

*République Algérienne Démocratique et Populaire*  
*Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique*  
**Université A. MIRA - Bejaia**

**Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie**  
**Département de Biologie physico-chimique**



Réf : .....

## **Mémoire**

**EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME DE MASTER**

**Spécialité : Biochimie Appliquée**

*Thème*

**Effets antioxydants et anti peroxydase de quatre  
plantes médicinales**

**Présenté par : Seba Massinissa & Abrouche Yanis**

Soutenu le : 03 juillet 2024

**Devant le jury composé de :**

**Pr. DJOUDAD-KADJI H.**

**Présidente**

**Pr. KHETTAL B.**

**Encadreur**

**Pr. ATMANI DJ.**

**Examineur**

**Année universitaire : 2023 / 2024**

# ***Remerciements***

D'abord nous tenons à remercier, le bon Dieu de nous avoir donné la patience et la force d'accomplir ce modeste travail.

On tient à exprimer nos profonds remerciements à notre promotrice Pr. KHETTAL Bachra pour sa disponibilité, ses précieux conseils et tous ses efforts consentis tout au long de ce travail

Nos sincères remerciements sont également exprimés aux membres du jury Pr. DJOUDAD-KADJI H. et Pr Atmani DJ. qui nous ont fait l'honneur d'examiner ce mémoire.

On tient à remercier Lydia, l'ingénieur du laboratoire pédagogique du département de Biologie Physico-chimiques.

Nous témoignons, enfin, notre reconnaissance à tous ceux et celles ayant contribué de près ou de loin à la réalisation de notre mémoire de fin de cycle.

## ***Dédicaces***

Je dédie ce travail,

À mon père, mon exemple éternel, mon soutien moral et source de joie et de bonheur, celui qui s'est toujours sacrifié pour me voir réussir.

À ma mère, la lumière de mes jours, la source de mes efforts, la flamme de mon cœur, ma vie et mon bonheur, à qui je souhaite une longue vie pleine de bonheur et de santé.

À mes très chers frères et sœur qui ont été toujours à mes côtés : Koussaila, youba, Salas et Aldjeia

À mes chers oncles, tantes, cousins et cousine paternelle et maternelle

À mes amis

Ainsi qu'à tous ceux qui m'ont aidée de loin au de près.

*Massinissa*

## ***Dédicaces***

Je dédie ce modeste travail,

À mes chers parents, symboles de courage et de volonté, sans lesquels je ne serais jamais  
arrivée là où j'en suis.

À mon cher frère Yacine et ma chère sœur Tinhinane, auxquels je souhaite beaucoup de  
réussite.

À tout, la promotion Biochimie appliquée 2023/2024.

À tous ceux que j'apprécie et que je n'ai pas mentionnés, mais que je n'ai pas oublié.

***Yanis***

## ***Liste des abréviations***

**AlCl<sub>3</sub>** : Trichlorure d'aluminium

**DPPH** : 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl

**ERN** : Espèces réactives d'azote

**ERO** : Espèces réactives d'oxygène

**Eq.AG** : Equivalent Acide Gallique

**Eq.AT** : Equivalent Acide Tannique

**Eq.C** : Equivalent Catéchine

**Eq.Q** : Equivalent Quercétine

**FeCl<sub>3</sub>** : Chlorure de fer

**FRAP.**: Ferric reduction ability of plasma

**GSH** : Glutathion réduit

**GSSH** : Glutathion oxide

**HCl** : Chlorure d'hydrogène

**H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>** : Peroxyde d'hydrogène

**IC<sub>50</sub>** : Concentration d'inhibition à 50%

**RL** : Radicale libre

## Liste des figures

N°	Titre	Page
1	Déséquilibre de la balance oxydants /antioxydants.	2
2	Cibles moléculaires des radicaux libres.	4
3	Aperçu des différentes ERO et des antioxydants régulateurs de leur production.	6
4	Structures de base des flavonoïdes	10
5	Caractéristiques structurales des flavonoïdes avec une activité de piégeage des radicaux libres	13
6	Structures de la Baicaline, la Baicaleine, la Chryisine et de la Rutine	14
7	Structures de la Genisteine et de la Daidzeine	14
8	Structures du kaempferol, la quercétine et l'iso quercitrine	15
9	Plantes utilisées dans l'étude expérimentale : 1 : cannelle ,2 : romarin, 3 thym, 4 : anis étoilé	16
10	Réaction de réduction du complexe ferricyanide ferrique Fe (III) par l'antioxydant (AH)	20
11	Réaction de réduction du DPPH	21
12	Oxydation du gâïacol en tetragaiacol	22
13	Rendements d'extrait aqueux obtenus pour le Thym, le Romarin, l'Anis étoilée et la Cannelle.	24
14	Taux des polyphénols totaux des extraits aqueux de Thym, Romarin, Anis étoilée et Cannelle.	26
15	Taux des flavonoïdes des extraits aqueux de Thym, Romarin, Anis Etoilée et Cannelle.	27
16	Teneur en tanins des extraits aqueux de Thym, Romarin, Anis Etoilée et Cannelle.	28
17	Pouvoir réducteur des aqueux de Thym, Romarin, Anis Etoilée et Cannelle	30
18	Variation des taux d'inhibition du radical H2O2 en fonction des concentrations des extraits aqueux des plantes.	32
19	Histogramme représentant les taux d'inhibition de la peroxydase du navetblanc à différentes concentrations des extraits aqueux de Thym, Romarin, Anis étoilée	33

## *Liste des tableaux*

<b>N°</b>	<b>Titre</b>	<b>Page</b>
I	Principaux types d'espèces réactives	3
II	Plantes à potentiel antioxydant	8
III	Les principales classes des flavonoïdes	11
IV	Teneurs en composés phénoliques des extraits aqueux de thym, Romarin, Cannelle et Anis étoilé	25
V	Taux d'inhibition du radical DPPH par les extraits aqueux de Thym, Romarin, Anis étoilé et Cannelle.	29
VI	Concentrations inhibitrices à 50 % de H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> des extraits aqueux du Thym, Cannelle et Anis étoilé.	32
VII	IC <sub>50</sub> de l'inhibition de la peroxydase du navet blanc des extraits aqueux de Thym, Romarin, Anis Etoilée et Cannelle	34

# TABLE DE MATIERE

*Liste des abréviations*

*Liste des figures*

*Liste des tableaux*

<b>Introduction</b> .....	1
<b>I. Revue bibliographique</b> .....	2
I.1. Stress oxydant et antioxydants .....	2
I.1.1. Origine et conséquences du stress oxydant .....	2
I.1.2. Principales espèces réactives de l'oxygène ERO.....	3
I.1.3. Principales cibles biologiques des ERO.....	4
I.1.4. Les Systèmes antioxydants.....	5
I.1.4.1. Les antioxydants enzymatiques .....	6
I.1.4.2. Les antioxydants non enzymatiques.....	7
I.1.4.3. Plantes à potentiels antioxydants .....	7
I.2. Les flavonoïdes : Structure et propriétés antioxydantes.....	8
I.2.1. Généralités.....	8
I.2.2. Structure des flavonoïdes .....	9
I.2.3. Classification des flavonoïdes .....	10
I.2.4. Propriétés antioxydantes .....	12
I.2.5. Exemples de flavonoïdes antioxydants .....	13
<b>II. Matériels et méthodes</b> .....	16
II.1. Le végétal .....	16
II.2. Extraction par méthode d'infusion .....	16
II.3. Dosage des composés phénoliques.....	17
II.3.1. Dosage des polyphénols totaux .....	17
II.3.2. Dosage des flavonoïdes.....	18
II.3.3. Dosage des tanins condensés.....	19
II.3.3. Dosage des tanins hydrolysables .....	19
II.4. Evaluation du pouvoir antioxydant.....	19
II.4.1. Test du pouvoir réducteur .....	19

II.4.2. Piégeage du peroxyde d'hydrogène .....	20
II.4.3. Inhibition du radical DPPH.....	21
II.5. Evaluation de l'activité anti peroxydase .....	22
II.5.1. Préparation de l'extrait enzymatique .....	22
II.5.2. Mesure de l'activité anti-peroxydase .....	22
II.6. Analyse statistique.....	23
<b>III. Résultats et discussion .....</b>	<b>24</b>
III.1. Rendement d'extraction.....	24
III.2. Taux des composés phénoliques.....	25
III.2.1. Taux des polyphénols totaux.....	25
III.2.2. Taux de flavonoïdes .....	27
III.2.3. Taux des tanins.....	28
III.3. Potentiel antioxydant des extraits aqueux.....	29
III.3.1. Activité anti radicalaire sur le radical DPPH.....	29
III.3.2. Pouvoir réducteur .....	30
III.3.3. Activité anti-peroxyde d'hydrogène .....	31
III.4. Activité anti peroxydase.....	33
<b>Conclusion.....</b>	<b>35</b>
<b>Références bibliographiques .....</b>	<b>36</b>

*Annexes*

*Résumé*

## Introduction

---

La phytothérapie, également connue sous le nom de médecine par les plantes, constitue la plus ancienne méthode de traitement connue de toutes les civilisations. À travers les siècles, chaque civilisation a développé ses propres thérapies à base de plantes. Dès les débuts de l'humanité, l'utilisation des plantes médicinales pour traiter les maladies témoigne de la compréhension rapide par l'homme des multiples bienfaits offerts par le règne végétal, non seulement pour la nutrition et le vêtement, mais aussi pour la santé et l'harmonie avec la nature (**Verbois, 2015**). Aujourd'hui, entre 25 et 30 % de tous les médicaments thérapeutiques sont soit dérivés de produits naturels, soit en sont des dérivés (**Calixto, 2005**).

Les recherches récentes ont souligné que le stress oxydant est impliqué dans de nombreuses maladies humaines (**Berger, 2006**). Parallèlement, l'utilisation des antioxydants synthétiques suscite des inquiétudes en raison des risques potentiels pour la santé liée à ces composés.

Actuellement, il y a un intérêt croissant pour identifier de nouvelles sources d'antioxydants naturels d'origine végétale. Les polyphénols, largement présents dans les plantes, sont particulièrement étudiés pour leurs multiples bienfaits pour la santé, comme indiqué dans les études épidémiologiques. Leurs activités antioxydantes incluent la neutralisation des radicaux libres, l'inhibition des enzymes impliquées dans leur formation, et la chélation de certains ions métalliques (**El-Haci et al. 2012**).

L'objectif de cette étude est d'explorer le potentiel de quatre plantes de la médecine traditionnelle algérienne, *Salvia rosmarinus*, *Thymus vulgaris*, *Cinnamomum verum* et *Illicium verum*, en tant que sources d'antioxydants, en axant particulièrement sur les polyphénols et les flavonoïdes.

Ce travail est structuré en 3 sections. La première partie présente une revue de la littérature sur le stress oxydatif, les antioxydants enzymatiques et non enzymatiques, ainsi que les propriétés antioxydantes des plantes et les bienfaits thérapeutiques des flavonoïdes. La deuxième partie décrit la méthodologie employée pour mener les expériences. La troisième partie discute des résultats obtenus et de leur interprétation. Enfin, la conclusion résume les principaux résultats obtenus et suggère des directions pour des travaux futures.

# I. Revue Bibliographique

## I.1. Stress oxydant et antioxydants

### I.1.1. Origine et conséquences du stress oxydant

Les espèces réactives de l'oxygène (ERO) sont produites en permanence dans la cellule par divers mécanismes physiologiques en faibles quantités car ils sont utiles pour l'organisme à faibles doses. Leur concentration est régulée par l'équilibre entre leur taux de production et leur taux d'élimination par les systèmes antioxydants. Ainsi, à l'état quiescent, on dit que la balance antioxydants/pro- oxydants (balance rédox) est en équilibre. Cependant cette homéostasie rédox peut être rompue, soit par une production excessive d'ERO, soit par une diminution des capacités antioxydantes créant ce qu'appel le stress oxydant (Figure 1). En situation normale, la production physiologique des ERO est parfaitement maîtrisée par les systèmes de défense antioxydants, la réponse antioxydante est alors efficace pour compenser cette production et le déséquilibre est transitoire. En revanche, dans certaines situations pathologiques, la production d'ERO est plus importante et prolongée, et la réponse antioxydante insuffisante et le déséquilibre est durable. (Pincemail et al. 2002 ; Haleng et al. 2007).

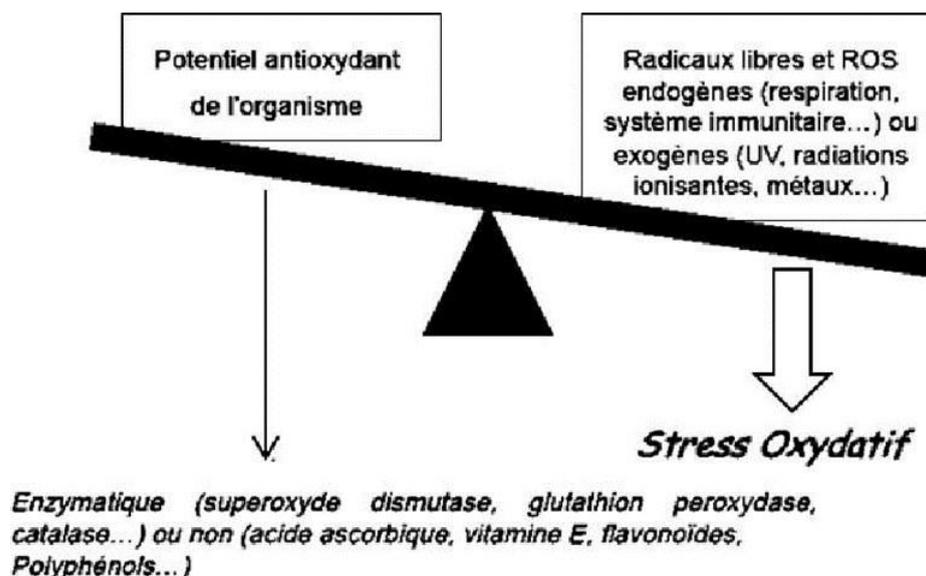


Figure 1 : Déséquilibre de la balance oxydants /antioxydants

Les espèces réactives de l'oxygène radicalaires ou non radicalaires dont la concentration n'est plus maîtrisée peuvent avoir des effets nocifs car ils peuvent modifier la taille et la forme des composés avec lesquels ils interagissent. Par conséquent, ils peuvent induire l'apoptose dans les cellules saines et peuvent provoquer une inflammation ou altérer les fonctions cellulaires. Toutes ces détériorations participent à certaines pathologies dégénératives telles que les cancers,

## I. Revue Bibliographique

Les maladies d'Alzheimer ou de Parkinson ou au vieillissement cellulaire (**Liguori et al. 2018**).

### I.1.2. Principales espèces réactives de l'oxygène ERO

Les ERO est un nom commun pour diverses espèces chimiques, y compris les anions de superoxyde, Peroxyde d'hydrogène, acide hypochloreux, oxyde nitrique, peroxydinitrite, oxygène singulet, hydroperoxyde et radicaux hydroxyle (Tableau I), qui sont produits dans les cellules comme sous-produits du métabolisme cellulaire normal. Cependant, chacune de ces molécules a ses propres caractéristiques uniques. (**Ghosh & Shcherbik. 2020**). Les ERO proviennent de sources endogènes (mitochondries, peroxydosomes, réticulum endoplasmique, cellules phagocytaires, etc.) et de sources exogènes (pollution, alcool, fumée de tabac, métaux lourds, métaux de transition, solvants industriels, pesticides, certains médicaments tels que l'halothane, le paracétamol, et les radiations). (**Phaniendra, Jestadi, et Periyasamy, 2015**).

**Tableau I.** Principaux types d'espèces réactives (**Ghosh & Shcherbik. 2020**)

Espèces réactives radicalaires	
Anion superoxyde	$O_2^-$
Radicaux hydroxyle	OH-
L'oxyde nitrique	NO-
Hydroperoxyde	HOO-
Espèces réactives Non radicalaires	
Peroxyde d'hydrogène	$H_2O_2$
Acide hypochloreux	HOCl
Peroxydinitrite	ONOO-
L'oxygène singulet	$^1[O_2]$

Le rôle des ERO est complexe car elles peuvent avoir un rôle physiologique ou un effet toxique en fonction de leur concentration. Dans des conditions normales, elles sont générées en faible quantité et jouent un rôle de messagers secondaires capables, notamment, de réguler le phénomène de l'apoptose ou d'activer des facteurs de transcription. Le monoxyde d'azote radicalaire ou  $NO\cdot$  est un composé important ; il est notamment synthétisé par les cellules endothéliales via l'action de NO synthétases sur la L-arginine. C'est une molécule labile très diffusible, dont les effets régulateurs s'exercent sur la plupart des fonctions physiologiques de l'organisme (maintien du tonus vasculaire, neurotransmission, fonctionnement rénal, ...).

## I. Revue Bibliographique

Toutefois, le  $\text{NO}\cdot$  peut former avec l'anion superoxyde le peroxynitrite ( $\text{HOONO}$ ), un oxydant puissant et diffusible, capable d'endommager de nombreuses molécules organiques.

