



Université Mohamed Khider de Biskra
Faculté des sciences exactes et sciences de la nature et de la vie

Département des sciences de la nature et de la vie

Référence /

MÉMOIRE DE MASTER

Domaine: Science de la Nature et de la Vie

Filière: Sciences Biologiques

Spécialité : Microbiologie Appliquée

Présenté et soutenu par :
Gagui Souad

Activité Antibactérienne *d'Artemisia campestris. L*

Jury :

Mme Hammia hadjra	MAA	Université de Biskra	Président
Mme Bouatrous yamina	MCA	Université de Biskra	Rapporteur
Mr Benkadour Abdelakader	MAA	Université d'appartenance	Examineur

Année universitaire : 2021_2022

Remerciement

Avant toutes choses, je remercie ALLAH, le tout puissant, pour m'avoir donné la force et la patience.

Je remercie infiniment mon encadreur Mme le Professeur. BOUATROUS Yamina qui a dirigé ce travail et a veillé à ce qu'il soit mené à terme.

اهداء

إلى الذي احمل اسمه بكل فخر أبي (رحمة الله عليه) الذي اختار لي هذا الطريق

إلى أمي التي ما زالت تقاوم تعب الحياة من أجلنا

إلى أخواتي على صبرهن ومحبتهن ودعمهن وتشجيعهن

إلى خطيبي وحيد على دعمه ووقوفه معي في أصعب اللحظات

إلى رمز الصداقة و رفيقة الدرب أمينة

SOMMAIRE

Liste des abréviations

Liste des tableaux

Listes Des figures

Introduction 01

Chapitre I : Etude bibliographique

I.1 La plante *Artemisia campestris* L 04

I.1.1 Généralité 04

I.1.2 Classification de la plante 04

I.1.3 Systématique de l'espèce 04

I.1.4 Les noms vernaculaires 04

I.1.5 Etude morphologique 04

I.1.6 Origine et distribution 05

I.1.7 L'utilisation traditionnelle d'*Artemisia campestris* L 06

I.2 Les métabolites secondaires 06

I.2.1 Définition 06

I.2.2 Les phénols 06

I.2.3 Les flavonoïdes 06

I.2.4 Les coumarines 07

I.2.5 Tanins 07

I.2.6 Alcaloïdes 07

I.2.7 Saponines 07

I.2.8 Huiles essentielles 07

Chapitre II : Matériel et méthode

II.1 Matériels et méthode 09

II.1.1 Matériels végétales 09

II.1.2 Méthodes 11

II.1.2.1 Extraction et isolation des composés 11

II.1.2.2 Activité antibactérienne 13

II.1.2.2.1 Souches bactériennes 13

II.1.2.2.2 Les tests 14

Chapitre III : Résultat et discussion

III.1. Activité antibactérienne	19
III.1.1 Résultats	19
III.1.2 Discussion	27
Conclusion	30
Références bibliographique	32
Résumé		

Liste des abréviations

HE : huile essentielle

°C : Degré Celsius

EBM : Extrait brut de méthanol

FE : fraction d'eau

FAE : fraction d'acétate d'éthyle

EM : extrait de méthanol

EA : extraits aqueux

UFC : unités formant des colonies

DZI : diamètre des zones d'inhibition

MHA : agar Müller Hinton

DMSO : diméthylsulfonate

AC : *Artemisia Campestris* L

ACEA : *Artemisia campestris* extrait aqueux.

Liste des tableaux

Tableau 01	la source de la plante utilisée et la partie utilisée dans chaque article	09
Tableau 02	les Souches bactériennes testées	13
Tableau 03	Profil d'activité antibactérienne de l'huile exprimé en mm de diamètre de la zone d'inhibition	19
Tableau 04	Activités antibactériennes de l'huile essentielle d'A. <i>Campestris</i> ssp. <i>Glutinosa</i>	20
Tableau 05	Activité antibactérienne de l'huile essentielle étudiée et de la gentamicine (standard) exprimée en diamètre de la zone d'inhibition en mm (y compris le diamètre du disque de 5 mm) par rapport à certaines bactéries souches	20
Tableau 06	Activité antimicrobienne de l'extrait d'A. <i>Campestris</i> (40 min, 25 °C) et sensibilité aux antibiotiques des microorganismes	21
Tableau 07	Activité antibactérienne des extraits méthanoliques et des extraits aqueux, à l'aide de la méthode de diffusion sur disque de papier...	22
Tableau 08	Activités antibactériennes de l'extrait, des fractions et des antibiotiques d'A.C (GM : gentamicine, C : chloramphénicol, AB : amphotéricine B) contre différentes souches des bactéries....	23
Tableau 09	Activité antibactérienne de l'ACEA (diamètre d'inhibition en mm)	24
Tableau 10	Résultats de l'activité antimicrobienne de l'huile essentielle d'<i>Artemisia</i> et de l'extrait méthanique (zones d'inhibition de diamètre, mm)	24
Tableau 11	Activité antimicrobienne des composés isolés des parties aériennes d'A. <i>Campestris</i> testées dans le test de diffusion sur plaques de pétri	25
Tableau 12	Activité antibactérienne des extraits végétaux dans le test de diffusion de l'agar	26
Tableau 13	Activité antibactérienne in vitro de l'extrait méthanolique brut... d'<i>Artemisia campestris</i>	27

Listes des figures

Figure 01	Tide d'<i>Artemisia campestris</i> L.....	05
Figure 02	Plante juvénile	05
Figure 03	Plante adulte	05

Introduction

Introduction

La découverte des antibiotiques a eu un impact significatif sur la santé humaine. Leur utilisation a longtemps été efficace pour réduire la mortalité et la morbidité globale. Cependant, l'utilisation excessive d'agents antimicrobiens a conduit au développement d'une résistance contre certaines souches de bactéries, ce qui a annulé les avantages des antibiotiques (Bouyahya et al., 2017).

De nombreuses espèces végétales présentes dans le monde entier ont des propriétés thérapeutiques, car elles contiennent des principes actifs qui affectent directement le corps. La médecine classique et la phytothérapie utilisent les herbes pour leurs avantages, qui peuvent faire défaut à d'autres traitements (Chevalier, 2001).

L'utilisation excessive d'antibiotiques peut souvent entraîner une résistance à ces médicaments. D'une part, l'utilisation incontrôlée d'antibiotiques peut souvent entraîner des effets indésirables chez l'homme, tandis que d'autre part, l'utilisation de plantes médicinales avec des composés pharmaceutiques et nutritionnels actifs peut être une approche thérapeutique efficace. Selon l'Organisation mondiale de la santé, l'utilisation des plantes médicinales dans les pays développés a conduit 80 % de la population de ces pays à la médecine traditionnelle (Massiha et al., 2013).

Les remèdes à base de plantes redeviennent plus populaires à mesure que l'efficacité des médicaments tels que les antibiotiques diminue. La résistance aux médicaments augmente progressivement parmi les bactéries et les virus, ce qui entraîne davantage de problèmes pour les chercheurs et les prestataires de soins de santé (Chevalier, 2001).

Les effets secondaires des drogues peuvent inquiéter les usagers qui se tournent vers des traitements moins agressifs afin de réduire leurs risques d'en subir. Les médicaments chimiques peuvent entraîner un grand nombre d'hospitalisations, dont 10 à 20 % sont attribuables à leurs effets secondaires (Chevalier, 2001).

Tous les êtres vivants ont un processus métabolique primaire qui produit des molécules de base (acides nucléiques, lipides, protéines et glucides). Les plantes synthétisent également un grand nombre de composés qui ne proviennent pas directement de la photosynthèse, mais de réactions chimiques ultérieures. Les métabolites secondaires sont des composés produits par les plantes et d'autres organismes (Cyrille et al., 2018).

Les métabolites secondaires qui sont produits en tant que précurseurs inactifs et stockés dans les tissus végétaux ont été considérés pour leurs propriétés inhibitrices et bactéricides pour tuer les micro-organismes pathogènes (Massiha et al., 2013).

Ce mémoire est consacré à l'étude de l'activité antibactérienne des l'extraits de la plante *Artemisia campestris L.*

Le présent travail comprend deux chapitres :

✓ Le premier chapitre, comprend une étude bibliographique concernant la généralité, la description, les métabolites secondaires et l'utilisation traditionnelles de la l'*Artemisia campestris .L*

✓ Le deuxième chapitre est une étude expérimentale le matériel et méthodes de travail.

✓ Le troisième chapitre est consacré au les résultats obtenus suivie des discussions.

Enfin nous avons terminés notre travail par une conclusion.

Chapitre I : Etude bibliographique

I.1 La plante *Artemisia campestris* L :

I.1.1 Généralité :

Le genre *Artemisia* fait partie de l'une des familles les plus vastes et les plus répandues du règne végétal, les Astéracées. Le genre a une variété d'espèces et est important pour son économie. Ce genre abrite de nombreuses plantes qui sont utilisées pour la médecine, la nourriture, les plantes ornementales ou les stabilisateurs de sol. Les espèces d'*Artemisia* sont utilisées en médecine traditionnelle dans le monde entier avec des applications thérapeutiques diverses et bien connues (Touil et al., 2017).

