

République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
جامعة أبو بكر بلقايد – تلمسان
Université ABOUBEKR BELKAID – TLEMCEN
كلية علوم الطبيعة والحياة، وعلوم الأرض والكون
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, et Sciences de la Terre et de
l'Univers
Département d'Agronomie



MÉMOIRE

Présenté par

Salah fatima-zohra

En vue de l'obtention du

Diplôme de MASTER

En Nutrition et pathologies

Thème

Étude comparative de l'efficacité des procédés d'extraction sur les propriétés phytochimiques et antioxydantes des extraits de *Carthamus caeruleus L.*

Soutenu le 22/06/2026, devant le jury composé de :

Présidente : Mme MADJDOUB Houria	MCA	Université de Tlemcen
Encadrant : Mme BOUCHERIF Amina	MCB	Université de Tlemcen
Examinatrice : Mme ADIDA Houria	MCA	Université de Tlemcen

Année universitaire 2025/2026

Remerciements

Avant tout, je remercie « Allah », le Tout-Puissant, de m'avoir accordé la santé, la force, la patience et la persévérance nécessaires pour mener à bien ce modeste travail. Louange à Lui pour m'avoir guidés tout au long de mon parcours et permis d'atteindre cette étape importante.

J'exprime ma profonde gratitude et mes sincères remerciements à ma promotrice, **Dr BOUCHERIF Amina**, Maître de conférences classe B au département de Biologie de l'Université Abou Bekr Belkaïd de Tlemcen, pour avoir proposé et encadré ce travail. Je lui suis particulièrement reconnaissants pour sa rigueur scientifique, sa disponibilité, ses précieux conseils, son soutien constant ainsi que sa bienveillance tout au long de la réalisation de ce mémoire. Ce fut un véritable honneur et un grand plaisir de travailler sous sa direction.

J'adresse également mes respectueux remerciements à **Dr MDJDOUB Houria**, Maître de conférences de classe A au département de Biologie, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Sciences de la Terre et de l'Univers, Université Abou Bekr Belkaïd de Tlemcen, pour l'honneur qu'elle me fait en acceptant de présider le jury de ce mémoire.

Mes sincères remerciements s'adressent également à **Dr ADIDA Houria**, Maîtres de conférences classe A au département de Biologie, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Sciences de la Terre et de l'Univers, Université Abou Bekr Belkaïd de Tlemcen, pour l'honneur qu'elle nous fait en acceptant d'examiner ce travail.

Je tiens aussi à remercier chaleureusement l'ensemble de l'équipe du laboratoire de recherche « **Catalyse & Synthèse en Chimie Organique** » pour son accueil, son aide, sa disponibilité et les conditions de travail qu'elle nous a offertes durant la réalisation de cette étude.

Enfin, j'adresse mes plus sincères remerciements à ma famille, à mes proches ainsi qu'à toutes les personnes qui ont contribué, de près ou de loin, à l'aboutissement de ce travail.

À tous, j'exprime ma profonde reconnaissance et ma gratitude.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail et ma profonde gratitude à tous ceux qui se sont sacrifiés pour m'offrir les conditions propices à ma réussite.

A mes très chers parents

Pilier de ma vie, qui a toujours été ma source de force et de motivation. Merci pour vos sacrifices, votre amour inconditionnel et vos prières qui m'ont accompagné tout au long de ma vie

A mes sœurs adorées « Chaimaâ, Meriem, Hafssa »

Merci d'être toujours là pour moi, dans les bons comme dans les mauvais moments. Vous êtes mon plus beau soutien, Je vous aime du fond du cœur.

A mes amis bien-aimés « kawther, sarra, Chaimaâ, hadjer »

Qui ont partagé avec moi ces années universitaires. Merci pour votre aide, votre écoute et tous les bons moments passés ensemble.

A tout ma famille Salah et Belkadi

Résumé

L'exploration des ressources phytochimiques demeure un pilier fondamental de la recherche scientifique actuelle, cherchant à valoriser les métabolites secondaires pour des applications thérapeutiques. Le *Carthamus caeruleus*, une plante vivace de la famille des Astéracées est reconnue pour ses rhizomes qui ont des propriétés thérapeutiques.

Ce travail s'intéresse à la comparaison des méthodes d'extraction, l'étude phytochimiques et le dosage des composés phénoliques, l'évaluation de l'activité antioxydante *in vitro* par le test de piégeage du radical libre DPPH, et le test de capacité antioxydante totale CAT des extraits aqueux, méthanolique et hydroéthanolique 10 %, hydroéthanolique 30 % préparé par : macération et décoction et UAE et MAE.

Les résultats de criblage phytochimique de l'extrait aqueux préparé par MAE ont révélé la présence des tannins, des quinones libres, des terpénoïdes et des saponines et l'absence des flavonoïdes.

Les dosages de composés phénoliques ont montré la présence des flavonoïdes et des polyphénols dans tous les extraits étudiés. La teneur la plus élevée en polyphénols totaux et flavonoïdes a été enregistrée pour l'extrait méthanolique préparé par MAE de l'ordre de $89,27 \pm 6,35$ µg EAG/mg ES et $43,50 \pm 2,02$ µg EC/mg ES respectivement.

L'extrait méthanolique préparé par MAE a enregistré la meilleure capacité de piégeage du radical libre DPPH, une valeur d'IC₅₀ de l'ordre de 154 µg/ml. Cette activité est supérieure à celle de standard, l'acide ascorbique qui a noté une IC₅₀ de l'ordre de 157 µg/ml. De même. L'extrait hydroéthanol 10 % préparé par UAE a montré une capacité antioxydante totale CAT avec une valeur de l'ordre de $6,71 \pm 0,50$ mg EAA/g.

La méthode la plus efficace pour l'extraction des composés phénoliques est l'extraction assistée par micro-ondes (MAE) et le solvant méthanol est le meilleur pour la solubilisation des composés phénoliques.

Mots-clés : *Carthamus caeruleus*, méthodes d'extraction, criblage phytochimique, composés phénoliques, activité antioxydante, DPPH, CAT.

المخلص

يُعد استكشاف الموارد الكيميائية النباتية ركيزة أساسية في البحث العلمي الراهن، حيث يسعى إلى تثمين المستقلبات الثانوية للتطبيقات العلاجية. يُعرف نبات *Carthamus caeruleus*، وهو نبات معمر من فصيلة النجمية (Asteraceae)، بخصائص جذوره العلاجية.

تتناول هذه الدراسة مقارنة طرق الاستخلاص، والدراسة الكيميائية النباتية، وتقدير المركبات الفينولية، وتقييم النشاط المضاد للأكسدة *in vitro* باستخدام اختبار ارجاع الجذور الحرة DPPH، واختبار القدرة الكلية المضادة للأكسدة CAT للمستخلصات المائية، والميثانولية، والهيدروإيثانولية 10%، والهيدروإيثانولية 30%، المحضرة بطرق: النقع، والغلي، والاستخلاص بمساعدة الموجات فوق الصوتية (UAE)، والاستخلاص بمساعدة الموجات الدقيقة (MAE).

أظهرت نتائج الكشف الكيميائي النباتي للمستخلص المائي المحضر بطريقة MAE وجود العفص، والكينونات الحرة، والتيربينويدات، والصابونينات، مع غياب الفلافونويدات.

بيّنت عمليات تقدير المركبات الفينولية وجود البوليفينولات والفلافونويدات في جميع المستخلصات المدروسة. سُجلت أعلى نسبة من البوليفينولات الكلية والفلافونويدات في المستخلص الميثانولي المحضر بطريقة MAE، حيث بلغت قيمتها $89,26 \pm 6,35$ ميكروغرام مكافئ حمض الغاليك/ملغ من المستخلص الجاف و $43,50 \pm 2,2$ ميكروغرام مكافئ كاتشين/ملغ من المستخلص الجاف على التوالي.

حقق المستخلص الميثانولي المحضر بطريقة MAE أفضل قدرة على التقاط الجذور الحرة DPPH، بقيمة التركيز النصفية المثبط IC50 بلغت 154 ميكروغرام/مل. هذا النشاط يفوق المعيار المستخدم، حمض الأسكوربيك، الذي سجل قيمة IC50 بلغت 157 ميكروغرام/مل. وبالمثل، أظهر المستخلص الهيدروإيثانولي 10% المحضر بطريقة UAE قدرة مضادة للأكسدة كلية (CAT) بقيمة بلغ $6,71 \pm 0,5$ مليغرام مكافئ حمض الأسكوربيك/غرام.

نستنتج أن الطريقة الأكثر كفاءة لاستخلاص المركبات الفينولية هي الاستخلاص بمساعدة الموجات الدقيقة (MAE)، وأن الميثانول هو أفضل مذيب للمركبات الفينولية.

الكلمات المفتاحية: *Carthamus caeruleus*، طرق الاستخلاص، الكشف الكيميائي النباتي، المركبات الفينولية، النشاط المضاد للأكسدة، DPPH، CAT.

Abstract

The exploration of phytochemical resources remains a fundamental pillar of current scientific research, seeking to valorize secondary metabolites for therapeutic applications. *Carthamus caeruleus*, a perennial plant of the Asteraceae family, is recognized for its rhizomes, which possess therapeutic properties.

This work focuses on comparing extraction methods, conducting phytochemical studies, and quantifying phenolic compounds, as well as evaluating in vitro antioxidant activity using the DPPH radical scavenging assay and the Total Antioxidant Capacity (TAC) test. The study examines aqueous, methanolic, 10 % hydroethanolic, and 30 % hydroethanolic extracts prepared by maceration, decoction, ultrasound-assisted extraction (UAE), and microwave-assisted extraction (MAE).