Formés en trop grande quantité, les ERO deviennent « pathologiques » en activant l'expression de gènes codant pour des cytokines pro-inflammatoires ou des protéines d'adhésion. En outre, leur nature instable les rend très réactifs vis-à-vis de substrats biologiques et capables d'induire des modifications oxydatives délétères potentiellement impliquées dans l'apparition de pathologies. (Haleng et al. 2007)

### I.1.3. Principales cibles biologiques des ERO

Les radicaux libres, en raison de leur réactivité chimique élevée, peuvent endommager une variété de composants cellulaires, ce qui conduit à un dysfonctionnement cellulaire et à des maladies. Leurs principales cibles dans les cellules sont les l'ADN, les protéines et les lipides (Figure 2).

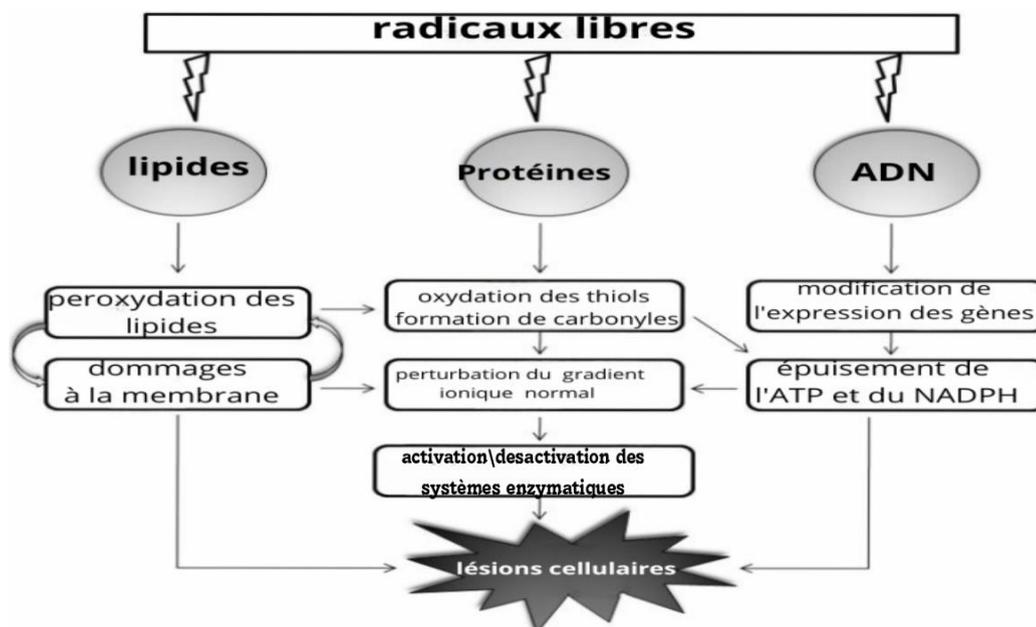


Figure 2 : Cibles moléculaires des radicaux libres (Kumar et al. 2012)

#### I.1.3.1. L'acide désoxyribonucléique

L'ADN est une cible privilégiée pour les ERO. Ces espèces réactives peuvent modifier directement l'ADN ou générer indirectement différentes lésions, affectant toutes deux la viabilité des cellules (Filomeni, De Zio & Cecconi 2015) entraînant des mutations au sein de l'ADN et conduisant à des altérations du message génétique impliquées dans le déclenchement du cancer et le vieillissement. (Haleng et al. 2007). On n'estime pas moins de dix mille

## I. Revue Bibliographique

---

Réactions d'oxydation qui endommagent chaque jour l'ADN (oxydations des base purine / pyrimidine, réticulations, ruptures de brins et bases cycliques). Ces dommages, si elles ne sont pas réparées à temps, peuvent interférer avec les métabolismes essentiels de l'ADN y compris la transcription, la recombinaison, et la réplication, qui peut finalement donner lieu à des résultats défavorables comme la sénescence cellulaire et la mutagénèse (**Lee & Kang. 2019**).

### **I.1.3.2. Les protéines**

Les protéines sont la principale cible de l'oxydation, principalement en raison de leur quantité et de leur taux élevé d'interactions avec les ERO. Les protéines sont sensibles aux modifications ERO des chaînes latérales d'acides aminés qui modifient la structure des protéines. Les acides aminés les plus réactifs au ERO sont l'histidine, la proline, le tryptophane, la cystéine et la tyrosine. Toute attaque radicalaire d'un acide aminé provoquera son oxydation avec, pour conséquences, l'apparition de groupements carbonylés, des clivages de chaînes peptidiques et des ponts bi-tyrosine intra- et inter- chaînes. La plupart des dommages sont irréparables et peuvent entraîner des modifications fonctionnelles importantes des protéines. (**Ahmad et al. 2017**).

### **I.1.3.3. Les lipides**

Les ERO augmente également les dommages causés aux lipides. En effet, les lipides insaturés sont susceptibles de subir un processus connu sous le nom de peroxydation lipidique, une réaction en chaîne, initiée par des radicaux libres réactifs tels que  $\cdot\text{OH}$ , qui en présence d'oxygène, conduit à la formation de peroxydes lipidiques et d'autres dérivés. La peroxydation des lipides membranaires altère leur structure et interfère avec la fonction membranaire ce qui conduit inévitablement à la mort cellulaire (**Di Meo & Venditti 2020**).

### **I.1.4. Les Systèmes antioxydants**

Pour se protéger des effets délétères des EOR, l'organisme dispose d'un ensemble complexe de défenses antioxydantes (Figure 3). On distingue deux sources d'antioxydants : l'une est apportée par l'alimentation sous forme de fruits et légumes riches en vitamines C, E, caroténoïdes, ubiquinone, flavonoïdes, glutathion ou acide lipoïque ; l'autre est endogène et se compose d'enzymes (superoxyde dismutase, glutathion peroxydase, catalase), de protéines (ferritine, transferrine, céruléoplasmine, albumine) et de systèmes de réparation des dommages oxydatifs comme les endonucléases. A cela s'ajoutent quelques oligoéléments comme le

## I. Revue Bibliographique

Sélénium, le cuivre et le zinc qui sont des cofacteurs d'enzymes antioxydantes. (Defraigne & Pincemail. 2008).

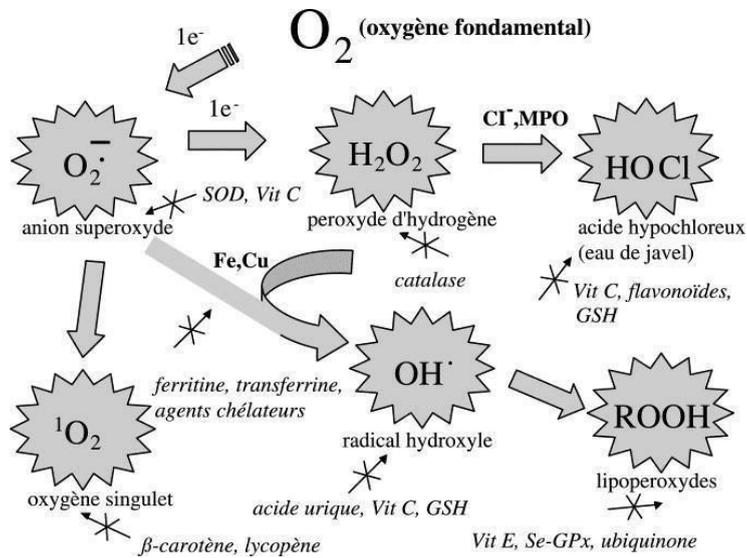


Figure 3 : Aperçu des différentes ERO et des antioxydants régulateurs de leur production (Haleng et al. 2007)

### I.1.4.1. Les antioxydants enzymatiques

#### A. Les superoxydes dismutases

Les superoxydes dismutases (SOD) sont des métalloprotéines, qui représentent une des premières lignes de défense contre le stress oxydant, assurent l'élimination, par une réaction de dismutation, de l'anion superoxyde  $O_2^{\cdot-}$  en le transformant en oxygène et en peroxyde d'hydrogène ( $H_2O_2$ ) ; espèce moins réactive (Valko et al. 2006).

#### B. La catalase

La catalase est une enzyme antioxydante commune présente dans presque tous les tissus vivants qui utilisent l'oxygène. L'enzyme utilise du fer ou du manganèse comme cofacteur et catalyse la dégradation ou la réduction du peroxyde d'hydrogène ( $H_2O_2$ ) en eau et en oxygène moléculaire, complétant ainsi le processus de détoxification initié par la SOD (Ighodaro & Akinloye. 2018).

#### C. La Glutathion peroxydase

La glutathion peroxydase (GPx) est une sélénoenzyme qui fonctionne comme un antioxydant catalytique et protège divers organismes du stress oxydatif et des dommages à la membrane cellulaire. GPx catalyse la réduction des peroxydes nocifs en utilisant le glutathion (GSH)

## I. Revue Bibliographique

(Mouithys-Mickalad *et al.*, 2004). Le rôle principal de GPx consiste en l'élimination des peroxydes lipidiques résultant de l'action du stress oxydant sur les acides gras polyinsaturés. (Handy & Loscalzo, 2022)

### **I.1.4.2. Les antioxydants non enzymatiques**

#### ***A. Les Vitamines***

La vitamine C, aussi Acide ascorbique est un important antioxydant et agit donc dans les environnements aqueux du corps ; c'est un agent réducteur et neutralisant des ERO tels que le peroxyde d'hydrogène (Kurutas. 2015).

La vitamine E désigne un ensemble d'isomères, les tocophérols et les tocotriénols. Ce sont des composés liposolubles qui possèdent des propriétés antioxydantes prononcées. Ils réagissent plus rapidement que les acides gras polyinsaturés avec les radicaux peroxyyles et agissent donc en brisant la réaction en chaîne de la peroxydation lipidique (Kurutas. 2015).

#### ***B. Le glutathion et les protéines-thiols***

Le glutathion est un tripeptide (acide glutamique-cystéine-glycine). Il est le thiol (-SH) majoritaire au niveau intra-cellulaire où il est présent sous forme essentiellement réduite (GSH). Les propriétés antioxydantes du GSH sont nombreuses : cofacteur de la GPx, chélateur des métaux de transition, régénérateur final des vitamines E et C, à partir de leur forme radicalaire. La plupart des protéines dont l'albumine contiennent des groupements « thiols » qui possèdent des propriétés réductrices et piègent facilement les espèces oxygénées activées. (Haleng *et al.* 2007)

#### ***C. Les Polyphénols***

Les polyphénols sont des composés phytochimiques polyhydroxylés synthétisés par les plantes et présentent de nombreux avantages pour la santé humaine. Les polyphénols ont la capacité de piéger et d'éliminer les radicaux libres en donnant des ions hydrogène pour stabiliser les radicaux libres (Haida et Hakimian 2019)

### **I.1.4.3. Plantes à activité Antioxydants**

Les plantes ont l'aptitude de synthétiser de nombreux composés appelés métabolites secondaires comme les polyphénols, les terpenoïdes, les alcaloïdes et autres. Au cours des dernières années, des études sur les activités antioxydantes des plantes médicinales ont augmenté de façon remarquable grâce à leur potentiel d'être utilisées en tant que sources

## I. Revue Bibliographique

naturelles d'antioxydants. En raison de la grande diversité chimique de leurs métabolites secondaires, les plantes possèdent un large éventail d'activités biologiques qui peuvent être utilisées en thérapeutiques. Dans le tableaux II sont cités quelques exemples de plantes africaines à potentiel anti-oxydant.

**Tableau II :** Quelques plantes à potentiel antioxydant

Plante	Partie utilisée	Méthode d'extraction	Taux de flavonoides(Qt.F), Activité anti-radicalaire (IC50DPPH) Activité anti-hémolytique (IC50Hlyse)	Réf.
<i>Dalbergia Hostilis</i>	Feuilles	Macération méthanol	Qt.F : 0,021,62 mg EQ/g IC50DPPH=57,14±4,76 mgEqT/gMS	Aubin et al., 2020.
	Ecorce de Tige		Qt.F : 38,42±0,45 mg EQ /100g IC50DPPH=301,57±0,01 mgEqT/gMS	
<i>Pericopsis Laxiflora</i>	Feuilles	Macération méthanol	Qt.F : 210,27±0,71 mg EQ /100g	
	Racines		Qt.F : 6,81±0,19 mg EQ /100g IC50DPPH=291,59±1,86 mgEqT/Gms	
<i>Piliostigma Thonningii</i>	Racines		IC50DPPH=31,16±0,30 mgEqT/gMS	
<i>Pseudarthria Hookeri</i>	Racines		Qt.F : 24,64±0,44 mg EQ /100g IC50DPPH=33,38±5,88 mgEqT/gMS	
<i>Uraria Picta</i>	Feuilles		Qt.F : 334,48±0,49 mg EQ /100g 284,02 ±1,82 mgEqT/gMS	
<i>Azadirachta Indica</i>	Feuilles		Décoction Eau	Qt.F : 6,73 ± 0,02 mg EQ/ml IC50DPPH=0,47 mg/ml
		Infusion Eau	Qt.F : 6,34 ± 0,02 mg EQ/ml IC50DPPH=1,09mg/ml	
		Macération Eau	Qt.F : 6,67 ± 0,04 mg EQ/ml IC50DPPH= 0,63 mg/ml	
<i>Psidium Guajava</i>	Feuilles	Décoction Eau	Qt.F : 8,10 ± 0,02 mg EQ/ml IC50DPPH= 0,29 mg/ml	
		Infusion Eau	Qt.F : 7,62 ± 0,02 mg EQ/ml CI50 : 0,33 mg/ml	
		Macération Eau	Qt.F : 7,80 ± 0,01 mg EQ/ml IC50DPPH= 0,35 mg/ml	

## I. Revue Bibliographique

Plante	Partie utilisée	Méthode d'extraction	Taux de flavonoïdes (Qt.F), Activité anti-radicalaire (IC50DPPH) Activité anti-hémolytique (IC50Hlyse)	Réf.
<i>Asteriscus Graveolens</i>	Partie Aérienne	Macération méthanol	Qt.F : 7,82 ± 0,11 mg EC/g MS IC50DPPH=26,97 ± 1,04 µg/ml	XX
<i>Cymbopogon Schoenanthus</i>	Partie Aérienne	Macération méthanol	Qt.F : 1,41 ± 0,06 mg EC/g MS IC50DPPH=56,83 ± 1,53 µg/ml	Haddouchi, Chaouche, and Halla, 2016.
<i>Panicum Turgidum</i>	Partie Aérienne		Qt.F : 1,35 ± 0,01 mg EC/g MS IC50DPPH=107,88 ± 2,23 µg/ml	
<i>Pituranthos Scoparius</i>	Partie Aérienne		Qt.F : 1,73 ± 0,02 mg EC/gMS IC50DPPH=73,73 ± 1,41 µg/ml	
<i>Gymnema Sylvestre</i>	Feuille		IC50Hlyse = 29,83 mg EQ/mL	James and Alewo, 2014
<i>Mentha Piperita</i>	Partie aérienne	Percolation à l'éthanol	Qt.F : 122.3 ± 4.1 mg /ml IC50DPPH=129.3 ± 4.5 µg/ ml IC50Hlyse = 836.4± 29.2 µg/ml	Ebrahimzadet al. 2010
<i>Acacia Hydaspica</i>	Partie aérienne	Macération méthanol	IC50Hlyse = 29,9 ± 0,91 µg	Afsar et al. 2016.
<i>Zingiber officinale</i>	Racine	Décoction eau	Qt.F : 32,1 mg EC/g MS IC50DPPH=2,1 µg/ml	Oueslati, et al. 2018

## I.2. Les flavonoïdes : Structure et propriétés antioxydantes

### I.2.1. Généralités

Le terme flavonoïde est issu du latin « *Flavus* » qui signifie jaune. Ce sont des composés polyphénoliques, presque toujours hydrosolubles et très répandus dans le règne végétal. Ils sont responsables de la coloration des fleurs, des fruits et parfois des feuilles dont les différentes couleurs dépendent de la structure mais également du pH du milieu. Le plus souvent, ils sont sous forme d'hétérosides ou de flavonoïdes aglycones. En tant que métabolites secondaires des plantes, les flavonoïdes jouent un rôle important dans de nombreux processus biologiques et dans les réponses des plantes aux facteurs environnementaux. (Amallesh, Das and Das, 2011).

Les flavonoïdes, qui sont courants dans l'alimentation humaine, ont des effets antioxydants ainsi que d'autres activités biologiques dont l'effet antibactérien, anti-inflammatoire, antitumoral, anti-âge cellulaire (Rana & Gulliya, 2019).

## I. Revue Bibliographique

Les fonctions biologiques des flavonoïdes sont liées à leur cytotoxicité potentielle et à leur capacité à interagir avec les enzymes qui dépend de la nature des substitutions structurales dans leurs anneaux C6-C3-C6 (Shen *et al.* 2022).

