

République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
جامعة محمد بوقرة-بومرداس
Université M'hamed Bougara – Boumerdès
كلية العلوم
Faculté Des sciences



Mémoire de fin d'études
En vue De L'obtention Du Diplôme De Master Académique

Domaine : Science de la nature et de la vie

Filière : sciences biologiques

Spécialité : Biologie des populations et des organismes

Thème

Valorisation biologique d'une plante médicinale commune

(Cynoglossum Creticum Mill)

Présenté par :

- ❖ ***Mlle*** BAKRI Marwa.
- ❖ ***M^{me}*** BEN ACHOUR Hiba.
- ❖ ***Mlle*** DAIRA Imane.

Devant le jury composé de :

- | | | |
|---|---------------|---------------------|
| ❖ M^{me} BOUMAZA Sarah | MCB(U.M.B.B) | Présidente |
| ❖ M^{me} BOUCHENAK Ouahiba | MCA(U.M.B.B) | Examinatrice |
| ❖ M^{me} LAOUFI Razika | MCB (U.M.B.B) | Promotrice |

2020_2021



Remerciement

Nous tien tout d'abord à remercier « Allah ﷻ » le tout puissant de nous avoir donné la santé, la force, le courage, la patience et la persistance à fin d'accomplir ce modeste travail. Merci de nous avoir éclairé le chemin de la réussite.

Nous exprimons d'abord nos profonds remerciements à : M^{eme} LAOUFI Razika, MCB à l'université de Boumerdes pour avoir encadré et dirigé ce travail avec une grande rigueur scientifique, sa disponibilité, ses conseils et ses efforts afin de nos aider.

Nous remercions infiniment M^{eme} BOUMAZA Sarah, MCB à l'Université de Boumerdes, qui nous à fait l'honneur d'évaluer notre travail en tant que président du jury.

Aussi nous tenons à exprimer également notre profonde reconnaissance à M^{eme} BOUCHNAK Ouahiba, MCA à l'Université de Boumerdes et chef de la spécialité BPO d'avoir accepté d'examiner notre travail. Nous tenons à lui exprimer notre grand respect.

Nous remercions également, toute personne ayant contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.





Dédicace

Je tiens C'est avec un grand plaisir que je dédie ce modeste travail aux personnes les plus chères au monde qui m'ont permis de poursuivre mes études dans les meilleures conditions et m'apprend à ne jamais abandonner

Mes chers parents ;

A ma très chère mère Khadidja; Tu es l'exemple de dévouement qui n'a pas cessé de m'encourager et de prier pour moi. Et Puisse Dieu, le tout puissant, te préserver t'accorder santé, longue vie et bonheur.

A mon père Seddik; Rien au monde ne vaut les efforts fournis jour et nuit pour mon éducation et mon bien être. Ce travail est fruit de tes sacrifices qui tu as consentis pour mon éducation et ma formation.

A mon adorable petite sœur Aya.

A mes chers frères: Amdjed, Allaeddine, Badreddine ET Houssameddine.

A ma belle-sœur Dallila et mes neveux adoré Mohamed El-Islam et Nour El-Islam.

A tous les membres de ma famille, mes oncles et tantes et toute personne qui porte le nom "DAIRA" et "NAGHEL".

A tous mes ami(e)s et copines, chacun son nom.

A tous personne qui occupe une place dans mon cœur et que je n'ai pas pu citer leurs noms ici.

A tous mes collègues de la promotion BPO 2020 – 2021.

Imane...





Dédicace

Merci "Allah" de m'avoir accordé la force pour achever ce modeste travail qui représente l'aboutissement de cinq longues années d'efforts et d'endurance.

Je dédie ce travail à la prunelle de mes yeux, ma chère et tendre maman. 'Henda'... ma meilleure amie et mon système de support éternel.

Je le dédie également à mon cher mari Rabeih, qui était toujours à mes cotés, à me soutenir et à m'encourager...

À ma raison d'être... Ma fille Mayar, Je l'ai fait pour vous...

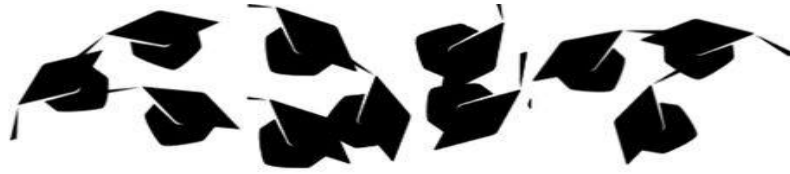
À mes chers frères : Hani, Rayan, Nizar, Chaker

À mes amies

À tous ceux qui me sont chers.

Hiba...





Dédicaces

Je dédie ce modeste travail en signe de respect, de reconnaissance et de gratitude.

A mes très chers parents « Ali et Fouzia », que j'admire beaucoup, qui m'ont toujours aidés dans ma vie et qui n'ont cessés de m'encourager et de me soutenir tout au long de mes études, que dieu les garde en bonne santé.

A ma petite sœur Maria.

A mes adorables frères : Acheraf, Abdelraouf, Amir Et Yasser.

A ma belle-sœur Imane.

A mon petit neveu Ghayeth.

A mon fiancé Djamel et sa famille.

A tous mes fidèles amies.

A toute ma famille.

A tous mes collègues de la promotion BPO 2020 – 2021.

Marwa ...



Résumé

Cynoglossum creticum Mill, plante médicinale appartenant à la famille des *Boraginaceae* est utilisé traditionnellement comme remède pour gérer plusieurs maux.

Le présent travail a pour objectif d'effectuer une étude phytochimique des extraits de la partie aérienne et la racine de *Cynoglossum creticum* d'une part et d'évaluer les activités antioxydantes d'autre part.

Les extraits sont obtenus par infusion. Un screening phytochimique suivi par le dosage des polyphénols a été effectué, les résultats de l'extraction des polyphénols montrent que parmi les trois extraits, la racine représente le rendement le plus élevé 64%. L'analyse de ces extraits a révélé la richesse des extraits racine, feuilles et fleurs en composés phénoliques, ce qui confirme les résultats du dosage des polyphénols par la méthode de Folin-Ciocalteu, ou les teneurs sont respectivement 375, 88.67 et 69.79 mg EAG/g ES.

L'activité antioxydante a été évaluée par les tests DPPH. Les extraits de feuilles et racine sont les plus actifs comme des piègeurs des radicaux libres ou les IC₅₀ sont respectivement 3.16 et 3.30 µg/ml.

D'après les résultats obtenues on conclut que cette plante peut être considérée comme une importante source d'antioxydants naturel.

Mots clés : *Cynoglossum creticum*, *boraginaceae*, plantes médicinales, polyphénols, activités antioxydantes.

Liste des figures

Figure I.1. Carte de répartition en Europe et dans la région méditerranéenne (2018).....	3
Figure I.2. <i>Cynoglossum Creticum</i> sur le terrain (photo originale).....	5
Figure I.3. Morphologie de <i>C. Creticum</i>	5
Figure I.4. Feuilles de <i>cynoglossum creticum</i> (photo originale).....	6
Figure I.5. Fleur (A) et grains (B) du <i>C. Creticum</i> (photo originale).....	6
Figure I.6. Structure chimique du β – carotène.....	10
Figure I.7. Structure de L- Acide ascorbique	11
Figure I.8. Structure de la vitamine E	11
Figure I.9. Structure de base des flavonoïdes	14
Figure I.10. Structure des deux groupes de tanins	14
Figure II.1. Schéma récapitulatif des différentes étapes du travail.....	16
Figure II.2. Poudre de feuilles, fleurs et racine de <i>C. Creticum</i> (photo originale).....	17
Figure II.3. Réduction du radical libre DPPH en DPPHH.....	22
Figure III.1. Résultats de screening phytochimique des iridoïdes chez les trois parties de <i>C. creticum</i>	24
Figure III.2. Résultats de screening phytochimique des anthocyanes chez les trois parties de <i>C. creticum</i>	24
Figure III.3. Résultats de screening phytochimique des flavonoïdes chez les trois parties de <i>C. creticum</i>	25
Figure III.4. Résultats de screening phytochimique des saponosides chez les trois parties de <i>C. creticum</i>	25
Figure III.5. Résultats de screening phytochimique des coumarines chez les trois parties de <i>C. creticum</i>	25
Figure III.6. Résultats de screening phytochimique d'amidon chez les trois parties de <i>C. creticum</i>	25
Figure III.7. Résultats de screening phytochimique des tanins galliques chez les trois parties de <i>C. creticum</i>	25
Figure III.8. Résultats de screening phytochimique des tanins catéchiques chez les trois parties de <i>C. creticum</i>	25
Figure III.9. Rendement d'extraction de différentes parties de <i>C. Creticum</i>	26
Figure III.10. Courbe d'étalonnage pour le dosage des polyphénols totaux.....	27

Figure III.11. Pourcentage d'inhibition des extraits de la plante <i>C.Creticum</i> et du BHT.....	28
Figure III.12. IC ₅₀ des différents extraits de la plante de <i>C.creticum</i> et du BHT.....	29

Liste des tableaux

Tableau I.1. Position taxonomique de la <i>Cynoglossum Creticum</i>	4
Tableau I.2. Constituants phytochimiques et leurs structures.....	7
Tableau I.3. Dérivés de l'acide hydroxybenzoïques et hydroxycinnamiques.....	12
Tableau III.1. Screening phytochimique des parties de <i>C.Creticum</i>	23
Tableau III.2. Dosage des polyphénols totaux dans les différents extraits de <i>C.Creticum</i>	27

Liste des abréviations

BHT : Hydroxy-Toluene Butylé.

C.Creticum : *Cynoglossum Creticum Mill.*

DPPH : 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle.

EAG : Equivalent d'acide gallique.

ES : Extrait Sec.

HCl : Acide Chlorhydrique.

HPLC : Chromatographie Liquide à Haute Performance.

IC₅₀ : Concentration Inhibitrice de 50 % des radicaux libres.

Mg : Magnésium.

MS : Matière Sèche.

N : Normalité.

OH : Radical hydroxyle.

OMS : Organisation mondiale de santé.

pH : Potentiel hydrogène.

PS : Poids Sec.

Sommaire

Remerciements	
Résumé	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Liste des abréviations	

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

Chapitre I : Synthèse bibliographique

I.1. Généralité sur la <i>Cynoglossum Creticum Mill.</i>	3
I.1.1. Origine et répartition géographique	3
I.1.2. Nomenclature	3
I.1.3. Classification	4
I.1.4. Description botanique	5
I.1.5. Habitat	7
I.1.6. <i>Cynoglossum creticum</i> en Algérie	7
I.1.7. Constituants phytochimiques de <i>Cynoglossum creticum</i>	7
I.1.8. Propriétés et usages thérapeutiques	8
I.2. Antioxydants	8
I.2.1. Définition	9
I.2.2. Caractéristiques des antioxydants	9
I.2.3. Les type des systèmes de défenses antioxydants	9
I.2.3.1. Les caroténoïdes	9
I.2.3.2. L'acide ascorbique (vitamine C)	10
I.2.3.3. Vitamine E (α -tocophérol)	11
I.2.3.4. Les composés phénoliques	11
A. Acides phénoliques	12
B. Flavonoïdes	13
C. Tannins	14
D. Les alcaloïdes	15
I.2.4. Mécanisme d'action des antioxydants	15

Chapitre II : Partie expérimentale.

II.1.Matériel.....	16
II.1.1.Matériel biologique.....	16
II.1.2.Matériel non biologique.....	16
II.2.Méthode d'étude.....	16
II.3.Échantillonnage.....	17
II.3.1.Caractérisation phytochimique.....	17
II.4.Extraction et dosage des polyphénols.....	19
II.4.1.Extraction des polyphénols.....	19
II.4.2.Dosage des polyphénols totaux.....	20
II.5.Etude de l'activité antioxydante.....	21
II.5.1.Mesure de pouvoir de piégeage du radical DPPH.....	21

Chapitre III: Résultats et discussion.

III.1. Caractérisation phytochimiques.....	23
III.2. Rendement d'extraction.....	25
III.3.Dosage des polyphénols totaux.....	26
III.4.évaluation de l'activité antioxydante.....	28
Conclusion et perspectives.....	30



Introduction

Les plantes ont joué un rôle très important pour l'homme car elles peuvent synthétiser un grand nombre de molécules organiques complexes et ont généralement des activités biologiques potentielles. Elles forment des usines végétales magiques qui nous donnent la joie d'être guéri avec un geste thérapeutique (**Kouamé, 2012**).