Phytochemical screening results for the aqueous extract prepared by MAE revealed the presence of tannins, free quinones, terpenoids, and saponins, and the absence of flavonoids.

Quantification of phenolic compounds demonstrated the presence of flavonoids and polyphenols in all studied extracts. The highest content of total polyphenols and flavonoids was recorded for the methanolic extract prepared by MAE, at $89.27 \pm 6.35 \mu\text{g EAG/mg ES}$ and $43.50 \pm 2.02 \mu\text{g EC/mg ES}$, respectively.

The methanolic extract prepared by MAE exhibited the best DPPH radical scavenging capacity, with a value of $154 \mu\text{g/ml}$. This activity is superior to that of the standard, ascorbic acid, which recorded a value of $157 \mu\text{g/ml}$. Similarly, the 10 % hydroethanolic extract prepared by UAE showed a total antioxidant capacity (TAC) value of $6.71 \pm 0.50 \text{ mg EAA/g}$.

The most effective method for the extraction of phenolic compounds is microwave-assisted extraction (MAE), and methanol is the best solvent for the solubilization of phenolic compounds.

Keywords: *Carthamus caeruleus*, extraction methods, phytochemical screening, phenolic compounds, antioxidant activity, DPPH, TAC.

Table des matières

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction

Premier partie : Synthèse bibliographique

Chapitre 1 : présentation de la plante étudiée : *carthamus caeruleus*

1. Nom vernaculaire	3
2. Classification botanique	4
3. Description botanique	4
4. Répartition géographique	5
5. Utilisation thérapeutique	5
6. Compositions phytochimiques.....	5
7. Les Activités biologiques :.....	9
7.1 Activité antioxydante :	9
7.2 Activité antibactérienne :	9
7.3 Activité anti-inflammatoire :	10
7.4 Activité cicatrisante :	10
7.5 Activité de repousse des poils :	10

Chapitre 2: Methodes d'extractions

1. Méthodes traditionnelles et classiques	11
1.1 Macération.....	11
1.2 Infusion.....	11
1.3 Décoction (extraction sous reflux)	11
1.4 Extraction soxhlet.....	12
1.5 Percolation.....	12
2. Méthodes modernes et vertes.....	12
2.1 Extraction assistée par ultrasons (UAE).....	13
2.2 Extraction assistée par micro-onde (MAE).....	13

2.3	Extraction par fluide supercritique (SFE)	14
2.4	Extraction assistée par haute pression (HHPE).....	14
2.5	Extraction assistée par enzymes (EAE)	15

Chapitre 3 : stress oxydants et activité antioxydante

1.	Définition	16
2.	Les Radicaux libres	16
3.	Sources des radicaux libres.....	17
4.	Les antioxydants	18
4.1	Les antioxydants enzymatiques.....	18
4.2	Les antioxydants non enzymatiques.....	18
5.	Méthodes de recherche de l'activité antioxydante.....	19
5.1	Teste de DPPH (2,2-diphenyle-1-picrylhydrazyl)	19
5.2	Test de CAT (capacité d'antioxydant totale)	19
5.3	Test de FRAP (Ferric Reducing Antioxydant Power)	19
5.4	Test de 3-ethylbenzothiazoline-6-sulphonique (ABTS)	19
5.5	Test CUPRAC (Cupric ion reducing antioxydant capacity)	20

deuxieme partie :partie experimentale

chapitre 1 :Materiels et Methodes

1.	Matériel végétal.....	21
1.1	Récolte et préparation du matériel végétal.....	21
1.2.	Préparation des extraits	22
1.3	Calcul des rendements.....	23
2.	Tests phytochimiques	23
3.	Dosage des composés phénoliques.....	24
3.1	Dosage des polyphénols totaux	24
3.1.1	Principe.....	24
3.1.2	Mode opératoire	25
3.2	Dosage des flavonoïdes.....	25
3.2.1	Principe.....	25
3.2.2.	Mode opératoire	25
4.	Evaluation de l'activité antioxydante	26
4.1	Test de piégeage du radical libre DPPH.....	26

4.1.1 Principe.....	26
4.1.2 Mode opératoire	26
4.1.3 Expression des résultats	26
4.2 Teste de capacité d'antioxydant totale (TAC).....	27
4.2.1 Principe.....	27
4.2.2 Mode opératoire	27

Resultats et interpretation

1. Rendement d'extraction.....	28
2. Tests phytochimiques	29
3. Dosage des composés phénoliques	29
3.1. Dosage des polyphénols totaux	29
3.2 Dosage des flavonoïdes.....	31
4. Recherche de l'activité antioxydante	33
4.1 Piégeage du radical libre DPPH	33
4.2 Capacité d'antioxydant totale (CAT)	36

Discussion

Conclusion

Références bibliographiques

Liste des abréviations

CMI: Concentration minimale inhibitrice.

PDGFRA: platelet-derived Growth Factor Receptor Alpha.

TNF- α : Tumor Necrosis Factor Alpha.

VEGF-A: Vascular Endothelial Growth Factor A.

UAE : Extraction assistée par ultrasons

MAE : Extraction assistée par micro-onde.

SFE : Extraction par fluide supercritique.

HHPE : Extraction assistée par haute pression.

EAE : Extraction assistée par enzymes.

ERO : espèce réactive de l'oxygène.

ERN : espèce réactive de l'azote.

SOD : superoxyde dismutase.

GPx : glutathion peroxydase.

GSH : glutathion.

DPPH : 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl

CAT: Capacité d'antioxydant totale

FRAP: Ferric Reducing Antioxydant power.

ABTS: 3-éthylbenzothiazoline-6-sulfonique.

CUPRAC: cupric ion reducing antioxydant capacity.

IC50: la concentration inhibitrice de 50%.

Liste des figures

Figure 1 : Plante entière de <i>carthamus caeruleus</i> L.	3
Figure 2 : Structures chimiques des acides phénoliques.	6
Figure 3: Structures chimiques des deux flavonoïdes majeurs : l'orientin et de la luteolin.	6
Figure 4: Structures chimiques des tanins hydrolysable et tanins condensé.....	7
Figure 5: Structures chimiques des coumarines.....	8
Figure 6: Structure chimique de l'oxyde de carline.....	9
Figure 7: Les méthodes d'extraction traditionnelles.....	12
Figure 8: Extraction assistée par ultrason. G : Appareil d'ultrason, D : Mécanisme d'extraction.	13
Figure 9: Extraction assistée par micro-onde. G : Appareil micro-onde. D : Mécanisme d'extraction.	14
Figure 10: Stress oxydatif.	16
Figure 11: Les sources des radicaux libres.	17
Figure 12: La réaction impliquant le test DPPH	19
Figure 13: Schéma de la réaction entre le radical ABTS et l'antioxydant.....	20
Figure 14: Les Rhizomes secs de <i>Carthamus caeruleus</i>	21
Figure 15 : Schéma récapitulatif de la nomination des extraits.	23
Figure 16: Rendements des extraits de Rhizome du <i>Carthamus caeruleus</i>	28
Figure 17: La courbe d'étalonnage d'acide gallique pour le dosage des polyphénols totaux.	29
Figure 18: La teneur en polyphénols totaux ($\mu\text{g EAG/ mg MS}$), dans les différents extraits du rhizome du <i>Carthamus caeruleus</i>	30
Figure 19: Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des flavonoïdes.....	31
Figure 20: La teneur en flavonoïdes ($\mu\text{g EAG/ mg MS}$), dans les différents extraits de rhizome du <i>Carthamus caeruleus</i>	31
Figure 21: Courbe de pourcentage d'inhibition du DPPH en fonction de la concentration d'acide ascorbique.	33
Figure 22: Les courbes des pourcentages d'inhibition du DPPH en fonction de la concentration des extraits aqueux (EME, EDE, EUE et ECE).....	34
Figure 23: Les courbes des pourcentages d'inhibitions du DPPH en fonction de la concentration des extraits méthanolique (EMM, EDM, EUM et ECM).....	34
Figure 24: Les courbes des pourcentages d'inhibitions du DPPH en fonction de la concentration des extraits éthanolique (EMHE 10%, EDHE 10%, EUHE 10%, et ECHE 10 %).	35
Figure 25 : La concentration inhibitrice IC50 en fonction de concentration des extraits et l'acide ascorbique (mg/ml).	36
Figure 26 : Courbe d'étalonnage de l'acide ascorbique pour le dosage de la capacité d'antioxydante totale.....	36
Figure 27 : La capacité d'antioxydante totale des extraits de rhizome <i>Carthamus caeruleus</i>	37

Liste des tableaux

Tableau 1 : Différentes appellations de <i>Carthamus caeruleus</i>	3
Tableau 2: Rendements d'extraction de 16 extraits de Rhizome du <i>Carthamus caeruleus</i>	28
Tableau 3 : Résultats des tests phytochimiques de rhizomes du <i>Carthamus caeruleus</i>	29
Tableau 4 : Représente IC50 de l'acide ascorbique et les extraits aqueux, méthanolique et hydroethanolique 10%.	35
Tableau 5 : Représente les concentrations de capacité d'antioxydante totale des extraits.	37

Introduction

Depuis la préhistoire, l'être humain a toujours cherché dans son environnement (des plantes, animaux ou substances minérales) des remèdes pour soulager ses souffrances et traiter ses blessures **(Bousta & Ennabili, 2011)**. Aujourd'hui encore, la médecine traditionnelle suscite un intérêt croissant à travers le monde. Selon l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS), plus de 22 000 espèces de plantes sont utilisées par la médecine traditionnelle, dont seulement 3 000 ont fait l'objet d'évaluations scientifiques **(Lehmann, 2013)**.

