

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou



Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques
Département des Sciences Alimentaires

Mémoire de fin de cycle

Présenté en vue de l'obtention du diplôme de Master
En Sciences Alimentaires
Spécialité : Agroalimentaire et Contrôle de Qualité (AACQ)

**Effet des méthodes d'extraction sur la teneur en
composés phénoliques et l'activité antimicrobienne
de l'*Artemisia campestris***

✓ Présenté par :

MERAD Messad

RAMDANE CHERIF Hadjer

✓ Soutenu devant le jury composé de :

M^{me}	CHENAH May	MCA	UMMTO	Présidente
M^{me}	BENMALEM REMANE Yakout	MCB	UMMTO	Promotrice
M^r	BENGANA Mohamed	MCB	UMMTO	Examineur

Année universitaire : 2024/2025

Bien que parfois les mots échouent à exprimer la profondeur de nos émotions, il est néanmoins essentiel de les traduire en remerciements pour honorer tous ceux qui ont contribué à ce travail.

Au terme de ce travail, nous remercions en premier lieu ALLAH, maître des cieux et de la terre de nous avoir illuminé et ouvert les portes de savoir, et de nous avoir accordé la volonté et le courage, la patience et la persévérance durant ces longues années d'études, et de nous avoir guidé vers la réussite et l'accomplissement de ce projet de fin d'études.

Nous souhaitons exprimer notre profonde gratitude à notre promotrice, M^{me} REMANE Y. maître de conférences classe B, d'avoir accepté de nous encadrer et de nous avoir conseillé, aidé et guidé. Pour son engagement et sa bienveillance, qui nous ont soutenus et orientés tout au long de la réalisation de ce travail. Ce fut un véritable plaisir de travailler avec vous.

Nos remerciements vont également aux membres du jury M^r BENGANA M. et M^{me} CHENAH M. d'avoir accepté d'examiner ce travail.

Nous exprimons nos profonds remerciements à toute l'équipe de laboratoire pédagogique de microbiologie, en particulier M^r AMROUCHE T. et les ingénieurs de laboratoire M^{me} MAZI D. et M^{me} BOUAZZOUN K.

A la fin, nous remercions toute personne ayant contribué de près ou de loin dans l'élaboration et l'aboutissement de ce modeste travail.

Je dédie ce travail à toute ma famille.

À mes parents Arezki et Rosa qui m'ont doté d'une éducation digne, pour leur soutien,

sacrifices et leur amour.

Que vous trouviez ici le témoignage de ma profonde reconnaissance.

À mes sœurs Thiziri et Farida.

À mes frères Yahia, Makhlouf, Mhenna et Boukhalfa.

À ma très chère grand-mère Dehbia.

À ma chère amie et binôme « Hadjer » et sa famille.

À mes meilleur(e)s ami(e)s Synda, Amine, Rina, Nadjat, Anya.

À mes camarades avec qui on a partagé cette expérience : "Mohamed Amine et Louiza".

MESSAD

C'est avec joie que je dédie cet humble travail ...

À mes chers parents, symboles d'amour et de tendresse, qui n'ont pas cessé de m'encourager, de me guider et de prier pour moi.

Je vous remercie pour l'amour et le soutien inconditionnels que vous me portez et les sacrifices que vous avez faits et continuez de faire pour moi, depuis mon enfance.

J'espère que votre bénédiction m'accompagne toujours ;

À mes chères grands-mères azizen « Jida Ouiza » et « Jida Tassadit », pour l'amour, lefchouch, le soutien et les prières infailibles ;

À mes chères sœurs « Meriem » et « Assia », avec lesquelles je partage la joie et la tristesse, le bien et le mal ;

À la mémoire de ma chère petite sœur « Assinate », j'aurais souhaité ta présence en ce moment pour partager ma joie, tu es et tu seras toujours dans mon cœur « Bébé azizen » ;

À tous les membres de ma famille qui me sont chers : Oncles et Tantes maternelles et paternelles, Cousins et Cousines, chacun en son nom ;

À mes chers enseignants du primaire à l'université, à qui je dois beaucoup de mérite ;

À ma chère amie et binôme « Messad » et sa famille ;

À mes cher(e)s ami(e)s « Ouerdia » « Anya et Nadjat » et « Amine » et camarades ;

À mes camarades avec qui on a partagé cette expérience : "Mohamed Amine et Louiza".

À vous chers lecteurs ;

Puisse Dieu le très haut, vous accorder tous : santé, bonheur et longue vie, et faire en sorte que jamais je ne vous déçoive. Et que ce travail soit à la hauteur de vos aspirations.

HADJER

A.campestris : *Artemisia campestris* L.

OMS : Organisation Mondiale de Santé.

CL50 : Concentration Létale 50%.

ATCC : American type culture collection

Gram positif : Gram+

Gram négatif : Gram-

CMI : Concentration Minimale Inhibitrice

BHIB : Brain Heart Infusion Borth

DMSO : Diméthylsulfoxyde

µg : Microgramme

µl : Microlitre

Liste des figures

Figure 1 : <i>Artemisia campestris</i> , L	3
Figure 2 : Feuilles et tiges de l' <i>Artemisia campestris</i> L	4
Figure 3 : Fleurs de l' <i>Artemisia campestris</i> L	4
Figure 4 : Distribution géographique de l'espèce <i>Artemisia campestris</i>	5
Figure 5 : Extraction par Soxhlet	15
Figure 6 : Introduction des creusets dans l'étuve	15
Figure 7: Procédure de calcination pour l'évaluation de la teneur en cendres	16
Figure 8 : Dosage des polyphénols	18
Figure 9 : Dosage des flavonoïdes et Lecture au spectrophotomètre.....	19
Figure 10 : Etapes de l'antibiogramme	23
Figure 11 : Détermination de la CMI	24
Figure 12 : Teneurs en polyphénols des trois extraits de l' <i>Artemisia campestris</i>	27
Figure 13 : Teneurs en flavonoïdes des trois extraits.....	28
Figure 14 : Effet inhibiteur de l'extrait hydroéthanolique d' <i>A.campestris</i> contre les cinq souches bactériennes testées	31
Figure 15: Effet inhibiteur de l'extrait Soxhlet d' <i>A.campestris</i> contre les cinq souches bactériennes testées	33
Figure 16 : Effet antifongique des extraits d' <i>A.campestris</i> vis-à-vis de <i>Candida albicans</i>	36
Figure 17 : Résultats des CMI sur microplaque.....	37

Liste des tableaux

Tableau I : Taxonomie de l' <i>Artemisia campestris</i> L	5
Tableau II : Résultats de l'analyse physico-chimique de l' <i>Artemisia campestris</i>	25
Tableau III : Rendement des différentes méthodes d'extraction.....	25
Tableau IV : Caractéristiques des souches bactériennes utilisées dans l'étude.....	29
Tableau V : Moyennes des diamètres de la zone d'inhibition (mm) \pm écart type de l'extrait aqueux	30
Tableau VI : Moyennes des diamètres de la zone d'inhibition (mm) \pm écart type de l'extrait hydro- éthanoïque.....	30
Tableau VII : Moyennes des diamètres de la zone d'inhibition (mm) \pm écart type de l'extrait Soxhlet.....	32
Tableau VIII : Moyennes des diamètres de la zone d'inhibition de <i>Candida albicans</i> en (mm) \pm ET des trois extraits.....	35
Tableau IX : Résultats de la CMI	36

Sommaire	
Remerciements	
Dédicaces	
Liste des abréviations	
Liste des figures	
Liste des tableaux	

Introduction

Introduction	1
---------------------------	----------

SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : Etude ethnobotanique de la plante *Artemisia campestris*

I.1	Description de la plante	3
I.2	Caractéristiques morphologiques	3
I.3	Taxonomie	4
I.4	Habitat et répartition géographique	5
I.5	Noms vernaculaires	6
I.6	Composition chimique	6
I.7	Usages de l'<i>Artemisia campestris</i> L.	7
I.7.1	Propriétés médicinales	7
I.7.2	Applications alimentaires	7
I.8	Données toxicologiques	8

CHAPITRE II : Métabolites secondaires

II.1	Définition	9
II.2	Polyphénols	9
II.2.1	Flavonoïdes	9
II.2.2	Tanins	9
II.3	Terpènes et stéroïdes	10
II.3.1	Saponines	10
II.3.2	Huiles essentielles	10
II.4	Alcaloïdes	10

CHAPITRE III : Activité antimicrobienne

III.1	Activité antibactérienne	11
III.2	Activité antifongique	12

PARTIE EXPERIMENTALE

CHAPITRE I : Matériel et méthodes

I.1	Objectif.....	13
I.2	Matériel	13
I.2.1	Matériel biologique.....	13
I.2.2	Matériel non biologique	13
I.3	Méthodes d'analyse	13
I.3.1	Préparation de la poudre	13
I.3.2	Préparation de l'extrait par macération aqueuse.....	13
I.3.3	Préparation de l'extrait hydro-éthanolique	14
I.3.4	Préparation de l'extrait Soxhlet	14
I.4	Analyses physico-chimiques des extraits.....	15
I.4.1	Détermination du taux d'humidité	15
I.4.2	Détermination du taux de cendres	16
I.4.3	Détermination du rendement d'extraction.....	17
I.4.4	Dosage des composés phénoliques.....	17
I.4.4.1	Dosage des polyphénols totaux.....	17
I.4.4.2	Dosage des flavonoïdes.....	18
I.5	Étude de l'activité antimicrobienne.....	19
I.5.1	Revivification des souches.....	19
I.5.2	Repiquage et purification.....	19
I.5.3	Coloration de Gram.....	19
I.5.4	Coloration simple.....	20
I.5.5	Test de catalase	20
I.5.6	Test d'oxydase	21
I.5.7	Test DNase.....	21
I.5.8	Antibiogramme	22
I.5.9	Détermination de la CMI.....	23

CHAPITRE II : Résultats et discussion

II.1	Résultats des analyses effectuées sur la poudre d' <i>A.campestris</i>	25
II.2	Résultats des rendements des extractions	25
II.3	Résultats de dosage des composés phénoliques	26
II.3.1	Dosage des polyphénols	26
II.3.2	Résultats Dosage des flavonoïdes	27
II.4	Résultats de l'activité antibactérienne.....	29
II.5	Résultats d`analyse de l'activité antifongique	34
II.6	Résultats de la CMI.....	36

Conclusion

Conclusion.....	38
-----------------	----

Références bibliographiques

Annexes

Résumé

Introduction

Depuis la nuit des temps, les hommes ont su développer les vertus médicinales que recèlent les plantes, dont la connaissance et l'utilisation thérapeutique basée sur l'analyse et l'observation s'appellent la phytothérapie (Ali-Delille, 2013). Les connaissances et les pratiques en médecine traditionnelle ont été transmises d'une génération à l'autre (Miara et al., 2019).

D'après une estimation de l'OMS, sur la population du globe qui dépasse 4 milliards d'habitants, il y en a peut-être 80% qui ont essentiellement recours à la médecine traditionnelle pour satisfaire leurs besoins en soins de santé primaires. En effet, il existe environ 500.000 espèces de plantes sur terre, dont 80.000 possèdent des propriétés médicinales (Boudjouef, 2020).

L'Algérie possède une végétation riche et diversifiée répartie dans les régions côtières, les massifs montagneux, les hauts-plateaux, les steppes et les oasis sahariennes. Le nombre de taxons de sa flore est estimé à environ 4000, dont environ 90% sont présents dans le nord du pays (Sassoui et al., 2020).

La flore algérienne comprend 13 espèces d'*Artemisia* dont l'espèce *Artemisia campestris* L (Ghorab et al., 2013), aussi appelée "Aurone des champs", "Tgouft", "Alala" ou "Tedjouq" (Sassoui et al., 2020). Cette plante herbacée vivace, appartenant à la famille des Astéracées, contient des huiles essentielles et des principes actifs comme les polyphénols, responsables de ses propriétés biologiques antimicrobiennes et anti oxydantes (Akrouf et al., 2011).

Artemisia campestris est une plante médicinale largement utilisée en Afrique du nord en médecine traditionnelle pour traiter diverses maladies. De nombreuses études phytochimiques ont montré la présence de polyphénols, des tanins, des flavonoïdes et des huiles essentielles dans cette espèce. Ces composés sont doués de nombreux effets pharmacologiques tels que les effets antioxydants, effets anticancéreux, effets antifongiques, effets antidiabétiques, antihelminthiques, antihypertensives et hépato protecteurs (Dib et al., 2016).

Le motif principal du choix de cette plante est son utilisation traditionnelle dans le traitement des troubles digestifs, les ulcères, le diabète, les rhumatismes, les piqûres de scorpion et les morsures de serpent (Al-Snafi, 2015). Une revue de la littérature a permis de constater que les études portant sur la présente plante, restent peu nombreuses en Algérie.

Cette étude porte sur l'évaluation des teneurs en composés bioactifs (polyphénols et flavonoïdes) de l'*Artemisia campestris* d'une part et d'autre part à évaluer les propriétés biologiques en se basant sur des travaux de recherches antérieures.

Cette étude débute par une revue bibliographique sous forme de généralités sur la plante *Artemisia campestris*, les métabolites secondaires et un aperçu sur les activités antimicrobiennes. La seconde partie est consacrée à la partie expérimentale, dans laquelle sont présentées les approches méthodologiques adoptées, ainsi que les résultats obtenus, leur analyse et leur interprétation puis se termine par une conclusion.

I. Etude ethnobotanique de la plante *Artemisia campestris*

I.1. Description de la plante

L'espèce *Artemisia campestris* L. (*A. campestris*) fait partie de la famille des Astéracées qui est connue sous le nom de Compositae. C'est la plus grande famille de plantes vasculaires. Elle compte plus de 32 000 espèces connues de plantes vasculaires et plus de 1 900 genres. De nombreuses espèces de la famille des Astéracées sont des plantes herbacées annuelles, bisannuelles ou vivaces, mais on trouve également des arbustes, des herbes et des arbres. On la trouve principalement dans les climats désertiques et froids ou semi-désertiques (**Solanki et al., 2021**).

Les feuilles de cette plante sont largement utilisées en médecine traditionnelle sous forme de décoction pour leurs propriétés antivenimeuses, anti-inflammatoires, antirhumatismales et antimicrobiennes (**Akrout et al., 2011**).

I.2. Caractéristiques morphologiques

L'*A. campestris* est une plante sous frutescente (la base est légèrement ligneuse mais qui reste principalement herbacée dans sa partie supérieure) à tiges couchées ou ascendantes pouvant atteindre 60 cm de haut (**Ali Delille, 2010**) (**Figure 1**).



Figure 1 : *Artemisia campestris*, L (Benchohra et al., 2022)

Elle est généralement rouge brunâtre et glabre, et acquiert une forme lignifiée dans la partie inférieure et pubescente (couverte de poils fins et courts) dans la partie supérieure. Les feuilles sont vertes, fermes lorsqu'elles sont jeunes, souvent glabrescentes à maturité, les feuilles basilaires montrent une segmentation pennée répétée deux à trois fois, possèdent un pétiole et peuvent être auriculées à la base (**Dib et al., 2017**).

Elle possède de minuscules capitules (1 à 1,5 mm) ovoïdes ou coniques à involucre scarieux (donc avec des petites écailles protectrices sèches et translucides (comme du papier

fin) qui entourent la base du capitule). Elle ne contient que 3 à 8 fleurs jaunâtres bordées de rouge et un pédoncule avec des poils blanchâtres à brunâtres. En outre, les fruits sont des akènes à la saveur amère et à l'odeur agréable (**Benchohra et al., 2022**) (**Figure 2 et 3**).



Figure 2 : Feuilles et tiges de l'*Artemisia campestris* L (**Gamoun et Louhaichi, 2021**)



Figure 3 : Fleurs de l'*Artemisia campestris* L (**Dib et El Alaoui-Faris, 2019**)

I.3. Taxonomie

Le genre *Artemisia* appartient à la tribu des Anthemideae de la famille des Asteraceae, qui compte plus de 350 espèces. L'*Artemisia* est assez répandue et pousse à l'état sauvage dans tout l'hémisphère nord de la terre avec seulement environ 10 taxons présents dans l'hémisphère sud. Dans la flore algérienne, 13 espèces sont présentes, dont l'*A.campestris* qui est une plante vivace communément appelée "Dgouft", "Armoise rouge", "Armoise champêtre" ou "Aurone des champs" (**Valant-Vetschera et al., 2003 ; Dob et al., 2005 ; Solanki et al., 2021**).

L'*A.campestris* est petite et buissonnante. Elle possède une odeur quasi nulle et elle pousse sur des sols minéraux de type sableux ou rocailleux (**Filleul, 2018**).

Tableau I : Taxonomie de l'*Artemisia campestris* L (Al-Snafi, 2015)

Règne	<i>Plantae</i>
Sous règne	<i>Tracheobionta</i>
Embranchement	<i>Spermatophyta</i>
Sous embranchement	<i>Magnoliophyta</i>
Classe	<i>Magnoliopsida</i>
Sous classe	<i>Asteridae</i>
Ordre	<i>Asterales</i>
Famille	<i>Asteraceae</i>
Genre	<i>Artemisia</i>
Espèce	<i>Artemisia campestris</i> L.

I.4. Habitat et répartition géographique

A.campestris est originaire de l'Asie mais elle est aujourd'hui répandue en Amérique du Nord et dans de vastes régions d'Asie et d'Afrique du Nord (Al-Snafi, 2015) (Figure 4).

