

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université A. M. OULHADJ - Bouira
Faculté des Sciences Appliquées
Département de Génie des Procédés



Mémoire

Présenté par

HABET Ouardia

Pour l'obtention du diplôme de

MASTER

Filière: Génie des Procédés

Spécialité : Génie chimique

**CARACTÉRISATION PHYTOCHIMIQUE DES
EXTRAITS DE LA PLANTE *PHLOMIS CRINITA* ET
LEURS ACTIVITÉS BIOLOGIQUES**

Soutenu le 01 /07 / 2025

Devant le jury:

Mr. LOUNICI	Hakim	Prof	UAMOB	Président
Mr. BOUCELKHA	Ali	MCB	UAMOB	Examineur
M ^{me} ARBIA	Leila	MCB	UAMOB	Encadrante

Année Universitaire : 2024/2025

Remerciements

Au nom d'Allah, Le Clément, Le Miséricordieux

Louange et Gloire à Dieu, le Tout puissant, qui m'a permis de mener à bien ce modeste Travail.

Prière et bénédictions d'Allah sur le prophète Mohamed

Paix et Salut sur lui.

Mes profonds remerciements s'adressent en premier lieu à ma promotrice Madame ARBIA LEILA pour avoir acceptée de m'encadrer avec bienveillance, pour son aide, ses précieux conseils, sa confiance, sa patience et ses encouragements,

Vraiment merci pour une qualité d'encadrement si sérieuse et si consistante.

Mes sincères considérations et remerciements sont également exprimés aux membres de Jury

M^r LOUNICI Hakim, je suis profondément honorée par l'immense privilège que vous m'accordez en acceptant de présider le jury de ce mémoire

Je tiens également à exprimer ma sincère gratitude à ***M^r BOUCELKHA Ali*** pour avoir accepté d'examiner ce travail, pour le temps qu'il y a consacré ainsi que pour ses conseils précieux et constructifs.

Mes remerciements spéciaux vont aussi à tous les ingénieurs et les techniciens des laboratoires du Département de Génie des Procédés pour le bon accueil et de nous avoir fait bénéficier de leurs expériences et de leurs rigueurs scientifiques et professionnelles.

Enfin, je souhaite exprimer ma gratitude à tous ceux qui, de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de ce travail.



Dédicace

Je dédie ce modeste travail

Ma chère mère

J'aurais tant souhaité qu'elle soit présente, mais le destin en a voulu autrement. Qu'Allah lui accorde le Paradis de Firdaous.

Mon cher père

qui m'a soutenue par ses encouragements et ses prières. Je lui souhaite une santé durable, du bien-être et une longue vie

Mon mari

en témoignage de ma profonde gratitude pour son soutien indéfectible, sa patience et ses encouragements tout au long de ce parcours

Mes enfants Kheredine et Oussama

source de motivation, de joie et d'inspiration au quotidien. Leur présence m'a donné la force d'aller jusqu'au bout.

À mes frères et mes sœurs

En signe de l'affection et du grand amour que je vous porte, les mots sont insuffisants pour exprimer ma profonde estime. Je vous souhaite une vie pleine de joie et de bonheur au sein de vos petites familles.

À tous ceux qui me connaissent et qui m'ont soutenue,

ne serait-ce que par un mot d'encouragement, votre bienveillance, aussi discrète soit-elle, a été précieuse dans l'accomplissement de ce parcours.

Je tiens également à remercier chaleureusement la famille de mon mari, tout particulièrement ses parents, pour leur présence bienveillante, leur soutien moral et leurs prières qui m'ont accompagnée tout au long de ce chemin.

Ouardia



Liste des abréviations

Abréviation	Désignation
DPPH	2,2-diphényle-1-picrylhydrazyl
EAG	Equivalent d'acide gallique
Ecat	équivalent catéchine
HPLC	Chromatographie Liquide à Haute Performance
IC50	Concentration inhibitrice 50

Liste des figures

Figure 1 : Répartition géographique des Lamiacées dans le monde.....	4
Figure 2 : Image de <i>Phlomis crinita</i>	5
Figure 3 : Structure de base des polyphénols.....	8
Figure 4 : Squelette moléculaire de base des flavonoïdes.....	9
Figure 5 : Structure générale et sous -classes des flavonoïdes.....	10
Figure 6 : Structure des tanins hydrolysables (a) et condensés(b).....	12
Figure 7 : Structure chimique de morphine.....	13
Figure 8 : Structure de l'unité isoprénique.....	13
Figure 9 : Photo de plante <i>phlomis crinita</i>	18
Figure 10 : La poudre végétale de <i>P. crinita</i>	21
Figure 11 : Mécanisme réactionnel du test DPPH.....	29
Figure 12 : Spectre de diffraction des rayons X de la poudre de <i>P. crinita</i>	33
Figure 13 : Spectre infrarouge de la poudre de <i>P. crinita</i>	34
Figure 14 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique.....	38
Figure 15 : Courbe d'étalonnage de catéchine.....	39
Figure 16 : Variation du pourcentage de l'activité antioxydante en fonction de la Concentration d'extrait éthanolique.....	41
Figure 17 : Pourcentage d'inhibition du DPPH par l'extrait éthanolique.....	41
Figure 18 : Variation du pourcentage de l'activité antioxydante en fonction de la Concentration d'extrait aqueux.....	42
Figure 19 : Pourcentage d'inhibition du DPPH par l'extrait aqueux.....	42

Liste des tableaux

Tableau 1 : Liste des réactifs utilisés.....	18
Tableau 2 : Liste du matériel utilisé.....	20
Tableau 3 : Echelle de sensibilité des germes.....	30
Tableau 4 : Caractéristiques de l'extrait aqueux de la plante <i>Phlomis crinita</i>	33
Tableau 5 : Caractéristiques de l'extrait éthanolique de la plante <i>Phlomis crinita</i>	33
Tableau 6 : Synthèse de l'analyse phytochimique des deux extraits de <i>Phlomis crinita</i>	34
Tableau 7 : Teneur en polyphénols totaux des deux extraits de <i>P. crinita</i>	36
Tableau 8 : Teneur en flavonoïdes des deux extraits de <i>P. crinita</i>	37
Tableau 9 : Valeurs d'IC50 des différents extraits de <i>Phlomis crinita</i>	43
Tableau 10 : <i>Effet</i> antibactérien des extraits de <i>phlomis crinita</i> exprimé en diamètres des zones d'inhibitions (en mm).....	45

Table des matières

Table des matières

Remerciements.....	i
Dédicace.....	ii
Liste des abréviations	iii
Liste des figures.....	iv
Liste des tableaux.....	v
Tables des matières.....	vi
Introduction	1

Chapitre I : Revue bibliographique

1	Phytothérapie et plantes médicinales	3
1.1	La phytothérapie	3
1.2	Les plantes médicinales	3
1.2.1	Pouvoir des plantes médicinales	3
1.2.2	La famille des Lamiacées	4
1.2.2.1	Genre <i>Phlomis</i> et espèce <i>Phlomis crinita</i>	4
1.2.2.2	Description botanique de <i>Phlomis crinita</i>	5
1.2.2.3	Classification systématique	6
1.2.2.4	Usages traditionnels	6
1.2.2.5	Composition chimique	7
1.2.3	Éléments actifs des plantes	7
1.2.3.1	Métabolites primaires	7
1.2.3.2	Métabolites secondaires	7
1.2.3.2.1	Définition	7
1.2.3.2.2	Composés phénoliques	8
1.2.3.2.2.1	Flavonoïdes	9
1.2.3.2.2.2	Tanins	10
1.2.3.2.2.3	Acides phénoliques	12
1.2.3.2.3	Composés azotés : Alcaloïdes	13
1.2.3.2.4	Terpènes	13

Chapitre II : Matériel et méthodes

2.1	Introduction	17
2.2	Objectifs du travail	17
2.3	Matériel utilisé	17

2.3.1 Matériel végétal	17
2.3.2 Produits chimiques	18
2.4 Méthodes expérimentales	21
2.4.1 Préparation de la poudre végétale	21
2.5 Analyse physicochimiques.....	21
2.5.1. Diffraction des rayons (X).....	22
2.5.2. Spectroscopie infrarouge (FTIR).....	22
2-6 préparation des extraits	23
2.6.1 Extraction aqueuse.....	24
2.6.2 Extraction éthanolique.....	24
2.7 Calcul du rendement des extraits.....	24
2.8 Screening phytochimique.....	25
2.8.1 Détection des flavonoïdes (chlorure d'aluminium)	25
2.8.2 Dosage des composés phénoliques totaux (Folin-Ciocalteu)	26
2.8.3 Détection des alcaloïdes (Dragendorff).....	27
2.8.4 Détection des saponines.....	27
2.8.5 Détection des stéroïdes et triterpénoïdes (Liebermann-Burchard)	28
2.8.6 Détection des glycosides (Keller-Kiliani)	28
2.9 Activités biologiques.....	29
2.9.1 Activité antioxydante.....	29
2.9.2 Activité antimicrobienne.....	31

Chapitre III : Résultats et discussion

3.1 Analyses physicochimiques	33
3.1.1 Spectre DRX de <i>Phlomis crinita</i>	33
3.1.2 Spectre FTIR de <i>Phlomis crinita</i>	34
3.2 Extraction et rendement	35
3.2.1 Extrait aqueux	35
3.2.2 Extrait éthanolique	36
3.3 Screening phytochimique qualitatif	37
3.4 Analyses quantitatives	38
3.4.1 Teneur en composés phénoliques totaux	38
3.4.2 Teneur en flavonoïdes	39
3.5 Activités biologiques	41
3.5.1 Activité antioxydante	41
3.5.2 Activité antibactérienne	44
Conclusion	47
Références bibliographiques	49

Introduction

Introduction

Depuis le temps ancestral, à la recherche de traitements pour leurs affections, les hommes ont trouvé des solutions dans le monde naturel. À l'instar du passé, la compréhension des origines des maladies et de l'utilisation de certaines plantes en tant que traitements demeurait insuffisante, tout reposant alors sur le vécu personnel. Au fil du temps, les motifs expliquant l'usage de plantes médicinales particulières pour soigner certaines affections ont été révélés. **(Petrovska, B., 2012)**

Les plantes médicinales constituent un patrimoine précieux pour l'humanité. Leur utilisation est encore répandue dans certaines régions du monde, notamment dans les pays en développement, sur le continent africain, elles représentent une ressource diversifiée et vitale pour l'industrie pharmaceutique **(Tabuti J.R.S. et al., 2003).**

L'Afrique est riche en une grande variété de plantes médicinales. Effectivement, parmi les 300.000 espèces végétales identifiées à l'échelle mondiale, Plus de 200 000 de ces espèces se trouvent dans les régions tropicales d'Afrique et sont dotées de propriétés médicinales

(Salhi S. et al., 2010).

Grâce à sa localisation biogéographique, l'Algérie présente une diversité écologique et floristique considérable, avec plus de 3000 espèces de diverses familles botaniques recensées. Parmi celles-ci, 15% sont endémiques et demeurent largement inexplorées, tant sur le plan phytochimique et pharmacologique **(Daira et al., 2016).**

Dans le contexte de la mise en valeur de la flore algérienne, nous nous sommes penchés sur une espèce appartenant à la famille des Lamiacées. L'espèce *Phlomis crinita* a été retenue comme objet de notre sélection pour ses multiples propriétés thérapeutiques.

Phlomis crinita est une espèce endémique et rare, spécifique à certaines régions d'Algérie. Connue localement sous le nom de « El Khayata » ou « Kayat El Adjarah », Elle mesure approximativement 75 cm de hauteur. Ce genre est couramment employé dans la médecine traditionnelle Algérienne, pour ses propriétés cicatrisantes **(Baali, F. et al., 2024).**

Cette recherche vise à réaliser une étude phytochimique ainsi qu'une évaluation des propriétés antioxydantes et antibactériennes des extraits de la partie aérienne de la plante *Phlomis crinita*.

Ce mémoire est structuré en trois sections distinctes : Le premier chapitre se consacre à un résumé bibliographique approfondi. Le deuxième chapitre expose la section pratique, détaillant les méthodes et matériaux employés. Le troisième chapitre traite les résultats obtenus et leur discussion.

En fin, une conclusion résume les principaux résultats et propose des perspectives pour de prochaines études.

Chapitre I : Revue bibliographique

I. La phytothérapie et les plantes médicinales

I. 1 La phytothérapie

La phytothérapie, dont le nom provient des mots grecs *phuton* (« plante ») et *therapeia* (« Soin »), est une pratique médicale à la fois ancestrale et actuelle. Transmise historiquement par voie orale à des praticiens formés, elle repose sur l'utilisation des plantes pour prévenir et traiter divers troubles de santé (Sanogo, R., 2006).

Elle s'appuie sur les propriétés thérapeutiques naturelles de certains extraits végétaux, notamment les principes actifs tels que les composés chimiques d'origine naturelle, les huiles essentielles, les tanins, ou encore les flavonoïdes. Ces substances, présentes dans le règne végétal, sont reconnues pour leurs effets bénéfiques dans la prise en charge de nombreuses affections (European S., 2003).

I. 2 Les plantes médicinales

I.2.1. Définition

Les plantes médicinales constituent l'une des formes les plus anciennes de thérapie, employées depuis des millénaires dans les pratiques médicales traditionnelles à travers le monde. Les savoirs empiriques relatifs à leurs propriétés thérapeutiques se sont transmis de génération en génération au sein des communautés humaines. Par ailleurs, les produits naturels occupent une place centrale dans la découverte de nouveaux agents pharmacologiques, et de nombreux médicaments actuels, issus de la phytothérapie traditionnelle, sont aujourd'hui intégrés dans la pharmacopée moderne (Marrelli, 2021).

I.2.2 Pouvoir des plantes médicinales

L'effet thérapeutique des plantes médicinales dépend de leur composition chimique. Depuis le XVIII^e siècle, l'identification des principes actifs végétaux a permis le développement de médicaments majeurs. Des substances comme la tubocurarine, la morphine ou la cocaïne sont issues de plantes et utilisées en médecine pour leurs propriétés myorelaxantes, analgésiques ou psychoactives. L'intérêt pour les plantes médicinales continue de croître, soutenant la recherche pharmaceutique (Larousse, 2001).

I. 2. 3 La famille de lamiacées

La famille des Lamiacées, largement reconnue pour sa richesse en composés bioactifs, fait l'objet d'un intérêt scientifique croissant. Au sein de cette famille, le genre *Phlomis*, qui regroupe plus d'une centaine d'espèces herbacées vivaces, se distingue par sa répartition géographique centrée autour du 40° parallèle nord. Ce genre est notamment représenté dans des pays tels que l'Algérie, le Maroc, l'Espagne, la Grèce, la Turquie et la Chine (**Chelgham, A. et al., 2025**).