Les végétaux ont occupé une place centrale dans les grandes civilisations anciennes (Grèce, Rome, Inde, Chine et le monde arabo-islamique) **(Bousta & Ennabili, 2011)**. L'Afrique dispose de l'un des systèmes de santé traditionnels les plus anciens et les plus diversifiés au monde **(Mothibe & Sibanda, 2019)**.

En Algérie, la médecine traditionnelle occupe encore une place importante dans le traitement de nombreuses pathologies. Parmi les espèces médicinales les plus utilisées, le *Carthamus caeruleus* L. de la famille des Astéracées, communément appelé « *Carthame bleu* » ou « *Mers gesse* », est une plante herbacée vivace largement répandue dans le bassin méditerranéen **(Bendou, 2025)**.

Ces rhizomes sont traditionnellement utilisés en décoctions ou en préparations d'usage externe (pommades, crèmes). Ils sont particulièrement privilégiés pour la cicatrisation des plaies et les brûlures, les affections cutanées, l'eczéma, ainsi que la repousse des cheveux **(Djafri et al., 2024)**.

Dans notre travail, nous sommes intéressés à la comparaison des différentes méthodes d'extraction et différents solvants et à l'évaluation de l'activité antioxydante du rhizome du *Carthamus caeruleus*, comprenant :

- ❖ L'extraction par différentes méthodes et différents solvants.
- ❖ Le criblage phytochimique de rhizome de *Carthamus caeruleus*.
- ❖ Le dosage des polyphénols totaux et flavonoïdes totaux.
- ❖ L'évaluation de l'activité antioxydante par méthode de piégeage du radical libre DPPH et la capacité d'antioxydante totale CAT.

Ce manuscrit est développé en deux parties :

La première partie est consacrée à une synthèse bibliographique et se compose de trois chapitres :

Le chapitre I : représente les généralités sur la plante étudiée *Carthamus caeruleus*.

Le chapitre II : base sur les méthodes d'extractions conventionnelles et vertes.

Le chapitre III : englobe le stress oxydant et les méthodes d'évaluation de l'activité antioxydante.

La deuxième partie est une partie expérimentale basée principalement sur l'extraction des différents extraits de rhizome du *Carthamus caeruleus*, les tests phytochimiques, le dosage des composés phénoliques, l'évaluation de l'activité antioxydante de ces extraits.

Dernièrement, une conclusion générale qui résume notre travail.

Synthèse bibliographique

Chapitre 1 :

Présentation de la plante étudiée

***Carthamus caeruleus* L.**

Le *Carthamus caeruleus* (synonyme : *Carduncellus caeruleus*) est une plante herbacée épineuse vivace de la famille des Astéracées (Fig. 1), originaire d’Afrique du Nord, d’Europe et d’Asie, elle est bien adaptée aux sols incultes. Elle est connue localement sous les noms de Mers ‘gousse, Kandjar, Gargaa. (Moussa et al., 2025; Ouda et al., 2021)

Ses rhizomes renferment de nombreux composés bioactifs (polyphénols, flavonoïdes, tanins et huiles essentielles) responsables de ses propriétés anti-inflammatoires, antioxydants et cicatrisantes, ce qui explique leur emploi fréquent en médecine traditionnelle algérienne contre les brûlures et les affections cutanées. (Belounis et al., 2025b; Moussa et al., 2025; Ouali et al., 2025)



Figure 1 : Plante entière de *carthamus caeruleus* L.

1. Nom vernaculaire

Le carthame est connu sous plusieurs noms populaires (Tableau 1). L’étymologie du mot « carthamus » remonte à l’arabe « kurthum », signifiant teinture ou « Kartam ». (Beniston, 1984)

Tableau 1 : Différentes appellations de *Carthamus caeruleus*. (Quézel, 1963)

Nom scientifique	Nom arabe	Nom berbère	Nom français	Nom anglais
<i>Carthamus caeruleus</i>	khorchof azraq Mers 'gousse	Arvive n taga	Cardoncelle bleue	Blue thistle

2. Classification botanique

Les Astéracées désignent une grande famille de plantes à fleurs. On trouve plus de 25 000 espèces d'herbes, d'arbustes et d'arbres dans les Astéracées (**Dahmani, 2019**). Le mot Astéracée vient du grec « Aster » et signifie « étoile », lié à la forme de la fleur.

La classification botanique de *Carthamus caeruleus* est la suivante (**Quézel, 1963**) :

Règne : Plantae

Embranchement : Spermatophytes

Classe : Magnoliopsida

Ordre : Asterales

Famille : Asteraceae

Sous Famille : Carduoideae

Groupe : Cardueae

Sous-Groupe : Centaureinae

Genre : *Carthamus*

Espèce : *Caeruleus*

3. Description botanique

Le *Carthamus caeruleus* se présente comme une plante annuelle ou bisannuelle.

- **Son système racinaire** s'appuie sur un rhizome où une racine principale se développe à l'horizontale, complétée par des racines secondaires à croissance verticale.
- **Sa tige** dressée et légèrement velue, atteint une hauteur variant entre 30 et 60 cm.
- **Ses feuilles**, à la texture glabre ou pubescente, présentent des nervures saillantes et affichent un contour allant de l'ovale au lancéolé.
- **Ses fleurs** : de gros capitules solitaires bleu-violet, de forme globuleuse, particulièrement attractifs pour les insectes.
- **Ses fruits** : des akènes blanchâtres et glabres, de forme subglobuleuse, étant nettement plus courts que leur aigrette. (**Blamey & Grey-wilson, 2009**)

4. Répartition géographique

La plante *Carthamus caeruleus* pousse un peu partout, on la trouve dans les lieux non cultivés, les prés, sur le bord des chemins, les champs et les jardins. Elle supporte tous types de sols, surtout les sols humides riches en matière organique fraîche (**Pastrikos, 2018**). Cette plante existe en Europe, en Afrique du Nord, en Afrique du Sud, en Asie et en Amérique du Nord et du Sud. En Algérie, cette espèce se trouve à Bouira, Tizi-Ouzou, Sétif, Boumerdes et Tlemcen.

5. Utilisation thérapeutique

Carthamus caeruleus est une plante médicinale largement utilisée en médecine traditionnelle algérienne pour traiter les brûlures, les plaies et les problèmes cutanés, qui font l'objet de plusieurs études scientifiques récentes en évaluant ses propriétés thérapeutiques.

Les rhizomes constituent la partie la plus utilisée, on les prépare sous forme de jus frais, de poudre, de crème, ou d'onguent en les faisant bouillir dans l'eau, le lait ou en les mélangeant à de l'huile d'olive (**Belounis et al., 2025b; Dahmani, 2019; Moualek et al., 2025**). Ces recherches se concentrent principalement sur ses effets antioxydants, anti-inflammatoires, anti bactériens, antifongiques, cicatrisants et le repousse des poils.

6. Compositions phytochimiques

Le *Carthamus caeruleus* présente une composition phytochimiques diversifiée dominée par les composés phénoliques et les flavonoïdes.

6.1 Les composés phénoliques :

Les polyphénols constituent un groupe important de composés bioactifs qui sont présents naturellement dans le règne végétal et qui ont des propriétés bénéfiques, notamment des effets antioxydants, anti-inflammatoires et anti-obésité. (**Koca et al., 2025**)

6.1.1 Les acides phénoliques :

Ce sont des composés secondaires d'origine végétale largement répandus dans le règne végétal. Ils se caractérisent par une structure chimique comportant à la fois un groupe hydroxyle phénolique (OH) et un groupe carboxyle (COOH) attachés à un noyau aromatique, parmi les acides phénoliques identifiés dans *Carthamus caeruleus* : acide gallique, acide caféique. (Fig. 2) (**saad, 2025**)

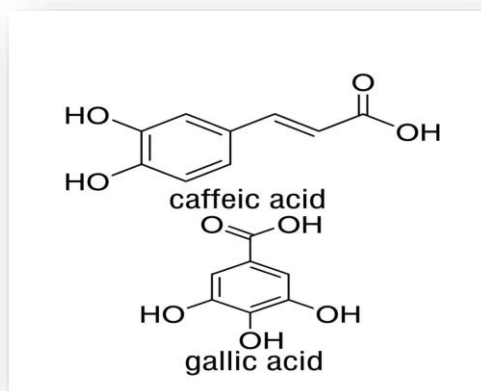


Figure 2 : Structures chimiques des acides phénoliques (saad, 2025).