### I.2.2. Structure des flavonoïdes

A l'état naturel, les flavonoïdes peuvent se présenter sous forme d'aglycones de glycosides, (une ou plusieurs de leurs fonctions phénols sont alors glycosylées) et de dérivé méthylés. Tous les flavonoïdes ont une même structure de base constituée d'un noyau flavane, soit d'un noyau flavone ou d'un noyau ion flavylum (Figure 4) (Abedini. 2013).

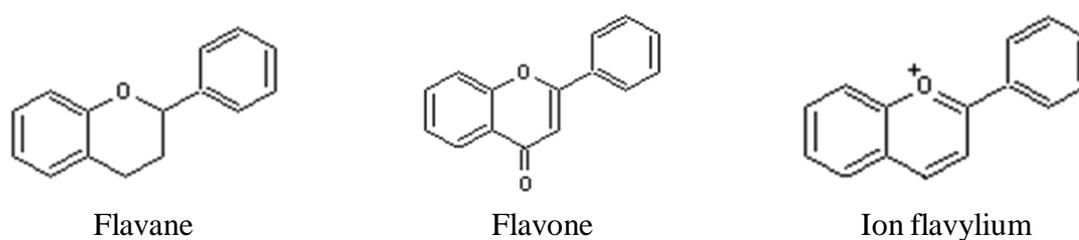


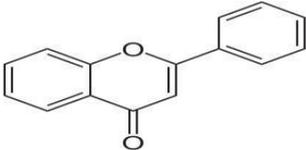
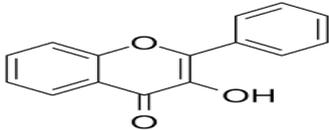
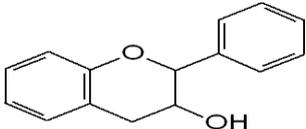
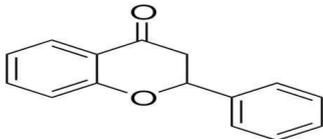
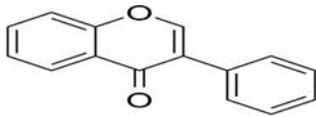
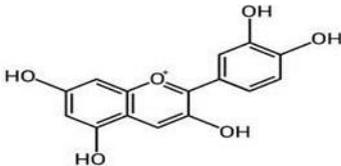
Figure 4 : Structures de base des flavonoïdes (Abedini. 2013)

### I.2.3. Classification des flavonoïdes

Plus de 5000 variétés de flavonoïdes ont été identifiés, ils sont divisés en plusieurs groupes qui se différencient par le degré du degré de substitution de l'hétérocycle de l'aglycone, son oxydation et sa conformation spatiale (Shen, *et al.* 2022). Ils sont le plus souvent divisés en six classes (Tableau III) : Les flavones, les flavonols, flavan-3-ols, les flavanones, les isoflavones et anthocyanidines (ou anthocyanidols) (tableau 1 (Yao *et al.*, 2004 ; Karabin *et al.*, 2012 ; Shen, *et al.* 2022). Les anthocyanidines peuvent être obtenues par réduction flavonols ou par oxydation des flavanols.

## I. Revue Bibliographique

**Tableau III :** Les principales classes des flavonoïdes (Karabin *et al.*, 2012).

Classe	Structure	Données et exemples
Flavones		<p>Les flavones ont une structure basée sur laflavone (2-phényl-1-benzopyran-4-one ou 2-phénylchromén-4-one).</p> <p>Colorants végétaux jaunes dont environ 300 composés naturels sont connus.</p> <p>Sont parfois présentes sous forme d'hétérosides solubles dans l'eau. Se trouve parfois comme co-pigment avec lesanthocyanes. (Apigénine, Chrysin et Lutéoline)</p>
Flavonols		<p>Ce sont des pigments jaunes présents notamment dans la pellicule des raisins et dans les feuilles de vigne.</p> <p>Leur forme aglycone est très stable et dans l'hétéroside, l'ose est fixé sur l'oxygène du OH placé en position 3. (Quercétine, Myricétine et Kaempférol)</p>
Flavan-3-ols		<p>Ils ont également une structure commune poly hydroxylée.</p> <p>Les flavanols se présentent sous plusieurs formes : monomères (catéchine et épicatechine), oligomères et polymères (tannins)</p>
Flavanones		<p>Un sous-groupe de flavonoïdes, incolore dérivés 2,3-dihydrogénés des flavones, généralement glycosylés par un disaccharide en position 7 pour donner des hétérosides de flavanones. (naringénine, Hespérétine et taxifoline)</p>
Isoflavones		<p>Sous-famille des flavonoïdes à propriétés pseudo-estrogéniques.</p> <p>Ce sont les isomères de flavones, avec une structure quasi identique, la seule différence étant la position du groupe phényle, lié au carbone 3 au lieu du carbone 2 pour les flavones (Géénistéine Daidzéine)</p>
Anthocyanidines		<p>Ils constituent la partie aglycone des anthocyanes</p> <p>Les anthocyanidines ont pour structure de base l'ion flavylium (Cyandin, Malvidine et Pétunidine)</p>

## I. Revue Bibliographique

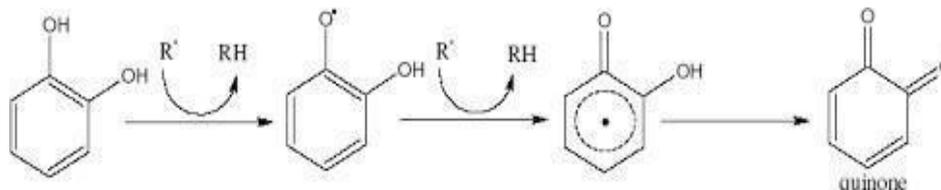
### I.2.4. Propriétés antioxydants

Les flavonoïdes ont suscité l'intérêt scientifique depuis plusieurs décennies. D'abord à cause de leur importance dans la physiologie des plantes et de leurs rôles dans la pigmentation, mais aussi en raison de leur potentiel thérapeutique et effets bénéfiques sur la santé humaine. Comme cela a été démontré par de nombreux travaux, les flavonoïdes sont des molécules à diverses activités thérapeutiques : antioxydants, anti-inflammatoires, anti-microbiennes, anti-cancéreuses, protecteurs vasculaires... (**Rana & Gulliya. 2019**)

Les flavonoïdes sont considérés comme des agents antioxydants très puissants en raison de leur structure chimique, se rapportant en particulier à la position des groupements hydroxyles sur les noyaux aromatiques, en C3 et C4 dans le cycle phénol B puis en position C3 et C5, ainsi que le groupe carbonyle en C4 (**Wang et al., 2010 ; Shen, et al. 2022**).

La propriété antioxydante des flavonoïdes est attribuées à :

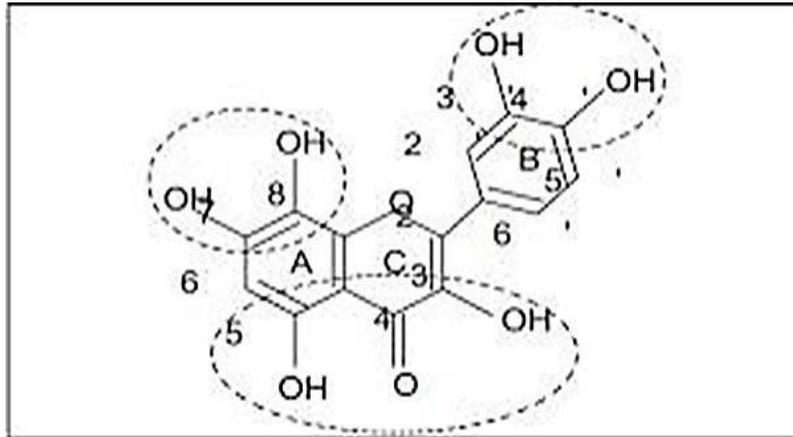
- ✚ Leur capacité à piéger directement les radicaux libres en formant des radicaux flavoxy (**Kejík, and al. 2021**), selon la réaction représentée ci-dessous :



- ✚ Leur pouvoir de chélater les ions métalliques impliqués dans la production des espèces oxygénées réactives (EOR). (**Kejík, and al. 2021**).
- ✚ Leur capacité d'inhiber des enzymes qui contrôlent la balance redox et les processus inflammatoire en particulier les oxydases et es enzymes pro-oxydantes comme les cyclooxygénases, lipoxygénases, xanthine oxydase, NADH oxydase and myelopéroxydase se qui va conduire à la suppression de la production des ERO (**Kejík, and al. 2021**).

Un bon nombre des propriétés antioxydant des flavonoïdes sont attribués à leur capacité de céder des atomes d'hydrogènes, à leurs caractéristiques structurales (Figure 5) leurs conférant une capacité d'éliminer et/ou de piéger efficacement les radicaux libres. (**Zeghadet Merghem. 2013**).

## I. Revue Bibliographique



**Figure 5 :** Caractéristiques structurales des flavonoïdes avec une activité de piégeage des radicaux libres (Amić *et al.* 2003).

L'activité antioxydante peut résulter de :

- La présence d'un un groupe o-dihydroxy dans le cycle B, (3', 4'-dihydroxy) possédant des propriétés donneuses d'électrons et étant une cible radicalaire.
- La présence de la fonction 3-OH du cycle C est également bénéfique pour l'activité antioxydante des flavonoïdes.
- La double liaison C2-C3 conjuguée à un groupe 4-céto, responsable de la délocalisation des électrons du cycle B, améliore encore la capacité de piégeage des radicaux.
- Présence de groupes 3-OH et 5-OH en combinaison avec une fonction 4-carbonyle et une double liaison C2-C3.
- Présence de substituants hydroxyle dans une structure catéchol sur le cycle A, qui sont capables de compenser l'absence de structure o-dihydroxydans le cycle B, et deviennent un déterminant plus important de l'activité antiradicalaire (Figure 5). (Zeghad *et Merghem*, 2013).

### I.2.5. Exemples de flavonoïdes antioxydants

Un certain nombre de travaux récents ont montré que la capacité antioxydantes de la baicaleine, la baicaline, la rutine et la Chrysin (Figure 6) est due entre autres à leurs capacités à piéger les ions métalliques tels que le fer et le cuivre par la formation de complexes métallo-flavonoïdes de haute affinité (avec constante d'affinité allant de  $10^6$  à  $10^{11}M^{-1}$ ) ; ce qui va conduire à l'inhibition de la génération du radical hydroxyle par la réaction de Fenton. (Kejik, *and al.*, 2021).

## I. Revue Bibliographique

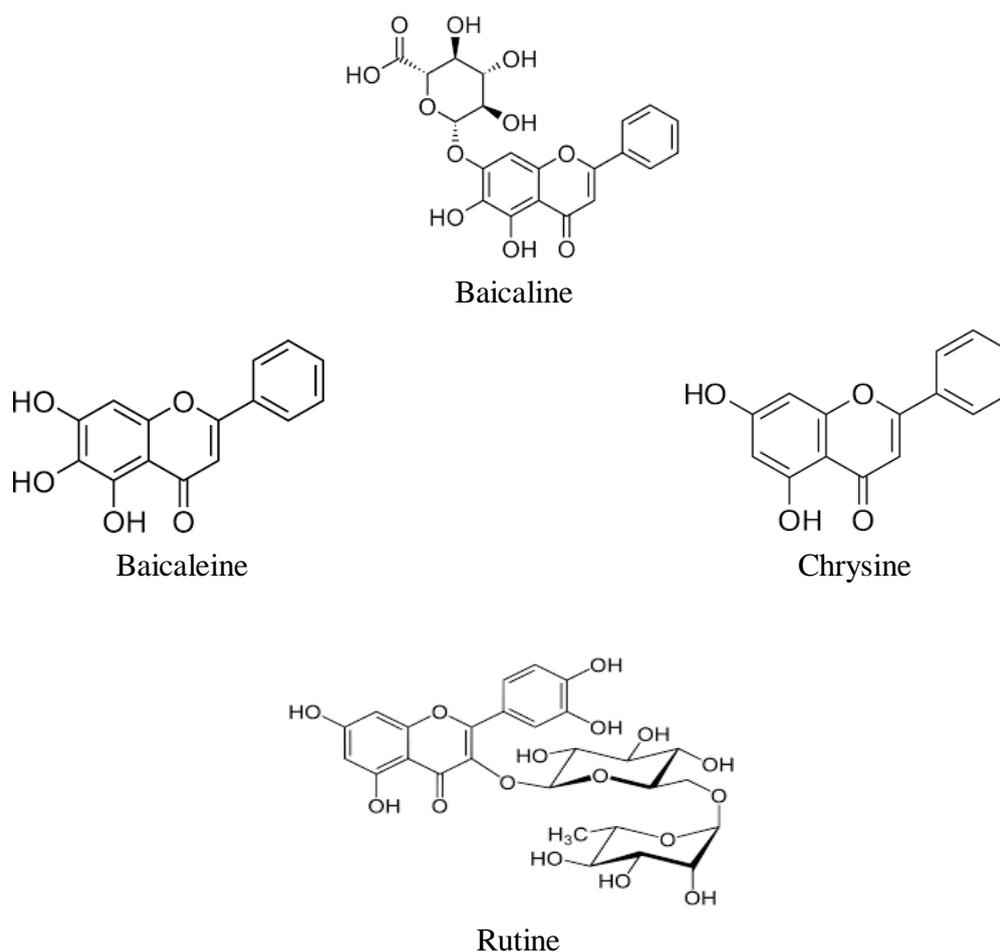


Figure 6 : Structures de la Baicaline, la Baicaleine, la Chrysin et de la Rutin (**Kejik, and al., 2021**)

L'activité antioxydante de la genisteine et la daidzeine (Figure 7) est dû à l'efficacité de ces deux isoflavones à inhiber la lipoxigénase, une enzyme pro-oxydant à co-facteur ion Fe, avec des efficacités de  $IC_{50} = 136$  and  $157$  nmol/L et  $IC_{50} = 107$  and  $125$  nmol/L, respectivement. Les études ont montré que le mécanisme d'inhibition repose sur le piégeage et la réduction de l'ion métallique dans le site de l'enzyme. (**Mahesha, Singh et Rao, 2007**)

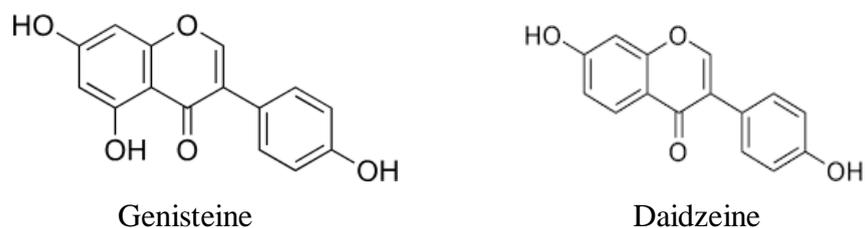


Figure 7 : Structures de la Genisteine et de la Daidzeine (**Mahesha, Singh et Rao, 2007**).

## I. Revue Bibliographique

Les composés flavonols ; kaempférol, de la quercétine et de l'iso quercitrine, (Figure 8), présentent un large profil antioxydant dû à leurs capacités d'agir comme pièges de différents espèces réactives : anion superoxyde, d'acide hypochloreux et l'oxyde nitrique. (Velloso *et al.*, 2011)

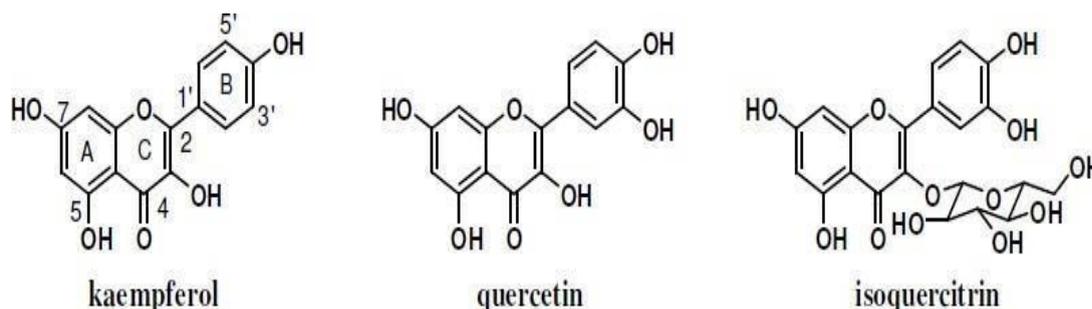


Figure 8 : Structures du kaempferol, la quercétine et l'iso quercitrine (Velloso *et al.*, 2011)

La quercétine était la plus efficace contre HOCl possédant une faible IC<sub>50</sub> (0,08 µM), le NO (taux d'inhibition de NO de 41% pour 0.265 mM) et l'anion superoxyde (IC<sub>50</sub> = 25 µM) suivie de l'Iso quercitrine puis le kaempférol. La différence dans l'efficacité à piéger les radicaux libres de ces flavanols peut être reliée aux groupes hydroxyles libres sur le cycle B des flavonoïdes et l'hydroxyle en position 3 sur le cycle B qui peuvent constituer des sites importants pour l'élimination des superoxydes. (Velloso *et al.*, 2011).