I.1.2 Classification de la plante :

Règne: *Plantae*

Sous règne: *Tracheobionta*

Embranchement: *Spermatophyta*

Sous embranchement: *Magnoliophyta*

Classe: *Magnoliopsida*

Sous classe: *Asteridae*

Ordre: *Asterales*

Famille: *Asteraceae*

Genre: *Artemisia*

Espèce: *Artemisia campestris* L (Al-Snafi, 2015).

I.1.3 Systématique de l'espèce :

Artemisia campestris appartient à la famille des Astéracées .le nom armoise dérive du latin *Artemisia*, emprunté au grec *Artémis*, reine d'Halicarnasse en carie (Chaouia ,2012).

I.1.4 Les noms vernaculaires :

Sont Armoise rouge, armoise des champs, l'armoise champêtre et tgouft en arabe (Chaouia ,2012).

I.1.5 Etude morphologique :

Les tiges d'*Artemisia campestris* sont subligneuses, glabrescents et très ramifiées (figure 1), les rameux sont étalés et deviennent rougeâtres à l'état adulte .quant aux feuilles, elles sont alternées de couleur verte et glabre à l'état juvénile et deviennent vêtues à l'état adulte (figure 2). Elles sont très velues et totalement recouverte de poils épidermiques (figure 3) (Chaouia ,2012).



Figure 1 : tiges d'AC (Chaouia ,2012).



Figure 2 : Plante juvénile

(Chaouia ,2012).



Figure 3 : Plante adulte (Chaouia ,2012).

I.1.6 Origine et distribution :

Le genre *Artemisia* est un genre cosmopolite de plantes pollinisées par le vent que l'on trouve principalement dans les régions tempérées des latitudes moyennes à élevées de l'hémisphère nord. Il y a quelques représentants dans l'hémisphère sud. *Artemisia campestris* est originaire d'Asie (Boudjouref, 2018).

I.1.7 L'utilisation traditionnelle d'*Artemisia campestris* L :

Artemisia campestris (AC), de la famille des *Asteraceae*, est l'une des plantes médicinales les plus couramment utilisées pour diverses maladies en Afrique du Nord (Sefi, 2012). Les feuilles de cette plante sont largement utilisées en décoction en médecine traditionnelle en raison de ses effets anti-toxiques, anti-inflammatoires, anti-rhumatismaux et antibactériens (Memmi, 2007).

La partie aérienne de cette plante est utilisée dans les remèdes populaires comme vermifuge, conservateur, biliaire, clarifiant, hypnotique, gastro-intestinal, tonique, antihypertenseur et antidote. Cette plante a été utilisée comme avortement par certaines tribus d'Amérindiens d'Amérique du Nord pour mettre fin à une grossesse difficile. La plante a été broyée et appliquée en externe sur les articulations rhumatoïdes, l'eczéma, les ecchymoses et les plaies (Akrouit et al., 2010). *Artemisia campestris* est utilisé comme antidote et agent anti-inflammatoire dans les remèdes populaires tunisiens (Sefi, 2010).

I.2 Les métabolites secondaires :

Métabolites secondaires résultant de processus reposant principalement sur l'assimilation de l'azote. Certains de ces produits peuvent sembler inutiles à la plante, mais leurs effets thérapeutiques sont remarquables (Borée, 2012).

I.2.1 Définition :

Les métabolites secondaires, qui comprennent des composés phénoliques, sont précieux pour les industries cosmétiques, pharmaceutiques et phytothérapeutiques (Amara et al., 2017).

Les Principaux composées phénoliques comprennent sont les phénols, les acides phénoliques simples, coumarines, les flavonoïdes, les tanins (Cyrille et al., 2018).

I.2.2 Les phénols :

Sont un groupe diversifié de produits chimiques avec une gamme de structures et de fonctions. Certains, comme l'aspirine, sont des molécules simples. D'autres, comme les composés phénoliques, sont beaucoup plus complexes. Les phénols sont des agents anti-inflammatoires et antiseptiques efficaces. On suppose que les plantes produisent des acides phénoliques pour se protéger contre les infections. Ces acides sont de puissants antioxydants et anti-inflammatoires, et peuvent avoir des propriétés antivirales (Chevalier, 2001).

I.2.3 Les flavonoïdes :

Sont présents dans la plupart des plantes et ce sont des pigments polyphénoliques. Ils ont un champ d'action important et possèdent de nombreuses propriétés médicinales (Chevalier, 2001).

I.2.4 Les coumarines :

Sont un type de produit chimique présent dans de nombreuses espèces végétales et leurs propriétés peuvent être très diverses (Chevalier, 2001).

I.2.5 Tanins :

Les tanins sont des composés organiques qui sont présents dans la plupart des plantes en petites quantités (kothe ,2007).

I.2.6 Alcaloïdes :

Sont des composés organiques contenant de l'azote qui peuvent produire des effets médicaux en raison du groupe amino qu'ils contiennent (kothe ,2007).

I.2.7 Saponines :

Sont des molécules végétales qui forment des bulles lorsqu'elles sont mélangées à de l'eau. Il existe deux groupes différents de saponines : les saponines triterpéniques et les saponines stéroïdes (kothe ,2007).

I.2.8 Huiles essentielles :

Sont des sécrétions naturelles parfumées produites par les plantes. Ces composés sont un mélange complexe constitué de plusieurs dizaines de composés, majoritairement des terpènes qui font partie des métabolites secondaires de la plante. Les huiles dégagent une odeur caractéristique et sont généralement moins denses que l'eau. La solution est séparée en deux couches par décantation (Cyrille et al. , 2018).

Chapitre II : Matériel et méthode

II.1 Matériels et méthode :

II.1.1 Matériels végétales :

Tableau 1 : Le tableau ci-dessous indique la source de la plante utilisée et la partie utilisée dans chaque article :

Références	Source de la plante	Partie utilisé
(Al Jahid et al., 2017)	Les parties semencières d' <i>A. campestris</i> L. ont été récoltées dans la région orientale du Maroc à l'été 2012,	Les parties semences
(Ghanai et al., 2018)	les échantillons de plantes (<i>Artemisia campestris</i> L.ssp <i>glutinosa</i>) sont récoltés dans un oued sec situé à 7 km à l'est de la ville de Tamanrasset.	les tiges feuillues
(Akrouf et al., 2010)	Parties florifères aériennes ont été recueillies en 2007 auprès des populations naturelles de Beni-Khedache (région montagneuse du sud de la Tunisie)	Les feuilles séchées à l'air
(Karabegoviü et al., 2011)	Les parties aériennes séchées d' <i>Artemisia campestris</i> ont été recueillies au stade de la floraison dans des habitats naturels, près du mont Ljulin (Bulgarie).	Les parties aériennes séchées
(El Abed et al., 2014)	Les matériaux végétaux ont été collectés pendant Juillet-septembre 2009 depuis le sud de la Tunisie, précisément depuis la région de Gafsa.	feuilles

(Megdiche et al., 2014)	des échantillons de <i>campestris</i> ont été prélevés à Sabkhat EL Adhibet (localité de Mednine) (600 km au sud de Tunis)	Les parties aériennes
(Ghliissi et al., 2016)	Des feuilles fraîches d' <i>Artemisia campestris</i> ont été récoltées en septembre 2015 dans la région de Bir Ali Ben Khalifa dans la ville de Sfax, Tunis.	Des feuilles
(Erel et al., 2012)	Les parties aériennes de l'espèce <i>Artemisia</i> étaient collectés à partir de différentes zones de l'ouest et entre 2003 et 2005, aux stades de la floraison.	Les parties aériennes
(THARib et al., 1983)	Les plantes ont été récoltées en novembre 1980 dans la région de Zoarra en Libye.	Parties aériennes
(Ben Sassi et al., 2007)	La plante a été recueillie dans différentes localités de Tunisie entre janvier et décembre 2004	Pièces aériennes
(Naili et al., 2010)	La plante a été recueillie à la fin de la saison de floraison (février-mai 2007) dans le sud de la Libye.	Des feuilles

II.1.2 Méthodes :

II.1.2.1 Extraction et isolation des composés :

Selon Al Jahid et al (2017) L'Extraction d'huile essentielle: HE a été isolé du matériel végétal séché (100 g) par hydrodistillation pour 3 heures, utilisant un appareil de type Clevenger, L'huile essentielle a été recueillie, séchée sur Na₂SO₄ et entreposée à - 20 °C pour l'noirceur jusqu'à l'analyse.

Les huiles essentielles des tiges feuillues extraites par méthode d'hydrodistillation dans un Clevenger appareil de type. La distillation a été effectuée par branle-bas de 30 g de brillantiné entre 360 ml d'eau distillée à cause 3 heures. Le distillat résultant, dénoté V (ml) a été récupéré là-dedans une gouttière Eppendorf et l'ajout de NaSO₂ et stocké au réfrigérateur là-dedans des analyses ultérieures (Ghanai et al., 2018).

