République Algérienne Démocratique et Populaire
Université Abdelhamid Ibn Badis Mostaganem
Faculté Des Sciences de La Nature et de La Vie
Département de Biotechnologie

Mémoire

Présenté en vue de l'obtention du diplôme de

MASTER EN BIOLOGIE

Spécialité : Pharmacotoxicologie

Présenté par :

BENMERZOUKA Fatima Zohra Asmae

&

OUGHARI Ikram

Étude de l'activité antioxydante des extraits aqueux et hydroéthanoliques des feuilles et des tiges de *Portulaca oleracea* L.

Devant le jury composé de : **Soutenu le 27/09/26**

Président	**DOUICHENE Salima**	**Pr**	**Université de Mostaganem**
Encadreur	**BENHAMIMED Elattafia**	**MCA**	**Université de Mostaganem**
Examinateur	**BERGHEUL Saida**	**MCA**	**Université de Mostaganem**

Année universitaire : 2025-2026

Remerciements

Avant tout, nous remercions Dieu Tout-Puissant de nous avoir accordé la santé, la force, la patience et la persévérance nécessaires pour mener à bien ce travail.

Nous exprimons notre profonde gratitude à notre encadrante, **Mme BENHAMIMED Elattafia**, pour son accompagnement, sa disponibilité, ses précieux conseils et son soutien tout au long de la réalisation de ce mémoire.

Nous adressons également nos sincères remerciements aux membres du jury, **M^me^ DOUICHENE Salima** qui a accepté de présider le jury et **M^me^ BERGHEUL Saida** qui a accepté d'examiner évaluer ce travail.

Nous remercions vivement l'ensemble de nos enseignants du département, qui ont contribué à notre formation universitaire en nous transmettant leurs connaissances et leur savoir-faire.

Nos remerciements s'adressent aussi au personnel des laboratoires de biochimie pour leur aide, leur disponibilité et les conditions de travail mises à notre disposition lors de la réalisation de la partie expérimentale.

Enfin, nous exprimons notre reconnaissance à nos familles ainsi qu'à toutes les personnes qui nous ont soutenus, encouragés et accompagnés de près ou de loin durant notre parcours universitaire et la réalisation de ce mémoire.

À tous, nous adressons nos plus sincères remerciements.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail à ceux qui occupent une place précieuse et irremplaçable dans mon cœur.

À mes chers parents, pour leur amour inconditionnel, leur patience, leurs sacrifices et leur soutien sans faille tout au long de mon parcours. Leur présence et leurs encouragements ont été ma plus grande force.

À mon cher frère ABDERRAHMAN, et à mes chères sœurs NORIA et YAMINA, pour leur affection, leur soutien et leurs encouragements constants.

À toute ma famille, pour son appui, sa bienveillance et ses prières.

À mon binôme, avec qui j'ai partagé cette belle expérience académique, ainsi qu'à tous mes amis et à toutes les personnes qui m'ont soutenue, de près ou de loin, durant la réalisation de ce mémoire.

Je dédie ce travail avec une profonde gratitude, un grand respect et tout mon amour.

Asmae.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail avec beaucoup d'amour, de respect et de profonde reconnaissance.

À mes très chers parents, qui ne m'ont jamais laissé manquer de soutien, d'encouragement ni d'affection. Leur amour, leurs sacrifices, leurs prières et leur confiance en moi ont été ma plus grande source de motivation tout au long de mon parcours. Que Dieu les protège et leur accorde une longue vie remplie de santé, de bonheur et de sérénité.

À toute ma famille, pour son soutien moral, sa présence et ses encouragements.

À mes amis, ainsi qu'à toutes les personnes qui ont partagé avec moi cette belle aventure universitaire, pour leur amitié sincère, leur soutien et les précieux souvenirs que nous avons construits ensemble.

À tous ceux qui ont cru en moi et m'ont encouragée à poursuivre mes objectifs.

Enfin, je dédie ce travail à tous ceux qui aspirent au savoir, à l'excellence et à la réussite.

Ikram.

Résumé

Les plantes médicinales représentent une source importante de composés bioactifs présentant un intérêt croissant dans les domaines pharmaceutique, alimentaire et nutraceutique. Parmi ces plantes, *Portulaca oleracea* L. est reconnue pour sa richesse en métabolites secondaires, notamment les composés phénoliques, auxquels sont attribuées de nombreuses activités biologiques, en particulier l'activité antioxydante. Le présent travail a eu pour objectif d'évaluer le potentiel antioxydant des extraits aqueux et hydro-méthanoliques des feuilles et des tiges de *Portulaca oleracea* L. Les résultats du criblage phytochimique ont mis en évidence une variabilité selon la méthode d'extraction et la partie de la plante utilisée. Les extraits se sont révélés riches en métabolites secondaires, notamment, les flavonoïdes, les tanins, les quinones ainsi que les sucres réducteurs. Les résultats de l'analyse quantitative ont révélé la présence des polyphénols avec une concentration de 20,81± 0,008 mg EAG/100g, les flavonoïdes avec 48,81±0,245 mg EQ/100g, les tanins condensés de 132,58 ± 0,034 mg EC/100g. L'évaluation du pouvoir antioxydant des différents extraits aqueux et hydroéthanoliques obtenus en utilisant la méthode du radical libre DPPH, a révélé des pourcentages d'inhibition variables allant de 84,47 % à 25 µg/ml dans l'extrait infusé des tiges qui est le plus élevé ce qui confère à cette plante une bonne activité antioxydante étroitement lié à sa richesse en composés bioactifs qui constituent une source naturelle prometteuse dans les domaines pharmaceutiques et nutritionnels.

Mots-clés : *Portulaca oleracea* L. ; étude phytochimique ; activité antioxydante ; polyphénols ; DPPH ; IC_{50}.

Abstract

Medicinal plants are an important source of bioactive compounds that are attracting growing interest in the pharmaceutical, food, and nutraceutical industries. Among these plants, *Portulaca oleracea* L. is known for its high content of secondary metabolites, particularly phenolic compounds, which are believed to possess numerous biological activities, especially antioxidant activity. The objective of this study was to evaluate the antioxidant potential of aqueous and hydro-methanolic extracts from the leaves and stems of *Portulaca oleracea* L. The results of the phytochemical screening revealed variability depending on the extraction method and the plant part used. The extracts were found to be rich in secondary metabolites, notably flavonoids, tannins, quinones, and reducing sugars. Quantitative analysis revealed the presence of polyphenols at a concentration of 20.81 ± 0.008 mg EAG/100 g, flavonoids at 48.81 ± 0.245 mg EQ/100 g, and condensed tannins at 132.58 ± 0.034 mg EC/100 g. The evaluation of the antioxidant capacity of the various aqueous and hydro-ethanolic extracts, obtained using the DPPH free radical method, revealed varying inhibition percentages ranging from 84.47% to 25 µg/mL in the stem infusion extract, which was the highest value which confers on this plant good antioxidant activity closely linked to its high content of bioactive compounds, making it a promising natural source in the pharmaceutical and nutritional fields.

Keywords: *Portulaca oleracea* L.; phytochemical study; antioxidant activity ; polyphenols; DPPH; IC_{50}

الملخص

تمثل النباتات الطبية مصدراً مهماً للمركبات النشطة بيولوجياً التي تحظى باهتمام متزايد في المجالات الصيدلانية والغذائية بغناه بالمستقلبات الثانوية، ولا سيما المركبات *Portulaca oleracea* L. والمغذية. ومن بين هذه النباتات، يُعرف نبات الفينولية، التي تُعزى إليها العديد من الأنشطة البيولوجية، ولا سيما النشاط المضاد للأكسدة. كان الهدف من هذه الدراسة تقييم الإمكانات المضادة للأكسدة للمستخلصات المائية والمستخلصات المائية-الميثانولية من أوراق وسيقان نبات *Portulaca oleracea* L. وقد أظهرت نتائج الفحص الكيميائي النباتي تباينًا حسب طريقة الاستخلاص وجزء النبات المستخدم. وتبين أن المستخلصات غنية بالمستقلبات الثانوية، ولا سيما الفلافونويدات والتانينات والكينونات، فضلاً عن السكريات المختزلة. وكشفت نتائج التحليل الكمي عن وجود البوليفينولات بتركيز 20,81 ± 0,008 ملغ EAG/100 غرام، والتانينات المكثفة بتركيز 132,58 ± 0,034 ملغ EQ/100 غرام، والفلافونويدات بتركيز 48,81 ± 0,245 ملغ EC/100 غرام. أظهر تقييم القدرة المضادة للأكسدة لمختلف المستخلصات المائية والهيدروإيثانولية التي تم الحصول عليها باستخدام طريقة جذور الحرة، نسب تثبيط متفاوتة تتراوح بين 84,47 % إلى 25 ميكروغرام/مل في المستخلص المنقوع من السيقان، وهو أعلى معدل، مما يمنح هذه النبتة نشاطًا مضادًا للأكسدة جيدًا يرتبط ارتباطًا وثيقًا بغناها بالمركبات النشطة بيولوجيًا التي تشكل ، وهي النسبة الأعلى، مما يمنح هذه النبتة نشاطًا مضادًا للأكسدة جيدًا يرتبط ارتباطًا وثيقًا بغناها بالمركبات النشطة بيولوجيًا التي تشكل مصدرًا طبيعيًا واعدًا في المجالين في المجالات الصيدلانية والغذائية.

الكلمات المفتاحية: IC_{50}؛ DPPH ؛ دراسة كيميائية نباتية؛ نشاط مضاد للأكسدة؛ البوليفينولات؛ *Portulaca oleracea* L.

LISTE DES ABRÉVIATIONS

ADN : Acide désoxyribonucléique

CAT : Catalase

DPPH : 2,2-Diphényl-1-picrylhydrazyle

EAG : Équivalent d'acide gallique

EC : Équivalent de catéchine

ERO : Espèces réactives de l'oxygène

EQ : Équivalent de quercétine

FRAP : Ferric Reducing Antioxidant Power

GPx : Glutathion peroxydase

GR : Glutathion réductase

GSH : Glutathion réduit

GSSG : Glutathion oxydé

H_2O_2 : Peroxyde d'hydrogène

IC_{50} : Concentration inhibitrice médiane à 50 %

$NADP^+$: Nicotinamide adénine dinucléotide phosphate, forme oxydée

NADPH : Nicotinamide adénine dinucléotide phosphate, forme réduite

O_2 : Oxygène moléculaire

$O_2^{\bullet -}$: Radical superoxyde

OH• : Radical hydroxyle

SOD : Superoxyde dismutase

SNV : Sciences de la Nature et de la Vie

Trx : Thioredoxine

UV : Ultraviolet

Liste des tableaux	Page
Tableau 1 : Classification taxonomique de *Portulaca oleracea* L	16
Tableau 2 : Illustration botanique de *Portulaca oleracea* L	17
Tableau 3 : Résultats du criblage phytochimique des extraits de tiges et de feuilles selon les différentes méthodes d'extraction (décoction, infusion et macération)	30
Tableau 4 **:** Équations de régression, coefficients de détermination (R^2) et valeurs d'IC50 des extraits de *Portulaca oleracea* L.	39

Liste des figures	Page
Figure 1 : Structure chimique générale des flavonoïdes	4
Figure 2 : Structure chimique de l'acide vanillique	4
Figure 3 : Structure chimique de la coumarine	4
Figure 4 : Structures chimiques des principaux types de tanins	5
Figure 5 : Structure chimique de la p-benzoquinone	5
Figure 6 : Structure chimique de la morphine, un alcaloïde vrai	6
Figure 7 : Structure chimique de l'éphédrine, un proto-alcaloïde	6
Figure 8 : Structure chimique de la caféine, un pseudo-alcaloïde	6
Figure 9 : Structure chimique du limonène, un monoterpène	7
Figure 10 : Structure chimique du β-caryophyllène, un sesquiterpène	7
Figure 11 : Structure chimique du phytol, un diterpène	8
Figure 12 : Structure chimique de l'acide oléanolique	8
Figure 13 : Structure chimique du lycopène, un tétraterpène (caroténoïde	8
Figure 14 : Morphologie des feuilles et des tiges de *Portulaca oleracea* L. (pourpier	15
Figure 15 : Aspect général de *Portulaca oleracea* L. dans son habitat naturel.	15
Figure 16 : Poudre des tiges de *Portulaca oleracea L.* obtenue après séchage et broyage	19
Figure 17 : Poudre des feuilles de *Portulaca oleracea L* obtenue après séchage et broyage	19
Figure 18 : Différentes étapes de la préparation de l'extrait aqueux par décoction de *Portulaca oleracea* L.	20
Figure 19 : Différentes étapes de la préparation de l'extrait aqueux de *Portulaca oleracea* L. par infusion	21
Figure 20 : Différentes étapes de la préparation de l'extrait hydro-méthanolique par macération de *Portulaca oleracea* L.	21
Figure 21 : comparaison des rendements d'extraction	28
Figure 22 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique	31
Figure 23 : Courbe d'étalonnage de la quercétine	32
Figure 24 : Droite d'étalonnage de la catéchine	33

Figure 25 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH par les extraits d'infusion des tiges et feuilles de *Portulaca oleracea L.*	34
Figure 26 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH par les extraits de décoction	34
Figure 27 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH par les extraits de macération des tiges et feuilles de *Portulaca oleracea L*	35
Figure 28 : Courbe de l'activité antioxydante de l'extrait des tiges obtenu par infusion.	36
Figure 29 : Courbe de l'activité antioxydante de l'extrait des feuilles obtenu par infusion.	36
Figure 30 : Courbe de l'activité antioxydante de l'extrait des tiges obtenu par décoction.	37
Figure 31 : Courbe de l'activité antioxydante de l'extrait des feuilles obtenu par décoction.	37
Figure 32 : Courbe de l'activité antioxydante de l'extrait des tiges obtenu par macération.	38
Figure 33 : Courbe de l'activité antioxydante de l'extrait des feuilles obtenu par macération.	38

Table des matières

Résumé

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction générale ……1

Etude bibliographique

Chapitre I : Les plantes médicinales et la phytothérapie

I.1. Les plantes médicinales……..…3

I.1.1. Définition 3

I.1.2. Origine des plantes médicinales..... 3

I.1.2.1. Les plantes spontanées 3

I.1.2.2. Les plantes cultivées 3

I.2. La phytothérapie…….…….....3

I.3. Les principes actifs des plantes médicinales……..…..3

I.3.1. Les composés phénoliques..... 3

I.3.1.1. Flavonoïdes..... 4

I.3.1.2. Acides phénoliques..... 4

I.3.1.3. Les coumarines..... 4

I.3.1.4. Tanins..... 5

I.3.1.5. Quinones..... 5

I.3.2. Les alcaloïdes..... 5

I.3.2.1. Les alcaloïdes vrais 5

I.3.2.2. Les proto-alcaloïdes 6

I.3.2.3. Les pseudo-alcaloïdes 6

I.3.3. Les terpènoïdes 7

I.3.3.1. Monoterpènes 7

I.3.3.2. Sesquiterpènes 7

I.3.3.3. Diterpènes 8

I.3.3.4. Triterpènes 8

I.3.3.5. Tétraterpènes 8

I.4. Les activités biologiques des plantes médicinales……..9

Chapitre II : Généralités sur les antioxydants et l'activité antioxydante

II.1. Définition des antioxydants……10

II.2. Types d'antioxydants……..10

II.2.1. Antioxydants enzymatiques 10

II.2.1.1. Superoxyde dismutase (SOD) 10

II.2.1.2. Catalase (CAT) 10

II.2.1.3. Glutathion peroxydase (GPx) 11

II.2.1.4. Glutathion réductase (GR) 11

II.2.1.5. Système thioredoxine/peroxyrédoxine (Trx) 11

II.2.2. Antioxydants non enzymatiques 11

II.2.2.1. Antioxydants non enzymatiques endogènes 11

II.2.2.2. Antioxydants non enzymatiques exogènes 12

II.2.2.3. Antioxydants d'origine végétale 12

II.3. Utilisation des antioxydants……...12

II.4. Les radicaux libres……..12

II.4.1. Principales espèces réactives de l'oxygène 12

II.4.2. Stress oxydatif 13

II.5. Méthodes d'évaluation de l'activité antioxydante (in vitro)……...13

II.5.1. Principes généraux 13

II.5.2. Piégeage du radical libre DPPH 13

II.5.3. Réduction du fer par la méthode FRAP 13

II.5.4. Piégeage du peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) 14

II.5.5. Test du blanchiment du β-carotène 14

Chapitre III: Aperçu général sur l'espèce étudiée

III.1. Généralités sur la plante sélectionnée……..…15

III.2. Étymologie……..16

III.3. Classification botanique……16

III.4. Description botanique ……..17

III.5. Toxicité……...18

III.6. Usages thérapeutiques……...18

III.7. Usages traditionnels……..18

Partie expérimentale

Chapitre IV : Matériel et méthodes

IV.1. Matériel végétal……..19

IV.2. Préparation du matériel végétal……...19

IV.2.1. Séchage 19

IV.2.2. Broyage 19

IV.3. Matériel et réactifs utilisés ……20

IV.3.1. Appareils utilisés 20

IV.3.2. Réactifs utilisés..... 20
IV.4. Préparation des extraits végétaux ……20
IV.4.1. Préparation de l'extrait aqueux par décoction 20
IV.4.2. Préparation de l'extrait aqueux par infusion..... 21
IV.4.3. Préparation de l'extrait hydro-méthanolique par macération 21
IV.5. Calcul du rendement d'extraction……22
IV.6. Criblage phytochimique……22
IV.6.1. Recherche des tanins 22
IV.6.2. Recherche des quinones libres..... 22
IV.6.3. Recherche des flavonoïdes 23
IV.6.4. Recherche des saponines..... 23
IV.6.5. Recherche des alcaloïdes..... 23
IV.6.6. Recherche des sucres réducteurs..... 23
IV.6.7. Recherche des flavonoïdes glycosylés 23
IV.6.8. Recherche des tanins vrais..... 23
IV.6.9. Recherche des anthraquinones..... 24
IV.6.10. Recherche des phénols..... 24
IV.7. Dosage des composés phénoliques……24
IV.7.1. Dosage des polyphénols totaux 24
IV.7.1.1. Courbe d'étalonnage de l'acide gallique..... 25
IV.7.2. Dosage des flavonoïdes totaux 25
IV.7.2.1. Courbe d'étalonnage de la quercétine 25
IV.7.3. Dosage des tanins condensés..... 26
IV.7.3.1. Courbe d'étalonnage de la catéchine 26
IV.8. Évaluation de l'activité antioxydante par le test du DPPH……26
IV.8.1. Principe..... 26
IV.8.2. Mode opératoire..... 27