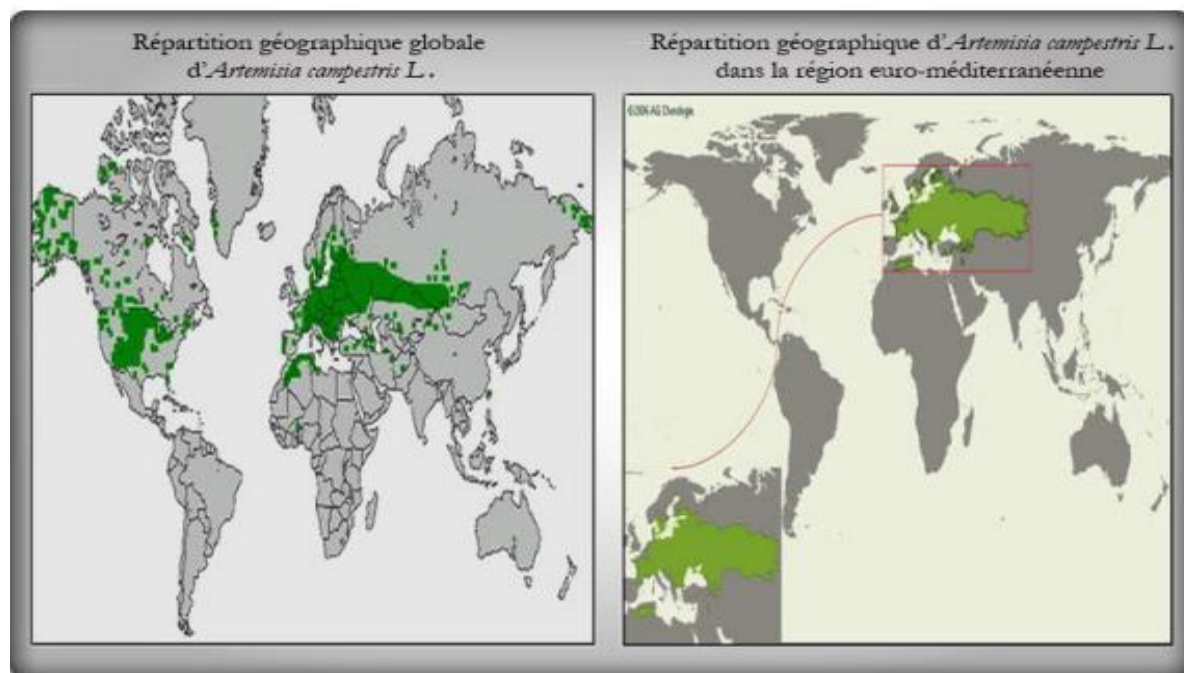


Figure 4 : Distribution géographique de l'espèce *Artemisia campestris* (Dib et al., 2017)

Géographiquement, elle prédomine dans les régions arides des pays d'Afrique du Nord comme le Maroc, l'Algérie, la Tunisie et la Libye. On la retrouve également dans une grande partie de l'Europe centrale et méridionale, en République tchèque, en Italie, dans le sud de

l'Espagne, tandis qu'au Japon elle pousse le long du littoral des îles Ryūkyū, ainsi que dans les sites de référence des dunes restaurées du Grand Lac en Amérique du Nord (**Dib et al., 2016**).

Elle colonise une grande diversité d'habitats. Elle pousse dans des prairies sèches et riches en bases en Europe centrale et méridionale (elle est considérée comme une plante rudérale, c'est-à-dire qui colonise les terrains perturbés par l'activité humaine), dans les terres fluviales sèches (terres situées le long des cours d'eau mais actuellement asséchées) et perturbées du sud de l'Espagne. Elle accompagne la végétation dominante dans les prairies xérophiles (adaptées aux milieux secs) de la République tchèque et pousse sur des sols graveleux près de la rivière Tammaro en Italie. Ces divers habitats partagent généralement des caractéristiques communes : sols bien drainés, conditions sèches à semi-arides, et souvent des perturbations naturelles ou anthropiques (**Dib et al., 2016**).

En Algérie, cette espèce est relativement rare dans la région présaharienne. Elle est absente dans le Sahara septentrional, peu fréquente dans la Tefedest et le Tassili, mais elle est assez répandue dans le Hoggar. Elle se trouve principalement dans les lits pierreux et sablonneux des oueds de montagne. De plus, elle occupe les zones de l'étage méditerranéen, où elle peut descendre à des altitudes plus basses, jusqu'à l'étage tropical (**Gast, 1989**).

I.5. Noms vernaculaires

- Degouft, Alala, Chaal, Taghouft, Tagoug (en Algérie)
- Field sagewort, Field wormwood, Sand wormwood (Anglais)
- Armoise champêtre, Armoise des champs, Armoise rouge (Français)
- Assenzio di campo (Italien)
- Abrótano del campo (Espagnol) (**Dib et El Alaoui-Faris, 2019**).

I.6. Composition chimique

De nombreuses études chimiques ont révélé que la partie aérienne d'*A. campestris* est riche en métabolites secondaires (**Khaldi, 2017**).

Les parties fraîches contiennent des alcaloïdes, des saponines, des terpènes et des flavonoïdes. Quatre flavanones (pinostrobine, pinocembrine, sakuranetine et naringénine), un dihydroflavonol (7-méthyl aromadendrene) et une flavone (hispiduline) (**Al-Snafi, 2015**).

L'*A. campestris* produit une huile essentielle à composition chimique complexe, renfermant une diversité de composés bioactifs. Cette richesse en métabolites secondaires confère à la plante ses propriétés aromatiques et son potentiel thérapeutique (**Chalchat et al., 2003**).

I.7. Usages de l'*Artemisia campestris* L

La plupart des plantes de ce genre ont une grande importance en tant que médicaments, aliments, plantes ornementales ou stabilisateurs de sol (**Touil et Benrebiha, 2017**).

I.7.1. Propriétés médicinales

Les plantes médicinales sont devenues importantes pour la recherche pharmacologique directement comme agents thérapeutiques, mais aussi comme matières premières pour la synthèse de médicaments pour les composés pharmacologiquement actifs (**OMS, 1998**).

Les espèces d'*Artemisia* sont largement utilisées dans la médecine traditionnelle du monde entier et dans de nombreux pays comme le Maroc, l'Algérie, la Tunisie, la Libye, l'Espagne, la Turquie, l'Italie, la Serbie, l'Inde, l'Argentine, le Canada et les États-Unis, avec des applications thérapeutiques différentes et bien connues comme anthelminthique et comme traitement des problèmes cutanés, respiratoires et digestifs (maux d'estomac, diarrhée, parasitisme, infections intestinales et bronchiques, angine, plaies, boutons, rhume et toux). Elles présentent des activités anti-inflammatoires, antitumorales, antispasmodiques, antimicrobiennes, insecticides, antipaludiques, antifongiques et antioxydantes. L'*A.campestris* était utilisée en décoction comme anti-venin, anti-inflammatoire, antirhumatismal et antimicrobien. Les feuilles de cette plante étaient utilisées comme hypoglycémiant, cholérétique, digestif, antilithiasique, pour le traitement de l'obésité et pour diminuer le cholestérol (**Dib et al., 2017 ; Touil et Benrebiha, 2017**).

I.7.2. Applications alimentaires

De nombreuses espèces d'*Artemisia* possèdent un parfum ou un goût caractéristique, ces herbes sont utilisées dans le monde entier dans des boissons toniques, stomachiques (qui facilitent la digestion) et stimulantes (**Mucciarelli et al., 1995**).

En Espagne, dans diverses régions de Castellón, la décoction de cette plante est utilisée pour parfumer le vin, en l'incorporant dans les fûts, dans cette même province, elle sert également de conservateur pour les raisins secs et les figues séchées. Dans les régions centrales de Valence, lorsque les raisins sont bouillis pour faire des raisins secs, la partie aérienne de la plante est ajoutée au chaudron, ce qui donne une très belle couleur. À Orcera, elle est également utilisée pour assaisonner les aliments. Et pour l'alimentation des animaux, dans le Cinca Medio (Huesca) la partie aérienne florale était utilisée pour nourrir les fourmis ailées, qui servaient d'appât pour chasser les petits oiseaux à bec fin. Dans le parc naturel des Sierras de Cazorla, Segura et Las Villas (Jaén), il est indiqué que la plante est consommée par les animaux, probablement en se référant à la partie aérienne, elle est spécifiquement mentionnée comme étant consommée par les chèvres et les moutons. À Monzón (Huesca), les bergers notent que la

partie aérienne de la plante constitue un bon pâturage et est particulièrement appréciée par les moutons (Vallès et al., 2018).

I.8. Données toxicologiques

Le test de l'activité toxique des huiles essentielles d'*A.campestris* a montré que la létalité (CL50) des larves de crevettes saumâtres était de 15 à 20 µg/ml. Cette toxicité est due à la présence d'oxyde de caryophyllène et du germacrène (Judzentiene et al., 2010).

Le traitement à base d'*A.campestris* est contre indiqué chez les femmes enceintes et allaitantes ainsi que chez les enfants. Les sujets ayant des problèmes d'allergie et des problèmes d'insuffisance rénale ou hépatique doivent s'abstenir de prendre de l'armoise. Les effets indésirables les plus fréquemment notés sont les allergies de contact provoquées par les lactones sesquiterpéniques contenus dans la plante et les pollens. Le non-respect des doses prescrites peut également causer des irritations gastriques et intestinales, voire une intoxication (Zeghdoud et Chennai, 2019).

II. Métabolites secondaires

II.1. Définition

Les métabolites secondaires sont des composés naturels présents dans les plantes, qui possèdent des propriétés thérapeutiques et sont impliqués dans la défense contre les herbivores et les interactions environnementales. Ils appartiennent à trois grandes familles : les composés phénoliques (flavonoïdes, acides phénoliques, tanins), les terpènes et stéroïdes (monoterpènes, sesquiterpènes, huiles essentielles) et les alcaloïdes (composés azotés tels que la caféine, la nicotine, la morphine). Cette classification est établie en fonction de leurs voies de biosynthèse et de leurs structures chimiques similaires (**Guillaume et Charrouf, 2005**).

II.2. Polyphénols

Les polyphénols sont caractérisés par la présence d'au moins un noyau benzénique auquel est directement lié au moins un groupement hydroxyle libre, ou engagé dans une autre fonction tels que : éther, ester, hétéroside...etc. Ces composés exercent des fonctions biologiques importantes comme les activités antioxydantes, antimicrobiennes et anti-inflammatoires. Ils jouent également un rôle écologique essentiel dans la pigmentation des plantes, la défense contre les herbivores et l'attraction des pollinisateurs. En effet, les composés phénoliques constituent le groupe le plus nombreux et le plus largement distribué dans le royaume des végétaux, avec plus de 8000 structures phénoliques connues (**Lugasi et al., 2003**).

II.2.1. Flavonoïdes

Les flavonoïdes constituent un groupe de plus de 6000 composés naturels qui sont quasiment universels chez les plantes vasculaires. Ils constituent des pigments responsables des colorations jaune, orange et rouge de différents organes végétaux, les flavonoïdes présentent d'importantes propriétés sur divers systèmes biologiques. Ces effets pourraient avoir des applications thérapeutiques (**Ghedira, 2005**).

II.2.2. Tanins

Les tanins constituent les métabolites secondaires les plus abondantes des plantes, avec une concentration de 5% à 10% du poids sec foliaire. Ces molécules phénoliques solubles dans l'eau, dont la masse moléculaire varie entre 500 et 3000, possèdent naturellement la capacité de tanner le cuir. On distingue deux types principaux selon leur structure : les tanins hydrolysables (qui peuvent être décomposés par hydrolyse) et les tanins condensés (polymères plus complexes et plus résistants). Ces composés manifestent un double comportement biologique : ils exercent un effet protecteur antioxydant pour les plantes tout en développant des propriétés oxydantes et toxiques défavorables aux animaux herbivores (**Bouaziz, 2014**).

II.3. Terpènes et stéroïdes

II.3.1. Saponines

Les saponines sont des hétérosides employés comme savon, d'où leur appellation. Ils sont des molécules composées de deux entités : une génine (aussi appelée aglycone) et une fraction glycoside. Elles exercent diverses activités biologiques telles que des actions antimicrobiennes, antifongiques et anti-inflammatoires. Les saponines se divisent en deux catégories selon la nature de leur génine qui peut être soit stéroïdique, soit triterpénique (**Guillaume et Charrouf, 2005**).

II.3.2. Huiles essentielles

Les huiles essentielles sont des métabolites secondaires prélevés sur des diverses parties des plantes aromatiques (fleurs, feuilles, fruits, racines). Elles défendent naturellement les plantes contre les infections fongiques et incitent les insectes à la pollinisation. Ces molécules volatiles, en bonne partie formées de terpénoïdes auteurs de l'arôme et de la saveur, sont dotées de propriétés antioxydantes, antimicrobiennes, anti-inflammatoires et antifongiques. Grâce à ces caractéristiques thérapeutiques, elles sont utilisées en phytothérapie, aromathérapie, dans l'industrie pharmaceutique, la cosmétologie et pour la préservation des produits alimentaires (**Rhouma et al., 2023 ; Salzmann et al., 2024**).

II.4. Alcaloïdes

Les alcaloïdes sont des substances naturelles contenant de l'azote couramment issus d'acides aminés. Cette famille compte plus de 5000 composés répertoriés et est la plus structurellement variée des métabolites secondaires. Ces molécules hautement actives ont permis la synthèse d'un très grand nombre de médicaments de divers usages : antidouleur (morphine), antipaludique (quinine), anticancéreux (vinblastine), stimulant (caféine), anesthésique (cocaïne), ou encore anti-toux (codéine). Dans les plantes, ils apportent un goût amer, protègent contre les prédateurs et stockent l'azote (**Danoun, 2010**).

III. Activité antimicrobienne

L'émergence de micro-organismes résistants aux traitements médicamenteux a intensifié la recherche de solutions antimicrobiennes alternatives d'origine végétale. Les études récentes confirment que les extraits végétaux possèdent des propriétés antibactériennes, antifongiques, antivirales, anticancéreuses et anti-inflammatoires (Naili et al., 2010 ; Nacef et al., 2022).

Les métabolites secondaires présentent une activité antimicrobienne notable contre divers agents pathogènes (Manigandan et Saranraj, 2018). Les flavonoïdes, particulièrement les flavones et flavonols, constituent un mécanisme de défense végétal contre les infections. Leur action antimicrobienne repose sur leur capacité à se lier aux protéines et parois cellulaires bactériennes, altérant l'intégrité membranaire des souches sensibles aux molécules lipophiles (Cowan, 1999).

De façon générale, les extraits naturels d'herbes et d'épices constituent de riches sources de composés bioactifs aux propriétés antimicrobiennes. Les recherches confirment une corrélation étroite entre les métabolites secondaires et l'activité antibactérienne, renforçant leur potentiel thérapeutique contre les infections (Djahra et al., 2012).

III.1. Activité antibactérienne

Un certain nombre d'études ont identifié l'activité antimicrobienne significative de l'*A.campestris*, une plante couramment utilisée dans la médecine traditionnelle méditerranéenne. Les extraits de méthanol et d'acétate d'éthyle de la plante ont montré une activité considérable contre une gamme de bactéries, en particulier les bactéries à Gram positif (Gram+) comme *Staphylococcus aureus*, *Bacillus subtilis* et *Listeria monocytogenes* ; des effets moindres -mais présents- ont également été observés contre certaines bactéries Gram négatif (Gram-), comme *Escherichia coli* et *Pseudomonas aeruginosa*. Cette activité antimicrobienne est principalement attribuée à la richesse en composés bioactifs, notamment les flavonoïdes (rhamnétine, isorhamnétine, kaempférol) et les acides phénoliques (Naili et al., 2010 ; Megdiche-Ksouri et al., 2015).

Les données recueillies par Akrouf et al., (2011) montrent également que l'extrait par infusion de l'*A.campestris* conserve une activité antimicrobienne notable, ce qui corrobore l'efficacité des formes traditionnelles de préparation.

D'autres revues comme Dib et al., (2017) ; Dib et El Alaoui-Faris, (2019) confirment que ces effets sont renforcés par la présence de terpénoïdes et de polyphénols, capables d'altérer les membranes cellulaires bactériennes et de perturber leurs fonctions enzymatiques. Ces résultats suggèrent que l'*A.campestris* représente une source prometteuse de composés naturels

à potentiel thérapeutique, pouvant être valorisée dans le développement d'alternatives aux antimicrobiens de synthèse.

Brahmi et al., (2023) ont montré que l'activité antimicrobienne des extraits méthanoliques d'*A.campestris*, varie selon le stade de croissance de la plante. Les extraits issus des premiers stades présentent une inhibition plus forte contre plusieurs bactéries pathogènes Gram+ et Gram-. Cette variation est liée à la teneur en composés bioactifs, soulignant l'importance du moment de la récolte pour optimiser l'efficacité antimicrobienne de la plante.

III.2. Activité antifongique

Plusieurs études ont mis en évidence le potentiel antifongique de l'*A.campestris*. Les extraits de cette espèce, notamment aqueux, méthanoliques ou sous forme d'huiles essentielles, se sont révélés efficaces contre une large gamme de champignons pathogènes.

Selon **Dib et al., (2017)** l'extrait aqueux l'*A.campestris*, a entraîné une inhibition complète de la croissance de plusieurs dermatophytes tels que *Trichophyton tonsurans*, *Trichophyton rubrum* et *Microsporum canis*, avec une efficacité comparable aux antifongiques de référence comme le fluconazole ou l'amphotéricine B.

En parallèle, **Megdiche-Ksouri et al., (2015)** ont rapporté que l'huile essentielle de cette plante présentait une activité inhibitrice marquée contre des champignons phytopathogènes tels que *Botrytis cinerea* et *Penicillium expansum*, avec des concentrations minimales inhibitrices inférieures à 2,5 µl/ml. Ces effets sont attribués à la présence de composés bioactifs, notamment des phénols, flavonoïdes, terpénoïdes et stérols comme le camphre, le β-sitostérol ou l'acide ursolique, reconnus pour leurs propriétés antimicrobiennes.