D'après Akrouit et al (2010) l'Extraction d'huile essentielle : les feuilles ont été séchées pendant 4 heures puis soumises à une hydrodistillation à l'aide d'un appareil Clevenger de type français. Les huiles essentielles résultantes ont été séchées sur du sulfate de sodium anhydre puis stockées à 4°C jusqu'au test et à l'analyse.

De leurs coté Karabegoviü et al (2011) l'Extraction classique : Le matériel moulu de l'usine (10 g) et le méthanol (100 ml) ont été placés dans une série de Erlenmeyer Stein (100 ml), prix à 250,1 °C pour 2,5, 5, 10, 20, 40 et 60 min. À la fin du cycle de naissance, l'extrait liquide a été séparé du résidu solide par filtration sous vide. Les résidus solides ont été lavés doublement avec du détergent frais (20 ml). Le filtrat a été recueilli et le détergent a été fondu sur un évaporateur à vide rotatif à 40 °C. Extraction par ultrasons : la sonication a été effectuée en 2,5, 5, 10, 20, 40 et 60 scintillements avec du méthanol, température (25 r0,1) °C à l'aide d'un bain de nettoyage par ultrasons. La séparation et le traitement ultérieur des filtrats étaient les mêmes que ceux décrits dans la section précédente.

Les matières végétales en poudre séchées à l'air (9 g) ont été extraites séparément dans un appareil avec deux solvants de polarité croissante : le méthanol (MeOH), et de l'eau distillée pendant 6 heures à une température ne dépassant pas le point d'ébullition du solvant, les extraits ont été filtrés et concentrés par évaporation rotative sous pression à 40°C (El Abed et al., 2014).

Dans une étude faite par Megdiche et al (2014) Les parties aériennes récoltées ont été rincées à l'eau distillée, puis séchées au four pendant 48 h à 60 °C, puis broyées en poudre fine. À 250 g de poudre de pousse Artemisia, 1000 ml d'éther de pétrole ont été ajoutés pour éliminer toute pigmentation et les composés gras. La poudre récupérée a été extraite avec 750

ml de méthanol (MeOH) pour une température de 24 chapeaux. L'extrait brut de méthanol (EBM) a ensuite été filtré et recueilli. La même procédure a été répétée deux fois. À partir du résidu, le procédé a été répété avec l'ajout d'acétate d'éthyle et d'eau pour obtenir la fraction d'eau (FE) et la fraction d'acétate d'éthyle (FAE).

Le matériel végétal en poudre a été enlevé par macération pour l'eau (10 g/100 ml) à température ambiante pour 24 heures avec agitation, Les extraits ont été filtrés avec Whatmann Papier filtre millipore et concentré à sec avec un rotatif évaporateur à 40 C.(Ghliissi et al., 2016).

Par contre EREL et al (2012) la Préparation de l'extrait : Les parties aériennes des plantes ont été séchées sous ombre et poudre. La matière première (50 g) a été déracinée consécutivement avec 1 L de méthanol, en utilisant un extracteur Soxhlet pendant 6 h. Le solvant a été décoloré à sec sous une pression réduite sur un évaporateur rotatif. L'extrait séché a été stocké à 4 °C jusqu'à ce qu'il soit étudié, Les échantillons séchés à l'air ont été soumis à l'hydrodistillation en utilisant un équipement de type Clevenger- pendant 4 heures pour gagner l'huile essentielle. Ils ont été séchés sur du sulfate de sodium anhydre, filtrés et stockés à 4 °C dans l'obscurité.

Selon THARib et al (1983) De la poudre aérienne séchée à l'air (1.3kg) a été extraite avec de l'éther de pétrole (40-60°C) pendant 24 heures à l'aide de gadgets Soxhlet L'extrait brun foncé s'est évaporé sec sous un stress réduit, générant un résidu (A). Ce résidu a été extrait de manière exhaustive avec du méthanol chaud qui, à première vue, a produit le composé cristallin (k1) et, à une concentration ultérieure sous contrainte réduite, a donné un résidu orange jaunâtre (k2). La fraction méthanol-insoluble s'est transformée en séparée sur une colonne d'oxyde d'aluminium à partir de laquelle l'élution s'est transformée en chloroforme (30 gouttes/min). Un général de cent vingt fractions (20 ml) a été accumulé et chaque fraction analysée par chromatographie, 4 composés naturels (B, C, D, E) ont été isolés en petites quantités.

Selon Ben Sassi et al (2007) La végétation en poudre séchée à l'air a été extraite par macération avec éther de pétrole ou hexane, acétate d'éthyle ou acétone et méthanol.

Les parties de plantes fraîches ont été lavées avec de l'eau du robinet, puis deux fois avec de l'eau distillée, séchées dans un endroit frais à l'extérieur (26 ± 2 °C) pendant une semaine et pulvérisées avec un batteur électrique. Tremper l'échantillon (10 g de matière végétale séchée) dans 100 ml de méthanol et remuer à température ambiante ($25 \pm 2,0$ °C) pendant 24 heures, puis filtrer dans du coton stérile jusqu'à ce qu'un filtrat transparent soit obtenu (Naili et al., 2010).

II.1.2.2 Activité antibactérienne :

II.1.2.2.1 Souches bactériennes

Tableau 2 : Représenté les souches bactériennes testées dans chaque article :

Références	Souches bactériennes
(Al Jahid et al., 2017)	bactérie à Gram positif, <i>Staphylococcus epidermidis</i> (ATCC 12228), <i>Staphylococcus aureus</i> (ATCC 25923), <i>Bacillus anthracis</i> (ATCC 14578) et trois bactéries à Gram négatif; <i>Pseudomonas aeruginosa</i> (ATCC 27853), <i>Escherichia coli</i> (ATCC 25922) et <i>Brevundimonas vesicularis</i> (ATCC 11426)
(Ghanai et al., 2018)	<i>Escherichia coli</i> (Réf. ATTC 25922), <i>Staphylococcus aureus</i> R (Réf. ATTC 43300), <i>Staphylococcus aureus</i> S (Réf. ATTC 25923), <i>Pseudomonas aeruginosa</i> S (Réf. ATCC 27853), <i>Streptococcus pneumoniae</i> (Réf. ATCC 49619), <i>Enterococcus faecium</i> (Réf. ATCC 19434), <i>Proteus mirabilis</i> (Réf. ATCC 29906) et <i>Klebsiella pneumoniae</i> (réf. ATCC 700603).
(Akrouf et al., 2010)	<i>Escherichia coli</i> (ATCC 25922), <i>Serratia marcescens</i> , <i>Klebsiella pneumoniae</i> (ATCC 15320), <i>Staphylococcus aureus</i> (ATCC 25923), <i>Citrobacter freundii</i> ATCC 8090, <i>Enterobacter amnigenus</i> ATCC 33072 et <i>Pseudomonas aeruginosa</i> (ATCC 27853).
(Karabegović et al., 2011)	<i>Escherichia coli</i> ATCC 25922, <i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 9027, <i>Bacillus subtilis</i> ATCC 6633, <i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 6538,
(El Abed et al., 2014)	<i>Bacillus subtilis</i> , <i>Bacillus cereus</i> et <i>Pseudomonas aeruginosa</i> , <i>Salmonella enteridis</i> ATCC 502, <i>Salmonella typhimurium</i> , <i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 25923 et <i>Escherichia coli</i> GM 109

(Megdiche et al., 2014)	bactéries gram-positives (<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 6816, <i>Listeria monocytogenes</i> ATCC 19115 et <i>Bacillus thuringiensis</i> DH 106), bactéries gram-négatives (<i>Escherichia coli</i> DH 5, <i>Salmonella typhimurium</i> ATCC 1408 et <i>Aeromonas hydrophila</i> ATCC 7966T)
(Ghliissi et al., 2016)	<i>Staphylococcus aureus</i> (ATCC 25923), <i>Micrococcus luteus</i> (ATCC 4698), <i>Escherichia coli</i> (ATCC 25922), <i>Klebsiella pneumoniae</i> (ATCC 13883), <i>Salmonella enterica</i> (ATCC 43972) et <i>Listeria monocytogenes</i> (ATCC 43251)
(Erel et al., 2012)	(<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 6538/P, <i>Staphylococcus epidermidis</i> ATCC 12228, <i>Enterococcus faecalis</i> ATCC 29212, <i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 27853, <i>Enterobacter cloacae</i> ATCC 13047, <i>Escherichia coli</i> ATCC 29998, <i>Escherichia coli</i> ATCC 11230 et <i>Salmonella typhimurium</i> CMM 5445)
(THARib et al., 1983)	<i>S. aureus</i> , <i>E. coli</i> , <i>Pseudomonas pyocyanea</i> and <i>P. vulgaris</i> .
(Ben Sassi et al., 2007)	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 27950, <i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 27853, <i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 25923, <i>Escherichia coli</i> ATCC 25922, <i>Enterococcus faecalis</i> ATCC 29212, et <i>Shigella flexneri</i> ATCC 12022, <i>Staphylococcus epidermidis</i> , <i>Staphylococcus saprophiticus</i> , <i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Enterobacter cloacae</i> , <i>Klebsiella pneumoniae</i> , <i>Aeromonas hydrophila</i> , <i>Serratia marcescens</i> , and <i>Escherichia coli</i> .
(Naili et al., 2010)	(<i>Bacillus subtilis</i> , <i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Escherichia coli</i> , <i>Pseudomonas aeruginosa</i> and <i>Salmonella typhi</i>)