IV.8.3. Calcul du pourcentage d'inhibition..... 27

IV.8.4. Détermination de la concentration inhibitrice médiane (IC_{50})..... 27

Chapitre V : Résultats et discussions

V.1. Les rendements des extraits ……..……..28

V.2. Analyse qualitative des extraits ……..……29

V.3. Analyse quantitative ……...31

V.3.1. Dosage des polyphénols totaux..... 31

V.3.1.1. Courbe d'étalonnage de l'acide gallique 31

V.3.2. Dosage des flavonoïdes totaux..... 32

V.3.3. Dosage des tanins condensés 33

V.4. Évaluation de l'activité antioxydante par le test DPPH ……33

V.4.1. Représentation graphique des pourcentages d'inhibition..... 34

V.4.2. Calcul de l'activité antioxydante..... 35

V.4.3. Courbes de l'activité antioxydante..... 36

V.4.4. Analyse de l'activité antioxydante..... 39

V.4.5. Détermination de l' IC_{50} 39

V.4.6. Interprétation des résultats..... 40

Discussion générale 42

Conclusion..... 47

Références bibliographiques 48

Introduction

Introduction

Les plantes médicinales constituent une source importante de composés bioactifs, ce qui leur confère un intérêt considérable dans les domaines de la santé, de la nutrition et de la pharmacologie. Elles constituent une source importante de molécules naturelles capables de prévenir ou de limiter les effets du stress oxydatif, phénomène résultant d'un déséquilibre entre la production des espèces réactives de l'oxygène et les mécanismes de défense antioxydants de l'organisme. Ce stress est impliqué dans le développement de nombreuses maladies chroniques, notamment les maladies cardiovasculaires, le diabète, les cancers ainsi que les maladies neurodégénératives. Ainsi, les antioxydants d'origine végétale représentent aujourd'hui une alternative prometteuse aux antioxydants de synthèse, en raison de leur efficacité biologique et de leur faible toxicité ***(Liew et al., 2025).*** L'Algérie possède une flore extrêmement riche et variée représentée par des plantes aromatiques et médicinales dont la plupart existe à l'état spontané. Ce potentiel de plantes médicinales comporte des milliers d'espèces présentant divers intérêts. Parmi les plantes médicinales les plus prometteuses figure *Portulaca oleracea* L., également connu sous le nom de « Redjila», une plante herbacée annuelle appartenant à la famille des *Portulacaceae*. Cette espèce est largement répandue dans plusieurs régions où elle est consommée comme légume et utilisée depuis des siècles en médecine traditionnelle. Son intérêt réside dans sa richesse en composés phénoliques, flavonoïdes, alcaloïdes, vitamines, caroténoïdes, acides gras oméga-3 et minéraux essentiels, qui lui confèrent des propriétés antioxydantes, anti-inflammatoires, antimicrobiennes, antidiabétiques et cicatrisantes. Grâce à cette richesse en composés bioactifs, *Portulaca oleracea* L. est aujourd'hui considérée comme une plante à fort potentiel nutritionnel et thérapeutique ***(Belarbi et Djeziri, 2020 ; Liew et al., 2025 ; Wei et al., 2025).***

Dans le cadre de valorisation des ressources naturelles, nous nous sommes intéressés à l'étude phytochimique et l'activité antioxydante des extraits aqueux et hydroéthanolique des tiges et feuilles de *Portulaca oleracea* L. provenant de la région de Mazouna, wilaya de Relizane ; plante réputée par son fort pouvoir médicinal et surtout nutritionnel.

Notre travail est structuré comme suit :

- Le premier volet se focalise sur une synthèse bibliographique, contenant trois chapitres, dont le premier donne un rappel sur les plantes médicinales et la phytothérapie ; le second chapitre se focalise sur des généralités sur les antioxydants et l'activité antioxydante et le troisième chapitre donne un aperçu général sur l'espèce étudiée (*Portulaca oleracea* L.)
- Le deuxième volet de cette étude décrit l'aspect expérimental, basé sur l'étude phytochimique et l'évaluation de l'activité antioxydante.
- Le troisième volet de cette étude synthétise l'ensemble des résultats obtenus et leurs discussions, aboutissant à une conclusion et des perspectives.

Chapitre I

Les plantes médicinales et la phytothérapie

I.1. Définition des plantes médicinales

Les plantes médicinales sont des espèces végétales qui renferment des principes actifs susceptibles d'avoir des effets thérapeutiques sur l'organisme humain. Ces composés, appelés métabolites secondaires, confèrent aux plantes leurs propriétés pharmacologiques, notamment leurs effets antioxydants, anti-inflammatoires et antimicrobiens. L'utilisation des plantes médicinales remonte à des milliers d'années et elles restent aujourd'hui un pilier essentiel des systèmes de santé, aussi bien traditionnels que modernes ***(Ekor, 2020).***

I.2. Origine des plantes médicinales

Les plantes médicinales peuvent être de culture libre ou cultivées. La composition chimique de ces plantes est largement conditionnée par l'environnement, en particulier le climat, la nature du sol et les facteurs écologiques, qui influencent la production de métabolites secondaires. ***(Zhang et al., 2021).***

I.2.1. Les plantes spontanées

Les plantes spontanées poussent d'elles-mêmes, sans qu'on ait à les cultiver. Face aux stress environnementaux, elles développent des systèmes de défense qui favorisent la production de composés bioactifs tels que les polyphénols et les flavonoïdes, connus pour leurs propriétés antioxydantes. ***(Khan et al., 2020).***

I.2.2. Les plantes cultivées

Les plantes cultivées poussent dans des conditions contrôlées afin d'assurer une qualité uniforme et un rendement optimal. L'emploi des méthodes agricoles actuelles permet d'optimiser la production de principes actifs et d'uniformiser leur utilisation en phytothérapie **(Li et al., 2021).**

I.3. Les principes actifs des plantes médicinales

Les principes actifs sont les composés chimiques responsables des effets biologiques des plantes. Ces composés appartiennent principalement aux catégories des composés phénoliques, des alcaloïdes et des terpénoïdes, utilisés dans les extraits de plantes pour leurs propriétés antioxydantes ***(Sharma et al., 2021).***

I .3.1. Les composés phénoliques

Les métabolites secondaires qui comportent un ou plusieurs groupes phénol sont appelés composés phénoliques. On les apprécie beaucoup pour leur activité antioxydante : ils sont capables de neutraliser les radicaux libres et de limiter les dégâts oxydatifs ***(Zhang et al., 2021).***

I.3.1.1. Les Flavonoïdes

Les flavonoïdes sont une classe importante de polyphénols présents dans les feuilles et les tiges des plantes. Elles ont des propriétés antioxydantes, anti-inflammatoires et anticancéreuses ***(Panche et al., 2020).***

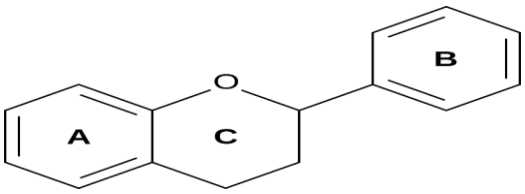

Figure 1 : Structure chimique générale des flavonoïdes *(Becker, 2013).*

I.3.1.2. Les Acides phénoliques

Les composés phénoliques simples agissent comme une défense pour les plantes et ils ont une capacité antioxydante forte grâce à leur activité réductrice ***(Shahidi & Yeo, 2020).***

La figure 2 présente la structure chimique de l'acide vanillique, un acide phénolique de la famille des acides hydroxybenzoïques, reconnu pour ses propriétés antioxydantes (Bruneton, 2009).

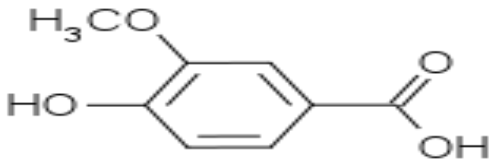

Figure 2 : Structure chimique de l'acide vanillique *(Pancrat, 2008).*

I.3.1.3. Les coumarines

Les composés aromatiques connus sous le nom de coumarines possèdent plusieurs propriétés biologiques, notamment des activités antioxydantes et antimicrobiennes (Venugopala et al., 2021).

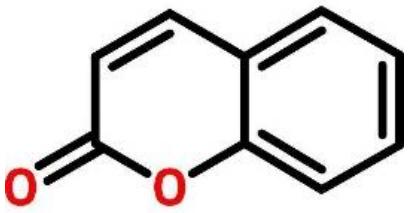

Figure 3 : Structure chimique de la coumarine *(PubChem, 2026).*

I.3.1.4. Les Tanins

Les tanins sont des polyphénols de grande taille qui sont capables de précipiter les protéines. Ils jouent un rôle clé dans la défense contre les agents pathogènes et possèdent une activité antioxydante notable ***(Fraga-Corral et al., 2020).***

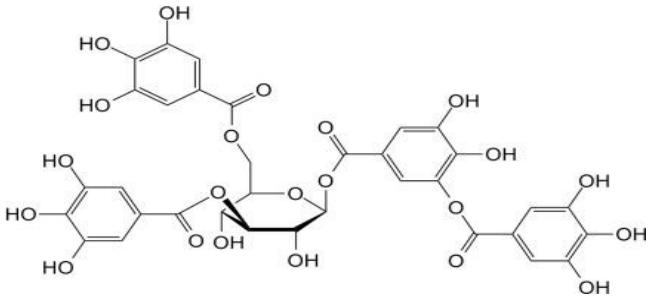

Figure 4 : Structures chimiques des principaux types de tanins *(Salminen, 2018).*

I.3.1.5. Les Quinones

Les quinones sont des composés impliqués dans les réactions d'oxydoréduction et dotés de propriétés biologiques importantes, notamment antimicrobiennes ***(Hussain et al., 2021).***

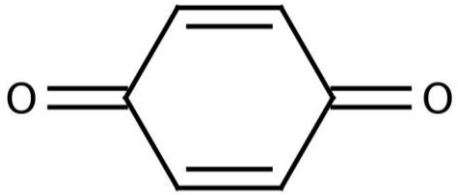

Figure 5 : Structure chimique de la p-benzoquinone *(PubChem, 2026).*

I.3.2. Les alcaloïdes

Les alcaloïdes sont des substances azotées provenant du monde végétal qui possèdent de puissantes activités pharmacologiques. On les trouve dans de nombreux médicaments en raison de leurs propriétés biologiques variées ***(Heinrich et al., 2020).***

I.3.2.1. Les alcaloïdes vrais

Les alcaloïdes vrais sont des corps azotés qui ont la particularité de contenir un atome d'azote dans une structure hétérocyclique et qui sont dérivés directement des acides aminés. Elles ont des activités biologiques importantes, notamment des effets antalgiques, anti cancérigènes et antimicrobiens. Dans les publications récentes, on a beaucoup étudié leur contribution à la protection des végétaux et leur importance dans le domaine de la pharmacie ***(Thawabteh et al., 2021).***

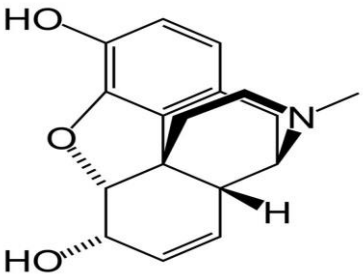

Figure 6 : Structure chimique de la morphine, un alcaloïde vrai *(PubChem, 2026).*

I.3.2.2. Les proto-alcaloïdes

Les proto-alcaloïdes sont dérivés d'acides aminés, mais leur atome d'azote n'entre pas dans un cycle hétérocyclique. Toutes ces substances ont des structures chimiques plus simples quelles alcaloïdes vrais, tout en possédant des caractères biologiques importants, notamment en ce qui concerne le contrôle des mécanismes physiologiques et la défense contre les agressions du milieu ***(Thawabteh et al., 2021).***

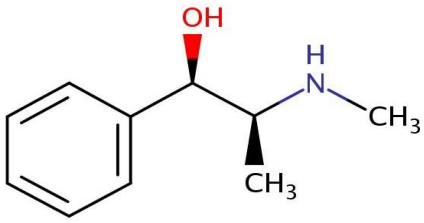

Figure 7 : Structure chimique de l'éphédrine, un proto-alcaloïde *(PubChem, 2026).*

I.3.2.3. Les pseudo-alcaloïdes

Les pseudo-alcaloïdes sont des composés azotés qui ne proviennent pas directement des acides aminés mais bien de voies biosynthétiques secondaires, telles que celles des terpènes. Ces composés possèdent des propriétés pharmacologiques comparables à celles des alcaloïdes naturels, présentant à la fois des activités antibactériennes et anticancéreuses. Les études les plus récentes consacrées aux alcaloïdes naturels ont largement précisé leur diversité structurale et leur fonction biologique ***(Shen et al., 2020 ; Thawabteh et al., 2021).***

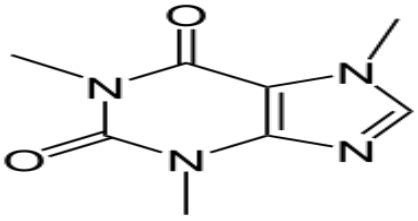

Figure 8 : Structure chimique de la caféine, un pseudo-alcaloïde *(Vaccinationist, 2016).*

I.3.3. Les terpènoïdes

Les terpènoïdes constituent une classe majeure de métabolites secondaires, dérivant de l'isoprène. Ils sont très répandus dans le règne végétal et jouent un rôle essentiel dans les systèmes de défense des plantes. Ces substances présentent de nombreuses activités biologiques (antioxydantes, anti-inflammatoires, antimicrobiennes...), ce qui explique leur intérêt pour la pharmacologie ***(Wu et al., 2020).***

I.3.3.1. Les Monoterpènes

Les mono terpènes (C10) sont constitués de deux unités d'isoprène et représentent les composés majeurs des huiles essentielles. Ils possèdent plusieurs propriétés biologiques, notamment des propriétés antioxydantes, anti- inflammatoires et anticancéreuses. Ils ont une petite masse moléculaire, ce qui leur confère une grande volatilité et une forte activité biologique (***Zielińska-Błajet et Feder-Kubis, 2020).***

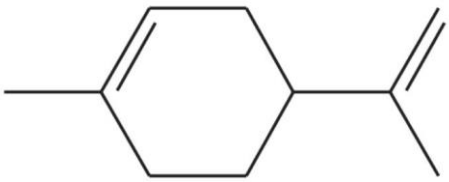

Figure 9 : Structure chimique du limonène, un monoterpène *(PubChem, 2026).*

I.3.3.2. Les Sesquiterpènes

Les sesquiterpènes, composés de trois unités d'isoprène (C15), interviennent de façon importante dans les processus de défense des plantes. Ces composés possèdent des propriétés pharmacologiques diverses, notamment des activités antimicrobiennes, anti-inflammatoires et anticancéreuses ***(Wu et al., 2020).***

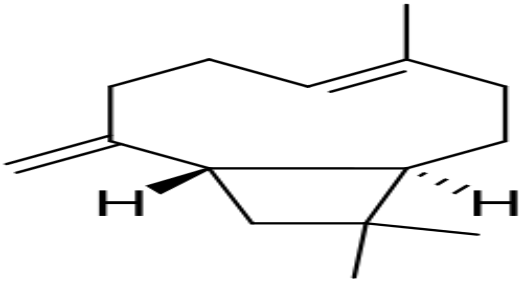

Figure 10 : Structure chimique du β-caryophyllène, un sesquiterpène *(Gertsch et al., 2008).*

I.3.3.3. Les Diterpènes

On trouve une grande variabilité structurale parmi les diterpènes, composés de quatre unités d'isoprène (C20). Ils sont connus pour leur activité biologique importante, notamment leurs propriétés antitumorales, antivirales et anti-inflammatoires, et font actuellement l'objet de nombreuses recherches dans le développement de nouveaux traitements ***(Drummond et al., 2021).***