6.1.2 Les flavonoïdes :

Les flavonoïdes appartiennent à la famille des métabolites secondaires des plantes. Ils regroupent plusieurs substances naturelles présentant une structure phénolique. Ces composés sont trouvés partout dans le règne végétal. Leur base commune reste invariable : un squelette de 15 atomes de carbone C15. Cette architecture fondamentale se compose de deux cycles benzéniques (A et B) interconnectés par un hétérocycle à trois atomes de carbone (cycle C). (Fig. 3) (Stachelska et al., 2025)

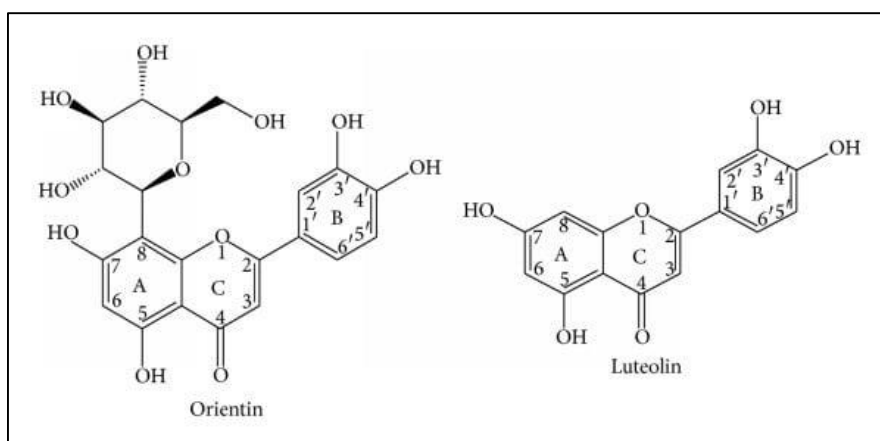


Figure 3: Structures chimiques des deux flavonoïdes majeurs : l'orientin et de la luteolin. (An et al., 2016)

6.1.3 Les tanins :

Les tanins sont une classe de composés polyphénoliques d'origine végétale, hydrosolubles, caractérisés par leur capacité à se lier fortement et à précipiter les protéines. Cette propriété confère leur caractère astringent typique, sur le plan structural, toute molécule contenant un nombre suffisant de groupes hydroxyles (OH) et d'autres groupes fonctionnels appropriés pour former des liaisons fortes avec des protéines et d'autres macromolécules. **(Cosme et al., 2025)**

Il existe deux types de tanins : les tanins condensés (ou proanthocyanidines) et les tanins hydrolysables.

➤ Les tanins condensés :

Ce sont des polymères d'unités flavan-3-ol (comme catéchines ou l'epicatéchine), reliées par des liaisons carbone-carbone (C-C) solides. Résistants à l'hydrolyse normale et ils nécessitent des conditions extrêmes pour la dégradation, provoque l'astringence (sensation de sécheresse de la bouche). **(Cosme et al., 2025)**

➤ Les tanins hydrolysables :

Ce sont des tanins formés d'un sucre centrale attaché à des acides phénoliques par des liaisons ester, riches en groupes OH (Fig. 4), il se décompose facilement sous l'effet d'acides, de bases, et d'enzymes. **(Cosme et al., 2025)**

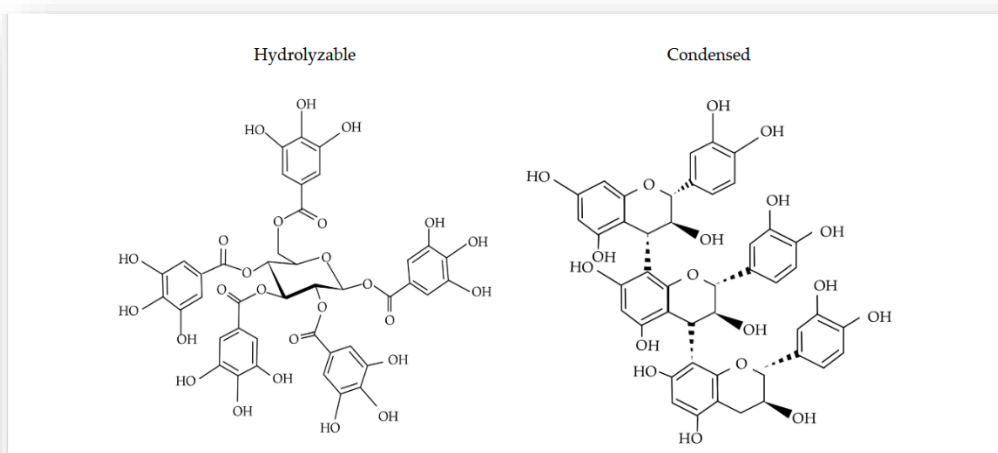


Figure 4: Structures chimiques des tanins hydrolysable et tanins condensé **(Cosme et al., 2025).**

6.1.4 Les coumarines :

Les coumarines sont des composés organiques hétérocycliques appartenant à la famille des benzopyrones (Fig. 5). Elles sont peu solubles dans l'eau. Confère des activités biologiques comme : antioxydants, anti-inflammatoire, antibactérienne. **(Hussain et al., 2024)**

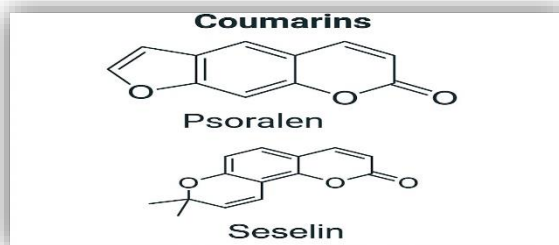


Figure 5: Structures chimiques des coumarines **(saad, 2025)**.

6.2 Quinone libre :

C'est une classe de composés organiques caractérisés par une structure de dione cyclique conjuguée (deux groupes carbonyles C=O en positions 1,2 ou 3,4 dans un cycle à six membres). Il s'agit de molécules de faible poids moléculaire produites naturellement par les plantes, champignons, les bactéries et certains organismes marins. Elle présente des propriétés laxatives, antibactériennes, antitumorales, antifongiques, antioxydantes. **(Dong et al., 2024)**

6.3 Les saponines :

Les saponines font partie des métabolites secondaires abondants dans les rhizomes, ce sont des composés glycosidiques naturels amphiphiles, formant une mousse stable en solution aqueuse grâce à leur partie hydrophobe (aglycone) et hydrophile (chaîne sucre). Elles possèdent des activités antioxydantes et anticancéreuses et cicatrisantes. **(Moussa et al., 2022)**

6.4 Les Terpénoïdes :

Les terpénoïdes sont l'une des classes les plus importantes et les plus diversifiées de composés organiques naturels produits par les plantes, synthétisés à partir d'unités isoprène (C5) qui s'assemblent en structures linéaires ou cycliques. Ils se distinguent par leur faible poids moléculaire et leur richesse en fonctions oxygénées. Parmi ces composés il y a : l'oxyde de carline (Fig. 6), le terpénique majeur de *Carthamus caeruleus* **(Hammoudi et al., 2024)**, qui exerce de

nombreuses propriétés biologiques bénéfiques pour la santé, incluant l'activité antioxydante, antimicrobienne, anti-inflammatoire, ainsi que des effets anticancéreux. **(Câmara et al., 2024)**

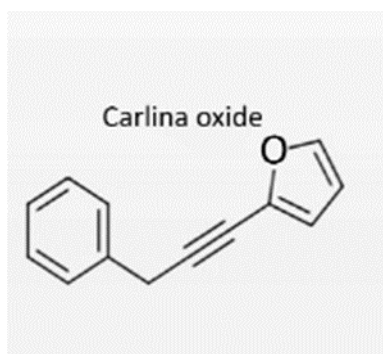


Figure 6: Structure chimique de l'oxyde de carline **(Hammoudi et al., 2024).**

7. Les Activités biologiques :

7.1 Activité antioxydante :

Les propriétés antioxydantes du *Carthamus caeruleus* sont attribuées à des composés bioactifs tels que les polyphénols totaux, les flavonoïdes et les tanins condensés. Parmi les composés majoritaires identifiés par chromatographie en phase inverse à haute performance (RP-HPLC), on note particulièrement l'orientine et la vanilline, ainsi que d'autres acides phénoliques et flavonoïdes (lutéoline, méricitine, acacétine). Ces métabolites secondaires confèrent à la plante une forte capacité de piégeage des radicaux libres, de chélation des ions ferreux et d'inhibition de la peroxydation lipidique. **(Belounis et al., 2025b)**

7.2 Activité antibactérienne :

Carthamus caeruleus a démontré des propriétés antibactériennes significatives, les extraits aqueux des racines ont inhibé la croissance des neuf souches bactériennes standards (*Staphylococcus aureus* et *Escherichia coli*) avec une activité supérieure à celle des feuilles **(Belounis et al., 01/2025a)**. De plus, l'huile essentielle des racines, riche en méthyl linolénate (77,40 %), a montré une forte activité antibactérienne contre *Staphylococcus aureus* avec une zone d'inhibition atteignant la concentration minimale inhibitrice (CMI). **(Ouali et al., 2025)**

Les études de docking moléculaire suggèrent que ces composés bioactifs exercent leur effet en inhibant l'ADN gyrase, perturbant ainsi la réplication bactérienne et entraînant la mort cellulaire. **(Belounis et al., 01/2025a)**

7.3 Activité anti-inflammatoire :

Carthamus caeruleus possède des propriétés anti-inflammatoires importantes grâce à ses composés bioactifs. Des études *in vivo* ont montré une forte réduction de l'œdème atteignant 95,4 %, ce qui est comparable à l'effet du Diclofénac (Ouda et al., 2021). Par ailleurs, des études *in vitro* ont démontré que les extraits des racines possèdent une activité anti-inflammatoire au niveau de la cellule. Cette activité est liée à leur capacité à inhiber la dénaturation des protéines (Belounis et al., 2025b). Une autre étude *in silico* sur le mécanisme moléculaire de cette activité montre que les flavonoïdes tels que l'orientine et la lutéoline, se lient efficacement à l'enzyme COX-2, de plus, elles ont un effet protecteur sur la membrane cellulaires (81,54%). (Moualek et al., 2025)

7.4 Activité cicatrisante :

L'activité cicatrisante de *Carthamus caeruleus* a été démontrée par plusieurs études scientifiques. Les extraits de cette plante, particulièrement ceux issus des racines, accélèrent significativement la réépithélialisation et la fermeture des plaies grâce à une stimulation directe de la prolifération des fibroblastes. (Dahmani, 2019)

Ces résultats sont confirmés par Moussa et al. (2025) qui ont mis en évidence le rôle important des composés phénoliques dans la régénération tissulaire, et par des études de docking moléculaire, qui montrent la forte affinité de plusieurs molécules (notamment l'apigénine-7-O-β-D-glucoside) pour des cibles clés de la cicatrisation telles que PDGFRA, TNF-α, VEGF-A. De même, l'étude de (Missoune & Amari, 2024) a rapporté un taux de cicatrisation atteignant 98 % après 20 jours de traitement chez des modèles animaux de plaies. Cette performance est supérieure à celle du Madécassol® (médicament de référence).