II.I.2.2.2 Les tests :

Selon Al Jahid et al (2017) la stratégie de dispersion sur une plaque de papier gélose. Une suspension bactérienne a été vaccinée sur un support Mueller-Hinton, et des cercles spongieux (6 mm de largeur) contenant des volumes fluctuants d'EH ont été appliqués sur la couche extérieure des plaques (90 mm). Immunisé avec diverses souches microbiennes. Des témoins négatifs et positifs ont été disposés en utilisant des plaques stériles imprégnées d'eau et des agents anti-infectieux, individuellement. Les boîtes de Pétri ont ensuite été entreposées pendant 1 heure à température ambiante avant d'éclore à 37 °C pendant 24 heures.

Activité antibactérienne changée en évaluée par l'approche aromatoگرامme. Pour ce faire, une suspension bactérienne estensemencée sur un milieu agar-agar. Les disques calibrés d'un diamètre de 6 mm (\emptyset) étaient imprégnés d'huiles critiques et situés sur le milieuensemencé. Ils avaient ensuite été incubés dans le four à 37 °C pendant vingt-quatre heures. Chaque disque était imprégné de 10 μ l d'huiles importantes (Ghanai et al., 2018).

La technique de diffusion du disque d'agar utilisée par Akrou t et al (2010), 0,1 ml de suspension bactérienne s'est propagée sur les plaques d'agar Müller Hinton (MHA). Des disques stériles en papier clair (diamètre de 5 mm) avaient été imprégnés de 10 μ l d'huile et placés sur les plaques inoculées. Un disque à la mode contenant de la gentamicine (10 μ g/disque) a été utilisé comme témoin de référence. Ces plaques, après avoir été incubées à 4 °C pendant deux heures, ont été incubées pendant 24 heures à 37 °C.

Dans une étude faite par Karabegoviü et al (2011) la méthode du puits de diffusion de la gélose a été utilisée pour décider des exercices antimicrobiens des concentrés. Suspension miniature d'entité organique (0,1 ml), encadrée après 24 h de culture sur agar avec à une inclinaison 10 ml propre 0,9% NaCl, a été suspendue dans 10 ml du milieu de supplément (ça. 10 6UFC ml - 1). La boîte de Pétri était chargée avec ce cadre. Les puits (à une distance de 10 mm) ont été coupés à partir de gélose et 30 μ l de concentration (fixation dans du méthanol 20 mg ml-1) ont été contrôlés. L'érythromycine et le tartarat de tylosine ont été utilisés comme témoins positifs, tous les affaiblissements ont été séparés en utilisant un canal de film de 0,45 μ m. Après avoir couvé à 37 °C pendant 24 heures.

La technique de diffusion pour le cercle de gélosé a été utilisée pour décider du mouvement antibactérien de la plante sépare, un autre inoculum des micro-organismes éprouvés a été créé en suspendant les règlements édictés dans l'arrangement physiologique (0,9%). À partir de ce moment, chaque suspension a été modifiée conformément à une fixation (107-108 UFC/ml). L'inoculum pré-arrangé de chaque micro-organisme a été distribué équitablement sur les plaques de gélose LB. Des cercles de papier stériles de 9 mm de largeur ont été imprégnés séparément de 30 μ L de végétaux extraits (300 μ g/cercle) et placés sur les plaques immunisées; ces plaques ont été fixées à 4 °C pendant 2 heures, puis hachurées à 37 °C pendant 24 heures. La streptomycine B (15 μ g/ml) et le chloramphénicol (30 μ g/ml) ont été utilisés comme témoins (El Abed et al., 2014).

Selon Megdiche et al (2014) Le mouvement antibactérien du concentré ou non entièrement figé par la technique de dispersion pour le cercle de gel. Tous les

microorganismes sont devenus présents sur une plaque de Mueller Hinton à 30 °C pendant 18 à 24 heures avant la vaccination sur le supplément gélose. Un cercle d'organismes microscopiques de la souche d'agar a été rempli dans un stock nutritif pour le moment et dispersé avec un coton-tige stérile dans des boîtes de Pétri contenant 10 ml de plaques de papier à canaux stériles moyennes (6 mm de largeur) ont été imprégnés séparément de 10 l de chaque exemple de concentré de colle méthanol et de parties d'eau éthylique et d'acide acétique (à 50, 100 et 300 mg ml⁻¹) et ensuite mis sur les plaques de mode de vie. Après 1 h à 4 C, les boîtes de Pétri traitées ont été couvées à 37 C pendant 24 h. Les deux antimicrobiens, la gentamicine et le chloramphénicol, ont été utilisés comme témoins.

D'après Ghilissi et al (2016) L'action antibactérienne a été résolue à l'aide d'un test de dispersion de l'agar. Le ACEA (50 mg) a été désintégrée dans 1 ml de (DMSO) (100 %). Suspension de culture (200ml) de microorganismes testés 10⁶ unités de développement d'état (cfu)/ml de microbes ont été propagés sur agar Luria Bertani. Ensuite, un 50 mg d'ACEA a été fractionné en sulfonâtes de diméthyle à 100 % (DMSO) à 100 mg/ml et ajouté (60 ml) à des puits de largeur de 6 mm, qui ont été perforés dans la couche d'agarose. L'ampicilline (50mg/ml) a été utilisée comme témoin positif et le DMSO comme témoin négatif. Les boîtes de Pétri ont d'abord été conservées pendant 1 h à 4 C pour tenir compte de la dissémination du concentré, puis couvées pendant 24 h à 37 C.

Par ailleurs EREL et al (2012) L'action antimicrobienne des huiles naturelles a été testée par la stratégie de dispersion circulaire, les plaques de papier de 6 mm de largeur ont été imprégnées de 20 à 30 µL avec des huiles rajeunissantes (directement) et enlève (100 mg/ml). Les souches bactériennes ont été immunisées (5 10⁶ cfu/ml) sur gélose de soja tryptique (Oxoid) et toutes ont été couvées pendant 24 h. Les géloses ont été dispersées sur des plaques stériles, puis, à ce moment-là, les cercles stériles ont été imprégnés d'huiles et de concentrés (4 cercles pour une plaque de 9 cm). Les plaques ont été couvées à 37 °C pendant 24 heures (27 °C pour *Enterobacter cloacae*). Le ceftazidime (20 µg/cercle) et le Ketoconazole (20 µg/plaque) ont été utilisés comme témoins sûrs.

Ainsi que THARib et al (1983) l'évaluation quantitative des exercices antimicrobiens de mélanges non altérés désengagés des morceaux élevés d'A. Campestris a été effectuée en utilisant la stratégie de diffusion de la gélose. Vingt millilitres de gélose basique (gélose standard entrelacée) ont été recouverts de 5 ml de gélose graine (gélose basique avec inoculum bactérien) récemment immunisés avec des cellules bactériennes adéquates pour créer une cour de développement. Après la cimentation de la gélose. Quatre puits de 15 mm

de largeur et de 3,0 mm de profondeur ont été coupés à l'aide d'un essai à bouchon métallique stérile et situés pour chaque quadrant des plaques de pétri 100-mm. Chaque plaque de quatre puits a obtenu 0,3 ml d'éthanol (contrôle négatif) dans un puits et 0,3 ml de chacun des trois différents intensifiés détachés désintégré dans l'éthanol dans chacun des puits excédentaires. Quelque part autour de trois plaques de réplification terminé la série de tests pour la grande majorité des tests. Les plaques ont ensuite été couvées à 37 °C jusqu'à ce que le développement de la province soit large et uniforme (24 à 48 h).

D'ailleurs Ben Sassi et al (2007) Les extraits de plantes séchées ont été désintégrés en diméthylulphoxyde et ensuite dans de l'eau stérile, arrivant à un dernier groupe de 20 mg=ml, puis, à ce point, désinfectés par filtration par 0 filtres Millipore, 45 mm. Les antimicrobiens ont ensuite été appliqués par la stratégie de dispersion des cercles. Les milieux utilisés étaient l'agar de Mueller-Hinton (Biorad). Les cercles (6 mm de largeur) ont été imprégnés avec 10 ml des concentrés (200 mg=disque) à un groupe de 20 mg=ml et mis sur la gélose vaccinée (pour la planification de l'inoculum, les colonies d'organismes microscopiques ont été suspendues dans le stock de Mueller-Hinton (Biorad) Les suspensions contenaient 10⁸ UFC = ml de microorganismes). Des témoins négatifs ont été arrangés en utilisant le DMSO dissolvable utilisé pour décomposer les séparations d'usine. L'Oxacilline (5 mg = cercle; Gibco), tétracycline (30 UI = plaque; Gibco), et l'érythromycine (15 mg = plaque; Gibco) ont été utilisés comme référence positive pour décider de la réactivité des souches bactériennes essayées. Les plaques immunisées ont été couvées à 37 C pendant 24 heures.

