

Faculté des sciences de la nature et  
de la vie et sciences de la terre

جامعة غرداية

كلية علوم الطبيعة والحياة  
وعلوم الأرض

Département de Biologie



قسم البيولوجيا

Université de Ghardaïa

Ghardaïa le : .....

## Rapport : Correction du mémoire

Enseignant (s)(e) Chargé (e) de la correction : Mr/Mme/Mlle :

Nom et prénom l'examineur 1	Nom et prénom de l'examineur 2	Nom et prénom de président
HAMID OUDJANA A		Mahamedi Alla Eddine
Signature de	Signature	Signature

### Thème :

Etude phytochimique et évaluation des activités  
antioxydante et antibactérienne des extraits  
de *Orbanche aegyptiaca* Pers.

Après les corrections apportées au mémoire, L(es) étudiant (s) (es) :

Moussa Salama

Khouas Zimels

Est (sont) autorisé (es) à déposer le manuscrit au niveau du département.

Signature

Alla Eddine Mahamedi

**REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE**  
**Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique**  
**Université de Ghardaia**



**Faculté des Sciences de la Nature et de Vie et Sciences de la Terre**

**Département de Biologie**

**Mémoire présenté en vue de l'obtention du diplôme de**

**MASTER**

**Filière : Sciences biologiques**

**Spécialité : Microbiologie appliquée**

**Par : KIOUAS Zineb**

**MOUSSA Sabrina**

**Thème**

**Etude phytochimique et évaluation des activités  
antioxydante et antibactérienne des extraits de  
*Orobanche aegyptiaca* Pers.**

Soutenu publiquement, le 15/06/2026, devant le jury composé de :

M. MAHAMEDI Alla Eddine	Maître de Conférences A	Univ. Ghardaia	Président
M <sup>me</sup> . BAALI Faiza	Maître de Conférences A	Univ. Ghardaia	Directeur de mémoire
M <sup>me</sup> . HAMID OUDJANA Aicha	Maître de Conférences A	Univ. Ghardaia	Examinatrice

**Année universitaire : 2025/2026**

# Remerciements

*Tout d'abord, nous tenons à dire « El-Hamdouli 'Allah » et à remercier Dieu de nous avoir accordé la santé, le courage, la force et la volonté nécessaires pour mener à bien ce travail.*

*Tout d'abord, ce travail n'aurait pas été aussi riche et n'aurait pu voir le jour sans l'aide et l'encadrement de notre promotrice, **Dr. BAALI Faiza**, maître de conférences A de l'université de Ghardaïa, que nous remercions pour la qualité de son encadrement exceptionnel, sa patience, ses précieux conseils, sa rigueur ainsi que sa disponibilité tout au long de la préparation de ce mémoire. Merci infiniment.*

*Nos vifs remerciements vont également à **Dr. DJEMOUAI Nadjette**, maître de conférences A de l'université de Ghardaïa, pour l'aide et les conseils qu'elle nous a toujours prodigués, lesquels ont grandement contribué à l'enrichissement de notre travail. Merci infiniment.*

*Nous exprimons nos sincères remerciements à **Dr. MAHAMEDI Alla Eddine**, maître de conférences A à l'université de Ghardaïa, pour l'honneur qu'il nous a fait en acceptant de présider le jury de ce mémoire.*

*Nos remerciements vont également à **Dr. HAMID OUDJANA Aicha**, maître de conférences A à l'université de Ghardaïa, qui a accepté d'examiner ce travail et de consacrer une partie de son temps à son évaluation.*

*Nous tenons également à exprimer nos sincères remerciements à tous les membres du laboratoire du département des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre de l'Université de Ghardaïa, en particulier à **Mr. BENSALAH Bachir**, pour son aide et pour nous avoir offert l'opportunité de réaliser les manipulations dans les meilleures conditions.*

*Nos remerciements s'adressent à tous nos enseignants, qui ont contribué à notre formation et nous ont transmis leur savoir avec générosité et passion.*

*Enfin, nous remercions également notre famille ainsi que toutes les personnes ayant participé, de près ou de loin, à l'élaboration de ce travail. Par leur patience et leur soutien indéfectible, ils nous ont accompagnés tout au long de nos années d'études, particulièrement dans les moments difficiles.*

# DEDICACES

Je rends grâce à Allah, le Très-Haut, pour Ses innombrables bienfaits, Sa guidance et Sa miséricorde, qui ont illuminé mon chemin et soutenu mes efforts tout au long de ce parcours.

Ce travail est spécialement dédié aux personnes les plus chères pour moi :

À mon très cher père, **Youcef**

L'homme de ma vie, mon exemple éternel, mon soutien moral et ma source de joie, celui qui s'est toujours sacrifié pour me voir réussir. Que Dieu Tout-Puissant te garde en bonne santé, t'accorde le bonheur et une longue vie.

À ma très chère mère, **Kheira**

Mon principal soutien dans la vie, la lumière de mes jours, la source de mes efforts et la flamme de mon cœur, toi qui es toujours là pour m'encourager et prier pour moi. Aucune dédicace ne saurait rendre hommage à tous tes sacrifices. Merci maman.

À mes chers frères et sœurs : **Mustapha, Mohammed, Lobna et Ikram**

Pour leurs encouragements et leur soutien indéfectible depuis toujours. Je vous souhaite bonheur et réussite dans toute votre vie.

À mes chères amies : **Zahira, Kheira et Malika**, pour leur soutien, leur sincérité et les beaux moments partagés.

À mon binôme, **Zineb**, Pour son aide précieuse au cours de la réalisation de ce travail.

À toute ma famille MOUSSA et GHRIS, en particulier à mon cher oncle GHRIS Mohammed : « Que Dieu lui ouvre les portes de Son vaste Paradis, Inchallah. »

À ma chère promotrice, Madame **BAALI Faiza**

Votre patience, votre générosité et vos précieux conseils ont été des cadeaux inestimables tout au long de ce parcours. J'ai énormément appris à vos côtés au cours de notre travail. Je vous serai éternellement reconnaissante et vous souhaite tout le succès et la réussite que vous méritez.

À tous mes chers enseignants et collègues de la promotion Microbiologie appliquée 2025.

*Sabrina*

# DEDICACES

Grâce à Dieu, qui m'a donné la force, le courage et la volonté d'accomplir ce travail.

C'est avec un immense plaisir, un cœur rempli de gratitude et une grande joie que je dédie ce modeste travail à :

À mon père, **Ahmida**

Pour sa force, ses précieux conseils, ses encouragements constants et les nombreux sacrifices qu'il a consentis afin de m'offrir les meilleures conditions possibles. Je vous remercie pour tout ce que vous avez fait pour moi, ainsi que pour votre présence à mes côtés, qui a toujours été une source de soutien et d'encouragement. Que Dieu vous protège.

À ma très chère mère, **Fatima Zohra**

Pour son amour inconditionnel, ses prières sincères, sa tendresse et son soutien sans faille à chaque étape de ma vie. Tu as toujours été mon pilier, celle qui m'a soutenue dans les moments de doute et encouragée à ne jamais baisser les bras. Que Dieu vous protège.

À mes chères sœurs, **Oumaima** et **Roumaissa**, ainsi qu'à mon cher frère **Khaled**

Vous êtes ma source de joie et de bonheur. Vous avez toujours cherché à voir mon sourire et mon bonheur. Je vous souhaite un avenir radieux, rempli de réussite et de bonheur.

À Sabrina, ma binôme et ma meilleure amie

Celle qui me comprend sans mots et partage avec moi chaque étape de ce parcours. Merci d'avoir toujours été présente, pour ta patience, ton soutien et ta présence à mes côtés.

À toute ma famille KIOUAS et MAATALAH

À mes collègues de promotion

Qui ont cru en moi, m'ont toujours encouragée et avec qui j'ai partagé des années inoubliables : **Malika, Aya, Meriem, Donia, Bouchra, Yasmine, Amel, Hadjer, Nour El Houda, Chaima, Ouissame, Maria, Soundous, Fatima, Khouloud** et **Maroua**.

À mes enseignants et à mon encadrante, M<sup>elle</sup> **BAALI Faiza**

Je tiens à vous exprimer ma profonde gratitude pour votre accompagnement, votre disponibilité et la qualité de votre encadrement. Merci pour le savoir que vous m'avez transmis ainsi que pour l'inspiration que vous m'avez apportée tout au long de mon parcours.

À toutes les personnes qui m'ont encouragée tout au long de mes études et à celles qui m'ont aidée dans la réalisation de ce mémoire.

*Zineb*

## الملخص

*Orobanche aegyptiaca* Pers. يُعدّ نبات طبي شبه طفيلي ينتمي إلى عائلة Orobanchaceae، وتُعرف بالاسم المحلي " الدانون " وتُستخدم في الطب التقليدي. يهدف هذا العمل إلى إجراء دراسة كيميائية نباتية لتقييم الأنشطة المضادة للأكسدة والمضادة للبكتيريا لمستخلصات هذه النبتة. تم استخلاص المركبات ذات النشاط البيولوجي من الجزء الهوائي للنبتة بواسطة جهاز سوكسلت باستخدام مذيبين مختلفين من حيث القطبية: الميثانول والهكسان. وبلغت نسبة المردود 21,04% للمستخلص الميثانولي و1,56% للمستخلص الهكساني. أظهر التحليل الكمي للبوليفينولات الكلية، الذي تم إجراؤه بطريقة فولين-سيوكالتو، وكذلك تحليل الفلافونويدات، الذي تم تحديده بطريقة كلوريد الألومنيوم (AlCl<sub>3</sub>) ، أن المستخلص الميثانولي هو الأكثر غنى بالمركبات الفينولية، بمحتوى يبلغ  $3,18 \pm 169,81$  ميكروغرام مكافئ حمض الغاليك /ملغ من مستخلص البوليفينولات و  $0,86 \pm 11,64$  ميكروغرام مكافئ الكيرسيتين /ملغ من مستخلص الفلافونويدات. تم إجراء التقييم المختبري للنشاط المضاد للأكسدة للمستخلصات بأربع طرق، وهي: اختبارات CAT و DPPH و ABTS والقدرة الاختزالية. أظهرت النتائج أن المستخلص الميثانولي يتمتع بقدرة مضادة للأكسدة عالية ( $197,81 \pm 2,04$  CAT ميكروغرام مكافئ حمض الاسكوربيك /ملغ من المستخلص). بالإضافة إلى ذلك، أظهر هذا المستخلص قدرة كبيرة على مقاومة الجذور الحرة DPPH و ABTS، بقيم  $IC_{50}$  تبلغ  $0,96 \pm 36,77$  ميكروغرام /مل و  $2,10 \pm 30,07$  ميكروغرام /مل، على التوالي. كما أظهر قدرة اختزال جيدة بقيمة  $IC_{50}$  تبلغ  $3,03 \pm 220,55$  ميكروغرام/مل. تم تقييم النشاط المضاد للبكتيريا بطريقة التخفيف المجهرى في وسط سائل على لوحة ميكروبية. وأظهرت النتائج التي تم الحصول عليها أن المستخلص الميثانولي يمارس نشاطاً مضاداً للبكتيريا أكبر من المستخلص الهكساني. وكانت السلالة البكتيرية الأكثر حساسية هي *Escherichia coli* ، حيث بلغت قيم التركيز المثبط الأدنى (CMI) والتركيز القاتل الأدنى (CMB) 31.25 و62.5 مل/مل على التوالي. في الختام، تؤكد هذه النتائج القيمة العلاجية التقليدية لهذا النبات وتفتح آفاقاً مستقبلية لتطبيقات علاجية واعدة..

**الكلمات المفتاحية:** *Orobanche aegyptiaca* Pers. , مستخلص الميثانول، مستخلص الهكسان، دراسة كيميائية نباتية نشاط مضاد للأكسدة، نشاط مضاد للبكتيريا .

## Résumé

*Orobanche aegyptiaca* Pers., est une plante médicinale holoparasite appartenant à la famille des *Orobanchaceae*, connue sous le nom vernaculaire « El-Danone » et utilisée en médecine traditionnelle. L'objectif de ce travail vise à l'étude phytochimique, d'évaluer les activités antioxydante et antibactérienne des extraits de cette plante. L'extraction des composés bioactifs de la partie aérienne de la plante a été effectuée par extraction Soxhlet en utilisant deux solvants de polarité différente : le méthanol et l'hexane. Les rendements obtenus étaient de 21,04 % pour l'extrait méthanolique et de 1,56 % pour l'extrait hexanique. L'analyse quantitative des polyphénols totaux, réalisée par la méthode de Folin-Ciocalteu, ainsi que celle des flavonoïdes, déterminée par la méthode au chlorure d'aluminium ( $\text{AlCl}_3$ ), ont montré que l'extrait méthanolique est le plus riche en composés phénoliques, avec des teneurs de  $169,81 \pm 3,18 \mu\text{g EAG/mg}$  d'extrait pour les polyphénols et de  $11,64 \pm 0,86 \mu\text{g EQ/mg}$  d'extrait pour les flavonoïdes. L'évaluation *in vitro* de l'activité antioxydante des extraits a été réalisée par quatre méthodes, à savoir : les tests du CAT, DPPH et d'ABTS et le pouvoir réducteur. Les résultats ont montré que l'extrait méthanolique possède une bonne capacité antioxydante (CAT =  $197,81 \pm 2,04 \mu\text{g EAA/mg}$  d'extrait). De plus, cet extrait a présenté un important pouvoir antiradicalaire vis-à-vis des radicaux DPPH et ABTS, avec des valeurs d' $\text{IC}_{50}$  de  $36,77 \pm 0,96 \mu\text{g/mL}$  et  $30,07 \pm 2,10 \mu\text{g/mL}$ , respectivement. Il a également montré un bon pouvoir réducteur avec une valeur d' $\text{I A}_{0,5}$  de  $220,55 \pm 3,03 \mu\text{g/mL}$ . L'activité antibactérienne a été évaluée par la méthode de microdilution en milieu liquide sur microplaque. Les résultats obtenus ont montré que l'extrait méthanolique exerce une activité antibactérienne plus importante que l'extrait hexanique. La souche bactérienne la plus sensible était *Escherichia coli*, avec des valeurs de CMI et de CMB égales respectivement à  $31,25 \text{ mg/mL}$  et  $62,5 \text{ mg/mL}$ . En conclusion, ces résultats valorisent l'utilisation traditionnelle de cette plante et ouvrent des perspectives pour de futures applications thérapeutiques.

**Mots clés :** *Orobanche aegyptiaca* Pers., extrait méthanolique, extraits hexanique, étude phytochimique, activité antioxydante, activité antibactérienne

## Abstract

*Orobanche aegyptiaca* Pers. is a medicinal holoparasitic plant belonging to the Orobanchaceae family, commonly known by the vernacular name “El-Danone” and widely used in traditional medicine. The aim of this work is to carry out a phytochemical study and to evaluate the antioxidant and antibacterial activities of the plant extracts. The extraction of bioactive compounds from the aerial parts of the plant was performed using Soxhlet extraction with two solvents of different polarities: methanol and hexane yielding 21.04% and 1.56% for the methanolic and hexanic extracts, respectively. Quantitative analysis of total polyphenols, carried out using the Folin–Ciocalteu method, and flavonoids, determined by the aluminum chloride (AlCl<sub>3</sub>) method, showed that the methanolic extract was the richest in phenolic compounds, with contents of  $169.81 \pm 3.18$  µg GAE/mg extract for polyphenols and  $11.64 \pm 0.86$  µg QE/mg extract for flavonoids. The *in vitro* antioxidant activity of the extracts was evaluated using four methods: total antioxidant capacity (TAC), DPPH and ABTS radical scavenging assays, and reducing power assay. The results demonstrated that the methanolic extract possessed a good antioxidant capacity (TAC =  $197.81 \pm 2.04$  µg AAE/mg extract). In addition, this extract exhibited significant free radical scavenging activity against DPPH and ABTS radicals, with IC<sub>50</sub> values of  $36.77 \pm 0.96$  µg/mL and  $30.07 \pm 2.10$  µg/mL, respectively. It also showed a good reducing power with an A<sub>0.5</sub> value of  $220.55 \pm 3.03$  µg/mL. The antibacterial activity was evaluated using the microdilution method in liquid medium on microplates. The obtained results showed that the methanolic extract exhibited greater antibacterial activity than the hexanic extract. The most sensitive bacterial strain was *Escherichia coli*, with MIC and MBC values of 31.25 mg/mL and 62.5 mg/mL, respectively. In conclusion, these results support the traditional use of this plant and open up prospects for future therapeutic applications.

**Keywords:** *Orobanche aegyptiaca* Pers., methanolic extract, hexanic extract, phytochemistry, antioxidant activity, antibacterial activity.