Bien que certaines recherches, comme celles de **Soudani, (2012)** et **Benchohra et al., (2022)**, aient surtout exploré les effets antioxydants, anti-inflammatoires et protecteurs de la plante, elles confirment la richesse phytochimique de l'espèce, base de ses nombreuses propriétés biologiques.

Dans l'ensemble, ces données positionnent l'*A.campestris* comme une plante prometteuse pour le développement de traitements antifongiques ou même antimicrobiens d'origine naturelle

I. Matériel et méthodes

I.1. Objectif

Ce travail a pour objectif de tester trois méthodes d'extraction appliquées à l'*A.campestris*, en vue de comparer les teneurs en polyphénols totaux et en flavonoïdes obtenues selon chaque procédé, ainsi que d'évaluer l'activité antimicrobienne de ces extraits.

Les travaux expérimentaux ont été menés au laboratoire pédagogique de microbiologie (G12) du département des Sciences alimentaires de l'Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou, entre février et juin 2025.

I.2. Matériel

I.2.1. Matériel biologique

Le matériel végétal employé dans cette étude correspond aux parties aériennes de l'espèce d'*A.campestris* récoltées sur le terrain. Les échantillons ont été séchés à l'abri de la lumière puis réduits en poudre à l'aide d'un moulin et conservés dans des récipients en verre hermétiques à température ambiante à l'abri de la lumière et de l'humidité jusqu'à son utilisation.

I.2.2. Matériel non biologique

Le matériel non biologique utilisé au cours de la réalisation de cette étude est composé d'appareils, d'outils de laboratoire, de produits chimiques, de réactifs et de milieux de culture (**Annexe 1**).

I.3. Méthodes d'analyse

I.3.1. Préparation de la poudre

Une fois séchées, les parties aériennes ont été séparées et broyées finement à l'aide d'un moulin électrique. La poudre obtenue a ensuite été tamisée pour retirer les particules trop grossières. Puis elle est utilisée pour la préparation des trois extraits.

I.3.2. Préparation de l'extrait par macération aqueuse

Les infusions sont obtenues par macération de la poudre végétale dans de l'eau chaude, afin d'extraire les principes actifs solubles. Cette méthode permet d'obtenir une solution aqueuse des composés facilement accessibles à l'extraction à partir de la plante (**Handa et al., 2008**).

✓ Mode opératoire

- Chauffer 100 ml d'eau distillée à 80°C
- Ajouter 10g de la poudre de la plante
- Mélanger manuellement puis agiter 30 min en utilisant un agitateur magnétique

- Filtrer le mélange avec le papier Wattman et laisser le à l'abri de la lumière jusqu'à 24h
- Récupérer le résidu pour faire une deuxième filtration
- Faire le séchage à l'aide des cristallisoirs dans une étuve à 40°C pendant 24h
- Récupérer l'extrait sec

I.3.3. Préparation de l'extrait hydroéthanolique

L'extraction des métabolites secondaires est basée sur le principe de la macération, une méthode d'extraction douce qui maintient l'intégrité des molécules bioactives en utilisant un solvant hydro-éthanolique pour extraire des composés de polarités variables par diffusion passive (Koné, 2018).

✓ Mode opératoire

- Mélanger 5g de la poudre avec 120 ml d'éthanol dilué à 70%
- Agiter manuellement chaque 20 à 30 min Laisser le mélange macérer pendant 24h
- Filtrer le mélange avec du papier Wattman puis récupérer le résidu pour refaire la filtration (deux filtrations)
- Sécher le macérât dans une étuve à 40°C pendant 24h
- Récupérer l'extrait obtenue

I.3.4. Préparation de l'extrait Soxhlet

La méthode de Soxhlet consiste à placer la plante finement broyée dans un papier filtre, inséré dans la chambre de l'appareil. Le solvant chauffé s'évapore, se condense puis traverse le matériau végétal pour en extraire les composés actifs. Une fois le niveau de solvant atteint, il est automatiquement siphonné dans le ballon et le cycle recommence. Ce procédé se répète jusqu'à épuisement de l'extraction (Handa et al., 2008) (Figure 5).

✓ Mode opératoire

- Placer 20g de plante dans le papier filtre
- Mettre 250 ml d'éthanol dilué à 70% dans le ballon
- Mettre en route le chauffage et démarrer le chronomètre dès que le solvant commence à s'évaporer.
- Laisser l'extraction se dérouler pendant 6 heures à une température de 65 °C.
- Récupérer le ballon après le dernier cycle pour le peser avec la solution obtenue
- Filtrer la solution sur un papier filtre dans un flacon opaque afin de la protéger de la lumière
- Sécher le résidu et récupérer l'extrait



Figure 5 : Extraction par Soxhlet (Originale)

I.4. Analyses physico-chimiques des extraits

I.4.1. Détermination du taux d'humidité

La teneur en eau est définie comme étant la perte du poids lors de la dessiccation. Elle est déterminée par le calcul de la différence du poids de la plante avant et après dessiccation (Boudjema *et al.*, 2021).

✓ **Mode opératoire**

- Peser trois capsules en aluminium vides pour chaque échantillon, puis tarer la balance
- Dans chaque capsule mesurer 3g de la poudre de l'*A.campestris*, puis placer dans l'étuve à 105°C pendant 5h (Figure 6)
- Retirer les capsules de l'étuve chaque 30min, et les placer dans un dessiccateur jusqu'à leur refroidissement
- Répéter l'opération jusqu'à avoir un poids constant.



Figure 6 : Introduction des creusets dans l'étuve (Original)

✓ Expression des résultats

L'humidité est calculée par la formule suivante :

$$H\% = \frac{\text{Poids initial} - \text{Poids après séchage}}{\text{Poids initial}} \times 100$$

I.4.2. Détermination du taux de cendres

La teneur en cendres est déterminée par calcination de la matière organique d'un échantillon dans un four à moufle chauffé à 550 ± 25 °C. Cette opération élimine l'ensemble des constituants organiques par oxydation, ne laissant que les résidus minéraux sous forme de cendres blanchâtres, représentant la fraction minérale totale de l'échantillon (Williams, 1984).

✓ Mode opératoire

- Peser trois creusets vides pour chaque échantillon
- Dans chaque creuset mesurer 2 à 5g de la poudre d'*A.campestris*, puis placer dans le four à moufle à 550 ± 25 °C pendant minimum 4h jusqu'à obtention de cendre clair ou gris clair, puis laisser refroidir dans un dessiccateur (Figure 7)
- Peser le poids des creusets après l'incinération



Figure 7: Procédure de calcination pour l'évaluation de la teneur en cendres (Originale)

✓ Expression des résultats

L'équation suivante détermine la quantité de la matière organique :

$$\text{Cendres}\% = \frac{\text{Poids des cendres}}{\text{Poids de l'échantillon}} \times 100$$

Soit : **Poids des cendres = $M_2 - M_0$**

- M_0 = Masse du creuset vide (g)
- M_1 = Masse du creuset vide + échantillon avant incinération (g)
- M_2 = Masse du creuset + cendres après incinération (g)

I.4.3. Détermination du rendement d'extraction

C'est le rapport entre la masse de l'extrait obtenu après l'évaporation du solvant et la masse de la matière végétale sèche (Boudjema et al., 2021).

Il est calculé par la formule suivante :

$$\text{Rdt} = (\text{PB} / \text{PA}) \times 100$$

Où ; **Rdt** : Rendement (%) ; **PB** : Poids de l'extrait brut (g) ; **PA** : Poids de la plante séchée en poudre (g).

I.4.4. Dosage des composés phénoliques

I.4.4.1. Dosage des polyphénols totaux

La détermination de la teneur en polyphénols totaux a été réalisée selon la méthode de Folin-Ciocalteu, avec quelques modifications. Cette méthode repose sur la réduction, en milieu alcalin, du réactif de Folin (constitué d'un mélange de complexes phosphotungstiques et phosphomolybdiques), par les groupements phénoliques présents dans les extraits. La réaction entraîne la formation d'un complexe coloré bleu, dont l'absorbance est mesurée à 750 nm à l'aide d'un spectrophotomètre. L'intensité de cette absorbance est directement proportionnelle à la concentration en polyphénols totaux (Enneb et al., 2015) (Figure 8).

La courbe d'étalonnage a été établie à partir de différentes concentrations d'acide gallique comprises entre 0 et 350 µg/ml. Les concentrations en polyphénols totaux dans les échantillons ont ensuite été calculées à partir de cette courbe, et les résultats exprimés en milligrammes d'équivalents d'acide gallique par gramme de matière sèche (mg EAG/g MS) (Naili et al., 2010) (Annexe 07).

✓ Mode opératoire

- Diluer convenablement 100 µl de l'extrait dans l'éthanol 80% (EtOH)
- Mélanger avec 1000 µl du réactif Folin-Ciocalteu (10 fois dilué) fraîchement préparé
- Lisser le mélange pendant 5 min
- Ajouter 1000 µl de la solution de NaOH 7% tout en agitant
- Diluer immédiatement la solution par 400 µl d'eau distillée
- Agiter le mélange vigoureusement
- Incuber pendant 90 min dans l'obscurité et à température ambiante

- Mesurer l'absorbance à 750 nm à l'aide d'un spectrophotomètre contre un blanc préparé dans les mêmes conditions et le même mélange excepté l'extrait qui est remplacé par 100 μ l d'EtOH à 80%
- Tracer la courbe d'étalonnage et déterminer les concentrations des extraits
- La teneur en polyphénols totaux est exprimée en mg équivalent d'acide gallique par gramme de matière sèche (mg EAG/g MS)

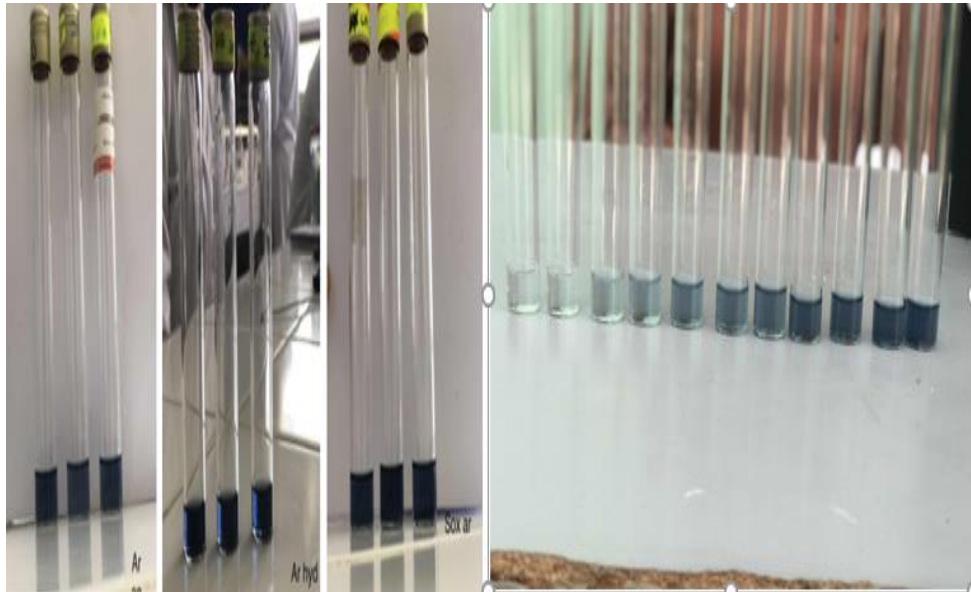


Figure 8 : Dosage des polyphénols (Originale)

I.4.4.2. Dosage des flavonoïdes

La teneur en flavonoïdes des extraits a été déterminée par spectrophotométrie en utilisant une solution de chlorure d'aluminium. Cette méthode repose sur la formation d'un complexe flavonoïde-aluminium, dont l'absorbance maximale est mesurée à 430 nm (Djeridane et al., 2006) (Figure 9).

Les concentrations en flavonoïdes ont été déterminées à l'aide d'une courbe d'étalonnage établie avec des concentrations de la quercétine comprises entre 0 et 100 μ g/ml. Les résultats ont été exprimés en milligrammes d'équivalents quercétine par gramme de matière sèche (mg EQ/g de matière sèche (Ghedadba et al., 2015) (Annexe 09).

✓ **Mode opératoire**

- Mélanger 1 ml d'échantillon dilué avec 1 ml de solution de chlorure d'aluminium à 2%
- Incuber à température ambiante pendant 15 minutes et protégé de la lumière.
- Mesurer l'absorbance du mélange réactionnel à 430 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Vis contre un blanc préparé dans les mêmes conditions.

- Tracer la courbe d'étalonnage et déterminer les concentrations des extraits
- La teneur en flavonoïdes est exprimée en mg équivalent quercétine par gramme de matière sèche (mg EQ/g Ms)

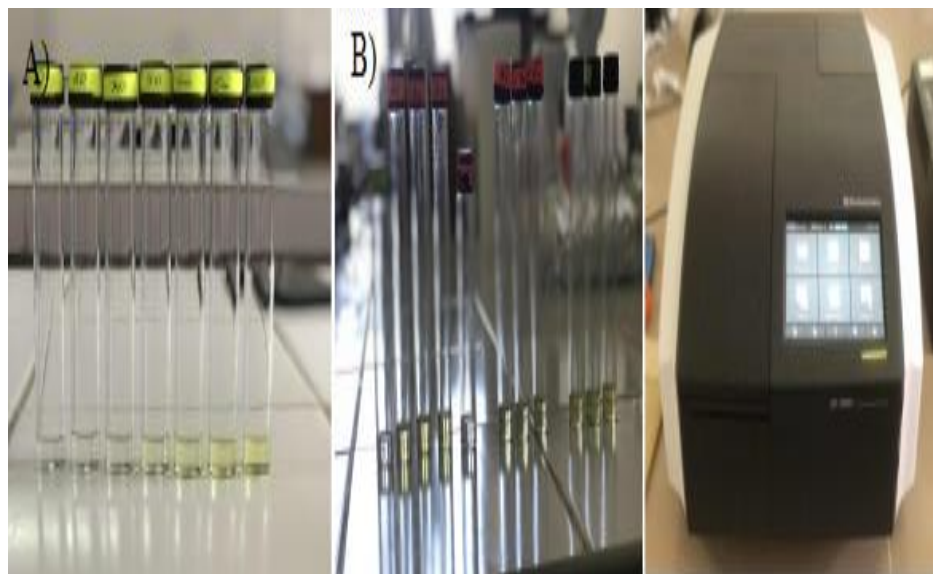


Figure 9 : Dosage des flavonoïdes et Lecture au spectrophotomètre (*Originale*)

I.5. Étude de l'activité antimicrobienne

Les souches microbiennes de référence utilisées dans les tests microbiologiques ont été fournies par le laboratoire pédagogique de microbiologie. Il s'agit de *Staphylococcus aureus* ATCC 6538, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 9027, *Escherichia coli* ATCC 4157 et *Candida albicans* ATCC 24433. À celles-ci s'ajoutent des souches de *Escherichia coli* et de *Staphylococcus aureus* isolées à partir de poulet, gracieusement fournies par M. Msela.

I.5.1. Revivification des souches

Les différentes souches bactériennes, conservées à une température d'environ -20°C , doivent être réactivées par ensemencement dans des tubes contenant un bouillon BHIB. Celles-ci sont ensuite incubées à 37°C pendant 18 à 24 heures afin d'obtenir une culture fraîche.

I.5.2. Repiquage et purification

Les souches bactériennes sont maintenues par repiquage régulier sur des milieux de culture sélectifs adaptés à leur croissance. Une incubation à 37°C pendant 18 à 24 heures permet d'obtenir des colonies bactériennes jeunes, isolées et bien distinctes, indispensables à la préparation d'un inoculum (**Annexe 04**).

I.5.3. Coloration de Gram

La coloration de Gram est une technique différentielle permettant de classer les bactéries en deux groupes, Gram+ et Gram-, selon la structure de leur paroi cellulaire. Elle repose sur la rétention ou la perte d'un colorant primaire (cristal violet) après décoloration par un solvant,

suivie d'une contre-coloration, révélant ainsi les caractéristiques structurales des bactéries observées dont les organismes qui conservent la couleur primaire et apparaissent brun-violet au microscope sont à Gram+. En revanche, ceux qui n'absorbent pas la coloration primaire et apparaissent rouges au microscope sont à Gram- (Tripathi et al., 2025) (Annexe 05).

✓ **Mode opératoire**

- Préparer le frottis en étalant une goutte d'eau distillée avec une colonie de la souche sur une lame.
- Sécher l'excès d'eau à l'aide du bec Bunsen
- Mettre quelques gouttelettes de violet de gentiane et laisser 1 min puis rincer avec de l'eau distillée
- Rajouter quelques gouttelettes du Lugol 2% et laisser jusqu'à 1 min puis rincer avec de l'eau distillée
- Mettre quelques gouttelettes d'éthanol et laisser de 15 à 30s puis rincer avec de l'eau distillée
- Ajouter la Fuschine phéniquée et laisser 1 min puis rincer avec de l'eau distillée
- Sécher la lame à l'aide de papier absorbant
- Mettre une goutte de l'huile à immersion
- Observer sous microscope.

I.5.4. Coloration simple

La coloration simple est une technique qui consiste à appliquer un colorant unique afin de visualiser la morphologie et la taille des micro-organismes. Elle permet d'observer la forme générale des bactéries (coques, bacilles, spirilles), sans distinction des types cellulaires ni des structures internes (Annexe 05).