L'usage populaire des plantes est toujours très important. Selon les données fournies par l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS), 80% de la population mondiale utilise des thérapies traditionnelles à base de plantes pour traiter ses problèmes de santé (**Novais et al., 2004**). Aujourd'hui, la phytothérapie de nouveau revienne au premier plan car l'efficacité du médicament diminue avec le temps, ce qui a incité les chercheurs à mener des recherches approfondies sur la composition chimique des métabolites secondaires des plantes et leurs effets thérapeutiques.

En raison de l'abondance de métabolites secondaires, certaines plantes peuvent constituer la principale source de médicaments. Ceux-ci font et restent l'objet d'études *in vitro* et *in vivo*, notamment l'étude de nouveaux constituants naturels tels que les composés phénoliques, les saponosides, les huiles essentielles et les alcaloïdes (**Khadri, 2009**).

Les données des plantes médicinales peuvent expliquer leurs effets thérapeutiques d'une part et peuvent confirmer leur utilisation en médecine traditionnelle d'autre part (**Toure, 2015**).

Dans le cadre de la valorisation de la flore algérienne, nous nous sommes intéressés à une espèce de la famille des borraginacées. La plante que nous choisissons est un genre de cynoglossum: *Cynoglossum Creticum Mill*. C'est une plante dans la région nord de l'Algérie, plus précisément Boumerdes, largement répandue dans le monde et plus précisément dans le bassin méditerranéen. Cette plante a un usage thérapeutique, elle est reconnue comme l'une des plantes médicinales spontanées.

En Algérie cette plante est méconnue ou peu connue par notre communauté, ce qui implique qu'aucune étude scientifique n'a été réalisée.

Dans ce travail, nous avons sélectionné cette plante de la famille des *boraginaceae* provenant de chez un particulier de la région de corso, wilaya de Boumerdes pour faire une étude phytochimique, un dosage des polyphénols totaux des différents extraits de feuilles, fleurs et

racines. Aussi nous avons étudié l'activité antioxydante, par méthode de piégeage du radical libre DPPH.

Pour la réalisation de ce travail, nous avons subdivisé ce manuscrit en trois parties :

- ✓ La première partie nous aborderons une synthèse bibliographique où nous apportons des données générales sur la *Cynoglossum Creticum*.
- ✓ La deuxième partie expérimentale nous exposons le matériel et les méthodes en expliquant la technique et le protocole adopté dans ce travail.
- ✓ Enfin la troisième partie est consacrée aux résultats et discussion suivis des perspectives pour la valorisation de ce travail et une conclusion générale.



Chapitre I:
Synthèse
bibliographique

I.1.Généralité sur la *Cynoglossum Creticum* Mill

I.1.1.Origine et répartition géographique

Cynoglossum creticum est largement réparti dans la région méditerranéenne (Afrique du Nord, Europe du Sud, Asie de l'Ouest) au nord du centre de la France et distribué dans toutes les régions italiennes (Selviet Sutorý, 2012). Elle est également bien établi en tant qu'introduction dans le sud de l'Amérique du Sud en Argentine et au Chili où il a été collecté pour la première fois en 1907(Ugarte *et al.*, 2011). En Australie, elle a été signalé pour la première fois en 1898 et est considéré comme une mauvaise herbe potentiellement nuisible, bien qu'elle continue d'être distribué localement dans le sud de la Nouvelle-Galles du Sud (Bowe et Yatskievych, 2016) .

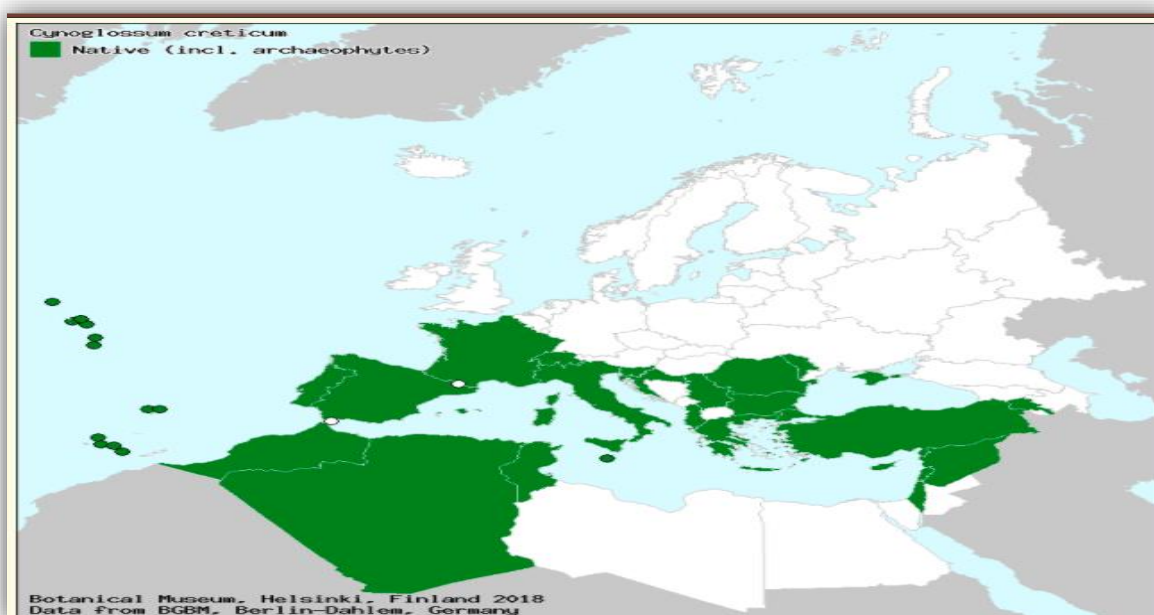


Figure I.1.Carte de répartition en Europe et dans la région méditerranéenne 2018(Mifsud, 2002)

- Distribution: Macaronésie, Afrique du Nord (Algérie, Maroc, Tunisie), l'Europe du Sud (y compris les îles méditerranéennes) au nord de la France et la Hongrie, l'est de l'Ukraine, la Turquie, l'Arménie, Palestine, le Liban, l'Iran et l'Irak. Introduit aux États-Unis (Arkansas, Missouri, Texas) (Mifsud, 2002).

I.1.2.Nomenclature

❖ Les synonymes de cette plante : *C.pictum* Aiton (1789), *C.siculum* Guss (1832) et *C.atlanticum* Murb(1922).

❖ **nom commun**

En Français: Langue de chien, Cynoglosse de Crète, Cynoglosse peinte.

En anglais: Blue houn d'stongue.

En Espagnol: Lengua de perro.

En Italien: Lingua-di-cane a fiori variegati (**Bowe et Yatskievych, 2016**).

❖ **Nom vernaculaire**

En arabe: Saboun el arais, Ouden el arnebe (**Anonyme, 2012**).

En kabyle : certains dits ‘‘Amzoghoqjon’’ (**Djemaa et Lamari, 2018**).

Et d'autres ‘‘Lekhyada’’ (**Lakel et Zermani, 2017**).

I.1.3. Classification

La position systématique de *C. creticum* est la suivante (**Barbier et Mathez, 1973**) :

Tableau I.1. Position taxonomique de la *Cynoglossum Creticum*

Classification générale	Classification du <i>Cynoglossum creticum</i>
Règne	Plantae
Division	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Ordre	Lamiales
Famille	Boraginaceae
Genre	Cynoglossum
Espèce	<i>Cynoglossum Creticum.</i>

I.1.4. Description botanique

C. creticum est une plante biannuelle de la famille de Boraginaceae. Cette plante peut atteindre jusqu'à 60 cm de hauteur.



Figure I.2. *C.Creticum* sur terrain (photo réel)

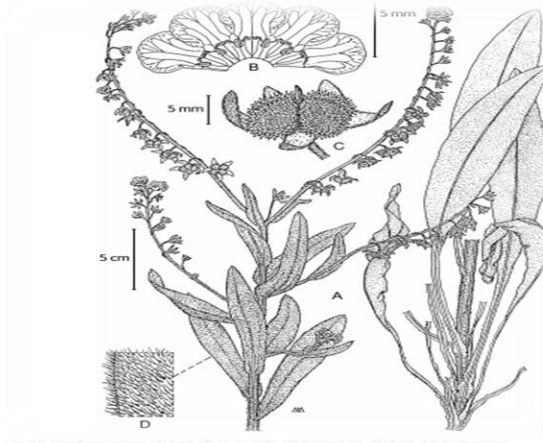


Figure I.3. Morphologie de *C.Creticum* (Selvi, 2012)

➤ Tige et feuilles

Ses tiges sont densément couvertes de poils fins. Elle a des feuilles vert foncé de 20 cm de long et 25-35 mm de large, couvertes de poils longs et épais. La base de la feuille est en forme de cœur et ferme la tige. Au cours de la première année de croissance, la plante forme une rosette, suivie d'une ou plusieurs tiges florales hautes au cours de la deuxième saison de croissance (Ben Hadouche et Siad, 2017).



Figure I.4. Feuilles du *C.Creticum* (photo originale)

➤ **Fleur**

La floraison se fait de la mi-mars à fin Avril (**Bowe et Yatskievych, 2016**). Le tube de la fleur mesure 10-11 mm de long, rose à bleu, avec des veines glabres profondes et des étamines qui se développent à partir de la base du tube. Chaque fleur produit quatre "akènes" ou petites noix, qui pendent ou se barbouillent à maturité. Les graines sont ovales, de 6 à 8 mm de long et la surface externe est couverte d'épines (**Ben Hadouche et Siad, 2017**).



Figure I.5. Fleur(A) et grains (B) du *C.Creticum* (photo originale)

I.1.5. Habitat

La *Cynoglossum Creticum* pousse dans les prairies, les garrigues et les steppes arides, lieux incultes, broussailles, et bords de chemins (Natacha, 2012).

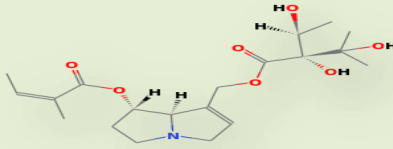
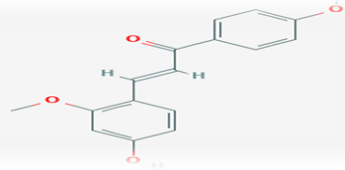
I.1.6. *Cynoglossum creticum* en Algérie

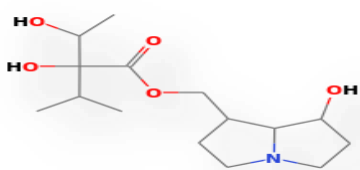
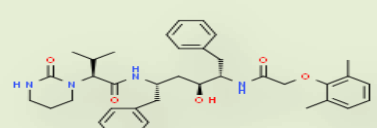
La Cynoglosse de Crète est une espèce plus répandue dans les zones méditerranéennes, très commune dans le Tell algérien et se trouve rarement ailleurs. Elle se rencontre sur les sommets arides, dans les lieux incultes et au bord des chemins (Anonyme, 2012).

I.1.7. Constituants phytochimiques de *Cynoglossum creticum*

D'après la littérature, l'étude des parties de *Cynoglossum creticum* indique la présence de 13 alcaloïdes sous forme de 3'-acétyl rendérine, 3'-acétyléchinatine, héliosupin, 3'-acétyl héliosupin, 7 Angeloylheliotridine, Rinderine, Supinine, 7- seneciolyheliotridine, échinatine dont quatre sont à base d'identification comme Trachelanthamine, isomère de trachelanthamine, 7 α -Angeloyl-1-chlorométhyl-1,2- déhydropyrrzolidine, 7-angéloyl-9-méthyl butyrylehéliotridine (Joshi, 2016).

Tableau I.2. Constituants phytochimiques et leurs structures

Constituants phytochimiques	Structures chimiques
Heliosupine	
Echinatine	

<p>Rinderine</p>	
<p>3'-Acetyl heliosupine, 7α-Angeloyl-1-chloromethyl-1,2-dehydropyrrolozolidine</p>	

I.1.8. Propriétés et usages thérapeutiques

La *Cynoglossum creticum* aurait des propriétés narcotiques (**Anonyme, 2012**).

Chaque partie de la plante a une large utilisation en médecine traditionnelle :

- ❖ Les feuilles de *C.creticum* traitent les infections pulmonaires et la tuberculose.
- ❖ La racine a également des effets anti diarrhéiques (**Boukerika et al., 2019**). La racine à une autre fonction, elle peut être utilisée pour hydrater les brûlures (**Tiwari, 2008**).

Le cataplasme de feuilles et la décoction de racines pour soulager les douleurs articulaires et les brûlures (**Attard et Pacioni, 2012**).

Cette plante est traditionnellement utilisé comme remède contre le rhume de la tête et d'autres maladies inflammatoires des voies respiratoires supérieures, telles que la toux, la laryngite, l'inflammation de la gorge, contre les furoncles purulents et les plaies courantes (**Menghini et al., 2019**).