## Liste des abréviations

**ABTS** : 2,2'-azinobis(3-éthylbenzothiazoline-6-sulfonic acid)

**ATCC**: American Type Culture Collection

**BHT**: Butylhydroxytoluène

**CAT** : Capacité Antioxydante Totale

**CMB** : Concentration Minimal Bactéricide

**CMI** : Concentration Minimal Inhibitrice

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

**DS** : Déviation Standard

**EAA** : Equivalent d'Acide Ascorbique

**EAG** : Equivalent d'Acide Gallique

**EQ** : Equivalent de Quercétine

**ERA** : Espèce Réactive de l'Azote

**ERO** : Espèces Réactives d'Oxygène

**EX** : Extrait

**GPx** : Glutathion Peroxydase

**GSH** : Glutathion réduit

**IC<sub>50</sub>** : Concentration Inhibitrice de 50%

**INT** : P-iodonitrotetrazolium Chloride

**OMS** : Organisation Mondiale de la Santé

**P** : Probabilité

**PI** : Pourcentage d'Inhibition

**SOD** : Superoxyde Dismutase

## Liste des tableaux

<b>Tableau I.</b> Espèces réactives de l'oxygène et de l'azote.	4
<b>Tableau II.</b> Rendement et teneurs en polyphénols et flavonoïdes totaux des extraits de <i>Orobanchae aegyptiaca</i> Pers.	22
<b>Tableau III.</b> Concentration minimale inhibitrice (CMI) et concentration minimale bactéricide (CMB) des extraits d' <i>Orobanchae aegyptiaca</i> vis-à-vis les bactéries testées.	31

## Liste des figures

<b>Figure 1.</b> Principales classes de composés phénoliques	10
<b>Figure 2.</b> Principaux acides phénoliques	11
<b>Figure 3.</b> Structure générale des principales sous-classes de flavonoïdes	11
<b>Figure 4.</b> Aspect morphologique d' <i>Orobanche aegyptiaca</i> Pers.	14
<b>Figure 5.</b> Courbe d'étalonnage de l'acide gallique	23
<b>Figure 6.</b> Courbe d'étalonnage de la quercétine	24
<b>Figure 7.</b> Courbe d'étalonnage de l'acide ascorbique	25
<b>Figure 8.</b> Histogramme comparative de la capacité antioxydante totale des extraits de <i>Orobanche aegyptiaca</i> Pers. et du standard (BHT)	26
<b>Figure 9.</b> Activité anti-radicalaire vis-à-vis du radical DPPH des extraits de <i>Orobanche aegyptiaca</i> Pers. et de l'acide ascorbique	27
<b>Figure 10.</b> Histogramme comparatif des IC <sub>50</sub> de l'effet scavenger des extraits d' <i>Orobanche aegyptiaca</i> Pers. et du standard (Acide ascorbique) sur le radical DPPH	27
<b>Figure 11.</b> Activité anti-radicalaire vis-à-vis du radical ABTS•+ du trolox et des extraits d' <i>Orobanche aegyptiaca</i> Pers.	28
<b>Figure 12.</b> Histogramme comparatif des IC <sub>50</sub> de l'effet scavenger des extraits d' <i>Orobanche aegyptiaca</i> Pers. et du standard (Trolox) sur le radical ABTS•+	29
<b>Figure 13.</b> Pouvoir réducteur à 700 nm de l'acide ascorbique et des extraits d' <i>Orobanche aegyptiaca</i> Pers.	30
<b>Figure 14.</b> Histogramme comparative des A0.5 des extraits de <i>Orobanche aegyptiaca</i> Pers. et du standard (acide ascorbique)	30

# SOMMAIRE

Liste des abréviations

Liste des tableaux

Liste des figures

INTRODUCTION 1

## CHAPITRE I: SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

### 1. Stress oxydant

1.1. Radicaux libres et espèces réactives 3

1.2. Formes des radicaux libres 3

1.3. Sources des radicaux libres 4

1.3.1. Sources endogènes 4

1.3.2. Sources exogènes 5

1.4. Rôle physiologique des radicaux libres 5

1.5. Cibles des radicaux libres 5

1.5.1. Acide désoxyribonucléique (ADN) 5

1.5.2. Protéines 6

1.5.3. Lipides 6

### 2. Systèmes de défense antioxydants 7

2.1. Antioxydants enzymatiques 7

2.2. Antioxydants non enzymatiques 8

### 3. Composés phénoliques 9

3.1. Classification 10

3.1.1. Acide phénolique 10

3.1.2. Flavonoïdes 11

3.1.3. Tanins 12

3.1.4. Alcaloïdes 12

3.2. Activités biologiques 12

3.2.1. Activité antioxydante 12

3.2.2. Activité antimicrobienne 13

3.2.3. Activité antidiabétique 13

3.2.4. Activité anti-inflammatoire 14

3.2.5. Activité anticancéreuse 14

### 4. Présentation de la plante étudiée 14

4.1. Description botanique 15

4.2. Systématique 15

4.3. Distribution géographique	15
4.4. Utilisation traditionnelle	15
4.5. Composition chimique	15
<b>Chapitre II : MATERIEL ET METHODES</b>	
<b>1. Matériel</b>	<b>16</b>
1.1. Matériel biologique	16
1.1.1. Matériel végétal	16
1.1.2. Souche bactérienne	16
1.2. Matériel non biologique	16
1.2.1. Substances réactives chimiques	16
1.2.2. Appareillages	17
<b>2. Méthodes</b>	<b>17</b>
2.1. Extraction	17
2.1.1. Préparation de l'extrait méthanolique	17
2.1.2. Préparation de l'extrait hexanique	17
2.2. Calcul du rendement	17
2.3. Etude phytochimique	18
2.3.1. Dosage des polyphénols totaux	18
2.3.2. Dosage des flavonoïdes totaux	18
2.4. Etude <i>in vitro</i> de l'activité antioxydante	18
2.4.1. Capacité antioxydante totale	18
2.4.2. Test d'activité anti-radicalaire (DPPH)	19
2.4.3. Test de réduction du radical-cation ABTS <sup>•+</sup>	19
2.4.4. Pouvoir réducteur du fer	20
2.5. Evaluation de l'activité antibactérienne	20
2.5.1. Détermination de la concentration minimale inhibitrice	20
2.5.2. Détermination de la concentration minimale bactéricide	21
2.6. Analyse statistique	21
<b>CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION</b>	
<b>1. Extraction</b>	<b>22</b>
<b>2. Etude phytochimique</b>	<b>23</b>
2.1. Dosage des polyphénols totaux	23
2.2. Dosage des flavonoïdes totaux	24
<b>3. Activité antioxydante</b>	<b>25</b>

3.1. Capacité antioxydante totale	25
3.2. Test de DPPH	26
3.3. Test d'ABTS	28
3.4. Pouvoir réducteur FRAP	29
<b>4. Activité antibactérienne</b>	<b>31</b>
<b>CONCLUSION ET PERSPECTIVES</b>	<b>33</b>
<b>REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES</b>	<b>35</b>

# **INTRODUCTION**

L'alimentation déséquilibrée, la pollution et le tabagisme contribuent à l'augmentation du processus d'oxydation dans l'organisme. Ces facteurs favorisent la formation d'espèces réactives de l'oxygène (ERO), communément appelées radicaux libres, connues pour leur forte réactivité et leur toxicité. À faibles concentrations, les ERO jouent néanmoins un rôle physiologique important dans divers mécanismes cellulaires, notamment la transduction des signaux. Cependant, leur surproduction au-delà des capacités de défense antioxydante des systèmes biologiques entraîne un stress oxydatif impliqué dans l'apparition de nombreuses pathologies, telles que les maladies cardiovasculaires, l'obésité, le diabète, les cancers, les maladies inflammatoires chroniques de l'intestin et les maladies neurodégénératives (**Birben *et al.*, 2012 ; Tafuri et Latino, 2025**).

Le fait que l'utilisation croissante des médicaments synthétiques, ces derniers peuvent provoquer divers effets indésirables sur la santé humaine. En revanche, les plantes médicinales et les remèdes naturels d'origine végétale continuent d'occuper une place importante dans les soins thérapeutiques. Selon l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS), plus de 80 % de la population mondiale utilise la médecine traditionnelle comme principale source de soins de santé, en raison notamment de son faible coût et de sa moindre incidence d'effets secondaires par rapport à certains médicaments de synthèse (**Haider, 2024 ; Sridevi, 2025**).

Les plantes médicinales représentent une source importante de composés bioactifs grâce à leurs métabolites secondaires, tels que les polyphénols, les flavonoïdes, les terpénoïdes et les alcaloïdes (**Latif et Nawaz, 2025**). Ces composés présentent une grande diversité structurale et possèdent de nombreuses activités biologiques, notamment des activités antioxydantes, antimicrobiennes, anti-inflammatoires et anticancéreuses (**Wink, 2015 ; Oliveira *et al.*, 2025**). De nombreuses recherches ont démontré que les polyphénols contribuent à la prévention et au traitement de diverses maladies grâce à leurs multiples propriétés biologiques (**Hussain *et al.*, 2016 ; Baali *et al.*, 2024 ; Djemouai *et al.*, 2024**).

L'Algérie, située au nord du continent africain et bordée par la mer Méditerranée, possède une grande diversité géographique et climatique caractérisée par quatre grands ensembles de reliefs : le Tell, les Hauts Plateaux, l'Atlas Saharien et le Sahara. Cette richesse écologique favorise le développement d'une flore très diversifiée comprenant environ 4500 espèces

végétales, dont plusieurs espèces endémiques. Le pays est particulièrement reconnu pour la richesse de ses plantes médicinales et aromatiques ainsi que pour les usages traditionnels qui leur sont associés, constituant un patrimoine ancestral transmis de génération en génération (**Guerine et al., 2024**).

Dans ce contexte, la présente étude s'intéresse à *Orobanche aegyptiaca* Pers., une plante médicinale holoparasite appartenant à la famille des *Orobanchaceae*, récolté dans la région de Ghardaïa et connue localement sous le nom de « Danone ». Cette plante est utilisée en médecine traditionnelle pour le traitement de plusieurs affections, notamment les maladies infectieuses, l'obésité et le diabète. Elle est également utilisée en application externe pour favoriser la cicatrisation des plaies, resserrer les pores de la peau et traiter le psoriasis (**Jaradat et al., 2021**).

Ce travail vise à réaliser une étude phytochimique ainsi qu'à évaluer les activités antioxydante et antibactérienne des extraits méthanolique et hexanique des parties aériennes de *Orobanche aegyptiaca* Pers. Afin d'atteindre ces objectifs, plusieurs étapes ont été entreprises :

- Préparation des extraits méthanolique et hexanique par extraction Soxhlet ;
- Détermination des teneurs en polyphénols et en flavonoïdes totaux ;
- Évaluation *in vitro* des activités antioxydante et antibactérienne des extraits.

Ce mémoire est subdivisé en trois chapitres essentiels. Le premier chapitre présente une synthèse bibliographique nécessaire à la compréhension et à l'interprétation des résultats obtenus. Le deuxième chapitre est consacré au matériel et méthodes expérimentales utilisés dans cette étude. Enfin, le troisième chapitre regroupe les résultats obtenus ainsi que leur discussion. Ce travail s'achève par une conclusion générale résumant les principaux résultats obtenus et proposant quelques perspectives pour la poursuite de cette étude.

**SYNTHESE  
BIBLIOGRAPHIQUE**

## 1. Stress oxydant

Le stress oxydatif résulte d'un déséquilibre entre la production des espèces réactives de l'oxygène (ERO) et l'efficacité des systèmes antioxydants à les neutraliser (Salim, 2014). Ce déséquilibre peut endommager les protéines, les lipides, les glucides ainsi que l'acide désoxyribonucléique (ADN), provoquant des mutations ou des effets cytotoxiques susceptibles de perturber le métabolisme cellulaire (Sies, 2020 ; Grzeszczak *et al.*, 2023). Par conséquent, il contribue au développement de nombreuses maladies, notamment le diabète, l'obésité, le cancer, les troubles neurodégénératifs et les maladies cardiovasculaires (Hayes *et al.*, 2020 ; Reddy, 2023).

### 1.1. Radicaux libres et espèces réactives

Les radicaux libres sont des espèces chimiques (atomes, molécules ou ions) possédant un ou plusieurs électrons non appariés sur leur orbitale externe (Di Meo et Venditti, 2020). La présence d'un électron non apparié leur confère une instabilité marquée, les rendant particulièrement réactifs et généralement de courte durée de vie. Cette forte réactivité leur permet d'arracher des électrons à d'autres molécules afin d'atteindre une plus grande stabilité. La molécule ainsi attaquée perd alors un électron, devient à son tour un radical libre et amorce une réaction en chaîne susceptible d'entraîner des dommages cellulaires (Phaniendra *et al.*, 2015).

Bien que l'oxygène soit indispensable aux processus aérobies, environ 5 % de l'oxygène inhalé est converti en ERO (El-Bahr, 2013). Les radicaux libres comprennent l'anion superoxyde ( $O_2^{\bullet-}$ ) et sa forme protonée ( $HO_2^{\bullet}$ ), le radical hydroxyle ( $OH^{\bullet}$ ), le radical peroxyde ( $ROO^{\bullet}$ ) ainsi que le radical alkoxyde ( $RO^{\bullet}$ ), où R représente un lipide ou une protéine. Les espèces non radicalaires comprennent le peroxyde d'hydrogène ( $H_2O_2$ ), l'oxygène singulet ( $^1O_2$ ), l'acide hypochloreux ( $HOCl$ ) et les peroxydes organiques ( $ROOH$ ) (Averill-Bates, 2024).

Les espèces réactives de l'azote (ERN), sont des molécules centrées sur l'azote, telles que le monoxyde d'azote ( $NO^{\bullet}$ ) et le dioxyde d'azote ( $NO_2^{\bullet}$ ), ainsi que des composés non radicalaires, notamment le peroxyde d'azote ( $ONOO^-$ ), le nitrate ( $NO_3^-$ ), l'acide nitreux ( $HNO_2$ ), l'anion nitroxyde ( $NO^-$ ), le cation nitrosonium ( $NO^+$ ), le trioxyde de diazote ( $N_2O_3$ ) et le tétroxyde de diazote ( $N_2O_4$ ) (Gogoi *et al.*, 2024).

### 1.2. Formes des radicaux libres

Les espèces réactives sont classées en deux groupes principaux : les ERO et les ERN. Elles comprennent à la fois des formes radicalaires et non radicalaires (Tableau I). Les radicaux libres

sont généralement plus réactifs et moins stables que les espèces non radicalaires (Chouikh, 2025).

**Tableau I.** Espèces réactives de l'oxygène et de l'azote (Del Río, 2015).

Espèces radicalaires		Espèces non radicalaires	
Nom	Symbole	Nom	Symbole
Anion superoxyde	$O_2^{\bullet-}$	Acide hypochlorique	HOCl
Radical alkoxyde	$RO^{\bullet}$	Oxygène singulet	$^1O_2$
Radical hydroxyle	$OH^{\bullet}$	Peroxyde d'hydrogène	$H_2O_2$
Radical peroxyde	$ROO^{\bullet}$	Peroxynitrite	$ONOO^-$
Monoxyde d'azote	$NO^{\bullet}$	Ozone	$O_3$
Dioxyde d'azote	$NO_2^{\bullet}$	Cation nitrosonium	$NO^+$
Radical nitrate	$NO_3^{\bullet}$	Tétroxyde de diazote	$N_2O_4$
Radical hydroperoxyde	$HO_2^{\bullet}$	Trioxyde de diazote	$N_2O_3$
		Anion nitroxyle	$NO^-$
		Acide nitreux	$HNO_2$

### 1.3. Sources de radicaux libres

Les radicaux libres proviennent de sources endogènes et exogènes (Figure 1), contribuant ainsi au stress oxydatif. Ces différentes sources interagissent de manière complexe, perturbent l'équilibre redox et favorisent l'apparition de lésions tissulaires (Dumitru *et al.*, 2025).

#### 1.3.1. Sources endogènes

Les principales sources endogènes impliquées dans la formation des ERO comprennent les mitochondries, les NADPH oxydases membranaires (NOX), les peroxysomes et les chloroplastes, en raison de leur forte consommation d'oxygène (Valko *et al.*, 2007). Parmi ces organites, les mitochondries constituent la principale source de production des ROS, représentant environ 90 % de leur génération. Dans le cadre de la respiration cellulaire, elles assurent la production d'énergie sous forme d'adénosine triphosphate (ATP) grâce au processus de phosphorylation oxydative.

Par ailleurs, plusieurs enzymes oxydantes, notamment les complexes de la chaîne mitochondriale de transport des électrons, les NO-synthases (NOS), les enzymes du cytochrome P450 (CYP), les NADPH oxydases (NOX), la xanthine oxydase (XO) et la lipoxigénase (LOX), participent à la production de l'anion superoxyde ( $O_2^{\bullet-}$ ), lequel se transforme rapidement en

peroxyde d'hydrogène (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>), en radical hydroxyle (OH•) et en d'autres espèces réactives de l'oxygène (**Ansari et al., 2025**).

### **1.3.2. Sources exogènes**

Les ERO peuvent également être générées par l'exposition à divers facteurs exogènes, tels que les rayonnements ionisants (IR) et ultraviolets (UV), les polluants environnementaux, les agents biologiques, l'alimentation, certains médicaments, les métaux lourds (plomb, arsenic, mercure, chrome et cadmium), les ions métalliques comme le fer et le cuivre, les pesticides, ainsi que des substances toxiques telles que l'alcool et le tabac (**Bhattacharyya et al., 2014 ; Aranda-Rivera et al., 2022**).

Les traitements anticancéreux et la radiothérapie sont responsables de la formation des ERO, ce qui peut entraîner des complications cardiovasculaires. Il est bien établi que les rayons X, les rayons alpha, bêta, gamma et les flux de neutrons libres, induisent la formation de ERO, ce qui conduit au stress oxydatif (**Jomova et al., 2023**).

## **1.4. Rôle physiologique des radicaux libres**

En biologie, les radicaux libres sont à la fois essentiels et dangereux. Ils peuvent provoquer de nombreuses pathologies, mais sont également indispensables à la vie (**Favier, 2003**).

Les espèces réactives constituent une conséquence inévitable de la consommation d'oxygène moléculaire par l'organisme. Leur production est permanente, physiologique, contrôlée et utile. En raison de leur forte réactivité, les ERO participent à de nombreuses fonctions biologiques, notamment la signalisation cellulaire, la régulation du tonus vasculaire, la défense immunitaire par phagocytose, l'activité bactéricide, ainsi qu'aux mécanismes de nécrose et d'apoptose des cellules cancéreuses (**Hamma et al., 2015**).

## **1.5. Cibles des radicaux libres**

La surproduction d'ERO entraîne des dommages directs sur les molécules biologiques (protéines, lipides, glucides), ainsi que des dommages secondaires en raison de la toxicité et de la capacité mutagène des métabolites libérés (**Oueslati, 2017**).

Les cibles biologiques majeures des radicaux libres sont décrites ci-dessous :

### **1.5.1. Acide désoxyribonucléique**

L'acide désoxyribonucléique (ADN) est une molécule très sensible au stress oxydatif. En effet, la plupart des ERO peuvent réagir avec l'ADN, notamment les bases azotées (purines et pyrimidines), ainsi que le ribose et le désoxyribose. Les radicaux libres provoquent des

dommages à l'ADN qui se manifeste par des modifications de bases, des ruptures de brins et des liaisons croisées. Le radical hydroxyle se connu pour ses effets dommage sur l'ADN, il peut prélever des atomes d'hydrogène de la structure principale du sucre désoxyribose, provoquant des ruptures de brins, ou se lier aux doubles liaisons des bases de l'ADN, entraînant des transformations de bases comme la 8-hydroxydeoxyguanosine (8-OHdG). Ces altérations peuvent provoquer des mutations, une instabilité génomique et, si elles ne sont pas correctement réparées, favoriser la carcinogenèse ainsi que d'autres affections génétiques (**Chandimali et al., 2025**).

Ces altérations et lésions de l'ADN peuvent entraîner plusieurs conséquences, notamment une perturbation de la fonction mitochondriale, la formation d'espèces mutagènes et l'activation des mécanismes de réparation (**Bensakhria, 2018**).