7.5 Activité de repousse des poils :

L'activité de repousse des poils de *Carthamus caeruleus* a été évaluée par plusieurs travaux précliniques. Les extraits méthanoïques des racines appliqués en pommade sur des rats wistar rasés ont montré un effet promoteur significatif de la croissance des poils ($p < 0,05$) par rapport au groupe témoin avec une repousse plus rapide et plus dense (Dahmani, 2019). Par ailleurs, l'application d'une préparation à base de cette huile essentielle dans un modèle de brûlure du troisième degré chez le rat a permis une cicatrisation accélérée accompagnée d'une reformation des follicules pileux et des glandes sébacées, suggérant une activité favorable de repousse des poils. (Ouali et al., 2025)

Chapitre 2 :

Méthodes d'extractions

Une extraction de plantes est un procédé expérimental qui permet d'isoler, de séparer et de récupérer des substances bioactives spécifiques à partir de tissus végétaux, principalement en fonction de la solubilité de ses constituants dans le solvant qui est mis en contact. L'objectif principal de l'optimisation des méthodes d'extraction est d'augmenter l'efficacité des techniques d'extraction en améliorant le rendement, la pureté, la durabilité des composés visés et en réduisant l'utilisation des solvants nocifs, du temps et de l'énergie. **(Plyduang et al., 2026)**

1. Méthodes traditionnelles et classiques

Ces méthodes désignent l'ensemble des techniques anciennes et classiques, reposent sur le principe d'extraction solide-liquide par contact avec un solvant (organique ou aqueux), souvent accompagnée de chaleur, d'agitation ou de reflux. Elles sont largement employées à petite échelle, dans des contextes artisanaux, ethnobotaniques ou dans les régions aux ressources technologiques et financières limitées. **(Mungwari et al., 2025)**

1.1 Macération

La macération désigne l'action de ramollir les tissus végétaux, consiste à tremper la plante broyée dans un solvant, dans un récipient fermé, avec agitation régulière, à température ambiante pendant 2 à 7 jours. Cette immersion permet de dégrader les parois cellulaires et de libérer les composés bioactifs dans le solvant. Méthode traditionnelle peu coûteuse, elle reste cependant lente et présente un rendement limité. **(Hlatshwayo et al., 2025; Mungwari et al., 2025)**

1.2 Infusion

Cette méthode consiste à verser de l'eau bouillante ou un solvant chaud sur la matière végétale, le mélange est laissé reposer dans un récipient fermé pendant 15 min. Cette technique est particulièrement adaptée à l'extraction des composés polaires et hydrosolubles. Elle est caractérisée par la simplicité, le faible coût, et d'autre part, par un rendement généralement faible et un extrait dilué. **(Hlatshwayo et al., 2025; Mungwari et al., 2025).**

1.3 Décoction (extraction sous reflux)

Similaire à la macération mais par ébullition ciblant les composés hydrosolubles et thermostables. On place la matière végétale dans une quantité d'eau froide, on porte à l'ébullition, sa durée varie de 15 min à 1 h. Cette technique est particulièrement adaptée aux parties dures de la plante (racines, écorces...), ce procédé reste peu sélectif, offre des rendements limités. **(Hlatshwayo et al., 2025)**

1.4 Extraction soxhlet

C'est un procédé continu par épuisement à chaud du matériel végétal. Le solvant, vaporisé puis condensé, traverse l'échantillon avant d'être renvoyé au ballon via un siphon. Cette méthode assure un rendement élevé par recirculation, sa durée de 6 h à 48 h et sa température de 65 à 100 °C risquent de dégrader les composés thermolabiles et assure un rendement supérieur par rapport à la macération simple. (Cao et al., 2025; Hlatshwayo et al., 2025)

1.5 Percolation

Une technique d'extraction consiste à faire percoler un solvant à travers une colonne de matière végétale broyée et tassée dans un percolateur. Après une d'imbibition (trempier la plante quelques heures), on ajoute du solvant frais en continu par le haut du percolateur. L'extrait enrichi en composés actifs s'écoule lentement par le bas. Elle consomme beaucoup de solvant avec un temps lent et demande d'un équipement spécifique. (Bitwell et al., 2023; Plyduang et al., 2026)

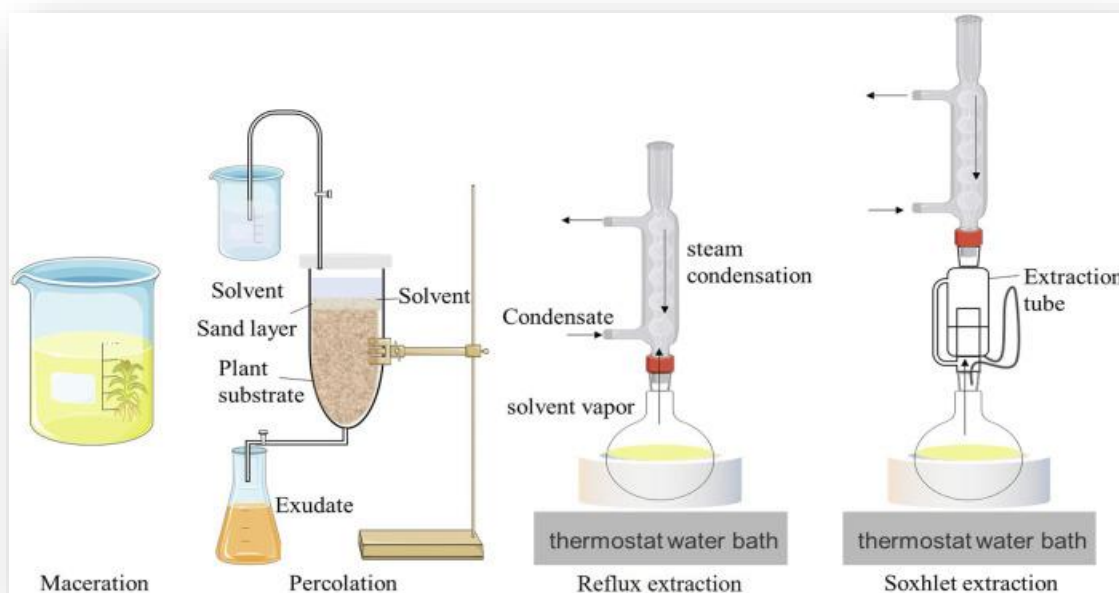


Figure 7: Les méthodes d'extraction traditionnelles (Cao et al., 2025).

2. Méthodes modernes et vertes

L'extraction par des méthodes vertes est basée sur des procédés sélectifs qui minimisent la consommation d'énergie, permettent l'utilisation de solvants alternatifs moins nocifs et des produits naturels renouvelables, respectueuses de l'environnement (Martins et al., 2023; Plyduang et al., 2026).

2.1 Extraction assistée par ultrasons (UAE)

C'est une technique d'extraction rapide et efficace qui utilise des ondes ultrasonores (20-100 kHz) pour accélérer la libération des composés bioactifs des tissus végétaux. **(Shen et al., 2023)**

Son principe repose sur la cavitation acoustique : les ultrasons créent des bulles microscopiques qui s'effondrent violemment, générant des microjets et des ondes de choc qui rompent les parois cellulaires (Fig. 8). Cela accélère le transfert de masse, réduit le temps d'extraction, la consommation de solvants et d'énergie, tout en préservant les composés thermosensibles. **(Plyduang et al., 2026)**

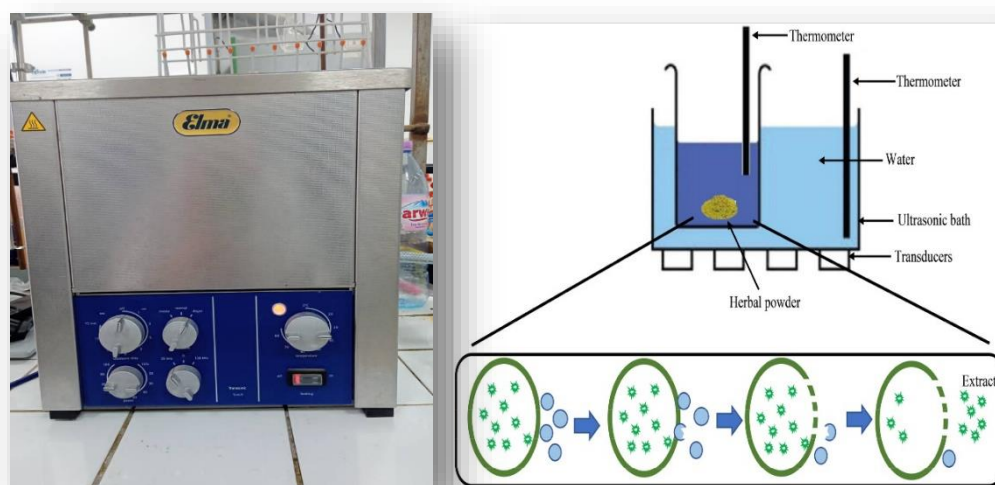


Figure 8:Extraction assistée par ultrason. G : Appareil d'ultrason, D : Mécanisme d'extraction **(Plyduang et al., 2026).**