I.2. Les Antioxydants

Les cellules possèdent des mécanismes de défense endogènes enzymatiques et non enzymatiques qui, de manière générale, suffisent à renverser le stress oxydant, résultant du métabolisme aérobie, appelés « antioxydants » (**Serafiniet al, 2000**).

I.2.1. Définition

Le mot « antioxydant » a été formulé comme « une substance qui en faibles concentrations, en présence du substrat oxydable, ralentit ou empêche significativement l'oxydation des substrats matériels (Abudunia, 2018). D'une manière générale Vansant définit les antioxydants comme substances capables de neutraliser ou de réduire les dommages causés par les radicaux libres dans l'organisme et aussi il dit que ces antioxydants sont des composés qui réagissent avec les radicaux libres et les rendent ainsi inoffensifs (Vansant, 2004).

Les antioxydants sont des molécules capables de combattre les radicaux libres à l'origine de nombreuses maladies. Les antioxydants sont des composés qui inhibent ou retardent l'oxydation en empêchant le déclenchement ou la propagation de réactions oxydatives (Koudou, 2009).

I.2.2. Caractéristiques des antioxydants

Un composé est considéré comme un antioxydant in vivo, lorsqu'il revendique les propriétés suivantes (Saker, 2012).

- ✓ Il doit réagir avec des métabolites réactifs de l'oxygène qui sont biotaxiques.
- ✓ Le produit de la réaction de l'antioxydant avec l'oxydant ne doit pas être plus toxique pour l'organisme que le métabolite éliminé.
- ✓ L'antioxydant potentiel doit être présent dans l'organisme en concentration suffisante.
- ✓ La demi-vie de l'antioxydant doit être suffisamment longue pour réagir avec l'oxydant.

I.2.3. Les type des systèmes de défenses antioxydants

Selon l'origine, l'organisme possède des systèmes de défense efficaces de deux types: les antioxydants enzymatiques endogènes (catalase, peroxydase dismutase, glutathion peroxydase) et les antioxydants non enzymatiques exogènes (les vitamines A, E et C, caroténoïdes et les polyphénols) (Goudable et Favier, 1997).

I.2.3.1. Les caroténoïdes

Environ 700 caroténoïdes sont isolés à partir de produits naturels (Britton *et al.*, 2008). En Naturel, plus de 600 caroténoïdes liposolubles ayant une activité antioxydante. Ces composés colorés jouent une multitude de fonctions dans le métabolisme.

Des plantes, notamment en étant inclus dans la tolérance au stress oxydant, mais aussi dans la couleur des fleurs et des fruits (Sieferman-Harms, 1987).

Ces pigments liposolubles (principalement β -carotènes) ayant trois fonctions majeures dans les plantes. Ils récoltent la lumière à des longueurs d'onde (entre 400 et 550 nm) et transfèrent cette énergie à la chlorophylle. Ils ont des rôles fonctionnels pour la stabilisation des photosystèmes. Enfin, ils ont une fonction antioxydante qui protège l'appareil photosynthétique et piègeage d'oxygène singlet (Marok, 2014).

Les caroténoïdes sont également considérés comme antioxydants puissants (Phan, 2014). Ils agissent efficacement contre les espèces réactives de l'oxygène telles que l'oxygène singulier, de même que des agents de rupture de chaîne radicalaires (Hix *et al.*, 2004).

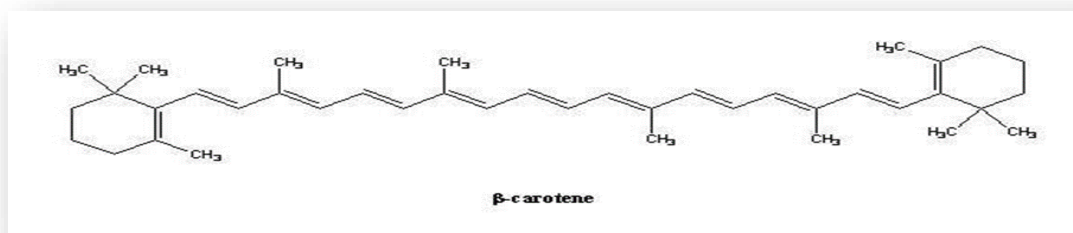


Figure I.6. Structure chimique du β – carotène (Rodriguez, 2001)

I.2.3.2. L'acide ascorbique (vitamine C)

L'acide ascorbique est un composé organique hydrosoluble. Elle est considérée comme l'antioxydant le plus répandu dans les plantes (Smirnoff, 2000). Cette vitamine peut inhiber les processus d'oxydation et les radicaux libres grâce à leur effet antioxydant (Guillouty, 2016).

La vitamine C grâce à ses propriétés antioxydantes joue des rôles importants ; elle ayant la capacité de réagir directement avec les espèces réactives oxygénées et azotées ; De réduire l'anion superoxyde en forme acide ou basique et limiter la peroxydation lipidique en réagissant avec les radicaux peroxyde (Sekli-Belaidi, 2011). Ainsi que La vitamine C peut recycler l' α -tocophérol pour aider à prévenir l'oxydation des lipides (Vertuaniet *al.*, 2004).

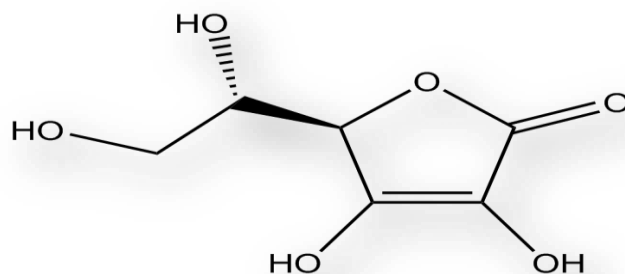


Figure I.7. Structure de L- Acide ascorbique (**Kucharski et Zajac, 2009**)

I.2.3.3. Vitamine E (α -tocophérol)

La vitamine E est un antioxydant liposoluble retrouvés principalement dans le corps et dans les plantes (**Herrera et Barbas, 2001**). En tant qu'antioxydant, elle fournit un rôle de protection en empêchant la peroxydation des lipides membranaires en capturant les radicaux peroxydes (**Daddouh, 2016**).

Ainsi que l' α -tocophérol fixe les radicaux superoxydes, les radicaux hydroxyles, de même que l'oxygène singulet (**Gardès-Albert et al., 2003**).

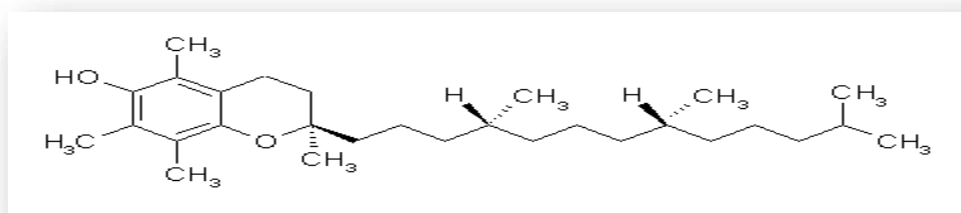


Figure I.8. Structure de la vitamine E (**Evans et al., 2002**)

I.2.3.4. Les composés phénoliques

Les plantes se défendent contre les agressions de l'environnements telles que: les microorganismes pathogènes, par de multiples mécanismes de défense liés à des composés phénoliques spécifiques (**Clériveret al., 1996**).

Environ 8000 de composés naturels de cette famille; ayant un ou des noyaux benzéniques portant au moins un groupement hydroxyle (Stalikas, 2007).

En fonction du nombre d'unités phénoliques présentes, on les classe comme composés phénoliques simples et polyphénols (Koné, 2009). Généralement, on distingue différents groupes de composés phénoliques ; on y trouve les acides phénoliques, les flavonoïdes, les stilbénoides, les tanins et lignines (Macheix *et al.*, 2005).

A. Acides phénoliques

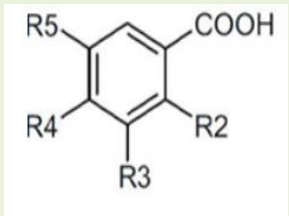
Les acides phénoliques sont des molécules possédant au moins une fonction acide carboxylique et un hydroxyle phénolique (Ignat *et al.*, 2011). Ces acides sont identifiés par deux sous-classes: les acides hydroxybenzoïques et les acides hydroxycinnamiques (Thériault, 2004).

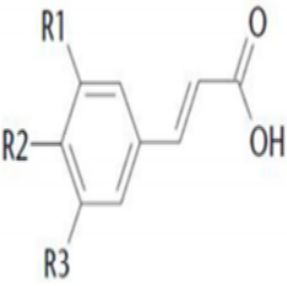
- ❖ Les acides hydroxybenzoïques : Ce sont des dérivés de l'acide benzoïque. Le groupe (C6-C1) fournit une structure commune à tous ces dérivés. L'acide hydroxybenzoïque existe généralement sous forme d'ester ou glycoside (Bellebcir, 2008).
- ❖ les acides hydroxycinnamiques : Ils présentent une structure basique (C6-C3) dérivée de celle de l'acide cinnamique (El Darra, 2013).

Chez les végétaux, ces acides phénoliques se trouvent sous deux formes: libre ou liée à d'autres molécules organiques (Talbi, 2015).

Exemples de dérivés de l'acide hydroxybenzoïque et hydroxycinnamique présentés dans le tableau 03.

Tableau I.3. Dérivés de l'acide hydroxybenzoïque et hydroxycinnamique (Laguerre *et al.*, 2007)

Classes	Formules	Exemples			
		R2	R3	R4	
Acides hydroxybenzoïques		OCH ₃	OH	H	Acide vanillique
		OH	OH	OH	Acide gallique
		H	H	OH	Acide gentsique

Acides hydroxycinnamiques		R1	R2	R3	
		OH	OH	H	Acide caféique
		OCH ₃	OH	OCH ₃	Acide sinapique
		OCH ₃	OH	H	Acide férulique

L'acide-phénol est caractérisé par des propriétés antioxydantes et de piégeage de radicaux libres.

B. Flavonoïdes

Les flavonoïdes sont le plus grand groupe de composés phénoliques des végétaux (**Balasundram *et al.*, 2006**). Ils sont reconnus comme des pigments qui ont une fonction de la coloration des plantes (**Atanasova et Ribarova, 2010**).

Ces composés sont des dérivés benzo- γ -pyrane dont la structure de base se compose de 15 atomes de carbone (C6-C3-C6) formés de deux cycles aromatiques qui sont étiquetés A et B liés par un hétérocycle oxygéné indiqué par la lettre C (Fig. 09) (**Kumar et Pandey, 2013 ; Pietta, 2000**).

Sur la base du degré d'oxydation et de saturation présent dans le cycle C hétérocyclique, les flavonoïdes peuvent être répartis dans des groupes, dont les principaux sont : les flavanones, les flavonols, les flavan-3-ols, les flavones, les isoflavones et les anthocyanidines (**Marais, 2006**).

Les flavonoïdes peuvent être sous forme hétérosides (portant un ou plusieurs résidus osidiques) (**Ghedira, 2005**).

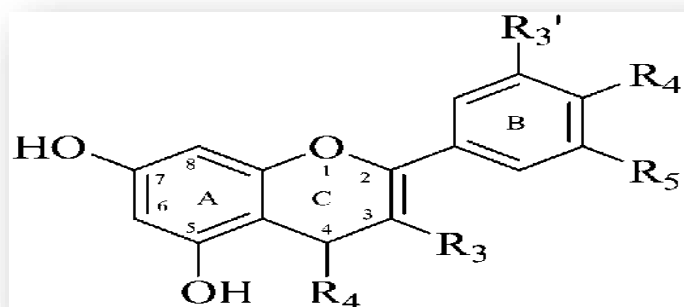


Figure I.9. Structure de base des flavonoïdes (Di Carlo, 1999)

C. Tannins

Ce sont des composés phénoliques de poids moléculaire relativement élevé compris entre 500 et 3000 daltons (Doat, 1978). Les tannins existent dans les différentes parties de la plante (feuilles, écorces, fleurs et racines) et on distingue habituellement deux grands groupes basés sur des différents structures chimiques: tanins hydrolysables (pyrogalliques) et tanins condensés (catéchiques) (Doat, 1978).

Les tannins ayant la propriété commune de tanner la peau et joue un rôle anti-inflammatoire dans les cas de brûlures (Dakiche, 2017).