Figure 11 : Structure chimique du phytol, un diterpène *(PubChem, 2026).*

I.3.3.4. Les Triterpènes

Les tri terpènes, qui sont composés de six unités d'isoprène (C30), se rencontrent le plus souvent sous forme de saponines ou de stérols. Ils possèdent des propriétés biologiques essentielles, anti-inflammatoires et antioxydantes, qui contribuent à la prévention de nombreuses maladies chroniques ***(Baccouri et Rajhi, 2021).***

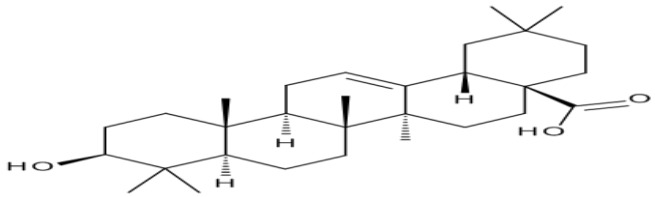

Figure 12 : Structure chimique de l'acide oléanolique *(Bruneton, 2009).*

I.3.3.5. Les Tétraterpènes

Les tétra terpènes (C40), ou caroténoïdes, sont des pigments naturels qui colorent les plantes. Ils jouent un rôle essentiel dans la photosynthèse et possèdent une forte action antioxydantes, grâce à laquelle ils apaisent les radicaux libres ***(Baccouri et Rajhi, 2021).***

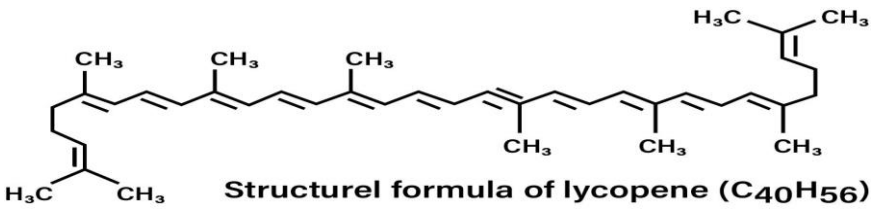

Figure 13 : Structure chimique du lycopène, untétraterpène (caroténoïde) *(PubChem, 2026).*

I.4. Les activités biologiques des plantes médicinales

Les métabolites secondaires des plantes médicinales confèrent à ces dernières une diversité importante d'activités biologiques. Les activités antioxydantes, antimicrobiennes, anti-inflammatoires et anticancéreuses sont parmi les plus significatives. L'activité antioxydante revêt une importance particulière en ce qu'elle a la capacité de neutraliser les radicaux libres à l'origine du stress oxydatif, un facteur lié à de nombreuses maladies chroniques. Il est principalement attribué à ces propriétés que l'on retrouve dans les composés phénoliques, les alcaloïdes et les terpènes ***(Wu et al., 2020 ; Baccouri et Rajhi, 2021).***

Chapitre II

Généralités sur les antioxydants et l'activité antioxydante

II.1. Définition des antioxydants

Les antioxydants sont des substances capables de prévenir, retarder ou inhiber l'oxydation des molécules biologiques causée par les espèces réactives de l'oxygène (ERO). Ils protègent ainsi les constituants cellulaires tels que les lipides, les protéines et l'ADN contre les dommages oxydatifs. Ces composés jouent un rôle essentiel dans le maintien de l'équilibre redox et dans la prévention de nombreuses maladies liées au stress oxydatif ***(Sies, 2020 ; Lobo et al., 2010).***

II.2. Types d'antioxydants

Les systèmes antioxydants sont généralement classés en deux catégories principales : les antioxydants enzymatiques et les antioxydants non enzymatiques.

II.2.1. Antioxydants enzymatiques

Les antioxydants enzymatiques constituent la première ligne de défense contre les espèces réactives de l'oxygène. Ils assurent l'élimination des radicaux libres produits au cours du métabolisme cellulaire ***(Birben et al., 2012).***

II.2.1.1. Superoxyde dismutase (SOD)

La superoxyde dismutase (SOD) est une enzyme antioxydante essentielle qui intervient dans les mécanismes de défense cellulaire contre le stress oxydatif. Elle catalyse la dismutation du radical superoxyde ($O_2^{\bullet -}$) en peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) et en oxygène moléculaire (O_2), limitant ainsi l'accumulation des espèces réactives de l'oxygène responsables de dommages cellulaires. La SOD constitue ainsi la première barrière enzymatique de protection contre le stress oxydatif ***(Zelko et al., 2024).***

Réaction catalysée :

$$2\ O_2^{\cdot -} + 2\ H^+ \rightarrow H_2O_2 + O_2$$

II.2.1.2. Catalase (CAT)

La catalase intervient dans la décomposition du peroxyde d'hydrogène en eau et en oxygène. Cette réaction permet de limiter l'accumulation de H_2O_2 et de prévenir la formation du radical hydroxyle hautement toxique ***(Chelikani et al., 2004).***

Réaction catalysée :

$$2\ H_2O_2 \rightarrow 2\ H_2O + O_2$$

II.2.1.3. Glutathion peroxydase (GPx)

La glutathion peroxydase (GPx) réduit le peroxyde d'hydrogène et les hydroperoxydes organiques en utilisant le glutathion réduit (GSH) comme cofacteur. Cette enzyme joue un rôle majeur dans la protection des membranes cellulaires contre l'oxydation ***(Brigelius-Flohé & Maiorino, 2013).***

Réaction catalysée :

$2\ GSH + H_2O_2 \rightarrow GSSG + 2\ H_2O$

II.2.1.4. Glutathion réductase (GR)

La glutathion réductase (GR) assure la régénération du glutathion réduit à partir du glutathion oxydé (GSSG). Elle participe ainsi au maintien du potentiel antioxydant intracellulaire ***(Deponte, 2013).***

Réaction catalysée :

$GSSG + NADPH + H^+ \rightarrow 2\ GSH + NADP^+$

II.2.1.5. Système thioredoxine/peroxyrédoxine (Trx)

Le système thioredoxine/peroxyrédoxine contribue à l'élimination des peroxydes et participe au maintien de l'équilibre redox cellulaire ***(Holmgren & Lu, 2010).***

II.2.2. Antioxydants non enzymatiques

Les antioxydants non enzymatiques sont des molécules capables de neutraliser directement les radicaux libres sans intervention enzymatique.

II.2.2.1. Antioxydants non enzymatiques endogènes

Les principaux antioxydants endogènes comprennent le glutathion, l'acide urique, la bilirubine, la mélatonine et certaines protéines chélatrices des métaux. Ces composés participent à la protection de l'organisme contre les dommages oxydatifs ***(Pisoschi & Pop, 2015).***

II.2.2.2. Antioxydants non enzymatiques exogènes

Les antioxydants exogènes sont apportés principalement par l'alimentation. Ils comprennent les vitamines C et E, les caroténoïdes ainsi que divers composés phénoliques présents dans les fruits, légumes et plantes médicinales ***(Lobo et al., 2010).***

II.2.2.3. Antioxydants d'origine végétale

Les plantes constituent une source importante de molécules antioxydantes naturelles. Parmi celles-ci figurent les polyphénols, les flavonoïdes, les tanins, les caroténoïdes et les vitamines. Ces composés sont capables de neutraliser les radicaux libres grâce à leur pouvoir réducteur et à leur capacité de piégeage des espèces réactives de l'oxygène. Ils contribuent ainsi aux propriétés thérapeutiques de nombreuses plantes médicinales, notamment *Portulaca oleracea* L. ***(Shahidi & Ambigaipalan, 2015).***

II.3. Utilisation des antioxydants

Les antioxydants trouvent des applications dans plusieurs domaines. En médecine, ils participent à la prévention de diverses pathologies associées au stress oxydatif telles que les maladies cardiovasculaires, neurodégénératives et certains cancers. Dans l'industrie agroalimentaire, ils sont utilisés pour prévenir l'oxydation des aliments et prolonger leur durée de conservation. En cosmétique, ils contribuent à la protection de la peau contre le vieillissement prématuré induit par les radicaux libres ***(Sies, 2020); (Sies, 2021).***

II.4. Les radicaux libres

Les radicaux libres sont des molécules ou atomes possédant un ou plusieurs électrons non appariés. Cette instabilité chimique les rend très réactifs vis-à-vis des constituants cellulaires. Ils peuvent être produits naturellement lors du métabolisme cellulaire ou provenir de facteurs environnementaux tels que la pollution, le tabagisme et les rayonnements ultraviolets ***(Halliwell & Gutteridge, 2015).***

II.4.1. Principales espèces réactives de l'oxygène

Les principales espèces réactives de l'oxygène (ERO) sont le radical superoxyde ($O_2^{\bullet -}$), le radical hydroxyle (OH•), le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) et l'oxygène singulet ($^1O_2$). Ces espèces sont produites naturellement au cours du métabolisme cellulaire. En excès, elles peuvent provoquer des dommages aux lipides, aux protéines et à l'ADN, contribuant ainsi au développement du stress oxydatif ***(Valko et al., 2007).***

II.4.2. Stress oxydatif

Le stress oxydatif correspond à un déséquilibre entre la production des espèces réactives de l'oxygène et les capacités de défense antioxydantes de l'organisme. Lorsque les mécanismes de protection deviennent insuffisants, les radicaux libres s'accumulent et provoquent des dommages au niveau des lipides, des protéines et de l'ADN. Ce phénomène est impliqué dans le développement de nombreuses maladies chroniques ***(Sies, 2020).***

II.5. Méthodes d'évaluation de l'activité antioxydante (in vitro)

II.5.1. Principes généraux

L'activité antioxydante peut être évaluée par différentes méthodes in vitro basées sur des mécanismes variés tels que le transfert d'électron, le transfert d'atome d'hydrogène ou l'inhibition de la peroxydation lipidique. L'utilisation de plusieurs tests complémentaires permet d'obtenir une évaluation plus fiable du potentiel antioxydant d'un extrait végétal.

II.5.2. Piégeage du radical libre DPPH

La méthode au DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle) est largement utilisée pour l'évaluation de l'activité antioxydante des extraits végétaux. Elle repose sur la capacité des composés antioxydants à réduire le radical DPPH, de couleur violette, en une forme réduite jaune. La diminution de l'absorbance observée est directement liée à la capacité de l'échantillon à piéger les radicaux libres ***(Kedare & Singh, 2020).***

Principe de réaction :

$DPPH^{\bullet} + AH \rightarrow DPPH\text{-}H + A^{\bullet}$

où **AH** représente un composé antioxydant.

II.5.3. Réduction du fer par la méthode FRAP

La méthode FRAP (Ferric Reducing Antioxidant Power) est une technique utilisée pour évaluer le pouvoir antioxydant des extraits végétaux. Elle repose sur la capacité des composés antioxydants à réduire les ions ferriques (Fe^{3+}) en ions ferreux (Fe^{2+}). La formation du complexe ferreux coloré est proportionnelle au pouvoir réducteur de l'extrait étudié ***(Benzie & Strain, 1996) ; (Apak et al., 2021).***

II.5.4. Piégeage du peroxyde d'hydrogène (H_2O_2)

Cette méthode permet d'évaluer la capacité des extraits végétaux à neutraliser le peroxyde d'hydrogène, une espèce réactive de l'oxygène impliquée dans la formation de radicaux plus toxiques. L'activité antioxydante est estimée par la diminution de la concentration en H_2O_2 en présence de l'extrait, reflétant ainsi son potentiel de protection contre le stress oxydatif ***(Aruoma, 2020).***

II.5.5. Test du blanchiment du β-carotène

Le test du blanchiment du β-carotène est basé sur l'inhibition de l'oxydation lipidique. En présence de radicaux libres générés à partir de l'acide linoléique, le β-carotène subit une décoloration progressive. Les composés antioxydants présents dans les extraits permettent de ralentir ce processus, traduisant leur capacité à inhiber la peroxydation lipidique ***(Amorati & Valgimigli, 2021).***

Chapitre III

Aperçu général sur l'espèce étudiée

III.1. Généralités sur la plante sélectionnée

Le pourpier (*Portulaca oleracea* L.), est une plante herbacée annuelle et succulente très répandue en Algérie, mais elle est considérée comme une mauvaise herbe. Ce travail a été effectué dans le but de valoriser cette espèce, en mettant en évidence ses différents attributs botaniques et physico-chimiques. Il s'agit donc d'une analyse descriptive macro et microscopique de la coupe transversale et de la poudre des feuilles et des tiges, suivie d'un dépistage phytochimique de la partie aérienne du pourpier.
L'analyse botanique a montré une forte teneur en amidon et en mucilage dans les deux parties examinées, mais la tige seule renferme des cellules scléreuses. Le dosage phytochimique a montré la présence de sucres réducteurs, de stérols, de poly terpènes, de polyphénols et de saponosides, alors que les alcaloïdes, les flavonoïdes, les tanins et les corps quinoniques étaient absents. Le pourpier renferme donc surtout des principes émollients et, à défaut d'alcaloïdes et de quinones, cette plante paraît inoffensive ***(Berrahal Imane et Belalam Hadjer, 2022).***

Figure 14 : Morphologie des feuilles et des tiges de *Portulaca oleracea* L. (pourpier) *(Wiktrop, 2026).*

Figure 15 : Aspect général de *Portulaca oleracea* L. dans son habitat naturel. *(Gardenia, 2023).*

III.2. Étymologie

Le terme *pourpier* provient de l'ancien français *pourpier*, dérivé du latin *portulaca*. Ce nom serait lié au mot latin *portula*, signifiant « petite porte », en référence à l'ouverture du fruit de la plante par deux valves. Une autre interprétation associe également le nom à l'expression latine *pulli pes* (« pied de poulet »), faisant allusion à l'aspect ramifié et étalé de la plante **(*Tropicos – Missouri Botanical Garden, 2026*).**

III.3. Classification botanique

Tableau 01 : Classification taxonomique de *Portulaca oleracea* L. ***(Tropicos – Missouri Botanical Garden, 2026).***

Rang taxonomique	**Classification**
Règne	Plantae
Division	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Ordre	Caryophyllales
Famille	*Portulacaceae*
Genre	*Portulaca*
Espèce	*Portulaca oleracea* L

III.4. Description botanique

Tableau 02 : Illustration botanique de *Portulaca oleracea* L. montrant les principaux organes végétatifs et reproducteurs de la plante ***(Wikimedia, 2026).***

Nom scientifique :	• *Portulaca oleracea*
Famille de plantes :	• les Portulacacées (appelée aussi pourpier)
Type biologique :	• Plante annuelle succulente
Port général :	• Plante basse, étalée, souvent prostrée, formant des tapis au sol. • Elle peut atteindre 10 à 30 cm de longueur.
Tiges :	• Lisses, charnues et succulentes • Couleur verte à rougeâtre • Ramifiées dès la base
Feuilles :	• Simples, alternes ou parfois opposées • Forme spatulée à obovale • Épaisses, charnues (adaptées au stockage de l'eau) • Couleur vert brillant
Fleurs :	• Petites (5 à 10 mm de diamètre) • Généralement jaunes • Composées de 5 pétales • S'ouvrent au soleil (plante héliophile)
Floraison :	• printemps à automne
Fruits :	• Capsule ovoïde s'ouvrant transversalement (pyxide) • Contient de nombreuses graines
Graines :	• Très petites, noires, brillantes • Forte capacité de germination

III.5. Toxicité

Les études toxicologiques disponibles indiquent que *Portulaca oleracea* L. présente une faible toxicité lorsqu'elle est consommée dans les quantités habituellement utilisées à des fins alimentaires ou médicinales. Toutefois, la plante contient des oxalates dont une consommation excessive peut favoriser la formation de calculs rénaux chez les personnes prédisposées. Les extraits de la plante ont montré une bonne tolérance dans plusieurs études expérimentales, suggérant un profil de sécurité satisfaisant ***(Ghorani et al., 2023 ; Li et al., 2024).***

III.6. Usages thérapeutiques

De nombreuses recherches ont mis en évidence les activités pharmacologiques de *Portulaca oleracea* L. Parmi les propriétés les plus étudiées figurent les activités antioxydante, anti-inflammatoire, antidiabétique, hépatoprotectrice, neuroprotectrice, antimicrobienne et cicatrisante. Ces effets biologiques sont principalement attribués à la présence de composés phénoliques, de flavonoïdes, d'alcaloïdes et d'autres métabolites secondaires. En raison de son potentiel thérapeutique, cette plante fait l'objet d'un intérêt croissant dans le domaine de la phytothérapie moderne ***(Ghorani et al., 2023 ; Li et al., 2024).***

III.7. Usages traditionnels

Depuis l'Antiquité, *Portulaca oleracea* L. est utilisée dans plusieurs systèmes de médecine traditionnelle. Elle est employée pour soulager divers troubles tels que les affections digestives, les infections urinaires, les inflammations cutanées, les maladies respiratoires et certaines pathologies hépatiques. Dans de nombreux pays, le pourpier est également consommé comme légume en raison de sa valeur nutritionnelle élevée et de ses effets bénéfiques sur la santé ***(Kumar et al., 2021 ; Li et al., 2024).***

Partie expérimentale

Chapitre IV

Matériels et méthodes

IV.1. Matériel végétal

Les feuilles et les tiges de *Portulaca oleracea* L. utilisées dans cette étude ont été récoltées durant le mois d'avril dans la région de Mazouna, située dans la wilaya de Relizane (Algérie). La plante a été identifiée par Mme SEKKAL Fatima, enseignante au Département de Biotechnologie, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie (SNV), Université Abdelhamid Ibn Badis de Mostaganem. L'ensemble des travaux expérimentaux et des analyses a été réalisé au Laboratoire de Biochimie 1 de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie (SNV), Université Abdelhamid Ibn Badis de Mostaganem (Algérie).