2.2 Extraction assistée par micro-onde (MAE)

Cette méthode repose sur l'interaction du rayonnement électromagnétique (fréquence entre 300 MHz et 300 GHz) avec la matrice végétale. Ce processus génère un échauffement par friction qui provoque la rupture des parois cellulaires, accélérant ainsi la libération des composés bioactifs. L'efficacité de la MAE est traduite par une meilleure pénétration du solvant et une réduction

significative du temps et de ressources par rapport aux méthodes classiques. (Fig. 9) (Plyduang et al., 2026)

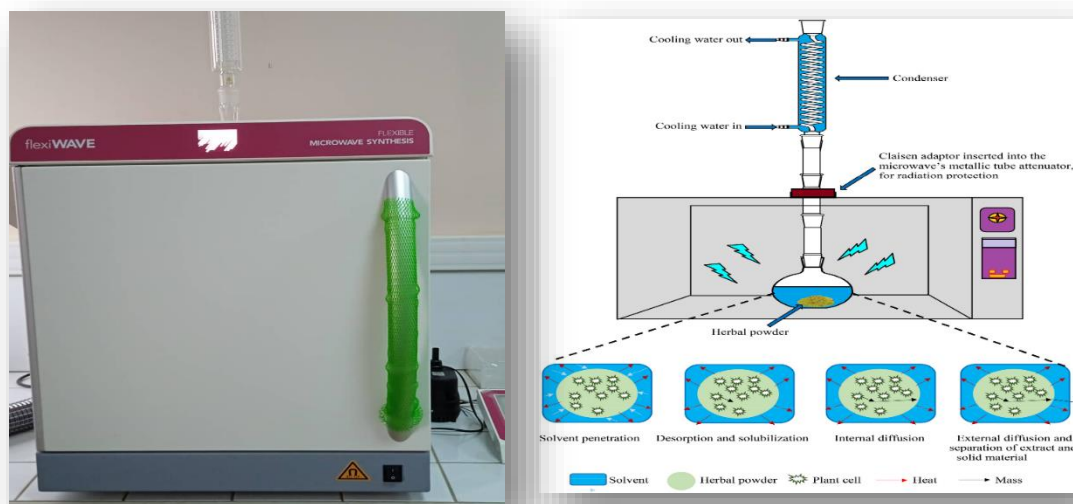


Figure 9:Extraction assistée par micro-onde. G : Appareil micro-onde. D : Mécanisme d'extraction (Plyduang et al., 2026).

2.3 Extraction par fluide supercritique (SFE)

C'est une technique d'extraction écologique qui utilise un fluide porte à l'état supercritique, principalement le dioxyde de carbone (CO_2) comme un solvant d'extraction.

Au-delà de son point critique ($31,1^\circ\text{C}$ et $73,8\text{ bar}$), le CO_2 supercritique possède des propriétés intermédiaires entre un gaz et un liquide : une densité élevée conférant un forte pouvoir solvant, une faible viscosité permettant une excellente pénétration dans la matrice végétale, et une diffusivité élevée favorisant un transfert de masse rapide. (Le, 2025; Plyduang et al., 2026)

2.4 Extraction assistée par haute pression (HHPE)

Une technique d'éco-extraction non thermique qui consiste à appliquer une pression hydrostatique uniforme et élevée sur une suspension de matière végétale dans un solvant pendant un temps court (5 à 30 min) à température ambiante ou modérée. Elle induit une rupture cellulaire par compression volumétrique, améliorant la perméabilité membranaire et accélérant le transfert de masse des composés bioactifs vers le solvant sans apport significatif de chaleur. (Plyduang et al., 2026)

2.5 Extraction assistée par enzymes (EAE)

C'est une technique d'extraction verte douce qui utilise des enzymes hydrolytiques (cellulase, pectinase, hémicellulose) pour hydrolyser sélectivement les composants des parois cellulaires des plantes. Cette dégradation enzymatique facilite la libération des composés bioactifs dans le solvant. Cette méthode offre un rendement supérieur, une meilleure préservation de l'intégrité des molécules et un impact environnemental réduit, même si le coût des enzymes peut représenter une contrainte pour certaines applications à grande échelle. **(Plyduang et al., 2026)**

Chapitre 3 :

Stress oxydant et l'activité antioxydant

1. Définition

Le stress oxydant est défini comme un déséquilibre entre les processus d'oxydation et les systèmes antioxydants au sein de l'organisme (Fig. 10) (Pooja et al., 2025). Le stress oxydatif résulte de l'accumulation excessive d'espèces réactives de l'oxygène (ERO) produites au cours de la respiration oxydative mitochondriale. Ces molécules fortement oxydantes, lorsqu'elles s'accumulent en trop grande quantité, peuvent causer des dommages aux biomolécules (lipides, protéines, acides nucléiques). (Chandimali et al., 2025; Qin et al., 2026)

Le stress oxydatif contribue de manière significative à l'apparition et à l'aggravation de nombreuses maladies chroniques. Parmi celles-ci figurent les troubles musculo-squelettiques, les maladies cardiovasculaires, les pathologies respiratoires, dermatologiques, neurodégénératives et gastro-intestinales, ainsi que le cancer et le vieillissement. (Qin et al., 2026)

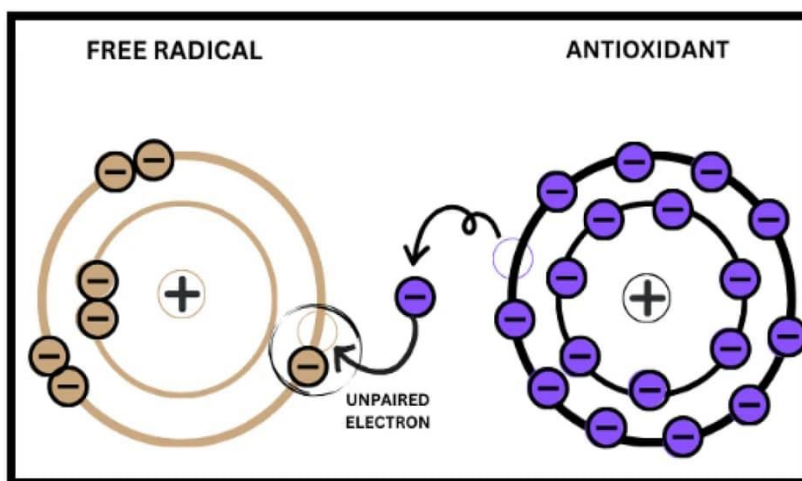


Figure 10: Stress oxydatif (Pooja et al., 2025).

2. Les Radicaux libres

Les radicaux libres sont des atomes, molécules ou ions qui possèdent un ou plusieurs électrons célibataires non appariés dans leur couche électronique externe (orbitale de valence). Cette configuration électronique les rend hautement réactifs et instables, avec une durée de vie très courte. Ils cherchent à se stabiliser en capturant un électron à d'autres molécules, ce qui peut initier des réactions en chaîne d'oxydation. (Chandimali et al., 2025)

Les principaux radicaux libres sont :

- Les **ERO** (Espèces Réactives de l'Oxygène) telles que : Radicale hydroxyle ($\cdot\text{OH}$), radicale hydroperxyde ($\cdot\text{OOH}$), radical peroxyde ($\cdot\text{OOR}$), radical alkoxy ($\cdot\text{OR}$), Anion superoxyde ($\text{O}_2^{\cdot-}$).
- Les **ERN** (Espèces Réactives de l'Azote) telles que : l'oxyde nitrique ($\cdot\text{NO}$), Le peroxydinitrite ($\text{ONOO}\cdot$) et le dioxyde d'azote ($\cdot\text{NO}_2$). **(Pooja et al., 2025)**

Les ERO et les ERN peuvent être classées en deux groupes : les radicaux et les non-radicaux dont la toxicité est importante, par exemple, peroxyde d'hydrogène (H_2O_2).

3. Sources des radicaux libres

Les ERO et les ERN sont produites à la fois par des voies endogènes et exogènes. (Fig. 11)

D'origine endogène, ces radicaux libres sont générés comme sous-produits normaux du métabolisme cellulaire, notamment lors du transport des électrons au sein de la chaîne respiratoire mitochondriale, au cours de réactions enzymatiques spécifiques, ainsi que durant les réponses immunitaires. **(Chandimali et al., 2025)**

D'origine exogène, ils résultent de l'exposition de l'organisme à divers facteurs environnementaux, tels que les rayonnements ultraviolets (UV), la pollution atmosphérique, le tabac, les produits chimiques industriels. **(Chandimali et al., 2025)**