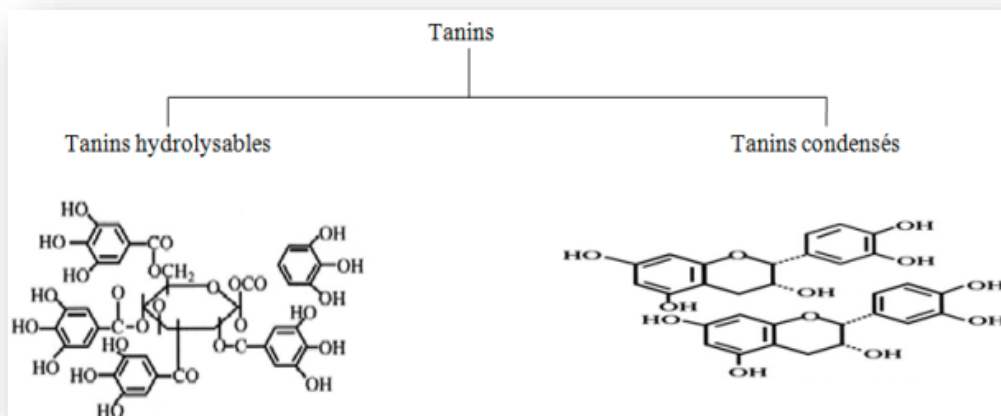


Figure I.10. Structure des deux groupes de tanins (Cowan, 1999)

D. Les alcaloïdes

Les alcaloïdes sont un groupe hétérogène dont la structure, les propriétés chimiques et les effets biologiques ne permettent pas d'en donner une définition satisfaisante. Il représente les principes actifs de nombreuses plantes médicinales ou vénéneuses parfois connues depuis l'Antiquité.

Les alcaloïdes ont un rôle important dans la découverte des médicaments chimiques. Leur propriété ne les empêche pas d'être encore d'actualité en thérapeutique et de constituer d'importants réactifs biologiques et des molécules bioactives.

I.2.4. Mécanisme d'action des antioxydants

Les mécanismes d'intervention des antioxydants sont variés, y compris la capture d'oxygène état singlet, l'inactivation des radicaux par réaction d'addition covalente, la réduction de radicaux ou de peroxydes, la complexations d'ions et de métaux de transition (**Diallo, 2005**).

Les antioxydants agissent selon différents modes :

- Le transfert d'atome d'hydrogène, ou celui-ci réagit avec les radicaux peroxydes ROO° qui sont alors stabilisés sous forme d'hydro peroxydes (ROOH) selon les réactions suivantes : $\text{ROO}^\circ + \text{AH} \longrightarrow \text{ROOH} + \text{A}^\circ$
- Le transfert d'électrons, autre mécanisme réactionnel dans lequel un radical cation est d'abord formé. Ils s'en suit une déprotonation rapide et réversible en solution.



*Chapitre II : Partie
expérimentale*

Ce travail est réalisé au niveau du laboratoire pédagogique du département de Biologie Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Université M'Hamed Bougara- Boumerdes. Notre étude est basée sur le dosage des composés phénoliques et l'évaluation de l'activité antioxydante de trois parties de la plante médicinale *Cynoglossum creticum Mill.*

II.1. Matériel

II.1.1. Matériel biologique

L'étude phytochimique a nécessité un matériel représenté par diverses parties de *C.creticum Mill* (racine, feuilles et fleurs) qui ont été nettoyées et utilisées pour la préparation des extraits.

II.1.2. Matériel non biologique

Le matériel non biologique utilisé pour la réalisation de l'expérience de notre étude est composé de verreries, d'équipements d'appareils, Il comprend aussi un ensemble de réactifs et de produits chimiques.

II.2. Méthodes d'étude

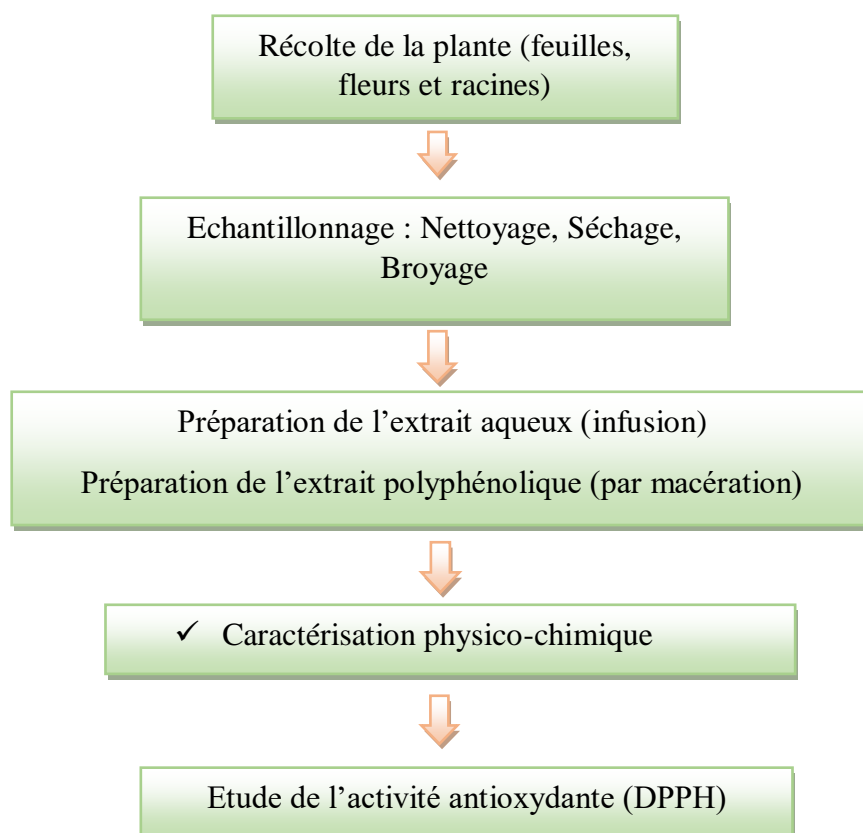


Figure II.1. Schéma récapitulatif des différentes étapes du travail.

II.3. Echantillonnage

Après récupération de la plante de la région de Corso wilaya de Boumerdes en mars 2021, l'identification a été faite par l'ingénieur de l'Herbie de l'Institut national agronomique (INA). Les racines, les fleurs et les feuilles ont été bien nettoyées et séchées naturellement à l'ombre dans un endroit sec et aéré durant 10 jours. Après séchage, le matériel végétal a été finement broyé jusqu'à l'obtention d'une poudre afin de procéder à l'extraction. Par la suite, la poudre obtenue a été conservée dans des flacons fermés, à l'abri de l'humidité et de la lumière jusqu'au moment d'utilisation.



Figure II.2. Poudre de feuilles, fleurs et racine de *C. Creticum* (photo originale).

II.3.1. Caractérisation phytochimiques

Le test phytochimique réalisé sur la plante de *Cynoglossum creticum* est un test qualitatif qui permet de mettre en évidence les substances bioactives (les métabolites primaire et secondaire) de cette plante basée sur des réactions de coloration et/ou de précipitation. Ces tests s'effectuent soit sur la poudre de la plante soit sur son infusé à 5%. Les méthodes d'identification utilisées dérivent de celle décrites par **Paris et Nothis (1978)**.

- **Préparation de l'infusé à 5%**

5g de poudre végétale ont été mélangés avec 100 ml d'eau distillée bouillante. Le mélange est filtré après 15 à 20 min. puis on ajuste à 100 ml d'eau distillée pour préparer l'infusé à 5 % des racines, feuille et fleurs de *C. Creticum*.

- **Identification des tanins totaux**

Quelques gouttes de la solution de Chlorure ferrique (FeCl_3) à 5% est ajouté à un volume de 5 ml de chaque infusé. La couleur vire au bleu noir en présence des tannins totaux.

- **Identification des tanins galliques**

A 5 ml d'infusé, on ajoute 2g d'acétate de sodium et quelques gouttes de FeCl_3 . La coloration bleue foncé indiqué la présence des tanins galliques.

- **Identification des tanins catéchiqes**

Pour 15 ml de l'infusé, on ajoute 7 ml de réactif de Stiansy. La réaction positive donne une coloration rouge.

- **Identification des glucosides**

On ajoute quelque goutte de l'acide sulfurique (H_2SO_4) à 2g de la poudre végétale. La présence des glucosides se manifeste par l'apparition d'une coloration rouge brique.

- **Identification des coumarines**

2g de poudre végétale et 20 ml d'alcool éthylique sont laissés bouillir à reflux pendant 15 min puis filtrer. On ajoute 5 gouttes d'hydroxyde de potassium (KOH) 10% et quelques gouttes d'acide chlorhydrique (HCl) 10% au filtrat obtenue. La présence des coumarines donne la formation des troubles.

- **Identification des sénosides**

On introduit respectivement 2,5g de poudre végétale, 50 ml d'eau distillée et 2 ml d'HCl concentré. Le mélange obtenu est chauffé au bain Marie pendant 15 min. Après refroidissement le mélange est agité avec 40 ml d'éther qui sera par la suite séparé, séché avec le sulfate de sodium anhydre et évaporé à siccité. Au résidu refroidi sont ajoutés 5 ml d'ammoniaque 50% générant une coloration jaune ou orange. L'apparition d'une couleur violette indique la présence des sénosides après chauffage de la solution au bain Marie pendant 2 min.

- **Identification des anthocyanes**

Quelque goutte d'acide chlorhydrique (HCl) à 1 ml d'infusé, une coloration rouge indique la présence d'anthocyanes.

- **Identification des alcaloïdes**

5 g de poudre végétale sont humecté avec l'ammoniaque 50% ensuite pendant 24 heures macérés dans 50 ml du mélange éther/chloroforme (3 volumes/1 volumes). Le filtrat récupéré est épuisé par HCl 2N, et enfin on ajoute quelques gouttes de réactif de Dragendroff. La présence d'alcaloïdes se manifeste par l'apparition d'une coloration rouge.

- **Identification des flavonoïdes**

On mélange 5 ml d'infusé, 5 ml d'HCl, 1 ml d'alcool iso-amylque et un coupon de zinc. La coloration rouge orangé indique la présence des flavonoïdes.

- **Identification du mucilage**

1 ml d'infusé est ajouté à 5 ml d'éthanol absolu, le mélange est laissé 10 min. L'apparition d'un précipité floconneux indique la présence du mucilage.

- **Identification de l'amidon**

Dans un bain Marie, chauffé 5 ml de l'extrait aqueux avec 10 ml d'une solution de NaCl saturée jusqu'à l'ébullition. Puis on ajouter la solution d'amidon. La présence d'amidon se manifeste par l'apparition d'une coloration bleue violacée.

- **Identification des quinones libres**

2g de poudre sont humectés par 2 ml d'HCl et 20 ml de chloroforme. Après 3 heures, le mélange est filtré puis agité en présence de 5 ml d'ammoniaque 50%. La présence des quinones libres donne une coloration rouge.

- **Identification des iridoïdes**

2 ml d'infusé sont chauffés en présence de quelques gouttes d'HCl concentré. La présence des iridoïdes donne une coloration bleue.

- **Identification des saponosides**

Quelques gouttes d'acétate de plomb sont ajoutées à 2 ml d'infusé. La présence des saponosides se lit sur la formation d'un précipité blanc.

II.4. Extraction et dosage des polyphénols

II.4.1. Extraction des polyphénols

L'extraction des polyphénols a été effectuée en utilisant la méthode décrite par **Mahmoudi *et al.* (2013)**. C'est une extraction solide-liquide. Il s'agit d'une opération de

séparation qui consiste à extraire un constituant solide d'une matrice qui en comporte plusieurs, en les transformant sélectivement vers une phase liquide (**Mahmoudi *et al.*, 2013**). Le solvant utilisé dans ce travail est le méthanol 60%.

- **Mode opératoire**

L'extraction des composés phénoliques par macération consiste à mélanger 0.1g de la poudre des feuilles / fleurs / racines avec 20 ml de l'eau distillé, ensuite le mélange est mit sous agitation magnétique pendant 1 heure. L'extrait est récupéré et filtré. Puis l'évaporation de l'extrait à 37°C pendant 24 heures se fait dans une étuve, les résidus sont récupérés par 5 ml de l'eau distillée.

- **Calcul du rendement de l'extraction**

Le rendement d'extraction est calculé en pourcentage du rapport de la masse de l'extrait obtenu sur la masse totale de la poudre végétale utilisée dans l'extraction selon la formule suivante :

$$R\% = (m - m_0) \times 100 / m_T$$

Avec :

m : La masse du ballon après extraction ;

m₀ : La masse du ballon vide (avant l'extraction) ;

(m-m₀) : La masse de l'extrait sec ;

m_T : La masse totale de poudre végétale utilisée dans l'extraction.