IV.2. Préparation du matériel végétal

IV.2.1. Séchage

Après le lavage, les échantillons végétaux ont été placés dans une étuve réglée à 35 °C jusqu'à stabilisation de leur masse. Cette étape a permis de diminuer leur teneur en eau tout en limitant l'altération des composés bioactifs.

IV.2.2. Broyage

Une fois séché, le matériel végétal a été réduit en poudre fine à l'aide d'un broyeur électrique. La poudre obtenue a ensuite été conservée dans des récipients hermétiques, à l'abri de l'humidité, jusqu'à son utilisation. Le broyage favorise une meilleure extraction en augmentant la surface de contact avec le solvant.

Figure 16 : Poudre des tiges de *Portulaca oleracea* L. obtenue après séchage et broyage (Original, 2026).

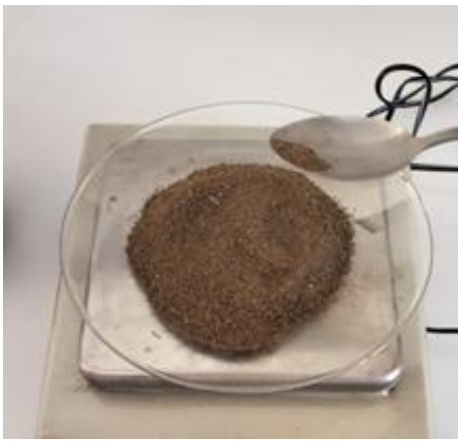

Figure 17: Poudre des feuilles de *Portulaca oleracea* L. obtenue après séchage et broyage (Original, 2026).

IV.3. Matériel et réactifs utilisés

IV.3.1. Appareils utilisés

La réalisation des différentes manipulations a nécessité l'utilisation de plusieurs équipements, notamment une étuve, une balance analytique, un broyeur électrique, un bain-marie, un agitateur magnétique, un vortex, des micropipettes et un évaporateur rotatif.

IV.3.2. Réactifs utilisés

Les principaux réactifs employés au cours de cette étude étaient le méthanol, l'eau distillée, le chlorure ferrique ($FeCl_3$), l'acide chlorhydrique (HCl), l'hydroxyde de sodium (NaOH), la poudre de magnésium, le réactif de Mayer, l'hydroxyde de potassium (KOH), le réactif de Fehling, l'éther de pétrole ainsi que l'anhydride acétique.

IV.4. Préparation des extraits végétaux

IV.4.1. Préparation de l'extrait aqueux par décoction

L'extrait aqueux a été obtenu par décoction en mélangeant 25 g de poudre végétale avec 250 ml d'eau distillée. Le mélange a été maintenu au bain-marie pendant 30 minutes afin de faciliter l'extraction des composés hydrosolubles. Après refroidissement, il a été filtré afin de séparer le filtrat des résidus végétaux.

Figure 18 : Différentes étapes de la préparation de l'extrait aqueux par décoction de *Portulaca oleracea* L. (Original, 2026).

IV.4.2. Préparation de l’extrait aqueux par infusion

Pour préparer l'infusion, 5 g de poudre végétale ont été ajoutés à 100ml d'eau distillée préalablement portée à ébullition. Le mélange a été laissé au repos pendant 20 minutes, puis filtré afin d'obtenir l'extrait aqueux.

Figure 19 : Différentes étapes de préparation de l’extrait aqueux de *Portulaca oleracea* L. par infusion (Original, 2026).

IV.4.3. Préparation de l'extrait hydro-méthanolique par macération

L'extraction hydro-méthanolique a été réalisée par macération de 25 g de poudre végétale dans un mélange méthanol/eau distillée (70:30, v/v). Le mélange a été maintenu à température ambiante pendant 30 minutes avant d'être filtré sur papier filtre Whatman pour récupérer l'extrait obtenu.

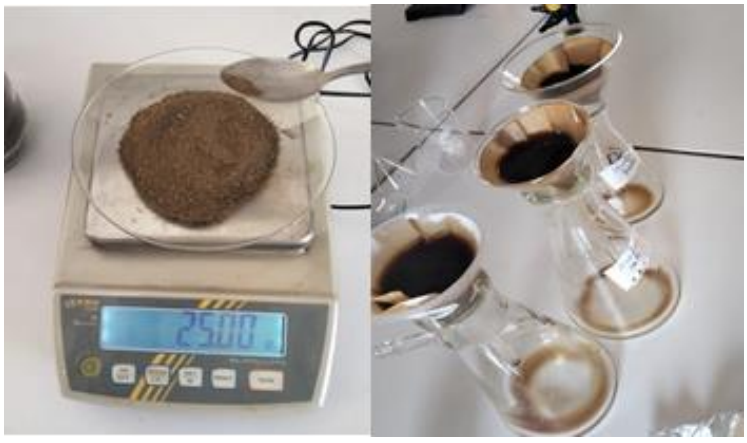

Figure 20: Différentes étapes de la préparation de l’extrait hydro-méthanolique par macération de *Portulaca oleracea* L. (Original, 2026).

IV.5. Calcul du rendement d'extraction

Calcul du rendement d'extraction

Le rendement d'extraction permet d'évaluer l'efficacité du procédé d'extraction en déterminant la quantité d'extrait sec obtenue à partir de la matière végétale utilisée. Il correspond au rapport entre la masse de l'extrait sec récupéré après évaporation du solvant et la masse initiale de la poudre végétale soumise à l'extraction. Le rendement est exprimé en pourcentage selon la formule décrite par Owen et Johns (1999).

$$R(\%) = \frac{\mathrm{M_{extrait\,sec}}}{\mathrm{M_{plante}}} \times 100$$

où :

- $\mathrm{M_{extrait\,sec}}$: masse de l'extrait sec obtenu après évaporation du solvant ;
- $\mathrm{M_{plante}}$: masse initiale de la poudre végétale utilisée.

Les valeurs obtenues ont été présentées dans le chapitre des résultats.

IV.6. Criblage phytochimique

Le criblage phytochimique a été effectué dans le but de détecter qualitativement les principaux métabolites secondaires présents dans les différents extraits de *Portulaca oleracea* L. Les essais réalisés reposent sur des méthodes classiques décrites dans la littérature et adaptées aux conditions expérimentales du laboratoire.

IV.6.1. Recherche des tanins

La présence des tanins a été évaluée en ajoutant quelques gouttes d'une solution de chlorure ferrique ($FeCl_3$ à 1 %) à 0,5 mL de chaque extrait. L'apparition d'une coloration allant du vert foncé au noir a été considérée comme révélatrice d'un résultat positif ***(Haddouchi et al., 2016).***

IV.6.2. Recherche des quinones libres

Pour ce test, 2,5 mL d'extrait ont été traités avec quelques gouttes d'une solution de NaOH à 1 %. Le développement d'une coloration jaune, rouge ou violette a indiqué la présence éventuelle de quinones libres ***(Najjaa et al., 2011).***

IV.6.3. Recherche des flavonoïdes

La mise en évidence des flavonoïdes a été réalisée en ajoutant à 0,5 mL d'extrait quelques gouttes d'acide chlorhydrique concentré ainsi qu'une petite quantité de poudre de magnésium. L'apparition d'une teinte rouge, rose ou orangée a été interprétée comme un test positif ***(Haddouchi et al., 2016).***

IV.6.4. Recherche des saponines

Le test de mousse a consisté à agiter énergiquement 2,5 mL d'extrait pendant environ 15 secondes. Après un temps de repos de 15 minutes, la persistance d'une mousse stable a été considérée comme caractéristique de la présence de saponines ***(Yves-Alain et al., 2007).***

IV.6.5. Recherche des alcaloïdes

À 0,5 mL d'extrait ont été ajoutés 1 mL d'acide chlorhydrique, suivi de quelques gouttes du réactif de Mayer. La formation d'un précipité de couleur jaune a révélé la présence d'alcaloïdes ***(Dahou et al., 2003).***

IV.6.6. Recherche des sucres réducteurs

La détection des sucres réducteurs a été réalisée en mélangeant des volumes égaux d'extrait et du réactif de Fehling (A + B). Après chauffage au bain-marie à 70 °C pendant 2 à 3 minutes, l'apparition d'un précipité rouge brique a été considérée comme un résultat positif ***(Yves-Alain et al., 2007).***

IV.6.7. Recherche des flavonoïdes glycosylés

Ce test a été effectué en mélangeant 0,5 mL d'extrait méthanolique avec 0,25 mL d'une solution de KOH à 1 %. Une coloration jaune a été interprétée comme un indice de la présence de flavonoïdes glycosylés ***(Iqbal Hussain et al., 2011).***

IV.6.8. Recherche des tanins vrais

Une portion de l'extrait a été diluée dans de l'eau distillée, puis quelques gouttes d'acide chlorhydrique concentré ont été ajoutées. Après chauffage au bain-marie, l'apparition d'un précipité rouge a confirmé la présence de tanins vrais ***(Yves-Alain et al., 2007).***

IV.6.9. Recherche des anthraquinones

La recherche des anthraquinones a été menée en ajoutant 0,5 mL de NH_4OH à 10 % à 1 mL d'extrait préalablement agité. L'observation d'une coloration violette a été considérée comme la preuve de leur présence ***(Benariba et al., 2013 ; Karumi et al., 2004).***

IV.6.10. Recherche des phénols

La détection des composés phénoliques a consisté à mélanger 0,5 mL d'extrait avec 0,5 mL d'éthanol, puis à ajouter quelques gouttes de chlorure ferrique ($FeCl_3$ à 1 %). L'apparition d'une coloration caractéristique a indiqué la présence de phénols dans l'extrait étudié ***(Iqbal Hussain et al., 2011).***

IV.7. Dosage des composés phénoliques

IV.7.1. Dosage des polyphénols totaux

Principe

Le dosage des polyphénols totaux a été réalisé selon la méthode colorimétrique de Folin-Ciocalteu. Cette méthode repose sur la réduction du réactif de Folin-Ciocalteu par les composés phénoliques en milieu alcalin, conduisant à la formation d'un complexe bleu dont l'intensité est proportionnelle à la concentration des polyphénols présents dans les extraits. L'absorbance du complexe formé est mesurée à 765 nm ***(Wong et al., 2006 ; Kassama & Amira, 2024).***

Mode opératoire

Un volume de 200 µL de chaque extrait a été mélangé avec 1 mL du réactif de Folin-Ciocalteu dilué à 10 % et 2 mL d'eau distillée. Après agitation, le mélange a été incubé pendant 4 minutes à température ambiante. Ensuite, 0,8 mL d'une solution de carbonate de sodium (Na_2CO_3 à 7,5 %) a été ajouté. Le mélange a été maintenu à l'obscurité pendant 2 heures à température ambiante. L'absorbance a été mesurée à 765 nm contre un blanc préparé dans les mêmes conditions ***(Wong et al., 2006 ; Kassama & Amira, 2024).***

IV.7.1.1. Courbe d'étalonnage de l'acide gallique

Une solution mère d'acide gallique a été préparée dans le méthanol. Une série de dilutions a permis d'obtenir les concentrations suivantes : 25, 50, 75, 100, 125 et 150 µg/mL. La courbe d'étalonnage obtenue a servi à déterminer la teneur en polyphénols totaux des extraits. Les résultats ont été exprimés en milligrammes d'équivalents d'acide gallique par 100 g d'extrait (mg EAG/100 g d'extrait) ***(Wong et al., 2006 ; Kassama & Amira, 2024).***

IV.7.2. Dosage des flavonoïdes totaux

Principe

Le dosage des flavonoïdes totaux est basé sur la formation d'un complexe entre les flavonoïdes et le chlorure d'aluminium ($AlCl_3$). Les flavonoïdes possédant des groupements hydroxyles libres forment avec l'aluminium un complexe jaunâtre dont l'intensité est proportionnelle à leur concentration. L'absorbance du complexe est mesurée à 430 nm ***(Ghedadba et al., 2015 ; Kassama & Amira, 2024).***

Mode opératoire

Un volume de 1 mL d'extrait a été mélangé avec 1 mL d'une solution de chlorure d'aluminium ($AlCl_3$ à 2 % préparée dans le méthanol). Après incubation pendant 10 minutes à température ambiante, l'absorbance a été mesurée à 430 nm contre un blanc approprié (Ghedadba et al., 2015 ; Kassama & Amira, 2024).

IV.7.2.1. Courbe d'étalonnage de la quercétine

Une gamme de solutions étalons de quercétine a été préparée dans le méthanol aux concentrations suivantes : 0, 5, 10, 15, 20, 25, 30 et 35 µg/mL. La courbe d'étalonnage obtenue a permis de déterminer la teneur en flavonoïdes totaux des extraits. Les résultats ont été exprimés en milligrammes d'équivalents de quercétine par 100 g d'extrait (mg EQ/100 g d'extrait) ***(Ghedadba et al., 2015 ; Kassama & Amira, 2024).***

IV.7.3. Dosage des tanins condensés

Principe

Le dosage des tanins condensés a été effectué selon la méthode à la vanilline en milieu acide décrite par Julkunen-Tiitto (1985). Cette méthode repose sur la réaction de la vanilline avec les flavan-3-ols libres et les unités terminales des proanthocyanidines, conduisant à la formation d'un complexe rouge dont l'intensité est proportionnelle à la teneur en tanins condensés présents dans les extraits. L'absorbance est mesurée à 500 nm ***(Julkunen-Tiitto, 1985 ; Li et al., 2023).***

Mode opératoire

Des aliquotes des extraits ont été introduites dans des tubes à essai puis complétées à 1 mL avec du méthanol. Ensuite, 1,5 mL de vanilline à 4 % préparée dans le méthanol et 750 µL d'acide chlorhydrique concentré (HCl 37 %, 12 M) ont été ajoutés. Les tubes ont été incubés au bain-marie à 30 °C pendant 20 minutes. Après incubation, l'absorbance a été mesurée à 500 nm contre un blanc ***(Julkunen-Tiitto, 1985 ; Li et al., 2023).***

IV.7.3.1. Courbe d'étalonnage de la catéchine

Une solution mère de catéchine (0,5 mg/mL) a été préparée dans le méthanol. Différents volumes (0,1 ; 0,2 ; 0,3 ; 0,4 ; 0,5 ; 0,6 ; 0,8 et 1 mL) ont été prélevés puis complétés à 1 mL avec du méthanol afin d'obtenir la gamme d'étalonnage. Les résultats ont été exprimés en milligrammes d'équivalents de catéchine par 100 g d'extrait (mg EC/100 g d'extrait) ***(Julkunen-Tiitto, 1985 ; Ghedadba et al., 2015).***

IV.8. Évaluation de l'activité antioxydante par le test du DPPH

IV.8.1. Principe

L'activité antioxydante des extraits a été évaluée par la méthode du 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle (DPPH), un radical libre stable largement utilisé pour estimer le pouvoir antiradicalaire des composés naturels. Cette méthode repose sur la capacité des molécules antioxydantes à céder un atome d'hydrogène ou un électron au radical DPPH, provoquant sa réduction en une forme non radicalaire de couleur jaune. Cette réaction s'accompagne d'une diminution de l'absorbance mesurée à 515 nm, proportionnelle à l'activité antioxydante de l'échantillon ***(Kedare & Singh, 2011).***

IV.8.2. Mode opératoire

Pour l'analyse, 100 µL de chaque extrait préparé à différentes concentrations (25, 50, 100 et 200 µg/mL) ont été mélangés à 2,9 mL d'une solution méthanolique de DPPH (0,025 g/L). Les mélanges ont été vigoureusement agités puis incubés à température ambiante, à l'abri de la lumière, pendant 30 minutes.

Après incubation, l'absorbance a été mesurée à 515 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible.

L'acide ascorbique a été utilisé comme antioxydant de référence et préparé à une concentration de 1 mg/mL dans le méthanol. Un contrôle négatif a été préparé en remplaçant l'extrait par 100 µL de méthanol mélangés à 2,9 mL de solution de ***DPPH (Popovici et al., 2009).***

IV.8.3. Calcul du pourcentage d'inhibition

L'activité antiradicalaire a été exprimée en pourcentage d'inhibition du radical DPPH selon la formule suivante :

$$Inhibition\ (\%) = \frac{\mathrm{Abs_c} - \mathrm{Abs_e}}{\mathrm{Abs_c}} \times 100$$

Où :

- **$\mathrm{Abs_{(c)}}$** : absorbance du contrôle négatif après 30 minutes d'incubation ;
- **$\mathrm{Abs_{(e)}}$** : absorbance de l'échantillon après 30 minutes d'incubation.