### **1.5.2. Protéines**

Les protéines appartenant à une autre classe de biomolécules indispensables à l'organisme, sont également exposées aux attaques des radicaux libres. En effet, les attaques radicalaires ciblent principalement les acides aminés et les protéines, que ce soit par l'oxydation de leurs chaînes latérales ou de la chaîne polypeptidique (**Payet, 2023**).

L'initiation de la modification des protéines par les ERO se fait principalement via la fragmentation de la chaîne carbonée suite à l'oxydation d'un résidu glutamyl ou par l'amidation  $\alpha$  et l'oxydation directe de chaînes latérales de résidus sensibles (lysine, arginine, proline, thréonine), ce qui entraîne la création de groupes carbonyles sur la protéine. L'oxydation protéique induit des modifications réversibles des résidus cystéine et méthionine, formant des disulfures, de l'acide sulfénique ou du sulfoxyde de méthionine. Ces dommages affectent la structure, par la formation de liaisons intra- et inter-moléculaires ou fragmentation des chaînes polypeptidiques due à l'oxydation du squelette carboné protéique (**Sjöberg, 2013**).

### **1.5.3. Lipides**

Les lipides sont des substances biologiques largement présentes dans le corps et constituées essentiellement d'acides gras. Le terme peroxydation lipidique désigne l'événement chimique le plus nuisible mettant en jeu les ERO et les lipides. Cela se réfère à l'intégration d'oxygène moléculaire sur les acides gras insaturés (**Payet, 2023**).

La peroxydation lipidique est déclenchée par l'attaque des radicaux hydroxyles ( $\text{HO}\bullet$ ) sur les acides gras insaturés des membranes cellulaires. Ce processus comprend trois étapes : l'initiation, la propagation et la terminaison. Au cours de la phase d'initiation les lipides polyinsaturés (LH) libèrent un atome d'hydrogène et se transforment en un radical libre ( $\text{L}\bullet$ ). Ce

radical entre en réaction avec l'oxygène, créant un radical peroxyde instable (LOO•). Les acides gras se trouvent à proximité les uns des autres (**Kardeh *et al.*, 2014**). La phase de propagation amplifie les réactions oxydatives jusqu'à la formation, lors de la terminaison, de composés non radicalaires et de produits secondaires. Cette peroxydation provoque des altérations de la fluidité, de la perméabilité et de la fonctionnalité des membranes cellulaires (**Tvrđá *et al.*, 2017**).

## **2. Systèmes de défense antioxydants**

Les enzymes antioxydantes constituent une classe de protéines ou de métalloprotéines capables de catalyser la conversion des ERO et de leurs sous-produits en composés plus stables et généralement moins nocifs. Elles représentent un système de défense essentiel contre le stress oxydatif induit par les ERO, susceptibles d'endommager l'ensemble des constituants cellulaires.

Parmi les principales enzymes antioxydantes figurent le superoxyde dismutase (SOD), la catalase (CAT) et la glutathion peroxydase (GPx). Ces enzymes agissent en synergie avec des antioxydants non enzymatiques, tels que les vitamines, l'acide urique, les caroténoïdes et les polyphénols, afin de protéger les cellules contre les effets délétères des ERO (**Liguori *et al.*, 2018 ; Jomova *et al.*, 2023**).

### **2.1. Antioxydants enzymatiques**

#### **2.1.1. Superoxyde dismutase**

Le SOD est une enzyme antioxydante métallique impliquée dans la neutralisation des radicaux anioniques superoxydes. Elle catalyse leur conversion en oxygène moléculaire (O<sub>2</sub>) et en peroxyde d'hydrogène (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) par une réaction de dismutation, contribuant ainsi à la protection des cellules contre les dommages liés au stress oxydatif. Chez les eucaryotes, les SOD sont classées en trois types selon leur cofacteur métallique et leur localisation cellulaire : la Cu/Zn-SOD localisée dans le cytoplasme, la Mn-SOD présente dans la matrice mitochondriale et la SOD extracellulaire (SOD3) (**Zheng *et al.*, 2023**).

#### **2.1.2. Catalase**

La CAT est une protéine hémique de 240 kDa, qui se localise principalement dans les peroxysomes et la mitochondrie (**Baker *et al.*, 2023**). Elle a été isolée chez des organismes eucaryotes et procaryotes. Elle décompose deux molécules de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> en deux molécules d'eau et une molécule d'oxygène. La catalase joue un rôle important dans les pathologies liées au stress oxydatif, notamment l'inflammation, la mutagenèse et la suppression de l'apoptose (**Jomova *et al.*, 2023**).

### **2.1.3. Glutathion peroxydase**

La glutathion peroxydase (GPx) est une enzyme sélénée localisée dans le cytosol et les mitochondries. Elle catalyse la réduction du H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> en H<sub>2</sub>O ainsi que des hydroperoxydes organiques (ROOH) en alcools (ROH). Son rôle essentiel est d'éliminer les peroxydes lipidiques produits lors du stress oxydatif affectant les acides gras polyinsaturés (**Haleng *et al.*, 2007 ; Tkachenko *et al.*, 2014**).

## **2.2. Antioxydants non enzymatiques**

Les antioxydants non enzymatiques regroupent plusieurs composés hydrosolubles et liposolubles capables d'agir dans le milieu intracellulaire ainsi que dans le plasma afin de limiter les effets des espèces réactives. Parmi les principaux antioxydants figurent le glutathion, la vitamine C et l'acide urique, ainsi que des composés liposolubles tels que les vitamines E et A et le β-carotène (**Hamma *et al.*, 2015**).

### **2.2.1. Glutathion réduit**

Le glutathion réduit (GSH) est un tripeptide constitué de glutamate, de cystéine et de glycine (L-γ-glutamyl-L-cystéinyl-glycine) jouant un rôle essentiel dans les mécanismes de défense antioxydante de l'organisme (**Lushchak, 2012**). Présent à la fois dans le cytosol et les mitochondries, il intervient notamment comme cofacteur de la glutathion peroxydase (GPx). Le GSH participe à la détoxification du peroxyde d'hydrogène (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) et contribue ainsi à la protection des cellules contre le stress oxydatif (**Pacula *et al.*, 2017**).

### **2.2.2. Acide urique**

L'acide urique, issu du catabolisme des purines, est formé par l'oxydation de l'hypoxanthine et de la xanthine sous l'action de la xanthine oxydase et de la xanthine déshydrogénase. Il participe aux mécanismes de défense antioxydante en neutralisant directement certaines espèces réactives de l'oxygène (ERO). Lors de sa réaction avec les oxydants, l'acide urique forme un radical urate, qui peut ensuite être régénéré par l'ascorbate (vitamine C) (**Vidé, 2015**).

### **2.2.3. Vitamine C**

La vitamine C (acide L-ascorbique) est un antioxydant hydrosoluble apporté principalement par l'alimentation. Elle est présente dans le cytosol, le liquide extracellulaire ainsi que dans plusieurs tissus, notamment les muscles et le foie. L'acide ascorbique possède une forte activité antioxydante, lui permettant de neutraliser directement diverses ERO, telles que l'anion superoxyde (O<sub>2</sub><sup>•-</sup>), le radical hydroxyle (•OH), l'oxygène singulet (<sup>1</sup>O<sub>2</sub>) et le peroxyde d'hydrogène (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>). Par ailleurs, la vitamine C exerce également une action antioxydante

indirecte en participant à la régénération d'autres antioxydants après leur oxydation (**Port-Lougarre, 2023**).

#### **2.2.4. Vitamine E**

La vitamine E est un antioxydant liposoluble regroupant plusieurs composés, notamment les  $\alpha$ -,  $\beta$ -,  $\gamma$ - et  $\delta$ -tocophérols, dont les activités biologiques varient. Parmi eux, l' $\alpha$ -tocophérol représente la forme la plus active. La vitamine E constitue le principal antioxydant liposoluble du plasma humain. Elle agit principalement en neutralisant les radicaux peroxy ( $\text{ROO}\cdot$ ), conduisant à la formation d'un radical tocophéryle plus stable. Elle peut également réagir avec certaines espèces réactives de l'oxygène, telles que l'oxygène moléculaire et le radical hydroxyle ( $\cdot\text{OH}$ ), contribuant ainsi à la protection des membranes lipidiques contre les dommages oxydatifs (**Moukette et al., 2015**).

#### **2.2.5. Oligoéléments**

Le cuivre (Cu), le zinc (Zn), le manganèse (Mn), le sélénium (Se) et le fer (Fe) sont des oligoéléments essentiels impliqués dans la protection contre le stress oxydatif. Ces métaux agissent principalement comme cofacteurs de nombreuses enzymes antioxydantes, contribuant ainsi au maintien de leur activité catalytique et à la neutralisation des espèces réactives de l'oxygène (**Baratli, 2015**).

#### **2.2.6. Caroténoïdes**

Les caroténoïdes sont des pigments de couleur jaune, orange ou rouge, lipophiles présents dans les plantes photosynthétiques, les algues et les micro-organismes (**Arimboor et al., 2015**). Ils se divisent en deux groupes : les carotènes et les xanthophylles (**Maoka, 2020**). Leur activité cible directement les ERO grâce à leur activité caroténoïde. Ce composé est essentiel pour la protection des lipides membranaires contre la peroxydation (**Smits et al., 2019**).

#### **2.2.7. Polyphénols**

Les polyphénols sont des métabolites secondaires végétaux caractérisés par la présence de groupements phénoliques dans leur structure chimique. Ils comprennent une large variété de composés, depuis les acides phénoliques simples jusqu'aux structures complexes et polymérisées telles que les tanins condensés (**Galleano et al., 2010**).

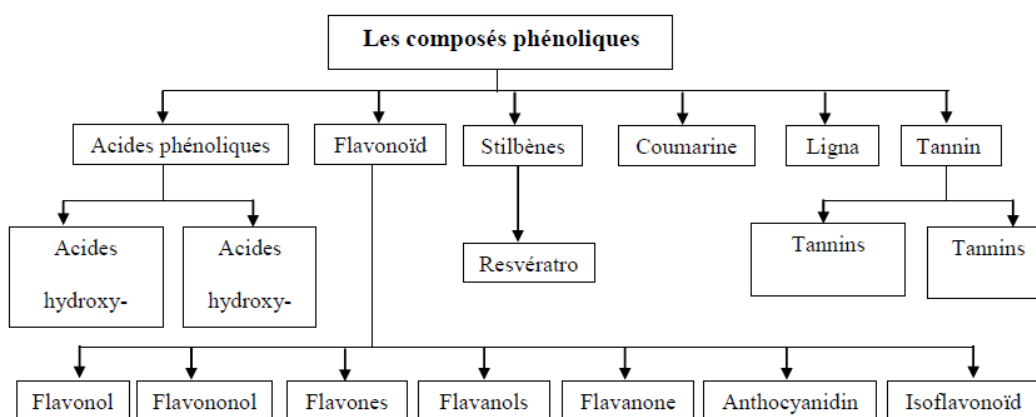
### **3. Composés phénoliques**

Les composés phénoliques sont des métabolites secondaires végétaux caractérisés par un noyau aromatique portant au moins un groupement hydroxyle (**Kulbat, 2016**). Ils sont largement

présents dans les fruits, légumes, céréales, légumineuses, épices et noix, où ils contribuent à la qualité et à la défense des plantes. Synthétisés via différentes voies métaboliques, ils possèdent de nombreuses activités biologiques, notamment antioxydantes, antimicrobiennes, anti-inflammatoires et anticancéreuses, et jouent un rôle préventif contre plusieurs maladies chroniques liées au stress oxydatif (Zhang *et al.*, 2022).

### 3.1. Classification

Les polyphénols constituent un groupe de molécules aux structures chimiques très variées. Selon leur squelette carboné, ils peuvent être classés dans les principales classes suivantes : les acides phénoliques, les flavonoïdes, les tanins, les stilbènes, les lignanes et autres (Figure 1) (Basli et Belkacem, 2017).

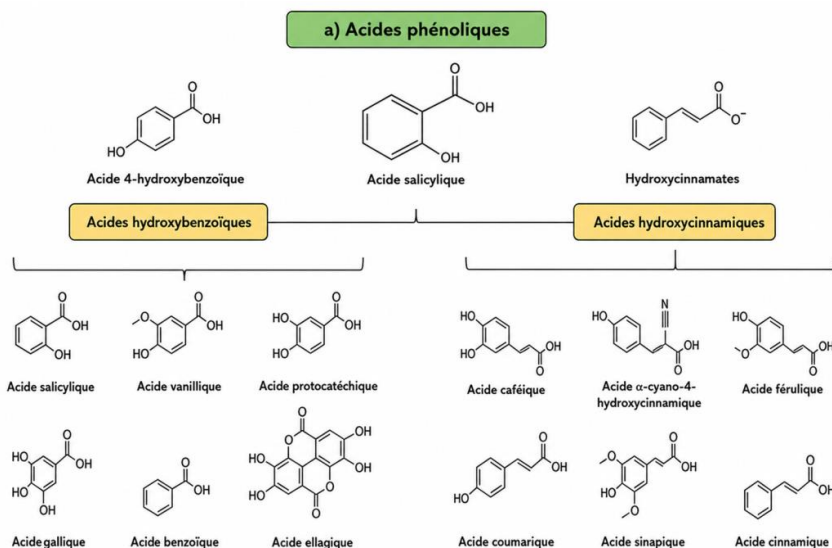


**Figure 1.** Principales classes de composés phénoliques (Alara *et al.*, 2021).

#### 3.1.1. Acides phénoliques

Les acides phénoliques sont d'une importance majeure, car ils représentent environ 30 % des composés phénoliques totaux présents dans l'alimentation humaine (Călinoiu et Vodnar, 2018).

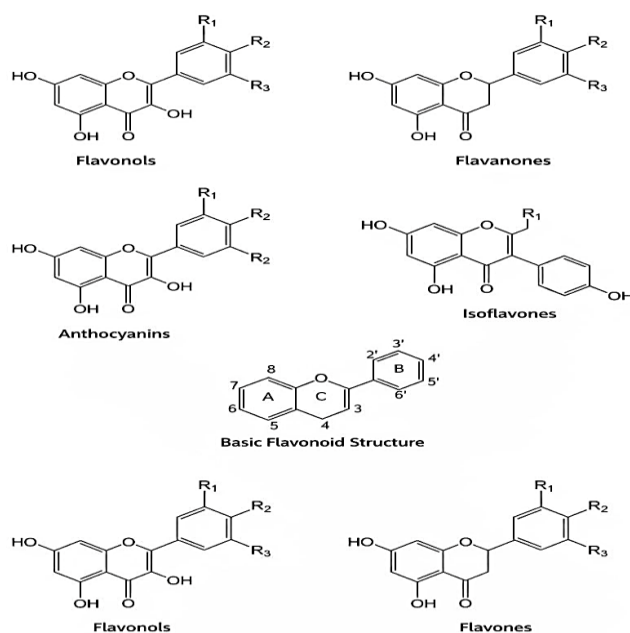
Les acides phénoliques sont composés d'un cycle benzénique lié à un groupe carboxyle (-COOH). Ces composés peuvent être classés en deux catégories structurales : les dérivés de l'acide benzoïque, correspondant aux acides hydroxybenzoïques (C6-C1), et les dérivés de l'acide cinnamique, correspondant aux acides hydroxycinnamiques (C6-C3) (Figure 2) (Khadem et Marles, 2010). La concentration des acides hydroxybenzoïques dans les aliments est généralement plus faible que celle des acides hydroxycinnamiques (Kumar et Goel, 2019).



**Figure 2.** Principaux acides phénoliques (Prabhu *et al.*, 2021).

### 3.1.2. Flavonoïdes

Les flavonoïdes sont la classe de polyphénols la plus abondante, avec plus de 8 000 structures chimiques identifiées. Leur structure de base est constituée de quinze atomes de carbone (C6-C3-C6), formant en deux noyaux benzéniques (A et B), reliés par un cycle hétérocyclique pyranique (C). Selon la liaison entre les cycles B et C et la nature des substitutions du cycle C, ils sont divisés en six sous-classes différents : les flavones, les flavonols, les flavanones, les flavanols, les anthocyanines et les isoflavonoïdes (Figure 3) (Albuquerque *et al.*, 2021).



**Figure 3.** Structure générale des principales sous-classes de flavonoïdes (Rahman *et al.*, 2021).

Les flavonoïdes contribuent à la coloration des fleurs, aux relations symbiotiques avec les procaryotes, à la protection contre les infections pathogènes, à la défense contre les herbivores des insectes, à la filtration des rayons UV et à l'activité antioxydante. Les couleurs caractéristiques des plantes, comme le jaune, sont dues de la quercétine, alors que les teintes bleues sont dues à la malvidine (**Kumar et al., 2020**).

### **3.1.3. Tanins**

Les tanins sont des composés polyphénoliques hydrosolubles de poids moléculaire relativement élevé, capables de former des complexes avec des alcaloïdes, des polysaccharides ainsi que des protéines. Ils se répartissent en deux grandes catégories : les tanins hydrolysables et les tanins condensés. Les tanins hydrolysables correspondent à des esters de l'acide gallique (gallotanins et ellagitanins), tandis que les tanins condensés, ou proanthocyanidines, sont des polymères constitués d'unités de flavan-3-ols polyhydroxylés (**Das et al., 2020**). Ils présentent dans la majorité des espèces végétales, les tanins assurent un rôle de défense en protégeant la plante contre les herbivores et en contribuant à la régulation de sa croissance (**Das et al., 2020**).

### **3.1.4. Alcaloïdes**

Les alcaloïdes sont des composés azotés hétérocycliques d'origine végétale, caractérisés par une grande diversité structurale et regroupés en plusieurs classes (isoquinoléines, quinoléines, indoles, pipéridiniques) (**Yan et al., 2021**). Dans les plantes, ils participent à la défense contre les stress, notamment les dommages liés aux rayonnements UV, et peuvent servir de réserve d'azote et d'autres éléments essentiels au développement (**Debnath et al., 2018**).

## **3.2. Activités biologiques**

### **3.2.1. Activité antioxydante**

L'oxydation est une réaction chimique impliquant un transfert d'électrons ou d'atomes d'hydrogène vers un agent oxydant (**Moharram et Youssef, 2014**). Les polyphénols alimentaires contribuent à la prévention de plusieurs maladies chroniques (cardiovasculaires, neurodégénératives, cancers, etc.) grâce à leurs propriétés antioxydantes, notamment leur capacité à neutraliser les radicaux libres, chélater les ions métalliques et inhiber l'oxydation lipidique (**Gülcin, 2012 ; Asif, 2015 ; Chen et al., 2024a**).