✓ **Mode opératoire**

- Fixation de l'échantillon sur lame
- Application d'un colorant basique (bleu de méthylène, cristal violet, safranine)
- Rinçage à l'eau
- Séchage et observation microscopique

I.5.5. Test de catalase

✓ **Principe**

Le test catalase permet de mettre en évidence la présence de l'enzyme catalase, qui décompose le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) en eau et en oxygène. Cette enzyme est produite par de

nombreuses bactéries aérobies et anaérobies facultatives. L'apparition de bulles d'oxygène (effervescence) indique une activité catalase positive (**Annexe 05**).

✓ **Mode opératoire**

- Mettre une colonie de la souche sur une lame
- Ajouter une à quelques gouttes d'eau oxygénée
- Observer le résultat :
 - Apparition rapide des bulles (effervescence) → Test catalase positif
 - Absence des bulles → Test catalase négatif.

I.5.6. Test d'oxydase

✓ **Principe**

Le test de l'oxydase permet de détecter la présence de l'enzyme cytochrome oxydase, impliquée dans la chaîne respiratoire des bactéries aérobies strictes, principalement Gram négatives. Cette enzyme catalyse le transfert d'électrons à l'oxygène moléculaire. Sa présence est révélée par un changement de couleur du réactif utilisé.

✓ **Mode opératoire**

- Placer trois disques oxydase (pré-imprégnés ou à imbiber) sur une lame propre.
- Déposer quelques colonies des 3 souches bactériennes sur un disque.
- Imbiber chaque disque avec quelques gouttes d'eau physiologique stérile.
- Observer rapidement (dans les 30 secondes) un éventuel changement de couleur :
 - Apparition d'une couleur violet-rose → Test oxydase positif (ex. : *Pseudomonas aeruginosa*).
 - Absence de coloration → Test oxydase négatif (ex. : *E. coli*, *Staphylococcus*)

I.5.7. Test DNase

Le test à la DNase permet de détecter la production de désoxyribonucléase (DNase), une enzyme capable d'hydrolyser l'ADN en fragments plus petits. Cette activité enzymatique est typiquement observée chez certaines bactéries comme *Staphylococcus aureus* (**Annexe 05**).

✓ **Principe**

Ce test repose sur la capacité de certaines bactéries à produire une DNase, enzyme qui dégrade l'ADN présent dans le milieu. Après incubation, l'ajout d'acide chlorhydrique (HCl

1N) provoque la précipitation de l'ADN non hydrolysé, rendant le milieu trouble. Si la bactérie produit de la DNase, l'ADN est dégradé et une zone claire apparaît autour de la culture, indiquant un test positif.

✓ **Mode opératoire**

- Prélever quelques colonies de la souche *Staphylococcus aureus*.
- Ensemencer le milieu DNase en traçant un trait vertical au centre de la boîte.
- Incuber à 37 °C pendant 18 à 20 heures.
- Après incubation, ajouter délicatement quelques gouttes d'acide chlorhydrique (HCl 1N) sur la surface du milieu.
- Observer : l'apparition d'une zone claire autour de la culture indique une activité DNase positive.

I.5.8. Antibiogramme

✓ **Principe**

L'antibiogramme repose sur la diffusion d'antibiotiques depuis des disques placés sur une gélose ensemencée par une souche bactérienne standardisée (0,5 McFarland). Lors de l'incubation (35–37 °C pendant 16–24 heures), l'antibiotique diffuse radialement dans la gélose. Une zone claire d'inhibition se forme autour du disque si la bactérie est sensible. Le diamètre de cette zone permet ensuite de classer la souche comme sensible, intermédiaire ou résistante, selon des critères standardisés (Orszulik, 2024).

✓ **Mode opératoire**

Les boîtes de pétri contenant la gélose Mueller-Hinton ont été ensemencées à l'aide d'un écouvillon stérile immergé dans la suspension bactérienne à tester ; l'opération a été répétée trois fois, en tournant la boîte de 90° sans oublier de faire passer l'écouvillon sur la périphérie de la gélose.

L'activité antibactérienne des extraits a été mise en évidence par l'emploi d'un disque d'antibiotique qui diffère selon la souche bactérienne étudiée (Gentamicine et Chloramphénicol), déposé sur la gélose à l'aide d'une pince stérile en tant que témoin positif.

Des disques de papier Wattman n°1 stérilisés imprégnés de 20 µl d'extrait polyphénoliques ont été appliqués sur la surface d'un milieu préalablement ensemencé (**Figure 10**).

Chaque essai a été répété trois fois dans les mêmes conditions d'expérimentation. Les boîtes ont été conservées au frais (4°C) pendant 15 minutes avant d'être incubées pour une pré

diffusion. Les zones d'inhibition des différents extraits autour des disques ont été mesurées après 24 heures d'incubation à 37°C.

✓ **La lecture**

Après l'incubation, l'effet des extraits se manifeste par l'apparition autour des disques de zones d'inhibition circulaires transparentes, indiquant l'absence de croissance microbienne. Le diamètre de ces zones d'inhibition est mesuré.

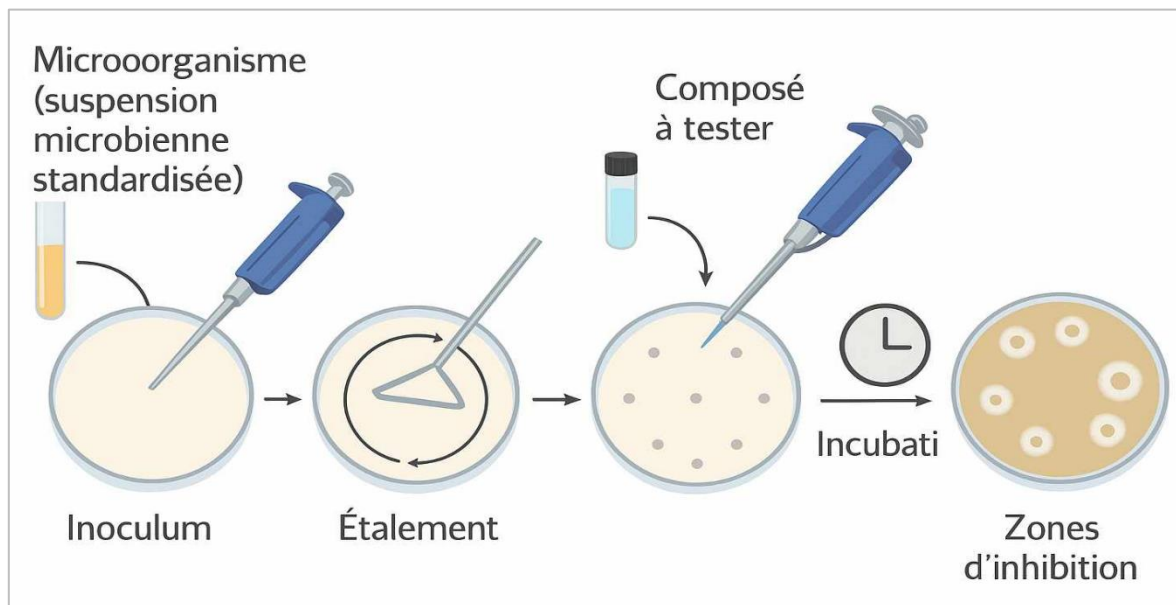


Figure 10 : Etapes de l'antibiogramme (Correa et al.,2020)

I.5.9. Détermination de la CMI

La CMI d'un extrait vis-à-vis d'une souche donnée correspond à la plus petite des concentrations pour laquelle aucune croissance n'est visible à l'œil nu. Sa détermination est indiquée par la méthode de micro-dilution en microplaques (Larbi et Slamani, 2022) (Figure 11).

✓ **Principe**

La détermination des CMI a été réalisée selon la méthode de microdilution en milieu liquide, dans des plaques à 96 puits. Des dilutions en série des extraits avaient été préparées dans du bouillon nutritif, puis ensemencées avec une suspension de bactérie standardisée. À l'issue de l'incubation, la valeur de concentration la plus faible ne montrant aucune croissance apparente était considérée comme CMI (Wiegand et al., 2008).

✓ **Mode opératoire**

- Une suspension bactérienne est préparée dans le bouillon BHIB, avec un ajustement de la densité optique entre 0,08 et 0,1, mesurée à 625 nm.

- Un volume de 100 μl de cette suspension est dilué dans 9,9 ml de BHIB pour obtenir une concentration de 10^6 UFC/ml.
- Des dilutions en série (de 1/2 à 1/16) sont ensuite réalisées dans une microplaque, en utilisant la solution mère et du DMSO, à raison de 100 μl par puits.
- Chaque puits reçoit ensuite 50 μl de la suspension bactérienne, permettant d'atteindre une concentration finale de 5×10^5 UFC/ml, portant le volume final de chaque puits à 150 μl .
- Chaque essai a été répété en deux fois pour les deux souches de *Staphylococcus aureus* (standard et isolée) et les deux extraits (hydroéthanolique et Soxhlet)
- Un contrôle positif, contenant 50 μl de la suspension et 50 μl de bouillon BHIB, ainsi qu'un témoin négatif, contenant 50 μl d'extrait pur et 50 μl de bouillon BHIB sans la suspension bactérienne.
- L'ensemble est incubé à 37 °C pendant 18 à 24 heures
- Après incubation, 30 μl de résazurine (concentration : 0,0015 g/ml) sont ajoutés dans chaque puits.
- Une seconde incubation est effectuée à 37 °C pendant 2 à 3 heures avant l'évaluation de la croissance bactérienne



Figure 11 : Détermination de la CMI (Originale)

✓ **Lecture des résultats**

- Une coloration bleu-violette indique l'absence de croissance bactérienne.
- Une coloration rose indique la présence de croissance bactérienne.

II. Résultats et discussion

II.1. Résultats des analyses physico-chimiques de la poudre d'*A.campestris*

Les résultats des analyses physico-chimiques de l'*A.campestris* sont présentés dans ce tableau ci-dessous :

Tableau II : Résultats des analyses physico-chimiques de l'*Artemisia campestris*

Paramètre	Taux %
Humidité	8,62 ± 0,33
Cendre	8,30 ± 0,13

Les analyses effectuées ont révélé une teneur en humidité de 8,62 %, correspondant à une matière sèche de 91,38 %. L'humidité constitue un critère important dans l'évaluation de la stabilité et de la conservation des produits végétaux, car elle influence directement la prolifération microbienne et la dégradation des composés bioactifs. Selon **Azwanida (2015)**, un taux inférieur à 10 % est généralement considéré comme favorable pour garantir une bonne stabilité des extraits végétaux.

La teneur en cendres dans la poudre d'*A.campestris* a été déterminée à 8,30% ce qui correspond à la présence de minéraux dans la plante. Ces éléments minéraux jouent un rôle dans différentes fonctions biologiques (Antioxydants, enzymatiques).

En comparaison avec les résultats rapportés par **Zeghdoud et Chennai (2019)**, ayant mené une étude sur deux plantes dont l'*Artemisia*, les teneurs en humidité et en cendres étaient respectivement de 8,29 % et 8,41 %. Ces valeurs sont très proches de celles obtenues dans la présente étude. Les légères variations observées peuvent être attribuées à des facteurs environnementaux ainsi qu'aux conditions de traitement de la plante.

II.2. Résultats des rendements des extractions

Les rendements d'extraction obtenus à l'aide des trois méthodes sont présentés dans le tableau ci-dessous

Tableau III : Rendement des différentes méthodes d'extraction

Méthodes d'extractions	Poids initial en g	Poids après séchage en g	Rendement en %
Aqueuse	10	1,5	15 ± 1
Hydro éthanolique	5	2,1	42 ± 0,7
Soxhlet	20	4,5	22,5 ± 0,8

Conformément aux résultats présentés dans le **tableau III** le rendement varie d'une extraction à une autre. L'extrait obtenu par la méthode hydro-éthanolique affiche le rendement le plus élevé, estimé à 42%, traduisant une meilleure efficacité d'extraction. Il est suivi par l'extrait obtenu par la méthode Soxhlet, avec un rendement de 22,5 %. En revanche, l'extraction aqueuse a donné le rendement le plus faible, limité à 15 %.

Selon **Guerbas et al., (2021)** le rendement d'extrait aqueux de la partie aérienne de l'*A.campestris* cueillie dans la région d'Al-Maadid, Wilaya de M'sila a donné un rendement d'un taux de 23,3% ce dernier est plus élevé à celui de cette étude cela est due à la méthode utilisée.

Les résultats rapportés par **Abbas et al. (2022)**, issus d'une étude sur la partie aérienne d'*Artemisia campestris*, montrent que les rendements varient selon le solvant utilisé : un rendement de 9,96 % a été obtenu avec l'extrait hydro-éthanolique, contre 4,96 % pour l'extrait aqueux. Ces résultats sont inférieurs à ceux obtenus dans cette étude, ce qui indique que leur efficacité d'extraction était faible dans leurs conditions de test. En parallèle **Sefi et al., (2010)** ont enregistré un rendement de $19,36 \pm 0,02\%$ pour l'extrait aqueux de feuilles d'*Artemisia*, une valeur nettement supérieure à celle trouvée dans cette étude. De telles différences peuvent être attribuées à plusieurs facteurs, notamment à la variabilité du matériel végétal, à son origine, ainsi qu'aux paramètres opérationnels utilisés lors de l'extraction

Le rendement d'extraction des composés bioactifs dépend de nombreux facteurs liés à la plante (espèce, origine géographique, stade de développement, conditions écologiques, etc.) et aux paramètres techniques d'extraction (type de solvant, température, durée, méthode). La polarité du solvant, en particulier, influence fortement la solubilité des métabolites ciblés, et l'efficacité globale de l'extraction (**Azmir et al., 2013 ; Dai et Mumper, 2010 ; Sebai et al., 2014 ; Sridhar et al., 2021**).

II.3. Résultats de dosage des composés phénoliques

II.3.1. Dosage des polyphénols totaux

Les teneurs en polyphénols totaux des trois extraits ont été calculées en se référant à l'équation de la courbe d'étalonnage de l'acide gallique présentée ci-dessous :

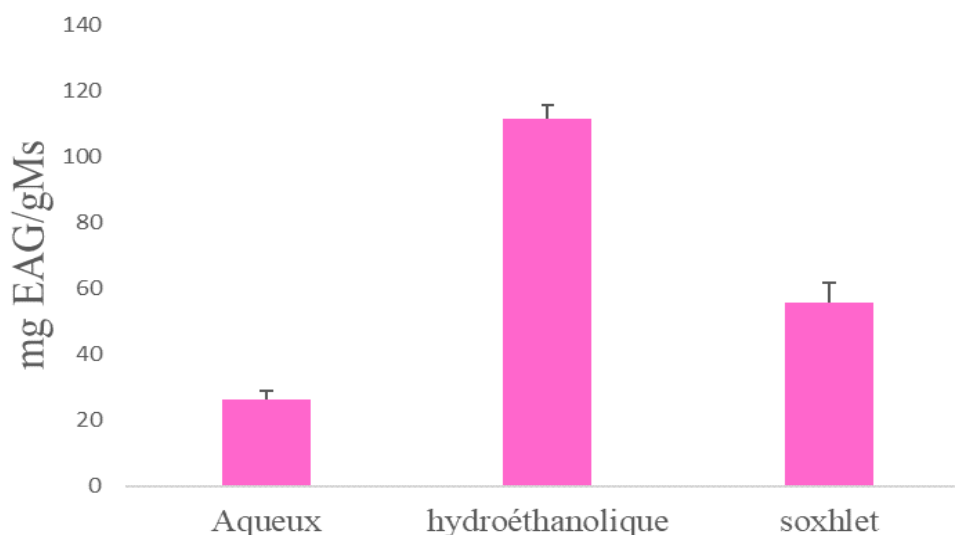


Figure 12 : Teneurs en polyphénols des trois extraits de l'*Artemisia campestris*

Les résultats ont montré une variation de la teneur en polyphénols des trois extraits de l'*A.campestris* en fonction de la méthode.

L'extrait hydroéthanolique a présenté une forte teneur en polyphénols avec une teneur de $111,44 \pm 4,2$ mg EAG/g Ms, suivi par l'extrait de Soxhlet avec $55,73 \pm 5,8$ mg EAG/g Ms, tandis que l'extrait aqueux a affiché la teneur la plus faible avec $26,26 \pm 2,7$ mg EAG/g Ms.

D'après **Sefi et al., (2010)** l'extrait aqueux d'*A.campestris* contenait $31,33 \pm 1,87$ mg EAG/g d'extrait en polyphénols totaux. Cette valeur est légèrement supérieure à celle obtenue dans cette étude, même si elle reste un peu plus élevée.

Des travaux précédemment menés par **Megdiche-Ksouri et al., (2015)** focalisées sur les propriétés antioxydantes des extraits méthanoliques et aqueux provenant de la macération, ont révélé une teneur en PTC (concentration des polyphénols totaux) estimée à 158,75 et 10,63 mg EAG/g Ps, respectivement. En comparant à l'extrait aqueux ce dernier présente une teneur plus élevée à celle de leur extrait aqueux.

Cependant, en comparant les résultats à ceux de **Sriti et al., (2024)** qui ont effectué une étude sur la partie aérienne de *A.campestris* ils ont estimé que les teneurs en polyphénols de leurs trois extraits sont de 772.69 mg EAG/g Ps pour l'extrait méthanoliques 670.02 mg EAG/g Ps pour l'éthanolique et 179.25 mg EAG/g Ps pour l'aqueux. Ces valeurs sont nettement plus élevées que celles obtenues dans cette étude.