IV.8.4. Détermination de la concentration inhibitrice médiane ($\mathbf{IC_{50}}$)

La capacité antioxydante des extraits a été évaluée à partir de la concentration inhibitrice médiane (IC_{50}), correspondant à la concentration nécessaire pour inhiber 50 % du radical libre DPPH. La valeur de l'IC_{50} a été déterminée à partir de la courbe représentant le pourcentage d'inhibition en fonction des différentes concentrations testées. Une faible valeur d'IC_{50} traduit une forte activité antioxydante, tandis qu'une valeur élevée indique une activité antioxydante plus faible ***(Hebi & Eddouks, 2016).***

Chapitre V : Résultats et discussions

V.1. Les rendements des extraits

Nous avons déterminé les rendements d'extraction de chaque extrait produit afin d'évaluer l'efficacité des différentes techniques utilisées pour les tiges et les feuilles de la plante étudiée. Les résultats montrent une variabilité dans le rendement de différents extraits, d'où l'extrait décocté des feuilles a donné le meilleur rendement avec 22,75%, tandis que le faible rendement est obtenu dans l'extrait décocté des tiges avec 5,25%, la figure ci- dessous illustre clairement ces résultats :

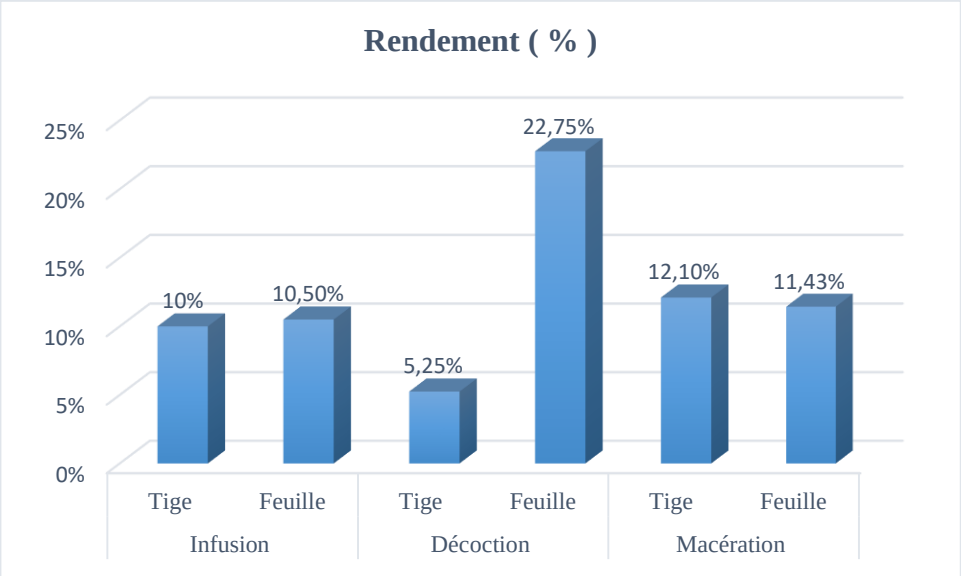

Figure 21 : Comparaison des rendements d'extraction (%) des tiges et des feuilles selon les différentes méthodes d'extraction.

L'étude des résultats indique que le rendement de l'extraction est influencé par la technique employée et la partie de la plante utilisée. En ce qui concerne les tiges, la macération a donné un rendement plus important (12,1 %), suivie par l'infusion (10 %), tandis que la décoction a montré le rendement faible de (5 %). Cette réduction pourrait être attribuée à la dégradation de certains composés sous l'influence de la chaleur prolongée lors de la décoction. ***(Liu et al., 2015).*** La décoction a donné le rendement le plus élevé pour les feuilles (environ 23 %), tandis que l'infusion et la macération ont présenté des rendements relativement proches, d'environ 10,5 % et 11,5 %, respectivement. Cette observation suggère que la chaleur favorise la rupture des structures cellulaires végétales et facilite la libération des composés solubles, améliorant ainsi leur extraction ***(Azwanida, 2015).*** L'examen comparatif des deux organes végétaux montre également que les feuilles présentent généralement des rendements d'extraction supérieurs à ceux des tiges, en particulier lors de l'infusion. Cette différence pourrait s'expliquer par une teneur plus élevée en métabolites extractibles dans les feuilles ainsi que par une meilleure accessibilité de ces composés au solvant d'extraction ***(Sultana et al., 2009).*** Les essais réalisés dans le cadre de cette étude montrent que la décoction constitue la méthode d'extraction la plus efficace pour les feuilles, tandis que la macération semble mieux adaptée aux tiges. Ces résultats confirment que le choix de la technique d'extraction influence significativement le rendement et la nature des composés bioactifs obtenus ***(Azwanida, 2015 ; Sultana et al., 2009).***

V.2. Analyse qualitative des extraits

Après la détermination des rendements d'extraction, une étude phytochimique qualitative des extraits de feuilles et de tiges a été réalisée afin d'identifier les principales classes de métabolites secondaires présentes dans la plante.

Tableau 03 : Résultats du criblage phytochimique des extraits de tiges et de feuilles selon les différentes méthodes d'extraction (décoction, infusion et macération)

Métabolites secondaires	Décoction Tige	Décoction Feuille	Infusion Tige	Infusion Feuille	Macération Tige	Macération Feuilles
Tanins	+--	+--	++-	++-	++-	+++
Quinones libres	+--	+--	+--	++-	+++	+--
Flavonoïdes	++-	+++	---	+--	+++	+--
Saponines	---	---	---	---	---	---
Alcaloïdes	---	---	---	---	---	---
Sucres réducteurs	+++	+++	+++	+++	++-	++-
Tanins vrais	++-	++-	+--	+--	---	---
Anthraquinones	---	---	---	---	---	---
Phénol	---	---	---	---	++-	+--
Flavonoïdes glycosides	---	---	---	---	+--	---

V.3. Analyse quantitative

V.3.1. Dosage des polyphénols totaux

La teneur en composés phénoliques de l'extrait hydro-méthanolique obtenu par macération des tiges de *Portulaca oleracea* L. a été déterminée à partir de la courbe d'étalonnage de l'acide gallique. Les résultats sont exprimés en équivalents d'acide gallique (EAG) ***(Wong et al., 2006 ; Kassama & Amira, 2024).***

V.3.1.1. Courbe d'étalonnage de l'acide gallique

Le dosage des flavonoïdes a été réalisé par la méthode colorimétrique, les teneurs en flavonoïdes totaux de la plante étudiée a été estimé grâce à une courbe d'étalonnage de l'acide gallique, l'absorbance est lue à 775 nm.

La courbe d'étalonnage a montré un coefficient de corrélation R^2 = 0,9964 et une formule de régression y= 0,0062x+0,004 (Figure 22).

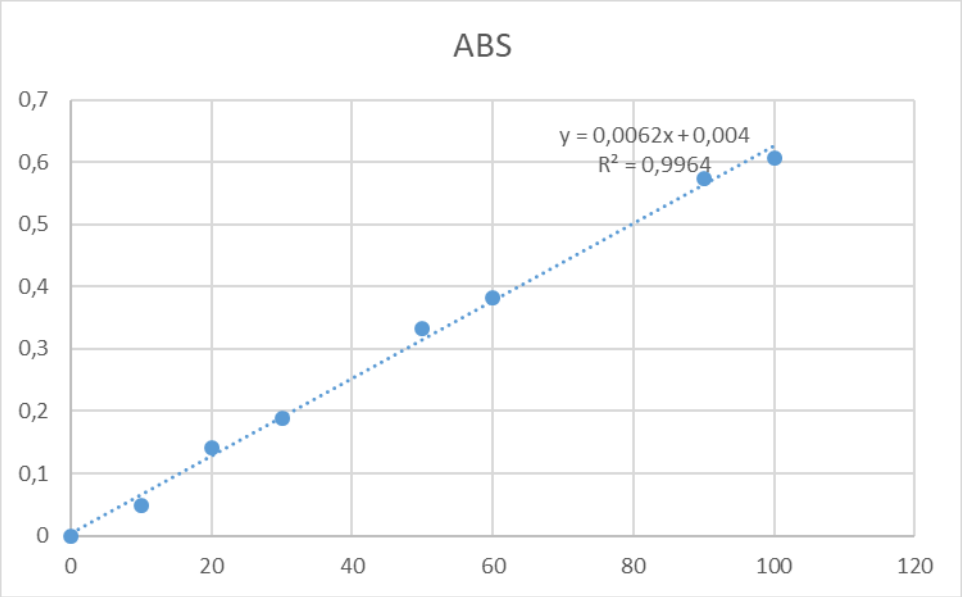

Figure 22 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique (courbe obtenue au laboratoire de M. Aït Saada, Institut des Sciences de la Nature (INS), Université Abdelhamid Ibn Badis de Mostaganem).

La courbe d'étalonnage a montré un coefficient de corrélation R2=0.996 et une formule de régression Y=0.0062 x+0,004 **(Figure 22).**

La teneur en poly phénols est de (20,81 µg/ml)

V.3.2. Dosage des flavonoïdes totaux

Dosage des Flavonoïdes

La teneur en flavonoïdes totaux de l'extrait de décoction des feuilles de *Portulaca oleracea* L. a été déterminée par la méthode colorimétrique au chlorure d'aluminium, en utilisant la quercétine comme composé de référence. Les résultats sont exprimés en équivalents de quercétine (EQ) ***(Ghedadba et al., 2015 ; Kassama & Amira, 2024).***

La figure suivante montre la courbe résultant de l'étalonnage :

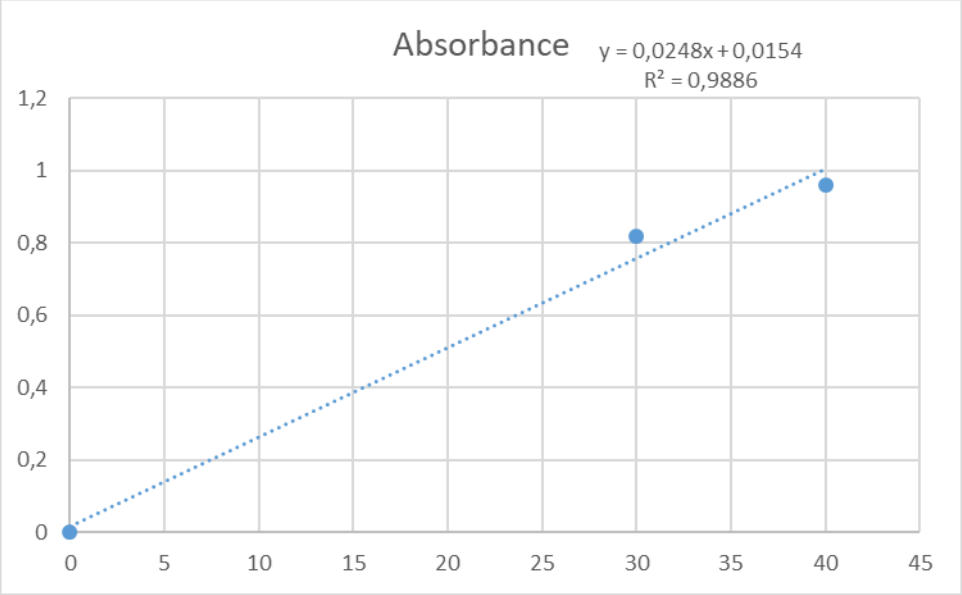

Figure 23 : Courbe d'étalonnage de la quercétine utilisée pour le dosage des flavonoïdes totaux (courbe obtenue au laboratoire de M. Aït Saada, Institut des Sciences de la Nature (INS), Université Abdelhamid Ibn Badis de Mostaganem).

La courbe d'étalonnage a montré un coefficient de corrélation R2=0.996 et une formule de régression y = 0,0248x+0,0154 **(Figure 23).**

La teneur en flavonoides est de (48,81µg/ml)

V.3.3. Dosage des tanins condensés

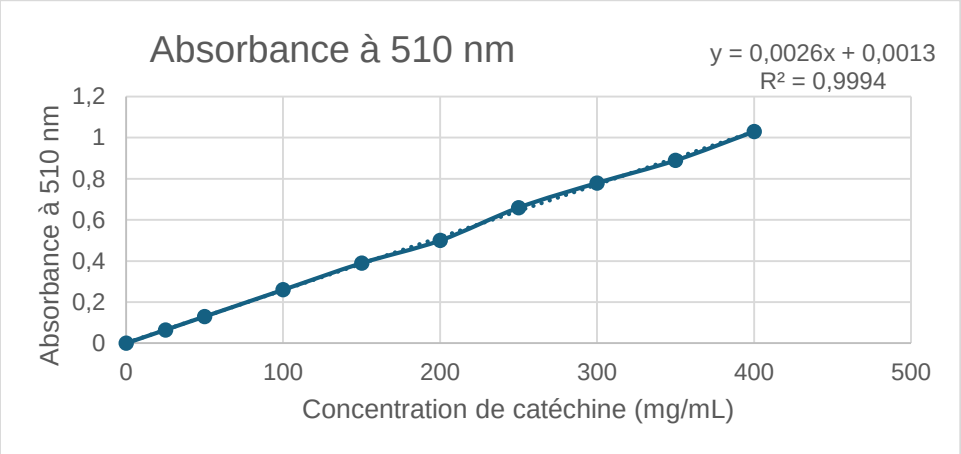

Figure 24 : Droite d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des tanins condensés ***(adaptée de Hassaine & Heddi, 2024).***

La courbe d'étalonnage a montré un coefficient de corrélation R2=0.999 et une formule de régression Y= 0,0026 x + 0,0013 **(Figure 24).**

La teneur des tanins condensés est de (132,58 µg/ml)

V.4. Évaluation de l'activité antioxydante par le test DPPH

Le potentiel antioxydant des six extraits aqueux de *Portulaca oleracea* L. a été évalué à l'aide du test DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl) dans les trois extraits des deux parties de la plante. Le pourcentage d'inhibition a été calculé pour chaque groupe en utilisant l'absorbance de son témoin correspondant, selon la formule :

$$\% \text{ Inhibition} = \frac{\text{A}_{\text{témoin}} - A_{échantillon}}{\text{A}_{\text{témoin}}}$$

V.4.1. Représentation graphique des pourcentages d'inhibition

Les résultats sont illustrés par les courbes suivantes :

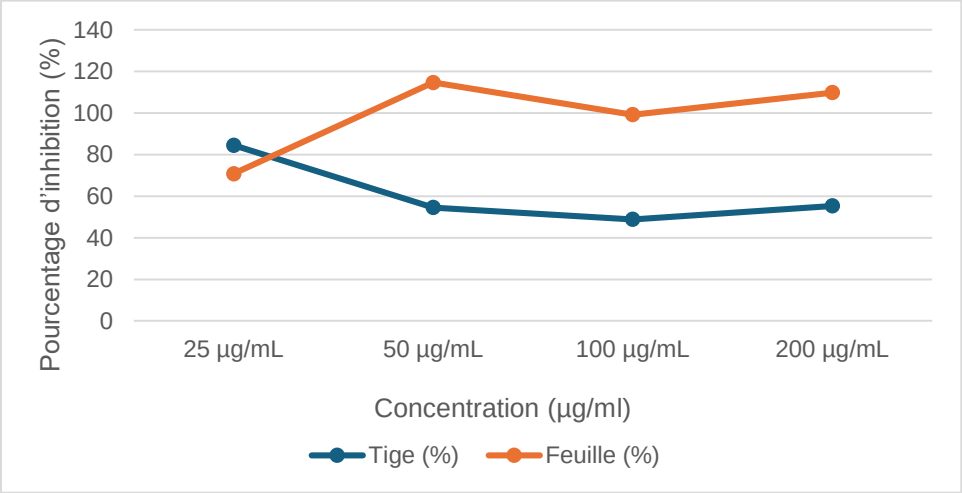

Figure 25 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH par les extraits d'infusion (tiges et feuilles) de *Portulaca oleracea* L.

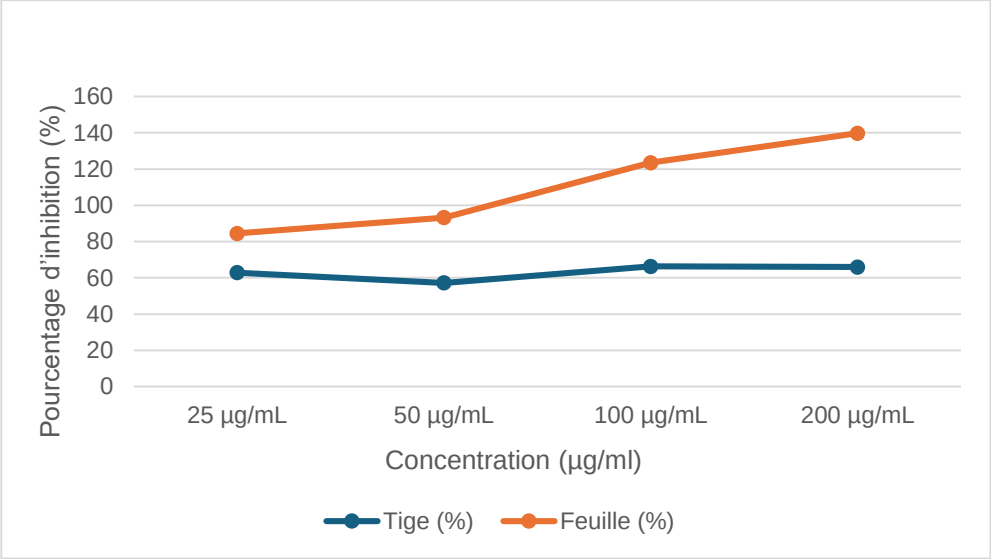

Figure 26 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH par les extraits de décoction (tiges et feuilles) de *Portulaca oleracea* L.