II.4.2. Dosage des polyphénols totaux

- **Détermination de la teneur en polyphénols**

La quantification des polyphénols totaux est effectuée par un spectrophotomètre « Optizen 2120/U », en utilisant le réactif colorimétrique Folin-Ciocalteu selon la méthode citée par **Wong *et al.* (2006)**.

- **Principe**

Le principe de cette méthode est basé sur l'oxydation des composés phénoliques par ce réactif, dans une solution alcaline. Le réactif est constitué par un mélange d'acide phosphotungstique (H₃PW₁₂O₄₀) et d'acide phosphomolybdique (H₃PMO₁₂O₄₀) (réactif de

Folin). Il est réduit, lors de l'oxydation des phénols, en un mélange d'oxydes bleus de tungstène (W_8O_{23}) et de molybdène (MO_8O_{23}). La coloration produite est proportionnelle à la quantité de polyphénols présente dans les extraits végétaux (**Boizot et Charpentier, 2006**).

- **Mode opératoire**

Une quantité de 0.5ml de chaque échantillon est prélevée dans des tubes à essai, 1ml du réactif de Folin-Ciocalteu (dilué 10 fois) est ajouté, après 3 à 5 min d'incubation, 1ml de carbonate de sodium à 20% est additionné. L'ensemble est bien mélangé et incubé pendant une heure à température ambiante et à l'abri de la lumière. L'absorbance de l'extrait est mesurée à 760 nm contre un blanc. Le blanc est représenté par 0,5 ml d'éthanol additionné à 1 ml du Folin-Ciocalteu et 1ml de bicarbonate de sodium 20%.

- **Expression des résultats**

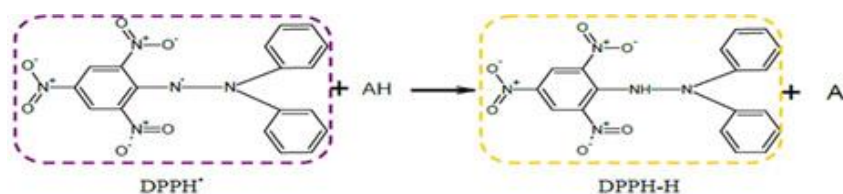
La quantification de polyphénols totaux a été déterminée à partir d'une courbe d'étalonnage linéaire établie avec des concentrations précises de l'extrait d'étalon « acide gallique », dans les mêmes conditions que l'échantillon. Les résultats sont exprimés en mg d'équivalent acide gallique par 100g de poudre végétale.

II.5. Etude de l'activité antioxydante

La capacité antioxydante des extraits de plante est largement dépendante de la composition de ces extraits ainsi que les conditions de manipulation des tests in vitro. L'activité antioxydante des extraits peut être déterminée avec précision et rapidement à l'aide du test le 2,2-diphényl-1-picryl-hydrazyl (DPPH).

II.5.1. Mesure de pouvoir de piégeage du radical libre DPPH

L'évaluation de l'effet antioxydant est réalisée par le test de piégeage du radical libre DPPH, en adoptant la méthode décrite par **Sanchez *et al.* (1998)**. Cette étude est basée sur le piégeage du radical libre stable DPPH par une molécule anti-radicalaire, ce qui entraîne sa décoloration (**Molyneux, 2004**).



Ou AH est un composé antioxydant capable de céder un H⁺ au radical DPPH.

Figure II.3. Réduction du radical libre DPPH en DPPHH (Molyneux, 2004)

Selon le protocole décrit par **Sanchez-Moreno (2004)**, la solution de DPPH est préparée par la solubilisation de 2.4 mg de DPPH dans 100 ml de méthanol. La solution mère est préparée par l'ajout de 1 mg d'extrait à 1 ml de méthanol donnant une concentration de 1 mg/ml. A partir de cette solution, les dilutions suivantes sont préparées: 0.1 mg/ml. 0.2mg/ml. 0.4mg/ml.0.6mg/ml. 0.8mg/ml. 1 mg/ml. 25µl de chaque solution d'extrait sont ajoutés à 975µl de la solution méthanoïque de DPPH, le mélange est laissé à l'obscurité pendant 30min. Le BHT est utilisé comme témoin positif dans cette expérience dans les mêmes conditions. La lecture des absorbances est effectuée à 517 nm.

- **Expression des résultats**

Les résultats sont exprimés en pourcentage d'inhibition du radical DPPH par l'antioxydant, calculés suite à la diminution de l'intensité de la coloration du mélange, selon la formule accordée à **Yen et Duth (1994) ; Rahal (2012)** :

$$I\% = \frac{A_0 - A_i}{A_0} \times 100$$

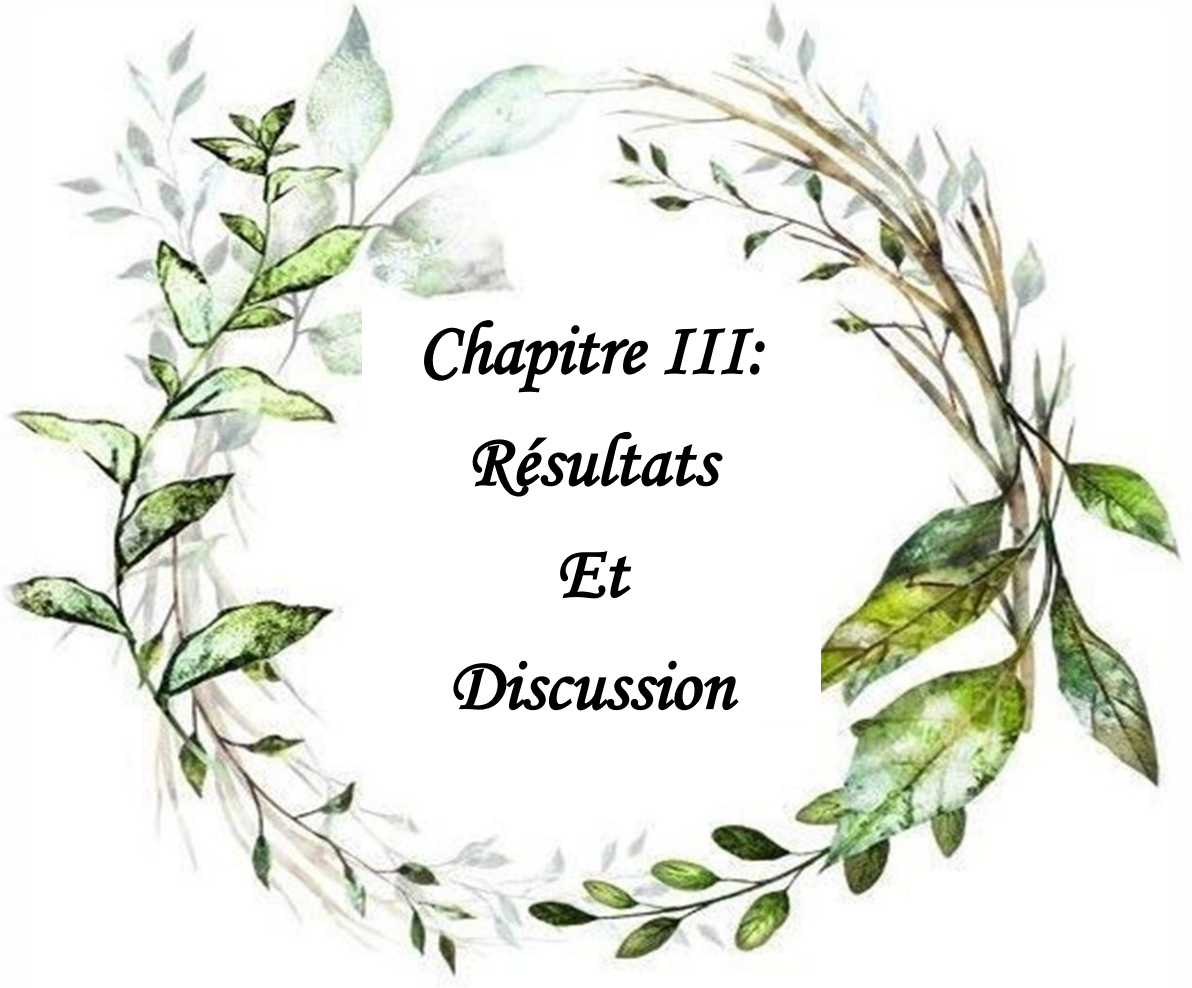
Avec :

A₀ : Absorbance moyenne du radical seul ;

A_i : Absorbance du radical libre en présence d'antioxydant après trente minutes de contact ;

I% : pourcentage d'inhibition.

IC₅₀ (concentration inhibitrice de 50%), aussi appelée EC₅₀ (Efficient concentration 50), est la concentration de l'échantillon testé nécessaire pour réduire 50% de radical DPPH. Les IC₅₀ sont calculées graphiquement en représentant les pourcentages d'inhibition en fonction des concentrations des extraits testées.



Chapitre III:
Résultats
Et
Discussion

III.1. Caractérisation phytochimique

L'étude phytochimique est basée sur la réaction colorée ou la précipitation des réactifs chimiques spécifiques qui ont été réalisés sur les extraits des trois parties de la plante étudiée.

Le screening phytochimique des feuilles, fleurs et racines de *C. creticum* a permis de mettre en évidence la présence ou l'absence des différents groupes chimiques représentés dans le tableau III.1.

Tableau III.1. Screening phytochimique des parties de *C. Creticum*

Parties		Feuilles	fleurs	racines
Groupe chimique				
Flavonoïdes		++	++	+
Saponosides		-	+	-
Tanins	Totaux	+++	++	+++
	Galliques	+++	++	+++
	Catéchiques	+++	++	+++
Anthocyanes		+	+	-
Mucilage		+	+	+
L'amidon		-	-	-
Iridoïdes		-	-	-
Glucosides		-	-	+
Coumarines		-	-	-
Alcaloïdes		++	+	++
Quinones libres		-	-	-
Sénosides		/	/	/
(+) test positif : (+) faible présence. (++) présence moyenne, (+++) fort présence. (-) test négatif : l'absence de groupe chimique. (/) test pas fait.				

Les tests du screening phytochimiques illustrés dans le tableau III.1 et représentés par les figures (III .1, III.2, III.3, III.4, III.5, III.6, III.7, III.8), font ressortir les résultats suivants :

- La présence des tanins totaux, galliques en fort quantité au niveau des feuilles et racines et les tanins catéchhiques sont présents en moyenne quantité au niveau des fleurs.
- La présence des flavonoïdes et des anthocyanes au niveau des feuilles et fleurs.
- La présence de mucilages en faible quantité au niveau de toutes les parties de la plante.

Ainsi, la présence des glucosides au niveau des racines et des saponosides au niveau des fleurs.

- L'absence des quinones libres, coumarines, l'amidon et les iridoïdes au niveau de toutes les parties.
- Les alcaloïdes sont présents au niveau de feuilles et racines en moyenne quantité.

Concernant les alcaloïdes ; Selon notre recherche bibliographique, aucun ouvrage publié dans ce domaine n'a été trouvé à l'exception de deux articles qui parlent sur les types des alcaloïdes de cette espèce " les alcaloïdes pyrrolizidiniques" (El Sahzly et Wink, 1996 ; Joshi *et al.*, 2016). Aussi des travaux ont été effectués en 2017 par Oghi Ben Hadouche et Siad ont indiqué que, l'analyse phytochimique des feuilles et racines de la *C.Creticum* a révélé la présence des alcaloïdes.

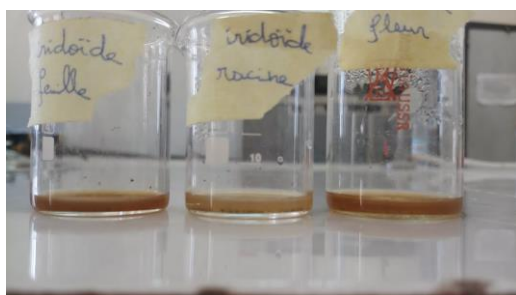


Figure III.1. Résultats de screening phytochimique des iridoïdes chez les trois parties de *C.creticum*.

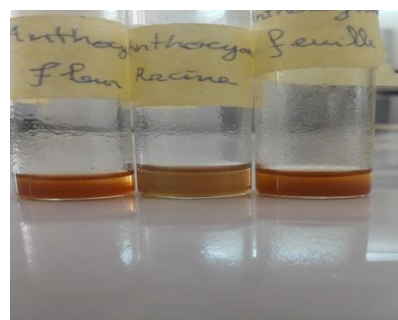


Figure III.2. Résultats de screening phytochimique des anthocyanes chez les trois parties de *C.creticum*.