#### **3.2.1.1. Piégeage des radicaux libres**

Les polyphénols possèdent une grande capacité de piégeage des radicaux libres, tels que les radicaux superoxyde, hydroxyle, alkoxy, peroxy et le peroxy-nitrite, par le transfert

d'hydrogène (**Purgatorio et al., 2024**). Dans cette réaction, l'atome d'hydrogène (H) d'un phénol (ArOH) est transféré à un radical peroxyde (ROO•) (**Munteanu et Apetrei, 2021**).

### **3.2.1.2. Chélation des ions métalliques**

Les polyphénols peuvent inhiber la formation des radicaux libres en chélatant les ions métalliques, tels que le fer et le cuivre, plutôt qu'en le neutralisant directement. En particulier, le fer ferreux, reconnu comme un puissant pro-oxydant, favorise la formation de radicaux hydroxyles hautement réactifs à partir du superoxyde et du peroxyde d'hydrogène via la réaction de Fenton (**Wang et al., 2016 ; Chen et al., 2023**).

### **3.2.1.3. Modulation des enzymes**

Les polyphénols possèdent une activité antioxydante en inhibant plusieurs enzymes pro-oxydantes, réduisant ainsi la production des ERO/ERN. De plus, les enzymes antioxydantes endogènes (SOD, CAT, GPx et GRx) contribuent à neutraliser les dommages oxydatifs et à protéger les cellules du stress oxydatif (**Parcheta et al., 2021**).

### **3.2.2. Activité antimicrobienne**

Les antimicrobiens sont utilisés contre les bactéries, champignons et virus en agissant sur plusieurs cibles cellulaires : ils perturbent la membrane, inhibent des enzymes clés (gyrase de l'ADN, ARN polymérase), bloquent la réplication virale et peuvent induire la production d'espèces réactives de l'oxygène tout en modulant la réponse immunitaire de l'hôte. Ces mécanismes empêchent la survie et la prolifération des agents pathogènes dans l'organisme (**Panda et Duarte-Sierra, 2022 ; Mandal et Domb, 2024**).

### **3.2.3. Activité antidiabétique**

La présence d'alcaloïdes, des flavonoïdes et des tanins dans les différentes espèces analysées constituent un indicateur important pour l'activité hypoglycémiant ou antidiabétique pour ces espèces végétales. Il est démontré par plusieurs études que ces métabolites secondaires seraient doués de cette activité (**Mangambu et al., 2014**).

Des études *in vitro* et *in vivo* indiquent que les polyphénols possèdent un potentiel antidiabétique en modulant le métabolisme glucidique, notamment par l'inhibition des enzymes  $\alpha$ -amylase et  $\alpha$ -glucosidase, la réduction de l'absorption intestinale du glucose, la stimulation de la sécrétion d'insuline et la diminution de la production hépatique de glucose (**Kim et al., 2016 ; Jaber et al., 2023**).

### 3.2.4. Activité anti-inflammatoire

Les flavonoïdes possèdent des propriétés anti-inflammatoires en modulant l'expression des gènes pro-inflammatoires, notamment par l'inhibition de la COX-2, et en stimulant certains médiateurs anti-inflammatoires tels que l'IL-4, l'IL-10, l'IL-13 et l'adiponectine (**García-Lafuente et al., 2009 ; Joseph et al., 2016**).

### 3.2.5. Activité anticancéreuse

De nombreux polyphénols possèdent des propriétés anticancéreuses en modulant plusieurs mécanismes impliqués dans la cancérogenèse, notamment le cycle cellulaire, l'apoptose, les systèmes enzymatiques antioxydants et l'expression de gènes (**Fantini et al., 2015 ; Basli et al., 2017**).

## 4. Présentation de la plante étudiée

### 4.1. Description botanique

L'espèce *Orobanche aegyptiaca* Pers., connue sous le nom vernaculaire arabe EL-Danone (الدانون), est une plante annuelle, holoparasite racinaire obligatoire dépourvue de chlorophylle (**Darvishzadeh, 2018**). Les tiges sont ramifiées à partir du milieu, arrondies, jaunâtres, mesurent de 16 à 40 cm de long, et épaissies à la base (Figure 4). Chaque tige porte une structure tubéreuse globulaire servant de réservoir de nutriments pour la croissance et le développement, et portant des écailles lancéolées. Les fleurs sont bisexuées, insérées le long de la tige avec une inflorescence cylindrique. La corolle est tubulaire-infundibuliforme, bleu-violet, plus claire à la base du tube et pubescente à l'extérieur. L'ovaire est syncarpe et bicarpellaire avec un style terminal unique et quatre étamines (**Al-Joboury et Aliwy, 2021 ; Rani et al., 2023**).



**Figure 4.** Aspect morphologique d'*Orobanche aegyptiaca* Pers. (Photo originale, 2026).

## 4.2. Systématique

D'après le site POWO, la classification d'*Orobanche aegyptiaca* Pers. est la suivante :

**Règne :** Plantae

**Classe :** Equisetopsida

**Sous-classe :** Magnoliidae

**Ordre :** Lamiales

**Famille :** Orobanchaceae

**Genre :** *Orobanche*

**Espèce :** *Orobanche aegyptiaca*

## 4.3. Distribution géographique

Le genre *Orobanche* comprend environ 150 espèces (**Bendaoud et al., 2022**). *Orobanche aegyptiaca* Pers. pousse principalement dans les régions semi-arides et tempérées de l'hémisphère Nord, notamment en Europe centrale et méridionale, en Afrique du Nord et en Asie (**Abedi et al., 2014**). Elle est particulièrement répandue dans les pays du bassin méditerranéen (Espagne, Tunisie, Maroc, Algérie et Turquie), ainsi que dans d'autres régions telles que l'Éthiopie, l'Iran et la Bulgarie (**Khamassi et al., 2023**). On la retrouve également en Méditerranée orientale (Chypre, Égypte, Jordanie, Liban et Syrie), ainsi qu'au Pakistan, en Inde et en Afghanistan (**El-Taher et Mohamed, 2022**).

## 4.4. Utilisation traditionnelle

*Orobanche aegyptiaca* Pers. est utilisée en médecine traditionnelle, en usage interne pour traiter les maladies infectieuses et en usage externe pour favoriser la cicatrisation des plaies, désobstruer les pores et traiter le psoriasis. Cette plante pourrait également constituer une source potentielle de métabolites bioactifs pour la prise en charge du diabète, de l'obésité, du surpoids, de l'hypercholestérolémie, de l'hypertriglycémie et d'autres pathologies métaboliques (**Jaradat et al., 2021**).

## 4.5. Composition chimique

Les analyses phytochimiques d'*Orobanche aegyptiaca* ont été réalisées selon des méthodes d'analyse standard afin de détecter la présence de composés métaboliques primaires et secondaires (**Jaradat et al., 2021**). Parmi ces constituants, on retrouve des carbohydrates, les flavonoïdes, les saponines, les glycosides, les alcaloïdes, les tanins et les phénols, les protéines et les terpénoïdes (**Abdel-Khalek et al., 2025**).

# **MATERIEL ET METHODES**

## **1. Matériel**

### **1.1. Matériel biologique**

#### **1.1.1. Matériel végétal**

La partie aérienne d'*Orobanche aegyptiaca* Pers. a été récoltée au cours de la période de floraison en mars 2024 dans la région de Noumrat wilaya de Ghardaïa. La plante fraîchement collectée a été nettoyée puis séchée à l'abri de la lumière afin de préserver l'intégrité de ses molécules, puis stockée dans un endroit sec à température ambiante jusqu'à son utilisation.

#### **1.1.2. Souches bactériennes**

Le choix des microorganismes a porté sur quatre souches issues de la collection internationale (American Type Culture Collection, ATCC) à savoir :

Des bactéries Gram positives : *Staphylococcus aureus* (ATCC : 25923) et *Bacillus subtilis* (ATCC : 6633).

Des bactéries Gram négatives : *Escherichia coli* (ATCC : 25922) et *Klebsiella pneumoniae* (ATCC : 700603).

### **1.2. Matériel non biologique**

#### **1.2.1. Substances réactives chimiques**

Pour réaliser cette étude, ont été utilisés plusieurs des produits chimiques et réactifs sont : méthanol ( $\text{CH}_3\text{OH}$ ), hexane ( $\text{C}_6\text{H}_{14}$ ), réactif de Folin-Ciocalteu, carbonate de sodium ( $\text{Na}_2\text{CO}_3$ ), acide gallique ( $\text{C}_7\text{H}_6\text{O}_5$ ), trichlorure d'aluminium ( $\text{AlCl}_3$ ), chlorure ferreux ( $\text{FeCl}_3$ ), quercétine dihydraté ( $\text{C}_{15}\text{H}_{14}\text{O}_9$ ), 2,2 diphenyl-1 picryle hydrazyl (DPPH), 2'-azinobis (3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic) (ABTS), phosphate de sodium, molybdate d'ammonium ( $(\text{NH}_4)_2\text{MoO}_4$ ), acide sulfurique ( $\text{H}_2\text{SO}_4$ ), persulfate de potassium ( $\text{K}_2\text{S}_2\text{O}_8$ ), hydroxytoluène butyl (BHT), acide ascorbique ( $\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_6$ ), hydrogénophosphate de sodium ( $\text{Na}_2\text{HPO}_4$ ), diméthyl sulfoxide (DMSO) ferricyanure de potassium ( $\text{K}_3\text{Fe}(\text{CN})_6$ ), bouillon Mueller Hinton (MHB), gélose Mueller-Hinton (MH). Les réactifs et les produits chimiques employés dans cette recherche sont de pureté analytique, fournis par Fluka, Sigma Aldrich et Biochem.

### **1.2.2. Appareillages**

Les appareils utilisés dans cette étude étaient constitués une balance de précision (Ohaus, Chine), un extracteur de type Soxhlet, un évaporateur rotatif (Heidolph, Allemagne), un spectrophotomètre UV-visible (Secomam, France), une étuve (Memmert, Allemagne), un bain marie (Memmert, Allemagne).

## **2. Méthodes**

### **2.1. Extraction**

#### **2.1.1. Préparation de l'extrait méthanolique**

L'extraction des composés bioactifs d'*Orobancha aegyptiaca* Pers a été effectuée par Soxhlet en respectant le protocole décrit par **Vongsak *et al.* (2013)**. Une quantité de 40 g de poudre de la partie aérienne a été placée dans une cartouche puis extraite au Soxhlet avec 300 mL de méthanol à 85 % pendant 6 heures. Après filtration sur papier Whatman n°01, le filtrat a été concentré à 40 °C à l'aide d'un évaporateur rotatif (Heidolph, Allemagne). L'extrait obtenu a ensuite été séché à l'étuve à 40 °C puis conservé à 4 °C jusqu'à son utilisation.

#### **2.1.2. Préparation de l'extrait hexanique**

L'extraction des composés lipidique d'*Orobancha aegyptiaca* Pers a été effectuée par Soxhlet en respectant le protocole décrit par **Yeddes *et al.* (2012)**. Une quantité de 40 g de poudre végétale a été placée dans une cartouche d'un extracteur de type Soxhlet, puis soumise à une extraction à l'aide de 300 mL d'hexane chauffé à sa température d'évaporation de 40 °C. Après 6 heures, la cartouche est retirée et l'hexane récupéré a été éliminé par un évaporateur rotatif (Heidolph, Allemagne). L'extrait obtenu a été stocké dans des flacons à une température de 4°C jusqu'à son utilisation.

### **2.2. Calcul du rendement**

Les rendements d'extraction (R) ont été déterminés à partir du rapport entre la masse des extraits secs obtenus après évaporation du solvant et la masse initiale de la poudre végétale utilisée. Les résultats sont exprimés en pourcentage (%) selon la formule suivante :

$$R (\%) = [(M1-M2)/M3] \times 100$$

M1 : Masse du ballon après évaporation du solvant.

M2 : Masse du ballon vide (avant évaporation).

M3 : Masse de la matière végétale de départ.

## **2.3. Etude phytochimique**

### **2.3.1. Dosage des polyphénols totaux**

La teneur en polyphénols totaux (TPT) a été déterminée par la méthode colorimétrique de Folin-Ciocalteu, basée sur la réduction du réactif phosphotungstique-phosphomolybdique par les composés phénoliques, formant un complexe bleu (**Singleton *et al.*, 1999**). Le dosage a été réalisé selon la méthode décrite par **Aouachria *et al.* (2017)**. Brièvement, 1 mL de réactif de Folin-Ciocalteu dilué au dixième a été ajouté à 200  $\mu$ L d'extrait ou de solution standard d'acide gallique. Après 4 minutes d'incubation à température ambiante, 800  $\mu$ L de  $\text{Na}_2\text{CO}_3$  à 7,5 % ont été ajoutés. Le mélange a ensuite été incubé pendant 2 heures, puis l'absorbance a été mesurée à 765 nm contre un blanc. La teneur en polyphénols totaux a été calculée à partir d'une courbe d'étalonnage de l'acide gallique (0–100  $\mu\text{g/mL}$ ) et exprimée en  $\mu\text{g}$  équivalent d'acide gallique par mg d'extrait ( $\mu\text{g}$  EAG/mg Ex).

### **2.3.2. Dosage des flavonoïdes totaux**

La teneur en flavonoïdes totaux (TFT) des extraits d'*Orobancha aegyptiaca* a été évaluée par la méthode colorimétrique au chlorure d'aluminium ( $\text{AlCl}_3$ ), le protocole décrit par **Baali *et al.* (2024)**. Pour cela, 1 mL de chaque extrait ou de la solution standard de quercétine préparée dans le méthanol a été mélangé avec 1 mL de solution méthanolique d' $\text{AlCl}_3$  à 2 %. Après une incubation de 10 minutes à température ambiante, l'absorbance du mélange a été mesurée à 430 nm. Les concentrations en flavonoïdes ont été calculées à partir d'une courbe d'étalonnage obtenue avec la quercétine (0–30  $\mu\text{g/mL}$ ) et exprimées en microgrammes équivalents de quercétine par milligramme d'extrait ( $\mu\text{g}$  EQ/mg Ex).

## **2.4. Evaluation *in vitro* de l'activité antioxydante**

### **2.4.1. Capacité antioxydante totale**

La capacité antioxydante totale (CAT) des extraits a été évaluée selon la méthode de **Prieto *et al.* (1999)**, basée sur la réduction du molybdène (VI) en molybdène (V), conduisant à la formation d'un complexe phosphate/Mo(V) de couleur verte en milieu acide. 0,3 mL de chaque extrait a été mélangé avec 3 mL de solution réactive contenant l'acide sulfurique (0,6

M), le phosphate de sodium (28 mM) et le molybdate d'ammonium (4 mM). Les tubes ont ensuite été incubés à 95 °C pendant 90 minutes dans un bain-marie (Memmert, Allemagne). Après refroidissement, l'absorbance a été mesurée à 695 nm contre un blanc préparé avec du méthanol à la place de l'extrait. Les résultats ont été déterminés à partir d'une courbe d'étalonnage réalisée avec l'acide ascorbique (0–500 µg/mL) et exprimés en µg équivalent d'acide ascorbique par mg d'extrait (µg EAA/mg Ex). Le BHT a été utilisé comme standard.

#### **2.4.2. Test d'activité anti-radicalaire (DPPH)**

Le test DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl) repose sur la capacité des antioxydants à céder des électrons ou des atomes d'hydrogène afin de neutraliser le radical libre DPPH. Cette réaction s'accompagne d'un changement de couleur, passant du violet au jaune (**Apak et al., 2013**). L'activité antiradicalaire des extraits d'*O. aegyptiaca* a été évaluée par le test du DPPH selon la méthode rapportée par **Li et al. (2009)**. 1 mL de solution de DPPH fraîchement préparée (0,1 mM) a été ajouté à 1 mL de différentes concentrations des extraits ou de l'acide ascorbique utilisé comme référence. Après une incubation de 30 minutes à l'obscurité et à température ambiante, l'absorbance a été enregistrée à 517 nm contre un témoin contenant du méthanol à la place des extraits. Le pourcentage d'inhibition a ensuite été déterminé à l'aide de l'équation suivante :

$$I (\%) = [(Ac - At) / Ac] \times 100$$

I (%) : pourcentage d'inhibition

Ac : absorbance du contrôle

At : absorbance en présence de l'extrait

Les courbes représentant le pourcentage d'inhibition en fonction des concentrations ont permis de déterminer la concentration inhibitrice médiane (IC<sub>50</sub>), correspondant à la quantité d'extrait nécessaire pour neutraliser 50 % des radicaux libres présents. Les résultats sont exprimés en µg/mL.

#### **2.4.3. Test de réduction du radical-cation ABTS<sup>•+</sup>**

L'activité antiradicalaire vis-à-vis du radical ABTS<sup>•+</sup> (2,2'-azino-bis (3-éthylbenzothiazoline-6-sulfonique)) a été évaluée selon la méthode décrite par **Re et al.**

(1999). Ce radical est généré par mélange d'une solution d'ABTS<sup>•+</sup> (2,45 mM) avec de persulfate de potassium (7mM), puis incubé pendant 16 heures. La solution obtenue est diluée de manière à obtenir une absorbance de  $0,70 \pm 0,03$  à 734 nm. (Kasote *et al.*, 2019). Un volume de 1,9 mL de solution fraîchement préparée a été ajouté à 0,1 mL des extraits à différentes concentrations. Après 7 minutes d'incubation à température ambiante, l'absorbance a été mesurée à 734 nm. Le Trolox a été utilisé comme standard, et les résultats ont été exprimés en pourcentage d'inhibition ainsi qu'en IC<sub>50</sub>, selon la même méthode que le test DPPH.

#### **2.4.4. Pouvoir réducteur du fer**

Le pouvoir réducteur des extraits a été déterminé selon la méthode de Oyaizu (1986), basée sur leur capacité à réduire le fer ferrique (Fe<sup>3+</sup>) du complexe K<sub>3</sub>Fe(CN)<sub>6</sub> en fer ferreux (Fe<sup>2+</sup>). Cette réduction s'accompagne d'un changement de couleur du jaune vers des teintes bleu-vert en présence d'électrons (Habibou *et al.*, 2019). Le protocole consiste à mélanger 2,5 mL d'extrait ou de standard (acide ascorbique) à différentes concentrations avec 2,5 mL de tampon phosphate (0,2 M, pH 6,6) et 2,5 mL de solution de ferricyanure de potassium K<sub>3</sub>Fe(CN)<sub>6</sub> (1 %). Après incubation au bain-marie (Memmert, Allemagne) à 50 °C pendant 20 minutes, 2,5 mL d'acide trichloroacétique (10 %) sont ajoutés pour stopper la réaction. Le mélange est ensuite centrifugé (Sigma) à 3000 rpm pendant 10 minutes. Un volume de 2,5 mL du surnageant est ensuite combiné avec 2,5 mL d'eau distillée et 0,5 mL de chlorure ferrique (FeCl<sub>3</sub>) à 0,1 %. L'absorbance est mesurée à 700 nm contre un blanc contenant du méthanol à la place de l'extrait. Les résultats sont exprimés en A<sub>0,5</sub>, correspondant à la concentration donnant une absorbance de 0,5.