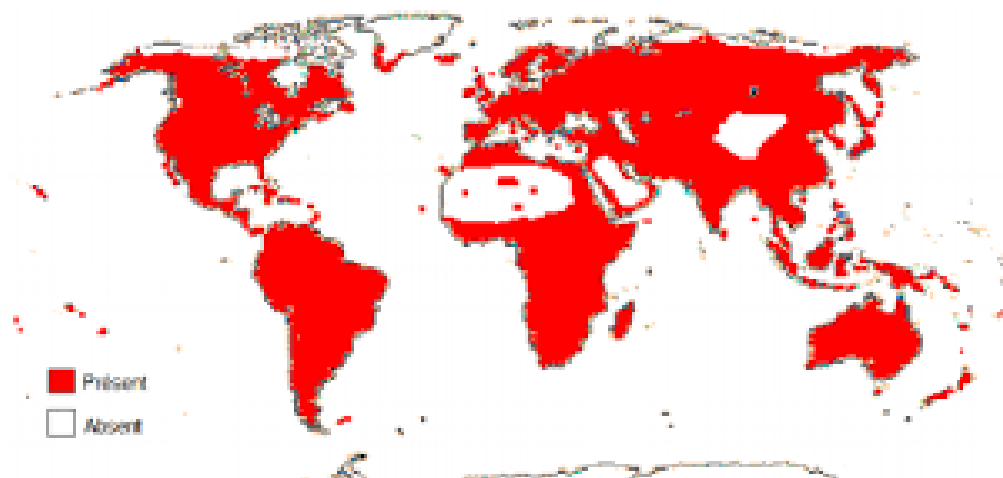


Figure 01: Répartition géographique des Lamiacées dans le monde

I. 1.2.3.1. Le genre *Phlomis* et l'espèce *Phlomis crinita*

Phlomis est l'un des genres médicinaux des Lamiacées. Ce genre possède des propriétés médicinales uniques (**Aghakhani F. et al., 2018**). Quatre espèces poussent dans le nord de l'Algérie : une espèce méditerranéenne, *Phlomis herba-venti* et trois espèces endémiques à savoir *Phlomis bovei*, *Phlomis caballeroi* et *P. crinita* (**kabouche et al., 2005**). Cette dernière espèce constitue généralement une source naturelle importante de divers métabolites secondaires (**Derafa I. et al., 2022**).

I. 1.2.3.2. Description botanique de *Phlomis crinita*

Phlomis crinita Cav. est une espèce endémique de la flore algérienne. Elle atteint une hauteur d'environ 75 cm et se caractérise par des feuilles basales lancéolées à ovales, mesurant entre 6 et 18 mm de long, ainsi que par 2 à 4 feuilles caulinaires de forme rhombique, sessiles, de 1 à 2,5 cm de long. Les bractées, étroites (moins de 1 mm de large) et linéaires (10 à 18 mm de long), portent des poils mous excédant 3 mm, émergeant d'une base à structure stellaire. Le calice est densément recouvert de poils étoilés soyeux, avec des dents linéaires. La corolle, quant à elle, présente une teinte allant du brun au jaune doré intense. Les tiges, de coloration grise, varient entre 50 et 100 cm de hauteur.

Cette espèce figure dans le Rapport national sur la diversité biologique en Algérie (PNUD, 2014), en raison de son statut de rareté. Elle est localement connue sous les noms vernaculaires de « El Khayata » ou « Kayat El Adjarah » (Adjoudj, A., et Latreche, A., 2017).



Figure 02 : Image de *Phlomis crinita* (source google)

I. 1.2.3.3 Classification systématique

Règne

Plantae

Embranchement

Spermaphytes

Sous embranchement	Angiospermes
Classe	Dicotylédones
Sous classe	Asteridae
Ordre	Lamiales
Famille	lameacées
Genre	phlomis
Espèce	phlomis crinita

I. 1. 2. 3. 4 Usages traditionnels

Des extraits issus de différentes espèces de ce genre sont traditionnellement utilisés dans le traitement de diverses affections pathologiques telles que les ulcères gastriques, le diabète, les hémorroïdes, les plaies et les inflammations (**Limem-Ben Amor et al., 2009**). Le genre *Phlomis* comprend plus d'une centaine d'espèces, réparties principalement en Afrique du Nord, en Asie et en Europe (**Kondeva-Burdina et al., 2023**).

Parmi ces espèces, *Phlomis crinita* Cav. est particulièrement utilisée dans la médecine traditionnelle algérienne pour le traitement des affections gastro-intestinales, du diabète, des inflammations, des hémorroïdes, ainsi que pour la cicatrisation des plaies. Elle est également reconnue pour ses effets bénéfiques sur la santé hépatique et rénale (**Limem-Ben Amor et al., 2009 ; Merouane et al., 2019 ; Boutennoun et al., 2023 ; Boutennoun H. et Boussof 2023**).

I. 1. 2. 3. 5 Composition chimique

Les plantes appartenant au genre *Phlomis* constituent une source importante de composés bioactifs tels que les polyphénols, les terpénoïdes, les saponines et les iridoïdes, reconnus pour leurs effets bénéfiques sur la santé, notamment leurs propriétés antioxydantes, anti-

inflammatoires, antimicrobiennes, ainsi que leur capacité à favoriser la cicatrisation des plaies (Marques et al., 2023).

Les extraits de la plante *Phlomis crinita* contiennent une grande richesse en métabolites secondaires tels que les tanins, les flavonoïdes, les iridoides, les stérols, les glycosides cardiaques et les anthraquinones (Dellai et al., 2009).

I. 2. 4 Les éléments actifs des plantes

Les composés bioactifs présents dans les plantes peuvent être classés en deux grandes catégories :

I. 2. 4. 1 Les métabolites primaires

Les métabolites primaires sont des molécules organiques universellement présentes dans les cellules végétales. Ils interviennent directement dans les fonctions biologiques essentielles de la plante, contribuant à sa croissance, son développement, sa reproduction, ainsi qu'à sa survie.

On distingue généralement quatre grandes familles de ces composés fondamentaux : les glucides, les lipides, les acides aminés et les acides nucléiques.

I. 2.4 .2 Les métabolites secondaires

I. 2. 4. 2. 1 Définition

Les métabolites secondaires sont des substances dont la distribution est plus restreinte au sein de la plante. Bien qu'ils ne soient pas indispensables à la survie immédiate de celle-ci, ils remplissent des rôles fonctionnels variés, notamment en tant qu'agents de défense contre les agressions extérieures. Les produits issus du métabolisme secondaire sont particulièrement diversifiés, avec plus de 200 000 structures distinctes identifiées. Malgré leur faible concentration dans les tissus végétaux, leur diversité structurale est remarquable. Ces composés présentent souvent une spécificité taxonomique marquée, caractérisant une espèce, un genre ou une famille végétale, ce qui permet parfois d'établir une classification chimique des plantes. Parmi les principales classes de métabolites secondaires figurent les composés phénoliques, les terpénoïdes, les stéroïdes et les alcaloïdes, qui sont largement exploités pour leurs propriétés pharmacologiques (Koné D., 2009).

Les métabolites secondaires peuvent être regroupés en plusieurs catégories majeures, parmi lesquelles on distingue notamment les composés phénoliques, les terpènes et stéroïdes, ainsi que les composés azotés, incluant les alcaloïdes. Chaque groupe se caractérise par une grande diversité structurale et fonctionnelle de molécules (**Krief S., 2003**).

I.2.4.2.2 Les composés phénoliques

Les composés phénoliques, appartenant aux métabolites secondaires des plantes, présentent une grande diversité structurale et fonctionnelle. Leur rôle physiologique reste souvent difficile à déterminer, leur composition varie selon les espèces, et ils sont peu remobilisés une fois accumulés. Sur le plan chimique, ils se caractérisent par un noyau aromatique portant au moins un groupement hydroxyle. Une simple classification structurale étant insuffisante, leur origine biosynthétique doit également être prise en compte (**Verdu C., 2013**).

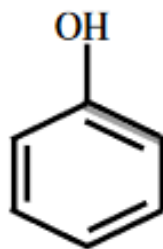


Figure 03: Structure de base des polyphénols

(**Achat S., 2013**)

Plus de 8 000 composés phénoliques ont été répertoriés sous diverses formes. Leur structure chimique présente une grande variabilité, allant de molécules simples, comme les acides phénoliques, à des structures beaucoup plus complexes, telles que les tanins (**Batra P. et Sharma, A. K., 2013**).

I.2.4.2.2.1 Les flavonoïdes

Les flavonoïdes représentent un groupe de composés polyphénoliques produits par les plantes en tant que métabolites secondaires (**Shen, N., et al., 2022,**) représentent une catégorie significative de produits naturels abondamment présents dans les fruits, les légumes et certaines boissons comme le thé et le vin. On les retrouve dans diverses parties des plantes, étant donné qu'ils remplissent de multiples fonctions, notamment l'encouragement de la croissance et la protection contre les envahisseurs. Ils servent aussi de pigments floraux dans la majorité des familles d'Angiospermes afin d'attirer les pollinisateurs (**Sultana, S. et al., 2024**).

Les flavonoïdes possèdent une structure de charpente carbonée en C6-C3-C6 qui comprend au moins deux cycles aromatiques, dénommés A et B, reliés par la chaîne de trois carbones susceptible de créer un cycle hétérocyclique renfermant de l'oxygène (cycle C) avec le cycle A (**Chagas M. et al., 2022**).

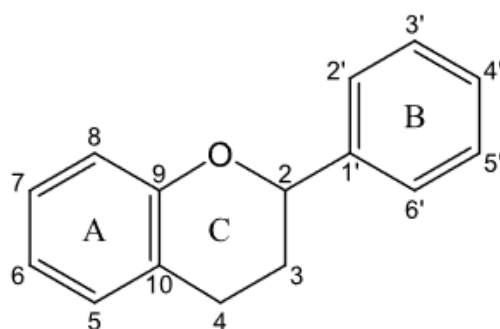


Figure 04 : Squelette moléculaire de base des flavonoïdes
(Miramont C., 2021)

Classification des flavonoïdes

On classe les flavonoïdes en flavones, flavonols, flavanones, flavanols, isoflavones, leucoanthocyanidines, anthocyanidines et chalcones. Les sous-classes sont définies par des modifications structurelles mineures, y compris :

- L'absence de cycle C ;
- La localisation du lien entre le cycle B et le cycle C ;
- Le niveau d'insaturation et l'oxydation du cycle C.

En outre, les remplacements dans ces cycles peuvent provoquer des variations comme l'hydrogénation, l'hydroxylation, la méthylation, la malonylation, la sulfatation et la glycosylation, qui sont responsables de diverses activités pharmacologique (Chagas M. et *al.*, 2022).

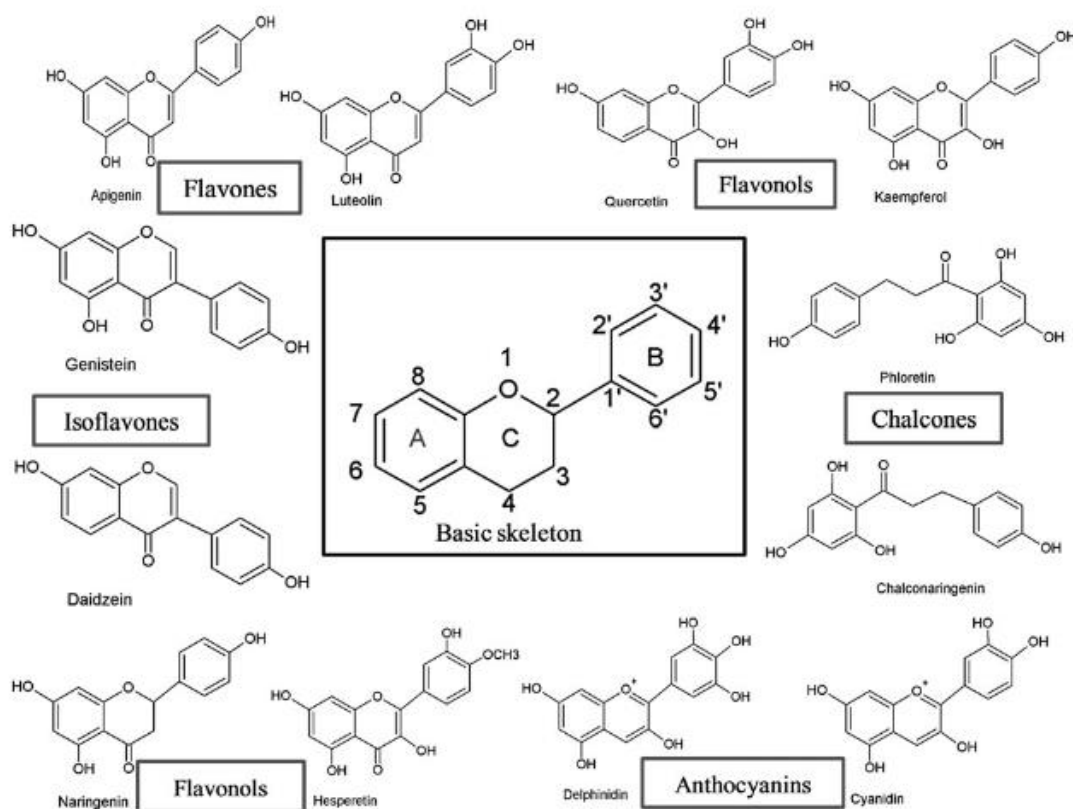


Figure 05 : Structure générale et sous -classes des flavonoïdes
(Panche et *al.*, 2016)

I.2.4.2.2 Les tanins

Les tanins sont des composés naturels appartenant à la famille des polyphénols, initialement reconnus pour leur aptitude à précipiter les protéines et les alcaloïdes. On les décrit généralement comme des substances phénoliques solubles dans l'eau, avec une masse moléculaire allant de 500 à 3 000 daltons, qui possèdent, en plus des réactions typiques des phénols, la capacité de former des précipités avec des protéines comme la gélatine ou encore avec certains alcaloïdes (Nabti, B., 2025).

Structure chimique et classification

Les tanins sont des composés phénoliques présents dans les plantes sous forme de mélanges complexes, difficiles à isoler à l'état pur. Ils se caractérisent par la présence de noyaux aromatiques et de groupes hydroxyles phénoliques. On les trouve à l'état libre ou liés à des sucres sous forme d'esters ou de glycosides. Leur dégradation libère des composés comme le catéchol ou le pyrogallol.

Sur le plan structural, les tanins sont classés principalement en deux groupes largement étudiés : les tanins hydrolysables et les tanins condensés. D'autres types, comme les caffétanins, les labiataétanins et les phlorotanins, ont été identifiés plus récemment. Ce travail se concentre principalement sur les deux premières catégories (Dadda, M. et al., 2022)

a-. Tanins hydrolysables

Les tanins hydrolysables sont des composés constitués de polyesters formés entre des sucres (principalement le glucose) et des acides phénoliques. On distingue deux grandes sous-classes :

- **Les tanins galliques**, résultent de l'estérification d'un sucre, généralement le glucose, par des molécules d'acide gallique.
- **Les tanins ellagiques**, qui sont formés par l'union d'un ose et de l'acide ellagique sous forme d'esters.