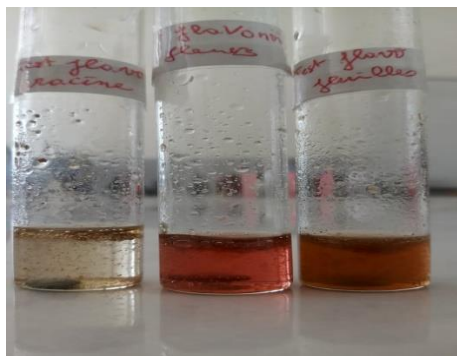


Figure III.3. Résultats de screening phytochimique des flavonoïdes chez les trois parties de *C.creticum*.

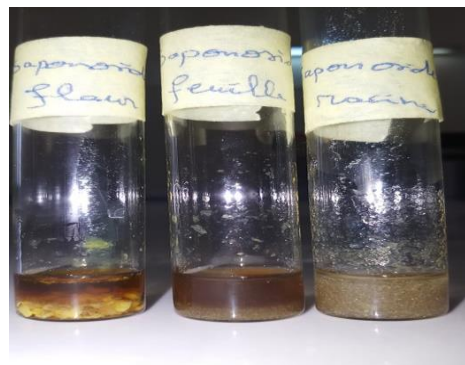


Figure III.4. Résultats de screening phytochimique des saponosides chez les trois parties de *C.creticum*.



Figure III.5. Résultats de screening phytochimique des coumarines chez les trois parties de *C.creticum*.



Figure III.6. Résultats de screening phytochimique d'amidon chez les trois parties de *C.creticum*.



Figure III.7. Résultats de screening phytochimique des tanins galliques chez les trois parties de *C.creticum*.

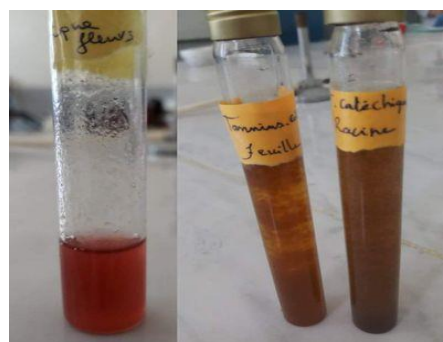


Figure III.8. Résultats de screening phytochimique des tanins catéchiques chez les trois parties de *C.creticum*.

III.2. Rendement d'extraction en %

L'extraction des feuilles, fleurs et racines de la plante de *Cynoglossum creticum* a été réalisée par infusion. Après extraction et élimination de toute trace d'eau, le rendement est calculé et les résultats sont présentés dans la figure III.9.

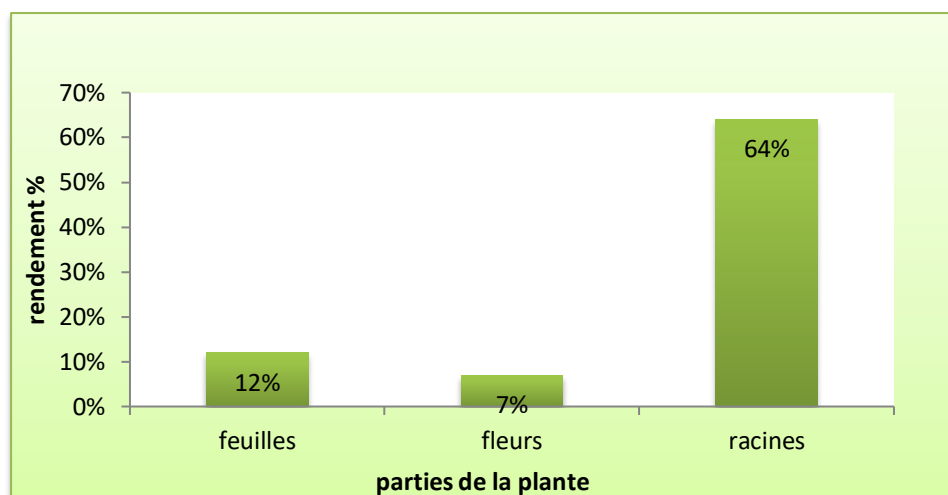


Figure III.9. Rendement d'extraction de différentes parties de *C. creticum*

Les résultats obtenus montrent que parmi les trois extraits des trois parties de la plante, l'extrait de racines représente le rendement le plus élevé soit de 64%, suivi par l'extrait des feuilles 12%, alors que l'extrait de fleurs possède le rendement le plus bas 7%. Puisque les conditions qui affecte le rendement d'extraction de la plante sont les mêmes pour les trois parties étudiée, on déduit que cette différence est induite par les compositions des feuilles, fleurs et racines de la plante utilisée.

Le rendement d'extraction de feuilles de *C. creticum* reste inférieur à celui rapporté par **Boukerika et al. (2019)**, qui ont travaillé sur les feuilles de cette plante et qui ont trouvé des rendements de 14.2%.

Cette variabilité dans les valeurs des rendements d'extraction est due d'une manière générale, à des facteurs qui peuvent influencer l'efficacité de l'extraction à côté de la méthode d'extraction (pH du milieu d'extraction, température, temps d'extraction et la distribution géographique) (**Do et al., 2014**).

III.3. Dosage des poly phénols totaux

Les résultats obtenus pour le dosage des polyphénols sont exprimés en mg équivalent d'acide gallique/g de la poudre, en utilisant l'équation de la régression linéaire de la courbe d'étalonnage de l'acide gallique (fig. III.10).

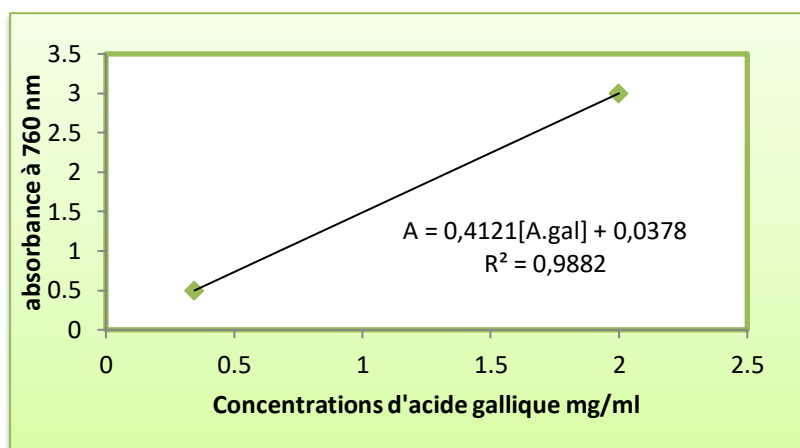


Figure III.10. Courbe d'étalonnage pour le dosage des polyphénols totaux

Les résultats de dosage des polyphénols sont représentés dans le tableau III.2.

Tableau III.2. Dosage des polyphénols totaux dans les différents extraits de *C.Creticum*.

Extrait aqueux	Polyphénols totaux (mg EGA/g d'extrait sec)
Feuille	88.67
Fleur	69.79
Racine	375

En effet en fonction de la partie de la plante, les racines des *C.Creticum* donnent les teneurs les plus élevées en polyphénols (375 mg EAG/g d'extrait sec) suivi par les feuilles et les fleurs avec des valeurs de l'ordre de 88.67 et 69.79 mg EAG/g ES respectivement.

En comparaison avec les résultats de **Bensaid et al. (2017)** qui travail sur la plante de *C. cheirifolium*(famille borraginacées). Les quantités de polyphénols totaux observées dans les extraits de feuilles sont de l'ordre de 134.93 mg EAG/g PS et 84.20 mg EAG/g PS pour les fleurs. Ces valeurs sont nettement supérieures à celles que nous avons trouvées dans les feuilles de *C.creticum* et inférieur par rapport à celui des fleurs.

D'autres études réalisées par **Boukerika et al. (2019)** sur les feuilles de *C.Creticum*, indiquent des teneurs en polyphénols totaux obtenues bas que les nôtres, de l'ordre de 56.99 mg EAG /g MS.

Cette différence n'est que le reflet de l'impact des facteurs biotiques et abiotiques sur la synthèse de ces métabolites. En effet, **Akula et Ravishankar (2011)** affirment que la synthèse des métabolites secondaires par les plantes est influencée par les facteurs biotiques (sol et agents pathogènes) et par les facteurs abiotiques (température, humidité, lumière et salinité du sol). Ces différences notées sont probablement dues à la partie de la

plante utilisée, le type et la concentration du solvant, la méthode d'extraction, la période et la région de récolte.

III.4. Évaluation de l'activité antioxydante

Évaluation de l'activité antioxydante de l'extrait par la méthode de piégeage des radicaux libres 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle (DPPH) qui est un test simple et fréquemment utilisé. Il permet de fournir des informations sur la capacité des composés à donner un électron ce qui contribue à comprendre le mécanisme d'action des antioxydants (Bouhleb *et al.*, 2007).

Le principe de ce test est basé sur la réaction de réduction du radical libre DPPH ayant une couleur violette par les antioxydants présents dans les extraits, suivi par une décoloration en un composé jaune qui représente la capacité des extraits à piéger ces radicaux libres (Musa *et al.*, 2011).

L'inhibition de la décoloration du radical DPPH est en fonction de la concentration des différents extraits utilisés et du témoin BHT (antioxydant de référence).

Afin d'évaluer l'efficacité des différents extraits étudiés, il a été judicieux d'évaluer l'IC₅₀. Ce paramètre a été employé par plusieurs groupes de chercheurs pour présenter leurs résultats, il définit la concentration de l'extrait exigée ($\mu\text{g/ml}$) pour réduire 50% des radicaux libres (DPPH) dans des conditions expérimentales employées (Stamenic *et al.*, 2014).

L'observation des résultats présentés (fig. III.11) montre, quelle que soit l'extrait de partie étudié, que le taux d'inhibition en DPPH augmente avec les concentrations des différents extraits utilisés. Cette observation est en accord total avec le travail de Salem *et al.*, (2016).

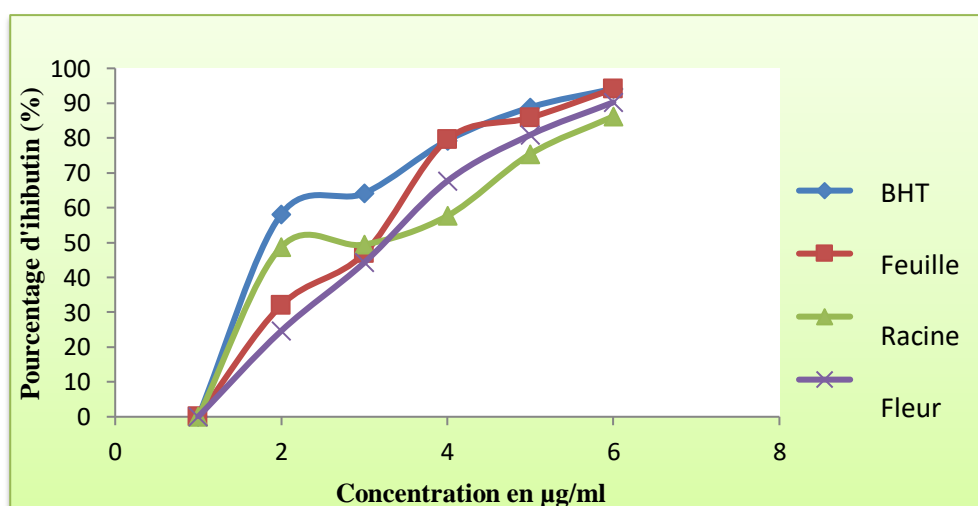


Figure III.11. Pourcentage d'inhibition des extraits de la plante *C. Creticum* et du BHT

D'autre part, nos résultats indiquent que le standard utilisé (BHT) montre un pouvoir antioxydant très puissant avec une valeur d'IC₅₀ de 2.64 µg/ml. Parmi les trois extraits de la plante, l'extrait de feuilles a l'activité antioxydante la plus élevée avec une IC₅₀ de 3.16 µg/ml, suivi par l'extrait de racine avec une IC₅₀ de 3.30 µg/ml, par contre l'extrait de fleurs représente l'extrait avec le pouvoir antioxydant le plus faible IC₅₀ de 3.43 µg/ml (fig. III.12).