Selon Naili et al (2010) Le mouvement antibactérien du concentré a été essayé en utilisant le test de cercle de papier ordinaire. Un cercle de micro-organismes de sociétés de gélose diagonale a été rempli dans un stock nutritif pour le moment (à 37 C) et diffusé avec un commerce de coton stérile sec sur un ensemble de plaques de Pétri trois fois contenant chacune 25 ml d'agar Müller Hinton propre durci. 24 heures après l'éclosion à 37 °C.

Chapitre III

Résultat et discussion

III.1. Activité antibactérienne

III.1.1 Résultats

Tableau 3 : Profil d'activité antibactérienne de l'huile exprimé en mm de diamètre de la zone d'inhibition (Mean \pm SD, disk méthode) (Al Jahid et al., 2017)

Souches	Volume d'huile essentielle			Control positif	
	5 μ L	10 μ L	15 μ L	Pénicilline G (10 unités)	Novobiocine (5 μ g)
<i>E. coli</i>	8.5 \pm 0.05	12 \pm 0.2	30 \pm 0.0	9 \pm 0.2	13 \pm 0.2
<i>P. aeruginosa</i>	8.0 \pm 0.02	10 \pm 0.1	55 \pm 0.1	9 \pm 0.3	15 \pm 0.1
<i>S. aureus</i>	34.3 \pm 0.1	72.6 \pm 0.2	Total inhibition a	33 \pm 0.5	12 \pm 0.4
<i>B. vesicularis</i>	16.5 \pm 0.1	18.5 \pm 0.1	60 \pm 0.3	9 \pm 0.2	13 \pm 0.5
<i>S. epidermidis</i>	16.5 \pm 0.1	19.5 \pm 0.1	60 \pm 0.5	9 \pm 0.3	14 \pm 0.2
<i>B. anthracis</i>	16.6 \pm 0.2	18 \pm 0.1	50 \pm 0.1	0	14 \pm 0.2

Un diamètre de boîte de Pétri (90 mm).

Le test antibactérien a révélé que l'HE isolé des graines d'*A. Campestris L.* avait une faible activité inhibitrice contre *P. aeruginosa* à un volume de 10 ml HE ou moins. De même, *E. coli* a montré une résistance à l'HE. L'effet bactéricide augmente avec la concentration lorsqu'il est évalué selon le DZI (15 ml, 30 mm). A un volume de 10 ml, l'HE a produit une zone d'inhibition au-dessus de la zone d'inhibition des antibiotiques standards. Pour faire ça Une efficacité élevée a été obtenue contre le pathogène médicalement important *S.aureus*, avec la zone d'inhibition la plus élevée allant de 34 mm à 73 mm et étant complètement inhibée lorsque le volume d'HE atteint 15 μ l. A 5 μ l, l'HE a montré une plus grande zone d'inhibition contre *S.aureus* que l'antibiotique standard pénicilline G (10 unités).

Tableau 4 : Activités antibactériennes de l'huile essentielle d'*A. Campestris ssp. Glutinosa* (Ghanai et al., 2018).

A. campestris ssp. glutinosa souches bactériennes	Ø d'inhibition surface (mm)	Sensibilité
<i>Enterococcus faecium</i>	26.01 ± 0.53**	(+++)
<i>Streptococcus pneumoniae</i>	17.00 ± 0.84**	(++)
<i>Staphylococcus aureus S</i>	14.00 ± 0.81**	(+)
<i>Staphylococcus aureus R</i>	11.13 ± 0.52**	(+)
<i>Escherichia coli</i>	8.01 ± 1.35*	(-)
<i>Pseudomonas aeruginosa S</i>	8.00 ± 1.14*	(-)
<i>Proteus mirabilis</i>	8.00 ± 1.11*	(-)
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	8.02 ± 1.02*	(-)

* indique une différence statistiquement non significative d'un niveau de confiance de 95 %.

** indique une différence statistiquement significative avec un niveau de confiance de 95 %.

L'action des huiles essentielles d'*A. campestris* « *glutinosa* » a permis d'identifier trois groupes de souches : un premier groupe représenté par une seule souche (*E.faecium*) pour laquelle l'activité inhibitrice des huiles était extrêmement importante ; un deuxième groupe de souches (*S. pneumoniae*, *S. aureus S*, *S. aureus R*) qui ont été gravement touchés par l'action des huiles; et un troisième ensemble composé des quatre autres souches (*E.coli*, *P.aeruginosa S*, *P. mirabilis*, *K. pneumoniae*) qui ont montré une résistance à l'action des huiles. Ainsi, cette étude sur *A. campestris* '*glutinosa*' a démontré le potentiel antibactérien de l'huile essentielle sur *E. faecium*, *S.aureus R*, *S.s aureus S* et *S. pneumoniae*.

Tableau 5 : Activité antibactérienne de l'huile essentielle étudiée et de la gentamicine (standard) exprimée en diamètre de la zone d'inhibition en mm (y compris le diamètre du disque de 5 mm) par rapport à certaines bactéries souches (Akrouit et all., 2010).

Micro-organismes	Artemisia campestris	Gentamicine
<i>Escherichia coli</i>	18	20
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	10	-
<i>Serratia marcescens</i>	5	20
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	0	-
<i>Enterobacter amnigenus</i>	0	-
<i>Citrobacter freundii</i>	10	-

<i>Staphylococcus aureus</i>	10	15
------------------------------	----	----

Cette huile a montré une faible activité contre *K.pneumoniae* (10 mm), *S.marcescens* (5 mm) et *C.frendii* (10 mm) et inactif contre *P.aeruginosa* et *E.amnigenus*. *E. coli* a montré une sensibilité élevée (18 mm). *L'Artemisia campestris* s'est révélée moins efficace que 10 µg de gentamicine contre toutes les bactéries testé..

Tableau 6 : Activité antimicrobienne de l'extrait d'A. Campestris (40 min, 25 °C) et sensibilité aux antibiotiques des microorganismes (taille de la zone/mm) (Karabegoviü et al., 2011).

Microorganismes	Extraits, 20 mg ml ⁻¹		Antibiotiques, 0,05 mg ml ⁻¹	
	EC	EU	Érythromycine	Tylosine
<i>Escherichia coli</i>	20.0±0.4	18.0±0.5	21.2±0.1	18.4±0.0
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	21.1±0.3	18.4±0.2	25.2±0.9	17.6±0.1
<i>Bacillus subtilis</i>	20.5±0.3	18.2±0.4	19.1±0.1	17.3±0.7
<i>Staphylococcus aureus</i>	20.6±0.2	18.3±0.6	23.6±0.0	18.5±0.6

Note : EC : extraction classique, EU : extraction par ultrasons, Le traitement témoin (méthanol) n'a eu aucun effet inhibiteur sur les microorganismes d'essai.

L'extrait d'AC obtenu par les deux techniques d'extraction a montré une très forte activité antibactérienne. L'extrait d'AC obtenus par extraction classique a montré une meilleure activité que ceux obtenus par extraction par ultrasons, mais il y avait une différence significative (intervalle de confiance à 95%).

Tableau 7 : Activité antibactérienne des extraits méthanoliques et des extraits aqueux, à l'aide de la méthode de diffusion sur disque de papier (El Abed et al., 2014).

Bactéries	Extraits		Antibiotiques ($\mu\text{g/ml}$)	
	<u>EM (300μl)</u>	<u>EA (300μl)</u>	chloramphénicol ^(b)	streptomycine B ^(c)
<i>E. coli</i>	17	NA	NA	12
<i>P. aeruginosa</i>	NA	NA	28	17
<i>S. typhi</i>	13	NA	27	15
<i>S. enteridis</i>	13	NA	27	13
<i>S. aureus</i>	20	NA	20	22
<i>B. subtilis</i>	21	NA	33	15
<i>B. cereus</i>	25	NA	NA	NA

Zone d'inhibition en diamètre autour des disques imprégnés de 30 μL d'extrait végétal (300 μg /disque). Le diamètre (9 mm) du disque est inclus. EM : extrait de méthanol, EA : extraits aqueux, ^{b)} : Chloramphénicol (30 $\mu\text{g}/\mu\text{L}$), ^{c)} : Streptomycine B (10 $\mu\text{g}/\mu\text{L}$), NA : Non actif.