Dans les deux cas, la partie glucidique est estérifiée par plusieurs unités d'acides phénoliques, notamment l'acide ellagique.

B. Tanins non hydrolysables ou tanins condensés

De structure plus élaborée, ces composés sont également désignés sous le terme de proanthocyanidines et sont largement répandus dans le règne végétal. Contrairement aux tanins hydrolysables, ils ne contiennent pas de sucres dans leur structure. Ils résistent à l'hydrolyse acide ainsi qu'à l'action des enzymes telles que les tannases. Cependant, sous l'effet d'acides forts ou d'agents oxydants, ils subissent une transformation en composés de couleur rouge appelés phlobaphènes (comme le rouge caractéristique du cola). Ces polymères sont constitués principalement de catéchines, de leucoanthocyanidines, ou encore d'un mélange des deux (Boudjellal K., 2009).

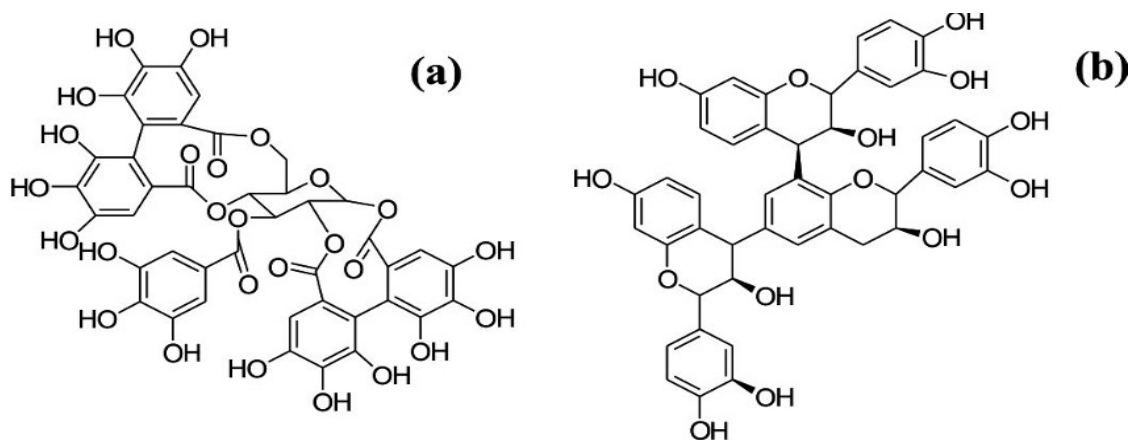


Figure 06 : Structure des tanins hydrolysables (a) et condensés(b)

(Bayart M., 2019)

I.2.4.2.2.3 Les acides phénoliques

Les composés phénoliques incluent principalement les acides hydroxycinnamiques et hydroxybenzoïques, tels que les acides caféique, férulique, chlorogénique, salicylique et gallique. Présents dans de nombreuses plantes et céréales, ils possèdent des propriétés antioxydantes, prébiotiques, anti-inflammatoires et chélatrices. Leur toxicité de certains est faible comme les acides caféique, férulique et gallique (**Laraoui, H., 2007**).

I.2.4.2.3 Composés azotés: Les alcaloïdes

Les alcaloïdes sont des composés naturels azotés présents dans divers organismes, dont les plantes. Leur grande diversité structurale rend leur classification complexe, mais elle peut se baser sur leur structure chimique, leur origine biochimique ou naturelle.

Ces composés proviennent de plusieurs voies biosynthétiques, telles que celles du shikimate, de l'ornithine, de la lysine ou des terpènes. Utilisés depuis l'Antiquité en médecine traditionnelle, les alcaloïdes végétaux ont servi de base à de nombreux médicaments modernes. Des exemples bien connus incluent la morphine, la codéine, la quinine et l'éphédrine (**Gutiérrez-Grijalva et al., 2020**).

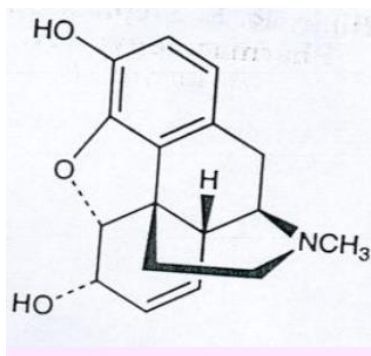


Figure 07 : Structure chimique de morphine

(adapté de SFMU, s.d., section "Pharmacocinétique")

I.2.4.2.4 Les terpènes

Les terpènes sont une large classe de composés organiques naturels produits principalement par les plantes, en particulier les plantes aromatiques comme les conifères. Ils sont dérivés d'unités d'isoprène (C_5H_8) et possèdent des structures très variées.

Les terpènes jouent un rôle crucial dans les interactions écologiques (défense contre les herbivores, attraction des pollinisateurs) et sont également importants en pharmacologie, cosmétique, parfumerie et agroalimentaire (**Gershenzon, J. et Dudareva, N., 2007**).

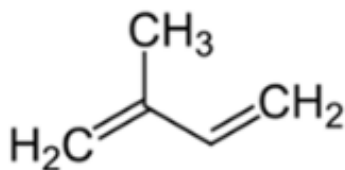


Figure 08: Structure de l'unité isoprénique
(Labadie C., 2015)

La classification des terpènes repose sur le nombre d'unités d'isoprène qui les composent. Ainsi, on distingue les :

- monoterpènes (C_{10})
- sesquiterpènes (C_{15}),
- diterpènes (C_{20}),
- sesterpènes (C_{25}),
- triterpènes (C_{30})
- tétraterpènes (C_{40})

Les terpènes de petite taille, tels que ceux à 10 ou 15 atomes de carbone, seraient apparus plus tardivement au cours de l'évolution. Ils sont typiquement associés aux plantes vasculaires, notamment celles ayant développé des structures spécialisées pour la sécrétion (**Krief, S., 2003**).

A-monoterpènes et sesquiterpènes

Les monoterpènes, issus de la condensation de deux unités d'isoprène (C_{10}), sont des composants fréquents des huiles essentielles. Lorsqu'ils subissent une cyclisation en structures de type méthylcyclopentane puis une glycosylation, ils forment des iridoïdes.

Cette transformation, en augmentant leur solubilité, permet leur répartition dans l'ensemble des tissus végétaux, et non uniquement dans les structures sécrétoires.

Quant aux sesquiterpènes, composés à 15 atomes de carbone (issus de trois unités d'isoprène), ils sont également présents dans les huiles essentielles et participent à diverses fonctions physiologiques et écologiques chez les plantes (Krief, S., 2003).

B- Les diterpènes

Les **diterpènes** (C_{20}) sont des métabolites secondaires abondants chez certaines familles de plantes, comme les Lamiaceae et les Asteraceae. Ils présentent une grande diversité structurale (acycliques, bicycliques ou tricycliques). Certains diterpènes, tels que les gibbéréllines, jouent un rôle hormonal universel. D'autres, comme les taxanes issus des ifs (*Taxus baccata*), ont un fort intérêt pharmacologique : le taxol et le docétaxel (Taxotère) sont utilisés en chimiothérapie contre divers cancers. À l'inverse, des diterpènes toxiques présents chez les Euphorbiaceae ou Thymelaceae peuvent provoquer de graves troubles digestifs ou cutanés (Krief, S., 2003).

C- Les triterpènes

Les triterpènes sont des composés à 30 carbones dérivés du squalène ou de l'époxysqualène. Certains, comme les stéroïdes, sont des triterpènes tétracycliques d'importance thérapeutique majeure. Ils donnent naissance à des molécules actives telles que les hétérosides cardiotoniques ou les sapogénines, utilisées dans la fabrication de contraceptifs, anti-inflammatoires et anabolisants. Toutefois, certains triterpènes, comme les saponosides, peuvent être toxiques ou réduire la valeur nutritive des plantes fourragères (Krief, S., 2003).

D- Saponines

Les saponines sont des hétérosides largement répandus dans le monde végétal et retrouvés dans certains organismes marins, Ce sont des molécules complexes composées d'un squelette carboné polycyclique qui a une nature lipophile, il existe deux grandes familles de saponines, les saponines stéroïdiques constituées de 27 atomes de carbone retrouvées dans un nombre minoritaire de plantes et les saponines triterpéniques constitués de 30 atomes de carbone retrouvées dans la majorité des plantes à saponines (**Le Bot, M., et Guilet, D., 2020**).

Les saponines présentent divers actions biologiques et pharmacologiques telles que : Activités immunomodulatrices, antitumorales, anti-inflammatoires, molluscides, antivirales, antifongiques, hypoglycémiques, hypocholestérolémiques (**Grenby T. H., 1991**).

E- Les huiles essentielles (HE)

Les huiles essentielles sont des mélanges complexes de composés organiques naturels présentant une grande diversité structurale. Le terme « huiles » fait référence à leur liposolubilité, tandis que l'adjectif « essentielles » évoque l'arôme caractéristique de la plante dont elles sont issues. Produites par des plantes aromatiques, les HE sont des métabolites secondaires biosynthétisés dans des structures spécialisées telles que les poils sécréteurs (chez les *Lamiaceae*), les poches sécrétrices (chez les *Myrtaceae*) ou encore les canaux sécrétrices (chez les *Apiaceae*). Ces structures, propres à chaque type d'organe végétal, sont également responsables du stockage des huiles (**Bouyahya et al., 2016**).

L'extraction des huiles essentielles peut être réalisée selon plusieurs procédés, parmi lesquels les plus courants sont la distillation (hydrodistillation, entraînement à la vapeur, hydrodiffusion), principalement utilisée à des fins industrielles. D'autres techniques plus modernes existent également, comme l'extraction à froid, l'extraction au dioxyde de carbone supercritique, ou encore l'extraction assistée par ultrasons ou micro-ondes (**Bouyahya et al., 2016**).

Chapitre I : Matériel et méthodes

II .1 Introduction

Ce travail s'inscrit dans le cadre de mise en valeur des plantes médicinales locales pour leurs propriétés thérapeutiques significatives. La plante étudiée est *Phlomis crinita*, reconnue dans les publications pour ses propriétés biologiques telles que : activité antioxydante, anti-inflammatoire, antibactérienne, entre autres **(Limem-Ben Amor et al., 2009)**.

Le Rapport national sur la biodiversité en Algérie a cité *P. crinita*, il y a environ dix ans. On connaît localement cette plante sous les appellations « El Khayata » ou « Kayat El Adjarah », en raison de son usage par la population locale pour soigner les blessures **(Baali F.et al., 2024)**.

II . 2 Objectif de travail

L'objectif de la présente étude était d'examiner le profil phytochimique et les propriétés antioxydantes et antibactérienne des deux extraits (aqueux et éthanolique) de *P. crinita* récoltée dans la province de Bouira, dans le nord de l'Algérie.

II. 3 Matériel utilisé

II .3. 1 Matériel végétal

Phlomis crinita se localise dans le nord de l'Algérie, plus particulièrement dans les régions de Bouira, Ghardaïa et M'sila. Sa répartition s'étend aussi aux régions comme le Tellien et les régions su montagneuses, où l'attitude varie de 85 à 2200 mètres. Les pays méditerranéens tels que l'Algérie, la Tunisie et le Maroc sont cités dans la littérature pour les sous espèces de *P. crinita* subsp *mauritanica*, ce qui indique une distribution large dans ces pays du nord d'Afrique **(Limem-Ben Amor et al., 2009 ; Baali F.et al., 2024)**.

La plante utilisée dans ce travail a été achetée chez un herboriste à Bouira, en Algérie.



Figure 09: Photo de la plante *Phlomis crinita*

II.3. 2 Matériel et produits chimiques utilisés

Les produits chimiques et les équipements utilisés pour la réalisation de ce travail sont présentés dans les tableaux suivants :

Tableau 01: Liste des réactifs utilisés

Produits	Formule chimique	Produits	Formule chimique
Eau distillée	H ₂ O	Nitrate de sodium	Na ₂ NO ₂

Ethanol	C_2H_5OH	Trichlorure d'aluminium	$AlCl_3$
Méthanol	CH_3OH	Hydroxyde de sodium	$NaOH$
DPPH	$C_{18}H_{12}N_5O_6$	Carbonate de sodium	Na_2CO_3
Acide acétique	CH_3COOH	Réactif Folin-Ciocalteu	/
Acide sulfurique	H_2SO_4	Réactif Dragendorff	/
Acide gallique	$C_7H_6O_5$	Réactif Keller-Kiliani	/
Acide chlorhydrique	HCl	Réactif Lieberermann-Burchard	/
Catéchine	$C_{15}H_{14}O_6$	Gélose Nutritive Gélose Muller-Hinton	/

Tableau 02 : Liste du matériel utilisé

Matériel	Marque
Spectrophotomètre UV-VIS	SHIMADZU / UV-1280
Balance de précision	OHAUS
Evaporateur rotatif	HAHN SHIN / HS-2005V.N
Plaque chauffante + agitateur	VELP SCIENTIFICA/ Arec heating magnetic
Etuve	BINDER / GmbH
Autoclave	MELAG / B23
Thermomètre	MERCURE
pH-mètre	OHAUS / Starter 2100
Micropipette	DLAB
Boîtes de pétri	MALIKS PHARM

Réfrigérateur	Condor / 630L
---------------	---------------

II. 4 Méthodes utilisées

II.4.1 préparation de la poudre végétale

La plante sèche de *Phlomis crinita* (comprenant les feuilles, les tiges et les fleurs) a été réduite en une fine poudre à l'aide d'un broyeur électrique. La poudre obtenue a ensuite été conservée dans des bocaux en verre hermétiques, à l'abri de la lumière, jusqu'à son utilisation.



Figure 10: Photo de la poudre végétale (feuille, tige, fleur) de la plante *Phlomis crinita*

II . 8 Analyses physicochimiques de la plante

II. 8. 1 Analyse par diffraction des rayons X (DRX)

Les rayons X représentent des radiations électromagnétiques ayant une longueur d'onde qui varie de 0.01 à 10 °Å. Cette méthode non destructive est la plus courante et la plus utile pour déterminer la nature et la structure des produits cristallisés. Par ailleurs, la diffraction des rayons X offre des renseignements physiques concernant les cristaux, y compris leur dimension et leur orientation (Guerram A., 2022).