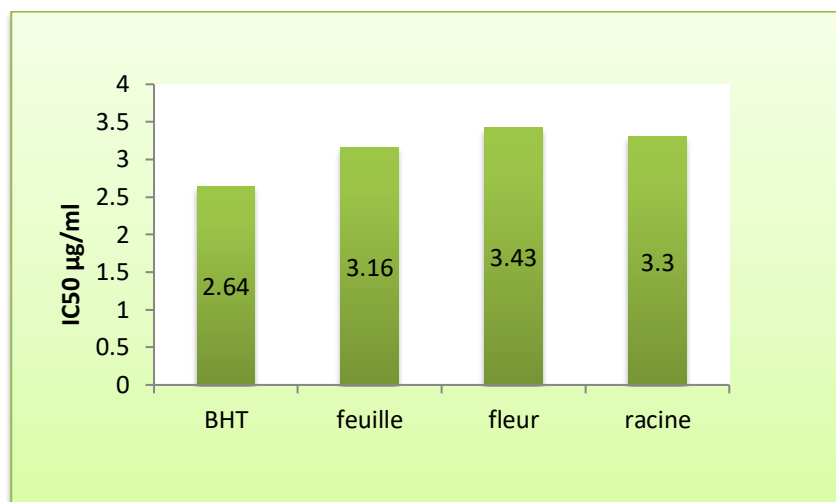


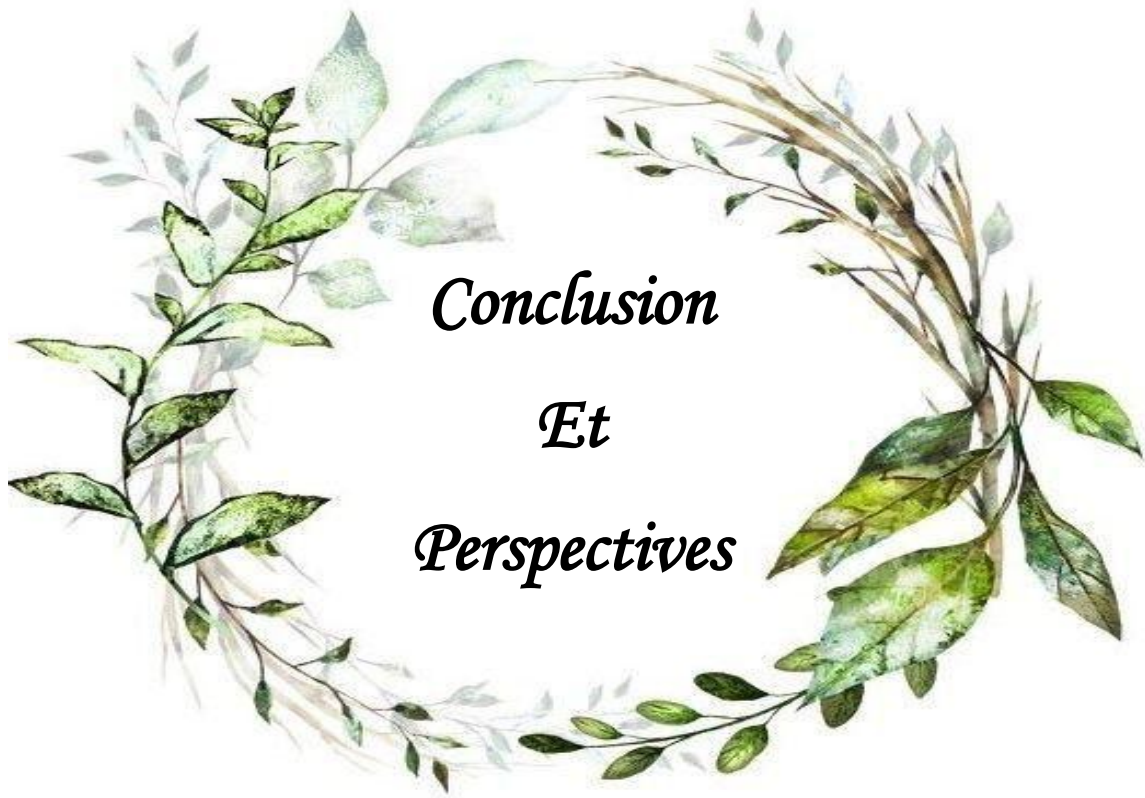
Figure III.12. IC₅₀ des différents extraits de la plante de *C.creticum* et du BHT

L'étude de **Bensaid *et al.*, (2017)** sur la plante de la même famille (*C.cheirifolium*) à montrer des IC₅₀ de 0.48 µg/ml et 0.14 µg/ml pour les fleurs et les feuilles respectivement. Ceci est en parfaite concordance avec l'IC₅₀ des extraits obtenus à partir des fleurs (3.43 µg/ml) et des feuilles (3.16 µg/ml).

Les travaux réalisés par **Menghini *et al.*, (2019)** sur les effets antioxydants des parties aériennes et la racine ont indiqué que la *C.creticum* révèle une activité antioxydante très élevée.

A travers ces résultats on peut constater que la différence de l'activité antioxydante des extraits pourrait être attribuée à une différence de la teneur en polyphénols et/ou en flavonoïdes, parce que leur réaction est comparable à la capture du DPPH, ce qui empêche la réaction et réduit le DPPH stable.

Aussi les activités antioxydantes sont variées chez les espèces de la plante (inter-espèce) que dans la même espèce (intra-espèce) (**Ksouri *et al.*, 2008**).



Conclusion
Et
Perspectives

Les plantes médicinales ont toujours été une source fiable des principes actifs aux multiples propriétés thérapeutiques ; elles considèrent de véritables usines chimiques. La connaissance et l'utilisation de ces plantes constituent un véritable patrimoine de l'être humain.

Le présent travail s'inscrit dans le cadre de la valorisation des plantes médicinales spontanées, notamment locales, et leur utilisation dans plusieurs domaines en fonction de leurs constituants.

Pour déterminer les principales catégories phytochimiques existantes dans la plante de *Cynoglossum creticum*, nous avons eu recours à des tests phytochimiques à travers des méthodes qualitatives basées sur des phénomènes utilisant des réactifs spécifiques pour la précipitation ou la coloration. Les résultats de ce screening phytochimique confirment que la plante est riche en composés phénoliques.

L'extraction par infusion a donné un rendement 12%, 64% ,7% de feuilles, racine et fleurs respectivement.

Dans notre travail, nous sommes intéressés à quantifier les polyphénols totaux par un dosage colorimétrique de Folin-Ciocalteu. Les résultats obtenus montrent que la racine donne la teneur la plus élevée en polyphénols (375 mg EAG/g ES) suivi par la teneur des feuilles (88.67mg EAG/g ES) et les fleurs avec une valeur de l'ordre de 69.79 mg EAG/g ES.

L'activité antioxydante de nos extraits a été évaluée en utilisant le test de DPPH. Les résultats montrent que l'extrait de feuille a une activité antioxydante plus élevée avec une IC_{50} de 3.16 μ g/ml, suivi par l'extrait de racine et fleurs (IC_{50} = 3.30 μ g/ml, IC_{50} = 3.43 μ g/ml) respectivement, mais reste relativement faible par rapport au BHT utilisé comme contrôle positif (IC_{50} = 2.64 μ g/ml).

Compte tenu des résultats, on peut conclure que la plante de *cynoglossum creticum* appartenant aux borraginacées d'Algérie est riche en antioxydants tels que les composés phénoliques, les flavonoïdes qui possèdent la propriété de piéger les radicaux libres et de réduire les oxydants.

Finalement, comme perspective de notre travail on suggère de :

- ✓ Elargir la liste des plantes étudiée vers d'autres familles et espèces spontanées.
- ✓ Généraliser les activités réalisées vers les systèmes *in vivo* et *in vitro*.

- ✓ Analyser les extraits étudiés par HPLC-MS pour détailler la composition structurale des extraits.
- ✓ Réglementer et encourager le secteur plantes à utilisation médicale et développer des médicaments anti radicalaire à base des plantes médicinales qui ont prouvées un pouvoir antioxydant.
- ✓ En fin, l'extraction des huiles essentielles de la partie aérienne de plante étudié et évaluation de leur activités biologiques.



*Références
bibliographiques*

A

ABUDUNIA, A.M. (2018). Etude phytochimique, screening biologique et pharmacologique des fleurs de *calendula arvensis*.

Akula, R., and Ravishankar, G. A. (2011). Influence of abiotic stress signals on secondary metabolites in plants. *Plant signaling and behavior*, 6(11), 1720-1731.

Anonyme. (2012). Guide illustré de la Flore Algérienne, W. d'Alger & Mairie de Paris, N° ISBN : 978-2-7466-4242-3, 95p.

Atanasova, M. and Ribarova, F. (2010). Phénols et flavonoïdes totaux dans les extraits secs des feuilles des bouleaux argentés bulgares (*Betula pendula*).

Attard E., Pacioni P. (2012). The phytochemical and in vitro pharmacological testing of Maltese Medicinal Plants, In *Bioactive Compounds in Phytomedicine*, In tech Open.

B

Balasundram, N., Sundram, K. and Samman, S. (2006). Phenolic compounds in plants and agri-industrial by-products: Antioxidant activity, occurrence, and potential uses. *Food chemistry*, 99(1), pp.191-203.

Barbier, Mathez. (1973). En fonction des antécédents. *Candollea* 28:306 Edition: librairie Moderne, Presse Med 1999, 195p.

Bellebcir, L. (2008). Etude des composés phénoliques en tant que marqueurs de biodiversité chez les céréales.

Bensaid, I., Bekkara, F. A., El Haci, I. A., Belarbi, K., Beddou, F., and Bekhechi, C. (2017). Phytochemical analysis and antioxidant properties of organic extracts obtained from *Cynoglossum cheirifolium* L. *Oriental Pharmacy and Experimental Medicine*, 17(4), 381-387.

Boizot, N., and Charpentier, J. P. (2006). Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre forestier. *Cahier des Techniques de l'INRA*, 79-82.

Bouhlef, I., Mansour, H. B., Litem, I., Sghaier, M. B., Mahmoud, A., Chibani, J. B., ... and Chekir-Ghedira, L. (2007). Screening of antimutagenicity via antioxidant activity in different extracts from the leaves of *Acacia salicina* from the center of Tunisia. *Environmental Toxicology and Pharmacology*, 23(1), 56-63.

Boukerika, S., Boumimez, S., Hariti, S. and Rezzagui, A.E. (2019). Activité antioxydante de *Thymus vulgaris* L., *Cynoglossum creticum* Mill. Etd' *Arum italicum* Mill. de la wilaya de Jijel (étude in vitro).

Bowe, L.M. and Yatskievych, G. (2016). *Cynoglossum creticum* in the North American Flora. *Lundellia*, 19(1), pp.39-46.

C

Clériver, A., Alami, I., Breton, F., Garcia, D. and Sanier, C.(1996). Les composés phénoliques et la résistance des plantes aux agents pathogènes. *Acta botanica gallica*,143(6), pp.531-538.

Cowan, M.M. (1999). Plant products as antimicrobial agents. *Clinical microbiology reviews*, 12(4), p.564.

D

Dakiche, H. (2017). L'ARGANIER (*Argania spinosa L.*) : caractérisation des principes actifs et détermination des activités biologiques et pharmacologiques.

Di Carlo, G., Mascolo, N., Izzo, A.A. and Capasso, F. (1999). Flavonoids: old and new aspects of a class of natural therapeutic drugs. *Life sciences*, 65(4), pp.337-353.

Diallo, A. (2005). Etude de la phytochimie et des activités biologiques de *Syzygium guineense* Willd. (Myrtaceae). *Ph D.Of the University Bamako, Mali*, pp.38-47.

DJEMAA Rabia et LAMARI Hayat. (2018).Etude ethnobotanique des plantes médicinales dans la wilaya de Tizi Ouzou (Communes Tirmatine et M'kira).

Do, Q.D., Angkawijaya, A. E., Tran-Nguyen, P., Huynh, L. H., Soetaredjo, F. E., Ismadji, S. and Ju, Y. H. (2014). Effect of extraction solvent on total phenol content, total flavonoid content, and antioxidant activity of *Limnophila aromatic*. *Journal of Food and Drug Analysis*, 22(3): 296-302.

Doat, J. (1978). Les tanins dans les boistropicaux. *Bois et Forets Des Tropiques*, 182, pp.37-54.

E

El Darra, N. (2013). Les composés phénoliques des raisins: étude du potentiel qualitatif et des procédés émergents d'extraction (Doctoral dissertation, Compiègne).

El-Shazly, A., Sarg, T., Witte, L., and Wink, M. (1996). Pyrrolizidine alkaloids from *Cynoglossum creticum*. *Phytochemistry*, 42(4), 1217-1221.

Evans, J.L., Goldfine, I.D., Maddux, B.A. and Grodsky, J.M. (2002). Oxidative Stress and Stress-Activated Signaling Pathways: A Unifying Hypothesis of Type 2 Diabetes. *Endocrine Reviews*, 23(5): 599-622.

F

Faouzi, D.A.D.D.O.U.H. (2016). L'effet combiné de la vitamine C (acide ascorbique) et de la vitamine E (α -tocophérol) contre la toxicité du nickel chez les souris (*Mus musculus*) (Doctoral dissertation, Université Badji Mokhtar, Annaba).