## II. Matériel et méthodes

### II.1. Le végétal

Dans ce travail, nous avons étudié Quatre plantes : Le thym (*Thymus vulgaris*), le romarin (*Salvia rosmarinus*), la cannelle (*Cinnamomum verum*) et l'anis étoilé (*Illicium verum*) (Figure 9). Ces plantes sont largement utilisées en Algérie, soit comme épices pour aromatiser les plats culinaires ou comme plantes médicinales dans la préparation des tisanes antigrippales.

Les plantes ont été achetées sous forme séchée chez un herboriste de la ville d'El Kseur. Elles ont été mises dans une étuve aérée à 40°C pendant 72H pour éliminer toute trace d'humidité résiduelle puis réduites en très petits morceaux.



**Cannelle**



**Romarin**



**Thym**



**Anis étoilé**

**Figure 9** : Plantes utilisées dans l'étude expérimentale

### II.2. Extraction par méthode d'infusion

L'infusion avec l'eau est une méthode d'extraction de principes actifs hydrosoluble à partir d'une matrice végétale. L'extraction aqueuse par infusion a été réalisée selon le protocole de (Gião et al. 2007) Avec quelques modifications, 100 ml d'eau distillée bouillante (100°C) ont

## II. Matériel et méthodes

---

été versés sur 10 g de chaque plante réduite en de très petits morceaux et laissés infuser pendant 15 min. Ensuite, l'infusion a été rapidement refroidie et filtrée par un papier Wattman. Le filtrat obtenu a ensuite été mis dans une étuve aérée à 40 °C pour évaporation jusqu'à séchage complet. Le résidu sec ainsi récupéré a été ensuite pesé et stocké à 4°C jusqu'à utilisation.

**Calcul du rendement :** Le rendement d'extraction a été calculé selon l'expression suivante :

$$\text{Rdt (\%)} = \frac{mE \text{ (g)}}{mMS \text{ (g)}} \times 100$$

Rdt (%) : Rendement d'extraction

mE (g) : masse de l'extrait sec récupéré en gramme.

mMS (g) : masse de la plante utilisée pour l'extraction en gramme.

### II.3. Dosage des composés phénoliques

#### II.3.1. Dosage des polyphénols totaux

La teneur en polyphénols totaux a été déterminée à l'aide de la méthode colorimétrique au réactif de Folin-Ciocalteu (Coe, Fraser, et Ryan 2013). Le réactif de Folin Ciocalteu est un acide jaune composé d'un mélange d'acide phosphotungstique et d'acide phosphomolybdique. Lors de l'oxydation des substances phénoliques, le réactif est réduit en mélange d'oxydes bleus de tungstène et de molybdène. La coloration obtenue après la réaction est proportionnelle à la concentration de polyphénols présents dans les extraits végétaux, elle possède une absorbance maximum d'environ 760 nm. (Bessas, 2008).

Le Protocole utilisé est celui de (Tariq et al. 2013) avec quelques modifications. Il a été réalisé comme suit :

On a mélangé 10 µl de l'extrait avec 100 µl de réactif de Folin 1 N dilué à 50 % dans de l'éthanol 50 % et 1,59 ml d'eau distillée et on a incubé pendant 6 min à l'obscurité à température ambiante. On rajoute après 300 µl d'une solution aqueuse de bicarbonate de sodium à 7,5 %. Après incubation pendant 2 heures à température ambiante, la mesure de l'absorbance a été effectuée à 720 nm.

**NB :** Un blanc a été préparé de la même façon en substituant l'extrait par de l'eau.

## II. Matériel et méthodes

La teneur en polyphénols dans l'extrait a été calculée à partir d'une courbe d'étalonnage effectuée dans les mêmes conditions avec de l'acide gallique comme référence (annexe) et exprimées en milligramme équivalent d'acide gallique par gramme de matière végétale sèche (mgEq.AG/gMS).

### **II.3.2. Dosage des flavonoïdes**

Le dosage des flavonoïdes contenus dans les extraits a été réalisé par la méthode de trichlorure d'aluminium (AlCl<sub>3</sub>). Les flavonoïdes contiennent des groupements hydroxyles (OH) libres en position C3 ou C5, ils provoquent la formation de complexes flavonoïdes- aluminium, qui donne par chélation de l'ion Al<sup>+3</sup> une coloration jaunâtre mesurable à 460 nm. La coloration jaune produite est proportionnelle à la quantité des flavonoïdes présentés dans les extraits (**Dif et al. 2015**).

Le dosage des flavonoïdes a été réalisé selon le protocole décrit dans la référence (**Hebi & Eddouks, 2016**). Légèrement modifié. Différentes concentrations d'extraits aqueux ont été mélangées avec 1ml de solution de chlorure d'aluminium (AlCl<sub>3</sub> 2%). Après incubation pendant 10 min à température ambiante, la mesure de l'absorbance a été effectuée à 460nm contre un blanc. Le blanc a été préparé avec 1 ml d'AlCl<sub>3</sub> additionné d'un 1 ml d'eau distillée.

Les taux de flavonoïdes contenus dans les différents extraits sont calculés par référence à une courbe d'étalonnage, en utilisant la quercétine comme standard et il est exprimé en mg équivalent de quercétine /g matière sèche végétal (mg Eq.Q/g MS).

### **II.3.3. Dosage des tanins condensés**

Le dosage des tanins condensés a été réalisé avec la méthode de la vanilline-HCl décrite par **Ghedadbaet al. (2015)** avec de légères modifications. La vanilline réagit avec les flavan 3-ols libres et les unités terminales des proanthocyanidines donnant une coloration rouge dont l'intensité est proportionnelle aux taux de flavanols présents dans le milieu et qui présente un maximum d'absorption à 500 nm de longueur d'onde.

Le Protocole réalisé est celui décrit par (**Ali-Rachedi et al. 2018**) légèrement modifié. Il est réalisé comme suit :

On a mélangé 100 µl d'extrait à concentration de 50 mg/ml avec 1,5 ml de vanilline à 4 % et 750 µl d'acide chlorhydrique concentré et on a bien homogénéisé. Après incubation pendant 20 min à 30 °C. La mesure de l'absorbance a été effectuée à 500 nm.

## II. Matériel et méthodes

---

Le blanc a été préparé de la même manière en remplaçant le volume d'extrait par de l'eau distillée. Les taux des tanins condensés contenus dans les différents extraits sont calculés par référence à une courbe d'étalonnage, en utilisant la catéchine comme standard et il est exprimé en mg équivalent de Catéchine /g matière sèche végétal (mg Eq.C/g MS).

### **II.3.3. Dosage des tanins hydrolysables**

Les tanins hydrolysables réagissent avec le chlorure ferrique et donnent une coloration bleue dont l'intensité d'absorbance mesurée par spectrophotométrie est proportionnelle à leurs concentrations (**Dif et al. 2015**). Cette méthode est basée sur une réaction avec le trichlorure de fer, le mélange d'extrait tannique plus le réactif du trichlorure ferrique ( $\text{FeCl}_3$ ) provoque une coloration bleue du complexe d'où la formation des ions de ( $\text{Fe}^{3+}$ ).

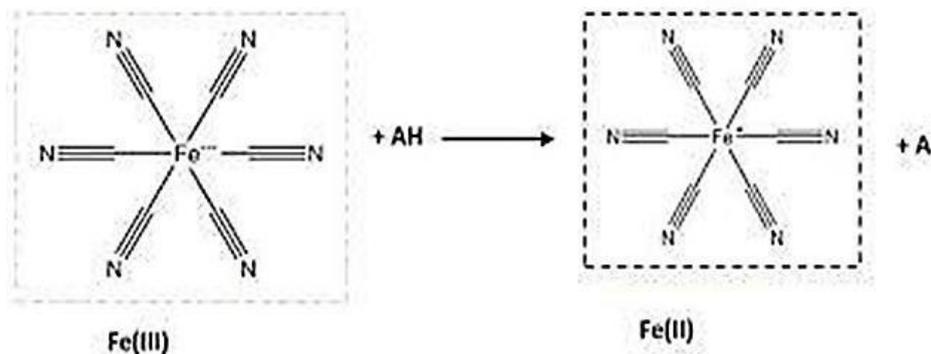
Le dosage des tanins hydrosolubles a été réalisé selon le protocole décrit dans la référence (**Dif et al. 2015**), légèrement modifié. 20 et 100  $\mu\text{l}$  des extraits aqueux de Romarin, cannelle ou Anis étoilé ont été mélangés avec 900  $\mu\text{l}$  de l'eau distillé et 3,5 ml de  $\text{FeCl}_3$  (0,01%). La solution a été homogénéisée vigoureusement par le vortex. L'absorbance est mesurée immédiatement après à 660 nm contre un blanc ne contenant pas d'extrait. Les taux de tanins hydrolysables contenus dans les différents extraits sont calculés en se référant à une courbe d'étalonnage réalisée avec l'acide tannique comme standard (annexe) et ils sont exprimés en  $\mu\text{g}$  équivalent d'acide tannique/g de matière sèche végétal ( $\mu\text{g}$  Eq.AT/g MS).

### **II.4. Evaluation du pouvoir antioxydant**

#### **II.4.1. Test du pouvoir réducteur**

La réduction du Fer par les extraits aqueux des plantes étudiées a été évalué par le test FRAP du potassium-ferricyanide (**Que, Mao, and Pan, 2006**). Cette méthode est basée sur la capacité des extraits à réduire l'ion ferrique ( $\text{Fe}^{3+}$ ), coloré en bleu, en ion ferreux ( $\text{Fe}^{2+}$ ) du complexe ferricyanure-Fe, coloré en vert. L'intensité de la couleur est proportionnelle au potentiel réducteur (Figure 10).

## II. Matériel et méthodes



**Figure 10 :** Réaction de réduction du complexe ferricyanide ferrique Fe (III) par antioxydant (AH)

Le protocole utilisé pour évaluer le pouvoir réducteur est basé sur celui décrit dans la référence de **Habibou et al. (2015)**, légèrement modifié. Dans un volume de 625  $\mu\text{l}$  de tampon phosphate ont été mélangé 625  $\mu\text{l}$  de ferricyanure de potassium 1% ont été mélangé avec différentes volumes des extraits aqueux (5-50  $\mu\text{l}$ ). Après 20 minutes d'incubation à 50°C, 625  $\mu\text{l}$  d'une solution aqueuse de TCA (10%) a été ajouté au milieu réactionnel. Après agitation et centrifugation à 3000 tours pendant 10 min, 625  $\mu\text{l}$  de l'eau distillé et 125  $\mu\text{l}$  de  $\text{FeCl}_3$  0,1% sont ajoutés à 1,25 ml du surnageant et l'absorbance est lue à 700nm. Un blanc ne contenant pas d'extrait a été utilisé. Une augmentation de l'absorbance correspond à une augmentation du pouvoir réducteur des extraits testés.

### II.4.2. Piégeage du peroxyde d'hydrogène

La capacité de piégeage de  $\text{H}_2\text{O}_2$  par un antioxydant est basée sur l'absorption intrinsèque de  $\text{H}_2\text{O}_2$  dans la région UV. À mesure que la concentration de  $\text{H}_2\text{O}_2$  diminue par des antioxydants, la valeur d'absorbance à 230 nm est également diminuée (**Magalhães et al. 2008**).

La capacité des extraits à neutraliser le peroxyde d'hydrogène ( $\text{H}_2\text{O}_2$ ) a été déterminée en suivant la méthode décrite par (**El-Haci et al. 2019**) avec quelques modifications. Une quantité de 1 ml de la solution  $\text{H}_2\text{O}_2$  (30V) diluée au 1/10 avec le tampon PBS (pH=7,4) a été mélangé avec différentes concentrations des extraits solubilisés dans du tampon PBS et 3 ml de tampon PBS. Après une incubation de 15 minutes à température ambiante, l'absorbance a été mesurée à 240 nm, Le blanc a été préparé de la même façon mais sans le  $\text{H}_2\text{O}_2$ . Le control positif a été réalisé en absence d'extrait dans les mêmes conditions.

## II. Matériel et méthodes

L'activité de piégeage de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> est calculée selon la formule suivant :

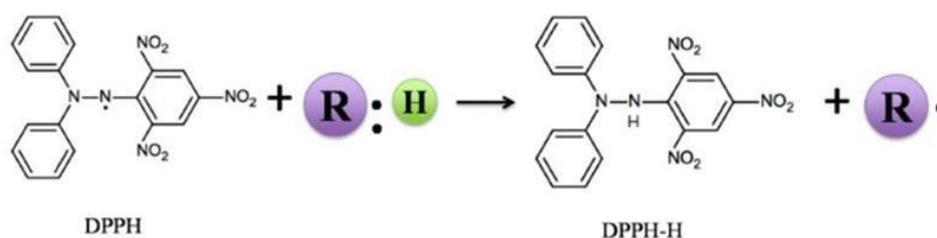
$$\text{Taux de piégeage du H}_2\text{O}_2 (\%) = \frac{[\text{Abs contrôle} - \text{Abs Essai}]}{\text{Abs contrôle}} \times 100$$

**Abs contrôle** : absorbance en absence de l'inhibiteur

**Abs Essai** : absorbance en présence de l'inhibiteur

### II.4.3. Inhibition du radical DPPH

C'est un test qui est fréquemment utilisé pour évaluer l'activité antioxydante. Qui repose sur la réduction d'un radical libre DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl), couleur violet, le DPPH-H réduit, coloré en jaune. (Kartini et al. 2020)



**Figure 11** : réaction de réduction du DPPH (Kartini et al., 2020)

Le test DPPH a été réalisé selon le protocole décrit par Haddouchi, Chaouche, et Halla (2018)

Légèrement modifié :

On a mélangé 100 µl d'extrait avec 1,125 µl d'H<sub>2</sub>O distillée et 25 µl de DPPH. Après incubation à l'obscurité pendant 30 min. La mesure de l'absorbance a été effectuée à 532 nm.

L'absorbance a été mesurée contre un blanc effectué dans les mêmes conditions en l'absence d'extrait de plantes.

Le taux de piégeage du radical DPPH est calculé selon la relation suivante :

$$I (\%) = \frac{\text{Abs C} - \text{Abs E}}{\text{Abs E}} \times 100$$

**I (%)** : Taux d'inhibition du radical DPPH

**AbsC** : Absorbance du contrôle en absence de l'extrait de plante

**AbsE** : Absorbance de l'essai en présence de l'extrait de plante

## II. Matériel et méthodes

### II.5. Evaluation de l'activité anti peroxydase

#### II.5.1. Préparation de l'extrait enzymatique

L'extraction de la peroxydase a été réalisée à partir du navet blanc selon le protocole décrit par (Rosa et al. 2020) Avec quelques modifications. Le navet blanc a été nettoyé, épluché et coupé en petits dés. 100 g ont été homogénéisés dans 100 ml de tampon phosphate 50mM froid, pH6,6 à l'aide d'un mixeur pendant 3 min. L'extrait obtenu a été filtré sur de la gaze puis centrifugé à 4000 g pendant 20 minutes à 4 °C. Le surnageant obtenu contenant l'enzyme a été conservée à -20°C jusqu'à utilisation.

#### II.5.2. Mesure de l'activité anti-peroxydase

L'activité enzymatique de la peroxydase en présence et en absence d'extrait de plante a été suivie par la méthode colorimétrique en utilisant le gâïacol et le peroxyde d'hydrogène comme substrats (Dahdouh, Bachir-Bey, et Kati 2020). La peroxydase catalyse l'oxydation du gâïacol, substance incolore, par la peroxydation tetragaiacol, produit de couleur rouge-rouille qui absorbe à une longueur d'onde de 470 nm. (Figure12) (Mitsch et White 2020).

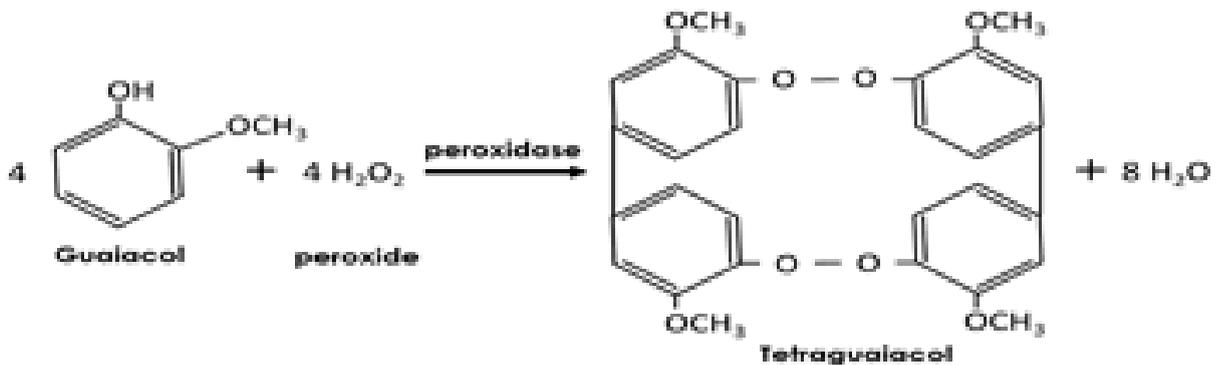


Figure 12 : Oxydation du gâïacol en tetragaiacol (Mitsch et White 2020)

Différents volumes extraits de plante (0-100µl) ont été mélangé avec 20 µl d'enzyme dans 600 µl de tampon phosphate 50mM, pH 6.6. Le mélange a été ensuite homogénéisé et incubé pendant 10 min à température ambiante. Après incubation, un volume de 1,4 ml de solution substrat composé 1 % de gâïacol et 0,3 % H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> a été ajouté au mélange précédent et laissé incubé pour 5 min. la réaction a été stopper par l'ajout de 1ml de carbonate de sodium 3 M et une lecture de l'absorbance a été réalisée à 470 nm.