Principe

La diffraction des rayons X sur monocristal permet d'étudier les structures cristallines. L'identification de phases est principalement réalisée grâce à la diffraction sur poudres. Il s'agit d'une technique non destructive employée pour l'analyse qualitative et quantitative des échantillons polycristallins. Cette méthode repose sur les interactions entre la structure cristalline d'un échantillon et des radiations de longueur d'onde courte. Quand les rayons X touchent les plans réticulaires des cristaux, ils entrent soit en contact avec les nuages d'électrons des atomes de ce plan. Dans cette situation, les faisceaux de rayons X sont partiellement réfléchis par le premier plan. Ou alors, ils ne rencontrent aucun obstacle et peuvent se poursuivre jusqu'au second plan pour être à nouveau partiellement réfléchis. Ces schémas sont séparés par des distances caractéristiques qui varient en fonction de la nature du matériau examiné (distances de réseau) (Serna F. et al., 2014).

Un échantillon de poudre de la plante *Phlomis crinita* a été analysé par diffraction des rayons X (DRX).

Conditions expérimentales

- **Appareil** : diffractomètre Bruker D8 Advance ou équivalent
- **Source** : tube Cu K α ($\lambda = 1,5406 \text{ \AA}$)
- **Mode de balayage** : $\theta-2\theta$
- **Plage analysée** : 5° à 70° (2θ)
- **Pas angulaire** : $0,02^\circ$; temps de comptage : 1 s/point
- **Base de données de référence** : PDF2 (ICDD)

II. 8. 2 Analyse par spectroscopie infrarouge de la plante sèche

La spectroscopie FTIR est une méthode qui offre la possibilité de recueillir des renseignements sur les divers groupes fonctionnels en se basant sur les emplacements des pics dans le spectre. Cette analyse peut également permettre de déduire des informations sur l'identification et la stabilisation des nanoparticules.

Principe

Le principe de la FTIR se base sur l'absorption d'un rayonnement infrarouge, qu'il soit simple ou double faisceau, par l'échantillon à examiner. Elle autorise, grâce à l'identification des

fréquences de vibration spécifiques aux liaisons chimiques, la réalisation de l'analyse des fonctions chimiques présentes dans le matériau

Le faisceau infrarouge est orienté vers l'interféromètre de Michelson, qui va moduler chaque longueur d'onde du faisceau à une fréquence distincte. Dans ce dispositif, le faisceau lumineux incident est divisé en deux par une séparatrice. Ces deux parties vont se considérer à travers des miroirs, l'un étant statique et l'autre en mouvement. Lorsque les deux faisceaux sont recombinaés, des interférences destructives ou constructives se manifestent selon l'emplacement du miroir mobile. Le faisceau modulé est ensuite renvoyé par les deux miroirs vers l'échantillon, où des absorptions se produisent. Le faisceau est ensuite dirigé vers le détecteur où il est converti en signal électrique (**Guerram, A., 2022**).

Un échantillon de poudre de la plante *Phlomis crinita* a été placé dans un spectrophotomètre infrarouge.

Conditions expérimentales

L'appareillage de FTIR utilisé pour cette analyse est de type Bruker Alpha, Shimadzu ou Perkin Elmer. La poudre de la plante été préparée sous forme de comprimés KBr. La plage spectrale observée est de 4000 à 400 cm^{-1} avec une résolution spectrale de 4 cm^{-1} et un nombre de scans de 32–64 afin d'augmenter le rapport signal/bruit.

II.4.2 Préparation des extraits

L'extraction des composés bioactifs a été effectuée par macération de la poudre végétale dans des solvants aqueux et éthanolique. Cette opération, réalisée à température ambiante sous agitation, permet de solubiliser les constituants d'intérêt. Deux types d'extractions ont été entrepris afin d'optimiser le rendement et la diversité des composés extraits.

II. 4.2.1 Extraction aqueuse

Une masse de 10 g de la poudre a été introduite dans 250 ml d'eau distillée préalablement chauffée à des températures comprises entre 60 et 80 °C. Le mélange a été soumis à une macération durant 24 heures à température ambiante, à l'abri de la lumière et sous agitation continue (Figure 11). La solution obtenue a été, ensuite, filtrée à l'aide d'un papier filtre. Le filtrat a été directement hydro distillé en vue de l'obtention de l'extrait brut. L'extrait ainsi récupéré a été conservé dans des flacons en verre hermétiques, à une température de 4 °C.

II. 4. 2. 2 Extraction éthanolique

Dix grammes de poudre végétale ont été ajoutés à 250 ml d'éthanol 70%. Le mélange a été laissé en macération pendant 24 heures, à température ambiante, sous agitation constante et à l'abri de la lumière. Après macération, la solution a été filtrée à l'aide d'un papier filtre. Le filtrat obtenu a ensuite été introduit dans un évaporateur rotatif afin de concentrer les composés actifs. L'extrait brut ainsi obtenu a été conservé dans des flacons en verre, à 4 °C.

II. 5 Rendement des extraits aqueux et éthanolique

Le rendement d'extraction, exprimé en pourcentage (%), est défini par : le rapport entre la masse de l'extrait brut obtenu et la masse sèche initiale de la plante. Il est déterminé selon la formule suivante :

$$\text{Rendement (\%)} = \left(\frac{M_{ext}}{M_{s\grave{e}ch}} \right) \times 100$$

Avec :

R (%) : Rendement d'extraction en pourcentage (%)

M_{ext} : Masse de l'extrait après évaporation du solvant en (g)

M_{sèch} : Masse sèche de l'échantillon végétal en (g) (Akessé G., Angora R., 2018).

II. 6 Screening phytochimique

L'analyse phytochimique est essentielle pour évaluer les vertus médicinales potentielles d'une plante et pour déterminer les principes actifs responsables des activités biologiques connues. De plus, elle permet d'isoler des composés de manière ciblée et de réaliser des analyses plus précises. L'extraction d'un composé phytochimique à partir de la matière végétale dépend principalement du type de solvant utilisé (Shaikh, J. R., & Patil, M., 2020).

Les extraits aqueux et éthanolique de la plante *Phlomis crinita* ont été évalués par des tests qualitatif et quantitatif afin de déterminer leurs compositions en molécules bioactives.

II. 6. 1 Détection des flavonoïdes (méthode au chlorure d'aluminium)

Le protocole consiste à traiter 20µL de l'extrait (aqueux ou éthanolique) avec 30µL de NaNO₂. Après cinq minutes d'incubation, 30µL de AlCl₃ sont ajoutés suivis de 200µL de NaOH. Après homogénéisation par Vortex, l'absorbance a été mesurée par un spectrophotomètre à une longueur d'onde de 510 nm. L'apparition d'une couleur jaune indique la présence des flavonoïdes.

La concentration en flavonoïdes dans les extraits (aqueux et éthanolique) a été calculée à partir de la courbe d'étalonnage. Cette dernière a été établie en préparant différentes concentrations comprises entre 0 et 80 µg/ml diluées à partir d'une solution mère de la catéchine (1mg/ml) (Sultana, S.M et al., 2024).

Mode opératoire

a – Préparation de la solution mère de catéchine (1mg/ml)

Pour préparer la solution, dissoudre 10 mg de catéchine dans 10 ml d'eau distillée. Homogénéiser soigneusement le mélange, puis conserver cette solution au réfrigérateur à 4°C, à l'abri de la lumière.

b- Préparation de la gamme d'étalonnage et mesure

Pour la préparation des échantillons, élaborer une série de dilutions à partir de la solution mère de catéchine en utilisant des fioles jaugées et de l'eau distillée, visant les concentrations finales de 0, 20, 40, 60 et 80 µg/ml. Prélever ensuite 0,5 ml de chaque dilution, ajouter 2,5 ml de réactif de Folin-Ciocalteu, puis compléter par 2 ml de solution de bicarbonate de sodium. Après agitation vigoureuse, incuber les mélanges à l'obscurité pendant 1 heure à 25°C. Mesurer les absorbances à 765 nm.

II.6. 2 Détection des composés phénoliques totaux (méthode Folin -Ciocalteu)

Les polyphénols totaux réagissent avec le réactif de Folin -Ciocalteu pour former un complexe bleu.

Protocole expérimental

Pour la révélation des polyphénols totaux, introduire 40 µL d'extrait (aqueux ou éthanolique) dans un tube, puis ajouter séquentiellement 950 µL de méthanol et 200 µL de réactif de Folin-Ciocalteu à 10%. Homogénéiser immédiatement le mélange à l'aide d'un vortex, puis incuber les solutions à température ambiante et à l'obscurité pendant 30 minutes. Ajouter ensuite 800 µL d'une solution de Na₂CO₃ à 20%, procéder à une nouvelle incubation de deux heures dans les mêmes conditions, et centrifuger à 5000 rpm pendant 4 minutes. Enfin, mesurer l'absorbance du surnageant à 715 nm (Martins, G. R., 2021).

Quantification des polyphénols totaux

La concentration en polyphénols totaux dans les extraits (aqueux ; éthanolique) est calculée à partir de la courbe d'étalonnage établie avec l'acide gallique (1mg/ml). Des solutions filles préparées à partir de la solution mère à différentes concentrations comprises entre 0,1 et 1 mg/ml, permettront de tracer la courbe d'étalonnage.

Mode opératoire**a – Préparation de la solution mère de l'acide gallique (1mg/ml)**

Pour préparer la solution d'acide gallique, dissoudre 10 mg d'acide gallique dans 10 ml d'eau distillée. Homogénéiser soigneusement le mélange, puis conserver la solution au réfrigérateur à 4°C et à l'abri de la lumière pour prévenir toute dégradation.

b – Préparation de la gamme d'étalonnage et mesure

À partir de la solution mère, une série de dilutions est préparée pour obtenir les concentrations suivantes : 0.1, 0.2, 0.4, 0.6, 0.8 et 1 µg/ml. Ces dilutions sont réalisées en ajustant précisément les volumes à l'aide de fioles jaugées et en complétant avec de l'eau distillée jusqu'au trait de jauge. Une fois les solutions diluées obtenues, la suite du protocole de détection des flavonoïdes est appliquée identiquement à la méthode décrite précédemment.

II. 6. 3 Détection des alcaloïdes (méthode de Dragendorff)

Les alcaloïdes réagissent avec le réactif de Dragendorff pour former un précipité orange ou rouge. Le principe est de mélanger de 1 ml de l'extrait à analyser (aqueux ou éthanolique) avec quelques gouttes de réactif de Dragendorff. L'observation d'un précipité orange ou rouge indique la présence d'alcaloïdes. L'absorbance est mesurée à une longueur d'onde spécifique de 717 nm (Harborne, A. J., 1998 ; Wagner, 1996 ; Abdel-Farid, I.B. et al. 2014).

II. 6. 4 Détection des saponines

Les saponines forment une mousse stable en présence de l'eau, mesurée à l'aide de l'indice de mousse.

Protocole expérimental

Pour réaliser le test, on introduit 1 ml d'extrait dans un tube à essai, auquel on ajoute 9 ml d'eau distillée, obtenant ainsi une dilution 1:10 (v/v). Le mélange est ensuite agité vigoureusement à la main pendant 30 secondes en effectuant des mouvements verticaux rapides. Après agitation, le

tube est laissé au repos à la verticale pendant 15 minutes, à température ambiante (maintenue entre 22 et 25 °C). Après ce temps de repos, on observe la surface du liquide pour déterminer la présence ou l'absence de mousse. Si une mousse est formée, sa hauteur est mesurée précisément en millimètres à l'aide d'une règle graduée

Une mousse stable supérieure à 1 cm persistant plus de 15 minutes est considérée comme un indicateur positif de la présence de saponines (**Daira, N, 2016; Le Bot, M., & Guilet, D. 2020**).

II. 6. 5 Détection des stéroïdes et triterpénoides (méthode de Liebermann-Burchard)

Les stéroïdes et triterpénoides réagissent avec le réactif de Liebermann-Burchard pour former Une coloration verte ou bleu.

Dans un tube à essai, on introduit 1ml d extrait (aqueux ou éthanolique), puis on ajoute quelques gouttes de réactif de Liebermann-Burchard. L'observation d'une coloration verte ou

Bleu indique la présence de stéroïdes ou de triterpénoides. L'absorbance est mesurée à une longueur d'onde spécifique de 717nm (**Harborne, A. J., 1998; Amengor, C. D et al., 2019; Adu, J.K., Amengor, 2019**).

II. 6. 6 Détection des glycosides (méthode de Keller -Kiliani)

Les glycosides cardiaques réagissent avec le réactif de Keller -Kiliani pour former une coloration rouge. Dans un tube à essai, on introduit 1ml d extrait (aqueux ou éthanolique), puis on ajoute quelques gouttes de réactif de Keller –Kiliani. L'observation d'une coloration rouge, indique la présence des glycosides cardiaques. La mesure de l'absorbance s'effectue à une longueur d'onde spécifique de 717nm (**Mujeeb, F et al., 2014**).

II. 7 Activités biologiques

II. 7. 1 Activité antioxydante

Principe du radical DPPH

Divers tests permettent d'évaluer l'activité antioxydante d'une substance, le test au DPPH ($C_{15}H_{12}N_5O_6$; Mr 394,33) étant l'un des plus répandus pour mesurer sa capacité à neutraliser les radicaux libres (**Brand-Williams W. et al., 1995**)

Le DPPH est un radical libre stable possédant une coloration violet foncé qui devient jaune pâle lorsqu'il est réduit en présence d'un antioxydant.

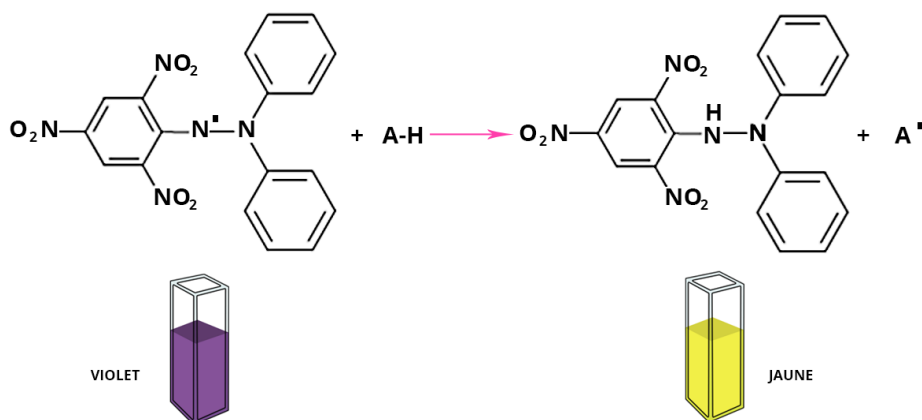


Figure 13: Mécanisme réactionnel du test DPPH

Mode opératoire

La méthode suivante permet de faciliter l'évaluation de l'effet de radical libre DPPH des extraits (aqueux ou éthanolique) de la partie aérienne de la plante *phlomis crinita*. Une solution de DPPH a été synthétisée par solubilisation de 4 mg de l'agent radicalaire dans 100 ml d'éthanol absolu, avec une agitation à l'obscurité durant une période d'une heure afin de garantir une dissolution complète.

Pour chacun des deux extraits (aqueux ; éthanolique) une gamme de dilution est préparée à partir de la solution mère obtenue après évaporation.