L'extrait de méthanol d'AC plus actifs contre tous les micro-organismes testés étudiés, à l'exception de *Pseudomonas aeruginosa* et la taille de leurs zones d'inhibition variait entre 11 et 25 mm. Par conséquent, la forte activité antibactérienne d'AC peut être attribuée à la présence de métabolites bioactifs de divers types chimiques, tels que les composés phénoliques. Les composés phénoliques étaient les substances les plus importantes contre les bactéries. L'extrait aqueux d'AC n'était pas actif, sur le Par ailleurs, les zones d'inhibition du chloramphénicol et de la streptomycine B variaient respectivement de 20 à 33 mm et de 12 à 22 mm, tandis que les solvants utilisés seuls (témoin négatif) ne présentaient aucune zone d'inhibition..

Tableau 8 : Activités antibactériennes de l'extrait, des fractions et des antibiotiques d'A.C (GM : gentamicine, C : chloramphénicol, AB : amphotéricine B) contre différentes souches des bactéries (Megdiche et al., 2014).

	<u>Diamètre de la zone d'inhibition</u>									<u>Antibiotiques (µg/ml)</u>		
	<u>Extraits (mg ml⁻¹)</u>									<u>GM</u>	<u>C</u>	<u>AB</u>
	EBM			FAE			FE			10	30	10
	50	100	300	50	100	300	50	100	300	10	30	10
Gram+												
S. aureus	7	7	7.6	9	9	8.6	7	7,7	7	32	31	-
L.												
Monocytogenes	8	8	12.7	10.6	11.6	13.5	8,5	8	7	11	21	-
B. thuringiensis	9	10,3	13	18,3	16	16	-	-	-	46	30	-
Gram-												
E. coli	7,6	9	8,3	8,6	10	13	7	7	7	15	20	-
S.												
typhimurium	8	10	9	-	-	-	7	7	7	16	22	-
A. hydrophila	7	7	9.3	9.3	10	12	-	-	-	15	23	-

EBM : L'extrait brut de méthanol, FAE : fraction d'acétate d'éthyle, FE : fraction d'eau.

L'activité antibactérienne de l'EBM, du FAE et du FE a montré différents schémas d'inhibition d'amplitude dans le contrôle positif standard, en fonction de la sensibilité du micro-organisme testé. La FAE et l'EBM subséquente ont montré une inhibition significative de *Listeria monocytogenes* (13 mm et 12,7 mm, respectivement) et de *Bacillus thuringiensis* (18,3 mm et 13 mm, respectivement). De plus, EF a relativement peu ou pas d'activité inhibitrice contre les micro-organismes d'essai ne. Cela peut signifier que le composé responsable de l'activité antibactérienne était peu concentré ou totalement absent dans cette fraction.

Tableau 9 : Activité antibactérienne de l'ACEA (diamètre d'inhibition en mm) (Ghliissi et al., 2016).

Bactéries	Diamètre de la zone d'inhibition zone (mm SD)	
	ACEA (50 mg/ml)	ampicilline (50mg/ml)
Gram -		
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	9 ± 0.2	14 ± 0.5
<i>Salmonella enterica</i>	6 ± 0.1	13 ± 0.3
<i>Escherichia coli</i>	10 ± 0.1	17 ± 0.6
Gram+		
<i>Listeria monocytogenes</i>	R	15 ± 0.4
<i>Staphylococcus aureus</i>	13 ± 0.2	19 ± 0.5
<i>Micrococcus luteus</i>	8 ± 0.3	13 ± 0.4

Les valeurs représentent les moyennes des écarts-types pour les expériences en trois exemplaires. R : Résistant; ACEA : *Artemisia campestris* extrait aqueux.

Bien que l'ACEA ait montré une activité antibactérienne plus faible que l'ampicilline, il a montré une bonne zone d'inhibition avec la valeur la plus forte (13 mm) contre *S. aureus* (l'agent pathogène d'importance médicale) à seulement une concentration de 50 mg/ml. Bien que l'ACEA n'ait pas été actif contre *L. monocytogenes*, ce qui peut signifier que l'extrait doit être utilisé à des concentrations plus élevées pour cette espèce.

Tableau 10: Résultats de l'activité antimicrobienne de l'huile essentielle d'*Artemisia* et de l'extrait méthanique (zones d'inhibition de diamètre, mm) (EREL et al., 2012)

matériel végétal	Microorganismes							
	SA	SE	ST	PA	EF	ECL	ECO1	ECO2
ME	-	-	-	16	-	-	-	7
HE	14	7	-	-	8	7	7	7
Ceftazidime	12	14	12	22	11	13	15	18
Ketoconazole	NT	NT	NT	NT	NT	NT	NT	NT

- : Pas de zone d'inhibition, ME : extrait méthanique, HE : huile essentielle, NT : non testé.

Un agent pathogène médicalement important, *Staphylococcus aureus*, est la bactérie la plus sensible aux huiles essentielles, évaluée selon le DZI (14 mm), et un antibiotique

standard. La ceftazidime produit un meilleur champ d'inhibition que. Aussi, l'activité la plus faible enregistrée contre *S. epidermidis*, *Enterobacter cloacae*, *Escherichia coli*, *Escherichia coli(ATCC11230)* est évalué selon le DZI (7mm). L'extrait végétal au méthanol n'a affecté que les souches de *Pseudomonas aeruginosa* et *E. coli*.

Tableau 11 : Activité antimicrobienne des composés isolés des parties aériennes d'A. Campestris testées dans le test de diffusion sur plaques de pétri (THARib et al., 1983)

Composés (125 µg/ml)	<i>S. aureus</i>	<i>E. coli</i>	<i>P.pyocyanea</i>	<i>P.vulgaris</i>
A	+++ ^a	++	-	++
B	+++	++	-	++
C	+ + ^b	-	-	-
D	+++	++	-	-
E	- ^d	-	-	-
K1	+ ^c	-	-	-
K2	+	-	-	-

^a +++ Zone d'inhibition 10-15 mm ; ^b ++ Zone d'inhibition 5-10 mm ; ^c + Zone d'inhibition 2-5 mm ; ^d - aucune inhibition.

La comparaison des composés isolés, représentés par les CMI, donne un indicateur de leur activité antibactérienne. Le résidu A montré une activité élevée contre *S.aureus* et *E. coli*, mais une faible activité contre *P. vulgaris* et aucune activité ne contre *P. pyocyanea*. La croissance de *S. aureus* et *E. coli* a également été inhibée par le composé à bande D. Les faibles niveaux d'activité contre Proteus présentés uniquement par les composés A et B devraient refléter avec précision la véritable activité antibactérienne de B car A est un mélange entièrement isolé. Les composés purs et tous les composés C n'avaient qu'une activité modérée contre *S. aureus* et cette concentration sont complètement inactifs par rapport aux autres organismes de test. Pour tous les composés isolés, Aucune activité contre *P. Pyocyanea* n'a pu être détectée.

Tableau 12:Activité antibactérienne des extraits végétaux dans le test de diffusion de l'agar (Ben Sassi et al., 2007).

	<u>Diamètre de la zone d'inhibition de la croissance (mm)^b</u>					
	Extrait			antibiotiques		
<u>Bactéries</u>	M (28.4%) ^a	H (5.1 %) ^a	A (11.2%) ^a	E	O	T
<i>P.a.1</i>	-	-	-	-	-	10
<i>P.a.2</i>	-	-	-	-	-	13
<i>S.a.</i>	19	-	13	24	30	24
<i>E.c.</i>	-	-	-	-	-	26
<i>E.f.</i>	14	-	-	17	9	22
<i>Sh.f.</i>	-	-	-	-	-	26
<i>S.e.</i>	16	-	10	n.t.	n.t.	n.t.
<i>S.s.</i>	13	-	10	23	29	36
<i>Et.cl.</i>	-	-	-	-	-	23
<i>K.p.</i>	-	-	-	-	-	24
<i>A.h.</i>	-	-	-	20	-	23
<i>Se.m.</i>	-	-	-	-	-	19
<i>S.a.1</i>	-	-	-	24	32	35
<i>E.c.1</i>	-	-	-	-	-	18

–: aucune activité ; H : hexane; A : acétone et M : méthanol. ^a: Le rendement en pourcentage de l'extrait. ^b: Zones d'inhibition incluant le diamètre du disque de papier (6 mm).

E : Erythromycine ; O : Oxacilline ; T : Tétracycline ; n.t. : Non testé.

L'extrait d'hexane n'était pas actif contre les souches d'essai, l'extrait d'acétone a montré une activité contre *S.aureus* (DZI=13 mm) et *S.epidermidis* (DZI=10 mm) et *S. saprophiticus* (DZI=10 mm), La plus grande zone d'inhibition (19 mm) a été affichée par l'extrait de méthanol contre *S.aureus* et *E.faecalis* (DZI=14 mm), *S. epidermidis* (DZI=16 mm) et *S. saprophiticus* (DZI=13 mm).