## II. Matériel et méthodes

---

**Expression des résultats** : le taux d'inhibition (%) a été exprimé en utilisant la relation suivante :

$$I (\%) = \frac{AE \text{ Cont} - AE \text{ Ext}}{AE \text{ Cont.}} \times 100$$

**I (%)** : Taux d'inhibition

**AE Cont** : Activité enzymatique en absence de l'extrait de plante

**AE Ext** : Activité enzymatique en présence de l'extrait de plante

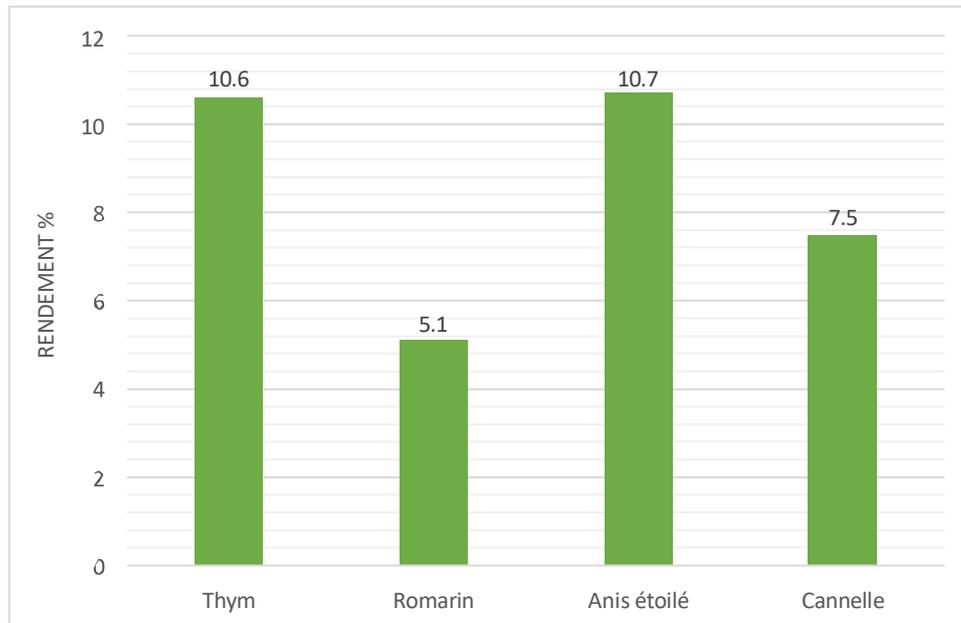
### II.6. Analyse statistique

Les essais ont été réalisés en double sauf le dosage des tanins et le test de pouvoir réducteur. Les résultats sont exprimés en valeurs moyennes  $\pm$  écart-type par le programme Microsoft Office Excel 2007

### III. Résultats et discussion

#### III.1. Rendement d'extraction

Les principes actifs du thym, du romarin, de l'anis étoilé et de la cannelle ont été extraits par infusion, une méthode solide/liquide non exhaustive utilisant de l'eau comme solvant. Les rendements d'extraction obtenus sont illustrés dans la (figure 13)



**Figure 13 :** Rendements d'extrait aqueux obtenus pour le Thym, le Romarin, l'Anis Etoilée et la Cannelle.

Le calcul des rendements par rapport au poids de la poudre végétale a montré que les extraits du thym (*Thymus vulgaris*) et de l'anis étoilée (*Illicium verum*) représentent les rendements les plus élevés, 10,6 % et 10,7 % respectivement. Les rendements d'extraction aqueuse de la cannelle (*Cinnamomum verum*) et du romarin (*Rosmarinus officinalis*) sont un peu plus faible, 7,5 % et 5,1 % respectivement. La différence en rendement d'extraction par le même solvant est due au fait que les plantes utilisées sont des espèces différentes et même les parties utilisées des plantes utilisées sont différentes ; feuilles pour *thymus vulgaris* et *Salvia rosmarinus*, écorce de tige pour *Cinnamomum verum*, fleur pour *Illicium verum*.

En général, les facteurs influençant les rendements d'extraction des métabolites bioactifs des plantes sont divers : méthode et conditions d'extraction, espèce et origine géographique, parties et stade de maturité de la plante, période de la récolte, les conditions et la durée du stockage (Haddouchi et al. 2016).

## III. Résultats et discussion

### III.2. Taux des composés phénoliques

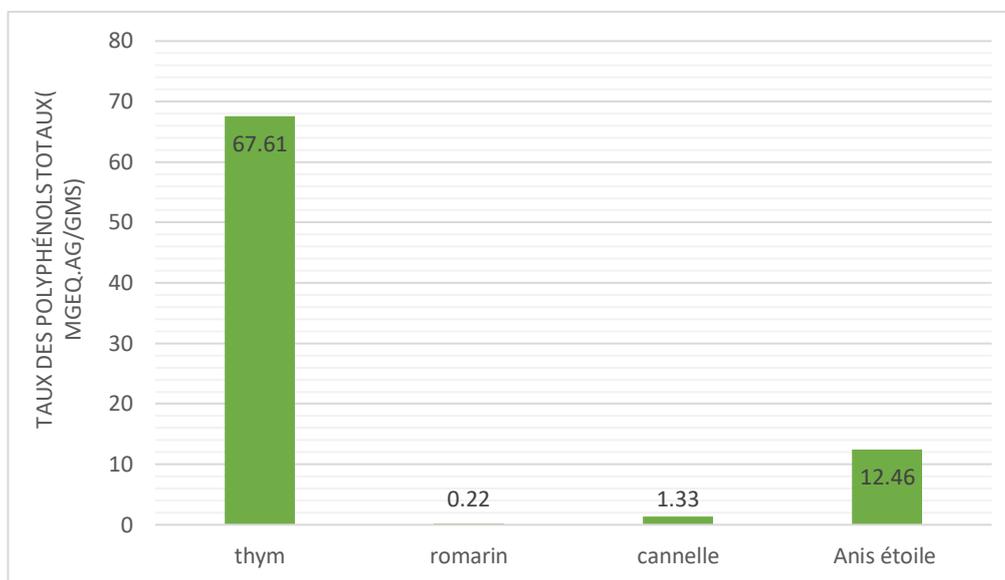
Les teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes, tanins hydrolysables et tanins condensés des extraits aqueux de nos 4 plantes testées ont été calculés en se référant aux courbes d'étalonnage d'acide gallique, de quercétine, d'acide tannique et de catéchine respectives (Annexes). Les résultats obtenus sont représentés dans le tableau N° IV suivant :

**Tableau IV** : teneurs en composés phénoliques des extraits aqueux de thym, Romarin, Cannelle et Anis étoilé.

	Thym	Romarin	Cannelle	Anis étoilé
Polyphénols totaux en mg Eq AG/g MS	67,61 ± 6,10	0,22 ± 0,004	1,33 ± 0,003	12,46 ± 0,89
Flavonoïdes en mg Eq Q/g MS	0,38 ± 0,005	0,01 ± 0,001	0,03 ± 0,01	0,94 ± 0,01
Tanins hydrolysables en mg Eq.AT/g MS	8,66 ± 0,14	0,26 ± 0,01	1,23 ± 0,25	4,003 ± 0,38
Tannins Condensés en µg Eq C/g MS	2,4	0,74	10,53	16,93

#### III.2.1. Taux des polyphénols totaux

Les polyphénols totaux des extraits de plantes ont été mesurés par colorimétrie à l'aide du réactif Folin-Ciocalteu. En utilisant l'acide gallique comme standard, la courbe d'étalonnage présente dans (Annexe) a été utilisée pour calculer les valeurs des concentrations totales des polyphénols, exprimées en mg Eq AG/g MS. Les résultats présentés dans le tableau X et la (Figure 14) montre que la quantité extraite en polyphénol totaux varie énormément en fonction de la nature de la plante. Ainsi, le thym est celui qui contient le plus de polyphénols totaux hydrosolubles avec un taux de 67,61 ± 6,10 mg Eq AG/g MS alors que le romarin est celui qui contient le moins de polyphénols totaux avec seulement 0,22 ± 0,004 mg Eq AG/g MS.



**Figure 14** : Taux des polyphénols totaux des extraits aqueux de Thym, Romarin, Anis Etoilée et Cannelle.

L'extrait aqueux de thym récolté dans la région de Bejaia a montré un taux de polyphénols totaux plus ou moins similaire (54.21 mg Eq AG/g MS) à celui rapporté dans l'étude menée par **Nateqi et al. (2018)** sur le thym récolté dans la province de Tehran province en Iran.

L'extrait aqueux de l'anis étoilé contient a donné une teneur en polyphénols totaux de 12,46 ± 0,89 mg Eq AG/g MS, environ deux fois plus élevée que celle rapportée dans l'étude menée par **Dinesha et al. (2014)** pour l'extrait aqueux de l'anis récolté dans l'état de Karnataka en Inde (7.31 ± 0.6121 mg Eq AG/g MS).

Pour l'extrait aqueux de la cannelle, la teneur en polyphénols de 1,33 ± 0,003 est largement inférieure à celle trouvée (46 ± 3 21 mg Eq AG/g MS) dans l'étude menée par **Cheng et al. (2012)**.

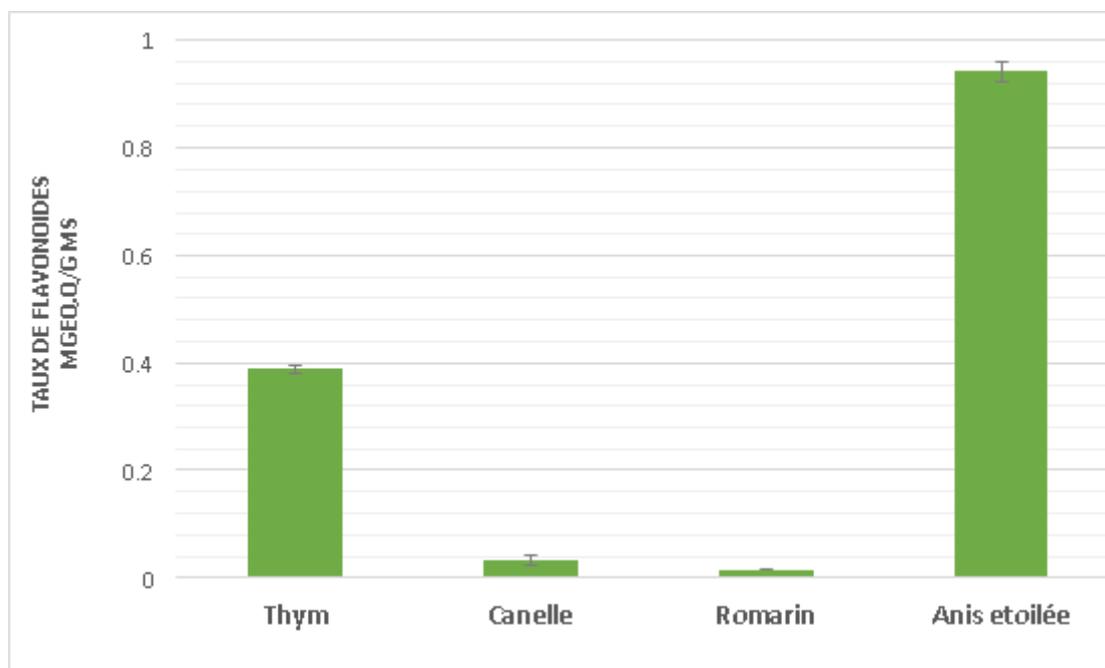
L'extrait de romarin contient la quantité la plus faible en polyphénols (0,22 ± 0,004 mg Eq. AG/g MS) qui aussi inférieure à la valeur trouvée (9.13 ± 0.28 mg Eq AG/g MS) dans l'étude menée par (**Lagouri & Alexandri, 2013**) sur romarin récolté en dans la région de la Crète (Grèce).

Apart l'origine de la plante et la méthode d'extraction, la variation dans teneurs de polyphenols extraits à l'eau pour une même espèce de plante est probablement influencés par d'autre facteurs tels que le stade de maturité de la plante, les conditions de stockage de la plante récoltée et

autres (Magangana et al. 2020).

### III.2.2. Taux de flavonoïdes

Le dosage des flavonoïdes des extraits aqueux des différentes plantes a été effectué par la méthode colorimétrique en utilisant le trichlorure d'aluminium (AlCl<sub>3</sub>). La courbe d'étalonnage utilisant la quercétine (Annexe) a permis de calculer les quantités des flavonoïdes totaux pour les 4 plantes. Les résultats obtenus (Tableau IV, Figure 15) montrent que l'anis étoilé est la plante la plus riche en flavonoïdes polaires avec un taux de  $0,94 \pm 0,01$  mg Eq.Q/g MS et les plantes qui en contiennent le plus faible taux sans différences significatives sont la cannelle ( $0,03 \pm 0,01$  mg Eq Q/g MS) et le romarin ( $0,01 \pm 0,001$  mg Eq Q/g MS).



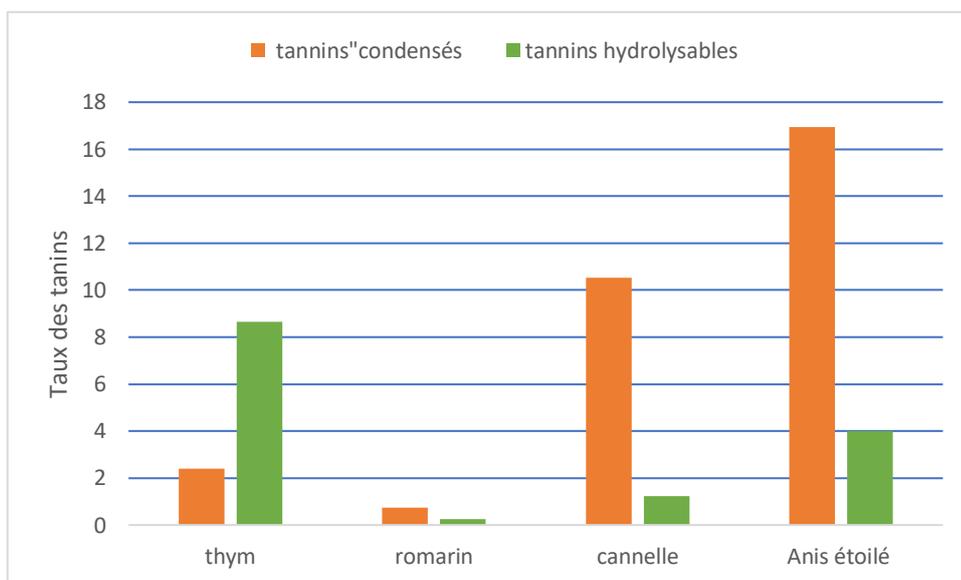
**Figure 15** : Taux des flavonoïdes des extraits aqueux de Thym, Romarin, Anis Etoilée et Cannelle.

Les feuilles de *thymus vulgaris* ou thym ont donné un taux de  $0,38 \pm 0,005$  mg Eq.Q/g MS. La différence dans la quantité de flavonoïdes extraits par l'eau entre les 4 plantes peut s'expliquer, entre autres, par la partie de la plante utilisée. En effet, il a été trouvé dans différentes études que les flavonoïdes sont concentrés dans la partie aérienne d'une plante, principalement au niveau des fleurs. Ainsi que le solvant d'extraction, quel que soit le mode d'extraction, l'éthanol reste le meilleur extracteur des flavonoïdes, l'éthanol et l'eau sont préférables car ils ont

l'avantage d'être non polluants, moins cher et non toxiques par rapport ad'autres solvants. L'addition de l'eau aux solvants organiques augmente la solubilité des polyphénols par modulation de la polarité du solvant organique (Mahmoudi et al. 2012).

### III.2.3. Taux des tanins

Les résultats des dosages des tanins condensés ou hydrolysables par méthodes colorimétriques spécifiques sont représentés dans la (figure 16). Les résultats obtenus montrent des différences dans les quantités de tanins hydrosolubles ou condensés extraits à l'eau entre les quatre plantes.



**Figure 16 :** Teneur en tanins des extraits aqueux de Thym, Romarin, Anis Etoilée et Cannelle.

Ainsi l'extrait de thym (*Thymus vulgaris*) et celui de l'anis étoilée (*Illicium verum*) qui contiennent les taux les plus élevés en tanins hydrolysables avec des taux de  $8,66 \pm 0,14$  mg Eq.AT/g MS et  $4,003 \pm 0,38$  mg Eq.AT/g MS, respectivement, alors que c'est l'extrait de l'anis étoilée (*Illicium verum*) et l'extrait de cannelle (*Cinnamomum verum*) qui contiennent le plus de tanin condensé avec des taux respectifs de  $16,93 \mu\text{g Eq C/g MS}$  et  $10,53 \mu\text{g Eq C/g MS}$ .