Dans des tubes secs, on introduit 1 ml de chaque dilution, puis on ajoute 1 ml d'une solution éthanolique DPPH à 0,004%. Après l'agitation, es tubes sont incubés dans l'obscurité, à

température ambiante pendant 30 min. La lecture est effectuée par la mesure de l'absorbance à 517 nm par un spectrophotomètre.

Un blanc (contrôle négatif) est préparé ; il est composé de 1 ml d'éthanol et de 1 ml de DPPH (0,004%).

L'expression des résultats se fait en termes de pourcentage d'inhibition (PI%) selon la formule suivante :

$$PI (\%) = \left(\frac{Abs\ contrôle - Abs\ test}{Abs\ contrôle} \right) \times 100$$

Avec

PI%: Pourcentage d'inhibition ;

Abs contrôle : Absorbance du contrôle négatif ;

Abs test : Absorbance de l'échantillon testé.

A partir d'une courbe représentant le pourcentage d'inhibition en fonction de la concentration de l'échantillon testé, nous avons déterminé la valeur de IC50 par les régressions linéaires ; cette valeur correspond à la concentration d'échantillon requise pour inhiber 50% du radical DPPH (Nabti B., 2023).

II-7-2 **Activité antimicrobienne**

Nous avons évalué le pouvoir antibactérien des deux extraits provenant de plante *phlomis crinita* sur certaines souches bactériennes issues de la collection de laboratoire de l'hôpital de Bouira. Les souches bactériennes testées lors de cette étude sont :

- *Escherichia coli* ATCC 25922

- *Staphylococcus aureus* ATCC 6538

- *Streptococcus*

- *Enterococcus*

La gélose nutritive a été employée pour isoler et conserver les souches bactériennes, tandis que la gélose Muller-Hinton a servi à examiner la sensibilité des bactéries aux deux extraits éthanolique et aqueux de la partie aérienne *Phlomis crinita*.

Principe

L'évaluation de l'activité antibactérienne des extraits de *Phlomis crinita* a été réalisée en utilisant la méthode de diffusion sur gélose ou également appelée méthode de diffusion par disques. Cette méthode d'essai emploie une technique de diffusion en milieu gélosé, durant laquelle des disques saturés de solutions concentrées d'extraits végétaux sont disposés sur une gélose spécialisée (Mueller-Hinton). Si l'agent est efficace contre les bactéries testées, les composés actifs se propagent depuis les disques dans le milieu de culture, formant une zone d'inhibition autour des disques où la croissance bactérienne est inhibée. L'évaluation de la zone d'inhibition permet de mesurer et d'interpréter la sensibilité des micro-organismes aux extraits, fournissant ainsi des renseignements sur leur potentiel antibactérien. (Denis F., 2016).

Mode opératoire

Des disques de papier absorbant (9 mm de diamètre) sont imprégnés de l'extrait végétal. Une gélose Muller-Hinton en boîte de Pétri est ensemencée uniformément à l'aide d'un écouvillon stérile chargé d'une culture bactérienne fraîche (18 heures, standardisée à 0,5 McFarland). Le disque imprégné est déposé au centre de la gélose ensemencée. L'ensemble est incubé à 37°C pendant 24 heures. Après incubation, le diamètre de la zone d'inhibition est mesuré au pied à coulisse ou à la règle. Une activité antimicrobienne est confirmée si la zone présente un diamètre supérieur à 9 mm sans aucune croissance bactérienne visible à l'intérieur (Benkhaled, A., 2018).

Tableau 03 : Echelle de sensibilité des germes

Echelle de sensibilité des souches	Diamètre de la zone d'inhibition (mm)
Non sensible / résistante (-)	$\varnothing < 8$ mm
Sensible (+)	$9 < \varnothing < 14$ mm
Très sensible (++)	$15 < \varnothing < 19$ mm
Extrêmement sensible (+++)	$\varnothing > 20$ mm

Chapitre III : Résultats et discussion

III.1 Analyses physicochimiques

III.1.1 Spectre diffraction rayon X (DRX) de la plante *Phlomis crinita*

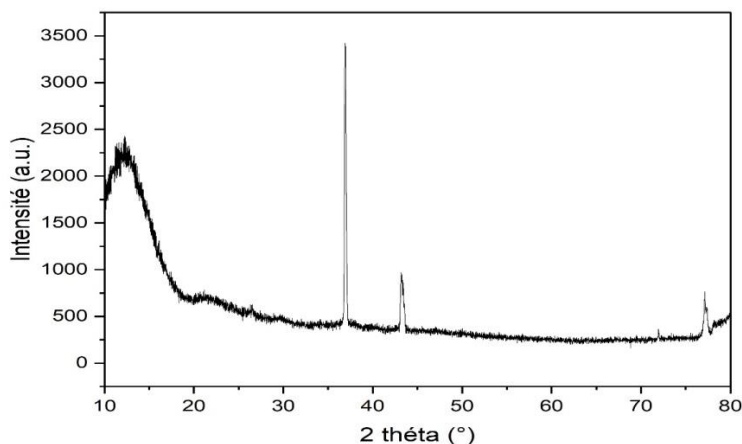


Figure 12: Spectre de diffraction des rayons X de la poudre de *P. crinita*

Interprétation du spectre XRD

Le spectre de diffraction des rayons X (XRD) obtenu à partir de la poudre de *Phlomis crinita* révèle des zones clairement définies de diffraction diffuse (points diffus), surtout dans les plages $2\theta = 10^{\circ}$ – 30° et 50° – 75° , indiquant ainsi l'omniprésence d'une phase amorphe dans l'échantillon. Cette marque est caractéristique des composés organiques non cristallisés tels que les flavonoïdes, les polyphénols, les tanins et d'autres métabolites secondaires.

Parallèlement, des sommets nets et distincts ont été repérés à $2\theta \approx 36^{\circ}$, 43° et 76° , signalant la présence marginale de composés cristallisés, qui sont probablement d'origine minérale ou dérivés d'impuretés naturelles.

En conclusion, l'analyse XRD confirme que la poudre de *Phlomis crinita* est majoritairement constituée de composés amorphes bioactifs, avec une faible proportion de composés cristallins.

III. 1.2 Spectre infrarouge de la plante *Phlomis crinita*

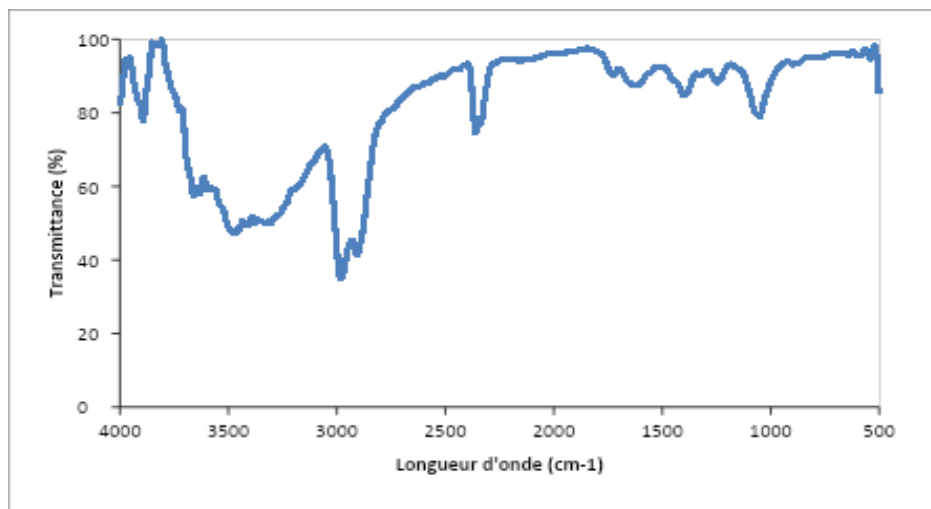


Figure 13: Spectre infrarouge de la poudre de *Phlomis crinita*

Interprétation du spectre infrarouge IR de *Phlomis crinita*

L'examen du spectre infrarouge de la poudre de *Phlomis crinita* met en évidence la présence de divers groupes fonctionnels typiques des métabolites secondaires d'origine végétale. Une large bande observée autour de 3400 cm^{-1} correspond aux vibrations d'élongation des liaisons O–H, indiquant la présence de composés phénoliques ou d'alcools. Les bandes situées vers 2920 et 2850 cm^{-1} témoignent de l'existence de groupements C–H aliphatiques, possiblement liés à des terpènes ou lipides.

Une bande prononcée autour de 1700 cm^{-1} est attribuée à la vibration C=O, caractéristique des carbonyles (acides, esters, cétones). La région des 1600 cm^{-1} est typique des vibrations aromatiques C=C, suggérant la présence de flavonoïdes ou autres composés aromatiques.

Enfin, les bandes situées entre 1300 et 1000 cm^{-1} révèlent des liaisons C–O, communes aux hétérosides et polyphénols.

En effet, nos résultats concordent avec ceux de Johnson *et al.* (2023), qui confirment que les bandes IR caractéristiques des polyphénols et flavonoïdes se situent dans les régions : $3600\text{--}3200\text{ cm}^{-1}$ (O–H), $1660\text{--}1640\text{ cm}^{-1}$ (C=O) et $1600\text{--}1450\text{ cm}^{-1}$ (C=C aromatiques).

Pour les terpénoïdes, les absorptions principales apparaissent vers : $2\,960\text{--}2\,870\text{ cm}^{-1}$ (C–H aliphatiques) $1\,740\text{--}1\,720\text{ cm}^{-1}$ (C=O esters).

Finalement, les alcaloïdes montrent des signaux N–H autour de $3\,400\text{--}3\,300\text{ cm}^{-1}$ et C–N dans la gamme de $1\,350\text{--}1\,000\text{ cm}^{-1}$, même si ces derniers sont moins souvent rapportés chez les Lamiaceae.

En résumé, le spectre IR indique que *Phlomis crinita* contient principalement des composés phénoliques, flavonoïdes, hétérosides et possiblement des lipides ou terpènes, confirmant ainsi la richesse chimique de cette espèce végétale.

III.2 Extraction et rendement

III.2.1 Extrait aqueux

L'extrait de *Phlomis crinita* a été préparé à partir la poudre de la partie aérienne (fleurs, tiges feuilles) séchée et broyée, en utilisant de l'eau distillée comme le solvant d'extraction. Les caractéristiques de l'extrait obtenu sont présentées dans le tableau suivant :

Tableau 04: Caractéristiques de l'extrait aqueux de la plante *Phlomis crinita*

Extrait	Description
Couleur	Marron
Aspect	Liquide visqueux
Odeur	Odeur douce herbacé
Rendement	37.24 %

III.2.2 Extrait éthanolique

L'extrait de *Phlomis crinita* a été obtenu par extraction alcoolique (éthanol) de la poudre des parties aériennes (fleurs, tiges, feuilles). Ses caractéristiques sont présentées dans le tableau 05.

Tableau 05: Caractéristiques de l'extrait éthanolique de la plante *Phlomis crinita*

Extrait	Description
Couleur	Vert foncé
aspect	Liquide visqueux
Odeur	Odeur douce herbacé
Rendement	57.86 %

L'extraction constitue une méthode couramment employée pour isoler des extraits bruts riches en composés phytochimiques à partir de matrices végétales. Divers paramètres influencent l'efficacité de ce processus, notamment la nature du solvant utilisé, sa polarité, le temps d'extraction, la vitesse d'agitation, le pH, la température ainsi que la granulométrie du matériau végétal. Parmi ces facteurs, la sélection du solvant est généralement reconnue comme étant déterminante pour le rendement et la qualité des composés extraits (**Azwanida, 2015**).

Dans le cadre de cette étude, deux solvants de polarités différentes l'éthanol et l'eau ont été utilisés afin d'évaluer leur efficacité respective dans l'extraction des composés bioactifs d'origine végétale.

Il ressort de ces résultats que parmi les deux extraits, l'extrait éthanolique offre le meilleur rendement (57.86 %), par rapport à l'extrait aqueux (37.24 %). Les deux extraits obtenus présentent un aspect visqueux et une odeur douce herbacée avec des couleurs différentes (Marron foncé et vert foncé). La disparité de la couleur entre les extraits est généralement causée par la présence de pigments de diverses natures.

III. 3 Screening phytochimique qualitative

Les résultats du dépistage phytochimique des extraits (aqueux et éthanolique) de *Phlomis crinita* sont présentés dans le tableau 06.

Tableau 06: Synthèse de l'analyse phytochimique des deux extraits (aqueux et éthanolique) de *Phlomis crinita*

Métabolites secondaires	Extrait aqueux	Extrait éthanolique
Flavonoïdes	+	+
Tanins	++	++
Alcaloïdes	+	+
Composés phénoliques	+++	++
Saponines	-	-
Stéroïdes et Triterpénoides	-	++
Glycosides	++	+++

(-) : Absence; (+) : Présence faible; (++) : Présence modérée ; (+++) : Présence forte

Ces substances chimiques sont mis en évidence à l'aide de tests de solubilité, de réactions de précipitation, ainsi que par l'observation de changements de couleur.

Les résultats des tests préliminaires indiquent la présence de plusieurs composés actifs tels que les flavonoïdes, les tannins, les alcaloïdes, les polyphénols et les glycosides dans les deux extraits. En revanche, on note l'absence de saponines, de Stéroïdes et de triterpénoides dans l'extrait aqueux, ainsi que l'absence de saponines dans l'extrait éthanolique.

L'examen phytochimique initial des extraits a révélé des variations significatives en fonction du solvant.

III.4 Analyses quantitatives

III.4.1 Teneur en composés phénoliques totaux

La teneur en polyphénols totaux a été estimée par la méthode colorimétrique de Folin-Ciocalteu. C'est l'une des méthodes les plus anciennes conçue pour déterminer la teneur en polyphénols des plantes médicinales.

L'acide gallique est le standard le plus souvent employé dans cette méthode. Les résultats obtenus sont représentés dans le tableau 07.