II.3.2. Résultats Dosage des flavonoïdes

Les concentrations en flavonoïdes ont été déterminées à partir de l'équation de la courbe d'étalonnage, établie à l'aide de la quercétine, représentés dans la figure ci-dessous :

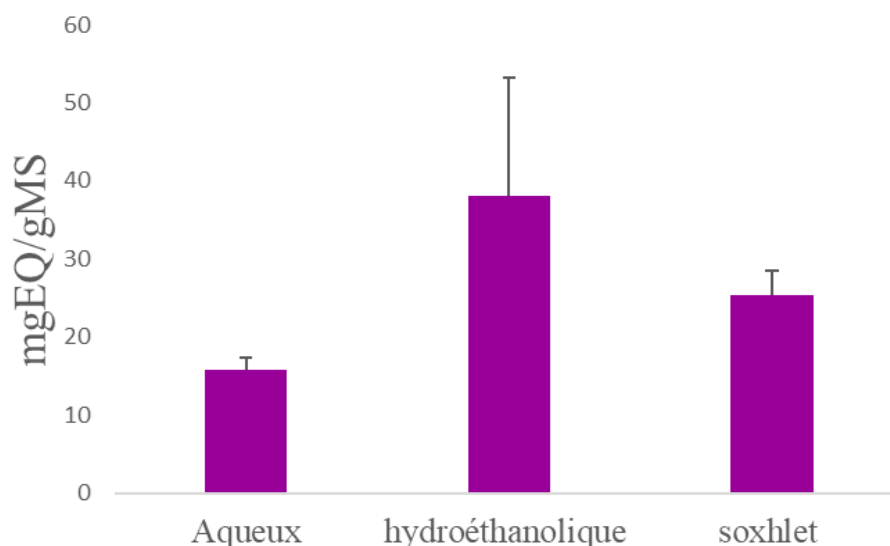


Figure 13 : Teneurs en flavonoïdes des trois extraits

En analysant ces résultats, on peut voir clairement que c'est l'extrait hydroéthanolique qui contient la plus grande quantité de flavonoïdes avec une valeur de $38,12 \pm 15$ mg EQ/g de matière sèche, suivi de l'extrait Soxhlet avec $25,40 \pm 3,1$ mg EQ/g Ms, tandis que l'extrait aqueux présente la valeur la plus faible avec $15,82 \pm 1,5$ mg EQ/g Ms.

Les travaux menés par **Sriti et al., (2024)** sur la partie aérienne de l'*A. campestris* ont montré que les teneurs en flavonoïdes dans leurs extraits variés en fonction du solvant, l'extrait méthanolique s'est révélé le plus riche en flavonoïdes avec une teneur atteignant 462,55 mg EQ/g Ms et l'extrait à l'éthanol a présenté une teneur de 246,57 mg EQ/g MS alors que l'extrait aqueux a affiché la plus faible teneur avec seulement 10,34 mg EQ/g Ms. Ces valeurs sont nettement supérieures aux résultats trouvés dans cette étude à l'exception de celle de l'extrait aqueux dont la teneur en flavonoïdes est légèrement supérieure.

La variation observée s'explique essentiellement par la nature du solvant utilisé. Le mélange eau-éthanol s'est avéré plus performant pour l'extraction des flavonoïdes, probablement en raison de sa capacité à solubiliser efficacement ce type de composés. En revanche, l'utilisation de l'eau seule a conduit à un rendement plus faible, et bien que la méthode par Soxhlet repose sur l'action de la chaleur, elle demeure moins efficace que l'extraction hydroéthanolique dans le cadre de cette étude.

D'après les résultats obtenus on remarque que la plante est riche en polyphénols plus qu'en flavonoïdes et la méthode qui a permis d'extraire une teneur élevée de ces composés est la macération hydroéthanolique suivi par celle utilisée dans la méthode de Soxhlet et en fin aqueuse.

Le taux de polyphénols et de flavonoïdes dans les extraits peut varier d'un échantillon à un autre à cause de plusieurs facteurs. D'après **Sridhar et al. (2021)**, cette variation dépend surtout de la plante utilisée, de son stade de maturité, des conditions dans lesquelles elle a été cultivée, mais aussi de la méthode d'extraction. En effet, le type de solvant, la température, le temps d'extraction et la technique choisie peuvent influencer la quantité de ces composés. C'est pour cette raison qu'on peut observer des différences dans les résultats entre plusieurs études, même si elles portent sur la même espèce.

II.4. Résultats de l'activité antibactérienne

Les résultats des analyses effectuées sur les souches bactériennes utilisées dans cette étude sont présentés dans le tableau ci-dessous

Tableau IV : Caractéristiques des souches bactériennes utilisées dans l'étude

Souche	Forme	Gram/ couleur	Oxydase	Catalase
<i>Escherichia coli</i>	Bacille	Gram- (Rose)	-	+
<i>Staphylococcus Aureus</i>	Cocci disposé en amas ou en grappe de raisin.	Gram+ (Violet)	-	+
<i>Pseudomonas aerogenosa</i>	Bacilles fins	Gram- (Rose-violet)	+	+
<i>Candidas albicans</i>	Ovulaire	Gram+ (Bleu)	-	+

Les résultats de l'étude in vitro du pouvoir antibactérien des extraits (aqueux, hydroéthanolique et de Soxhlet) de la plante d'*A.campestris* par méthode de diffusion sur disque sur milieu gélosé Mueller-Hinton sont Présenté dans les tableaux et les figures

Tableau V: Moyennes des diamètres de la zone d'inhibition (mm) \pm écart type de l'extrait aqueux

Souches	Moyenne des diamètres de la zone d'inhibition (mm) \pm écart type						
	Saturée	1/2	1/4	1/8	H ₂ O stérile	Antibiotique utilisé	Diamètre d'inhibition
<i>Escherichia coli</i>	00	00	00	00	00	Gentamicine	20
<i>Escherichia coli Isolée</i>	00	00	00	00	00	Gentamicine	20
<i>Staphylococcus aureus</i>	00	00	00	00	00	Chloramphénicol	21
<i>Staphylococcus aureus isolée</i>	00	00	00	00	00	Chloramphénicol	15
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	00	00	00	00	00	Gentamicine	27

✓ Pour l'extrait aqueux nous n'avons enregistré aucun effet contre les bactéries utilisées.

Tableau VI : Moyennes des diamètres de la zone d'inhibition (mm) \pm écart type de l'extrait hydro-éthanoïque

Souches	Moyenne des diamètres de la zone d'inhibition (mm) \pm écart type						Antibiotique utilisé	Diamètre d'inhibition
	Saturée	1/2	1/4	1/8	DMSO			
<i>Escherichia coli</i>	10 \pm 0,5	10 \pm 0,5	9 \pm 1,15	6 \pm 5,7	00	Gentamicine	26	
<i>Escherichia coli Isolée</i>	00	00	00	00	00	Gentamicine	18	
<i>Staphylococcus aureus</i>	11 \pm 1,5	7 \pm 5,6	00	00	00	Chloramphénicol	14	
<i>Staphylococcus aureus isolée</i>	19 \pm 3,4	17 \pm 2,5	13 \pm 3,4	10 \pm 2,3	00	Chloramphénicol	27	
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	12 \pm 1,5	12 \pm 0,5	11 \pm 0,5	9 \pm 1,1	00	Gentamicine	31	

L'analyse des résultats obtenus avec l'extrait hydro-éthanolique montre une variation de l'activité antimicrobienne en fonction des dilutions utilisées.

Pour *Escherichia coli* (souche standard), les zones d'inhibition restent relativement stables à la solution saturée et la dilution $\frac{1}{2}$ ($10 \pm 0,5$ mm), avec une légère baisse à ($9 \pm 1,15$ mm) à la dilution $\frac{1}{4}$, et une inhibition réduite à ($6 \pm 5,7$ mm) à la plus faible la dilution qui est $\frac{1}{8}$ (**Figure 14-A**).

En revanche, pour la souche isolée d'*E. coli*, aucune activité antimicrobienne n'a été observée, quelle que soit la dilution utilisée (**Figure 14-B**).

Pour *Staphylococcus aureus* (souche standard), l'activité diminue nettement avec la dilution : $11 \pm 1,5$ mm à la solution saturée, puis $7 \pm 5,6$ mm à la dilution $\frac{1}{2}$ et aucune activité détectée aux dilutions $\frac{1}{4}$ et $\frac{1}{8}$ (**Figure 14-C**).

Pour la souche isolée de *Staphylococcus aureus*, les résultats montrent une activité plus marquée, avec un halo de $19 \pm 3,4$ mm pour la solution saturée. Cependant, les zones d'inhibition diminuent progressivement en indiquant des valeurs de $17 \pm 2,5$ mm, puis $13 \pm 3,4$ mm, et enfin $10 \pm 2,3$ mm pour les dilutions $\frac{1}{2}, \frac{1}{4}, \frac{1}{8}$ respectivement (**Figure 14-D**).

Chez *Pseudomonas aeruginosa*, les résultats suivent également une tendance décroissante avec les dilutions : $12 \pm 1,5$ mm, $12 \pm 0,5$ mm, $11 \pm 0,5$ mm et $9 \pm 1,1$ Selon leur ordre (**Figure 14-E**).

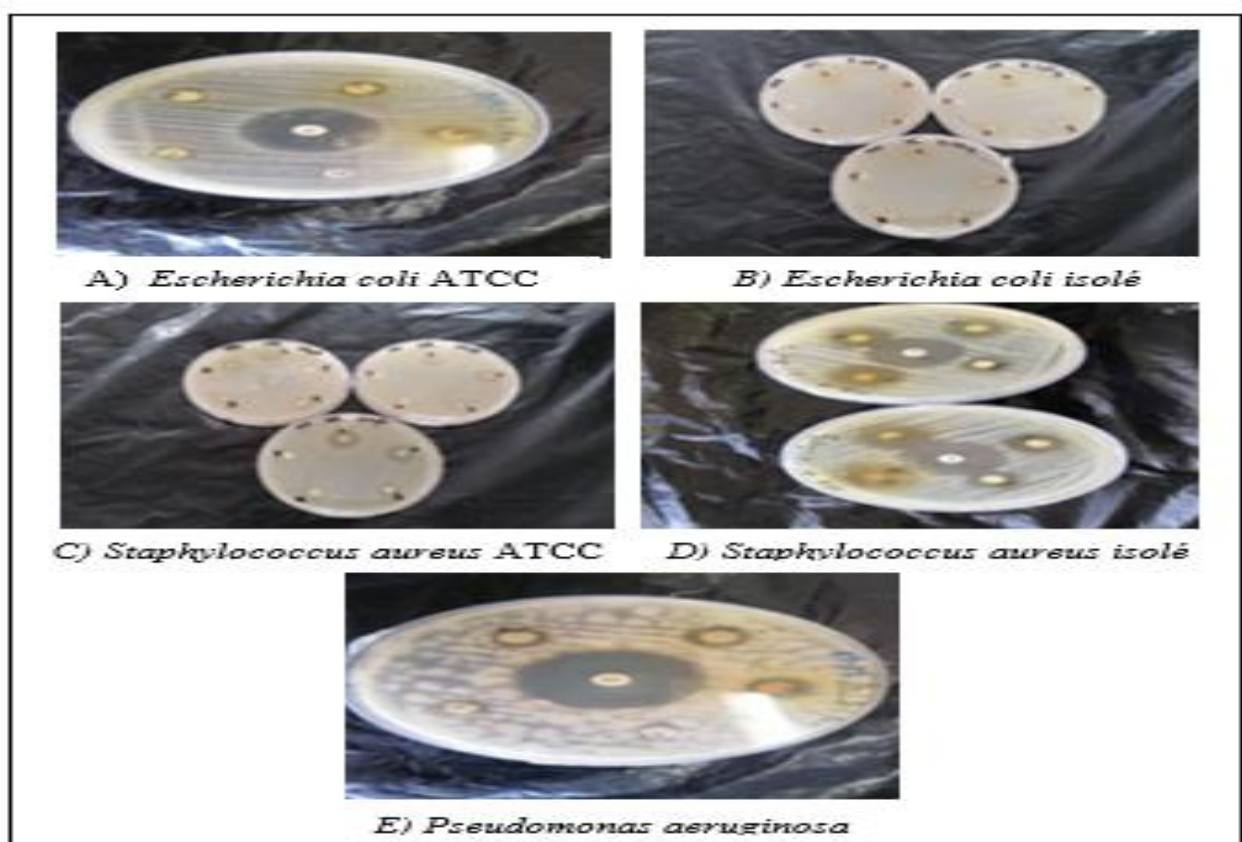


Figure 14 : Effet inhibiteur de l'extrait hydroéthanolique d'*A.campestris* contre les cinq souches bactériennes testées (**Originale**)

Tableau VII : Moyennes des diamètres de la zone d'inhibition (mm) \pm écart type de l'extrait Soxhlet

Souches	Moyenne des diamètres de la zone d'inhibition (mm) \pm écart type						
	Saturée	1/2	1/4	1/8	DMSO	Antibiotique utilisé	Diamètre d'inhibition (mm)
<i>Escherichia coli</i>	10 \pm 0,5	00	00	00	00	Gentamicine	26
<i>Escherichia coli</i> <i>Isolée</i>	00	00	00	00	00	Gentamicine	/
<i>Staphylococcus aureus</i>	14 \pm 0,5	12 \pm 0,5	00	00	00	Chloramphénicol	14
<i>Staphylococcus aureus</i> <i>isolée</i>	21 \pm 1	16 \pm 1	13 \pm 2,3	2 \pm 2,8	00	Chloramphénicol	27
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	16 \pm 2,6	13 \pm 0,5	00	00	00	Gentamicine	26

L'analyse des résultats de l'antibiogramme réalisée sur l'extrait obtenu par Soxhlet montre que les moyennes obtenues varient en fonction des dilutions.

Pour *E. coli* on observe une zone d'inhibition seulement pour la solution saturée avec une moyenne de 10 \pm 0,5 mm alors que pour les dilutions aucune activité n'a été observée (**Figure 15-a**). En revanche, pour la souche isolée d'*E. coli*, aucune activité antimicrobienne n'a été observée, quelle que soit la dilution utilisée (**Figure 15-b**).

L'extrait a montré une activité antimicrobienne remarquable contre les *S. aureus* pour la solution saturée et la dilution 1/2 avec des moyennes de 14 \pm 0,5 mm et 12 \pm 0,5 mm mais aucune activité n'a été observée avec les dilutions 1/4 et 1/8 (**Figure 15-c**). Par contre pour la souche isolée l'extrait a donné une efficacité bien remarquable pour l'ensemble des dilutions avec des moyennes 21 \pm 1, 16 \pm 1, 13 \pm 2,3, 2 \pm 2,8 (mm) respectivement (**Figure 15-d**).

Pour les *Pseudomonas aeruginosa* les résultats ont révélé une activité seulement pour la solution saturée et pour la dilution 1/2 avec (16 \pm 2,6 et 13 \pm 0,5 mm) respectivement et pour les autres dilutions aucune zone n'a été remarquée (**Figure 15-e**).

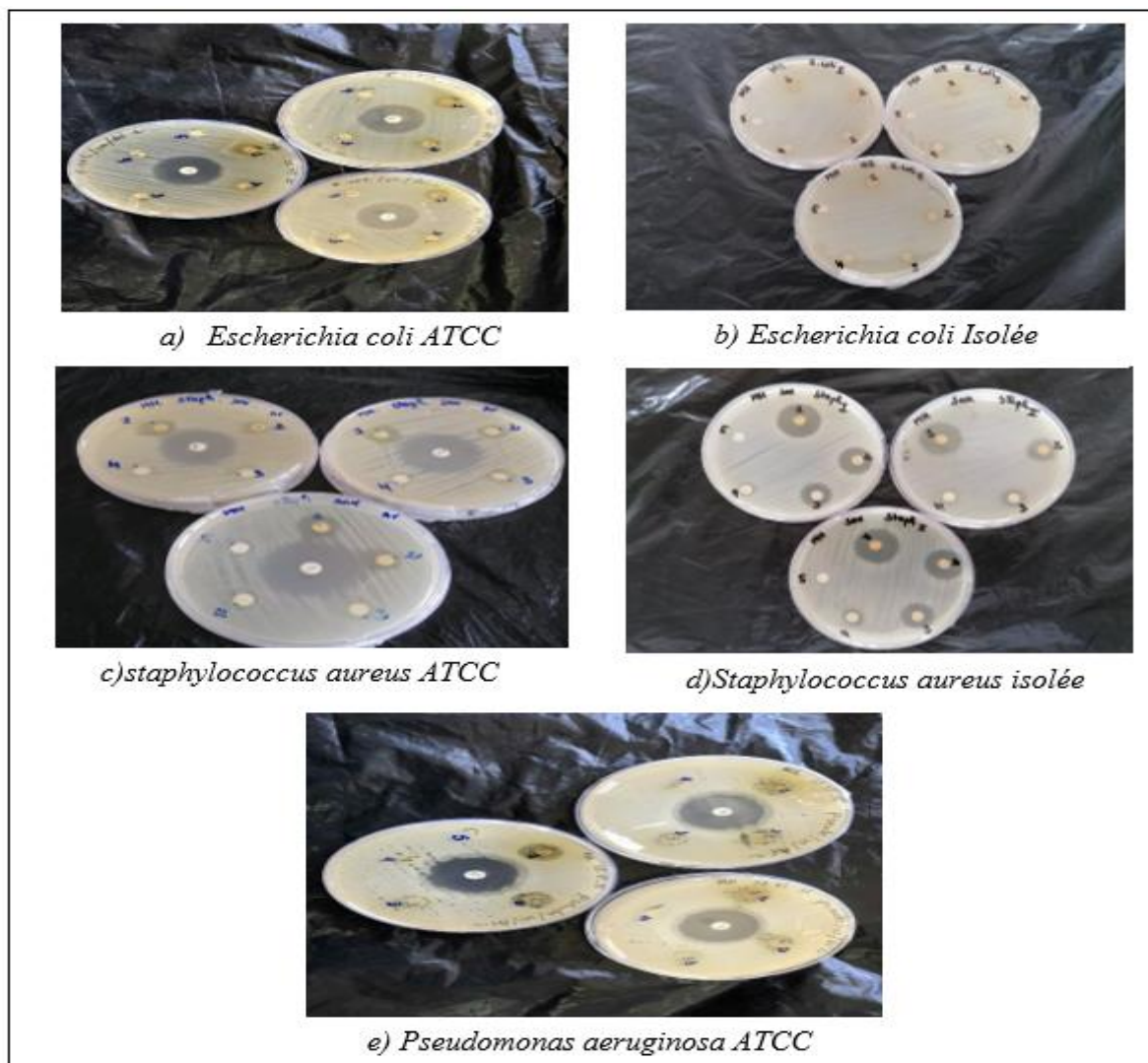


Figure 15: Effet inhibiteur de l'extrait Soxhlet d'*A.campestris* contre les cinq souches bactériennes testées (**Original**)

D'après ces résultats on constate que l'extrait a une activité antibactérienne élevée contre les bactéries Gram+ (*Staphylococcus aureus* et *Pseudomonas aeruginosa*) et une activité modérée contre les bactéries Gram- (*E. coli*).