L'extrait aqueux des feuilles de romarin (*Rosmarinus officinalis*) est l'extrait qui contient les plus faibles taux de tanins hydrolysables et de tanins condensés avec des teneurs respectifs de  $0,26 \pm 0,01$  mg Eq.AT/g MS et  $0,74 \mu\text{g Eq C/g MS}$ .

Les différences observées dans les taux des tanins entre les extraits sont probablement dues à la composition chimique des plantes. En effet, le taux de tanins des extraits, dont dépend la

Dégradabilité, est susceptible d'être influencé par le mode de culture, le stade phénologique, la nature du sol (les sols arides sont sablonneux, infertiles et pauvres en éléments nutritifs), le climat au moment du prélèvement (température et pluviométrie) (**Laurent et al. 1975**).

### III.3. Potentiel antioxydant des extraits aqueux

#### III.3.1. Activité anti radicalaire sur le radical DPPH

Nous avons étudié l'activité antiradicalaire par inhibition du radical DPPH pour nos les extraits de nos 4 plantes. Les résultats obtenus (tableau V) montrent pour une concentration d'extrait aqueux de 5mg/ml, une absence d'inhibition du radical DPPH pour les extraits de romarin, de l'anis étoilé et cannelle. En revanche, un taux d'inhibition radical DPPH à 22 % a été observé pour l'extrait de thym.

**Tableau N° V :** Taux d'inhibition du radical DPPH par les extraits aqueux de Thym, Romarin, Anis Etoilée et Cannelle.

	Extrait aqueux du Thym	Extrait aqueux Romarin	Extrait aqueux de la Cannelle	Extrait aqueux de l'anis étoilée
Taux d'inhibition du radical DPPH pour une concentration de 5 mg	25%	00%	02%	00%

Le faible taux ou l'absence d'activité anti radical DPPH enregistré pour les différents extraits à la concentration utilisée peut être due que les métabolites poly phénoliques polaires à potentiel anti-radicalaire extraits par infusion à l'eau soient en faibles concentrations. En effet, une corrélation positive a été établie entre l'activité antioxydante et la concentration des composés phénoliques des plantes (**Sun et al. 2007**). Le test DPPH est largement utilisé au niveau de l'évolution des extraits hydrophiles en provenance de sources très riches en composés phénoliques (**Mensor et al. 2001**).

Une absence d'activité anti-radical DPPH peut être aussi due à une faible efficacité anti-radicalaire liée à la polarité et la structure des composés phénoliques. Des études ont montré corrélation entre la structure chimique des composés phénoliques et son efficacité anti-radicalaire. (**Yi-Zhong et al. 2006 ; Popovici et al. 2009**). La structure chimique et la polarité de l'antioxydant sont déterminantes pour sa capacité à piéger les radicaux libres. Des études sur la relation entre la structure chimique des composés phénoliques et leur pouvoir piégeur des

radicaux libres ont montré que l'activité anti-radicalaire est dépendante du nombre, de la position et de la nature des substituants sur les cycles et le degré de polymérisation des polyphénols (Karamac et al. 2005) d'une part et la polarité de ces composés (Popovici et al. 2009).

Le test au radical libre DPPH• qui est recommandé pour des composés contenant SH- , NH- et OH- groupes [Salah et al. 1995) peut aussi avoir ses limites pour détecter l'efficacité anti-radicalaire des extraits de plantes. Le plus souvent, il faut combiner les réponses de tests différents et complémentaires pour avoir une indication sur la capacité anti-radicalaire des échantillons à tester (Tabart et al. 2009 ; de Gaulejac et al. 1999).

### III.3.2. Pouvoir réducteur

Les propriétés réductrices des extraits aqueux ont été évaluées en utilisant la méthode basée sur la capacité des extraits à réduire le fer ferrique Fe<sup>3+</sup> en fer ferreux Fe<sup>2+</sup> qui se traduit par l'augmentation de l'intensité de la couleur bleue du milieu réactionnel mesurable par la variation d'absorbance à 700 nm (Habibou et al. 2019).

Les résultats de la réduction du fer ferrique par les extraits aqueux de nos 4 plantes sont représentés dans la (figure 17) suivante.

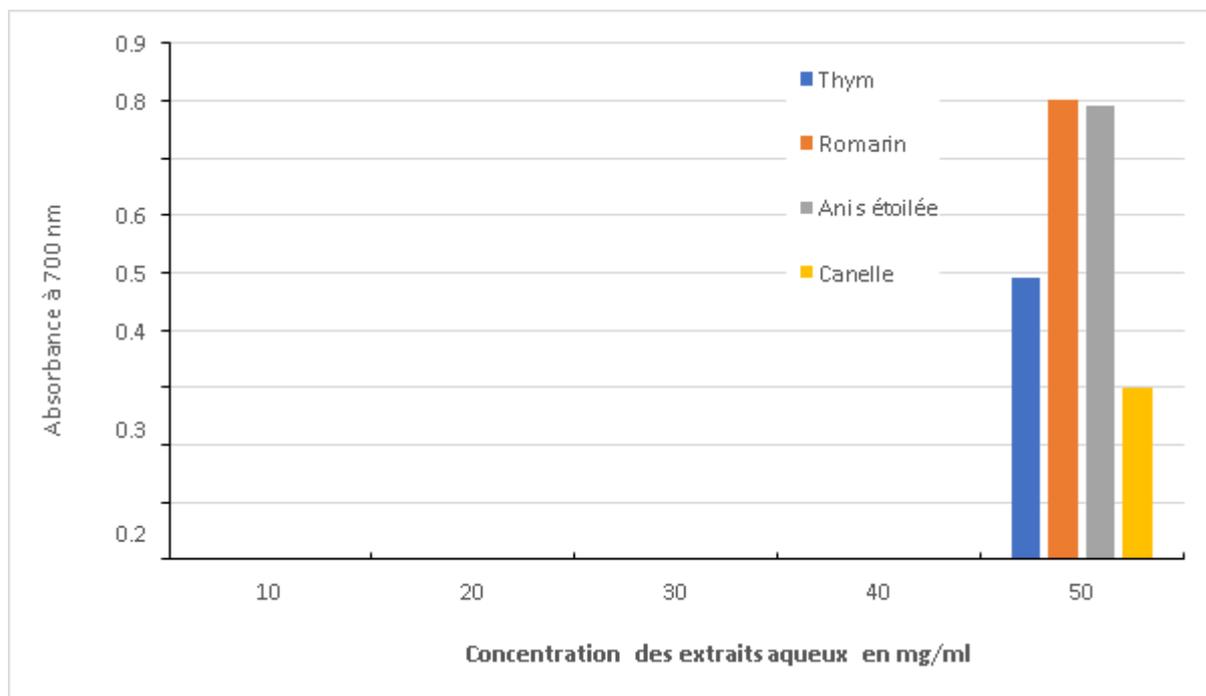


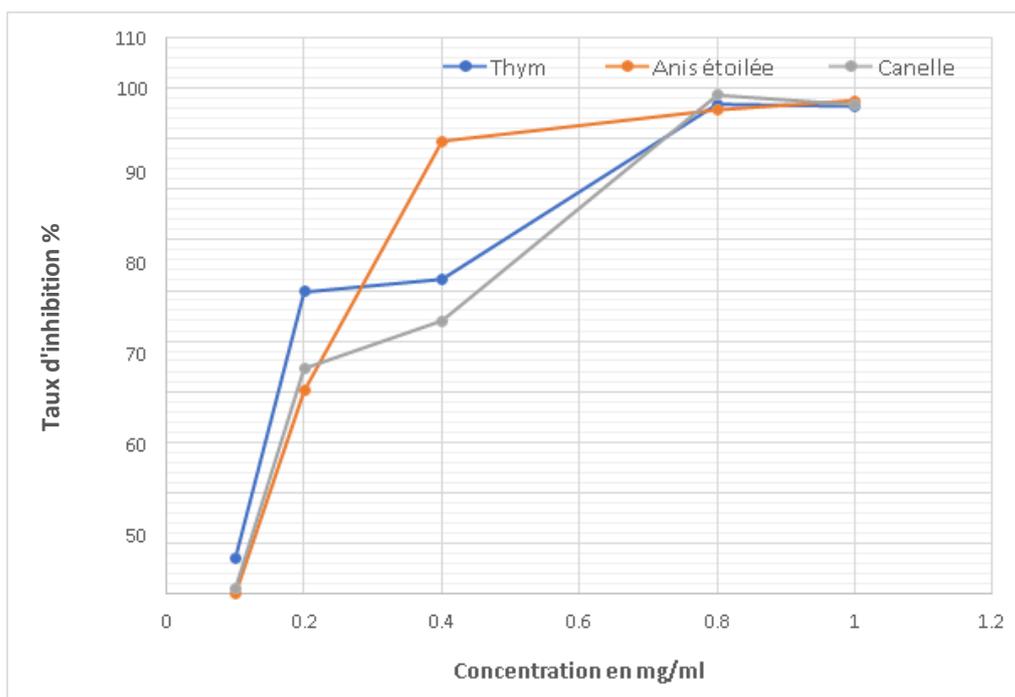
Figure 17 : Pouvoir réducteur des aqueux de Thym, Romarin, Anis Etoilée et Cannelle.

D'après les résultats obtenus, le test de réduction du fer a révélé que les extraits aqueux du romarin (*Rosmarinus officinalis*) et de l'anis étoilé (*Illicium verum*) ont un pouvoir réducteur élevé comparé à celui des extraits de thym (*Thymus vulgaris*) ou de cannelle (*Cinnamomum verum*). Ainsi, la capacité de réduction du fer des extraits, à concentration de 50 mg/ml, se traduit par des absorbances de 0,8 pour l'extrait du romarin, 0,79 pour l'anis étoilé, 0,49 et 0,3 pour le thym et la cannelle (Fig. 17) respectivement. Le pouvoir réducteur des extraits aqueux serait probablement dû à la présence de groupements hydroxyles dans les composés phénoliques qui peuvent servir comme donneurs d'électrons. Les polyphénols peuvent réduire le Fe (III) en Fe (II) via une voie de transfert d'un électron et sont oxydés en semiquinones (Pan et al. 2022).

### III.3.3. Activité anti-péroxyde d'hydrogène

Pour évaluer l'effet neutralisant de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> par les extraits aqueux de nos plantes, on a utilisé la méthode de mesure de l'absorbance à 230 nm, une méthode couramment utilisée pour mesurer la concentration de peroxyde d'hydrogène (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) dans une solution. Une diminution de l'absorbance à cette longueur d'onde indique une réduction de la concentration de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> (El-Haci et al. 2016).

Les résultats de l'efficacité des extraits aqueux de nos 4 plantes à neutraliser le peroxyde d'hydrogène (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) en évaluant les taux de neutralisation de l'H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> à différentes concentrations des extraits sont représentées dans la (figure 18). Les résultats obtenus montrent qu'à l'exception de l'extrait du romarin qui n'a pas d'effet neutralisant de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> aux concentrations testées, les extraits des 3 autres plantes sont doués d'une activité antiradicalaire importante vis-à-vis le radical H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> et que cette activité est concentration-dépendante. En effet, le piégeage du radical H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> augmente avec l'augmentation de la concentration des extraits (figure 18). Ces résultats suggèrent que les composés présents dans ces extraits, notamment les métabolites secondaires tels que les polyphénols et les flavonoïdes qui sont connus par leur rôle antioxydant, sont efficaces pour réduire les niveaux de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>, potentiellement en le convertissant en eau (H<sub>2</sub>O) et en oxygène (O<sub>2</sub>), produits non toxiques, par un mécanisme de transfert d'électrons des flavonoïdes ou des polyphénols vers le H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> (Rice-Evans et al. 1996).



**Figure 18 :** variation des taux d'inhibition du radical  $H_2O_2$  en fonction des concentrations des extraits aqueux des plantes.

Les valeurs calculées des concentrations inhibitrices à 50% (IC50) pour le piégeage de le  $H_2O_2$  indiquent que les extraits aqueux ont des efficacités anti- $H_2O_2$  avec des IC50 comprises entre 0,2 et 0,4 mg/ml (Tableau VI). L'extrait de thym montre la meilleure Efficacité à piégeage le l' $H_2O_2$  avec une IC50 de 0,19 mg/ml, suivi de l'anis étoilé avec une IC50 de 1,22 mg/ml et de la cannelle avec une IC50 de 1,3 mg/ml. L'efficacité de piégeage de l' $H_2O_2$  peut être attribuée à des phénomènes intrinsèques d'auto-inhibition et à la teneur en composés phénoliques, capables de piéger ce type de radicaux en fournissant des électrons pour favoriser la conversion de l' $H_2O_2$  en  $H_2O$  (El-Haci et Didi, 2012).

**Tableau VI :** Concentrations inhibitrices à 50 % de  $H_2O_2$  des extraits aqueux du thym, cannelle et anis étoilée.

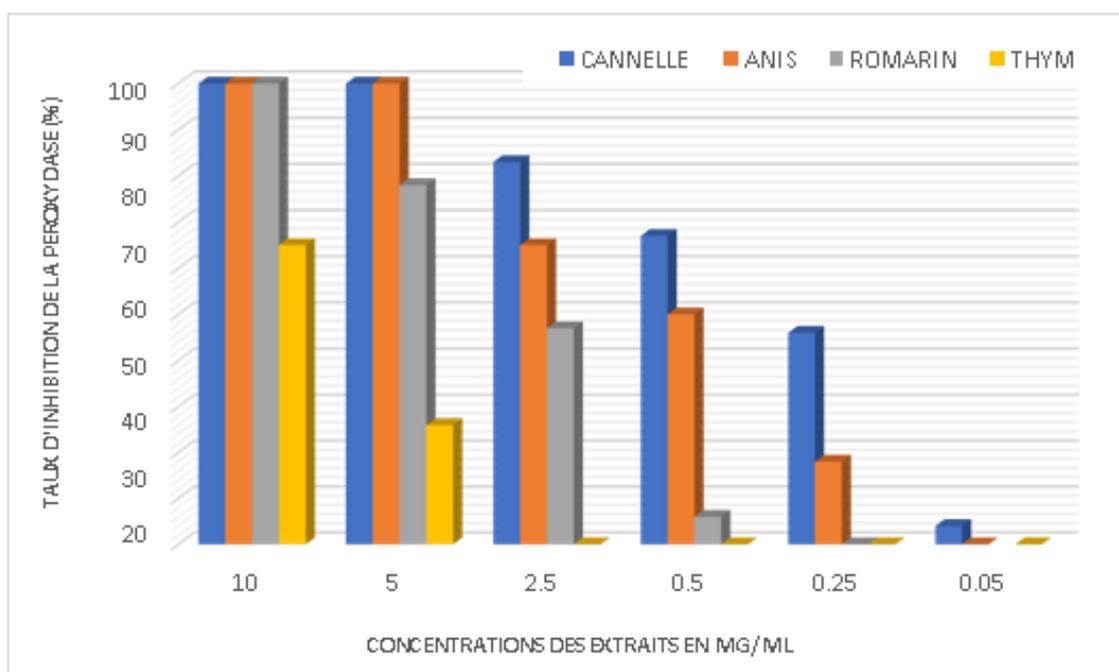
	Extrait aqueux Thym	Extrait aqueux Cannelle	Extrait aqueux Anis étoilée	Extrait aqueux Romarin
IC50 (mg/ml)	0,19	1,3	1,22	>> 100

Nos extraits présentent une efficacité réductrice vis-à-vis de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>, cependant, ils sont moins performants que le BHA et l' $\alpha$ -tocophérol, des antioxydants de référence connus pour leur forte capacité de neutralisation du H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>. À une concentration de 100  $\mu$ g/ml, le BHA et l' $\alpha$ -tocophérol réduisent significativement le H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>, avec des effets réducteurs atteignant environ 24 % et 34 % respectivement. (El-Haci et al. 2013).

Le peroxyde d'hydrogène, bien qu'il ne soit pas très réactif en soi, peut être toxique pour les cellules en générant des radicaux hydroxyles intracellulaires. Par conséquent, l'élimination du H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> joue un rôle crucial dans la défense antioxydante cellulaire (Halliwell, 1991). Les polyphénols, notamment les flavonoïdes tels que la quercétine et la catéchine, ainsi que d'autres composés phénoliques comme les esters d'acide gallique et d'acide caféique, ont démontré une capacité protectrice contre la cytotoxicité induite par le peroxyde d'hydrogène chez les mammifères et les cellules bactériennes (Kumaran et Karunakaran, 2007)

#### II.4. Activité anti peroxydase

Les résultats de l'effet de différentes concentrations des extraits aqueux des plantes (0.05mg/ml à 10mg/ml) sur la peroxydase du navet blanc sont représentés dans la (Figure 19).



