chimie des matériaux. Boumerdes. Nanomatériaux & produits naturels.
64. Sanogo R. 2006. Le rôle des plantes médicinales en médecine traditionnelle, Faculté de Médecine de Pharmacie et d'Odontostomatologie, Université de Bamak, 4.
65. Shan B, Cai Y-Z, Brooks G-D, Cokk H. 2007. The in vitro antibacterial activity of dietary spice and medicinal herb extracts. *International Journal of Food Microbiology*, 117,112-119.
66. Shaygan M, Baumgartl T, Arnold S. 2017. Germination of *Atriplex halimus* seeds under salinity and water stress. *Ecological Engineering*, 102, 636-640.
67. Stanley L, Welsh-Clifford W, Crompton E, Steven E. 2003. Chenopodiaceae. *Flora of China*, 5, 351-414.
68. Stoclet J.-C, Schini-Kerth V. 2011. Flavonoïde alimentaire et santé humaine. *Annales Pharmaceutiques Françaises*, 69, 78–90.
69. Sun B, Richardo-da-Silvia JM, Spranger I. 1998. Critical factor of vanillin assay for catechins and proanthocyanidins. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 46, 4267-4274.
70. Sun V, Wang S, Zhao W, Gwen H-G, Hongxun T, Lu J-J, Wang Y, Chen X-P. 2016. Chemical constituents and biological research on plants in the genus curcuma. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 57,1451-1523.
71. Tenover F-C. 2006. Mechanisms of antimicrobial resistance in bacteria. *American Journal of Infections control*, 34, 3-10.
72. Thériault M, Caillet S, Kermasha S, Lacroix M. 2006. Antioxidant, antiradical and antimutagenic activities of phenolic compounds present in maple products. *Food Chemistry*, 98, 490–50.
73. Thomas R-H, Bernards M-A, Drake E-E, Guglielmo C-G. 2010. Changes in the antioxidant activities of seven herb- and spice-based marinating sauces after cooking. *Journal of Food Composition and Analysis*. 23, 244–252.
74. Trease G-E, Evan W-C. 1989. A textbook of pharmacognosy, 13^{ème} Ed *Bacilluere Tinal Ltd*. London.

75. Vermeiriss W, Nicholson R. 2006. *Phenolic Compound Biochemistry*. Edition Springer, Dordrecht.
76. Walker D-J, Lutts S, Sanchez-Garcia M, Correal E. 2014. *Atriplex halimus L* : Its biology and uses. *Journal of Arid Environments*, 100, 11-121.
77. Yamashita K, Tanaka T, Hayashi M. 2005. Use of isopropyl alcohol as a solvent in Ti (O-i-Pr) 4-catalyzed Knöevenagel reactions. *Tetrahedron*, 61, 7981-7985.
78. Zadernowski R, Czaplicki S, Naczki M. 2009. Phenolic acid profiles of mangosteen fruits (*Garcinia mangostana*). *Food Chemistry*, 112, 685–689.
79. Zhang W-J, Bjorn L-O. 2009. The effect of ultraviolet radiation on the accumulation of medicinal compounds in plants. *Fitoterapia*, 80, 207-218.

Résumé

Le but de ce travail est d'étudier l'activité antioxydante et antibactérienne de deux plantes de même espèce « *Atriplex halimus* » de deux régions différentes El Oued et Tlemcen.

Les feuilles de plantes ont été soumises à une extraction sous reflux dans le méthanol/acétone (70/30 : v/v) pendant une heure précédée par une extraction à l'hexane pour se débarrasser des matières grasses.

L'examen phytochimique qualitatif réalisé sur l'extrait des feuilles a montré la présence des alcaloïdes, des tanins et des flavonoïdes en intensité variable. Les coumarines, les terpénoïdes et les saponines sont absents dans les deux plantes. L'analyse qualitative des polyphénols totaux, des flavonoïdes et des tanins condensés des extraits montrent que l'*Atriplex halimus* de la région El Oued possède une teneur élevée en polyphénol total ($10,25 \pm 1,17$ mg EAG/g MS) et en tanin ($9,23 \pm 1,09$ mg EC/g MS) par rapport à celui de Tlemcen. Cependant la teneur élevée en flavonoïdes présentée par l'*Atriplex halimus* de la région Tlemcen ($3,09 \pm 0,13$ mg EC/g MS).

L'évaluation de l'activité antioxydante des extraits a été réalisée par trois méthodes : capacité antioxydant total, piégeage du radical libre DPPH et pouvoir réducteur de fer, les résultats obtenus montrent que l'extrait d'*Atriplex halimus* de Tlemcen révèle une activité intéressante par rapport à celui d'El Oued avec un $CI_{50} = 193,47 \pm 1,79$ µg/mL.

L'évaluation de l'activité antibactérienne montre que l'extrait d'El Oued possède une activité contre *Salmonella typhimurium* ATCC 13311, *Enterobacter cloacae* ATCC 13047, *Staphylococcus aureus* ATCC 6538 et *Listeria monocytogenes* ATCC 15313 avec une valeur de CMI 5mg/mL, 10 mg/mL et 25 mg/mL respectivement. Cependant l'*Atriplex halimus* de Tlemcen ne révèle aucune activité antibactérienne vis-à-vis des souches testées.