Tableau 13 : Activité antibactérienne in vitro de l'extrait méthanolique brut d'*Artemisia campestris* (Naili et al., 2010).

organisme testé	A.C	Tétracycline 30 lg/disque	Ceftazidime 30 lg/disque
<i>B.subtilis</i>	32.0	25.0	27.0
<i>S.aureus</i>	27.0	26.0	26.0
<i>E. coli</i>	10.0	11.0	10.0
<i>P. aeruginosa</i>	9.0	NT	NT
<i>S. typhi</i>	8.0	10.0	12.0

DZI : diamètre de la zone d'inhibition (NB : diamètre du disque de papier = 5 mm) NT : non testé.

L'extrait de méthanol d'*Artemisia* a montré de bons effets inhibiteurs seulement contre Gram-positif (*Bacillus subtilis* ; DZI=32mm, *Staphylococcus aureus* ; DZI=27mm) sans effets antagonistes contre les espèces bactériennes à Gram-négatif testées (*Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Salmonella typhi*).

III.1.2 Discussion :

Huile essentielle d'AC Étudié par Al Jahid et al (2017) Montrer une très grande activité antibactérienne contre *E.coli*, *P. aeruginosa* et *S. aureus* par rapport à l'activité antibactérienne qui a été montré par (Ghanai et al., 2018). (Akrouit et al., 2010 ; Baykan erel et al. , 2012) contre ces Microorganismes. Et *Klebseilla pneumoniae* est plus résistantes à huile essentielle d'AC (Ghanai et al., 2018) Comparé à ce qu'il a montré par (Akrouit et al., 2010).

Les extraits méthanoliques d'AC ont un effet marqué sur *S. aureus* (Naili et al., 2010 ;El Abed et al., 2014 ; Karabegoviü et al., 2011), comparativement à l'étude de (Megdiche et al., 2014 ; Ben Sassi et al., 2007) et (THARib et al.,1983) montrent un effet faible sur *S. aureus*. Quand (Erel et al., 2012), il n'a enregistré aucune effet contre cette bactérie. (El Abed et al., 2014 ; Karabegović et al., 2011) a montré une forte inhibition de *Escherichia coli* contrairement à (Megdiche et al., 2014), (Naili et al., 2010 ; Erel et al., 2012) et (THARib et al., 1983) a montré une faible inhibition, (Ben Sassi et al., 2007) n'a montré aucune inhibition. (Karabegović et al., 2011 ; Erel et al., 2012) subséquente ont montré une inhibition significative de *P. aeruginosa* et (El Abed et al., 2014 ; Ben Sassi et al., 2007) n'a montré aucune activité inhibitrice contre *P.aeruginosa*, (Naili et al., 2010) montrent un effet faible sur cette bactérie.(El Abed et al., 2014) montré une activité élevée contre *Salmonella typhi*, au contraire (Erel et al. ,2012) montré aucune activité, d'autre part (Megdiche et al. ,

2014 ; Naili et al., 2010) a montré une faible activité contre cette bactérie. (Ben Sassi et al., 2007) enregistré la plus grande activité antibactérienne contre *Staphylococcus epidermidis*, contrairement à (Erel et al., 2012), qui n'a enregistré aucune activité contre *S.epidermidis*. (El Abed et al., 2014 ; Karabegović et al., 2011), presque ils sont enregistré une bonne activité antibactérienne contre *Bacillus subtilis*, mais (Naili et al., 2010) a enregistré la meilleur activité contre elle. (Ben Sassi et al., 2007) montrer une activité inhibitrice sur *Enterococcus faecalis* mais aucune activité contre *Enterobacter cloacae*, (Erel et al., 2012) n'a montré aucune inhibition sur *Enterococcus faecalis* et *Enterobacter cloacae*.

Les extraits aqueux d'*A. Campestris* L ont une activité plus faible ou inhibitrice contre *E. coli*, *S. aureus*, *S. typhi* (El Abed et al., 2014), par contre (Megdiche et al., 2014) a montré très peu d'effet contre ces bactéries, contrairement à (Ghliissi et al., 2016), qui a montré une activité inhibitrice forte sur *S. aureus* et une faible activité inhibitrice contre *E coli* et il a montré que *Listeria monocytogenes* résistant aux extraits aqueux de *A. campestris* L.

Selon Al Jahid et al(2017) les différents résultats obtenus indiquent que les facteurs biotiques et abiotiques présents dans l'environnement interfèrent avec la composition chimique, et par la suite avec les antibactériennes propriétés de la partie aérienne *A. campestris* L extraits.

Selon Ghanai et al (2018) l'activité inhibitrice d'*A. Campestris* serait produite par la présence de certaines molécules comme la pipérite, le mol, le camphre et le limonène.

L'activité antibactérienne de l'huile essentielle peut être due à la présence de synergie entre les principaux composants et autres constituants de l'huile conduisant à divers degrés d'activité antibactérienne (Akrouf et al., 2010)

D'après Karabegović et al (2011) Extraits méthanolique de cette plante possèdent activité antibactérienne relativement élevée, qui peut être attribuée à la richesse de cette espèce sur les composés de la quercétine, et peuvent justifier en partie l'utilisation traditionnelle de l'AC.

Les résultats négatifs ne signifient pas l'absence de constituants bioactifs, ni que la plante est inactive. Les composés actifs pourraient être présents en quantités insuffisantes dans les extraits bruts pour montrer l'activité avec la dose (El Abed et al., 2014)

Les différences d'activité antibactérienne des extraits d'AC peuvent être dues à des différences dans leur composition active qualitative et quantitative (Megdiche et al., 2014).

Selon Ghliissi et al(2016).L'ACEA présente une activité antibactérienne en raison de son contenu phytochimiques.

L'activité antibactérienne des huiles essentielles d'*Artemisia campestris* et probablement la présence de constituants chimiques est probablement due à la forte teneur en 1,2-dshydroacnautylène. Ou trématone (EREL et al. ,2012).

Les résultats de tests antibactériens ont justifié et soutenu en partie l'utilisation généralisée des plantes tunisiennes testées. Le criblage d'extraits bruts d'*Artemisia campestris* a montré qu'il s'agit d'une source potentiellement abondante d'agents antibactériens (Ben Sassi et al., 2007)

Selon Naili et al(2010) l'activité antibactérienne est due au fait que la plante *Artemisia* est riche en anti Gram-positifs phytochimiques, y compris des alcaloïdes.

Les différences dans les activités antibactériennes des extraits d'AC peuvent être attribuées aux différences dans leurs compositions actives qualitatives et quantitatives qui diffèrent selon les partie de la plante étudiées, le temps de récolté, les méthodes d'extraction et les solvants. L'origine géographique aussi a un effet important sur les compositions chimiques d'*Artemisia campestris* L.

Conclusion

Conclusion

Le travail présenté dans ce manuscrit a été consacré à l'évaluation de l'activité antibactérienne d'*Artemisia* à partir d'étude 11 articles de différents extraits d'*Artemisia*. Les extraits ont été obtenus par différentes méthodes.

Nous concluons que,

✚ L'HE isolée à partir des graines du marocain *A. campestris* par la méthode de hydrodistillation montre une totale inhibition contre *Staphylococcus aureus*.

✚ L'extrait méthanolique isolée à partir des feuilles du libyen *Artemisia campestris* par la méthode de filtration possède la meilleure activité antibactérienne contre *S. aureus* et *Bacillus subtilis*.

✚ L'extrait méthanolique isolée à partir des feuilles du bulgarienne *Artemisia campestris* par filtration sous vide montre forte activité antibactérienne contre *Pseudomonas aeruginosa*.

✚ L'extrait méthanolique isolée à partir des feuilles du tunisien (depuis la région de Gafsa) *A. campestris* par évaporation rotative enregistré une bonne activité inhibitrice contre *salmonella typhi*.

✚ L'extrait méthanolique isolée à partir des pièces aériennes d'*Artemisia* de Tunisia à l'aide de méthode de la macération donné le bon activité antibactérienne contre *Staphylococcus epidermidis* et *Enterococcus faecalis*

✚ L'extrait aqueux isolée à partir des feuilles de la région de Bir Ali Ben Khalifa dans la ville de Sfax, Tunis, utilisé la méthode de macération montre la meilleure activité antibactérienne contre *Staphylococcus aureus*.

Ces résultats nous poussent à penser que l'*Artemisia campestris* L pourrait présenter une alternative intéressante à l'utilisation des antibiotiques.

Bibliographie

Akrouf, A., Jani, H.E., Amouri, S., Neffati, M. (2010). Screening of Antiradical and Antibacterial Activities of Essential Oils of *Artemisia campestris* L., *Artemisia herba alba* Asso, & *Thymus capitatus* Hoff. Et Link. Growing Wild in the Southern of Tunisia. *Recent Research in Science and Technology*, 2, 29-39.

Al jahid, A., Elamrani, A., Lahlou, F.A., Hmimid, F., Bourhim, N., Blaghen, M., Eddine, J.J. (2017). Chemical Composition and Antibacterial Activity of the Essential Oil Isolated from the Seeds of Moroccan *Artemisia campestris* L. *Journal of Essential Oil Bearing Plants*, 20, 375 - 384.