### **2.5. Evaluation de l'activité antibactérienne**

#### **2.5.1. Détermination de la concentration minimale inhibitrice**

La détermination de l'activité antibactérienne des extraits a été réalisée par la méthode de microdilution sur microplaque afin de déterminer la concentration minimale inhibitrice (CMI) et la concentration minimale bactéricide (CMB).

La détermination de la CMI des bactéries testées ont été réalisées à l'aide du test colorimétrique rapide au p-iodonitrotetrazolium chloride (INT) selon la méthode décrite par **Mambe *et al.* (2016)**. Les colonies bactériennes fraîches de 18 à 24 h ont été suspendues dans une solution de NaCl stérile à 0.9 %, puis ajustées à une turbidité équivalente à 0,5 McFarland, correspondant à environ  $1.5 \times 10^8$  UFC/mL. La suspension bactérienne a ensuite été diluée dans le bouillon Mueller-Hinton afin d'obtenir un inoculum final d'environ  $10^6$  UFC/mL. Les extraits ont été dissous dans le solvant DMSO (5%), puis soumis à des dilutions successives au 1/2 dans des microplaques stériles à 96 puits contenant 100  $\mu$ L de bouillon Mueller-Hinton. Des contrôles appropriés ont été réalisés, incluant un contrôle de croissance (milieu + inoculum bactérien), un contrôle de stérilité (milieu seul). La microplaque a enfin été recouverte avec du papier parafilm puis incubée à 37°C pendant 24 heures. Après 40  $\mu$ L d'INT (0,2 mg/mL) ont été ajouté, suivi d'une incubation supplémentaire à 37 °C pendant 30 min. Les bactéries viables réduisent le colorant jaune en une coloration rose. La CMI a été définie comme la plus faible concentration de l'échantillon empêchant le changement de couleur du milieu et inhibant complètement la croissance microbienne.

### **2.5.2. Détermination de la concentration minimale bactéricide**

La concentration minimale bactéricide (CMB) a été déterminée à partir des puits ne présentant aucune croissance visible lors du test de la concentration minimale inhibitrice (CMI). Un aliquot de 50  $\mu$ L de chaque puits a été ensemencé sur une gélose nutritive stérile puis incubé à 37 °C pendant 24 heures. La CMB correspond à la plus faible concentration de des extraits testés ne permettant aucune croissance bactérienne après incubation, traduisant ainsi une activité bactéricide (**Toty *et al.*, 2013**).

### **2.6. Analyse statistique**

L'analyse des données a été réalisée à l'aide du logiciel GraphPad Prism 7. Les résultats sont présentés sous forme de moyenne  $\pm$  écart-type (SD). Les différences ont été considérées comme statistiquement significatives pour  $p < 0,05$ . Les analyses statistiques ont été effectuées à l'aide du test de Student ainsi que de l'analyse de variance à un facteur (One-way ANOVA), suivie du test de Dunnett.

# **RESULTATS ET DISCUSSION**

## 1. Extraction

L'extraction constitue une étape fondamentale dans l'isolement et l'identification des composés phytochimiques présents dans le matériel végétal (Altemimi *et al.*, 2017).

Dans cette étude, l'extraction a été effectuée selon la méthode de Soxhlet, en utilisant deux solvants : le méthanol aqueux à 85 % et l'hexane. Le méthanol aqueux permet l'extraction des composés polaires ainsi que de ceux présentant une polarité moyenne à faible, tandis que l'hexane est utilisé pour l'extraction des composés apolaires.

Les résultats du rendement d'extraction de *Orobancha aegyptiaca* Pers. Ainsi que la teneur en polyphénols et en flavonoïdes totaux sont représentés dans le tableau II.

**Tableau II.** Rendement et teneurs en polyphénols et flavonoïdes totaux des extraits de *Orobancha aegyptiaca* Pers.

Extrait	Rendement (%)	Polyphénols totaux (µg EAG/mg Ex)	Flavonoïdes totaux (µg EQ/mg Ex)
Extrait méthanolique	21,04 <sup>a</sup>	169,81±3,18 <sup>a</sup>	11,64±0,86 <sup>a</sup>
Extrait hexanique	1,56 <sup>b</sup>	7,15±0,62 <sup>b</sup>	3,26±0,21 <sup>b</sup>

Chaque valeur représente la moyenne ± DS ( $n = 3$ ). Les valeurs affectées de lettres différentes sont significativement différentes ( $p \leq 0,05$ , test de Student).

L'extrait méthanolique de la partie aérienne de *Orobancha aegyptiaca* Pers. a donné un rendement significativement élevé ( $p \leq 0,001$ ) de 21,04%. Tandis que l'extrait hexanique a donné un rendement plus faible de 1,56%. La différence de rendement entre les deux extraits revient à la différence de polarité des solvants utilisés (Zhao *et al.*, 2006).

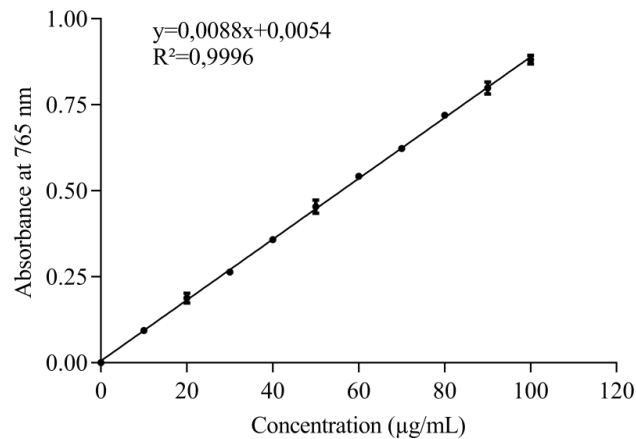
Le méthanol est un bon solvant, car la polarité du solvant influence la solubilité différentielle des composés phénoliques et autres métabolites secondaires présents dans l'extrait méthanolique et ses fractions (Garcia-Salas *et al.*, 2010).

De nombreux facteurs influencent le rendement d'extraction, tels que la plante choisie, l'organe utilisé, l'origine géographique de la récolte, la saison, les méthodes de séchage appliquées, la méthode d'extraction, la polarité des solvants utilisés ainsi que la concentration en molécules bioactives présentes dans l'espèce (Zhang *et al.*, 2018).

## 2. Etude phytochimique

### 2.1. Dosage des polyphénols totaux

Le choix de la quantification des polyphénols parmi les différents composés phytochimiques s'explique par leurs importantes activités biologiques (**Sarvarian et al., 2022**). La teneur en polyphénols totaux a été déterminée par la méthode de Folin-Ciocalteu. La concentration des composés phénoliques dans les extraits a été calculée à partir de l'équation de régression linéaire ( $y = ax + b$ ) obtenue grâce à une courbe d'étalonnage réalisée avec l'acide gallique (Figure 5). Les résultats sont exprimés en  $\mu\text{g}$  équivalent d'acide gallique par mg d'extrait ( $\mu\text{g}$  EAG/mg Ex).



**Figure 5.** Courbe d'étalonnage de l'acide gallique. Chaque valeur représente la moyenne  $\pm$  DS ( $n=3$ ).

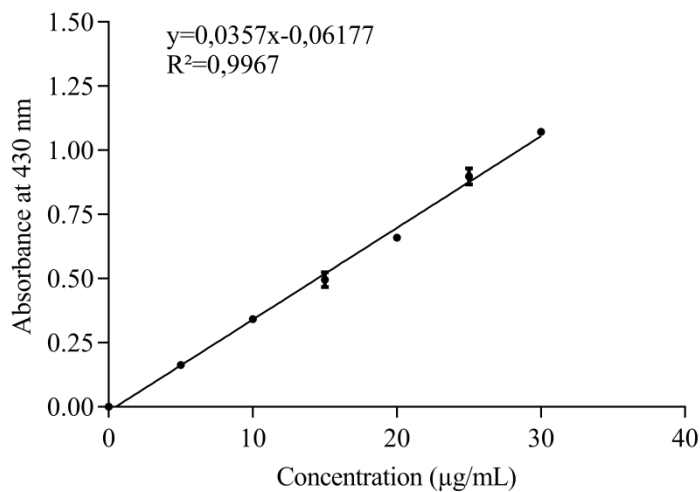
Les teneurs en composés phénoliques des différents extraits de *Orobanche aegyptiaca* sont indiquées dans le tableau II. Les résultats obtenus montrent que l'extrait méthanolique présente la teneur la plus élevée en polyphénols totaux, avec un taux de  $169,81 \pm 3,18 \mu\text{g}$  EAG/mg Ex ( $p \leq 0,001$ ), par rapport à l'extrait hexanique qui présente une faible teneur en polyphénols ( $7,15 \pm 0,62 \mu\text{g}$  EAG/mg Ex). Ces résultats sont nettement inférieurs à ceux rapportés par **Hegazy et al. (2020)** pour l'extrait méthanolique d'*Orobanche crenata* ( $762,5 \pm 11,5 \mu\text{g}$  EAG/mg Ex). Ces résultats sont en accord avec ceux rapportés par **Jaradat et al. (2021)**, qui ont également mis en évidence, par un screening phytochimique, la présence de composés phénoliques dans l'extrait méthanolique de cette plante.

En effet, la teneur en composés phénoliques d'une plante dépend de plusieurs facteurs intrinsèques (génétiques) et extrinsèques (pratiques culturales, degré de maturité à la récolte et conditions de stockage). Elle peut également être influencée par la composition phénolique

des extraits, ainsi que par des facteurs biotiques tels que l'espèce, la plante hôte, l'organe étudié ou l'état physiologique, et par des facteurs abiotiques (saison, climat et température). (Habibou *et al.*, 2019).

## 2.2. Dosage des flavonoïdes totaux

La teneur en flavonoïdes totaux des extraits a été déterminée selon la méthode de Baali *et al.* (2024), basée sur la formation de complexes avec le chlorure d'aluminium (AlCl<sub>3</sub>). Les concentrations ont été calculées à partir d'une courbe d'étalonnage à la quercétine (équation de régression linéaire  $y = ax + b$ ). Les résultats sont exprimés en µg équivalent quercétine par mg d'extrait (µg EQ/mg Ex) (Figure 6).



**Figure 6.** Courbe d'étalonnage de la quercétine. Chaque valeur représente la moyenne  $\pm$  DS ( $n=3$ ).

Les résultats montrent que la teneur en flavonoïdes varie fortement entre les différents extraits. L'extrait méthanolique possède la teneur la plus élevée en flavonoïdes de  $11,64 \pm 0,86 \mu\text{g EQ/mg Ex}$  ( $p \leq 0,001$ ), par rapport à l'extrait hexanique ( $3,26 \pm 0,21 \mu\text{g EQ/mg Ex}$ ). Ces résultats concordent avec ceux rapportés par Jaradat *et al.* (2021), qui ont également démontré, à travers un screening phytochimique, la présence de flavonoïdes dans l'extrait méthanolique de cette plante. Cette similarité suggère que le méthanol constitue un solvant particulièrement efficace pour l'extraction de cette classe de composés, en raison de sa polarité favorisant la solubilisation des flavonoïdes.

Les résultats du dosage montrent que la proportion de polyphénols est nettement supérieure à celle des flavonoïdes, ceci suggère que les polyphénols présents ne sont pas tous des flavonoïdes, il pourrait donc y avoir présence de polyphénols non flavonoïdes tels que les lignanes et les stilbènes (Pandey et Rizvi, 2009).

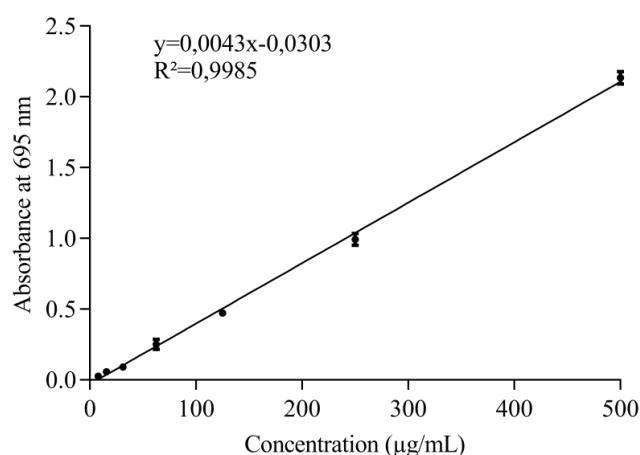
La différence observée entre les extraits peut être expliquée par la variation du nombre de structures sécrétoires présentes dans les différents tissus végétaux, ainsi que par la sélectivité des solvants utilisés lors du processus d'extraction et de fractionnement. En effet, les flavonoïdes représentent le groupe le plus hétérogène des composés phénoliques ; certaines classes présentent une forte affinité pour les solvants polaires, tandis que d'autres sont davantage solubles dans les solvants apolaires. Cette différence de solubilité influence directement la nature et la quantité des composés extraits (**kumar et Pandey, 2013 ; Bedoui et al., 2025**).

### 3. Activité antioxydante

#### 3.1. Capacité antioxydante totale

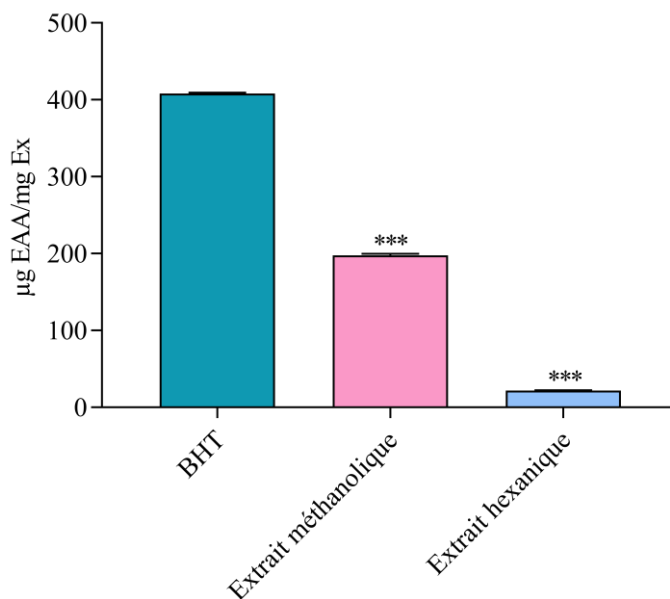
La capacité antioxydante totale (CAT) a été effectuée selon la méthode réduction du molybdène (VI) en molybdène (V) par les extraits pour former un complexe vert de phosphate dans un milieu acide (**Prieto et al., 1999**).

La CAT a été estimée grâce à une courbe d'étalonnage (Figure 7), réalisée avec à différentes concentrations en utilisant l'équation de régression linéaire ( $y = ax+b$ ).



**Figure 7.** Courbe d'étalonnage de l'acide ascorbique. Chaque valeur représente la moyenne  $\pm$  DS ( $n=3$ ).

Les résultats de la CAT sont exprimés en  $\mu\text{gEAA}/\text{mg Ex}$  et sont présentés dans la figure 8.



**Figure 8.** Histogramme comparative de la capacité antioxydante totale des extraits de *Orobanchae aegyptiaca* Pers. et du standard (BHT). Chaque valeur représente la moyenne  $\pm$  DS ( $n=3$ ). \*\*\*:  $p \leq 0,001$ , comparé au BHT.

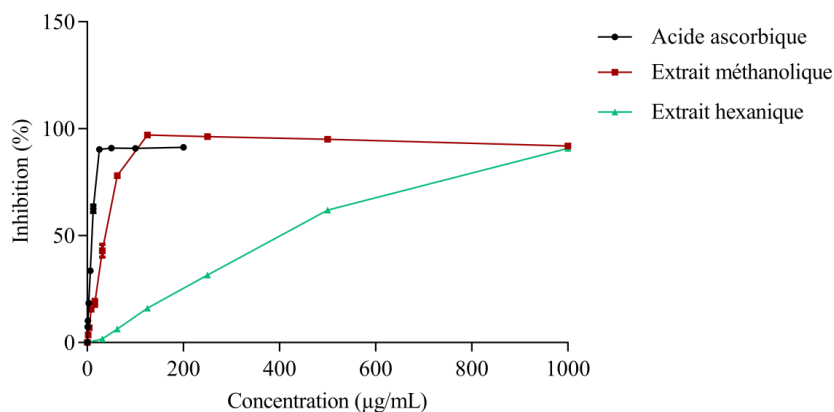
D'après les résultats obtenus, l'évaluation de la CAT montre que l'extrait méthanolique de *O. aegyptiaca* présente une activité antioxydante notable, avec une valeur de  $197,81 \pm 2,04$   $\mu\text{g EAA/mg Ex}$  par rapport à l'extrait hexanique ( $45,33 \pm 0,53$   $\mu\text{gEAA/mg Ex}$ ). Toutefois, cette activité demeure significativement inférieure ( $p \leq 0,001$ ) à celle du BHT, qui affiche une CAT de  $407,96 \pm 1,34$   $\mu\text{g EAA/mg Ex}$ .

Ces résultats sont inférieurs à ceux rapportés par (Hegazy *et al.*, 2020), qui ont montré que l'extrait méthanolique de *O. crenata* possède une CAT de  $866.63 \pm 10.21$   $\mu\text{g EAA/mg Ex}$ .