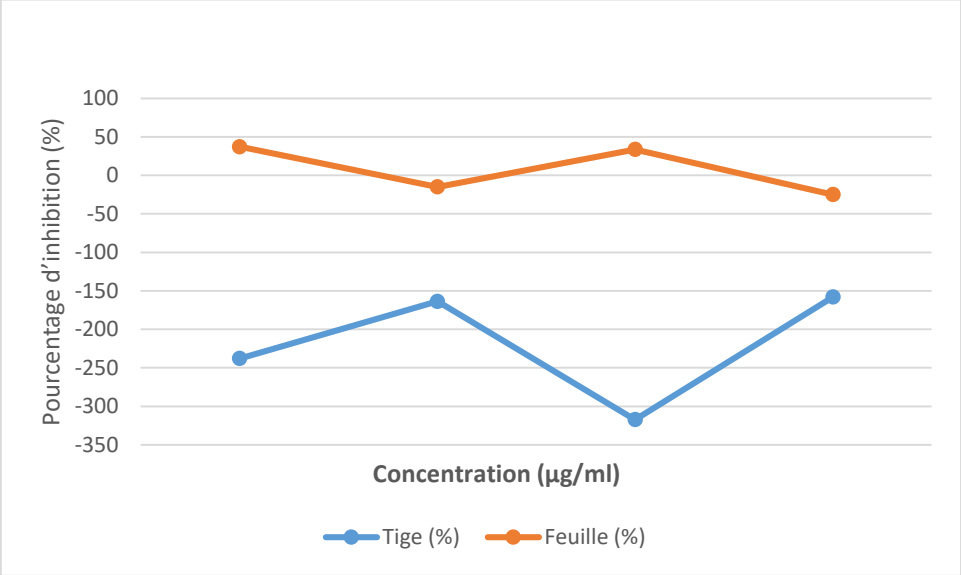

Figure 27 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH par les extraits de macération (tiges et feuilles) *de Portulaca oleracea* L.

V.4.2. Calcul de l'activité antioxydante

L'activité antioxydante des extraits de *Portulaca oleracea* L. a été évaluée par la méthode de piégeage du radical DPPH. Elle a été exprimée en pourcentage d'inhibition du radical DPPH.

Le pourcentage d'inhibition a été calculé selon la formule suivante :

$$Inhibition\ (\%) = \frac{\mathrm{Abs}_0 - \mathrm{Abs}_1}{\mathrm{Abs}_0} \times 100$$

où :

- **A_0** : absorbance du contrôle contenant le DPPH sans extrait ;
- **A_1** : absorbance de l'échantillon contenant l'extrait et le DPPH.

Le calcul a été effectué pour chaque extrait et pour chaque concentration testée, soit **25, 50, 100 et 200 µg/mL**.

.

V.4.3. Courbes de l'activité antioxydante

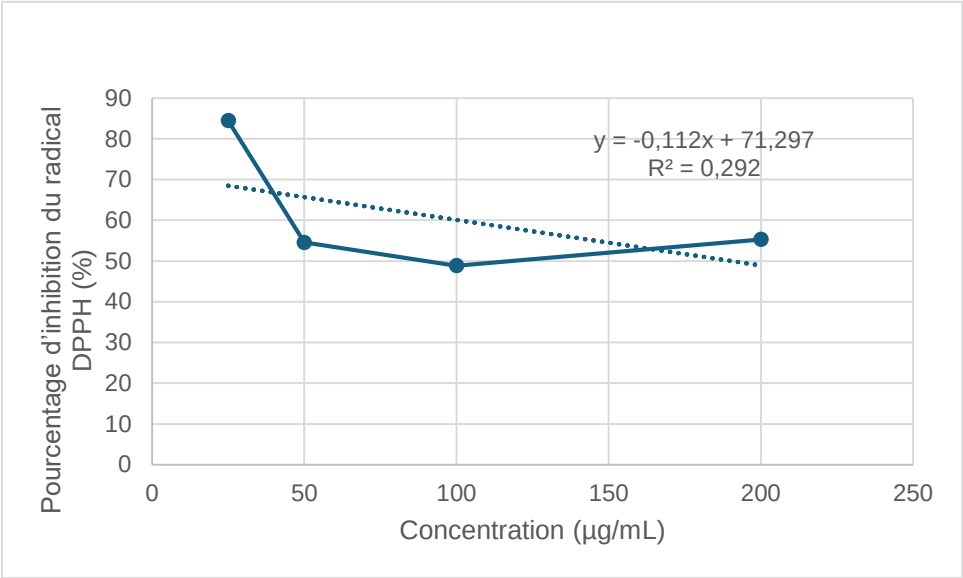

Figure 28 : Courbe de l'activité antioxydante de l'extrait des tiges obtenu par infusion.

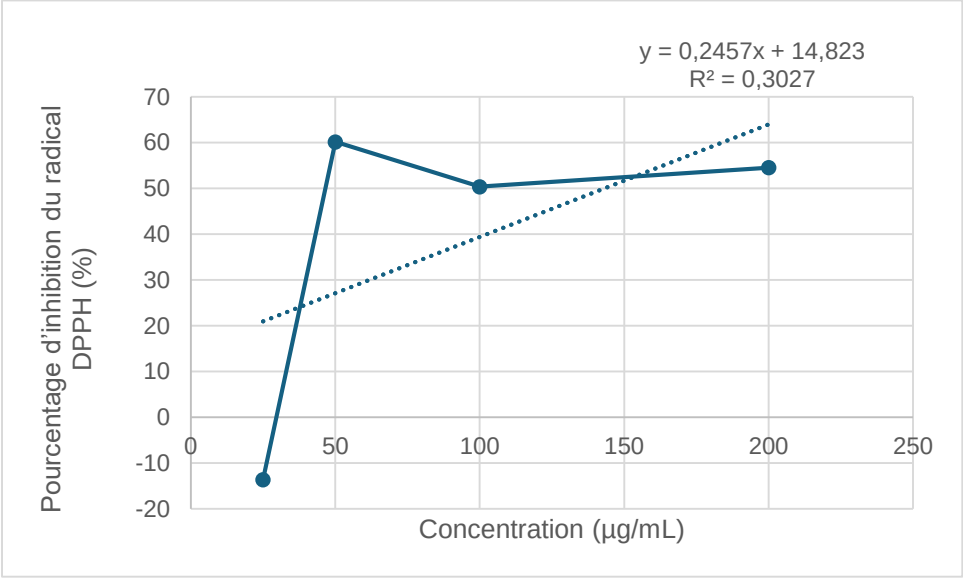

Figure 29 : Courbe de l'activité antioxydante de l'extrait des feuilles obtenu par infusion.

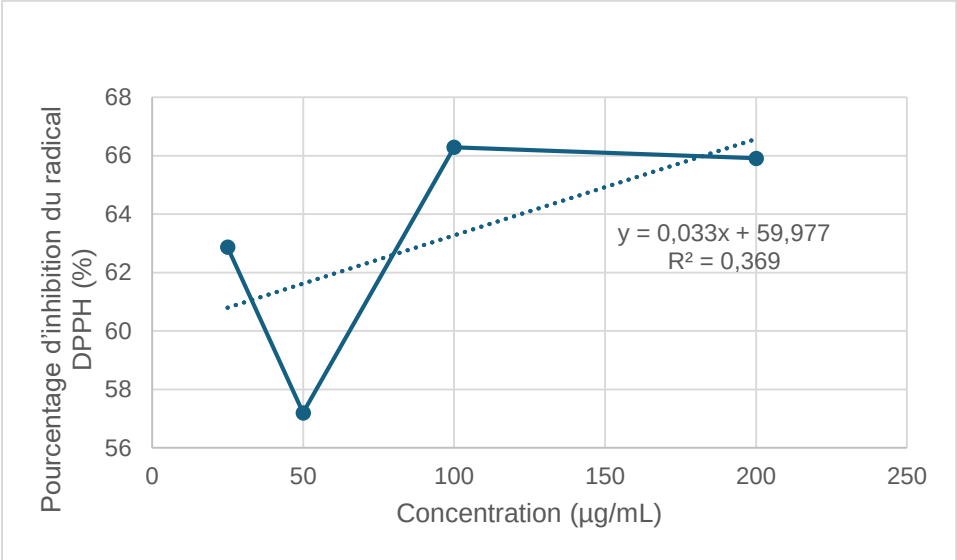

Figure 30 : Courbe de l'activité antioxydante de l'extrait des tiges obtenu par décoction.

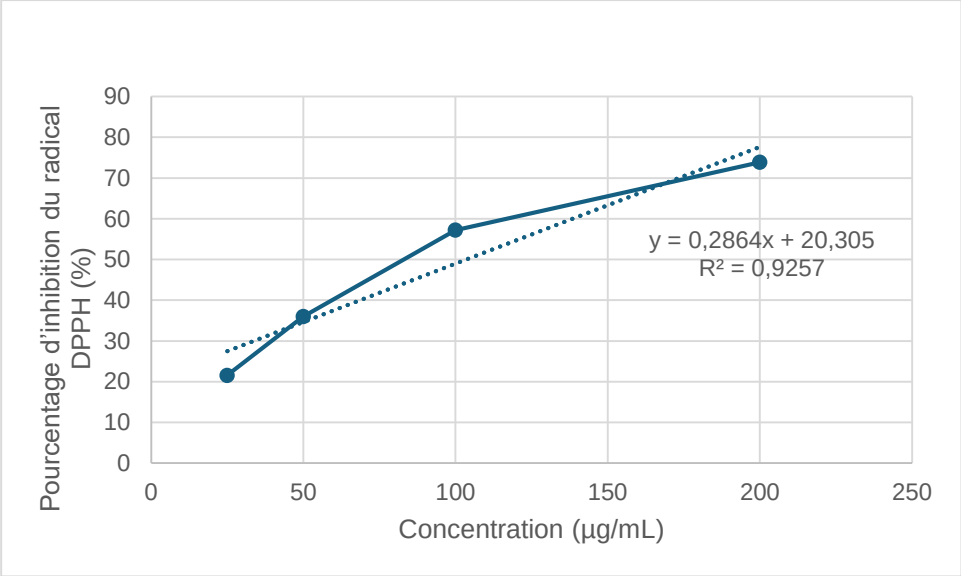

Figure 31 : Courbe de l'activité antioxydante de l'extrait des feuilles obtenu par décoction.

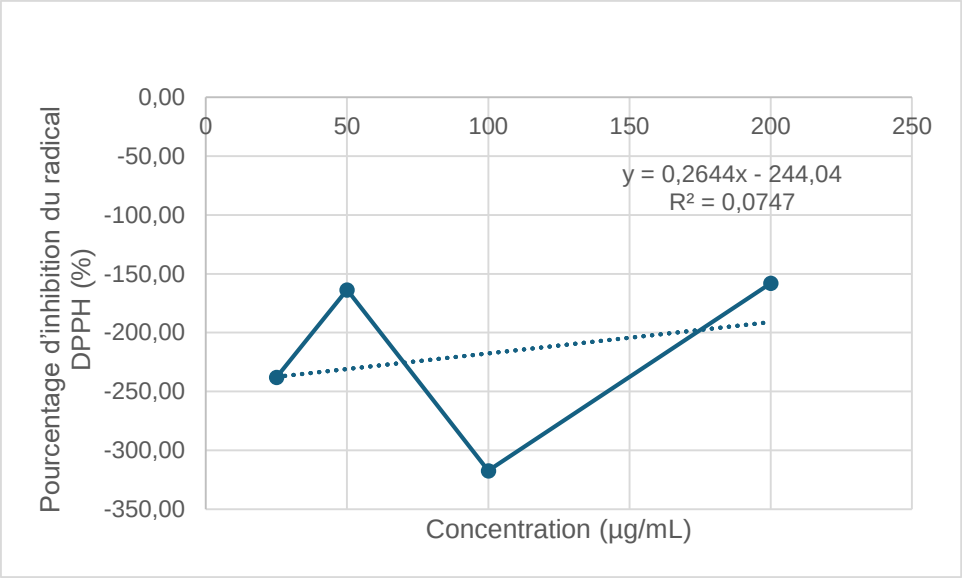

Figure 32 : Courbe de l'activité antioxydante de l'extrait des tiges obtenu par macération.

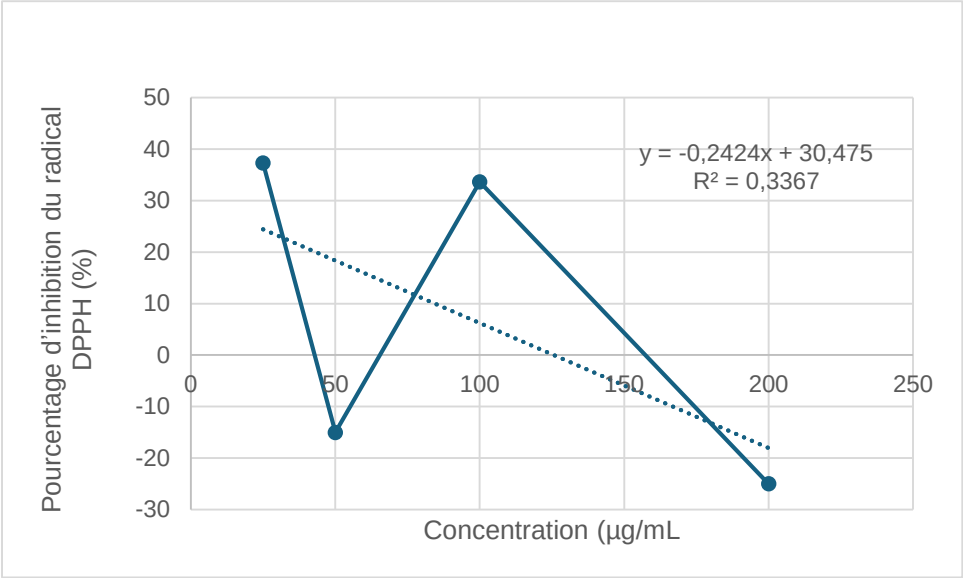

Figure 33 : Courbe de l'activité antioxydante de l'extrait des feuilles obtenu par macération.

V.4.4. Détermination de l'IC_{50}

L'IC_{50} correspond à la concentration d'extrait nécessaire pour inhiber 50 % du radical DPPH. Pour chaque extrait, une courbe représentant le pourcentage d'inhibition du radical DPPH en fonction de la concentration de l'extrait a été établie séparément. Une droite de régression linéaire a ensuite été ajoutée à chaque courbe afin de déterminer son équation et son coefficient de détermination (R^2).

La droite de régression linéaire est exprimée selon l'équation :

$y = ax + b$

où **y** représente le pourcentage d'inhibition du radical DPPH et **x** représente la concentration de l'extrait exprimée en µg/mL.

L'IC_{50} correspond à la concentration nécessaire pour obtenir 50 % d'inhibition. Elle a été estimée à partir de l'équation de régression linéaire en fixant **y = 50 %**, selon la relation suivante :

$$IC_{50} = \frac{(50 - b)}{a}$$

Les équations de régression, les coefficients de détermination (R^2) et les valeurs estimées de l'IC_{50} des différents extraits de *Portulaca oleracea* L. sont présentés dans le tableau 12.

Tableau 04 : Équations de régression, coefficients de détermination (R^2) et valeurs de l'IC_{50} des extraits de *Portulaca oleracea* L.

Extrait	Équation de régression	R^2	IC50 (µg/mL)
Infusion tige	y = −0,1120x + 71,297	0,2920	190,12 ± 3,95
Infusion feuille	y = 0,2457x + 14,8226	0,3027	143,15 ± 2,24
Décoction tige	y = 0,0330x + 59,9765	0,3690	Non retenue
Décoction feuille	y = 0,2864x + 20,3052	0,9257	103,68 ± 1,73
Macération tige	y = 0,2644x − 244,0396	0,0747	Non retenue
Macération feuille	y = −0,2424x + 30,4748	0,3367	Non retenue

La décoction des feuilles présente l'IC_{50} la plus exploitable (103,68 µg/mL ; R^2 = 0,9257). Les valeurs obtenues pour les deux infusions sont moins fiables en raison de leurs faibles valeurs de R^2. Pour les autres extraits, l'IC_{50} n'a pas été retenue en raison d'un ajustement linéaire insuffisant.

V.4.6. Interprétation des résultats

Les résultats obtenus par la méthode de réduction du radical DPPH sont présentés sous forme de pourcentages d'inhibition pour les différentes concentrations testées. L'extrait obtenu par infusion des tiges présente le pourcentage d'inhibition le plus élevé, avec 84,47 % à 25 µg/mL. Pour la décoction, le pourcentage d'inhibition le plus élevé est observé pour les feuilles, avec 73,86 % à 200 µg/mL.

En revanche, les extraits obtenus par macération présentent plusieurs valeurs négatives, particulièrement pour les tiges. Ces valeurs indiquent que l'absorbance de certains échantillons était supérieure à celle du contrôle, entraînant ainsi un pourcentage d'inhibition négatif selon la formule utilisée. Ces résultats peuvent être liés à des variations expérimentales et à certains facteurs techniques susceptibles d'influencer les mesures spectrophotométriques.

Ces résultats doivent donc être interprétés avec prudence. Les valeurs négatives obtenues ne permettent pas de conclure directement à une absence d'activité antioxydante des extraits concernés. Elles peuvent plutôt refléter une variabilité des conditions expérimentales et des mesures d'absorbance. Une répétition de l'analyse dans des conditions expérimentales optimisées permettrait de confirmer ces résultats.