Al-Snafi, A. E. (2015). The pharmacological importance of *Artemisia campestris*-A review. *Asian Journal of Pharmaceutical Research*, 5(2), 88-92.

Amara, N., Melouk, F. Z. (2017). Activité Antimicrobienne des Extraits des Feuilles de la Vigne Sauvage (*Vitis vinifera sylvestris*). *Algerian Journal of Natural Products*, 4(3), 358-366.

Borée, D. (2012). Atlas illustré des plantes médicinales et curatives, 18-20

Boudjouref, M. (2018). Etude de l'activité antioxydante et antimicrobienne d'extraits d'*Artemisia campestris* L (Doctoral dissertation).

Bouyahya, A., Bakri, Y., Et-Touys, A., Talbaoui, A., Khouchlaa, A., Charfi, S., Dakka, N. (2017). Résistance aux antibiotiques et mécanismes d'action des huiles essentielles contre les bactéries. *Phytothérapie*, 1-11.

Chaouia, Ch. (2012). Étude de quelques paramètres phenologiques et physiologiques d'*Artemisia campestris*. *Agrobiologia*, 2(2), 55-63.

Chevalier, A. (2001). Encyclopédie des plantes médicinales Identification, Préparation, Soins. Edition Larousse, Paris, 95-335.

Cyrille, K. R., Goly, Y., Dadie, S. (2018). Valorisation des plantes aromatiques en Afrique. Editions universitaires e.

EL abed, N., Guesmi, F., Mejri, M., Marzouki, MN., Ben hadj ahmed, S., (2014). Phytochemical screening and assessment of antioxidant, antibacterial and cytotoxicity activities of five tunisian medicinal plants. *International journal of pharmaceutical research and bio-science*, 3(4): 770-789

Erel, Ş. B., Reznicek, G., Şenol, S. G., Yavaşoğlu, N. Ü. K., Konyalıoğlu, S., Zeybek, A. U. (2012). Antimicrobial and antioxidant properties of *Artemisia* L. species from western Anatolia. *Turkish Journal of Biology*, 36(1), 75-84.

Ghanai, R., Houmani, Z., Houmani, N. (2018). Chemical Composition and Antibacterial Activity of *Artemisia campestris* ssp. *glutinosa* (J. Gay) Batt. and *A. judaïca* ssp. *sahariensis* (Chev.) Species Endemic to the Algerian Sahara. *Journal of Essential Oil Bearing Plants*, 21(3), 779-788.

Ghissi, Z., Sayari, N., Kallel, R., Bougatef, A., Sahnoun, Z. (2016). Antioxidant, antibacterial, anti-inflammatory and wound healing effects of *Artemisia campestris* aqueous extract in rat. *Biomedicine & Pharmacotherapy*, 84, 115-122.

Karabegović, I.T., Nikolova, M.T., Veličković, D., Stojičević, S.S., Veljković, V.B., Lazić, M.L. (2011). Comparison of Antioxidant and Antimicrobial Activities of Methanolic Extracts of the *Artemisia* sp. Recovered by Different Extraction Techniques. *Chinese Journal of Chemical Engineering*, 19, 504-511.

Kothe, H. W. (2007). 1000 plantes aromatiques et médicinales. Terres éd.

Massiha, A., Khoshkholgh-Pahlaviani, M. M., Issazadeh, K., Bidarigh, S., Zarrabi, S. (2013). Antibacterial activity of essential oils and plant extracts of *Artemisia* (*Artemisia annua* L.) in vitro. *Zahedan J Res Med Sci*, 15(6), 14.

Megdiche-Ksouri, W., Trabelsi, N., Mkadmini, K., Bourgou, S., Noumi, A., Snoussi, M., Ksouri, R. (2015). *Artemisia campestris* phenolic compound have antioxidant and antimicrobial activity. *Industrial Crops and Products*, 63, 104-113.

Memmi, A., Sansa, G., Rjeibi, I., El Ayeb, M., Srairi-Abid, N., Bellasfer, Z., Fekhih, A. (2007). Use of medicinal plants against scorpionic and ophidian venoms. *Archives de L'institut Pasteur de Tunis*, 84(1-4), 49-55.

Naili, M. B., Alghazeer, R. O., Saleh, N. A., & Al-Najjar, A. Y. (2010). Evaluation of antibacterial and antioxidant activities of *Artemisia campestris* (Astraceae) and *Ziziphus lotus* (Rhamnaceae). *Arabian Journal of Chemistry*, 3(2), 79-84.

Sassi, A. B., Harzallah-Skhiri, F., Aouni, M. (2007). Investigation of some medicinal plants from Tunisia for antimicrobial activities. *Pharmaceutical biology*, 45(5), 421-428.

Sefi, M., Fetoui, H., Makni, M., & Zeghal, N. (2010). Mitigating effects of antioxidant properties of *Artemisia campestris* leaf extract on hyperlipidemia, advanced glycation end products and oxidative stress in alloxan-induced diabetic rats. *Food and chemical toxicology*, 48(7), 1986-1993.

Sefi, M., Fetoui, H., Soudani, N., Chtourou, Y., Makni, M., Zeghal, N. (2012). *Artemisia campestris* leaf extract alleviates early diabetic nephropathy in rats by inhibiting protein oxidation and nitric oxide end products. *Pathology-Research and Practice*, 208(3), 157-162.

Thariba, S. M., Gnan, S. O., Veitch, G. B. A. (1983). Antimicrobial Activity of Compounds from *Artemisia campestris*. *Journal of Food Protection*, 46(3), 185-187.

Touil, S., Benrebaha, F.A., Tahar, H. S. (2017). Influence of seasonal variation on chemical composition and antioxidant activity of the essential oil of field wormwood *Artemisia campestris*. *Membres du comité de lecture*, 7(2), 502.

Résumé :

La résistance des germes aux antibiotiques rend quelques fois le traitement thérapeutique inefficace et impose la recherche de nouveaux agents antimicrobiens. Le recours aux plantes médicinales constitue alors une des plus intéressantes pistes à explorer ; c'est dans cette perspective que nous nous sommes intéressés à 'étude de l'activité antibactérienne d'*Artemisia campestris* L, nous avons fait une étude de 11 article qui parlent des différent extraits d'*Artemisia campestris* L. Dans cette étude, nous avons procédé les méthodes d'extraction des extraits de cette plante ainsi que l'évaluation de leur pouvoir antibactérien vis-à-vis de différent souches bactérienne. Les résultats obtenus ont démontré que les différents extraits d'*Artemisia campestris* ont un pouvoir antibactérien intéressant sur les germes étudiés. Les tests antibactériens ont révélé que l'inhibition de la croissance dépend de l'espèce bactérienne et de type et la concentration du extrait testé, aussi l'origine géographique.

Mots clé : *Artemisia campestris* L. activité antibactérienne, les extraits, extraction.

Abstract

The resistance of germs to antibiotics sometimes renders the therapeutic treatment ineffective and imposes the search for new antimicrobial agents. The use of medicinal plants is then one of the most interesting avenues to explore; it is in this perspective that we have been interested in studying the antibacterial activity of *Artemisia campestris* L, we did a study of 11 articles that talk about the different extracts of *Artemisia campestris* L. In this study, we proceeded with the methods of extraction of the extracts of this plant as well as the evaluation of their antibacterial power vis-with different bacterial strains. The results obtained showed that the different extracts of *Artemisia campestris* have an interesting antibacterial power on the germs studied. Antibacterial testing has shown that growth inhibition depends on the bacterial species and type and concentration of the tested extract, as well as the geographic origin.

Keywords: *Artemisia campestris* L. antibacterial activity, extracts, extraction.

ملخص: مقاومة الجراثيم للمضادات الحيوية تجعل العلاج العلاجي أحياناً غير فعال وتفرض البحث عن عوامل جديدة مضادة للميكروبات. يعد استخدام النباتات الطبية حينها أحد أكثر الطرق إثارة للاهتمام لاستكشافها ؛ من هذا المنظور، كنا مهتمين "بدراسة النشاط المضاد للبكتيريا لـ *Artemisia campestris* L، أجرينا دراسة على 11 مقالة نتحدث عن مقتطفات مختلفة من *Artemisia campestris* L. في هذه الدراسة، شرعنا في طرق استخراج مستخلصات هذا النبات وكذلك تقييم قوتها المضادة للبكتيريا مقابل سلالات بكتيرية مختلفة. أظهرت النتائج التي تم الحصول عليها أن المستخلصات المختلفة من *Artemisia campestris* L لها قوة مضادة للبكتيريا مثيرة للاهتمام على الجراثيم التي تمت دراستها. أظهر الاختبار المضاد للبكتيريا أن تثبيط النمو يعتمد على الأنواع البكتيرية ونوع المستخلص المختبر وتركيزه، وكذلك الأصل الجغرافي.

الكلمات المفتاحية : *Artemisia campestris* L, النشاط المضاد للبكتيريا , المستخلصات , الاستخراج.