En analysant les résultats, on a constaté que l'extrait obtenu par Soxhlet semble plus efficace contre plusieurs souches bactériennes, notamment *Staphylococcus aureus* et *Pseudomonas aeruginosa*. Par exemple, pour *S. aureus* standard, la zone d'inhibition atteignait $14 \pm 0,5$ mm pour extrait de Soxhlet, contre seulement $11 \pm 1,5$ mm pour l'hydro-éthanolique. Même chose avec *P. aeruginosa*, où on observe une zone inhibition de $16 \pm 2,6$ mm pour Soxhlet, contre $12 \pm 1,5$ mm pour l'extrait hydro-éthanolique. Ces différences, bien que parfois modérées, sont tout de même constantes.

En ce qui concerne *E. coli*, les deux extraits ont présenté une faible activité sur la souche standard (zone d'inhibition de 10 mm) et aucune sur la souche isolée, ce qui pourrait indiquer une insensibilité de cette dernière aux extraits, quelle que soit la méthode d'extraction utilisée.

Pour la souche isolée de *S. aureus*, les deux extraits se sont montrés actifs, avec une légère élévation pour l'extrait Soxhlet (21 ± 1 mm contre $19 \pm 3,4$ mm). Ces résultats laissent penser que l'extraction par Soxhlet permet d'obtenir un extrait plus riche en composés antibactériens.

Par ailleurs, les antibiotiques utilisés ont présenté une activité inhibitrice plus marquée que celle des extraits testés, avec des diamètres de zones d'inhibition variant de 14 à 31 mm selon l'antibiotique et la souche bactérienne.

Les résultats de l'étude menée par **Abbas et al., (2022)** sur la partie aérienne de l'*A.campestris* a montré que l'extrait aqueux de cette plante n'a révélé aucune activité antibactérienne contre les souches utilisées. Par contre l'extrait hydro-méthanolique a montré une efficacité élevée contre les bactéries Gram+ comme *Staphylococcus aureus* ATCC 25923 et une activité moins efficace contre les souches à Gram- étudiées (*Escherichia coli* ATCC 25922, *Klebsiella pneumoniae* ATCC 13883, et *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853).

Selon **Al-Snafi (2015)**, l'extrait méthanolique des feuilles d'*Artemisia campestris* exerce une activité antibactérienne uniquement sur les bactéries Gram positives, sans aucune action sur les bactéries Gram négatives.

D'après les résultats obtenus par **Brahmi et al., (2023)**, les extraits méthanoliques de l'*A.campestris* ont révélé un fort pouvoir inhibiteur vis-à-vis de bactéries Gram+ telles que *Staphylococcus aureus* MU50 et *Bacillus cereus* ATCC 14575, bien qu'ils se soient montrés inefficaces contre les bactéries Gram- (*E. coli*, *P. aeruginosa*) et certaines levures comme *C. albicans*.

Sriti et al., (2024) ont testé les extraits (éthanolique, méthanolique et aqueux) de la partie aérienne de l'*A.Campestris* sur plusieurs souches bactériennes notamment *Staphylococcus aureus* ATCC 6835 et *Escherichia coli* ATCC 25922 leurs résultats ont montré que l'extrait éthanolique d'*A.campestris* a montré une efficacité contre toutes les souches bactériennes testées, à l'exception de la souche *Klebsiella pneumoniae* CIP 104727, qui s'est révélée résistante à cet extrait. En revanche l'extrait aqueux n'a présenté aucune activité contre toutes les souches étudiées. Ces observations sont comparables aux résultats de cette étude.

II.5. Résultats d'analyse de l'activité antifongique

Le tableau VII montre les résultats d'une enquête in vitro sur l'activité antifongique des trois extraits de l'*A.campestris*.

Tableau VIII : Moyennes des diamètres de la zone d'inhibition de *Candida albicans* en (mm) \pm ET des trois extraits

Extraction	Moyenne des diamètres de la zone d'inhibition de <i>Candida albicans</i> en (mm) \pm ET					
	Saturée	1/2	1/4	1/8	Antifongique utilisé	Diamètre d'antibiotique
Aqueux	00	00	00	00	Kétoconazole	19
Hydro-éthanolique	14 \pm 1,4	15 \pm 1,4	00	00	Kétoconazole	19
Soxhlet	13 \pm 0,5	11 \pm 1	00	00	Kétoconazole	20

Les résultats montrent que les extraits hydro éthanolique et Soxhlet ont une activité antifongique contrairement à l'extrait aqueux qui n'a aucune activité (**Figure 16**).

Les résultats obtenus indiquent que l'extrait hydroéthanolique de notre plante étudiée présente une activité antifongique notable s'est manifestée avec solution saturée et à la dilution 1/2 dont les moyennes de zone d'inhibition \pm écart-type sont de 14 \pm 1,4 mm, et 15 \pm 1,4 mm respectivement (**Figure 16-a**).

En revanche, aucune activité n'a été observée avec les dilutions 1/4 et 1/8 (**Figure 16-b**).

De même l'extrait obtenu par Soxhlet a montré une activité uniquement avec la solution saturée et la dilution 1/2, avec des diamètres moyens des zones (13 \pm 0,5 mm / 11 \pm 1 mm) respectivement. Cependant une absence d'activité a été observée pour les dilutions 1/4 et 1/8 (**Figure 16-c**).

En analysant ces résultats, l'extrait hydro-éthanolique obtenu par la macération présente une activité légèrement supérieure à celle obtenue par Soxhlet. Pour la solution saturée et la dilution 1/2 les diamètres moyens de zones d'inhibition étaient de 15 \pm 1,4 mm et 14 \pm 1,4 mm respectivement avec l'extrait hydro-éthanolique contre 13 \pm 0,5 mm et 11 \pm 1 mm respectivement avec Soxhlet. En revanche, aucune activité n'a été observée aux dilutions 1/4 et 1/8 pour les deux extraits (**Figure 16-b/ 5-c**).

À la lumière de ces résultats on peut affirmer que les deux extraits hydro éthanolique et Soxhlet présentent une activité antifongique à l'égard de *Candida albicans*.

L'étude menée par **Abbas et al., (2022)** sur l'activité antifongique de l'extrait méthanolique de la partie aérienne d'*A.campestris* a révélé une inhibition de la croissance de *Candida albicans* avec des diamètres d'inhibition variant de 8 mm à 13 mm selon les

concentrations testées (5, 10, 20, 40) mg/ml alors que leur extrait aqueux n'a montré aucune activité contre cette souche. Ces résultats sont globalement comparables à ceux trouvés.

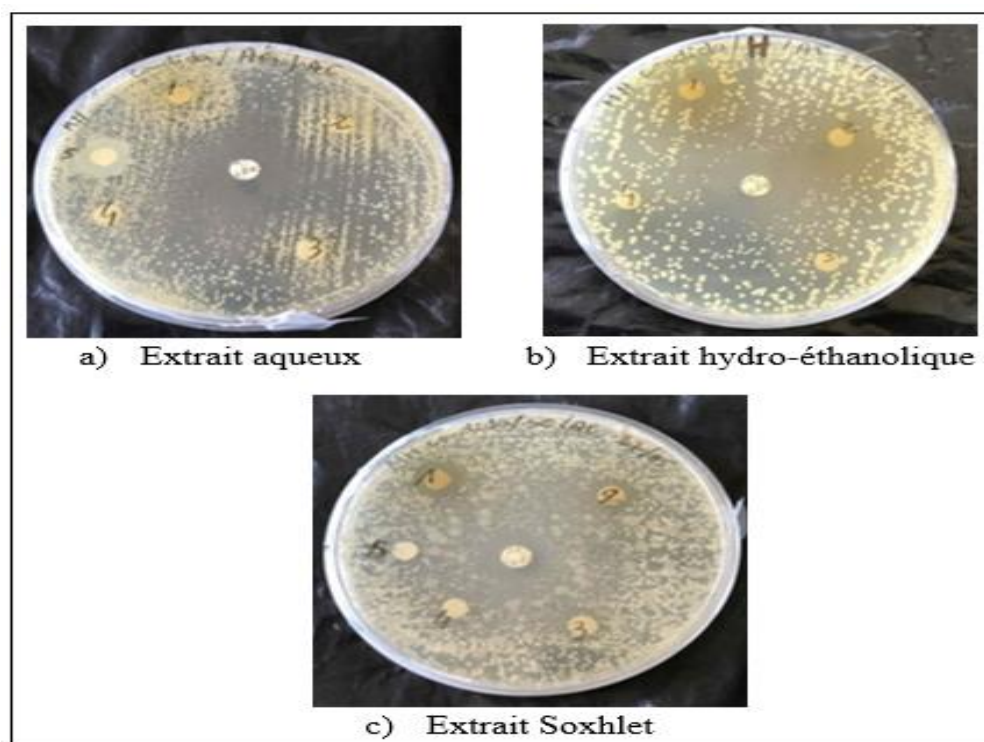


Figure 16 : Effet antifongique des extraits d'*A.campestris* vis-à-vis de *Candida albicans* (Original)

II.6. Détermination de la CMI

Les résultats des concentrations minimales inhibitrices (CMI) des deux extraits (hydro-éthanolique et Soxhlet) sur les deux souches *Staphylococcus aureus* ATCC et *Staphylococcus aureus* isolé sont présentés dans le tableau ci-dessous et la **figure 17**

Tableau IX : Résultats de la CMI

Extraits	<i>Staphylococcus Aureus ATCC</i>		<i>Staphylococcus Aureus Isolé</i>	
	Hydro-éthanolique	Soxhlet	Hydro-éthanolique	Soxhlet
200 mg/ml (Saturée)	-	-	-	-
100mg/ml (1/2)	-	-	-	-
50mg/ml (1/4)	-	-	-	-
25mg/ml (1/8)	-	-	-	-
12,5mg/ml (1/16)	-	-	-	-

(-) absence de croissance des souches ; (+) présence de croissance des souches

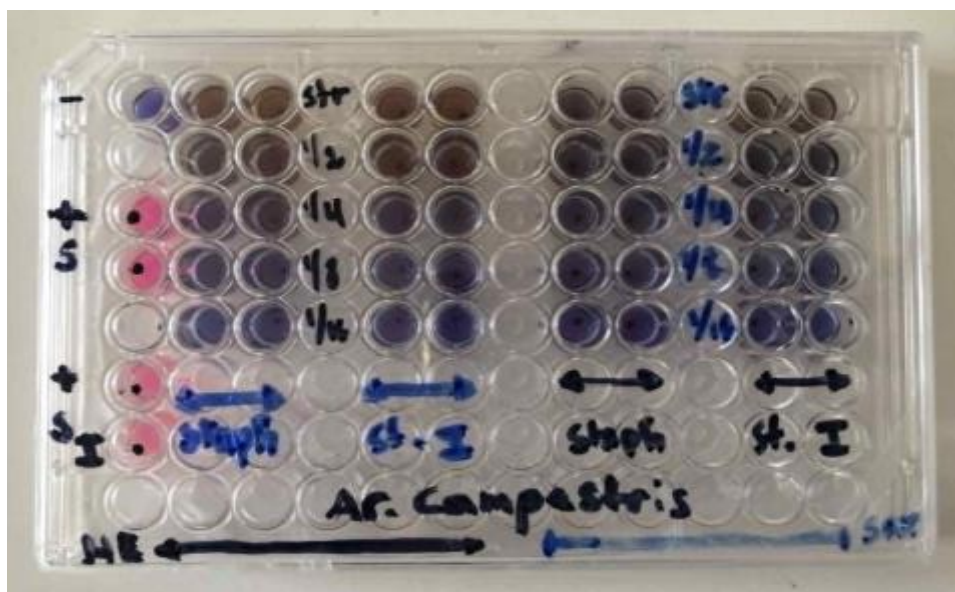


Figure 17 : Résultats des CMI sur microplaque (Originale)

Les résultats de la CMI ont été interprétés à partir des tests réalisés avec la résazurine où le changement de couleur dans les micro-puits indique la réduction de la résazurine par les micro-organismes en croissance (rose) ou l'absence de croissance (violet), pour les deux souches qui sont *Staphylococcus aureus* ATCC et *Staphylococcus aureus* isolé sur lesquelles les deux extraits ont donné un effet inhibiteur.

Après incubation pendant 2 à 4 heures, aucun changement de couleur de la résazurine n'a été constaté dans les micro-puits contenant les extraits pour les deux souches, quelle que soit la concentration testée. En revanche, un virage colorimétrique de la résazurine (du bleu vers le rose / incolore) a été observé dans les micro-puits témoins contenant uniquement la suspension bactérienne, indiquant une croissance microbienne active. Ces résultats démontrent que ces deux extraits (hydro éthanolique et Soxhlet) ont inhibé la croissance bactérienne, même à la concentration minimale de 12,5 mg/ml (dilution 1/16).

En élargissant davantage la gamme de dilutions, il aurait peut-être été possible de déterminer une CMI à des concentrations plus faibles, telles que 1/32 ou même 1/64.

Pour conclure, comparer cette étude avec d'autres s'avère difficile, car chaque recherche diffère par sa méthode et ses conditions d'extraction. Ainsi, la concentration en composés végétaux actifs comme les polyphénols et les flavonoïdes varie d'un extrait à un autre, influençant par conséquent la proportion des activités biologiques associées, telles que l'activité antimicrobienne.

Conclusion

Les plantes médicinales sont reconnues pour leurs propriétés naturelles. Grâce à leur teneur en composés bioactifs, elles apportent de nombreux bienfaits pour la santé. Elles sont utilisées dans divers secteurs tels que la médecine, la cosmétique et l'agriculture. Elles constituent une alternative douce face aux effets secondaires des médicaments chimiques.

Ce travail visait à comparer l'efficacité de trois méthodes d'extraction appliquées à *Artemisia campestris*, à travers la quantification des polyphénols, des flavonoïdes et l'évaluation de l'activité antimicrobienne de ces extraits.

L'étude menée sur l'*A.campestris* a permis de mettre en évidence plusieurs caractéristiques physico-chimiques et biologiques remarquables de cette plante. L'analyse de la poudre a révélé une faible teneur en humidité (8,62 %) et une richesse en cendres (8,30 %), témoignant de sa bonne stabilité et de sa richesse en éléments minéraux.

L'extraction a permis d'atteindre un rendement remarquable dont les valeurs varient en fonction de la méthode d'extraction utilisée. L'extrait hydro-éthanolique se distingue par un rendement nettement plus élevé (42 %), suivi par l'extrait de Soxhlet (22,5 %) et l'extrait aqueux (15 %). Ces résultats mettent en évidence l'efficacité du mélange eau-éthanol dans l'extraction des composés bioactifs.

La quantification des polyphénols et flavonoïdes a également montré une concentration plus élevée dans l'extrait hydro-éthanolique, avec respectivement 111,44 mg EAG/g Ms et 38,12 mg EQ/g Ms, et des teneurs modérées dans l'extrait par Soxhlet contre des teneurs beaucoup plus faibles dans l'extrait aqueux.

Les résultats obtenus à partir des expériences *in vitro* vis-à-vis de cinq souches bactériennes ont montré que les extraits testés ont une activité antimicrobienne variable. L'extrait hydroéthanolique a présenté l'activité antibactérienne la plus élevée, suivi de l'extrait par Soxhlet, avec une efficacité particulièrement marquée contre les bactéries Gram+ telles que *Staphylococcus aureus* (ATCC et isolé), et des diamètres d'inhibition modérés contre les bactéries Gram- comme *Pseudomonas aeruginosa* ATCC et *Escherichia coli* ATCC, tandis que l'extrait aqueux s'est révélé inefficace contre toutes les souches testées.

Les tests de CMI réalisés sur les deux souches de *Staphylococcus aureus* (ATCC et isolé) ont confirmé cette efficacité, révélant une inhibition de la croissance bactérienne jusqu'à une dilution de 1/16, soit 12,5 mg/ml.

De même pour l'activité antifongique les deux extraits (hydroéthanolique et Soxhlet) exercent un effet modéré contre *candida albicans* contrairement à l'extrait aqueux qui n'a montré aucune activité.

Les résultats de ce travail montrent que l'espèce d'*A.campestris* est l'une des sources naturelles de composés antimicrobiens d'importance élevée.

Les résultats issus de cette étude sur l'*A.campestris* constituent une base qui ouvre la voie à de nombreuses perspectives de recherche plus approfondies afin de mieux exploiter le potentiel thérapeutique et bioactif de cette plante.