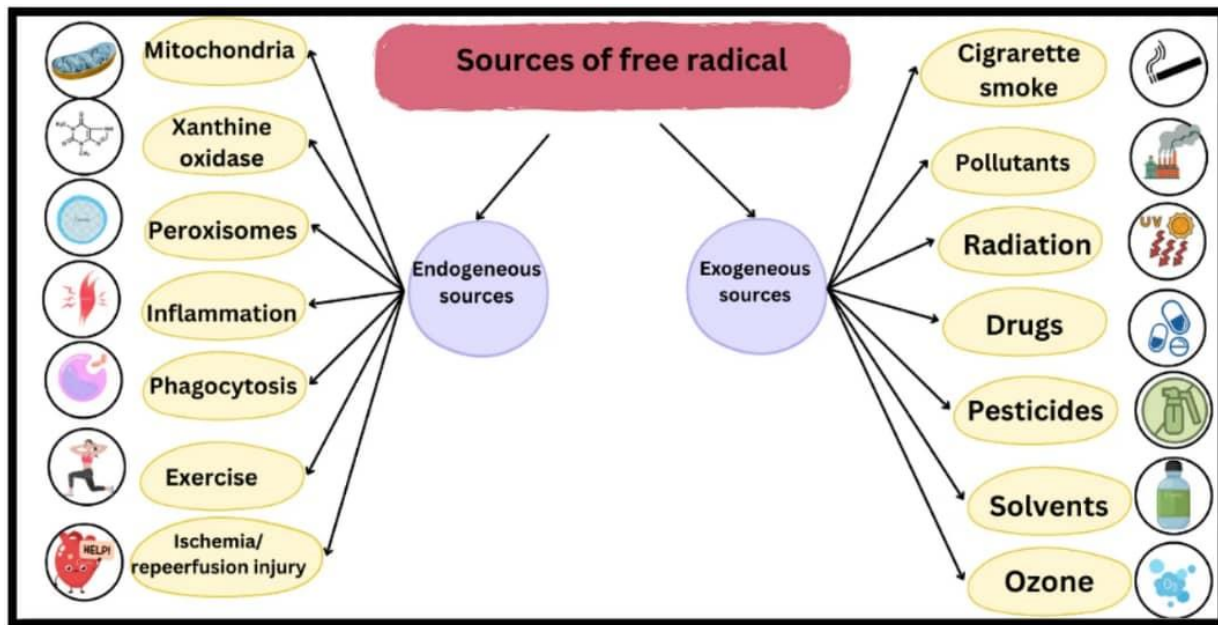


Figure 11: Les sources des radicaux libres **(Pooja et al., 2025).**

4. Les antioxydants

On distingue deux catégories principales d'antioxydants : les antioxydants enzymatiques (SOD, catalase, GPx) qui catalysent la neutralisation des ERO, et les antioxydants non enzymatiques (Glutathion, vitamine C et E, coenzyme Q10) qui neutralisent directement les radicaux libres.

4.1 Les antioxydants enzymatiques

La première ligne de défense contre le stress oxydatif, considérée comme la plus performante et la plus rapide, est assurée par un ensemble d'enzymes antioxydants endogènes produites par la cellule elle-même. Parmi ces enzymes, trois jouent un rôle central et irremplaçable : **(Jomova et al., 2024 ; Qin et al., 2026)**

- ✓ **Le superoxyde dismutase (SOD)** : qui catalyse la dismutation de l'anion superoxyde (O_2^-) en peroxyde d'hydrogène (H_2O_2).
- ✓ **La catalase (CAT)** : qui décompose le H_2O_2 en eau et oxygène.
- ✓ **La glutathion peroxydase (GPx)** : qui réduit le H_2O_2 et les hydroperoxydes lipidiques en utilisant le glutathion (GSH).

Cette première ligne de défense enzymatique endogène constitue le mécanisme le plus immédiat et le plus puissant pour préserver l'homéostasie redox cellulaire. Lorsqu'elle est dépassée par une production excessive d'ERO, le stress oxydatif s'installe durablement, favorisant le développement et la progression de pathologies chroniques. **(Qin et al., 2026)**.

4.2 Les antioxydants non enzymatiques

Contrairement aux enzymes antioxydants, ces molécules fonctionnent directement comme des « piègeurs » de radicaux libres **(Altanam et al., 2025)**. Elle provienne majoritairement de l'alimentation ou de compléments nutritionnels : la vitamine C (acide ascorbique), la vitamine E (α -tocophérol), les caroténoïdes (β -carotène, lycopène, lutéoline), les polyphénols et les flavonoïdes abondants dans les fruits et légumes.

Ces substances neutralisent directement les ERO se régénèrent mutuellement au sein d'un réseau redox interconnecté par exemple, la vitamine C régénère la vitamine E oxydé tandis que le glutathion recycle la vitamine C. Elles protègent activement les cellules contre les dommages oxydatifs. **(M. De Oliveira et al., 2026; Qin et al., 2026)**

5. Méthodes de recherche de l'activité antioxydante

5.1 Teste de DPPH (2,2-diphenyle-1-picrylhydrazyl)

C'est une méthode courante et facile pour évaluer l'activité antioxydante (ou pouvoir anti radicalaire) d'une substance. Il repose sur l'utilisation du radical DPPH (2,2-diphenyle-1-picrylhydrazyl), un composé stable de couleur violette. En présence d'un antioxydant se réduit en DPPH-H (jaune pâle), ce qui provoque une décoloration mesurée à 517 nm par spectrophotométrie. (Gulcin & Alwaseel, 2023)

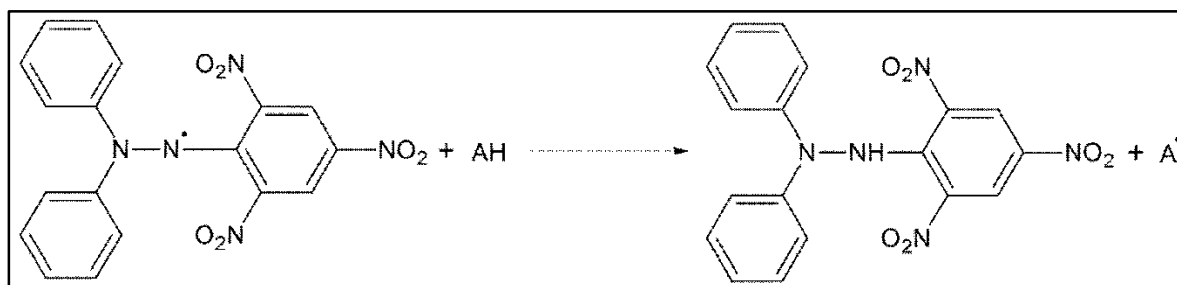


Figure 12: La réaction impliquant le test DPPH (Knez et al., 2025).

5.2 Test de CAT (capacité d'antioxydant totale)

Selon la méthode décrite par (Prieto et al., 1999), le test de capacité antioxydant totale repose sur la méthode de phosphomolybdate, qui est basée sur la réduction du molybdate par les antioxydants. Cette réduction conduit à la formation d'un complexe phospho-molybdique de couleur verte. Cette méthode globale permet d'apprécier la puissance antioxydant totale de l'extrait.

5.3 Test de FRAP (Ferric Reducing Antioxydant Power)

Le test FRAP a été mis au point par Benzie et Strain (1996), c'est une méthode rapide et reproductible pour mesurer l'activité antioxydant (ou pouvoir réducteur) d'une substance. Il consiste en la capacité d'un antioxydant à réduire le complexe ferrique Fe^{3+} -TPTZ (jaune) en complexe ferreux Fe^{2+} -TPTZ (bleu). (Knez et al., 2025)

5.4 Test de 3-ethylbenzothiazoline-6-sulphonique (ABTS)

Cette méthode permet d'évaluer à la fois les antioxydants hydrophiles et lipophiles, elle est basée sur l'utilisation du radical cation $\text{ABTS}^{+\bullet}$ (bleu-vert) qui en présence d'un antioxydant est réduit en forme incolore. Cette décoloration est mesurée à 734 nm par spectrophotométrie. (Knez et al., 2025)

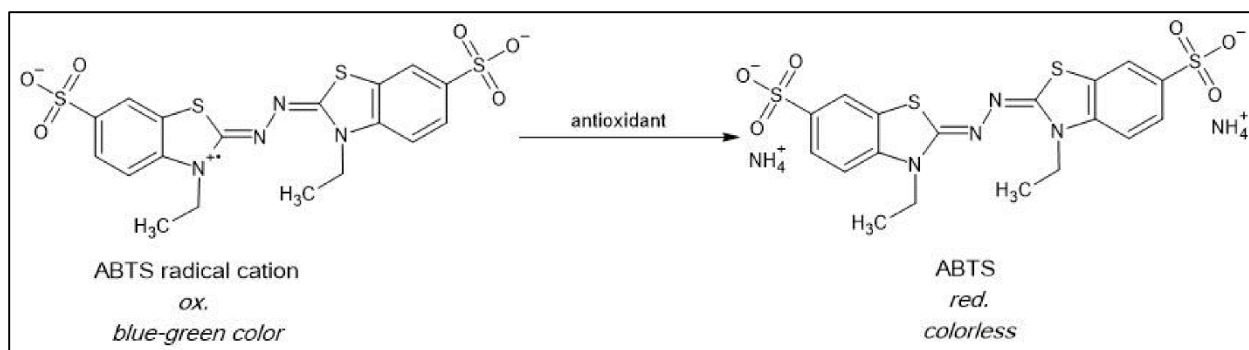


Figure 13: Schéma de la réaction entre le radical ABTS et l'antioxydant (Knez et al., 2025).

5.5 Test CUPRAC (Cupric ion reducing antioxidant capacity)

Il mesure la capacité d'un antioxydant à réduire l'ion cuivrique (Cu^{2+} , bleu pâle) en ion cuivreux (Cu^{+}). En présence d'un antioxydant, l'ion Cu^{+} forme un complexe stable avec la néocuproïne (ou bathocuproïne), qui produit une couleur jaune-orange intense. (Apak et al., 2004; Knez et al., 2025)

Partie expérimentale
Chapitre 2 :
Matériels et Méthodes

Notre partie expérimentale a été réalisée au sein de laboratoire de recherche « Catalyse & Synthèse en Chimie Organique », département de chimie, faculté des sciences, et au laboratoire de biochimie du la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie (SNV), université Abou Bekr Belkaïd, Tlemcen. Ce travail a pour objectif de :

- ✓ Étude comparative de différentes méthodes d'extraction de *Carthamus caeruleus L.* en utilisant différents solvants.
- ✓ Tests phytochimiques sur des extraits obtenus
- ✓ Dosage des polyphénols totaux et des flavonoïdes
- ✓ L'évaluation de l'activité antioxydante des extraits préparés de la partie rhizome séché de *Carthamus caeruleus L.* par différentes méthodes.