La détermination de l'IC_{50} montre par ailleurs que la décoction des feuilles présente la valeur la plus exploitable, avec une IC_{50} estimée à 103,68 µg/mL et un R^2 de 0,9257. Les autres valeurs estimées doivent être interprétées avec prudence en raison de la faible qualité de l'ajustement linéaire. La différence observée entre les extraits pourrait également être liée à la méthode d'extraction et à la nature des composés bioactifs extraits. Des différences d'activité antioxydante peuvent en effet être observées selon la partie de la plante étudiée et le type de solvant ou de méthode d'extraction utilisé (**Azizi et al., 2015 ; Wasswa et al., 2012**).

Par ailleurs, les différences observées entre les extraits aqueux obtenus par infusion et par décoction peuvent être associées aux conditions thermiques appliquées lors de l'extraction. La température et la durée du traitement peuvent influencer la stabilité, la libération ou la

transformation de certains composés bioactifs et, par conséquent, modifier l'activité antioxydante mesurée. Les procédés thermiques peuvent ainsi entraîner des modifications de la composition des extraits végétaux et de leur capacité antioxydante (**Rahman et al., 2016**).

Les résultats obtenus montrent ainsi une variation de l'activité antioxydante selon la méthode d'extraction et la partie de la plante étudiée. Cette variabilité souligne l'importance des conditions d'extraction dans l'évaluation du potentiel antioxydant des extraits végétaux. Le choix du solvant ainsi que les conditions d'extraction peuvent notamment influencer la quantité et la nature des composés bioactifs extraits et, par conséquent, l'activité antioxydante observée (**Azizi et al., 2015 ; Wasswa et al., 2012**). Les résultats obtenus dans notre étude sont ainsi à considérer en tenant compte des différentes conditions d'extraction utilisées.

Discussion générale

Le rendement d'extraction de la partie aérienne de *Portulaca oleracea* L. est un paramètre crucial pour évaluer la quantité de substances bioactives que l'on peut obtenir à partir de la partie aérienne qui comprend les tiges et les feuilles cette plante et qui ont particulièrement riches en composés phytochimiques ayant des propriétés bénéfiques pour la santé. Les résultats indiquent que le rendement de l'extraction est influencé par la technique employée et la partie de la plante utilisée. En ce qui concerne les tiges, la macération a donné un rendement plus important (12,1 %), suivie par l'infusion (10 %), tandis que la décoction a montré le rendement faible de (5 %). Cette réduction pourrait être attribuée à la dégradation de certains composés sous l'influence de la chaleur prolongée lors de la décoction. ***(Liu et al., 2015).*** La décoction a donné le rendement le plus élevé pour les feuilles (environ 23 %), tandis que l'infusion et la macération ont présenté des rendements relativement proches, d'environ 10,5 % et 11,5 %, respectivement. Cette observation suggère que la chaleur favorise la rupture des structures cellulaires végétales et facilite la libération des composés solubles, améliorant ainsi leur extraction ***(Azwanida, 2015).*** L'examen comparatif des deux organes végétaux montre également que les feuilles présentent généralement des rendements d'extraction supérieurs à ceux des tiges, en particulier lors de l'infusion. Cette différence pourrait s'expliquer par une teneur plus élevée en métabolites extractibles dans les feuilles ainsi que par une meilleure accessibilité de ces composés au solvant d'extraction ***(Sultana et al., 2009).*** Les essais réalisés dans le cadre de cette étude montrent que la décoction constitue la méthode d'extraction la plus efficace pour les feuilles, tandis que la macération semble mieux adaptée aux tiges. Ces résultats confirment que le choix de la technique d'extraction influence significativement le rendement et la nature des composés bioactifs obtenus ***(Azwanida, 2015 ; Sultana et al., 2009).***

Les résultats du criblage phytochimique de *Portulaca oleracea* L. mettent en évidence une composition variable en métabolites secondaires ; d'où on remarque une forte présence de tanins dans l'extrait macérât des feuilles, ils sont moyennement présents dans l'extrait infusé et faiblement trouvés dans l'extrait décocté, la présence moyenne de tanins pourrait être due à la méthode d'extraction, qui permet un transfert moins efficace des composés phénoliques par rapport à la macération. Cela souligne l'importance du choix de la méthode d'extraction pour maximiser la récupération des métabolites d'intérêt selon ***(Sultana et al., 2009).*** L'extraction par décoction, qui a montré une faible concentration de tanins, pourrait être moins efficace pour extraire ces composés en raison de la température élevée qui peut dégrader certains métabolites sensibles ***(Bennett et al., 2004).*** Les quinones libres ont été nettement observés dans les extraits

obtenus par macération, surtout dans les tiges qui ont été fortement présents (+++), alors qu'elles étaient inexistantes ou peu présentes dans les autres d'extraits ; cela peut être attribué à l'instabilité de ces composés sous certaines conditions, la macération pourrait offrir un environnement favorable pour leur extraction, ce qui expliquerait leur forte concentration dans les extraits de tiges. En revanche, l'absence ou la faible présence de quinones dans les autres extraits, tels que ceux obtenus par infusion ou décoction, pourrait être attribuée à la nature des méthodes d'extraction. L'infusion, qui implique une immersion rapide dans de l'eau chaude, peut ne pas être suffisamment longue pour libérer ces composés, tandis que la décoction, qui utilise une ébullition prolongée, peut dégrader les quinones sensibles à la chaleur ***(Bennett et al., 2004).*** Quant aux flavonoïdes, on note une présence importante de flavonoïdes aussi bien dans les feuilles obtenues par décoction (+++), que dans les tiges obtenues par macération (+++). L'intérêt de ces métabolites réside dans leurs propriétés antioxydantes, anti-inflammatoires et protectrices selon (**Bhat et Pezzuto, 2020) ;** (**Rafique et Hussain, 2021)**; (**Pérez-Jiménez et Neveu, 2021).** Les sucres réducteurs ont été détectés dans tous les extraits étudiés. Ils sont particulièrement abondants dans les extraits obtenus par décoction et infusion (+++), alors que ceux issus de la macération en contiennent légèrement moins (++-). Cette variation pourrait s'expliquer par une meilleure solubilisation des sucres sous l'effet de la chaleur ***(Trease & Evans, 2002).*** Les tanins à leur tour, ont été observés dans les extraits obtenus par décoction et infusion, avec une présence moyenne lors de la décoction (++-), mais ils étaient absents dans les extraits obtenus par macération ***(Harborne, 1998).*** Concernant les phénols, ils n'ont été détectés que dans les extraits obtenus par macération avec une présence modérée à faible, ce qui suggère que cette technique est plus adaptée à leur extraction ou à leur conservation, selon (***Sultana et al., 2009).*** Concernant les glycosides flavonoïdes, ils ont été observés uniquement dans l'extrait de tige obtenu par macération avec une faible présence et n'ont pas été détectés dans les autres extraits, ceci a été démontré par **(Khan et al, 2021) ; (Trease et Evans, 2002).** Par ailleurs, les saponines, les alcaloïdes et les anthraquinones étaient absents ou présents à faibles concentrations inférieures à la limite de détection des méthodes utilisées, aucun de ces composés n'ayant été identifié dans les extraits étudiés, ces résultats concordent avec ceux d'**Evans *(2009).*** Ces résultats confirment que la méthode d'extraction influence fortement la nature et la quantité des métabolites secondaires obtenus ***(Sultana et al., 2009)***

L’analyse quantitative a révélé la présence de composés phénoliques dans l'extrait hydro-méthanolique obtenu par macération des tiges de *Portulaca oleracea* L. À partir de la courbe d'étalonnage de l'acide gallique, la concentration en composés phénoliques a été estimée à 20,81 µg/ml d'équivalent d'acide gallique. Les composés phénoliques sont largement reconnus pour leurs propriétés biologiques, notamment antioxydantes, anti-inflammatoires et potentiellement anticancéreuses. Leur activité antioxydante est principalement liée à leur capacité à neutraliser les radicaux libres et à limiter le stress oxydatif, contribuant ainsi à la prévention de nombreuses maladies chroniques ***(Bohm et al., 2017 ; Ravindran et al., 2014).***

Le dosage des flavonoïdes totaux par la méthode au chlorure d’aluminium a permis de mettre en évidence la présence de ces composés dans l’extrait de décoction des feuilles de *Portulaca oleracea* L. Cette méthode repose sur la formation d’un complexe entre les ions aluminium et certains groupements hydroxyles des flavonoïdes, entraînant une coloration jaune dont l’intensité est proportionnelle à leur concentration ***(Chang et al., 2002).*** Les flavonoïdes constituent une importante classe de métabolites secondaires reconnus pour leurs propriétés antioxydantes, anti-inflammatoires et leur capacité à neutraliser les radicaux libres. Leur présence dans l’extrait de décoction des feuilles de *Portulaca oleracea* L. pourrait ainsi contribuer, en synergie avec les autres composés phénoliques, à l'activité antioxydante rapportée pour cette espèce végétale ***(Panche et al., 2016 ; Kumar et Goel, 2019).*** La teneur en tanins condensés de l'extrait obtenu par macération des feuilles de *Portulaca oleracea* L. a été déterminée par la méthode colorimétrique à la vanilline, en utilisant la catéchine comme composé de référence. Les résultats sont exprimés en équivalents de catéchine (EC) ***(Julkunen-Tiitto, 1985 ; Li et al., 2023).*** Le dosage des tanins condensés par la méthode à la vanilline a confirmé la présence de ces composés dans l'extrait de macération des feuilles de *Portulaca oleracea* L. Cette méthode repose sur la formation d'un complexe coloré entre la vanilline et les tanins condensés en milieu acide, dont l'intensité est proportionnelle à leur concentration ***(Julkunen-Tiitto, 1985 ; Li et al., 2023).*** Les tanins condensés sont des composés phénoliques reconnus pour leurs propriétés antioxydantes, grâce à leur capacité à neutraliser les radicaux libres et à limiter le stress oxydatif. Leur présence dans les feuilles de *Portulaca oleracea* L. pourrait ainsi contribuer aux activités biologiques et au potentiel antioxydant rapportés pour cette espèce ***(Santos-Buelga & Scalbert, 2000 ; Li et al., 2023).***

Enfin, ces résultats sont en accord avec ceux du criblage phytochimique qualitatif, qui avait révélé une forte présence de tanins dans les feuilles, confirmant ainsi le potentiel de *Portulaca oleracea* L. comme source naturelle de composés bioactifs.

Concernant l'activité antioxidante, il ressort que les extraits obtenus par infusion et par décoction ont présenté des pourcentages d'inhibition positifs relativement élevés. Cette observation est cohérente avec la littérature montrant que les solvants aqueux et les matrices chaudes favorisent l'extraction de composants hydrosolubles et thermosensibles ayant des activités antioxydantes significatives. Par exemple, des études ayant évalué l'activité antioxydante des infusions et décoctions de *Portulaca oleracea* L. et d'autres plantes médicinales ont rapporté des valeurs d'inhibition positives et souvent élevées ***(Azizi et al., 2015).*** Ces résultats soutiennent l'idée que l'infusion et la décoction privilégient la libération de polyphénols, flavonoïdes et vitamines hydrosolubles.

L'extrait infusé des tiges a montré le pourcentage d'inhibition le plus élevé (84,47 % à 25 µg/ml), tandis que l'extrait décocté des feuilles a marqué le taux le plus élevé qui est de 73,86 % à 200 µg/ml. Des travaux antérieurs ont rapporté que les extraits à faible concentration (portant sur des solvants aqueux) peuvent afficher des pics d'activité atypiques en fonction du matériel végétal et des paramètres d'extraction ***(Wasswa et al., 2012; Rahman et al., 2016).*** De plus, la différence observée entre infusion puis décoction et leur efficacité relative renforce l'importance des paramètres d'extraction sur la quantification de l'activité antioxydante.

En revanche, les extraits obtenus par macération, en particulier ceux issus des tiges, ont présenté plusieurs valeurs négatives de pourcentage d'inhibition. Des valeurs négatives dans les tests antioxydants peuvent refléter des interférences analytiques, des réactions non spécifiques, ou des effets pro-oxydants sous certaines conditions expérimentales ***(Gao et al., 2006; Chen et al., 2018).*** Cela souligne que le choix du mode d'extraction peut influencer non seulement l'abondance des antioxydants mais aussi la reproductibilité et l'interprétation des résultats, notamment lorsque les extraits contiennent des composés susceptibles d'interférer avec le dosage.

De manière générale, les extraits aqueux, notamment ceux obtenus par infusion et décoction, ont présenté une meilleure activité antioxydante que les extraits issus de la macération. Cette tendance est fréquemment rapportée lorsque les communautés de polyphénols hydrosolubles et de nutriments sensibles à la chaleur sont prédominantes dans les matrices étudiées ***(Kim et al.,***

2011; Li et al., 2014). L'utilisation de solvants aqueux peut favoriser des profils de composés plus actifs dans les essais in vitro d'activité antioxydante, bien que cela dépende fortement du matériel végétal et de la durée de l'infusion ou de la décoction.

Les feuilles ont également montré, dans plusieurs cas, une activité antioxydante supérieure à celle des tiges. Cette différence de réponse entre organes végétaux est courante, car les feuilles accumulent souvent une plus grande diversité de métabolites phénoliques et de composés antioxydants, notamment certains flavonoïdes et tannins, que les tiges (Zuo et al., 2010; Ndou et al., 2016). Des travaux antérieurs sur des plantes similaires ont démontré que les feuilles présentent généralement une activité antioxydante plus élevée que les tiges en raison de leur plus grande richesse en polyphénols et en vitamines.

Les résultats obtenus par le test du radical DPPH montrent que les extraits de *Portulaca oleracea* L. possèdent une activité antioxydante, dont l'intensité varie selon la méthode d'extraction et l'organe végétal utilisé. Les extraits obtenus par infusion et par décoction ont présenté les pourcentages d'inhibition les plus élevés, ce qui suggère que les composés antioxydants hydrosolubles sont efficacement extraits par ces procédés.

Ces résultats peuvent être attribués à la présence de composés phénoliques, de flavonoïdes et de tanins condensés, dont les propriétés antioxydantes sont largement décrites dans la littérature. Ces composés sont capables de neutraliser les radicaux libres par donation d'un électron ou d'un atome d'hydrogène, limitant ainsi les phénomènes de stress oxydatif ***(Panche et al., 2016 ; Li et al., 2023).***

Les valeurs négatives observées pour certains extraits de macération pourraient être dues à des interférences analytiques, notamment une forte coloration des extraits ou une absorbance supérieure à celle du témoin, ce qui peut affecter le calcul du pourcentage d'inhibition. Une optimisation des conditions expérimentales permettrait d'améliorer la précision de ces mesures.

Dans l'ensemble, les résultats obtenus mettent en évidence le potentiel antioxydant de *Portulaca oleracea* L., particulièrement pour les extraits aqueux obtenus par infusion et décoction. Ces observations confirment le potentiel de cette espèce comme source naturelle de composés bioactifs à intérêt pharmacologique et nutritionnel.

Conclusion

Conclusion

Ce présent travail a pour objectif d'étudier la composition phytochimique et l'activité anti-oxydante de différents extraits de *Portulaca oleracea* L., préparés à partir des feuilles et des tiges par infusion, décoction et macération.

Les résultats d'extraction montrent que la décoction des feuilles a donné le meilleur rendement, tandis que la macération s'avère plus efficace pour les tiges. Ces variations soulignent l'impact des conditions d'extraction sur la récupération des composés bioactifs.

L'analyse phytochimique a révélé la présence de plusieurs classes de métabolites secondaires dont les tanins, les flavonoïdes, les composés phénoliques, les quinones et les sucres réducteurs. En revanche, aucun des saponines, alcaloïdes ou anthraquinones n'a été détectée dans les extraits.

L'analyse quantitative a révélé une concentration significative de polyphénols et de flavonoïdes dans certains extraits, ces substances étant reconnues pour leur rôle crucial dans les mécanismes de défense antioxydant. L'évaluation de l'activité antioxydante, réalisée par la méthode DPPH, a montré que les extraits aqueux, en particulier ceux issus de l'infusion et de la décoction, possèdent une forte capacité à neutraliser les radicaux libres.

Généralemnt, l'activité antioxydante des feuilles est supérieure à celle des tiges, ce qui est étroitement corrélé à la présence de composés phénoliques. Cette étude montre que *le Portulaca oleracea* L. est une source naturelle prometteuse avec un potentiel antioxydant significatif. Ces résultats soulignent l'importance de cette plante couramment utilisée dans le domaine nutritionnel et thérapeutique

En perspective

Afin d'explorer davantage d'autres activités de cette plante, notamment anti-inflammatoires, métaboliques, hypocholestérolémiante, antidiabétiques et anticancéreuses, *Portulaca oleracea* L. pourrait faire l'objet de futures études in vivo et in vitro vu sa richesse en composés bioactifs ouvrant ainsi la voie à de nouvelles recherches en biologie et en pharmacologie.

Références bibliographique

A

AINSWORTH, E. A., & GILLESPIE, K. M. (2007). Estimation of total phenolic content and other oxidation substrates in plant tissues using Folin–Ciocalteu reagent. *Nature Protocols*, 2(4), 875–877.

AMORATI, R., & VALGIMIGLI, L. (2021). Advantages and limitations of common testing methods for antioxidants. *Free Radical Research*, **55**(5), 633–649.