- Purifier et caractériser les composés actifs majoritaires contenus dans les différentes parties de la plante.
- Approfondir les études sur les activités antioxydantes et antimicrobiennes des extraits de cette plante pour mettre en évidence l'utilité thérapeutique de celle-ci dans un cadre scientifique.
- Explorer le potentiel des polyphénols comme agents conservateurs naturels.
- Intégrer les composés bioactifs extraits d'*A.campestris* dans des emballages alimentaires actifs, dans le but de prolonger la durée de conservation des denrées tout en réduisant, voire en éliminant, l'usage de conservateurs chimiques.

A

Abbas, H., Matoug, I., Aguié, H., et Ouada, S. (2022). *Etude phytochimique et évaluation des activités biologiques de l'Artemisia Campestris* [Mémoire de fin d'étude]. Echahid Hamma Lakhdar.

Akrout, A., Gonzalez, L. A., El Jani, H., et Madrid, P. C. (2011). Activités antioxydantes et antitumorales d'*Artemisia campestris* et *Thymelaea hirsuta* du sud tunisien. *Food and Chemical Toxicology*, 49(2), 342-347. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2010.11.003>

Ali-Delille, L. (2013). *Les plantes médicinales d'Algérie—Lucienne ALI-DELILLE - Livre sur Orientica.com*. <https://www.orientica.com/Les-plantes-medicinales-d-Algerie-Lucienne-ALI-DELILLE-Livre-Livres-Sante-Dietetique-p23889-195.html>

Al-Snafi, A. E. (2015). *THE PHARMACOLOGICAL IMPORTANCE OF ARTEMISIA CAMPESTRIS- A REVIEW*. 5(2), 88-92.

Azmir, J., Zaidul, I. S. M., Rahman, M. M., Sharif, K. M., Mohamed, A., Sahena, F., Jahurul, M. H. A., Ghafoor, K., Norulaini, N. A. N., et Omar, A. K. M. (2013). Techniques for extraction of bioactive compounds from plant materials : A review. *Journal of Food Engineering*, 117(4), 426-436. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2013.01.014>

Azwanida, N. N. (2015). A review on the extraction methods use in medicinal plants, principle, strength and limitation. *Medicinal et Aromatic Plants (Los Angeles)*, 4(3), 196. <https://doi.org/10.4172/2167-0412.1000196>

B

Benchohra, A., Mahmoud, D., Zohra, A., Zohra, B., Mohamed, T., et Souhila, M. (2022). Antioxidant and Anti-Inflammatory Activity of *Artemisia campestris* L. *Egyptian Academic Journal of Biological Sciences. C, Physiology and Molecular Biology*, 14(1), 489-497. <https://doi.org/10.21608/eajbsc.2022.247431>

Bouaziz, A. L. (2014). *Identification de métabolites secondaires des plantes, protecteurs des photorécepteurs à cônes pour le traitement de la rétinopathie pigmentaire* [Thèse de doctorat]. Université Pierre et Marie Curie - Paris VI. <https://theses.hal.science/tel-03815605>

Boudjema, K., Nahoui, N. E. H., Temmimi, K., Azine, K., Hali, L., et Fazouane, F. (2021). *Screening phytochimique et activités biologiques d'extrait méthanolique obtenu à partir de la plante Melissa officinalis L.*

Boudjouref, M. (2020). *Activités antioxydante et anti-inflammatoire des extraits d'Artemisia campestris*. <http://dspace.univ-setif.dz:8888/jspui/handle/123456789/3618>

Brahmi, F., Berrached, R., Kebbouche-Gana, S., Kadik Achoubi, L., et Lenchi, N. (2023). Chemical composition, antimicrobial and antioxidant activities of methanolic extracts of the Algerian *Artemisia campestris* L. at different stage of growth. *Vegetos*, 37. <https://doi.org/10.1007/s42535-023-00651-z>

C

Chalchat, J.-C., Cabassu, P., Petrovic, S. D., Maksimovic, Z. A., et Gorunovic, M. S. (2003). Composition of Essential Oil of *Artemisia campestris* L. from Serbia. *Journal of Essential Oil Research*, 15(4), 251-253. <https://doi.org/10.1080/10412905.2003.9712132>

Correa, M. G., Martínez, F. B., Vidal, C. P., Streitt, C., Escrig, J., et De Dicastillo, C. L. (2020). Antimicrobial metal-based nanoparticles : A review on their synthesis, types and antimicrobial action. *Beilstein Journal of Nanotechnology*, 11, 1450-1469. <https://doi.org/10.3762/bjnano.11.129>

Cowan, M. M. (1999). Plant Products as Antimicrobial Agents. *Clinical Microbiology Reviews*, 12(4), 564-582. <https://doi.org/10.1128/cmr.12.4.564>

D

Dai, J., et Mumper, R. J. (2010). Plant Phenolics : Extraction, Analysis and Their Antioxidant and Anticancer Properties. *Molecules*, 15(10), 7313-7352. <https://doi.org/10.3390/molecules15107313>

Danoun, G. (2010). *Développement de nouvelles stratégies de synthèses d'alcaloïdes basées sur la métathèse d'oléfines hétéros substituées : Synthèse de la (+) -castanospermine et de la 1- (+) -désoxynojirimycine* [Thèse de doctorat]. Université de Grenoble. <https://theses.fr/2010GRENV067>

Dib, I., Angenot, L., Mihamou, A., Ziyat, A., et Tits, M. (2017). *Artemisia campestris* L. : Revue ethnométriculaire, phytochimique et pharmacologique. *Journal of Herbal Medicine*, 7, 1-10. <https://doi.org/10.1016/j.hermed.2016.10.005>

Dib, I., et El Alaoui-Faris, F. E. (2019). *Artemisia campestris* L. : Review on taxonomical aspects, cytogeography, biological activities and bioactive compounds. *Biomedicine & Pharmacotherapy*, 109, 1884-1906. <https://doi.org/10.1016/j.biopha.2018.10.149>

Djahra, A. B., Bordjiba, O., et Benkherara, S. (2012). *Activité antibactérienne des flavonoïdes d'une plante médicinale spontanée Marrubium vulgare L. de la région d'El Tarf (Nord-Est Algérien)*.

Djeridane, A., Yousfi, M., Nadjemi, B., Boutassouna, D., Stocker, P., et Vidal, N. (2006). Antioxidant activity of some algerian medicinal plants extracts containing phenolic compounds. *Food Chemistry*, 97(4), 654-660. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2005.04.028>

Dob, T., Dahmane, D., Berramdane, T., et Chelghoum, C. (2005). Chemical Composition of the Essential Oil of *Artemisia campestris* L. from Algeria. *Pharmaceutical Biology*, 43(6), 512-514. <https://doi.org/10.1080/13880200500220664>

E

Enneb, H., Belkadhi, A., Cheour, F., et Ferchichi, A. (2015). Comparaison des composés phénoliques et du pouvoir antioxydant de la plante de henné (*Lawsonia inermis* L.). *Journal of New Sciences*, 20.

F

Filleul, E. (2018). *Les Astéracées : Description botanique, biologique et étude de plantes médicinales et toxiques* [Thèse d'exercice]. Université de Limoges.

G

Gamoun, M., et Louhaichi, M. (2021). *Artemisia campestris* L. : *Ecologically important with allelopathic and antifungal constituents* [Rapport technique].

Gast, M. (1989). Armoise. *Encyclopédie berbère*, 6, Article 6. <https://doi.org/10.4000/encyclopedieberbere.2592>

Ghedadba, N., Hambaba, L., Ayachi, A., Aberkane, M. C., Bousselsela, H., et Oueld-Mokhtar, S. M. (2015). Polyphénols totaux, activités antioxydante et antimicrobienne des extraits des feuilles de *Marrubium deserti* de Noé. *Phytothérapie*, 13(2), 118-129. <https://doi.org/10.1007/s10298-015-0944-4>

Ghedira, K. (2005). Les flavonoïdes : Structure, propriétés biologiques, rôle prophylactique et emplois en thérapeutique. *Phytotherapie*, 3(4), 162-169. <https://doi.org/10.1007/s10298-005-0096-8>

Ghorab, H., Laggoune, S., Kabouche, A., Semra, Z., et Kabouche, Z. (2013). Essential oil composition and antibacterial activity of *Artemisia campestris* L. from Khenchela (Algeria). *Scholars Research Library*, 5(2), 189-192.

Guerbas, M., Dogh, C., et Haffaf, A. (2021). *Etude de l'activité antiparasitaire d'Artemisia campestris sur Echinococcus granulosus* [Mémoire de master, Université Mohamed Boudiaf].

Guillaume, D., et Charrouf, Z. (2005). Saponines et métabolites secondaires de l'arganier (*Argania spinosa*). *Cahiers Agricultures*, 14(6), Article 6.

H

Handa, S. S., Singh Khanuja, S. P., Longo, G., et Dutt Rakesh, D. (2008). *Extraction technologies for medicinal and aromatic plants*. International Centre for Science and High Technology.

J

Judzentiene, A., Budiene, J., Butkiene, R., Kupcinskiene, E., Laffont-Schwob, I., et Masotti, V. (2010). Caryophyllene Oxide-rich Essential Oils of Lithuanian *Artemisia campestris* ssp. *Campestris* and Their Toxicity. *Natural Product Communications*, 5(12), 1934578X1000501232. <https://doi.org/10.1177/1934578X1000501232>

K

Khalidi, A. (2017). *Etude des effets antifongiques et antimycotoxiques des extraits des plantes médicinales de la région de Béchar* [Thèse de doctorat, Université Mustapha Stambouli].

L

Larbi, S., et Slamani, F. (2022). *Screening phytochimique et évaluation de l'activité antimicrobienne d'Artemisia campestris L.* [Mémoire de master, Université Mouloud Mammeri]. <https://dspace.ummtto.dz/handle/ummtto/19623>

Lugasi, A., Hóvári, J., Sági, K. V., et Bíró, L. (2003). The role of antioxidant phytonutrients in the prevention of diseases. *Acta Biologica Szegediensis*, 47(1-4), 119-125.

M

Manigandan, M., et Saranraj, P. (2018). Antimicrobial activity of secondary metabolites in an Indian spices – A review. *Life Sciences Archives*, 4, 1248-1259. <https://doi.org/10.22192/lisa.2018.4.1.2>

Megdiche-Ksouri, W., Trabelsi, N., Mkadmini, K., Bourgou, S., Noumi, A., Snoussi, M., Barbria, R., Tebourbi, O., et Ksouri, R. (2015). Les composés phénoliques d'*Artemisia campestris* ont une activité antioxydante et antimicrobienne. *Industrial Crops and Products*, 63, 104-113. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2014.10.029>

Miara, M. D., Bendif, H., Rebbas, K., Rabah, B., Hammou, M. A., et Maggi, F. (2019). Medicinal plants and their traditional uses in the highland region of Bordj Bou Arreridj (Northeast Algeria). *Journal of Herbal Medicine*, 16, 100262. <https://doi.org/10.1016/j.hermed.2019.100262>

Mucciarelli, M., Caramiello, R., Maffei, M., et Chialva, F. (1995). Essential oils from some *Artemisia* species growing spontaneously in North-West Italy. *Flavour and Fragrance Journal*, 10(1), 25-32. <https://doi.org/10.1002/ffj.2730100105>

N

Nacef, H. S., Ferdjioui, S., et Chaibi, S. (2022). Activité antimicrobienne des champignons endophytes et de l'huile essentielle de la plante médicinale *Lavandula officinalis* : étude comparative. *Revue Agrobiologia*, 12(2), 3192-3203.

Naili, M. B., Alghazeer, R. O., Saleh, N. A., et 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. <https://doi.org/10.1016/j.arabjc.2010.02.002>

O

Organisation mondiale de la santé. (1998). *Rapport sur la santé dans le monde : 1998: La vie au 21e siècle : une perspective pour tous : rapport du Directeur général*. <https://iris.who.int/handle/10665/42066>

Orszulik, S. T. (2024). *The quality of antimicrobial susceptibility test discs and implications for clinical outcomes*. *Diagnostic Microbiology and Infectious Disease*, 109, 116237. <https://doi.org/10.1016/j.diagmicrobio.2024.116237>

R

Rhouma, A., Hajji-Hedfi, L., Bousselma, A., et Matrood, A. A. A. (2023). Essential Oils: An Ecofriendly Approach for Plant Pest and Disease Management. *International Journal of Plant & Soil Science*, 35(8), 80-89. <https://doi.org/10.9734/ijpss/2023/v35i82883>

S

Salzmann, B. A., Bismarck, D., Meylan, M., Glardon, O. J., et Becker, J. (2024). Antimicrobial in vitro effects of eight essential oils on *Pasteurella multocida* and *Mannheimia haemolytica* from nasopharyngeal swab samples of fattening calves. *Schweizer Archiv fur Tierheilkunde*, 166(9), 437-450. <https://doi.org/10.17236/sat00429>

Sassoui, A., Hendel, N., Sarri, D., Sarri, M., Filippo, M., Maurizio, B., Donato, R., Angelo, C., Roman, P., et Giovanni, B. (2020). Essential oils from three Algerian medicinal plants (*Artemisia campestris*, *Pulicaria arabica*, and *Saccocalyx satureioides*) as new botanical insecticides ? *Environmental Science and Pollution Research*, 27(21), 26594-26604. <https://doi.org/10.1007/s11356-020-09064-w>

Sebai, H., Jabri, M.-A., Souli, A., Hosni, K., Selmi, S., Tounsi, H., Tebourbi, O., Boubaker, S., El-Benna, J., et Sakly, M. (2014). Protective effect of *Artemisia campestris* extract against aspirin-induced gastric lesions and oxidative stress in rat. *RSC Advances*, 4(91), 49831-49841. <https://doi.org/10.1039/C4RA08564G>

Sefi, M., Fetoui, H., Makni, M., et Zeghal, N. (2010). Effets atténuants des propriétés antioxydantes de l'extrait de feuille d'*Artemisia campestris* sur l'hyperlipidémie, les produits finaux de glycation avancée et le stress oxydatif chez les rats diabétiques induits par l'alloxane. *Food and Chemical Toxicology*, 48(7), 1986-1993. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2010.05.005>

Solanki, V., Begam, T., Taj, R., et Hussain, S. (2021). Phytochemical studies on some selected species of Asteraceae family of Rajasthan, India. *Plant Archives*, 21(2). <https://doi.org/10.51470/PLANTARCHIVES.2021.v21.no2.010>

Soudani, 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*.

Sridhar, A., Ponnuchamy, M., Kumar, P. S., Kapoor, A., Vo, D.-V. N., et Prabhakar, S. (2021). Techniques and modeling of polyphenol extraction from food: A review. *Environmental Chemistry Letters*, 19(4), 3409-3443. <https://doi.org/10.1007/s10311-021-01217-8>

Sriti, J., Majdi, H., Fares, N., Selmi, S., et Limam, F. (2024). Phytochemical Contents, Antioxidant and Antimicrobial Activities of *Artemisia campestris*. Dans *Chapitre 2* (p. 15).

T

Touil, S., et Benrebiha, F. Z. (2017). Composition chimique et activité antimicrobienne des huiles essentielles d'*Artemisia herba alba* asso et *Artemisia campestris* L de la région aride de Djelfa. *Agrobiologia*, 7(2), 40-45.

Tripathi, N., Zubair, M., et Sapra, A. (2025). Gram Staining. Dans *StatPearls*. StatPearls Publishing. <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK562156/>

V

Valant-Vetschera, K. M., Fischer, R., et Wollenweber, E. (2003). Flavonoïdes exsudats chez les espèces d'*Artemisia* (Asteraceae—Anthemideae) : Nouveaux résultats et interprétation chimiosystématique. *Biochemical Systematics and Ecology*, 31(5), 487-498. [https://doi.org/10.1016/S0305-1978\(02\)00178-3](https://doi.org/10.1016/S0305-1978(02)00178-3)

Vallès, J., D'Ambrosio, U., Garnatje, T., Gras, A., et Parada, M. (2018). *Artemisia campestris* L. y *Solanum villosum* Mill. Dans M. Pardo de Santayana, R. Morales, J. Tardío et M. Molina (Dir.), *Inventario Español de Los Conocimientos Tradicionales Relativos a La Biodiversidad. Fase II* (3 vol.). Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente.

W

Wiegand, I., Hilpert, K., & Hancock, R. E. W. (2008). Agar and broth dilution methods to determine the minimal inhibitory concentration (MIC) of antimicrobial substances. *Nature Protocols*, 3(2), 163–175. <https://doi.org/10.1038/nprot.2007.521>

Williams, S. (Éd.). (1984). *Official methods of analysis of the Association of Official Analytical Chemists* (14e éd.). Association of Official Analytical Chemists.