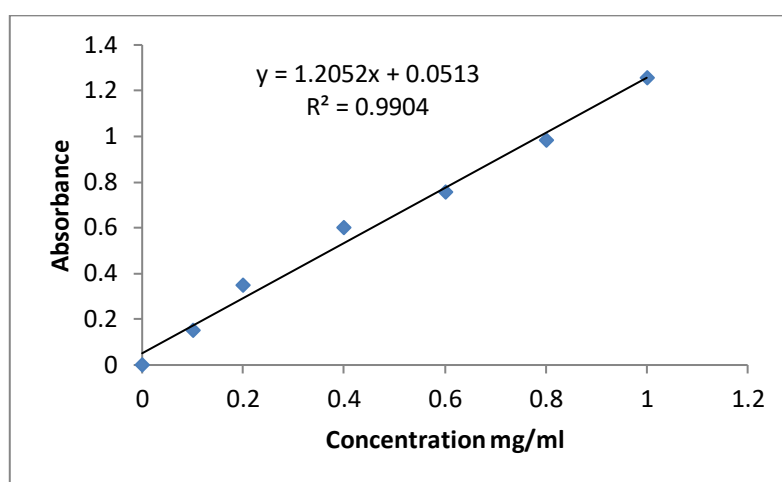


Figure 14: Courbe d'étalonnage de l'acide gallique

Tableau 07: Teneur en polyphénols totaux des deux extraits de *P. crinita*

Extraits de la poudre de <i>phlomis crinita</i>	La teneur en polyphénol totaux en (mg éq AG/ml)
Extrait aqueux	2,16
Extrait éthanolique	0,82

La teneur en composés phénoliques totaux de l'extrait aqueux de *Phlomis crinita* a été estimée à **2,16 mg EAG/ml**, tandis que celui de l'extrait éthanolique était de **0.82 mg**

EAG/ml. Ces résultats indiquent que l'extrait aqueux possède une teneur plus élevée en composés phénolique, ce qui pourrait contribuer à une meilleure activité antioxydante

III.4.2 Teneur en flavonoïde

L'évaluation de la teneur en flavonoïdes a été effectuée en utilisant la technique du chlorure d'aluminium. La concentration de flavonoïdes a été indiquée en microgrammes d'équivalent de catéchine par millilitre d'extrait (μg éq Cat/ml). Les conclusions tirées sont démontrées par la courbe d'étalonnage de la catéchine (Figure 14) et résumées dans le tableau 08.

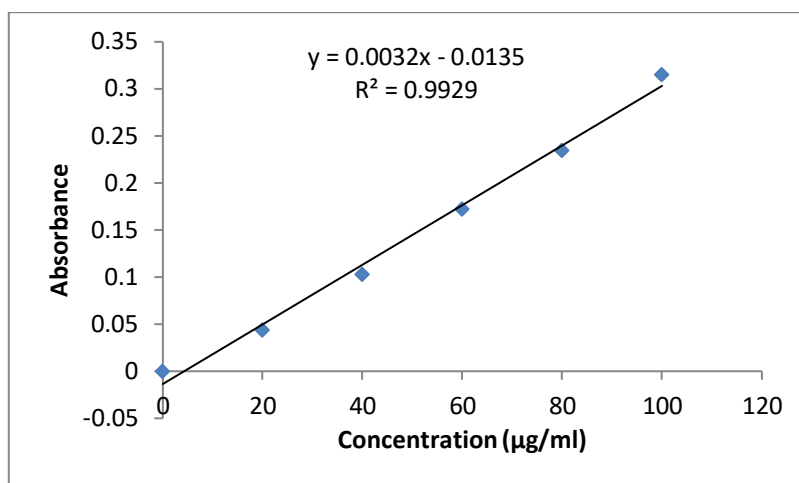


Figure 15: Courbe d'étalonnage de catéchine

Tableau 08 : Teneur en flavonoïdes des deux extraits de *P. crinita*

Extraits de la poudre de <i>Phlomis crinita</i>	La teneur en flavonoides en (μg éq Cat/ml)
Extrait aqueux	56,71
Extrait éthanolique	43,90

Nous avons estimé que l'extrait aqueux de *Phlomis crinita* contenait **56,71 μg éq Cat/ml** de flavonoïdes, tandis que l'extrait éthanolique en contenait **43,90 μg éq Cat/ml**.

Ces conclusions montrent que l'extrait aqueux a une concentration supérieure en flavonoïdes totaux comparativement à l'extrait éthanolique.

L'analyse comparatif des extraits aqueux et éthanoliques de *Phlomis crinita* met en évidence des variations notables concernant la composition phénolique et le taux d'extraction. La solution aqueuse contient des concentrations plus élevées en composés phénoliques totaux (2,16 mg EAG/ml), et en flavonoïdes (56,71 µg éq Cat/ml) comparativement à l'extrait éthanolique (0,82 mg EAG/ml de polyphénols et 43,90 µg éq Cat/ml de flavonoides).

Toutefois, le solvant éthanolique offre un rendement d'extraction global supérieur (57%) comparé à l'extrait aqueux (37%). Cela indique que, bien que l'extrait aqueux soit qualitativement supérieur en composés bioactifs, l'extraction à l'éthanol permet de collecter une plus grande quantité de matière végétale.

Par conséquent, le choix du solvant dépendra de l'objectif visé : si l'on veut maximiser la concentration en composés antioxydants, il est préférable d'opter pour l'extrait aqueux, alors que pour une extraction plus efficace en termes de masse, l'éthanol se montre plus performant.

Discussion

L'étude des flavonoïdes de *P. crinita*, notamment les glycosides, est très répandue. Baali et al. (2024) ont identifié 57 composés dont 32,7% de flavones (ex/ Lutéoline 7-(6''-acétylglucoside)). L'éthanol montre une efficacité comparable au méthanol pour solubiliser ces molécules polaires, et supérieure à l'eau (Zaaba N. et al., 2020 ; Baali F. et al., 2024).

En ce qui concerne les composés phénoliques, nos résultats révèlent une plus forte abondance dans l'extrait aqueux par rapport à l'éthanolique. Cependant, la recherche de Baali (2024) sur le méthanol confirme leur importance en termes de quantité, avec 32,54% d'acides phénoliques en composition relative et une concentration notable (175,49±0,8 mg EAG/g DE), dans laquelle l'acide salvianolique C est prédominant.

En fin, la teneur en tanins est modérée dans nos expériences, ce qui rejoint les conclusions de Baali (2024) rapportant 38,84 mg EAT/DE dans l'extrait méthanolique.

III.5 Activités biologiques

III.5.1 Evaluation de l'activité antioxydante

L'activité anti-radicalaire des deux extraits (aqueux et éthanolique) de la partie aérienne de *Phlomis crinita* a été évaluée par leur activité inhibitrice sur une solution éthanolique de DPPH mesurée à 517nm.

Les résultats obtenus sont illustrés dans les figures ci-dessous.

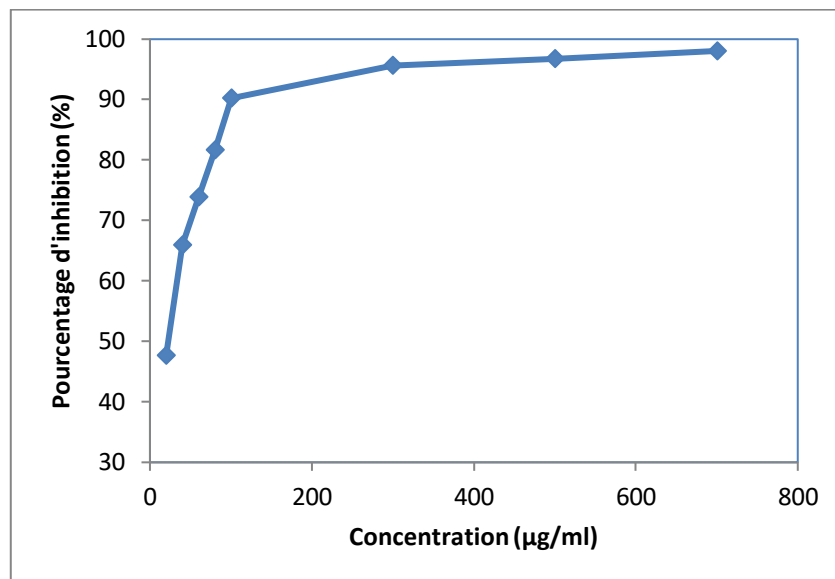


Figure 16: Variation du pourcentage de l'activité antioxydante en fonction de la concentration d'extrait éthanolique

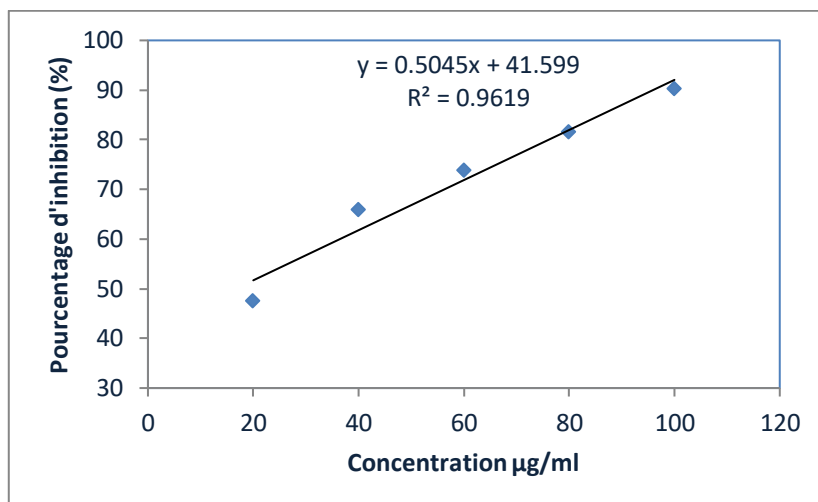


Figure 17: Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH par l'extrait éthanolique.

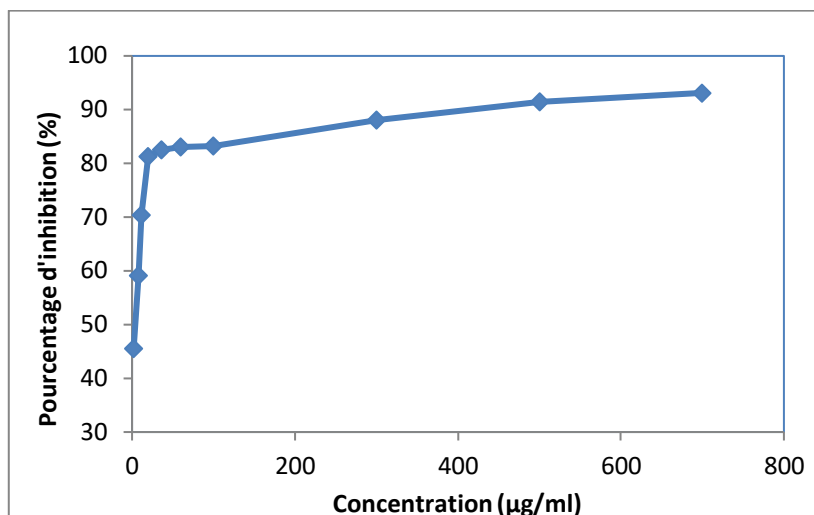


Figure 18: Variation du pourcentage de l'activité antioxydante en fonction de la concentration d'extrait aqueux

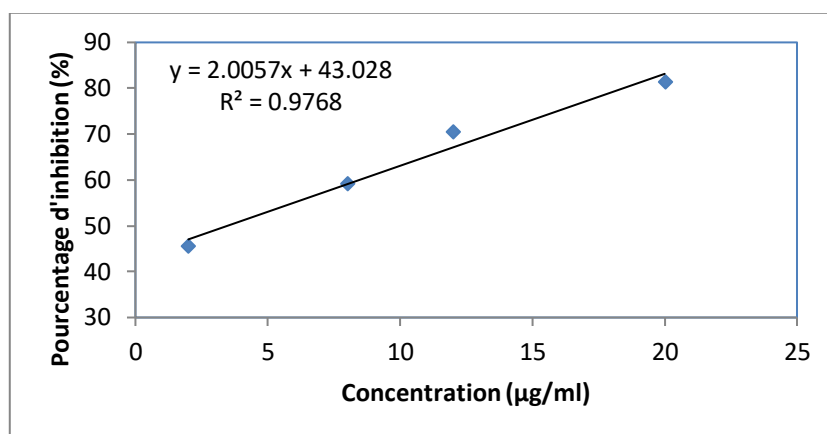


Figure 19: Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH par l'extrait aqueux

L'IC₅₀ correspond à la concentration d'un extrait antioxydant requise pour réduire de 50 % la concentration initiale du radical libre DPPH. Ce paramètre est couramment utilisé comme indicateur de référence pour évaluer et comparer l'efficacité antioxydante de différents échantillons. Plus la valeur de l'IC₅₀ est faible, plus le pouvoir antioxydant de l'échantillon est considéré comme élevé (Emeraux E., 2019)

Les valeurs d'IC₅₀ de chaque extrait ont été déterminées à partir de la courbe de régression linéaire établie entre les pourcentages d'inhibition et les différentes concentrations des échantillons analysés.

Tableau 09: Valeurs d'IC₅₀ des différents extraits de *Phlomis crinita*

Extraits	IC ₅₀ (µg/ml)
Extrait aqueux	3.47
Extrait éthanolique	16.65

Sur la base des résultats expérimentaux, il ressort l'extrait aqueux présente le meilleur pouvoir antioxydant du radical libre DPPH avec une IC₅₀ égale à 3.47 µg /ml. La forte activité antioxydante d'extrait aqueux peut être attribuée à leur richesse en composés phénoliques, flavonoïdes et tanins. L'extrait aqueux présente la teneur la plus élevée en polyphénols suivi par l'extrait éthanolique.

L'analyse des résultats relatifs à la teneur en composés phénoliques et à l'activité antioxydante révèle une corrélation significative entre la concentration en composés phénoliques des extraits et leur pouvoir antioxydant. En effet, les extraits présentant les niveaux les plus élevés en composés phénoliques se distinguent également par une capacité antioxydante accrue (**Ben Koumar D. 2020**).

De nombreuses recherches confirment une relation quantitative forte entre la teneur en composés phénoliques (en particulier les flavonoïdes) et l'effet antioxydant des extraits naturels.

En effet, l'analyse du miel marocain révèle que les flavonoïdes présentent une corrélation remarquable avec l'activité antioxydante ($R^2 = 0.974$), dépassant celle des polyphénols globaux ($R^2 = 0.821$). Sa concentration en flavonoïdes est de 43,24 mg EQ/g, témoigne d'une activité similaire au Trolox (étalon antioxydant), soulignant ainsi l'importance cruciale de ces composés (**Bouyahya et al., 2017**).

De plus, les analyses de *Curcuma longa* (Zingiberaceae) indiquent que 82% de la variabilité antioxydante peut être attribuée à leur concentration en polyphénols totaux (**Muflihah, Y.M. et al., 2021**).

De même, les anthocyanines (une sous-catégorie de flavonoïdes) présentes dans les peaux de raisin foncé (par exemple, l'Autumn Royal) montrent une corrélation positive avec l'activité antioxydante. La couleur sert comme un indicateur indirect : une pigmentation rouge intense indique une forte concentration en anthocyanes et une activité antioxydante supérieure (**Szabó, É. et al., 2021 ; Muzolf-Panek, M. et Wa'skiewicz, A., 2022**).

Les composés phénoliques (polyphénols, flavonoïdes) neutralisent les radicaux libres en donnant des électrons ou des protons. Cette faculté leur confère la capacité de créer des complexes stables avec les métaux (par exemple : les catéchols établissent des liaisons solides avec le fer grâce à leurs atomes oxygène –OH, C=O, -COOH), bloquant les sites actifs de corrosion (**Rice-Evans, 1997 ; El moussaoui et al., 2021; Sesia et al., 2023**).