**Figure 19 :** Histogramme représentant les taux d'inhibition de la peroxydase du navet blanc à différentes concentrations des extraits aqueux de Thym, Romarin, Anis étoilée.

Les résultats obtenus montrent que nos 3 extraits aqueux de cannelle, anis étoilée et romarin inhibent à 100% la peroxydase du navet pour une concentration d'extrait de 5mg/ml et que l'extrait du romarin présente un taux d'inhibition de 100% pour une concentration d'extrait de 10mg/ml. L'extrait de thym a une efficacité inhibitrice beaucoup plus faible puisqu'il faut une concentration largement supérieure à 10mg/ml pour atteindre un taux d'inhibition de 100%. Pour les 4 extraits aqueux, le taux d'inhibition est concentration-dépendante (Figure 19).

Les valeurs des IC50 (concentrations inhibitrices à 50% de la peroxydase) calculées (tableau VII) montrent que les extraits aqueux des 4 plantes ont des efficacités inhibitrices qui sont légèrement différentes. Ainsi, les extraits de cannelle et d'anis étoilée ont pratiquement la même efficacité inhibitrice avec des IC50 de 0,4 mg/ml et 0,5mg/ml respectivement. Ils présentent des efficacités d'inhibition plus grande d'un facteur de 20 et 16 fois par rapport à l'extrait de thym (IC50 = 8mg/ml) de 6 et 5 fois par rapport à l'extrait de romarin (IC50= 2.6mg/ml) respectivement.

**Tableau N° VII** : IC50 de l'inhibition de la peroxydase du navet blanc des extraits aqueux de Thym, Romarin, Anis Etoilée et Cannelle.

	Extrait aqueux Thym	Extrait aqueux Cannelle	Extrait aqueux Anis étoilée	Extrait aqueux Romarin
IC50	8 mg/ml	0,4 mg/ml	0,5mg/ml	2,6mg/ml

L'inhibition de la Peroxydase du navet a fait objet de plusieurs études aussi bien pour des extraits de plantes (Velloso et al., 2009) que pour des métabolites secondaires purs (Petacci et al., 2010). Par exemple, l'extrait éthanolique des racines de *Salacia campestris* a montré un taux d'inhibition de 51% pour une concentration 10 µg/ml, alors que la quercétine, un flavanol, a présenté une meilleure efficacité inhibitrice (IC50=1,35 µg/ml) (Velloso et al., 2009). Une étude réalisée sur le potentiel antioxydant et anti-peroxydasique du Astilbin (5,7,3',4'-tetrahydroxy-2,3-dihydroflavonol-3-β-o-rhamnoside), un flavonoïde à large spectre d'activités biologiques, inhibe l'activité de la HRP dans une relation concentration-dépendante avec une IC50 égale à 15µM (Petacci et al. 2010). Il a été démontré que les flavonoïdes interagissent avec les peroxydases en agissant comme des substrats d'oxydation de ces enzymes à hème menant à la diminution de l'oxydation du gaïacol (Kostyuk et al., 2003 et Awad et al. 2000)

## Conclusion

---

Dans cette étude, nous avons quantifié les polyphénols totaux, les flavonoïdes et les tanins dans les extraits aqueux de quatre plantes médicinales : *Salvia rosmarinus*, *Thymus vulgaris*, *Cinnamomum verum* et *Illicium verum*. Nous avons également évalué leurs activités antioxydants et anti-péroxydase.

Les résultats obtenus montrent que les quatre plantes contiennent des flavonoïdes, des tanins hydrolysables et condensés, ainsi que probablement d'autres composés phénoliques. Les taux de ces composés varient selon l'espèce de plante. L'extrait aqueux de *Thymus vulgaris* est le plus riche en polyphénols totaux et c'est aussi l'extrait aqueux qui a la plus grande teneur en tanins hydrolysable, alors que c'est l'extrait aqueux de l'anis étoilé qui est le plus riche en flavonoïdes polaires et c'est également l'extrait aqueux le plus riche en tanins condensés.

L'évaluation du potentiel antioxydant par les tests antiradicalaires DPPH et H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> et le test de réduction du fer (FRAP) a montré qu'à une concentration de 5 mg/ml, aucun des extraits aqueux n'a démontré une activité anti-DPPH significative. En revanche, les extraits de *Thymus vulgaris*, *Illicium verum* et *Cinnamomum verum* ont montré une efficacité de piégeage de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> avec des IC<sub>50</sub> respectives de 0,19 mg/ml, 1,22 mg/ml et 1,3 mg/ml. Les extraits des quatre plantes ont également montré la capacité de réduire le fer ferrique en fer ferreux.

L'évaluation de l'activité inhibitrice de la peroxydase a montré que les extraits de *Cinnamomum verum* et *Illicium verum* ont une efficacité inhibitrice similaire avec des IC<sub>50</sub> de 0,4 mg/ml et 0,5 mg/ml respectivement, tandis que les extraits de *Thymus vulgaris* et *Salvia rosmarinus* inhibent la peroxydase avec des IC<sub>50</sub> de 8 mg/ml et 2,6 mg/ml respectivement.

Ces résultats suggèrent que ces plantes pourraient jouer un rôle crucial dans la lutte contre les radicaux libres, ce qui est important pour la prévention et le traitement des maladies chroniques. Cependant, des recherches supplémentaires sont nécessaires pour identifier les composés responsables des activités antioxydantes et anti-péroxydase et évaluer leur pouvoir antioxydants *in vivo*.

## Liste des références :

1. Afsar, T., Razak, S., Khan, M.R., Mawash, S., Almajwal, A., Shabir, M. and Haq, I.U., 2016. Evaluation of antioxidant, anti-hemolytic and anticancer activity of various solvent extracts of *Acacia hydasypica* R. Parker aerial parts. *BMC Complementary and Alternative Medicine*, 16, pp.1-16.
2. Ahmad, S., Khan, H., Shahab, U., Rehman, S., Rafi, Z., Khan, M.Y., Ansari, A., Siddiqui, Z., Ashraf, J.M., Abdullah, S.M. and Habib, S., 2017. Protein oxidation: an overview of metabolism of sulphur containing amino acid, cysteine. *Frontiers in Bioscience*, 9(1), pp.71-87.
3. Ali-Rachedi, F., Meraghni, S., Touaibia, N. and Mesbah, S., 2018. Analyse quantitative des composés phénoliques d'une endémique algérienne *Scabiosa Atropurpurea* sub. *Maritima* L. *Bulletin de la Société Royale des Sciences de Liège*.
4. Amalesh, S., Das, G. and Das, S.K., 2011. Roles of flavonoids in plants. *Carbon*, 100(6), pp.12-35.
5. Amić, D., Davidović-Amić, D., Bešlo, D. and Trinajstić, N., 2003. Structure-radical scavenging activity relationships of flavonoids. *Croatica Chemica Acta*, 76(1), pp.55-61.
6. Aubin, K.K., N'guessan, K.J., Ahoua, A.R.C., Yao, K., Moya, B.G. and Witabouna, K.M., 2020. Activité antioxydante et teneur en flavonoïdes de cinq plantes de la famille des Fabaceae utilisées contre de l'ostéoporose au centre de la Côte d'Ivoire. *European Scientific Journal*, 16(3).
7. Berger, M.M., 2006. Manipulations nutritionnelles du stress oxydant : état des connaissances. *Nutrition Clinique et Métabolisme*, 20(1), pp.48-53.
8. Bessas, A., Benmoussa, L. and Kerarma, M., 2008. Dosage biochimique des composés phénoliques dans les dattes et le miel récoltés dans le sud Algérien. Diplôme d'Ingénieur d'Etat en Biologie, Faculté des Sciences, Université Djillal Liabes, Sidi Bel Abbes, Algérie, 81.
9. Bruneton, J., 1999. Pharmacognosie et phytochimie des plantes médicinales. 3ème ed. Tec&Doc, Paris.
10. Calixto, J.B., 2005. Twenty-five years of research on medicinal plants in Latin America: a personal view. *Journal of Ethnopharmacology*, 100(1-2), pp.131-134.
11. Cheng, D.M., Kuhn, P., Poulev, A., Rojo, L.E., Lila, M.A. and Raskin, I., 2012. In vivo and in vitro antidiabetic effects of aqueous cinnamon extract and cinnamon polyphenol-enhanced food matrix. *Food Chemistry*, 135(4), pp.2994-3002.
12. Coe, S., Fraser, A. and Ryan, L., 2013. Polyphenol bioaccessibility and sugar reducing capacity of black, green, and white teas. *International Journal of Food Science*, 2013(1), 238216.
13. Dahdouh, A., Bachir-Bey, M. and Kati, D.E., 2020. Optimization of peroxidase activity of turnip using response surface methodology. *Acta Universitatis Cibiniensis. Series E: Food Technology*, 24(2), pp.186-194.
14. De Gaulejac, N., Provost, N. and Vivas, N., 1999. Comparative study of polyphenol scavenging activities assessed by different methods. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 47, pp.425-431.
15. Defraigne, J.O. and Pincemail, J., 2008. Stress oxydant et antioxydants: mythes et réalités. *Revue médicale de Liège*, 63.
16. Di Meo, S. and Venditti, P., 2020. Evolution of the knowledge of free radicals and other oxidants. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, 2020.
17. Dif, M., Benchiha, H., Mehdadi, Z., Benali-Toumi, F., Benyahia, M. and Bouterfas, K., 2015. Étude quantitative des polyphénols dans les différents organes.

18. Dinesha, R., Thammannagowda, S.S., Prabhu, M.S.L., Madhu, C.S. and Srinivas, L., 2014. The antioxidant and DNA protectant activities of Star Anise (*Illicium verum*) aqueous extracts. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 2(5), pp.98-103.
19. Ebrahimzadeh, M.A., Nabavi, S.F., Nabavi, S.M. and Eslami, B., 2010. Antioxidant and antihemolytic activities of *Mentha piperita*. *Pharmacologyonline*, 1, pp.744-752.
20. El-Haci, I.A., Atik-Bekkara, F., Didi, A., Gherib, M. and Didi, M.A., 2012. Teneurs en polyphénols et pouvoir antioxydant d'une plante médicinale endémique du Sahara algérien. *Phytothérapie*, 5(10), pp.280-285.
21. El-Haci, I.A., Bekkara, F.A., Mazari, W., Hassani, F. and Didi, M.A., 2013. Screening of biological activities of *Polygonum maritimum* L. from Algerian coast. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 3(8), pp.611-616.
22. El-Haci, I.A., 2016. Estimation du pouvoir antioxydants des différents extraits organiques d'*Ecballium elaterium* (L.).
23. Filomeni, G., De Zio, D. and Cecconi, F., 2015. Oxidative stress and autophagy: the clash between damage and metabolic needs. *Cell Death & Differentiation*, 22(3), pp.377-388.
24. Ghedadba, N., Hambaba, L., Ayachi, A., Aberkane, M.C., Bousselsela, H. and Ould-Mokhtar, S.M., 2015. Polyphénols totaux, activités antioxydante et antimicrobienne des extraits des feuilles de *Marrubium deserti* de Noé. *Phytothérapie*, 13(2), pp.118-129.
25. Ghosh, A. and Shcherbik, N., 2020. Effects of oxidative stress on protein translation: Implications for cardiovascular diseases. *International Journal of Molecular Sciences*, 21(8), p.2661.
26. Gião, M.S., González-Sanjósé, M.L., Rivero-Pérez, M.D., Pereira, C.I., Pintado, M.E. and Malcata, F.X., 2007. Infusions of Portuguese medicinal plants: Dependence of final antioxidant capacity and phenol content on extraction features. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 87(14), pp.2638-2647.
27. Habibou, H.H., Idrissa, M., Ikhiri Khalid, P. and Benjamin, O., 2019. Activité antioxydante des extraits méthanoliques de différents organes de *Detarium microcarpum* Guill. & Perr. *European Scientific Journal*, 15(12), pp.159-171.
28. Haddouchi, F., Chaouche, T. and Halla, N., 2016. Phytochemical screening, antioxidant activities and hemolytic power of four Saharan plants from Algeria. *Phytothérapie*, 16(S1), pp.S254-S262.
29. Haida, Z. and Hakiman, M., 2019. A comprehensive review on the determination of enzymatic assay and nonenzymatic antioxidant activities. *Food Science & Nutrition*, 7(5), pp.1555-1563.
30. Haleng, J., Pincemail, J., Defraigne, J.O., Charlier, C. and Chapelle, J.P., 2007. Le stress oxydant. *Revue médicale de Liège*, 62(10).
31. Halliwell, B., 1991. Reactive oxygen species in living systems: source, biochemistry, and role in human disease. *The American Journal of Medicine*, 91(3), pp.S14-S22.
32. Handy, D.E. and Loscalzo, J., 2022. The role of glutathione peroxidase-1 in health and disease. *Free Radical Biology and Medicine*, 188, pp.146-161.
33. Hebi, M. and Eddouks, M., 2016. Évaluation de l'activité antioxydante de *Stevia rebaudiana*. *Phytothérapie*, 14(1), pp.17-22
34. Ighodaro, O.M. and Akinloye, O.A., 2018. First line defense antioxidants-superoxide dismutase (SOD), catalase (CAT) and glutathione peroxidase (GPX): Their fundamental role in the entire antioxidant defence grid. *Alexandria journal of medicine*, 54(4), pp.287-293.
35. James, O. and Alewo, I.M., 2014. In vitro antihemolytic activity of *Gymnema sylvestre* extracts against hydrogen peroxide (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) induced haemolysis in human erythrocytes. *Am. J. Phytomed. Clin. Ther.*, 2, pp.861-869.

36. Karabin, M., Hudcova, T., Jelinek, L. and Dostalek, P., 2012. The Importance of Hop Prenylflavonoids for Human Health. *Chem. Listy*, 106(12), pp.1095-1103.
37. Karamac, M., Kosicska, A. and Pegg, R.B., 2005. Comparison of radical-scavenging activities for selected phenolic acids. *Pol. J. Food Nutr. Sci.*, 14/55 (2), pp.165-170.
38. Kartini, K., Setiawan, F., Sukweenadhi, J., Yunita, O. and Avanti, C., 2020. Selection of potential Indonesian plant species for antioxidant. In: *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*, Vol. 457, No. 1, p. 012040. IOP Publishing.
39. Kejík, Z., Kaplánek, R., Masařík, M., Babula, P., Matkowski, A., Filipenský, P., Veselá, K., Gburek, J., Sýkora, D., Martásek, P. and Jakubek, M., 2021. Iron complexes of flavonoids-antioxidant capacity and beyond. *International journal of molecular sciences*, 22(2), p.646.
40. Kompelly, A., Kompelly, S., Vasudha, B. and Narender, B., 2019. Rosmarinus officinalis L.: an update review of its phytochemistry and biological activity. *Journal of Drug Delivery and Therapeutics*, 9(1), pp.323-330.
41. Kostyuk, V.A., Kraemer, T., Sies, H. and Schewe, T., 2003. Myeloperoxidase/nitrite-mediated lipid peroxidation of low-density lipoprotein as modulated by flavonoids. *FEBS letters*, 537(1-3), pp.146-150.
42. Kumar, H., Lim, H.W., More, S.V., Kim, B.W., Koppula, S., Kim, I.S. and Choi, D.K., 2012. The role of free radicals in the aging brain and Parkinson's disease: convergence and parallelism. *International journal of molecular sciences*, 13(8), pp.10478-10504.
43. Kumaran, A. and Karunakaran, R.J., 2007. In vitro antioxidant activities of methanol extracts of five Phyllanthus species from India. *LWT-Food Science and Technology*, 40(2), pp.344-352.
44. Kurutas, E.B., 2015. The importance of antioxidants which play the role in cellular response against oxidative/nitrosative stress: current state. *Nutrition journal*, 15, pp.1-22.
45. Lagouri, V. and Alexandri, G., 2013. Antioxidant properties of Greek *O. dictamnus* and *R. officinalis* methanol and aqueous extracts—HPLC determination of phenolic acids. *International Journal of Food Properties*, 16(3), pp.549-562.
46. Laurent, S., 1975. Etude comparative de différentes méthodes d'extraction et de dosage des tannins chez quelques ptéridophytes. *Archives Internationales de Physiologie et de Biochimie*, 83(4), pp.735-752.
47. Lee, T.H. and Kang, T.H., 2019. DNA oxidation and excision repair pathways. *International journal of molecular sciences*, 20(23), p.6092.
48. Liguori, I., Russo, G., Curcio, F., Bulli, G., Aran, L., Della-Morte, D., Gargiulo, G., Testa, G., Cacciatore, F., Bonaduce, D. and Abete, P., 2018. Oxidative stress, aging, and diseases. *Clinical interventions in aging*, pp.757-772.
49. Liyana-Pathirana, C.M. and Shahidi, F., 2006. Antioxidant properties of commercial soft and hard winter wheats (*Triticum aestivum* L.) and their milling fractions. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 86(3), pp.477-485.
50. Magalhães, L.M., Segundo, M.A., Reis, S. and Lima, J.L., 2008. Methodological aspects about in vitro evaluation of antioxidant properties. *Analytica chimica acta*, 613(1), pp.1-19.
51. Magangana, T.P., Makunga, N.P., Fawole, O.A. and Opara, U.L., 2020. Processing factors affecting the phytochemical and nutritional properties of pomegranate (*Punica granatum* L.) peel waste: A review. *Molecules*, 25(20), p.4690.
52. Mahesha, H., Singh, S.A. and Rao, A.A., 2007. Inhibition of lipoxygenase by soy isoflavones: Evidence of isoflavones as redox inhibitors. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, 461, pp.176-185.