### 3.2. Test de DPPH

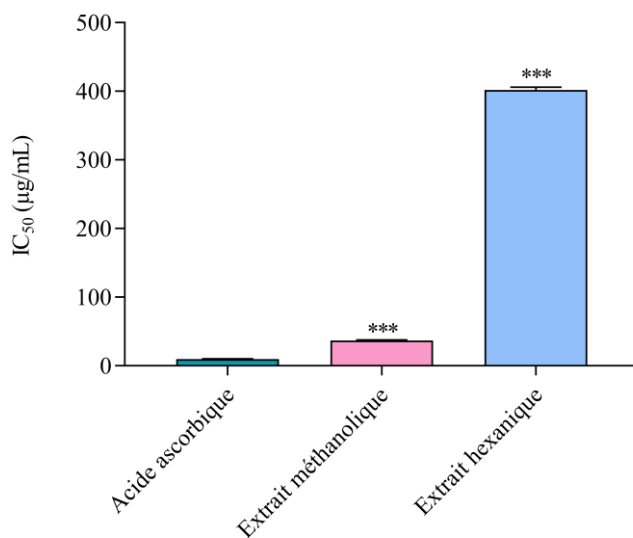
La méthode de piégeage du radical DPPH est une technique spectrophotométrique couramment utilisée pour évaluer l'activité antioxydante des extraits végétaux. Elle est appréciée pour sa simplicité, sa rapidité, sa sensibilité et sa bonne reproductibilité (Gulcin *et Alwasel*, 2023).

Le pourcentage d'inhibition (PI) des différents extraits ainsi que de l'antioxydant standard (acide ascorbique) a été calculé à partir des valeurs d'absorbance obtenues (Figure 9).



**Figure 9.** Activité anti-radicalaire vis-à-vis du radical DPPH des extraits de *Orobanchae aegyptiaca* Pers. et de l'acide ascorbique. Chaque valeur représente la moyenne  $\pm$  DS ( $n = 3$ ).

Les valeurs d'IC<sub>50</sub> des deux extraits et de l'acide ascorbique sont reportées dans la figure 10.



**Figure 10.** Histogramme comparatif des IC<sub>50</sub> de l'effet scavenger des extraits de *Orobanchae aegyptiaca* Pers. et du standard (Acide ascorbique) sur le radical DPPH. Chaque valeur représente la moyenne  $\pm$  DS ( $n=3$ ). \*\*\*:  $p \leq 0,001$ , comparé à l'acide ascorbique.

Les résultats montrent que l'extrait méthanolique de *O. aegyptiaca* présente une très bonne activité antiradicalaire vis-à-vis du radical DPPH, avec une IC<sub>50</sub> de  $36,77 \pm 0,96$  µg/mL, par rapport à l'extrait hexanique ( $401,80 \pm 4,45$  µg/mL). Cette activité reste toutefois significativement inférieure ( $p \leq 0,001$ ) à celle de l'acide ascorbique, dont l'IC<sub>50</sub> est de  $9,80 \pm 0,24$  µg/mL. Aucune étude portant sur l'activité antioxydante des plantes du genre

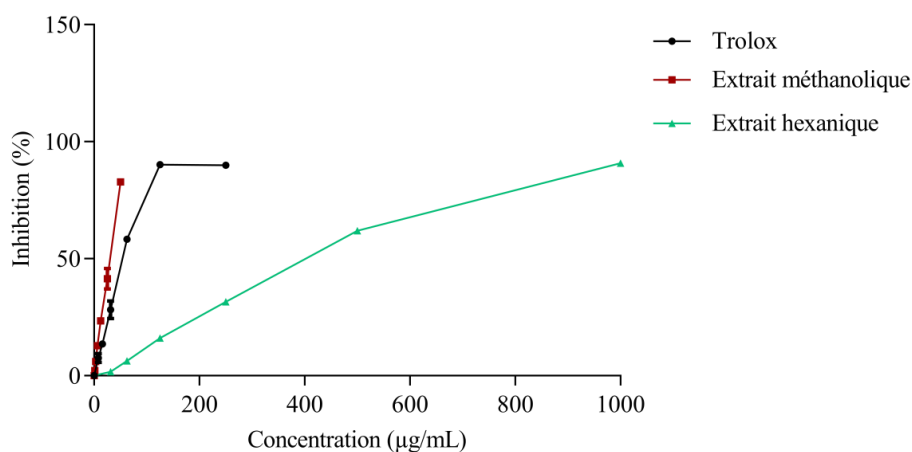
*Orobanche* n'a été rapportée dans la littérature. Cependant, la comparaison a été effectuée avec d'autres espèces dont nos résultats sont inférieurs à ceux obtenus par **Abbes *et al.* (2014)** pour l'extrait méthanolique de *O. crenata*. avec une  $IC_{50} = 2,76 \mu\text{g/mL}$ .

Dans une autre étude réalisée par **Hegazy *et al.* (2020)** sur l'extrait méthanolique de *O. crenata*, une valeur d'inhibition de  $58,55 \pm 2,55 \%$  a été obtenue à la concentration de  $500 \mu\text{g/mL}$ , indiquant une activité antiradicalaire vis-à-vis du DPPH inférieur que celle observée dans notre étude.

De nombreuses études sur les activités antioxydantes des extraits végétaux ont montré une forte corrélation entre la capacité antiradicalaire évaluée par le test DPPH et la teneur en polyphénols totaux des plantes étudiées (**Santos-Sánchez *et al.*, 2019 ; Deghima *et al.*, 2022; Baali *et al.*, 2024**).

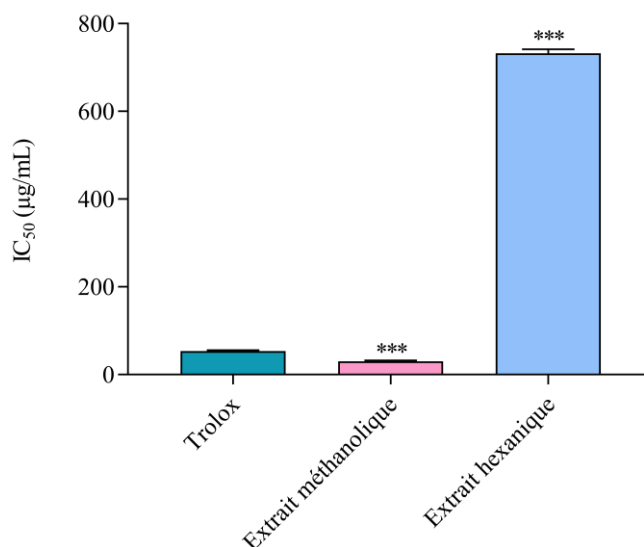
### 3.3. Test d'ABTS

Le test ABTS est basé sur l'interaction entre un antioxydant et le radical cationique  $ABTS^{\bullet+}$ . En présence d'un antioxydant donneur d'un atome d'hydrogène, le cation radical  $ABTS^+$  subit une réduction, induisant un changement de sa couleur du bleu-vert vers une forme incolore (**Ilyasov *et al.*, 2020**). Les mesures d'absorbance ont permis de calculer les PI des extraits et de l'antioxydant standard (trolox) comme illustré dans la figure 11.



**Figure 11.** Activité anti-radicalaire vis-à-vis du radical  $ABTS^{\bullet+}$  du trolox et des extraits de *Orobanche aegyptiaca* Pers. Chaque valeur représente la moyenne  $\pm$  DS ( $n=3$ ).

Les valeurs d' $IC_{50}$  des deux extraits et du trolox sont indiquées dans la figure 12.



**Figure 12.** Histogramme comparatif des IC<sub>50</sub> de l'effet scavenger des extraits de *Orobanchae aegyptiaca* Pers. et du standard (Trolox) sur le radical ABTS<sup>+</sup>. Chaque valeur représente la moyenne ± DS ( $n=3$ ). \*\*\* $p \leq 0,001$ , comparé au Trolox.

D'après les résultats représentés dans la figure 12, l'extrait méthanolique de *O. aegyptiaca* Pers. présente une activité antiradicalaire élevée vis-à-vis du radical ABTS, avec une IC<sub>50</sub> de  $30,07 \pm 2,1 \mu\text{g/mL}$ , tandis que l'extrait hexanique montre une faible activité, avec une IC<sub>50</sub> de  $732,66 \pm 9,13 \mu\text{g/mL}$ . Cette activité reste toutefois inférieure ( $p \leq 0,001$ ) à celle du Trolox, dont l'IC<sub>50</sub> est de  $53,72 \pm 2,00 \mu\text{g/mL}$ .

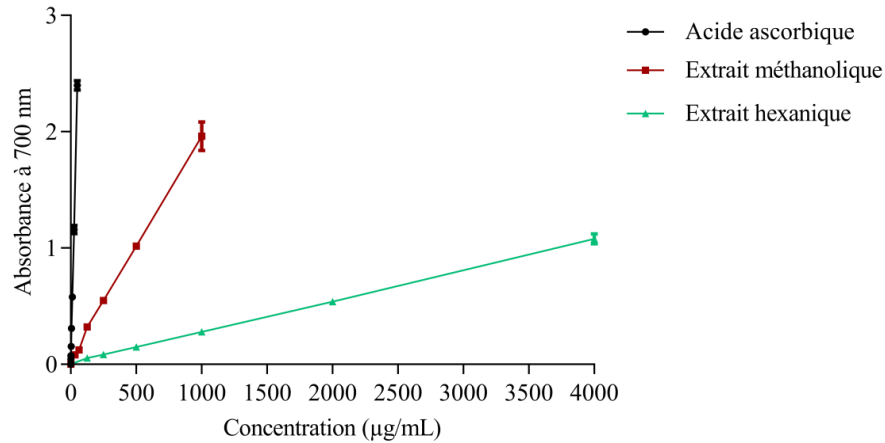
Abbes *et al.* (2014) ont obtenu une valeur supérieure à la nôtre pour l'extrait méthanolique de *Orobanchae crenata* (IC<sub>50</sub> =  $7,96 \mu\text{g/mL}$ ).

Les flavonoïdes contenant des groupes hydroxyles libres agissent comme de piègeurs de radicaux libres, et les groupes hydroxyles multiples en particulier dans le cycle B renforcent leur activité antioxydante (Tumilaar *et al.*, 2024).

### 3.4. Pouvoir réducteur FRAP

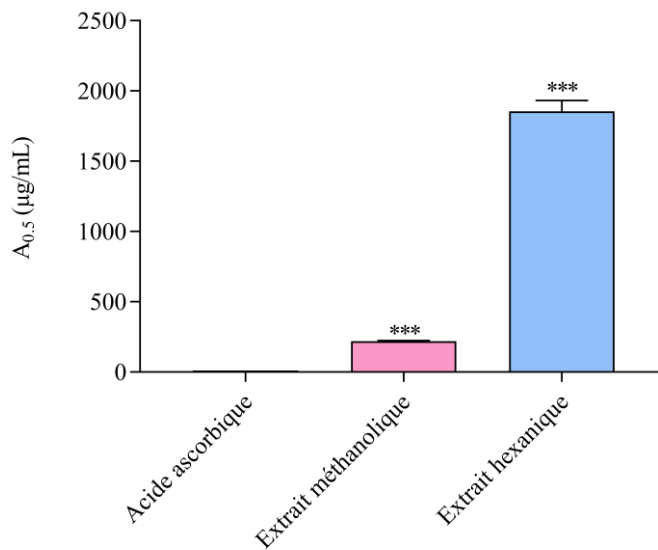
La présence d'agents réducteurs dans les extraits végétaux entraîne la réduction du complexe ferricyanure Fe<sup>3+</sup> en forme ferreuse Fe<sup>2+</sup>. Ainsi, la formation de Fe<sup>2+</sup> peut être suivie par l'intensification de la coloration bleue du milieu réactionnel, mesurée à 700 nm (Bougandoura, 2013).

Les résultats présentés dans la figure 13 indiquent que la capacité de réduction du fer augmente avec la concentration des extraits, de la même manière que pour l'acide ascorbique utilisé comme standard.



**Figure 13.** Pouvoir réducteur à 700 nm de l'acide ascorbique et des extraits de *Orobancha aegyptiaca* Pers. Chaque valeur représente la moyenne  $\pm$  DS ( $n=3$ ).

Les valeurs d' $A_{0.5}$  des extraits et de l'acide ascorbique sont indiquées dans la figure 14.



**Figure 14.** Histogramme comparative des  $A_{0.5}$  des extraits de *Orobancha aegyptiaca* Pers. et du standard (acide ascorbique). Chaque valeur représente la moyenne  $\pm$  DS ( $n=3$ ). \*\*\* $p \leq 0,001$ , comparé à l'acide ascorbique.

Les résultats montrent que l'extrait méthanolique de *Orobancha aegyptiaca* possèdent un pouvoir réducteur importante avec un  $A_{0.5}$  de  $220,55 \pm 3,03$  µg/mL par rapport à l'extrait hexanique qui possède une activité réductrice dont l'  $A_{0.5}$  est de  $1854,87 \pm 77,64$  µg/mL, mais ce pouvoir reste significativement inférieur ( $p \leq 0,001$ .) par rapport au l'acide ascorbique,

dont un IC<sub>50</sub> de (10,70 ± 0,25 µg/mL). Le pouvoir réducteur de l'extrait méthanolique d'*Orobancha crenata* est nettement supérieure à la nôtre dont le pouvoir réducteur 1,13 ± 0.018 µg/mL (Hegazy et al., 2020).

Le pouvoir réducteur est probablement de la présence de groupement hydroxyle dans les composés phénoliques qui peuvent servir comme donneur d'électrons (Bougandoura, 2013).

Dans notre étude, l'extrait méthanolique de *O. aegyptiaca* Pers. a présenté une activité antioxydante plus importante que l'extrait hexanique dans l'ensemble des tests réalisés. Cette différence peut être expliquée par la polarité du méthanol, qui favorise l'extraction des composés phénoliques et flavonoïdiques connus pour leurs propriétés antioxydantes. En revanche, l'hexane, étant un solvant apolaire, extrait principalement des composés lipophiles moins impliqués dans l'activité antioxydante.

#### 4. Activité antibactérienne

L'évaluation de l'activité antibactérienne des extraits de *O. aegyptiaca* Pers. a été réalisée par la méthode de microdilution sur microplaque afin de déterminer leur efficacité vis-à-vis de différentes souches bactériennes de référence. Les résultats obtenus sont présentés dans le tableau III.

**Tableau III.** Concentration minimale inhibitrice (CMI) et concentration minimale bactéricide (CMB) des extraits de *Orobancha aegyptiaca* vis-à-vis les bactéries testées.

Souches testées	Extrait méthanolique		Extrait hexanique	
	CMI	CMB	CMI	CMB
<i>E. coli</i>	31,25	62,5	125	125
<i>K. pneumoniae</i>	62,5	125	125	250
<i>B. subtilis</i>	62,5	125	62,5	125
<i>S. aureus</i>	62,5	125	125	250

CMI : Concentration minimale inhibitrice, CMB : Concentration minimale bactéricide. Elles sont exprimées en mg/mL.

Les résultats de l'activité antibactérienne des extraits de *O. aegyptiaca* montrent une efficacité variable selon le type d'extrait et la souche bactérienne testée. De manière générale, l'extrait méthanolique s'est révélé plus actif que l'extrait hexanique, comme en témoignent les faibles valeurs de CMI et de CMB obtenues.

L'extrait méthanolique a montré la meilleure activité contre *E. coli* avec une CMI de 31,25 mg/mL et une CMB de 62,5 mg/mL, ce qui indique une forte sensibilité de cette souche à cet extrait. Les souches *K. pneumoniae*, *B. subtilis* et *S. aureus* ont présenté des valeurs de CMI de 62,5 mg/mL et des valeurs de CMB de 125 mg/mL, traduisant une activité antibactérienne modérée.

Concernant l'extrait hexanique, son activité antibactérienne était généralement plus faible, avec des valeurs de CMI et de CMB plus élevées. Les souches *K. pneumoniae* et *S. aureus* se sont révélées les moins sensibles, avec des valeurs de CMB atteignant 250 mg/mL. En revanche, *B. subtilis* a montré une sensibilité relativement plus importante vis-à-vis de l'extrait hexanique, avec des valeurs identiques à celles obtenues pour l'extrait méthanolique (CMI = 62,5 mg/mL et CMB = 125 mg/mL).

Cette différence d'activité entre les deux extraits pourrait être liée à la richesse de l'extrait méthanolique en composés phénoliques et en flavonoïdes, connus pour leurs propriétés antimicrobiennes (**Chen *et al.*, 2024b**).

# **CONCLUSION ET PERSPECTIVES**

La phytothérapie constitue l'un des domaines les plus importants de la médecine traditionnelle. Les plantes médicinales représentent une source fiable de principes actifs reconnus pour leurs propriétés thérapeutiques. Ce travail s'inscrit dans une démarche visant l'identification de molécules bioactives à potentiel phytothérapeutique issues de *Orobancha aegyptiaca* Pers., par une étude phytochimique ainsi que l'évaluation des activités antioxydante et antibactérienne des extraits méthanolique et hexanique de *Orobancha aegyptiaca* Pers., une plante médicinale appartenant à la famille des *Orobanchaceae*.

L'extraction par Soxhlet des parties aériennes de la plante a permis d'obtenir des rendements variables selon le solvant utilisé, avec 21,04 % pour l'extrait méthanolique et 1,56 % pour l'extrait hexanique.

La teneur en polyphénols et en flavonoïdes totaux des deux extraits a été évaluée par méthode colorimétrique. Les résultats indiquent que l'extrait méthanolique présente les teneurs les plus élevées, soit  $169,81 \pm 3,18$  µg EAG/mg d'extrait pour les polyphénols et  $11,64 \pm 0,86$  µg EQ/mg d'extrait pour les flavonoïdes.

En raison de la complexité du processus d'oxydation, l'activité antioxydante *in vitro* des extraits d'*Orobancha aegyptiaca* Pers. a été évaluée par plusieurs méthodes afin de mieux comprendre leur potentiel antioxydant. Les résultats ont montré que l'extrait méthanolique possède une bonne capacité antioxydante totale ( $197,81 \pm 2,04$  µg EAA/mg d'extrait). De plus, cet extrait a présenté une activité de piégeage importante vis-à-vis des radicaux DPPH et ABTS, avec des valeurs d'IC<sub>50</sub> de  $36,77 \pm 0,96$  µg/mL et  $30,07 \pm 2,10$  µg/mL, respectivement. L'extrait méthanolique a également montré un bon pouvoir réducteur avec une valeur d'A<sub>0,5</sub> de  $220,55 \pm 3,03$  µg/mL.

L'évaluation de l'activité antibactérienne, réalisée par la méthode de microdilution en milieu liquide sur microplaque, a mis en évidence l'effet inhibiteur des extraits sur quatre souches bactériennes de référence. Les résultats montrent que l'extrait méthanolique est plus actif que l'extrait hexanique. La souche la plus sensible est *Escherichia coli*, avec des valeurs de CMI et de CMB respectivement de 31,25 mg/mL et 62,5 mg/mL.