Mots clés : *Atriplex halimus*, extrait méthanol/acétone, tests phytochimique, dosage quantitative, activité antioxydante, activité antibactérienne.

ملخص

الهدف من هذا العمل هو دراسة النشاط المضاد للأكسدة و المضاد للبكتيريا لنبتتين من نفس النوع « *Atriplex halimus* » من منطقتين مختلفتين الوادي و تلمسان.

خضعت أوراق النبتتين إلى الاستخلاص بالميثانول/الأسيتون (70/30 : v/v) و التي عرضت من قبل للهكسان لإزالة الدهون بواسطة التقطير لمرتد لمدة ساعة.

أظهرت الدراسة النوعية الكيميائية التي أجريت على مستخلص الأوراق على وجود الألكالويد، التانان و الفلافونويدات بكثافة متغيرة و انعدام الكومارين و التربينويد و الصابونين في كلتا النبتتين. التحليل النوعي للبوليفينول، الفلافونويدات و التانان للمستخلصات بين أن نبتة منطقة الوادي لديها تركيز أكبر من البوليفينول ($10,25 \pm 1,17$ مغ/مغ معادل حمض الغاليك من المادة الجافة) و التانان ($9,23 \pm 1,09$ مغ/مغ معادل الكاتشين من المادة الجافة) مقارنة بمنطقة تلمسان. لكن التركيز الأكثر للفلافونويدات موجود في *Atriplex halimus* لمنطقة تلمسان ($3,09 \pm 0,13$ مغ/مغ معادل الكاتشين من المادة الجافة).

تقييم النشاط المضاد للأكسدة للمستخلصات تم عن طريق ثلاث طرق مختلفة: القدرة الإجمالية المضادة للأكسدة، تثبيط جذر DPPH و قوة تخفيض الحديد. أظهرت النتائج أن مستخلص *Atriplex halimus* لمنطقة تلمسان لديها نشاط مثير للاهتمام مقارنة بمنطقة الوادي مع قيمة CI_{50} مقدرة بـ $193,47 \pm 1,79$ ميكروغرام/مل.

أظهرت نتائج تقييم النشاط المضاد للبكتيريا ان مستخلص الواد لديه نشاط ضد *Enterobacter cloacae* ATCC 13047, *Salmonella typhimurium* ATCC 13311 و *Listeria monocytogenes* ATCC 15313 و *Staphylococcus aureus* ATCC 6538 مع قيمة الحد الأدنى للتركيز المثبط 5 ملغ/مل، 10 ملغ/مل، 2,5 ملغ/مل على التوالي. بينما *Atriplex halimus* « لمنطقة تلمسان ليس لديه أي نشاط مضاد للبكتيريا ضد السلالات التي تم اختبارها.

الكلمات المفتاحية : *Atriplex halimus* , مستخلص الميثانول/الأسيتون، الدراسة الكيميائية، التحليل النوعي، النشاط المضاد للأكسدة، النشاط المضاد للبكتيريا.

Abstract

The purpose of this work is to study the antioxidant and antibacterial activities of two plants of the same species « *Atriplex halimus* » from two different regions El Oued and Tlemcen. The plant leaves were subjected to a one-hour reflux extraction in methanol/acetone (70/30 : v/v) preceded by hexane extraction to remove fat.

The plant leaves were subjected to a one-hour reflux extraction in methanol/acetone (70/30 : v/v) preceded by hexane extraction to remove fat.

Qualitative phytochemical examination of the leaf extract showed the presence of alkaloids, tannins and flavonoids of varying intensity. Coumarins, terpenoids and saponins are absent in both plants. Qualitative analysis of total polyphenols, flavonoids and condensed tannins of extracts shows that *Atriplex halimus* from the El Oued region has a high content of total polyphenols ($10,25 \pm 1,17$ mg EAG/g DW) and tannins ($9,23 \pm 1,09$ mg EC/g DW) compared to Tlemcen. However, the high flavonoid content presented by *Atriplex halimus* from the Tlemcen region ($3,09 \pm 0,13$ mg EC/g DW).

The evaluation of the antioxidant activity of the extracts was carried out by three methods: total antioxidant capacity, trapping of the free radical DPPH and iron reducing power, the results obtained show that the extract of *Atriplex halimus* from Tlemcen reveals an interesting activity compared to that of El Oued with a $CI_{50} = 193,47 \pm 1,79$ µg/mL.

Evaluation of antibacterial activity showed that El Oued extract has activity against *Salmonella typhimurium* ATCC 13311, *Enterobacter cloacae* ATCC 13047, *Staphylococcus aureus* ATCC 6538 and *Listeria monocytogenes* ATCC 15313 with a CMI value of 5mg/mL, 10 mg/mL and 2,5 mg/mL respectively. However, Tlemcen's *Atriplex halimus* does not reveal any antibacterial activity against the strains tested.

Keywords: *Atriplex halimus*, methanol/acetone extract, phytochemical tests, quantitative assay, antioxidant activity, antibacterial activity.