53. Mahmoudi, S., Khali, M. and Mahmoudi, N., 2013. Etude de l'extraction des composés phénoliques de différentes parties de la fleur d'artichaut (*Cynara scolymus* L). *Nature & Technologie*, pp.35-40.
54. Mitsch, M.J. and White, B., 2020. A Simple, Quantitative Peroxidase Assay Demonstrating Enzyme Inhibition with L-cysteine. *Advances in Biology Laboratory Education*, 41(44).
55. Morales, R., 2002. The history, botany and taxonomy of the genus *Thymus*. In: *Thyme: the genus Thymus*. Ed. Taylor & Francis, London, pp.1-43.
56. Mouithys-Mickalad, A., Mareque-Faez, J., Chistiaens, L., Kohnen, S., Deby, C., Hoebeke, M., Lamy, M. and Deby-Dupont, G., 2004. In vitro evaluation of glutathione peroxidase (GPx)-like activity and antioxidant properties of some Ebselen analogues. *Redox Report*, 9(2), pp.81-87.
57. Nateqi, M. and Mirghazanfari, S.M., 2018. Determination of total phenolic content, antioxidant activity and antifungal effects of *Thymus vulgaris*, *Trachyspermum ammi* and *Trigonella foenum-graecum* extracts on growth of *Fusarium solani*. *Cellular and Molecular Biology*, 64(14), pp.39-46.
58. Oueslati, S., Gharsalli, W., Abdelkarim, M., Ben Aissa-Fennira, F. and Ksouri, R., 2018. Biochemical evaluation and exploration of the antioxidant, antibacterial and anticancer potential of *Zingiber officinale*.
59. Pan, Y., Qin, R., Hou, M., Xue, J., Zhou, M., Xu, L. and Zhang, Y., 2022. The interactions of polyphenols with Fe and their application in Fenton/Fenton-like reactions. *Separation and Purification Technology*, 300, p.121831.
60. Pathak, R. and Sharma, H., 2021. A review on medicinal uses of *Cinnamomum verum* (Cinnamon). *Journal of Drug Delivery and Therapeutics*, 11(6-S), pp.161-166.
61. Patra, J.K., Das, G., Bose, S., Banerjee, S., Vishnuprasad, C.N., del Pilar Rodriguez-Torres, M. and Shin, H.S., 2020. Star anise (*Illicium verum*): Chemical compounds, antiviral properties, and clinical relevance. *Phytotherapy Research*, 34(6), pp.1248-1267.
62. Petacci, F., Freitas, S.S., Brunetti, I.L. and Khalil, N.M., 2010. Inhibition of peroxidase activity and scavenging of reactive oxygen species by astilbin isolated from *Dimorphandra mollis* (Fabaceae, Caesalpinioideae). *Biological research*, 43(1), pp.63-74.
63. Phaniendra, A., Jestadi, D.B. and Periyasamy, L., 2015. Free radicals: properties, sources, targets, and their implication in various diseases. *Indian journal of clinical biochemistry*, 30, pp.11-26.
64. Pincemail, J., Bonjean, K., Cayeux, K. and Defraigne, J.O., 2002. Mécanismes physiologiques de la défense antioxydante. *Nutrition clinique et métabolisme*, 16(4), pp.233-239.
65. Popovici, C., Saykova, I. and Tylkowski, B., 2009. Evaluation de l'activité antioxydant des composés phénoliques par la réactivité avec le radical libre DPPH. *Revue de génie industriel*, 4(8)).
66. Que, F., Mao, L. and Pan, X., 2006. Antioxidant activities of five Chinese rice wines and the involvement of phenolic compounds. *Food Research International*, 39(5), pp.581-587.
67. Rana, A.C. and Gulliya, B., 2019. Chemistry and pharmacology of flavonoids-A review. *Indian Journal of Pharmaceutical Education & Research*, 53(1).
68. Rice-Evans, C.A., Miller, N.J. and Paganga, G., 1996. Structure-antioxidant activity relationships of flavonoids and phenolic acids. *Free radical biology and medicine*, 20(7), pp.933-956.
69. Rosa, G.P., Barreto, M.D.C., Pinto, D.C. and Seca, A.M., 2020. A green and simple protocol for extraction and application of a peroxidase-rich enzymatic extract. *Methods and protocols*, 3(2), p.25.
70. Salah, N., Miller, N.J., Paganga, G., Tijburg, L., Bolwell, G.P. and Rice-Evans, C.A., 1995. Polyphenolic flavanols as scavengers of aqueous phase radicals and as chain-breaking antioxidants. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, pp.339-346.

71. Shen, N., Wang, T., Gan, Q., Liu, S., Wang, L. and Jin, B., 2022. Plant flavonoids: Classification, distribution, biosynthesis, and antioxidant activity. *Food chemistry*, 383, p.132531.
72. Sun, T., Xu, Z., Wu, C.T., Janes, M., Prinyawiwatkul, W. and No, H.K., 2007. Antioxidant activities of different colored sweet bell peppers (*Capsicum annuum* L.). *Journal of Food Science*, 72(2), pp.S98-S102.
73. Tabart, J., Kevers, C., Pincemail, J., Defraigne, J. and Dommès, J., 2009. Comparative antioxidant capacities of phenolic compounds measured by various tests. *Food Chemistry*, 113, pp.1226-1233.
74. Tariq, N.M., Wisam, S.U., Faik, H.M. and Mayson, T.H., 2013. The antioxidative activity of aqueous and ethanolic extracts of rosemary and green tea leaves: A comparative study. *Pak. J. Chem.*, 3(1), pp.1-7.
75. Trea, F., Tichati, L. and Ouali, K., 2022. Protective effect of *Thymus munbyanus* aqueous extract against 2, 4-dichlorophenoxyacetic acid-induced nephrotoxicity in Wistar rats. *Drug and Chemical Toxicology*, 45(3), pp.1109-1118.
76. Valko, M., Rhodes, C.J.B., Moncol, J., Izakovic, M.M. and Mazur, M., 2006. Free radicals, metals and antioxidants in oxidative stress-induced cancer. *Chemico-biological interactions*, 160(1), pp.1-40.
77. Velloso, J.C.R., Khalil, N.M., Gutierrez, V.O., Santos, V.A.D.F.F.M.D., Furlan, M., Brunetti, I.L. and Oliveira, O.M.M.D.F., 2009. *Salacia campestris* root bark extract: peroxidase inhibition, antioxidant and antiradical profile. *Brazilian Journal of Pharmaceutical Sciences*, 45, pp.99-107.
78. Velloso, J.C.R., Regasini, L.O., Khalil, N.M., Bolzani, V.D.S., Khalil, O.A., Manente, F.A., Pasquini Netto, H. and Oliveira, O.M., 2011. Antioxidant and cytotoxic studies for kaempferol, quercetin and isoquercitrin. *Eclética química*, 36, pp.07-20.
79. Verbois, S., 2015. *La phytothérapie: Une synthèse de référence illustrée pour découvrir les vertus et profiter des bienfaits des plantes*. Ed. Eyrolles.
80. Wang, D., Tang, W., Yang, G.M. and Cai, B.C., 2010. Anti-inflammatory, Antioxidant and Cytotoxic Activities of Flavonoids from *Oxytropis falcata* Bunge. *Chinese Journal of Natural Medicines*, 6(8), pp.461-465.
81. Yao, L.H., Jiang, Y.M., Shi, J., Tomas-Barberan, F.A., Datta, N., Singanusong, R. and Chen, S.S., 2004. Flavonoids in food and their health benefits. *Plant foods for human nutrition*, 59, pp.113-122.
82. Yi-Zhong Cai, M., Sun, J., Xing, J., Luo, Q. and Corke, H., 2006. Structure-radical scavenging activity relationships of phenolic compounds from traditional Chinese medicinal plants. *Life Sciences*, 78(25), pp.2872-2888.
83. Nadia, Z., & Rachid, M. (2013). Antioxidant and antibacterial activities of *Thymus vulgaris* L. *Medicinal and Aromatic Plant Research Journal*, 1(1), 5-11.

## Annexe 1 : Les plantes de l'étude

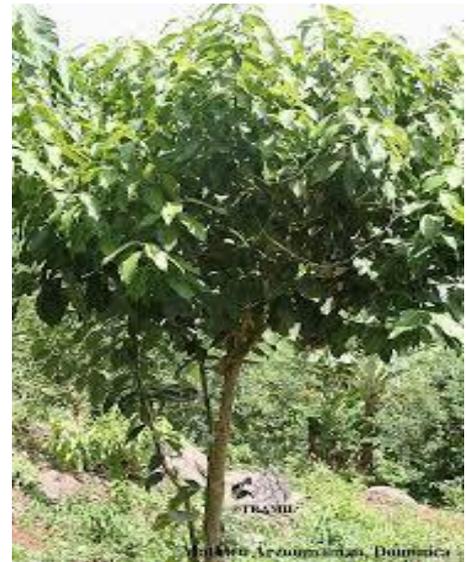
***Thymus vulgaris L.*** (famille des Lamiacées, genre *Thymus*) (Morales, 2002). C'est un arbuste aromatique à tiges ramifiées, pouvant atteindre 40 cm (Bruneton, 1999 ; Morales, 2002)



***Rosmarinus officinalis*** (famille des Lamiaceae) est un arbuste touffu (Kompelly et al., 2019)



***Cinnamomum verum*** (famille de Lauraceae) est un arbuste tropical (Pathak & Sharma, 2021).

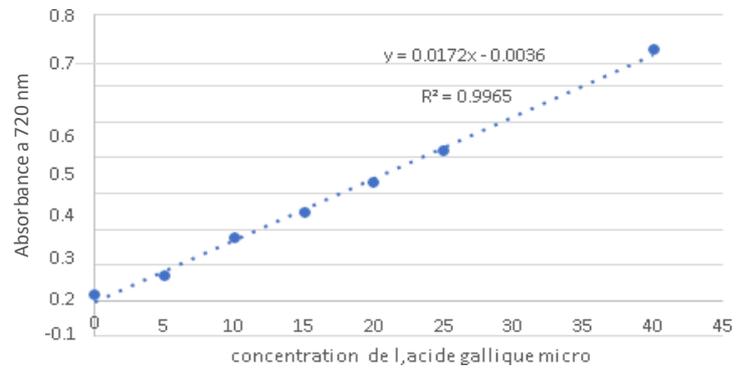


***Illicium verum*** (famille des Illiciaceae) est une plante herbacée d'environ 8 à 15 m de hauteur et 30cm d'épaisseur, (Patra et al., 2020).

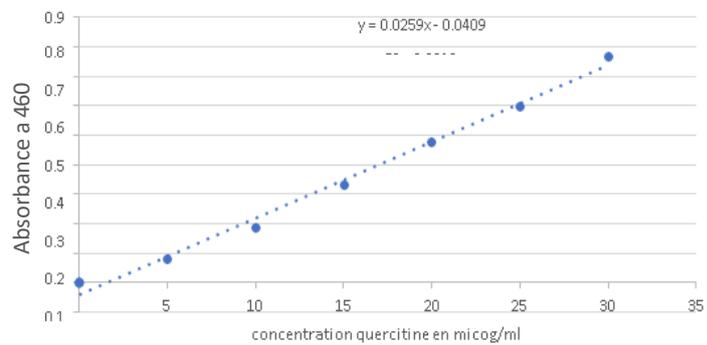


## Annexe 2 : Courbes d'étalonnage pour les dosages des composés phénoliques

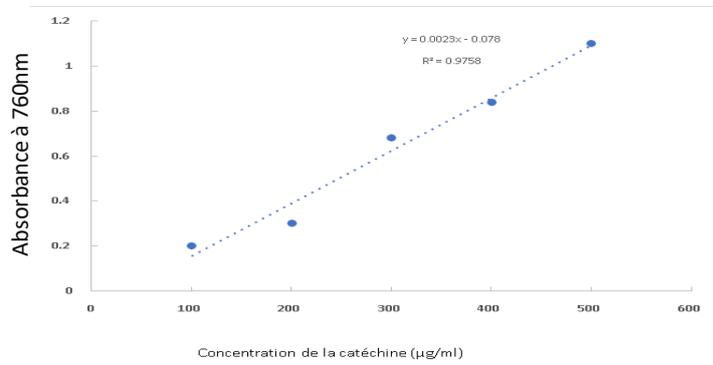
A. Courbe d'étalonnage avec l'acide gallique pour le dosage des polyphénols totaux



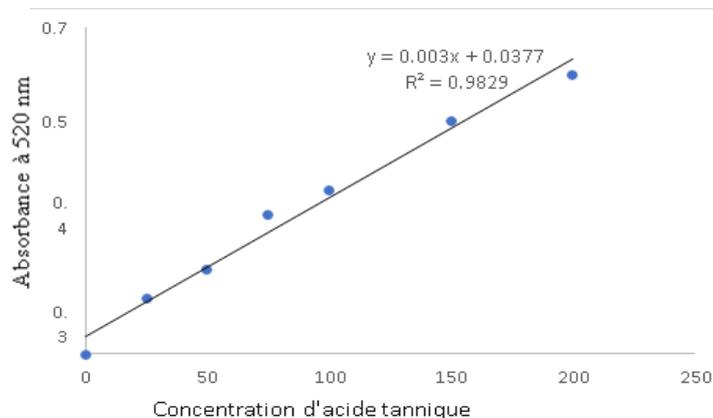
B. Courbe d'étalonnage avec la quercétine pour le dosage des flavonoïdes



C. Courbe d'étalonnage avec la catéchine pour le dosage des tannins condensés



D. Courbe d'étalonnage avec l'acide tannique pour le dosage des tannins hydrosolubles



## Résumé

L'objectif de cette étude était de quantifier les composés phénoliques et d'évaluer l'activité antioxydante des extraits aqueux de *Thymus vulgaris*, *Rosmarinus officinalis*, *Illicium verum* et *Cinnamomum verum* par différents tests (DPPH, FRAP, et piégeage d' $H_2O_2$ ), ainsi que leur activité anti-peroxydase. Les résultats obtenus montrent que *Thymus vulgaris* possède la plus haute teneur en polyphénols totaux ( $67,61 \pm 6,10$  mg Eq AG/g MS) et la plus efficace activité à piéger le peroxyde d'hydrogène  $H_2O_2$ , (IC50 de 0,19 mg/ml). En revanche, les extraits de *Cinnamomum verum* et d'*Illicium verum* ont une meilleure efficacité inhibitrice de la peroxydase (IC50 = 0,4 mg/ml et IC50 = 0,5 mg/ml). Ces résultats démontrent que nos 4 plantes peuvent jouer un rôle clé dans la lutte contre les radicaux libres.

## Abstract

The aim of this study was to quantify phenolic compounds and evaluate the antioxidant activity of aqueous extracts of *Thymus vulgaris*, *Rosmarinus officinalis*, *Illicium verum* and *Cinnamomum verum* by various tests (DPPH, FRAP, and  $H_2O_2$  scavenging), as well as their anti-peroxidase activity. The results obtained show that *Thymus vulgaris* has the highest content of total polyphenols ( $67.61 \pm 6.10$  mg Eq AG/g MS) and the most efficient activity to scavenge hydrogen peroxide  $H_2O_2$ , (IC50 of 0.19 mg/ml). In contrast, *Cinnamomum verum* and *Illicium verum* extracts have better peroxidase inhibitory efficacy (IC50 = 0.4 mg/ml and IC50 = 0.5 mg/ml). These results demonstrate that our 4 plants can play a key role in the fight against free radicals.

## المخلص

كان الهدف من هذه الدراسة هو تحديد المركبات الفينولية وتقييم النشاط المضاد للأكسدة للمستخلصات المائية من *Thymus vulgaris* و *Rosmarinus officinalis* و *Illicium verum* و *Cinnamomum verum* من خلال اختبارات مختلفة (DPPH و FRA و  $H_2O_2$  scavensing)، بالإضافة إلى نشاطها المضاد للبيريوكسيداز. تظهر النتائج التي تم الحصول عليها أن *Thymus vulgaris* لديه أعلى محتوى من إجمالي البوليفينول ( $67.61 \pm 6.10$  ملغ EQ AG/g MS) والأكثر كفاءة في البحث عن  $H_2O_2$  بيروكسيد الهيدروجين، (IC50 من 0.19 ملغم/مل). على النقيض من ذلك، فإن مستخلصات *Cinnamomum verum* و *Illicium verum* لها فعالية مثبطة أفضل للبيريوكسيداز (IC50 = 0.4 ملغم/مل و IC50 = 0.5 ملغم/مل). تظهر هذه النتائج أن مصانعنا 4 يمكن أن تلعب دورًا رئيسيًا في مكافحة الجذور الحرة.