APAK, R., ÖZYÜREK, M., GÜÇLÜ, K., & ÇAPANOĞLU, E. (2021). Antioxidant activity/capability measurement. I. Classification, physicochemical principles, mechanisms, and electron transfer (ET)-based assays. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 69(9), 2827–2865.

ARUOMA, O. I. (2020). Free radicals, oxidative stress, and antioxidants in human health and disease. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 97, 1–15.

AZWANIDA, N. N. (2015). A review on the extraction methods use in medicinal plants, principle, strength and limitation. *Medicinal & Aromatic Plants*, 4(3), 196.

AZWANIDA, N. N. (2015). A review on the extraction methods use in medicinal plants, principle, strength and limitation. *Medicinal & Aromatic Plants*, 4(3), 196.

B

BACCOURI, O., & RAJHI, I. (2021). Les terpènes : structure, classification et activités biologiques. *Revue des BioRessources*, 11(2), 45–59.

BECKER, B. (2013). The contribution of wild plants to human nutrition and health. *Journal of Ethnobiology*, 33(1), 1–15.

BENARIBA, N., DJOUDAD-KADJI, H., DJOUDAD-KADJI, A., & MEDDAH, B. (2013). Phytochemical screening and antioxidant activity of Portulaca oleracea L. *Asian Pacific Journal of Tropical Disease*, 3(5), 367–369.

BENNETT, R. N., MELLON, F. A., FOIDL, N., PRATT, J. H., DUPONT, M. S., PERKINS, L., & KROON, P. A. (2003). Profiling glucosinolates and phenolics in vegetative

and reproductive tissues of Moringa oleifera L. and Moringa stenopetala L. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51(12), 3546–3553.

BENZIE, I. F. F., & STRAIN, J. J. (1996). *The Ferric Reducing Ability of Plasma (FRAP) as a measure of antioxidant power. Analytical Biochemistry, 239(1), 70–76.*

BELARBI, M., & DJEZIRI, F. (2020). *Les plantes médicinales en Algérie : diversité, usages traditionnels et perspectives thérapeutiques. Revue Phytothérapie, 18, 123–134.*

BERRAHAL, I., & BELALAM, H. (2022). *Étude phytochimique et activité antioxydante des extraits de plantes médicinales. Mémoire de Master, Université de Jijel, Algérie.*

Bhat R. et Pezzuto J. M. (2020). "Flavonoids: A Review of Their Antioxidant and Anti-Inflammatory Properties." *Journal of Nutritional Biochemistry*, 78, 108326.

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.*

BOHM, V., PUSPITASARI-NIENABER, N. L., FERRUZZI, M. G., & SCHWARTZ, S. J. (2017). *Antioxidant activity of phenolic compounds: A review. Food Chemistry, 230, 77–86.*

BRIGELIUS-FLOHÉ, R., & MAIORINO, M. (2013). *Glutathione peroxidases. Biochimica et Biophysica Acta, 1830(5), 3289–3303.*

BRUNETON, J. (2009). *Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales (4e éd.). Paris : Tec & Doc – Lavoisier.*

C

CHELIKANI, P., FAITA, L., & LOEWEN, P. C. (2004). *Diversity of structures and properties among catalases. Cellular and Molecular Life Sciences, 61, 192–208.*

CHANG, C., YANG, M. H., WEN, H. M., & CHERN, J. C. (2002). *Estimation of total flavonoid content in propolis by two complementary colorimetric methods. Journal of Food and Drug Analysis, 10(3), 178–182.*

D

DAHOU, A., BENKIKI, N., & BOUTERFAS, K. (2003). *Contribution à l'étude phytochimique de Portulaca oleracea L. en Algérie. Revue des Régions Arides, 16, 75–82.*

DEPONTE, M. (2013). *Glutathione catalysis and the reaction mechanisms of glutathione-dependent enzymes. Biochimica et Biophysica Acta, 1830(5), 3217–3266.*

DJERIDANE, A., YOUSFI, M., NADJEMI, B., BOUTASSOUNA, D., STOCKER, P., & VIDAL, N. (2006). *Antioxidant activity of some Algerian medicinal plant extracts containing phenolic compounds. Food Chemistry, 97(4), 654–660.*

DRUMMOND, E. M., HARPER, J. L., & MURPHY, A. (2021). *Terpenes and human health: A review. Nutrients, 13, 3356.*

DEPONTE, M. (2013). *Glutathione catalysis and the reaction mechanisms of glutathione-dependent enzymes. Biochimica et Biophysica Acta (BBA) – General Subjects, 1830(5), 3217–3266.*

DJERIDANE, A., YOUSFI, M., NADJEMI, B., BOUTASSOUNA, D., STOCKER, P., & VIDAL, N. (2006). *Antioxidant activity of some Algerian medicinal plant extracts containing phenolic compounds. Food Chemistry, 97(4), 654–660.*

DRUMMOND, E. M., HARPER, J. L., & MURPHY, A. (2021). *Terpenes and human health: A review. Nutrients, 13, 3356.*

E

EDGAR181. (2007). *Structure chimique du β-caryophyllène. Wikimedia Commons.*

EDGAR181. (2009). *Structure chimique de l'acide oléanolique. Wikimedia Commons.*

EKOR, M. (2020). *The growing use of herbal medicines: Issues relating to adverse reactions and challenges in monitoring safety. Frontiers in Pharmacology, 11, 1–10.*

EVANS, W. C. (2009). *Trease and Evans Pharmacognosy (16th ed.). Saunders Elsevier.*

F

FRAGA-CORRAL, M., GARCÍA-OLIVEIRA, P., PEREIRA, A. G., PRIETO, M. A., SANMARTÍN, C., CAROCHO, M., BARROS, L., FERREIRA, I. C. F. R., & SIMAL-GANDARA, J. (2020). *Technological application of tannin-based extracts. Molecules, 25, 614.*

G

GARDENIA. (2023). *Portulaca oleracea (Common Purslane). Gardenia.net.*

GHEDADBA, N., HAMBABA, L., ABERKANE, M. C., OUELD-MOKHTAR, S. M., & FERCHA, N. (2015). *Évaluation de l'activité antioxydante et dosage des composés phénoliques et flavonoïdes de Marrubium deserti de l'Ouest algérien. Phytothérapie, 13, 118–129.*

GHORANI, V., RAZAVI, B. M., & HOSSEINZADEH, H. (2023). *Portulaca oleracea: Phytochemistry, pharmacological properties and therapeutic potential. Journal of Ethnopharmacology, 318, 116905.*

GERTSCH, J., LEONTI, M., RADUNER, S., RACZ, I., CHEN, J. Z., XIE, X. Q., ALTMANN, K. H., KARSAK, M., & ZIMMERMANN, K. (2008). *Beta-caryophyllene is a dietary cannabinoid. Proceedings of the National Academy of Sciences, 105(26), 9099–9104.*

H

HADDOUCHI, F., CHAOUCH, F. S., ZAIR, T., KSIKSI, T., CHEMSEDDINE, L., & BENMANSOUR, A. (2016). *Ethnobotanical study of medicinal plants used in the region of Tlemcen (Algeria). Journal of Medicinal Plants Studies, 4, 263–268.*

HALLIWELL, B., & GUTTERIDGE, J. M. C. (2015). *Free Radicals in Biology and Medicine (5th ed.). Oxford University Press.*

HARBORNE, J. B. (1998). *Phytochemical Methods: A Guide to Modern Techniques of Plant Analysis (3rd ed.). Chapman & Hall, London.*

HEBI, M., & EDDOUKS, M. (2016). *Extraction des composés phénoliques des plantes médicinales : influence des solvants. Phytothérapie, 14, 151–158.*

HEINRICH, M., BARNES, J., GIBBONS, S., & WILLIAMSON, E. M. (2020). *Fundamentals of Pharmacognosy and Phytotherapy (3rd ed.). Elsevier.*

HOLMGREN, A., & LU, J. (2010). *Thioredoxin and thioredoxin reductase: Current research. Biochemical and Biophysical Research Communications, 396, 120–124.*

HUSSAIN, T., TAN, B., YIN, Y., BLACHIER, F., TOSSOU, M. C. B., & RAHU, N. (2021). *Oxidative stress and inflammation: What polyphenols can do for us? Oxidative Medicine and Cellular Longevity, Article ID 743279.*

I

IQBAL HUSSAIN, A., ANWAR, F., SHERAZI, S. T. H., & PRZYBYLSKI, R. (2011). *Chemical composition, antioxidant and antimicrobial activities of basil essential oils. Food Chemistry, 125, 1102–1108*

J

JULKUNEN-TIITTO, R. (1985). *Phenolic constituents in the leaves of northern willows: Methods for the analysis of certain phenolics. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 33(2), 213–217.*

K

KARUMI, Y., ONAOLAPO, J. A., & OGUNDIPE, S. O. (2004). *Identification of active principles of Moringa oleifera. Journal of Medicinal Sciences, 4, 179–182.*

KASSAMA, I., & AMIRA, S. (2024). *Dosage des polyphénols et flavonoïdes : étude de leur activité antioxydante, antifongique et anti-inflammatoire dans les extraits de plantes et les huiles essentielles d'Algérie. Mémoire de Master, Université Frères Mentouri Constantine 1, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Département de Biochimie et Biologie Cellulaire et Moléculaire, Constantine, Algérie.*

KEDARE, S. B., & SINGH, R. P. (2011). *Genesis and development of DPPH method of antioxidant assay. Journal of Food Science and Technology, 48(4), 412–422.*

KHAN, M. A., KHAN, T., NIAZI, M. B. K., AHMAD, Z., & IMRAN, M. (2020). *Medicinal plants and their bioactive compounds: Therapeutic potential. Biomedicine & Pharmacotherapy, 130, 110627.*

Khan M. I., Anwar M. A. Ullah, F.et Rahman M. U. (2021). Thermal Degradation of Flavonoids: A Comprehensive Review. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 61(17), 2923-2936.

KUMAR, S., & GOEL, N. (2019). *Phenolic acids: Natural versatile molecules with promising therapeutic applications. Biotechnology Reports, 24, e00370.*

L

LI, X., ZHANG, Y., WANG, L., LIU, H., CHEN, Y., & ZHAO, J. (2023). *Determination of condensed tannins by the vanillin assay and evaluation of antioxidant activity in plant extracts. Molecules, 28, 2145.*

LIU, W., YIN, D., LI, N., HOU, X., WANG, D., LI, D., & LIU, J. (2015). *Influence of extraction methods on the chemical composition and antioxidant activity of plant extracts. Industrial Crops and Products, 74, 325–333.*

LOBO, V., PATIL, A., PHATAK, A., & CHANDRA, N. (2010). *Free radicals, antioxidants and functional foods: Impact on human health. Pharmacognosy Reviews, 4(8), 118–126.*

LI, X., ZHANG, Y., WANG, L., LIU, H., CHEN, Y., & ZHAO, J. (2023). *Determination of condensed tannins by the vanillin assay and evaluation of antioxidant activity in plant extracts. Molecules, 28, 2145.*

LI, S., CHEN, G., ZHANG, C., WU, M., WU, S., & LIU, Q. (2021). *Research progress of natural antioxidants in foods. Foods, 10(7), 1548.*

LIU, W., YIN, D., LI, N., HOU, X., WANG, D., LI, D., & LIU, J. (2015). *Influence of extraction methods on the chemical composition and antioxidant activity of plant extracts. Industrial Crops and Products, 74, 325–333.*

LOBO, V., PATIL, A., PHATAK, A., & CHANDRA, N. (2010). *Free radicals, antioxidants and functional foods: Impact on human health. Pharmacognosy Reviews, 4(8), 118–126.*

M

MERCK. (s.d.). *Vanillin reagent. Merck KGaA, Darmstadt, Germany.*

MSINJILI, H. M., MSHANA, R. E., & MATEMU, A. O. (2020). *Antioxidant activity and phenolic content of selected medicinal plants. Journal of Medicinal Plants Research, 14(6), 120–126.*

N

NAJJAA, H., ARFA, A. B., NEFFATI, M., HAMMAMI, M., & MATHE, A. (2011). *Antimicrobial and antioxidant activities of essential oils and extracts of medicinal plants. Industrial Crops and Products, 33, 513–518.*

O

OWEN, P. L., & JOHNS, T. (1999). *Xanthine oxidase inhibitory activity of northeastern North American plant remedies used for gout. Journal of Ethnopharmacology, 64, 149–160.*

P

PANCHE, A. N., DIWAN, A. D., & CHANDRA, S. R. (2016). *Flavonoids: An overview. Journal of Nutritional Science, 5, e47.*

PANCRAT. (2008). *Classification et propriétés des caroténoïdes. Document pédagogique.*

Pérez-Jiménez J. et Neveu V. (2021). "Flavonoids and Their Health Benefits: A Review of the Latest Evidence." *Molecules*, 26(11), 3387.

PISOSCHI, A. M., & POP, A. (2015). *The role of antioxidants in the chemistry of oxidative stress: A review. European Journal of Medicinal Chemistry, 97, 55–74.*

POPOVICI, C., SAYKILI, M., & FOTEA, L. (2009). *Evaluation de l'activité antioxydante par la méthode DPPH. Analele Universităţii du Oradea, Fascicula Biologie, 16, 25–29.*

PUBCHEM. (2026). *PubChem Compound Database. National Center for Biotechnology Information (NCBI).*

R

Rafique A. et Hussain G. (2021). "Flavonoids as Natural Antioxidants: A Review on Their Health Benefits and Mechanisms of Action." *Molecules*, 26(2), 469.

Rafique A. et Hussain G. (2021). "Flavonoids as Natural Antioxidants: A Review on Their Health Benefits and Mechanisms of Action." *Molecules*, 26(2), 469.

RAVINDRAN, J., PRASAD, S., & AGGARWAL, B. B. (2014). *Bioactive compounds in Portulaca oleracea and their potential health benefits. Critical Reviews in Food Science and Nutrition, 54(11), 1549–1561.*

RAVINDRAN, J., PRASAD, S., & AGGARWAL, B. B. (2014). *Bioactive compounds in Portulaca oleracea and their potential health benefits. Critical Reviews in Food Science and Nutrition, 54(11), 1549–1561.*

S

SALMINEN, J. P. (2018). *Proanthocyanidins and tannins: Chemistry and biological properties. Natural Product Reports, 35, 1020–1036.*

SANTOS-BUELGA, C., & SCALBERT, A. (2000). *Proanthocyanidins and tannin-like compounds: Nature, occurrence, dietary intake and effects on nutrition and health. Journal of the Science of Food and Agriculture, 80, 1094–1117.*

SHAHIDI, F., & AMBIGAIPALAN, P. (2015). *Phenolics and polyphenolics in foods, beverages and spices: Antioxidant activity and health effects. Journal of Functional Foods, 18, 820–897.*

SHAHIDI, F., & YEO, J. D. (2016). *Insoluble-bound phenolics in food. Molecules, 21(9), 1216.*

SHARMA, A., KUMAR, V., SINGH, R., & KUMAR, P. (2021). *Natural antioxidants and their therapeutic applications. Biomedicine & Pharmacotherapy, 142, 112021.*

SIES, H. (2020). *Oxidative stress: Concept and some practical aspects. Antioxidants, 9, 852.*

SIES, H. (2021). *Oxidative stress: Eustress and distress. Nature Reviews Molecular Cell Biology, 22, 251–252.*

SULTANA, B., ANWAR, F., & ASHRAF, M. (2009). *Effect of extraction solvent/technique on the antioxidant activity of selected medicinal plant extracts. Molecules, 14, 2167–2180.*

T

THAWABTEH, A., JUMA, S., BADER, M., KARIM, S., SAROJINI, V., SCRIVENS, J. H., & EL-OMARI, A. (2021). *The biological activity of triterpenes and their derivatives. Molecules, 26, 5049.*

TREASE, G. E., & EVANS, W. C. (2002). *Trease and Evans Pharmacognosy (15th ed.). London: Saunders.*

TROPICOS – MISSOURI BOTANICAL GARDEN. (2026). *Portulaca oleracea L. Missouri Botanical Garden.*

V

VACCINATIONIST. (2016). *Caffeine structure.svg*. Wikimedia Commons.

VALKO, M., LEIBFRITZ, D., MONCOL, J., CRONIN, M. T. D., MAZUR, M., & TELSER, J. (2007). *Free radicals and antioxidants in normal physiological functions and human disease. The International Journal of Biochemistry & Cell Biology, 39, 44–84.*

W

Wasswa, J., et al. (2012). Solvent effects on extraction of phenolics and antioxidant activity from plant tissues. *Food Chemistry*, 132(3), 1520-1526.

WORLD HEALTH ORGANIZATION. (2020). *WHO Global Report on Traditional and Complementary Medicine 2019. Geneva: World Health Organization.*

WONG, C. C., LI, H. B., CHENG, K. W., & CHEN, F. (2006). *A systematic survey of antioxidant activity of 30 Chinese medicinal plants using the Folin–Ciocalteu method and other antioxidant assays. Food Chemistry, 97, 705–711.*

Z

ZELKO, I. N., MARIANI, T. J., & FOLZ, R. J. (2004). *Superoxide dismutase multigene family: A comparison of the CuZn-SOD (SOD1), Mn-SOD (SOD2), and EC-SOD (SOD3) gene structures, evolution, and expression. Free Radical Biology and Medicine, 33, 337–349.*