Par ailleurs, les cycles aromatiques présents dans les polyphénols stabilisent les radicaux libres et se fixent sur les surfaces métalliques par des interactions électroniques, ce qui diminue l'énergie de corrosion (**Sesia et al., 2023**).

Les tanins, condensés ou hydrolysables, contribuent aussi aux propriétés antioxydantes et cicatrisantes via leur capacité à réagir avec les protéines (ex. : collagène) (**Baali F. et al., 2024**).

III.5.2. Evaluation de l'activité antibactérienne

L'examen de l'activité antimicrobienne in vitro des extraits éthanoliques et aqueux de *Phlomis crinita* a été effectué en utilisant la technique de diffusion sur disque sur milieu gélose Mueller-Hinton. Le tableau ci-dessous présente les variations des diamètres des zones d'inhibition des souches bactériennes exposées aux deux extraits.

Tableau 10: Effet antibactérien des extraits de *Phlomis crinita* exprimé en diamètres des zones d'inhibitions (en mm)

Souches bactériennes	Diamètre de la zone d'inhibition (mm)	
	Extrait aqueux	Extrait éthanolique
<i>Staphylococcus aureus</i>	Négative	11
<i>Escherichia coli</i>	Négative	20
<i>Streptococcus</i>	Négative	19
<i>Enterococcus</i>	15	30

L'extrait aqueux a montré une activité antimicrobienne contre les *Enterococcus*, avec une zone d'inhibition de 15 mm. En revanche, aucune activité n'a été observée contre les souches de *Staphylococcus*, *Escherichia coli* et *Streptococcus*.

L'extrait éthanolique a présenté une activité antimicrobienne variable selon les souches bactériennes testées. Des zones d'inhibition de 11 mm, 19 mm, 20 mm et 30 mm ont été observées respectivement contre, *Staphylococcus*, *Streptococcus*, *Escherichia coli* et *Enterococcus*. Ces résultats suggèrent une efficacité notable, en particulier contre *Enterococcus*, tandis qu'une activité plus faible a été détectée vis-à-vis de *Staphylococcus*. Ces résultats suggèrent que l'extraction par l'éthanol permet une meilleure libération des composés bioactifs responsables de l'effet antimicrobien.

De plus, cette variabilité de l'efficacité est attribuée au fait que les extraits éthanoliques sont plus actifs contre les Gram⁺ (*Staphylococcus aureus*, *Enterococcus faecalis*) que contre

Escherichia coli (Gram-). Cette dernière possède une membrane externe hydrophobe, limitant la pénétration des composés polaires (**Stanciauskaite, M. et al., 2021**).

Aussi, l'efficacité de l'extrait éthanolique pourrait être expliquée par la présence de métabolites secondaires lipophiles tels que : Les alcaloïdes et les **terpénoïdes**.

Les terpénoïdes sont souvent associés à une forte activité antimicrobienne grâce à leur capacité à perturber la membrane bactérienne, désorganiser les phospholipides ou inhiber les enzymes (**Nazzaro, F., 2013**). Leur nature hydrophobe permet une insertion dans la bicouche lipidique, augmentant la perméabilité membranaire et causant la fuite d'ions (K^+ , Ca^{2+}) et d'ATP (EX : le carvacrol et le thymol) (**Guimarães et al., 2019 ; Mahizan al., 2019**).

Aussi, les terpènes comme le limonène et le pinène inhibent les enzymes clés (ATPases, kinases) en se liant à leurs sites actifs, perturbant le métabolisme énergétique bactérien (**Guimarães et al., 2019 ; El Fannassi, Y., 2023**).

En outre, des études systématiques montrent que les terpénoïdes (carvacrol, thymol) bloquent les pompes NorA chez *Staphylococcus aureus*, réduisant la résistance aux antibiotiques (**Dias Kjsdo et al., 2022**).

La faible solubilité de ces composés dans l'eau explique leur absence ou leur faible concentration dans l'extrait aqueux, ce qui est conforme aux propriétés physico-chimiques des alcaloïdes et terpènes, souvent mieux extraits par des solvants organiques.

Conclusion

Conclusion

De nombreuses plantes médicinales présentent des propriétés biologiques ethno pharmacologiques remarquables. Elles sont largement utilisées dans plusieurs secteurs tels que la médecine, la pharmacie, la cosmétologie. Cet intérêt croissant s'explique par leur richesse en métabolites secondaires, composés aux effets bénéfiques variés.

Cette recherche s'intéresse aux activités antioxydantes et antimicrobiennes de *Phlomis crinita*, une espèce de la famille des lamiacées, traditionnellement utilisée en Algérie pour ses bienfaits sur la santé.

L'analyse des données révèle un rendement de 37 % pour l'extrait aqueux contre 57 % pour l'extrait éthanolique, ce qui indique une efficacité d'extraction supérieure avec l'éthanol. Les résultats des tests biochimiques préliminaires révèlent une composition diversifiée en métabolites secondaires, soulignant le potentiel biochimique remarquable de cette espèce végétale.

Les analyses quantitatives réalisées selon la méthode de Folin-Ciocalteu ont révélé des concentrations élevées en polyphénols et en falvonoides dans l'extrait aqueux, respectivement de 2,16 mg éq AG/ml et 56,71 µg éq Cat/ml.

En comparaison, les teneurs en polyphénols et flavonoïdes dans l'extrait éthanolique sont respectivement de 0,82 mg éq AG/ml et 43,90 µg éq Cat/ml).

L'évaluation du pouvoir de piègeur du radical DPPH• par les deux extraits testés a révélé que l'extrait aqueux manifeste une très forte activité antioxydante dont la valeur d'IC50 est égale 3.47 µg/ml. Comparable à celle déterminée avec l'extrait éthanolique où la valeur d'IC50 est égale 16.65 µg/ml.

L'activité antimicrobienne des extraits de *Phlomis crinita* (aqueux ; éthanoïque) a été évaluée à l'aide de la méthode de diffusion en milieu solide contre quatre souches bactériennes, *Staphylococcus*, *Streptococcus*, *Escherichia coli* et *Enterococcus*. Les résultats ont mis en évidence une efficacité notable d'extrait éthanolique ; L'extrait aqueux s'est révélé particulièrement actif contre la souche bactérienne *Enterococcus*.

Les données obtenues lors de la réalisation de ce travail indiquent que les extraits bruts de l'espèce *Phlomis crinita* sont très prometteurs quant à leur pouvoir antioxydant et antimicrobien.

En perspective, Il sera captivant à l'avenir :

- Isolement et identification des composés bioactifs en utilisant des techniques chromatographiques HPLC.
- Evaluer d'autres activités biologiques (antibiotique, parasiticide, astringentes Antiinflammatoire)
- Elargir les tests antimicrobiens à d'autres souches pathogènes, y compris des bactéries multirésistantes et des champignons opportunistes
- Développement de formulations naturelles : Les extraits de *Phlomis crinita* pourraient être intégrés dans des formulations pharmaceutiques, cosmétiques ou dermatologiques à visée antiseptique, antioxydante ou cicatrisante, notamment sous forme de crèmes.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

1. **Abdel-Farid, I. B., Mahalel, U. A., & Sheded, M. G.** (2014). Profiling of alkaloid content in Egyptian medicinal plants using colorimetric reagents and TLC. *Journal of Applied Pharmaceutical Science*, 4 (11), 92–97.
2. **Achat S.** (2013). Polyphénols de l'alimentation : extraction, pouvoir antioxydant et interactions avec des ions métalliques. Thèse en cotutelle de doctorat. Université A Mira-Bejaia, Université d'Avignon et des pays de Vaucluse.
3. Ecole Doctorale 536 – Avignon
4. **Adjoudj, A., & Latreche, A.** (2017). Autecology, soil characteristics and floristic study of *Phlomis crinita* Cav. habitat: A rare phytotaxon of the mounts of Tessala (Western Algeria). *South Asian Journal of Experimental Biology*, 7 (6), 248-254.
5. **Aghakhani, F., Kharazian, N., & Lori Gooini, Z.** (2018). Flavonoid constituents of *Phlomis* species using liquid chromatography mass spectrometry. *Phytochemical Analysis*, *29*(2), 180–195. **Albaladejo, G. R., & Aparicio, A.** (2007). Population genetic structure and hybridization patterns in the Mediterranean endemics *Phlomis lychnitis* and *P. crinita* (Lamiaceae). *Annals of Botany*, 100 (4), 735–746.
6. **Amengor, C. D. K., Adu, J. K., Patamia, S. A. G., Okrah, B. K., Kabiri, N., & Orman, E.** (2019). Validation of a simple and robust Liebermann–Burchard colorimetric method for the assay of cholesterol in selected milk products in Ghana. *International Journal of Food Science*, 2019, Article 9045938.
7. **Azwanida, N. N.** (2015). A review on the extraction methods use in medicinal plants, principle, strength and limitation. *Medicinal and Aromatic Plants*, 4 (3), 196.
8. **Baali, F., Boudjelal, A., Smeriglio, A., Righi, N., Djemouai, N., Deghima, A., & Trombetta, D.** (2024). *Phlomis crinita* Cav. from Algeria: A source of bioactive compounds with antioxidant and wound healing activities. *Journal of Ethnopharmacology*, 331, 118295.
9. **Batra, P., & Sharma, A. K.** (2013). Anti-cancer potential of flavonoids: Recent trends and future perspectives. *3 Biotech*, 3 (6), 439–459.

10. Bayart M. (2019). Élaboration et caractérisation de biocomposites à base d'acide polylactique et de fibres de lin : Compatibilisation interfaciale par dépôt de revêtements à base d'époxy. Thèse de doctorat. Université de Sherbrooke (Québec) Canada.
11. **Benkhalel, A.** (2018). *Activités anti-inflammatoire, anti-oxydante et antimicrobienne de l'extrait aqueux de Limoniastrum guyonianum* [Doctoral dissertation, Université Ferhat Abbas Sétif.
12. **Ben Koumari, D., & Ben Hammouda, Y.** (2020). *Valorisation phytochimique des extraits aqueux et méthanoliques de noyaux de trois plantes (Abricots, Olivier et Seder) de la région de Metlili* [Master's thesis, Université de Ghardaia].
13. **Boutennoun, H., Boussof, L., Balli, N., Makhlouf, L. B., Madani, K., & Al-Qaoud, K.** (2023). *In vivo* assessment of anti-inflammatory and antioxidant activities of *Phlomis crinita* polyphenols. *European Journal of Biological Research*, 13 (2), 94–105.
14. **Bouyahya, A., Abrini, J., Et-Touys, A., Bakri, Y., & Dakka, N.** (2017). Analyse phytochimique et évaluation de l'activité antioxydante des échantillons du miel marocain. *Phytothérapie*.
15. **Brand-Williams, W., Cuvelier, M. E., & Berset, C.** (1995). Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT - Food Science and Technology*, 28 (1), 25–30.
16. **Chagas, M. D. S. S., Behrens, M. D., Moragas-Tellis, C. J., Penedo, G. X. M., Silva, A. R., & Gonçalves-de-Albuquerque, C. F.** (2022). Flavonols and flavones as potential anti-inflammatory, antioxidant, and antibacterial compounds. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, 2022, Article 9966750.
17. **Chelgham, A., Saadi, A., Merouane, A., Bensouici, C., Cakmak, Y. S., Pires, T. C. S. P., & Calhelha, R. C.** (2025). Exploring *Phlomis crinita* extracts: HPLC analysis, phenolic content, antioxidant and antimicrobial potentials. *International Journal of Secondary Metabolite*, 12 (2), 381–396.
18. **Daira, N. E.-H., Maazi, M. C., & Chefrour, A.** (2016). Contribution à l'étude phytochimique d'une plante médicinale (*Ammoides verticillata* Desf. Briq.) de l'Est Algérien. *Bulletin de la Société Royale des Sciences de Liège*, 85, 276–290.
19. **Dellai, A., Ben Mansour, H., Limem, I., Bouhlel, I., Ben Sghaier, M., Boubaker, J., & Chekir-Ghedira, L.** (2009). Screening of antimutagenicity via antioxidant activity in

- different extracts from the flowers of *Phlomis crinita* Cav. ssp *mauritanica* Munby from the center of Tunisia. *Drug and Chemical Toxicology*, 32 (3), 283–292.
20. **Denis, F., Cattoir, V., Martin, C., Ploy, M.-C., & Poyart, C.** (2016). *Bactériologie médicale: techniques usuelles*. Elsevier Masson.
 21. **Derafa, I., Amira, S., Benchikh, F., Mamache, W., & Kaoudoune, C.** (2022). Phenolic content and antioxidant activity of hydromethanolic and aqueous extracts of aerial parts of *Phlomis crinita*. *Turkish Journal of Agriculture - Food Science and Technology*, 10 (10), 2061-2066.
 22. **Dhanarasu, S. (Ed.)**. (2012). *Chromatography and its applications*. IntechOpen.
 23. **Dias, K. J. S. D. O., Miranda, G. M., Bessa, J. R., Araújo, A. C. J. D., Freitas, P. R., Almeida, R. S. D., Paulo, C. L. R., Neto, J. B. D. A., Coutinho, H. D. M., & Ribeiro-Filho, J.** (2022). Terpenes as bacterial efflux pump inhibitors: A systematic review. *Frontiers in Pharmacology*, 13, 953982.
 24. **El Fannassi, Y., Gharsallaoui, A., Khelissa, S., El Amrani, M. A., Suisse, I., Sauthier, M., Jama, C., Boudra, S., & Chihib, N.-E.** (2023). Complexation of terpenes for the production of new antimicrobial and antibiofilm molecules and their encapsulation to improve their activities. *Applied Sciences*, 13 (17), 9854.
 25. **Emeraux, E.** (2019). *Propriétés biologiques des flavonoïdes : étude bibliographique et évaluation de l'activité antioxydante* [Doctoral dissertation, Université de Lorraine].
 26. **European Scientific Cooperative on Phytotherapy (ESCOP)**. (2003). *ESCOP monographs: The scientific foundation for herbal medicinal products* (2nd ed.).
 27. **Gershenzon, J., & Dudareva, N.** (2007). The function of terpene natural products in the natural world. *Nature Chemical Biology*, 3 (7), 408–414.
 28. **Grenby, T. H.** (1991). Intense sweeteners for the food industry: An overview. *Trends in Food Science & Technology*, 2 (1), 2–6.
 29. **Guerram, A.** (2022). *Synthèse verte et caractérisation des nanoparticules de ZnO à l'aide d'extrait des feuilles de Phoenix dactylifera L et leur applications* [Doctoral dissertation, Université Mohamed Khider Biskra].
 30. **Guimarães, A. C., Meireles, L. M., Lemos, M. F., Guimarães, M. C. C., Endringer, D. C., Fronza, M., & Scherer, R.** (2019). Antibacterial activity of terpenes and terpenoids present in essential oils. *Molecules*, 24 (13), 2471.