Les résultats obtenus suggèrent qu'*Orobancha aegyptiaca* Pers. présente des activités biologiques intéressantes, qui pourraient être attribuées à sa richesse en composés phénoliques et en flavonoïdes, reconnus pour leurs propriétés antioxydantes, notamment leur capacité à neutraliser les radicaux libres et à limiter les phénomènes d'oxydation.

En perspective, il serait intéressant d'approfondir les recherches sur les extraits de *Orobancha aegyptiaca* Pers. afin d'isoler et d'identifier les molécules naturelles responsables de ces activités biologiques. Plusieurs perspectives peuvent ainsi être envisagées :

- Identification et caractérisation des composés bioactifs à l'aide de techniques analytiques avancées (LC-MS, GC-MS);
- Tester la toxicité aiguë et subaiguë des extraits;
- Isoler les principes actifs responsables des activités biologiques et évaluer leurs effets par des tests *in vivo* sur des modèles animaux ;
- Étudier d'autres activités pharmacologiques potentielles, notamment l'activité antidiabétique, anti-inflammatoire et cicatrisante.

**REFERENCES**  
**BIBLIOGRAPHIQUES**

- Abbes, Z., El-Abed, N., Amri, M., Kharrat, M., & Ahmed, S. B. H. (2014). Antioxidant and antibacterial activities of the parasitic plants *Orobancha foetida* and *Orobancha crenata* collected on faba bean in Tunisia. *The Journal of Animal & Plant Sciences*, 24(1), 310-314.
- Abdel-Khalek, R. R., Abdel-Ghaffar, F., Hamdi, S. A., Ibrahim, A. M., Fol, M. F., & Mostafa, N. A. (2025). *Orobancha aegyptiaca*-chitosan nanocomposite efficacy against the freshwater snail *Biomphalaria Alexandrina*. *Scientific Reports*, 15(1). <https://doi.org/10.1038/s41598-025-02161-1>
- Abedi, S., Darvishzadeh, R., Bernousi, I., Abdollahi Mandoulakani, B., Hatami Maleki, H., & Shah, D. (2014). Genetic variability of *Orobancha aegyptiaca* infesting tobacco in Iran by Bayesian analysis. *Biologia*, 69(12), 1652-1659. <https://doi.org/10.2478/s11756-014-0473-6>
- Alara, O. R., Abdurahman, N. H., & Ukaegbu, C. I. (2021). Extraction of phenolic compounds: A review. *Current Research in Food Science*, 4, 200-214. <https://doi.org/10.1016/j.crfs.2021.03.011>
- Albuquerque, B. R., Heleno, S. A., Oliveira, M. B., Barros, L., & Ferreira, I. C. (2021). Phenolic compounds: Current industrial applications, limitations and future challenges. *Food & Function*, 12(1), 14-29. <https://doi.org/10.1039/d0fo02324h>
- Al-Joboury, K. R., & Aliwy, S. A. (2021). Morphological and anatomical study in some species of *Orobancha*. *Journal of Biotechnology Research Center*, 15(1), 25-30. <https://doi.org/10.24126/jobrc.2021.15.1.599>
- Altemimi, A., Lakhssassi, N., Baharlouei, A., Watson, D. G., & Lightfoot, D. A. (2017). Phytochemicals: Extraction, isolation, and identification of bioactive compounds from plant extracts. *Plants*, 6(4), 42. <https://doi.org/10.3390/plants6040042>
- Ansari, W. A., Srivastava, K., Nasibullah, M., & Khan, M. F. (2025). Reactive oxygen species (ROS): Sources, generation, disease pathophysiology, and antioxidants. *Discover Chemistry*, 2(1), 191. <https://doi.org/10.1007/s44371-025-00275-z>
- Aouachria, S., Boumerfeg, S., Benslama, A., Benbacha, F., Guemmez, T., Khennouf, S., Arrar, L., & Baghiani, A. (2017). Acute, sub-acute toxicity and antioxidant activities (*in vitro* and *in vivo*) of *Reichardia picroide* crude extract. *Journal of Ethnopharmacology*, 208, 105-116. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2017.06.028>

- Apak, R., Gorinstein, S., Böhm, V., Schaich, K. M., Özyürek, M., & Güçlü, K. (2013). Methods of measurement and evaluation of natural antioxidant capacity/activity (IUPAC Technical Report). *Pure and Applied Chemistry. Chimie Pure et Appliquee*, 85(5), 957-998. <https://doi.org/10.1351/PAC-REP-12-07-15>
- Aranda-Rivera, A. K., Cruz-Gregorio, A., Arancibia-Hernández, Y. L., Hernández-Cruz, E. Y., & Pedraza-Chaverri, J. (2022). RONS and oxidative stress: an overview of basic concepts. *Oxygen*, 2(4), 437-478. <https://doi.org/10.3390/oxygen2040030>
- Arimboor, R., Natarajan, R. B., Menon, K. R., Chandrasekhar, L. P., & Moorkoth, V. (2015). Red pepper (*Capsicum annuum*) carotenoids as a source of natural food colors: analysis and stability-a review. *Journal of food science and technology*, 52(3), 1258-1271. <https://doi.org/10.1007/s13197-014-1260-7>
- Asif, M. (2015). Chemistry and antioxidant activity of plants containing some phenolic compounds. *Chemistry international*, 1(1), 35-52. <https://doi.org/10.31221/osf.io/rygwm>
- Averill-Bates, D. (2024). Reactive oxygen species and cell signaling. Review. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA)-Molecular Cell Research*, 1871(2), 119573. <https://doi.org/10.1016/j.bbamcr.2023.119573>
- Baali, F., Boudjelal, A., Smeriglio, A., Righi, N., Djemouai, N., Deghima, A., Bouafia, Z., & Trombetta, D. (2024). *Phlomis crinita* Cav. From Algeria: A source of bioactive compounds possessing antioxidant and wound healing activities. *Journal of Ethnopharmacology*, 331, 118295. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2024.118295>
- Baratli, Y. (2015). Etude de la toxicité des nanoparticules d'oxyde de fer (Fe<sub>3</sub>O<sub>4</sub>) chez Le rat : Analyses mitochondriales et du stress oxydant. <https://doi.org/10.70675/16dcde47zc82fz494dz8e20zc44bf17cacd6>
- Baker, A., Lin, C., Lett, C., Karpinska, B., Wright, M. H., & Foyer, C. H. (2023). Catalase: A critical node in the regulation of cell fate. *Free Radical Biology and Medicine*, 199, 56-66. <https://doi.org/10.1016/j.freeradbiomed.2023.02.009>
- Basli, A., & Belkacem, N. (2017). Health Benefits of Phenolic Compounds Against. *Phenolic compounds: biological activity*, 193. <http://dx.doi.org/10.5772/63693>
- Bedoui, A., Feriani, A., Bouallegue, A., Baccari, H., Borgi, M. A., Kharrat, M., ... & Abbes, Z. (2025). Unveiling the cardiopreventive effect of the parasitic weed *Orobancha crenata* Forsk. extract against isoproterenol-induced myocardial infarction in rats. *Food Bioscience*, 69, 106820. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2025.106820>
- Bendaoud, F., Kim, G., Larose, H., Westwood, J. H., Zermane, N., & Haak, D. C. (2022).

- Genotyping-by-sequencing analysis of *Orobanche crenata* populations in Algeria reveals genetic differentiation. *Ecology and Evolution*, 12(3). <https://doi.org/10.1002/ece3.8750>
- Bensakhria, A. (2018). Le stress oxydatif. *Toxicologie générale*, 70-86. <https://doi.org/10.1016/j.refrac.2018.03.005>
- Bhattacharyya, A., Chattopadhyay, R., Mitra, S., & Crowe, S. E. (2014). Oxidative stress: An essential factor in the pathogenesis of gastrointestinal mucosal diseases. *Physiological Reviews*, 94(2), 329-354. <https://doi.org/10.1152/physrev.00040.2012>
- Birben, E., Sahiner, U. M., Sackesen, C., Erzurum, S., & Kalayci, O. (2012). Oxidative stress and antioxidant defense. *World Allergy Organization Journal*, 5(1), 9-19. <https://doi.org/10.1097/wox.0b013e3182439613>
- Bougandoura, N., & Bendimerad, N. (2013). Evaluation de l'activité antioxydante des extraits aqueux et méthanolique de *Satureja calamintha* ssp. *Nepeta* (L.) Briq. *Revue Nature et Technologie*, 5(2), 14-19. <https://asjp.cerist.dz/en/article/43129>
- Călinoiu, L. F., & Vodnar, D. C. (2018). Whole grains and phenolic acids: A review on Bioactivity, functionality, health benefits and bioavailability. *Nutrients*, 10(11), 1615. <https://doi.org/10.3390/nu10111615>
- Chandimali, N., Bak, S. G., Park, E. H., Lim, H. J., Won, Y. S., Kim, E. K., Park, S. I., & Lee, S. J. (2025). Free radicals and their impact on health and antioxidant defenses: a review. *Cell death discovery*, 11(1), 19. <https://doi.org/10.1038/s41420-024-02278-8>
- Chen, S., Wang, X., Cheng, Y., Gao, H., & Chen, X. (2023). A review of classification, biosynthesis, biological activities and potential applications of flavonoids. *Molecules*, 28(13), 4982. <https://doi.org/10.3390/molecules28134982>
- Chen, Z., Świsłocka, R., Choińska, R., Marszałek, K., Dąbrowska, A., Lewandowski, W., & Lewandowska, H. (2024a). Exploring the correlation between the molecular structure and biological activities of metal–phenolic compound complexes: Research and description of the role of metal ions in improving the antioxidant activities of phenolic compounds. *International Journal of Molecular Sciences*, 25(21), 11775. <https://doi.org/10.3390/ijms252111775>
- Chen, X., Lan, W., & Xie, J. (2024b). Natural phenolic compounds: Antimicrobial properties, antimicrobial mechanisms, and potential utilization in the preservation of aquatic products. *Food Chemistry*, 440, 138198. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2023.138198>

- Chouikh, A., Chenguel, A., & Ali, A. B. (2025). Understanding the role of free radicals, oxidative stress, and antioxidants: A comprehensive review. *Lett. Appl. NanoBioScience*, 14, 66. <https://doi.org/10.33263/LIANBS142.066>
- Darvishzadeh, R. (2018). Genetic variability, structure analysis, and association mapping of resistance to broomrape (*Orobanche aegyptiaca* Pers.) in tobacco. <http://ir.jkuat.ac.ke/handle/123456789/3839>
- Das, A. K., Islam, M. N., Faruk, M. O., Ashaduzzaman, M., & Dungani, R. (2020). Review on tannins: Extraction processes, applications and possibilities. *South African Journal of Botany*, 135, 58-70. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2020.08.008>
- Debnath, B., Singh, W. S., Das, M., Goswami, S., Singh, M. K., Maiti, D., & Manna, K. (2018). Role of plant alkaloids on human health: A review of biological activities. *Materials Today Chemistry*, 9, 56-72. <https://doi.org/10.1016/j.mtchem.2018.05.001>
- Deghima, A., Righi, N., Rosales-Conrado, N., Eugenia León-González, M., Baali, F., Gómez-Mejía, E., Madrid, Y., & Bedjou, F. (2022). Phenolic profile, safety, antioxidant and anti-inflammatory activities of wasted *Bunium ferulaceum* Sm. aerial parts. *Food Research International*, 160, 111714. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2022.111714>
- Del Río, L. A. (2015). ROS and RNS in plant physiology: an overview. *Journal of Experimental Botany*, 66(10), 2827-2837. <https://doi.org/10.1093/jxb/erv099>
- Di Meo, S., & Venditti, P. (2020). Evolution of the knowledge of free radicals and other oxidants. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, 2020, 1-32. <https://doi.org/10.1155/2020/9829176>
- Djemouai, N., Saad, S., Baali, F., Meguellati, H., Benzetta, H., & Foughalia, A. (2024). The parasitic plant *Cistanche violacea* (Desf.) Beck from Ghardaïa (Algeria): A source of biologically active compounds. *Journal of the Turkish Chemical Society Section A: Chemistry*, 11(2), 433-452. <https://doi.org/10.18596/jotcsa.1291696>
- Dumitru, C. N., Mariana, L., Budacu, C. C., Mitea, G., Radu, M. D., Dumitru, A. O., ... & Topor, G. (2025). Balancing the oral redox state: Endogenous and exogenous sources of reactive oxygen species and the antioxidant role of lamiaceae and asteraceae. *Dentistry Journal*, 13(5), 222. <https://doi.org/10.3390/dj13050222>
- El-Bahr, S. M. (2013). Biochemistry of free radicals and oxidative stress. *Science International*, 1(5), 111-117. <https://doi.org/10.5567/sciintl.2013.111.117>

- El-Taher, A. M., & Mohamed, F. S. (2022). Morphological studies on some *Orobanche* L. species in Egypt. *International journal of health sciences*, 9996-10011. <https://doi.org/10.53730/ijhs.v6ns6.12568>
- Fantini, M., Benvenuto, M., Masuelli, L., Frajese, G., Tresoldi, I., Modesti, A., & Bei, R. (2015). In vitro and in vivo Antitumoral effects of combinations of polyphenols, or polyphenols and Anticancer drugs: Perspectives on cancer treatment. *International Journal of Molecular Sciences*, 16(5), 9236-9282. <https://doi.org/10.3390/ijms16059236>
- Favier, A. (2003). Le stress oxydant. *L'actualité chimique*, 108(10), 863-832.
- Galleano, M., Verstraeten, S. V., Oteiza, P. I., & Fraga, C. G. (2010). Antioxidant actions of flavonoids: Thermodynamic and kinetic analysis. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, 501(1), 23-30. <https://doi.org/10.1016/j.abb.2010.04.005>
- García-Lafuente, A., Guillamón, E., Villares, A., Rostagno, M. A., & Martínez, J. A. (2009). Flavonoids as anti-inflammatory agents: implications in cancer and cardiovascular disease. *Inflammation research*, 58(9), 537-552. <https://doi.org/10.1007/s00011-009-0037-3>
- Garcia-Salas, P., Morales-Soto, A., Segura-Carretero, A. et Fernández-Gutiérrez, A. (2010). Systèmes d'extraction de composés phénoliques pour échantillons de fruits et légumes. *Molécules*, 15 (12), 8813-8826. <https://doi.org/10.3390/molecules15128813>
- Gogoi, K., Gogoi, H., Borgohain, M., Saikia, R., Chikkaputtaiah, C., Hiremath, S., & Basu, U. (2024). The molecular dynamics between reactive oxygen species (ROS), reactive nitrogen species (RNS) and phytohormones in plant's response to biotic stress. *Plant Cell Reports*, 43(11). <https://doi.org/10.1007/s00299-024-03343-3>
- Grzeszczak, K., Łanocha-Arendarczyk, N., Malinowski, W., Ziętek, P., & Kosik-Bogacka, D. (2023). Oxidative stress in pregnancy. *Biomolecules*, 13(12), 1768. <https://doi.org/10.3390/biom13121768>
- Guerine, L., Hadjadj, K., Soufan, W., Belhadj, S., & Rihan, H. Z. (2024). Traditional use of Non-Timber Forest Products of Plant Origin from the Djebel Aissa National Park (Ksours Mountains, Algeria). *Pakistan Journal of Agricultural Sciences*, 61(1). line) 2076-0906 <https://doi.org/10.21162/PAKJAS/24.255>
- Gülcin, I. (2012). Antioxidant activity of food constituents: an overview. *Archives of toxicology*, 86(3), 345-391. <https://doi.org/10.1007/s00204-011-0774-2>

- Gulcin, İ., & Alwasel, SH (2023). Test de piégeage des radicaux DPPH. *Processes*, 11 (8), 2248 . <https://doi.org/10.3390/pr11082248>
- Habibou, H. H., Idrissa, M., Khalid, I., Benjamin, O., & Rabani, A. (2019). Activité Antioxydante des extraits Méthanoliques de différents Organes de *Detarium microcarpum* Guill. & Perr. *European Scientific Journal ESJ*, 15(12). <https://doi.org/10.19044/esj.2019.v15n12p159>
- Haider, R. (2024). Traditional medicine in the developing and developed countries and expected trends in future. *Clinical Medical Reviews and Reports*, 6(1), 01-07. <https://doi.org/10.31579/2690-8794/172>
- Haleng, J., Pincemail, J., Defraigne, J. O., Charlier, C., & Chapelle, J. P. (2007). Le stress oxydant. *Revue médicale de Liège*, 62(10). <https://orbi.uliege.be/handle/2268/8914>
- Hamma, S. A., Nouri, N., Fergani, I., Lekhal, A., Cheriet, S., Abadi, N., ... & Benlatreche, C. (2015). Biologie des espèces réactives et Stress oxydant. *journal algérien de médecine*, 23(2), 48-53. <https://asjp.cerist.dz/en/article/102400>
- Hayes, J. D., Dinkova-Kostova, A. T., & Tew, K. D. (2020). Oxidative stress in cancer. *Cancer cell*, 38(2), 167-197. [https://www.cell.com/cancer-cell/fulltext/S1535-6108\(20\)30274-9](https://www.cell.com/cancer-cell/fulltext/S1535-6108(20)30274-9)
- Hegazy, M. G., Imam, A. M., & Abdelghany, B. E. (2020). Evaluation of cytotoxic and anticancer effect of *Orobanche crenata* methanolic extract on cancer cell lines. *Tumor Biology*, 42(5). <https://doi.org/10.1177/1010428320918685>
- Hussain, T., Tan, B., Yin, Y., Blachier, F., Tossou, M. C., & Rahu, N. (2016). Oxidative stress and inflammation: What polyphenols can do for us? *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, 2016(1). <https://doi.org/10.1155/2016/7432797>
- Ilyasov, I. R., Beloborodov, V. L., Selivanova, I. A., & Terekhov, R. P. (2020). ABTS/PP decolorization assay of antioxidant capacity reaction pathways. *International journal of molecular sciences*, 21(3), 1131. <https://doi.org/10.3390/ijms21031131>
- Jaber, S. A. (2023). *In vitro* Alpha-amylase and Alpha-glucosidase inhibitory activity and *in vivo* antidiabetic activity of *Quercus coccifera* (Oak tree) leaves extracts. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 30(7), 103688. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2023.103688>
- Jaradat, N., Qadi, M., Ali, I., Hussein, F., Issa, L., Rashdan, D., ... & Arar, M. (2021). Évaluation phytochimique, antiobésité, antidiabétique et antimicrobienne d'Orobanche aegyptiaca de Palestine. *BMC complement medicine and therapies*, 21 (1), 256 . <https://doi.org/10.1186/s12906-021-03431-x>