G

Gardès-Albert, M., Bonnefont-Rousselot, D., Abedinzadeh, Z. and Jore, D. (2003). Espèces réactives de l'oxygène. *L'actualité chimique*, p.91.

Ghedira, K. (2005). Les flavonoïdes: structure, propriétés biologiques, rôle prophylactique et emplois en thérapeutique. *Phytothérapie*, 3(4), 162-169.

Goudable, J. and Favier, A. (1997). Radicaux libres oxygénés et antioxydants. *Nutrition clinique et métabolisme*, 11(2), pp.115-120.

Guillouty, A. (2016). Plantes médicinales et antioxydants .

H

Herrera, E. and Barbas, C. (2001). Vitamin E: action, metabolism and perspectives. *Journal of physiology and biochemistry*, 57(1), pp.43-56.

Hix, L.M., Lockwood, S.F. and Bertram, J.S. (2004). Bioactive carotenoids: potent antioxidants and regulators of gene expression. *Redox report*, 9(4), pp.181-191.

I

Ignat, I., Volf, I. and Popa, V.I. (2011). A critical review of methods for characterisation of polyphenolic compounds in fruits and vegetables. *Food chemistry*, 126(4), pp.1821-1835.

J

Joshi, K. (2016). *Cynoglossum L.*: a review on phytochemistry and chemotherapeutic potential. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 5(4), p.32.

K

Khadri, S. (2009). Evaluation de l'activité antibactérienne de l'huile essentielle de l'ail cultivé (*Allium sativum*) de l'est algérien vis-à-vis de différentes souches d'*oseudomona saeruginosa*.

Koné, D. (2009). Enquête ethnobotanique de six plantes médicinales maliennes: extraction, identification d'alcaloïdes-caractérisation, quantification de polyphénols: étude de leur activité antioxydante.

Kouamé, F.B.K. (2012). Valorisation de quatre plantes médicinales ivoiriennes: étude phytochimique.

Koudou, P.J. (2009). Etude phytochimique, activités antimicrobiennes et antioxydantes de quelques plantes aromatiques et médicinales africaines.

Ksouri, R., Megdiche, W., Falleh, H., Trabelsi, N., Boulaaba, M., Smaoui, A., and Abdelly, C. (2008). Influence of biological, environmental and technical factors on phenolic content and antioxidant activities of Tunisian halophytes. *Comptes Rendus Biologies*, 331(11), 865-873.

Kucharski, H. and Zajac, J. (2009). Handbook of vitamin C research: daily requirements, dietary sources and adverse effects. Nova Science Publishers, 436, pp.239-240.

Kumar, S. and Pandey, A.K. (2013). Chemistry and biological activities of flavonoids: an overview. *The scientific world journal*. vol. 2013, p. 162750.

L

Laguerre, M., López-Giraldo, L.J., Lecomte, J., Pina, M. and Villeneuve, P. (2007). Outils d'évaluation in vitro de la capacité antioxydante. *Oléagineux, Corps gras, Lipides*, 14(5), pp.278-292.

Lakel, F. and Zermani, A. (2017). Etude ethnobotanique des plantes médicinales en Kabylie (Communes Azazga et Yakourene).

M

Macheix, J.J., Fleuriet, A. and Jay-Allemand, C. (2005). Les composés phénoliques des végétaux: un exemple de métabolites secondaires d'importance économique. *PPUR presses polytechniques*.52, pp.5-14.

Mahmoudi, S., Khali, M., and Mahmoudi, N. (2013). Etude de l'extraction des composés phénoliques de différentes parties de la fleur d'artichaut (*Cynarascolymus L.*). *Naure and Technology*; (9):35.

Marais, J.P., Deavours, B.E.T.T.I.N.A., Dixon, R.A. and Ferreira, D. (2006). The stereochemistry of flavonoids. In the science of *flavonoids*, pp. 1-46.

Marok, M.A. (2014). Implication des mécanismes antioxydants enzymatiques et non enzymatiques dans la tolérance au stress hydrique chez deux variétés d'orge, Saïda et Express.

Menghini, L., Ferrante, C., Zengin, G., Mahomoodally, M. F., Leporini, L., Locatelli, M., and Orlando, G. (2019). Multiple pharmacological approaches on hydroalcoholic extracts from

different parts of *Cynoglossum creticum* Mill. (Boraginaceae). *Plant Biosystems-An International Journal Dealing with all Aspects of Plant Biology*, 153(5), 633-639.

Mifsud, S. (2002). *Cynoglossum creticum* (Blue Hound's Tongue): MaltaWildPlants. Com-the online Flora of the Maltese Islands.

Molyneux, P. (2004). The use of the stable free radical diphenyl picryl hydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant activity. *Songklanakarin J. sci. technol*, 26(2), 211-219.

Musa, K. H., Abdullah, A., Jusoh, K., and Subramaniam, V. (2011). Antioxidant activity of pink-flesh guava (*Psidium guajava* L.): effect of extraction techniques and solvents. *Food Analytical Methods*, 4(1), 100-107.

N

Natacha mauric. (2012). jardin l'encyclopédie, nature.jardin.free.fr.

Novais, M.H., Santos, I., Mendes, S. and Pinto-Gomes, C. (2004). Studies on pharmaceutical ethnobotany in Arrabida natural park (Portugal). *Journal of ethnopharmacology*, 93(2-3), pp.183-195.

O

Ogbi Ben Hadouche, F. and Siad, H. (2017). Criblage phytochimique et évaluation de l'activité antibactérienne des alcaloïdes et polyphénols de deux plantes médicinales (famille de Boraginaceae).

P

Paris, R. R., and Nothis, A. (1978). *Plantes medicinales et phytotherapie.*

Phan, T.H. (2014). Utilisation des caroténoïdes naturels de *Momordica cochinchinensis* (gac) comme composés santé: extraction et bioactivité en fonction de l'origine et du procédé.

Pietta, P.G. (2000). Flavonoids as antioxidants. *Journal of natural products*, 63(7), pp.1035-1042.

R

Rahal, N. B. (2012). Extraction, identification et caractérisation des molécules bioactives de la graine et de l'huile de *Silybum marianum*. Étude de leurs activités antioxydante et antitumorale .

Rodriguez-Amaya, D.B., (2001). A guide to carotenoid analysis in foods.

S

SAKER, I. (2012). Etude phytochimique et activités biologiques d'une plante de la région de m'sila *Mentha pulegium L.*

Salem, N., Dhifi, W., Graya, A., Mnafeq, F., Gharbi, S., Khammassi, S., ... and Chekir Ben Chaouacha, R. (2016). Antioxydant activity of Silybummarianum and Ajugaiva natural dyes. *Int. J. Cont. Ene. Elec. Eng.*, 3(2), 6-12.

Sánchez-Moreno, C., Larrauri, J. A., and Saura-Calixto, F. (1998). A procedure to measure the antiradical efficiency of polyphenols. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 76(2), 270-276.

Sekli-Belaidi, F. (2011). Fonctionnalisation de surfaces d'électrodes par un film de poly (3, 4-éthylènedioxythiophène) PEDOT pour l'élaboration de micro capteur spécifique des acides ascorbique et urique: application à l'étude des propriétés antioxydantes du *sérum sanguin*.

Selvi, F., and Sutorý, K. (2012): A synopsis of the genus *Cynoglossum* (Boraginaceae-Cynoglosseae) in Italy, *Plant Biosystems - An International Journal Dealing with all Aspects of Plant Biology: Official Journal of the Societa Botanica Italiana*, 146:2, 461-479.

Serafini, M., Laranjinha, J.A., Almeida, L.M. and Maiani, G. (2000). Inhibition of human LDL lipid peroxidation by phenol-rich beverages and their impact on plasma total antioxidant capacity in humans. *The Journal of nutritional biochemistry*, 11(11-12), pp.585-590.

Smirnoff, N. (2000). Ascorbic acid: metabolism and functions of a multi-faceted molecule. *Current opinion in plant biology*, 3(3), pp.229-235.

Stalikas, C.D. (2007). Extraction, separation, and detection methods for phenolic acids and flavonoids. *Journal of separation science*, 30(18), pp.3268-3295.

Stamenic, M., Vulic, J., Djilas, S., Mistic, D., Tadic, V., Petrovic, S., and Zizovic, I. (2014). Free-radical scavenging activity and antibacterial impact of Greek oregano isolates obtained by SFE. *Food chem.* 165, 307-315.

T

Talbi, Mohammed. (2015). Dosage des polyphénols de la plante d'*Artemisia. Campestris.L* par chromatographie HPLC. Mise en évidence de l'activité biologique.

Thériault, M. (2004). Étude des propriétés antioxydantes et antimutagènes de composés phénoliques issus de l'érable.

Tiwari, S. (2008). Plants: A rich source of herbal medicine. *Journal of natural products*, 1(0),

pp.27-35.

Toure, D. (2015). Etudes chimique et biologique des huiles essentielles de quatre plantes aromatiques médicinales de Côte d'Ivoire.

V

Vansant, G. (2004). Radicaux libres et antioxydants: principes de base. In *Symposium «Antioxydants et alimentation»*. Institut Danone.

Vertuani, S., Angusti, A. and Manfredini, S. (2004). The antioxidants and pro-antioxidants network: an overview. *Current pharmaceutical design*, 10(14), pp.1677-1694.

W

Wong C.C., Li H.B., Cheng K.W. and Chen F. (2006). A systematic survey of antioxidant activity of 30 Chinese medicinal plants using the ferric reducing antioxidant power assay. *FoodChem*; (97): 705-711p.

Y

Yen, G. C., and Duh, P. D. (1994). Scavenging effect of methanolic extracts of peanut hulls on free-radical and active-oxygen species. *Journal of agricultural and food chemistry*, 42(3), 629-632.

ملخص

وذن الارنب نبتة طبية تنتمي إلى عائلة البورجينا سي ، تستخدم تقليديا كعلاج لإدارة العديد من الأمراض. الهدف من هذا العمل هو اجراء دراسة كيميائية نباتية لمستخلصات الجزء الهوائي وجذر نبتة وذن الارنب من جهة وتقييم الانشطة المضادة للتأكسد من جهة اخرى. تم الحصول على المستخلصات باستعمال طريقة الحقن (المستخلص المائي), تم اجراء عمليات التحليل الكيميائي بغية تحديد كمية متعددات الفينول الكلية, حيث تبينت النتائج أن مستخلص الجذر مثل أعلى نسبة 64%. كشف تحليل هذه المستخلصات عن ثراء مستخلصات الجذور والأوراق والزهور بالمركبات الفينولية وهذا ما اكدته نتائج التقدير الكمي للبوليفينول بطريقة Folin-Ciocalteu, حيث كانت المحتويات على التوالي 375 و 88.67 و 69.79 ملغ مكافئ حمض الغاليك/غ المستخلص الاولي. تم تقييم نشاط مضادات الأوكسدة عن طريق اختبار DPPH. حيث تعتبر مستخلصات الأوراق والجذور هي الأكثر نشاطا كقاحلين للجذور الحرة حيث كانت قيم IC_{50} على التوالي 3.16 و 3.30 ميكروغرام / مل. من النتائج التي تم الحصول عليها نستنتج أن هذا النبات يمكن اعتباره مصدرًا مهمًا لمضادات الأوكسدة الطبيعية. **الكلمات المفتاحية** : وذن الارنب، بورجينا سي، النباتات الطبية، بوليفينول، الأنشطة المضادة للأوكسدة.

Abstract

Cynoglossum creticum Mill, a medicinal plant belonging to the *Boraginaceae* family, is traditionally used as a remedy to manage several ailments.

The objective of the present work is to perform a phytochemical study of extracts from the aerial part and the root of *Cynoglossum creticum* on the one hand and to evaluate the antioxidant activities on the other hand.

The extracts were obtained by infusion, a phytochemical screening followed by the determination of polyphenols was carried out, the results showed that among the three extracts, the root represent the highest 64% yield. The analysis of these extracts revealed the richness of the root, leaf and flower extracts in phenolic compounds, which confirms the results of the determination of polyphenols by the Folin-Ciocalteu method, where the contents are respectively 375, 88.67 and 69.79 mg EAG / g ES.

The antioxidant activity was evaluated by DPPH tests. The extracts of leaves and roots are the most active as scavengers of free radicals where the IC_{50} are respectively 3.16 and 3.30 μ g / ml.

From the results obtained it is concluded that this plant can be considered as an important source of natural antioxidants.

Key words: *Cynoglossum creticum*, *boraginaceae*, medicinal plants, polyphenols, antioxidant activities.