Z

Zeghdoud, H., et Chennai, H. Y. (2019). *Valorisation de deux plantes médicinales abondantes en Algérie et évaluation de leurs effets biologiques* [Mémoire de master, Université Mohamed Khider de Biskra]. Archives institutionnelles de l'Université de Biskra. <http://archives.univ-biskra.dz/handle/123456789/13773>

Annexe 01. Matériel, les appareils, la verrerie et les produits utilisés dans cette étude figurent dans ce tableau ci-dessous

Outillage	Appareillage
Flacons	Broyeur électrique
Tubes à essai	Plaque chauffante
Béchers	Spectrophotomètre UV-visible
Passoire	Agitateur a barreau magnétique non chauffant
Entonnoir	Balance de précision
Micropipettes	Autoclave
Papier Wattman^o1	Etuve
Papier aluminium	
Portoirs à tube	
Embouts bleu et jaune	
Eprouvettes graduées	
Cuve	
Cristallisoirs	
Erlenmeyer	

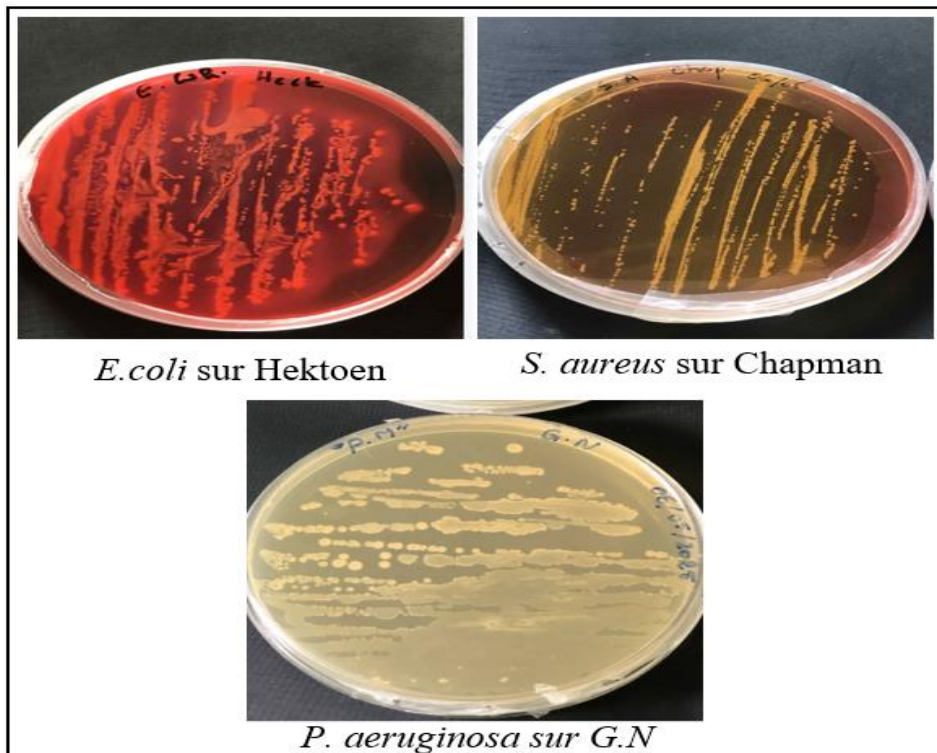
Annexe 02. Ensemble des réactifs chimiques et solvants utilisés est présenté ci-dessous

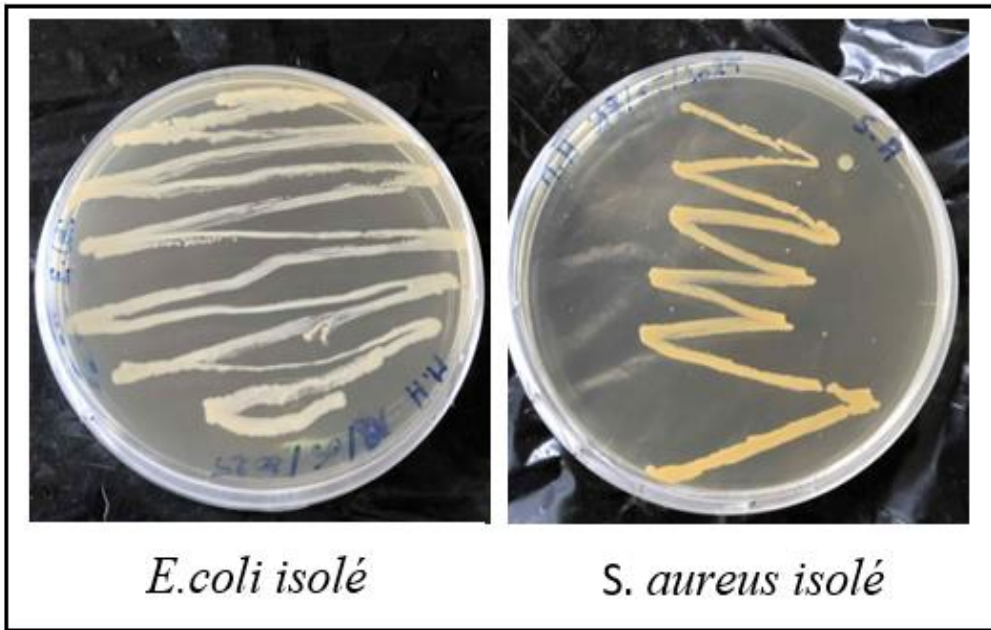
- Eau distillée
- Éthanol (C₂H₅OH)
- Réactif Folin-Ciocalteu
- Carbonate de Sodium (Na₂CO₃)
- Acide gallique (C₇H₆O₅)
- Trichlorure d'aluminium (AlCl₃)
- Quercétine (C₁₅H₁₀O₇).

Annexe 03. Milieux de culture utilisés

Tests	Milieux de culture	Micro-organismes
Revivification / repiquage des souches	Bouillon BHIB	Bactéries et levures
	Gélose Chapman	<i>Staphylococcus aureus</i>
	Gélose Hektoen	<i>Escherichia coli</i>
	Gélose Nutritive	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
	Gélose Sabouraud	<i>Candida albicans</i>
Antibiogramme	Gélose Mueller-Hinton	Toutes les souches

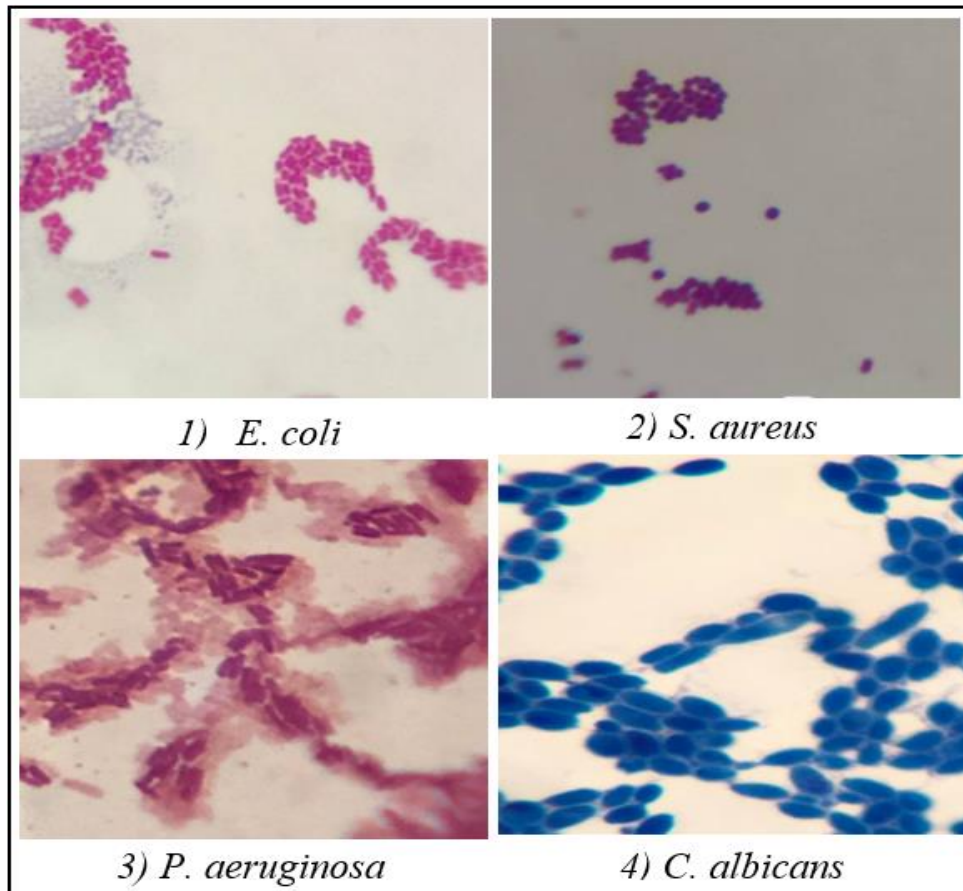
Annexe 04.



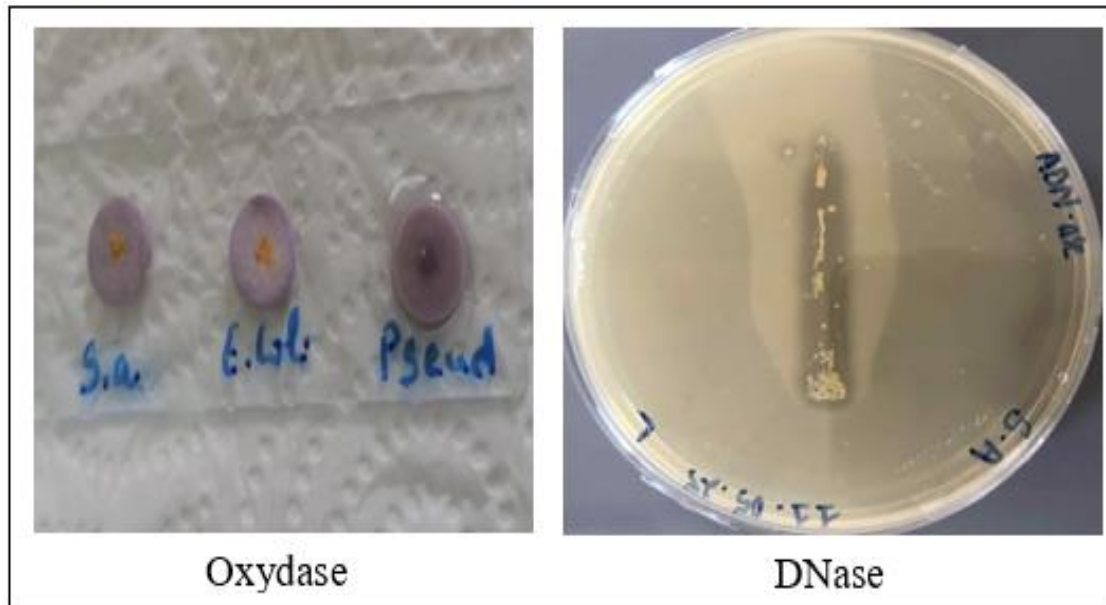


Repiquage des souches sur des milieux sélectifs

Annexe 05.



Résultats de la coloration de Gram

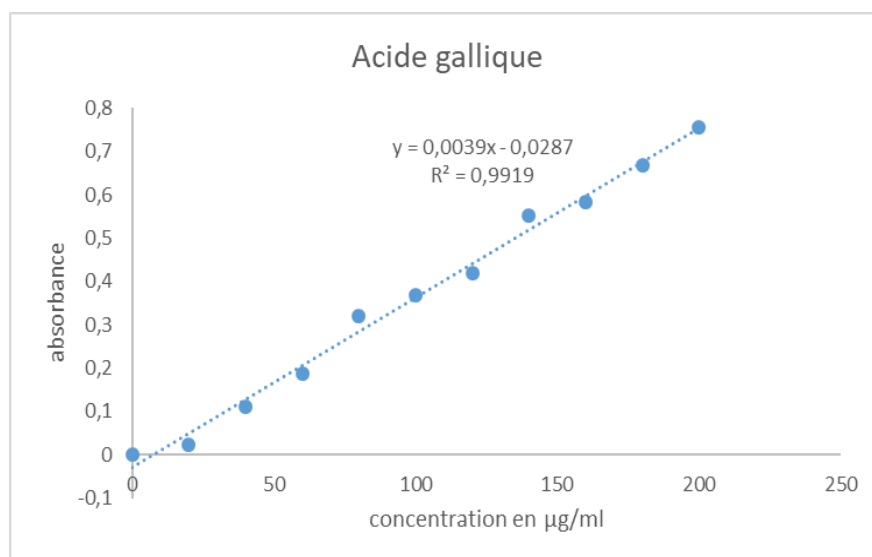


Résultats des tests biochimiques révélant les activités oxydasiques et DNase

Annexe 06. Teneurs en polyphénols des trois extraits de l'*A.campestris*

EXTRAIT	Aqueux	Hydro-éthanolique	Soxhlet
Teneur en polyphénols mg EAG/g Ms	26,26±2,7	111,44±4,2	55,73±5,8

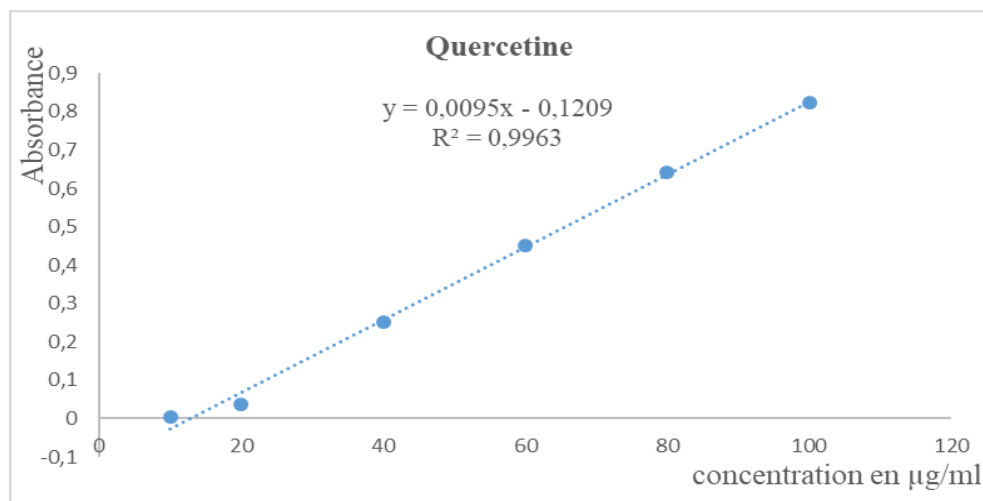
Annexe 07



Courbe d'étalonnage de l'acide Gallique

Annexe 08 Les teneurs en flavonoïdes de trois extraits de l'*A.campestris*

EXTRAIT	Aqueux	Hydro-éthanoïque	Soxhlet
Teneur en flavonoïdes Mg EQ /g Ms	15,82±1,5	38,12±15	25,40±3,1

Annexe 09

Courbe d'étalonnage de la Quercétine

Résumé :

Artemisia campestris L. est une plante médicinale de la famille des Astéracées, largement répandue en Algérie où elle est communément appelée "Dgouft". Cette plante est utilisée depuis longtemps en médecine traditionnelle pour soigner les troubles digestifs, les ulcères, le diabète et les rhumatismes. L'objectif de ce travail était de comparer l'efficacité de trois méthodes d'extraction appliquées à *Artemisia campestris*, à travers la quantification des polyphénols, des flavonoïdes et d'évaluer ses propriétés antimicrobiennes vis-à-vis de cinq souches bactériennes (trois souches de référence : *Staphylococcus aureus* ATCC 6538, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 9027, *Escherichia coli* ATCC 4157, et deux souches isolées du poulet : *Staphylococcus aureus* et *Escherichia coli*) ainsi que *Candida albicans* ATCC 24433. Nous avons préparé trois extraits différents à partir des parties aériennes de la plante : par infusion avec de l'eau, par macération avec un mélange eau-éthanol, et par extraction Soxhlet dont le solvant utilisé est l'éthanol aussi. L'extrait hydro-éthanolique a donné le meilleur rendement (42%) et contenait les plus fortes concentrations en polyphénols (111,44 mg/g) et flavonoïdes (38,12 mg/g), qui sont les substances responsables des effets thérapeutiques. Les tests antimicrobiens ont montré que l'extrait hydro-éthanolique était le plus efficace contre les bactéries testées, avec une efficacité particulièrement remarquable contre les bactéries Gram+ comme *Staphylococcus aureus*, et une activité plus modérée contre les bactéries Gram- comme *E. coli*. Il a également montré une activité antifongique contre *Candida albicans*. L'extrait aqueux n'a montré aucune efficacité. Ces résultats confirment que l'*Artemisia campestris* possède réellement des propriétés antimicrobiennes et justifient son usage traditionnel, ouvrant des perspectives pour développer de nouveaux traitements naturels.

Mots clés : *Artemisia campestris*, polyphénols, flavonoïdes, activité antibactérienne, activité antifongique, CMI.

Abstract :

Artemisia campestris L. is a medicinal plant from the Asteraceae family, widely distributed in Algeria where it is commonly called "Dgouft". This plant has been used for a long time in traditional medicine to treat digestive disorders, ulcers, diabetes, and rheumatism. The aim of this work was to compare the efficacy of three extraction methods applied to *Artemisia campestris*, through the quantification of polyphenols and flavonoids, and to evaluate its antimicrobial properties against five bacterial strains (three reference strains: *Staphylococcus aureus* ATCC 6538, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 9027, *Escherichia coli* ATCC 4157, and two strains isolated from chicken: *Staphylococcus aureus* and *Escherichia coli*) as well as *Candida albicans* ATCC 24433. We prepared three different extracts from the aerial parts of the plant : by infusion with water, by maceration with a water-ethanol mixture, and by Soxhlet extraction using ethanol as the solvent. The hydroethanol extract gave the highest yield (42%) and contained the highest concentrations of polyphenols (111.44 mg/g) and flavonoids (38.12 mg/g), the substances responsible for the therapeutic effects. Antimicrobial tests showed that the hydro-ethanolic extract was the most effective against the tested bacteria, with particularly remarkable efficacy against Gram+ bacteria such as *Staphylococcus aureus*, and more moderate activity against Gram- bacteria such as *E. coli*. It also showed antifungal activity against *Candida albicans*. The aqueous extract showed no efficacy. These results confirm that *Artemisia campestris* actually possesses antimicrobial properties and justify its traditional use, opening perspectives for developing new natural treatments.

Keywords : *Artemisia campestris*, polyphenols, flavonoids, antibacterial activity, antifungal activity, MIC.