- Jomova, K., Raptova, R., Alomar, S. Y., Alwasel, S. H., Nepovimova, E., Kuca, K., & Valko, M. (2023). Reactive oxygen species, toxicity, oxidative stress, and antioxidants: chronic diseases and aging. *Archives of toxicology*, 97(10), 2499-2574. <https://doi.org/10.1007/s00204-023-03562-9>
- Joseph, S. V., Edirisinghe, I., & Burton-Freeman, B. M. (2016). Fruit polyphenols: A review of anti-inflammatory effects in humans. *Critical reviews in food science and nutrition*, 56(3), 419-444. <https://doi.org/10.1080/10408398.2013.767221>
- Kardeh, S., Ashkani-Esfahani, S., & Alizadeh, A. M. (2014). Paradoxical action of reactive oxygen species in creation and therapy of cancer. *European Journal of Pharmacology*, 735, 150-168. <https://doi.org/10.1016/j.ejphar.2014.04.023>
- Kasote, D. M., Pawar, M. V., Gundu, S. S., Bhatia, R., Nandre, V. S., Jagtap, S. D., & Kulkarni, M. V. (2019). Chemical profiling, antioxidant, and antimicrobial activities of Indian stingless bees propolis samples. *Journal of Apicultural Research*, 58(4), 617-625. <https://doi.org/10.1080/00218839.2019.1584960>
- Khadem, S., & Marles, R. J. (2010). Monocyclic phenolic acids; hydroxy-and polyhydroxybenzoic acids: occurrence and recent bioactivity studies. *Molecules*, 15(11), 7985-8005. <https://doi.org/10.3390/molecules15117985>
- Khamassi, K., Abbas, Z., Tani, E., Katsileros, A., Guenni, K., Rouissi, M., ... & Kharrat, M. (2023). Genetic structure and diversity analysis of Tunisian *Orobanch* spp. and *Phelipanche* spp. using molecular markers. *Applied Sciences*, 13(21), 11622. <https://doi.org/10.3390/app132111622>
- Kim, Y., Keogh, J., & Clifton, P. (2016). Polyphenols and glycemic control. *Nutrients*, 8(1), 17. <https://doi.org/10.3390/nu8010017>
- Kulbat, K. (2016). The role of phenolic compounds in plant resistance. *Biotechnology and Food Science*, 80(2), 97-108. <https://doi.org/10.34658/bfs.2016.80.2.97-108>
- Kumar, N., & Goel, N. (2019). Phenolic acids: Natural versatile molecules with promising therapeutic applications. *Biotechnology reports*, 24, e00370. <https://doi.org/10.1016/j.btre.2019.e00370>
- Kumar, S., & Pandey, A. K. (2013). Chemistry and biological activities of flavonoids: an overview. *The scientific world journal*, 2013(1), 162750. <https://doi.org/10.1155/2013/162750>
- Kumar, S., Abedin, M. M., Singh, A. K., & Das, S. (2020). Role of phenolic compounds in plant- defensive mechanisms. In *Plant phenolics in sustainable agriculture: volume 1*

- (pp. 517- 532). Singapore: Springer Singapore. [https://doi.org/10.1007/978-981-15-4890-1\\_22](https://doi.org/10.1007/978-981-15-4890-1_22)
- Latif, R., & Nawaz, T. (2025). Medicinal plants and human health: A comprehensive review of bioactive compounds, therapeutic effects, and applications. *Phytochemistry Reviews*, 25(3), 2299-2342. <https://doi.org/10.1007/s11101-025-10194-7>
- Li, H. Y., Hao, Z. B., Wang, X. L., Huang, L., & Li, J. P. (2009). Antioxidant activities of extracts and fractions from *Lysimachia foenum-graecum* Hance. *Bioresource technology*, 100(2), 970-974. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2008.07.021>
- Liguori, I., Russo, G., Curcio, F., Bulli, G., Aran, L., Della-Morte, D., Gargiulo, G., Testa, G., Cacciatore, F., Bonaduce, D., & Abete, P. (2018). Oxidative stress, aging, and diseases. *Clinical Interventions in Aging*, 13, 757-772. <https://doi.org/10.2147/cia.s158513>
- Lushchak, V. I. (2012). Glutathione homeostasis and functions: Potential targets for medical interventions. *Journal of Amino Acids*, 2012, 1-26. <https://doi.org/10.1155/2012/736837>
- Mambe, F. T., Voukeng, I. K., Beng, V. P., & Kuete, V. (2016). Antibacterial activities of methanol extracts from *Alchornea cordifolia* and four other Cameroonian plants against MDR phenotypes. *Journal of Taibah University Medical Sciences*, 11(2), 121-127. <https://doi.org/10.1016/j.jtumed.2015.12.001>
- Mandal, M. K., & Domb, A. J. (2024). Antimicrobial activities of natural bioactive polyphenols. *Pharmaceutics*, 16(6), 718. <https://doi.org/10.3390/pharmaceutics16060718>
- Mangambu, M. D. D., Mushagalusa, K. F., & Kadima, N. J. (2014). Contribution à l'étude photochimique de quelques plantes médicinales antidiabétiques de la ville de Bukavu et ses environs (Sud-Kivu, RD Congo). *Journal of Applied Biosciences*, 75, 6211-6220 <https://doi.org/10.4314/jab.v75i1.7>
- Maoka T. (2020). Carotenoids as natural functional pigments. *Journal of natural medicines*, 74(1), 1–16. <https://doi.org/10.1007/s11418-019-01364-x>
- Moharram, H. A., & Youssef, M. M. (2014). Methods for determining the antioxidant activity: a review. *Alexandria Journal of Food Science and Technology*, 11(1), 31-42. <https://doi.org/10.12816/0025348>
- Moukette, B. M., Pieme, C. A., Njimou, J. R., Biapa, C. P., Marco, B., & Ngogang, J. Y. (2015). *In vitro* antioxidant properties, free radicals scavenging activities of extracts and polyphenol composition of a non-timber forest product used as spice: *Monodora*

*myristica*. *Biological Research*, 48(1), 1- 17. <https://doi.org/10.1186/s40659-015-0003-1>

Munteanu, I. G., & Apetrei, C. (2021). Analytical methods used in determining antioxidant activity: A review. *International journal of molecular sciences*, 22(7), 3380. <https://doi.org/10.3390/ijms22073380>

Oliveira, S. M., Girol, A. P., Nissapatorn, V., & Pereira, M. D. (2025). Bioactive compounds derived from plants and their medicinal potential. *Pharmaceuticals*, 18(11), 1732. <https://doi.org/10.3390/ph18111732>

Oueslati, K. (2017.). Caractérisation et modélisation de la production des radicaux libres oxygénés par la chimie de Fenton dans UN milieu mimétique de la viande. <https://doi.org/10.70675/e4fa6b3ez0c7az46e5zbb07z77b461f27698>

Oyaizu, M. (1986). Studies on products of browning reaction antioxidative activities of products of browning reaction prepared from glucosamine. *The Japanese Journal of Nutrition and Dietetics*, 44(6), 307- 315. <https://doi.org/10.5264/eiyogakuzashi.44.307>

Pacuła, A. J., Kaczor, K. B., Wojtowicz, A., Antosiewicz, J., Janecka, A., Długosz, A., Janecki, T., & Ścianowski, J. (2017). New glutathione peroxidase mimetics—Insights into antioxidant and cytotoxic activity. *Bioorganic & Medicinal Chemistry*, 25(1), 126-131. <https://doi.org/10.1016/j.bmc.2016.10.018>

Panda, L., & Duarte-Sierra, A. (2022). Recent advancements in enhancing antimicrobial activity of plant-derived polyphenols by biochemical means. *Horticulturae*, 8(5), 401. <https://doi.org/10.3390/horticulturae8050401>

Pandey, K. B., & Rizvi, S. I. (2009). Plant polyphenols as dietary antioxidants in human health and disease. *Oxidative medicine and cellular longevity*, 2(5), 270-278. <https://doi.org/10.4161/oxim.2.5.9498>

Parcheta, M., Świsłocka, R., Orzechowska, S., Akimowicz, M., Choińska, R., & Lewandowski, W. (2021). Recent developments in effective antioxidants: The structure and antioxidant properties. *Materials*, 14(8), 1984. <https://doi.org/10.3390/ma14081984>

Payet, V. (2023). Étude bibliographique du stress oxydant et de son implication en pathologie des carnivores domestiques. <https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-04335395v1/file/T-2023-097.pdf>

Phaniendra, A., Jestadi, D. B., & Periyasamy, L. (2015). Free radicals: properties, sources, targets, and their implication in various

- diseases. *Indian journal of clinical biochemistry*, 30(1), 11-26.  
<https://link.springer.com/article/10.1007/S12291-014-0446-0>
- Port-Lougarre, Y. (2023). Systèmes antioxydants versus prooxydants lors d'évènements dermatologiques : Nouvelle approche par RPE pour étudier Les espèces radicalaires induites par des xénobiotiques de la peau.  
<https://doi.org/10.70675/23b3e5edzf4e4z4825z86e6z35afe186b82c>
- Prabhu, S., Molath, A., Choksi, H., Kumar, S., & Mehra, R. (2021). Classifications of polyphenols and their potential application in human health and diseases. *International Journal of Physiology, Nutrition and Physical Education*, 6(1), 293-301. <https://doi.org/10.22271/journalofsport.2021.v6.i1e.2236>
- Prieto, P., Pineda, M., & Aguilar, M. (1999). Spectrophotometric quantitation of antioxidant capacity through the formation of a Phosphomolybdenum complex: Specific application to the determination of vitamin E. *Analytical Biochemistry*, 269(2), 337-341. <https://doi.org/10.1006/abio.1999.4019>
- Purgatorio, R., Boccarelli, A., Pisani, L., De Candia, M., Catto, M., & Altomare, C. D. (2024). A critical appraisal of the protective activity of polyphenolic antioxidants against iatrogenic effects of anticancer chemotherapeutics. *Antioxidants*, 13(1), 133. <https://doi.org/10.3390/antiox13010133>
- Rahman, M. M., Rahaman, M. S., Islam, M. R., Rahman, F., Mithi, F. M., Alqahtani, T., & Uddin, M. S. (2021). Role of phenolic compounds in human disease: current knowledge and future prospects. *Molecules*, 27(1), 233. <https://doi.org/10.3390/molecules27010233>
- Rani, R., Baliyan, N., Mawlong, I., Sharma, A. K., Kumar, S., Kumar, A., & Rai, P. (2023). Molecular and morphological diagnosis of orobanche aegyptiaca Pers. infestation in mustard fields. *Indian Journal of Weed Science*, 55(1), 58-66. <https://doi.org/10.5958/0974-8164.2023.00011.4>
- Re, R., Pellegrini, N., Protegente, A., Pannala, A., Yang, M., & Rice-Evans, C. (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free radical biology and medicine*, 26(9-10), 1231-1237. [https://doi.org/10.1016/S0891-5849\(98\)00315-3](https://doi.org/10.1016/S0891-5849(98)00315-3)
- Reddy, V. P. (2023). Oxidative stress in health and disease. *Biomedicines*, 11(11), 2925. <https://doi.org/10.3390/biomedicines11112925>
- Salim, S. (2014). Oxidative stress and psychological disorders. *Current Neuropharmacology*, 12(2), 140-147.

<https://doi.org/10.2174/1570159x11666131120230309>

- Santos-Sánchez, N. F., Salas-Coronado, R., Villanueva-Cañongo, C., & Hernández-Carlos, B. (2019). Antioxidant compounds and their antioxidant mechanism. IntechOpen. <https://doi.org/10.5772/intechopen.85270>
- Sarvarian, M., Jafarpour, A., Awuchi, C. G., Adeleye, A. O., & Okpala, C. O. (2022). Changes in physicochemical, free radical activity, total phenolic and sensory properties of orange (*Citrus sinensis* L.) juice fortified with different oleaster (*Elaeagnus angustifolia* L.) extracts. *Molecules*, 27(5), 1530. <https://doi.org/10.3390/molecules27051530>
- Sies, H. (2020). Oxidative stress: concept and some practical aspects. *Antioxidants*, 9(9), 852. <https://doi.org/10.3390/antiox9090852>
- Singleton, V. L., Orthofer, R., & Lamuela-Raventós, R. M. (1999). Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of folin-ciocalteu reagent. *Methods in Enzymology*, 152-178. [https://doi.org/10.1016/s0076-6879\(99\)99017-1](https://doi.org/10.1016/s0076-6879(99)99017-1)
- Sjöberg, B. (2013). Oxydation des protéines par les espèces réactives de l'oxygène: l'importance de l'environnement protéique (Doctoral dissertation, Université de Franche-Comté). <https://doi.org/10.70675/945dd028zb5c4z4299zbc7cz1ad0bd0c0793>
- Smits, R. M., Mackenzie-Proctor, R., Yazdani, A., Stankiewicz, M. T., Jordan, V., & Showell, M. G. (2019). Antioxidants for male subfertility. *Cochrane Database of Systematic Reviews*, 2019(3). <https://doi.org/10.1002/14651858.cd007411.pub4>
- Sridevi, P. (2025). Strategies for integrating traditional healing practices into modern healthcare systems. *Tribal Knowledge Systems*, 115-128. <https://doi.org/10.4324/9781003677529-9>
- Tafari, D., & Latino, F. (2025). Association of dietary intake with chronic disease and human health. *Nutrients*, 17(3), 446. <https://doi.org/10.3390/nu17030446>
- Tkachenko, H., Kurhaluk, N., Grudniewska, J., & Andriichuk, A. (2014). Tissue-specific responses of oxidative stress biomarkers and antioxidant defenses in rainbow trout *oncorhynchus mykiss* during a vaccination against furunculosis. *Fish Physiology and Biochemistry*. <https://doi.org/10.1007/s10695-014-9924-9>
- Toty, A. A., Guessennd, N., Bahi, C., KRA, A. K. M., Tokore, D. A., & Dosso, M. (2013). Évaluation *in vitro* de l'activité antibactérienne de l'extrait aqueux de l'écorce de tronc

de Harungana madagascariensis sur la croissance de souches multi-résistantes. *Bulletin de la société royale des sciences de Liège*. <https://popups.uliege.be/0037-9565/index.php?id=3968>

- Tumilaar, S. G., Hardianto, A., Dohi, H., & Kurnia, D. (2024). A comprehensive review of free radicals, oxidative stress, and antioxidants: Overview, clinical applications, global perspectives, future directions, and mechanisms of antioxidant activity of flavonoid compounds. *Journal of Chemistry*, 2024, 1-21. <https://doi.org/10.1155/2024/5594386>
- Tvrda, E., Massanyi, P., & Lukáč, N. (2017). Physiological and pathological roles of free radicals in male reproduction. In *Spermatozoa-facts and perspectives*. IntechOpen. <https://doi.org/10.5772/intechopen.70793>
- Valko, M., Leibfritz, D., Moncol, J., Cronin, M. T., Mazur, M., & Telser, J. (2007). Free radicals and antioxidants in normal physiological functions and human disease. *The International Journal of Biochemistry & Cell Biology*, 39(1), 44-84. <https://doi.org/10.1016/j.biocel.2006.07.001>
- Vidé, J. (2015). Effets potentiels et mécanismes d'action antioxydant et anti-inflammatoire d'un apport nutritionnel de spirulines enrichies en silicium. <https://doi.org/10.70675/f400b27fzxbd7z42e6zbd92z8d70eebc3020>
- Vongsak, B., Sithisarn, P., Mangmool, S., Thongpraditchote, S., Wongkrajang, Y., & Gritsanapan, W. (2013). Maximizing total phenolics, total flavonoids contents and antioxidant activity of *Moringa oleifera* leaf extract by the appropriate extraction method. *Industrial Crops and Products*, 44, 566-571. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2012.09.021>
- Wang, J., Hu, S., Nie, S., Yu, Q., & Xie, M. (2016). Reviews on mechanisms of *in vitro* antioxidant activity of polysaccharides. *Oxidative medicine and cellular longevity*, 2016(1), 5692852. <https://doi.org/10.1155/2016/5692852>
- Wink, M. (2015). Modes of action of herbal medicines and plant secondary metabolites. *Medicines*, 2(3), 251-286. <https://doi.org/10.3390/medicines2030251>
- Yan, Y., Li, X., Zhang, C., Lv, L., Gao, B., & Li, M. (2021). Research progress on antibacterial activities and mechanisms of natural alkaloids: A review. *Antibiotics*, 10(3), 318. <https://doi.org/10.3390/antibiotics10030318>
- Yeddes, N., Chérif, J. K., Jrad, A., Barth, D., & Trabelsi-Ayadi, M. (2012). Supercritical SC- CO<sub>2</sub> and Soxhletn-hexane extract of Tunisian *Opuntia ficus indica* Seeds and fatty

acids analysis. *Journal of Lipids*, 2012, 1-6. <https://doi.org/10.1155/2012/914693>

Zhang, Q. W., Lin, L. G., & Ye, W. C. (2018). Techniques for extraction and isolation of natural products:A comprehensive review. *Chinese medicine*, 13(1), 20.<https://doi.org/10.1186/s13020-018-0177-x>

Zhang, Y., Cai, P., Cheng, G., & Zhang, Y. (2022). A brief review of phenolic compounds identified from plants: Their extraction, analysis, and biological activity. *Natural Product Communications*, 17(1). <https://doi.org/10.1177/1934578x211069721>

Zhao, H., Dong, J., Lu, J., Chen, J., Li, Y., Shan, L., ... & Gu, G. (2006). Effects of extraction solvent mixtures on antioxidant activity evaluation and their extraction capacity and selectivity for free phenolic compounds in barley (*Hordeum vulgare* L.). *Journal of agricultural and food chemistry*, 54(19), 7277-7286. <https://doi.org/10.1021/jf061087w>

Zheng, M., Liu, Y., Zhang, G., Yang, Z., Xu, W., & Chen, Q. (2023). The applications and mechanisms of superoxide Dismutase in medicine, food, and cosmetics. *Antioxidants*, 12(9), 1675. <https://doi.org/10.3390/antiox12091675>

Zou, Z., Xi, W., Hu, Y., Nie, C., & Zhou, Z. (2016). Antioxidant activity of *Citrus* fruits. *Food Chemistry*, 196, 885-896. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.09.072>

Sites web

<https://powo.science.kew.org/taxon/urn:lsid:ipni.org:names:662086-1#higher-classification>