31. **Gutiérrez-Grijalva, E. P., López-Martínez, L. X., Contreras-Angulo, L. A., Elizalde-Romero, C. A., & Heredia, J. B.** (2020). Plant alkaloids: Structures and bioactive properties. In *Plant bioactives as natural panacea against age-induced diseases* (pp. 85-117). Academic Press.
32. **Harborne, A. J.** (1998). *Méthodes phytochimiques : un guide des techniques modernes d'analyse des plantes*. Springer Science & Business Media.
33. **Johnson, J. B., Walsh, K. B., Naiker, M., & Ameer, K.** (2023). The use of infrared spectroscopy for the quantification of bioactive compounds in food: A review. *Molecules*, 28 (7), 3215.
34. **Kabouche, A., Kabouche, Z., Seguin, E., Tillequin, F., & Bruneau, C.** (2005). A phenylethanoid glycoside and flavonoids from *Phlomis crinita* (Cav.) (Lamiaceae). *Biochemical Systematics and Ecology*, 33 (7), 813–816.
35. **Koffi Akessé, G., & Ahoua Angora, R.** (2018). Activité antioxydante de quelques plantes utilisées dans la région de Tiassalé (Côte d'Ivoire) dans le maintien de la santé de la peau. *European Scientific Journal*, 14 (33), 338–352.
36. **Koné, D.** (2009). *Enquête ethnobotanique de six plantes médicinales maliennes* [Thèse de doctorat, Université Paul Verlaine–Metz]. HAL.
37. **Krief, S.** (2003). *Métabolites secondaires des plantes et comportement animal* [Thèse de doctorat, Muséum national d'Histoire naturelle]. HAL
38. **Labadie C.** (2015). Analyse Fine et Stabilisation des Hydrolats de Rose et de Fleur d'Oranger. Thèse de doctorat. Université de Montpellier.
39. **Larousse.** (2001). *Larousse encyclopédie des plantes médicinales : identification, préparations, soins* (2^e éd.). VUEF.
40. **Le Bot, M., & Guilet, D.** (2020). *Procédé de quantification de la teneur totale en saponines* (Brevet No. EP3742153A1). European Patent Office.
41. **Limem-Ben Amor, I., Boubaker, J., Ben Sgaier, M., Skandrani, I., Bhourri, W., Neffati, A., ... & Chekir-Ghedira, L.** (2009). Phytochemistry and biological activities of *Phlomis* species. *Journal of Ethnopharmacology*, 125 (2), 183–202.
42. **Mahizan, N. A., Yang, S. K., Moo, C. L., Song, A. A.-L., Chong, C. M., Chong, C. W., Abushelaibi, A., Lim, S.-H. E., & Lai, K.-S.** (2019). Terpene derivatives as a

potential agent against antimicrobial resistance (AMR) pathogens. *Molecules*, 24 (14), 2631.

43. **Marrelli, M.** (2021). Medicinal plants. *Plants*, 10 (7), 1355.
44. **Martins, G. R., Monteiro, A. F., Amaral, F. R. L., & da Silva, A. S.** (2021). A validated Folin-Ciocalteu method for total phenolics quantification of condensed tannin-rich açai (*Euterpe oleracea* Mart.) seeds extract. *Journal of Food Science and Technology*, 58 (12), 4693–4702.
45. **Merouane, A., Fellag, S., & Noui, A.** (2020). Variation of phenolic content and antioxidant activity in organs and populations of *Phlomis crinita* L. *Revista Cubana de Plantas Medicinales*, 25 (4), e1123.
46. **Miramont C., 2021** Appréciation des tanins, de la couleur et de l'astringence des raisins, moûts et vins par technologies analytiques IRTF et UV-visible couplées à l'analyse de régression multivariée. Thèse de doctorat. Université de Bordeaux.
47. **Mohammedi, Z.** (2020). Étude de l'évolution de la capacité anti-radicalaire du fruit de l'*Arbutus unedo* L. à différents stades de maturation. *Bulletin de la Société Royale des Sciences de Liège*, 89, 130–146.
48. **Muflihah, Y. M., Gollavelli, G., & Ling, Y.-C.** (2021). Correlation study of antioxidant activity with phenolic and flavonoid compounds in 12 Indonesian indigenous herbs. *Antioxidants*, 10 (10), 1530.
49. **Mujeeb, F., Bajpai, P., & Pathak, N.** (2014). Phytochemical evaluation, antimicrobial activity, and determination of bioactive components from leaves of *Aegle marmelos*. *BioMed Research International*, 2014, Article 497606.
50. **Muzolf-Panek, M., & Waskiewicz, A.** (2022). Relationship between phenolic compounds, antioxidant activity and color parameters of red table grape skins using linear ordering analysis. *Applied Sciences*, 12 (12), 6146.
51. **Nabti, B.** (2025). *Contribution à la valorisation de la flore aquatique algérienne* [Thèse de doctorat, Université des Sciences de la Santé].
52. **Nazzaro, F., Fratianni, F., De Martino, L., Coppola, R., & De Feo, V.** (2013). Effect of essential oils on pathogenic bacteria. *Pharmaceuticals*, 6 (12), 1451–1474.
53. **Panche, A. N., Diwan, A. D., & Chandra, S.** (2016). Flavonoids: an overview. *Journal of Nutritional Science*, 5, e47.

54. **Petrovska, B. B.** (2012). Historical review of medicinal plants' usage. *Pharmacognosy Reviews*, 6 (11), 1–5.
55. **Ramos, R. T. M., Bezerra, I. C. F., Ferreira, M. R. A., & Soares, L. A. L.** (2017). Spectrophotometric quantification of flavonoids in herbal material, crude extract, and fractions from leaves of *Eugenia uniflora* Linn. *Pharmacognosy Research*, 9 (3), 253–260.
56. **Rice-Evans, C. A., Miller, N. J., & Paganga, G.** (1997). Antioxidant properties of phenolic compounds. *Trends in Plant Science*, 2 (4), 152–159.
57. **Salhi, S., Fadli, M., Zidane, L., & Douira, A.** (2010). Études floristique et ethnobotanique des plantes médicinales de la ville de Kénitra (Maroc). *Lazaroa*, 31, 133–146.
58. **Sanogo, R.** (2006). *Le rôle des plantes médicinales en médecine traditionnelle*. Document présenté à la 10ème école d'été de l'IEPF et SIFEE.
59. **Serna, F., Lagneau, J., & Carpentier, J. M.** (2014). La diffraction des rayons X: une technique puissante pour résoudre certains problèmes industriels et technologiques. *Chimie Nouvelle*, 116, 2.
60. **Shaikh, J. R., & Patil, M. K.** (2020). Qualitative tests for preliminary phytochemical screening: An overview. *International Journal of Chemical Studies*, 8 (2), 603–608.
61. **Shen, N., Wang, T., Gan, Q., Liu, S., Wang, L., & Jin, B.** (2022). Plant flavonoids: Classification, distribution, biosynthesis, and antioxidant activity. *Food Chemistry*, 383, 132531.
62. **Stanciauskaite, M., Marksa, M., Babickaite, L., Majiene, D., & Ramanauskiene, K.** (2021). Comparison of ethanolic and aqueous *Populus balsamifera* L. bud extracts by different extraction methods: Chemical composition, antioxidant and antibacterial activities. *Pharmaceuticals*, 14 (10), 1018.
63. **Stefanakis, M. K., Tsiftoglou, O. S., Maskovic, P. Z., Lazari, D., & Katerinopoulos, H. E.** (2024). Chemical constituents and anticancer activities of the extracts from *Phlomis* × *commixta* Rech. f. (*P. cretica* × *P. lanata*). *International Journal of Molecular Sciences*, 25 (2), 816.

64. **Sultana, S., Hossain, M. L., Sostaric, T., Lim, L. Y., Foster, K. J., & Locher, C.** (2024). Investigating flavonoids by HPTLC analysis using aluminium chloride as derivatization reagent. *Molecules*, 29 (21), 5161.
65. **Szabó, É., Marosvölgyi, T., Szilágyi, G., Kőrösi, L., Schmidt, J., Csepregi, K., Márk, L., & Bóna, Á.** (2021). Correlations between total antioxidant capacity, polyphenol and fatty acid content of native grape seed and pomace of four different grape varieties in Hungary. *Antioxidants*, 10 (7), 1101. **Tabuti, J. R. S., Lye, K. A., & Dhillon, S. S.** (2003). Traditional herbal drugs of Bulamogi, Uganda: Plants, use and administration. *Journal of Ethnopharmacology*, 88 (1), 19–44.
66. **Verdu, C.** (2013). *Cartographie génétique des composés phénoliques de la pomme* [Thèse de doctorat, Université d'Angers]. HAL.
67. **Wagner, H., & Bladt, S.** (1996). *Plant drug analysis: A thin layer chromatography atlas* (2nd ed.). Springer-Verlag.
68. **Zaabat, N., Hay, A.-E., Michalet, S., Skandrani, I., Chekir-Ghedira, L., & Dijoux-Franca, M.-G.** (2020). Chemical composition, antioxidant, genotoxic and antigenotoxic potentials of *Phlomis bovei* De Noé aerial parts. *Iranian Journal of Pharmaceutical Research*, 19 (1), 426–439.
69. <https://www.sfm.u.org/toxin/DROGUES/MONOGRAP/MORPHINE/MORPHIN0.HTM>
(Consultation le 30 juin 2025)

المخلص

يُعرف نبات *Phlomis crinita* محليًا في الطب الشعبي الجزائري باسم "خيوط الجراح"، ويُستخدم تقليديًا لتسريع التئام الجروح. تهدف هذه الدراسة إلى التحقق من الخصائص الطبية لهذا النبات من خلال تحليل فيتوكيميائي وتقييم كل من النشاط المضاد للأكسدة والفعالية المضادة للميكروبات للمستخلصات الخام المستخلصة من الأجزاء الهوائية للنبات (الأوراق، الأزهار، السيقان).

تم إجراء عمليتي استخلاص مائي وإيثانولي باستخدام طريقة النقع الساخن. أظهرت اختبارات التحري الفيتوكيميائي أن النبات غني بالمركبات الثانوية النباتية. أما التحاليل الكمية فقد بينت أن المستخلص المائي يحتوي على تركيز عالٍ من المركبات الفينولية (2.16 ملغ مكافئ حمض الغاليك/مل) والفلافونويدات (56.71 ميكروغرام مكافئ كاتيشين/مل)، مقارنةً بالمستخلص الإيثانولي الذي سجل تركيزًا أقل لكل من الفينولات الكلية (0.82 ملغ مكافئ حمض الغاليك/مل) والفلافونويدات (43.90 ميكروغرام مكافئ كاتيشين/مل).

فيما يتعلق بالنشاط المضاد للأكسدة، أظهر اختبار DPPH فعالية قوية للمستخلصين، حيث كان للمستخلص المائي نشاط مضاد للأكسدة أقوى مع قيمة IC_{50} بلغت 3.47 ميكروغرام/مل، مقارنةً بالمستخلص الإيثانولي الذي سجل $IC_{50} = 16.65$ ميكروغرام/مل.

أما في ما يخص النشاط المضاد للميكروبات، فقد أظهر المستخلص الإيثانولي فعالية واضحة ضد مجموعة من السلالات البكتيرية تشمل *Staphylococcus aureus*, *Streptococcus*, *Escherichia coli*, *Enterococcus*، بينما كانت نتائج المستخلص المائي سلبية تجاه جميع السلالات المختبرة باستثناء *Enterococcus* الذي أبدى استجابة إيجابية.

الكلمات المفتاحية: فلويمي كرينيثا، دراسة كيميائية نباتية، نشاط مضاد للأكسدة، نشاط مضاد للميكروبات.

Résumé

Phlomis crinita, connu localement dans la médecine traditionnelle algérienne sous le nom de "khayyat el jarrah", est utilisée traditionnellement pour favoriser la cicatrisation des plaies. Cette étude vise à évaluer les propriétés médicinales de cette plante à travers une analyse phytochimique et l'évaluation de l'activité antioxydante ainsi que de l'activité antimicrobienne des extraits bruts obtenus à partir des parties aériennes de la plante (feuilles, fleurs, tiges).

Deux types d'extraction ont été réalisés : une extraction aqueuse et une extraction éthanolique par macération à chaud. Les tests de dépistage phytochimique ont révélé une richesse en métabolites secondaires. Les analyses quantitatives ont montré que l'extrait aqueux possède une teneur élevée en composés phénoliques (2,16 mg équivalent acide gallique/ml) et en flavonoïdes (56,71 µg équivalent catéchine/ml), par rapport à l'extrait éthanolique (0,82 mg équivalent acide gallique/ml de polyphénols et 43,90 µg équivalent catéchine/ml de flavonoïdes).

Concernant l'activité antioxydante, le test DPPH a révélé que l'extrait aqueux présente une activité plus marquée, avec une valeur d' IC_{50} de 3,47 µg/ml, contre 16,65 µg/ml pour l'extrait éthanolique.

En ce qui concerne l'activité antimicrobienne, l'extrait éthanolique a montré une efficacité notable contre plusieurs souches bactériennes, notamment *Staphylococcus aureus*, *Streptococcus*, *Escherichia coli* et *Enterococcus*. En revanche, l'extrait aqueux n'a présenté aucune activité significative, sauf vis-à-vis de *Enterococcus*.

Mots-clés : *Phlomis crinita*, étude phytochimique, activité antioxydante, activité antimicrobienne.

Abstrat

Phlomis crinita, locally known in Algerian traditional medicine as "Khayyat El Jarrah" is traditionally used to accelerate wound healing. This study aims to investigate the medicinal properties of this plant through a phytochemical analysis and an evaluation of both antioxidant and antimicrobial activities of crude extracts obtained from its aerial parts (leaves, flowers, stems).

Aqueous and ethanolic extractions were carried out using the hot maceration method. Phytochemical screening revealed that the plant is rich in secondary metabolites. Quantitative analyses showed that the aqueous extract contained high levels of phenolic compounds (2.16 mg gallic acid equivalent/ml) and flavonoids (56.71 µg catechin equivalent/ml), compared to the ethanolic extract, which had lower contents of total phenolics (0.82 mg gallic acid equivalent/ml) and flavonoids (43.90 µg catechin equivalent/ml).

Regarding antioxidant activity, the DPPH assay demonstrated strong radical scavenging potential for both extracts. However, the aqueous extract exhibited a stronger antioxidant activity, with an IC_{50} value of 3.47 µg/ml, compared to 16.65 µg/ml for the ethanolic extract.

As for antimicrobial activity, the ethanolic extract showed significant effectiveness against several bacterial strains, including *Staphylococcus aureus*, *Streptococcus*, *Escherichia coli*, and *Enterococcus*. In contrast, the aqueous extract was inactive against all tested strains except *Enterococcus*, which showed a positive response.

Keywords: *Phlomis crinita*, phytochemical study, antioxidant activity, antimicrobial activity