1. Matériel végétal

1.1 Récolte et préparation du matériel végétal

Le matériel végétal utilisé dans cette étude correspond aux rhizomes du cardoncelle bleue (*Carthamus caeruleus*). Ils ont été récoltés durant le mois de janvier-février 2026 au niveau du village de Dahmane, rattaché à la commune de Remchi, située au nord-est de la ville de Tlemcen. Une fois le matériel végétal récolté, les échantillons ont été lavés, séchés et broyés à l'aide d'un mortier et d'un mixeur électrique. Ces poudres ont été conservées à une température ambiante dans des bocaux en verre, hermétiquement et à l'abri de la lumière jusqu'à l'utilisation.



Figure 14: Les Rhizomes secs de *Carthamus caeruleus*.

1.2. Préparation des extraits

Quatre méthodes d'extraction ont été effectuées, pour chaque méthode trois solvants de polarité différente ont été sélectionnés : l'eau distillée, le méthanol, l'éthanol à deux concentrations (10 % et 30 %). Cette approche a permis d'obtenir un total de 16 extraits, visant à comparer l'efficacité de chaque méthode d'extraction et de chaque solvant.

Pour l'obtention de chaque extrait, un ratio de 1 : 10 (w/v) a été maintenu, en utilisant 10 g du matériel végétal avec 100 ml de solvant.

➤ Macération

Elle a été réalisée à température ambiante sous agitation magnétique pendant 72 heures.

➤ Décoction : sous reflux

Elle a été réalisée pendant 1h après l'ébullition sous agitation.

➤ L'extraction assistée par ultrason (UAE)

Cette technique a été effectuée pendant 30 min à une température de 30 °C, avec une fréquence de 35 kHz sous agitation.

➤ L'extraction assistée par micro-ondes (MAE)

Ce procédé est réalisé à une puissance de 500 W pendant 5 min à une température de 75 °C sous agitation.

Une fois l'extraction terminée, chaque mélange a été soumis à une filtration sous vide ou sur papier filtre. Les filtrats ont été ensuite concentrés à l'aide d'un Rotavapor à 49 °C puis séchés dans l'étuve à 35 °C.

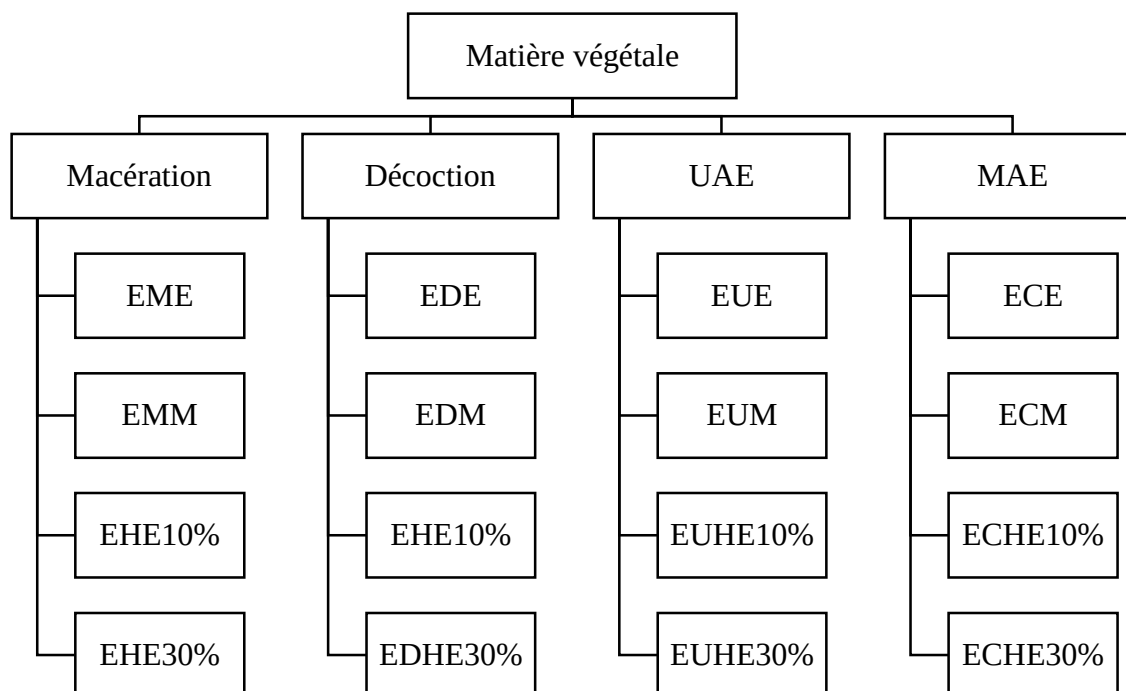


Figure 15 : Schéma récapitulatif de la nomination des extraits.

1.3 Calcule des rendements

Les rendements, de 16 extraits préparés par quatre méthodes d'extraction : macération, décoction, UAE et MAE avec différents solvants, sont calculés à partir de l'équation suivante :

$$R (\%) = (M_1/M_0) * 100$$

- R (%) : rendement exprime en pourcentage.
- M_1 : masse en gramme « g » de l'extrait sec obtenue.
- M_0 : masse en gramme « g » du matériel végétal.

2. Tests phytochimiques

Des tests phytochimiques ont été réalisés sur les extraits obtenus dans le but de révéler la présence ou l'absence de certains métabolites secondaires, en utilisant le protocole standard décrit par Harborne (1998).

✚ Les composés phénoliques

➤ Flavonoïdes

Dans un tube à essai, 1 ml de l'extrait est mélangé avec 1 ml d'acide chlorhydrique HCl (37 %) et quelques copeaux de magnésium. L'apparition d'une coloration rouge, orange ou rose indique la présence de flavonoïdes.

➤ **Tanins**

Dans un tube à essais, 0,5 ml de chlorure ferrique FeCl_3 (1 %) est ajouté à 2 ml de l'extrait, après l'incubation pendant 15 min à température ambiante.

- Couleur verte : les tanins catéchiques.
- Couleur bleu-noirâtre : les tanins galliques.

➤ **Quinones libres**

Une couleur qui vire au jaune, rouge ou violet après l'addition de 0,5 ml d'hydroxyle de sodium NaOH (1 %) à 5 ml de l'extrait révèle la présence des quinones libres.

Terpénoïdes :

Dans un tube à essai, 5 ml d'extrait est mélangé avec 2 ml de chloroforme et 3 ml d'acide sulfurique concentré. La formation de deux phases et une couleur marron à l'interphase indique la présence de Terpénoïdes.

Saponines :

Dans un tube à essai, 10 ml de l'extrait agité pendant 15 secondes. Après 15 min, une mousse persistant supérieur à 1 cm indique la présence de saponines.

3. Dosage des composés phénoliques

3.1 Dosage des polyphénols totaux

3.1.1 Principe

Le dosage des polyphénols totaux repose sur la réduction du réactif de Folin-Ciocalteu par les groupements phénoliques en conditions alcalines. Le réactif, constitué d'un mélange d'acides phosphotungstique ($\text{H}_3\text{PW}_{12}\text{O}_{40}$) et phosphomolybdique ($\text{H}_3\text{PMo}_{12}\text{O}_{40}$), subit une réaction d'oxydo-réduction qui génère un complexe coloré de couleur bleue. L'intensité de cette coloration, proportionnelle à la concentration en composés phénoliques, est mesurée par spectrophotométrie. (Vermerris & Nicholson, 2006)

3.1.2 Mode opératoire

Les polyphénols totaux ont été déterminés par méthode spectrophotométrique suivant le protocole décrit par **(Vermerris & Nicholson, 2006)**.

0,1 ml d'extrait est mélangé avec 2 ml d'une solution de carbonate de sodium (Na_2CO_3) à 2 % fraîchement préparée. Après 5 min, 0,1 ml du réactif de Folin-Ciocalteu (0,2 N) est ajouté au mélange. Ce dernier, après agitation et incubation pendant 30 min à l'obscurité et à température ambiante. La densité optique est mesurée contre le tube blanc au spectrophotomètre à une longueur d'onde de 725 nm.

Une courbe d'étalonnage est établie en parallèle dans les mêmes conditions opératoires, en utilisant l'acide gallique comme étalon, avec des concentrations variant de 50 à 1000 $\mu\text{g/ml}$.

Les résultats sont exprimés en microgramme équivalent d'acide gallique par milligramme d'extrait sec ($\mu\text{g EAG/mg ES}$).

3.2 Dosage des flavonoïdes

3.2.1 Principe

Le principe de cette méthode se repose sur l'oxydation des flavonoïdes en milieu alcalin, en présence du nitrite de sodium (NaNO_2) et du chlorure d'aluminium (AlCl_3) en composant un complexe de couleur rose absorbant à 510 nm.

3.2.2. Mode opératoire

Le teneur en flavonoïdes dans chaque extrait a été déterminée par **(Zhishen et al., 1999)**. Un volume de 0,25 ml de chaque échantillon, est mélangé avec 1 ml d'eau distillé et 0,075 ml d'une solution de nitrite de sodium (NaNO_2) à 15 %. Après 6 min d'incubation à température ambiante, 0,075 ml d'une solution de trichlorure d'aluminium (AlCl_3) à 10 % et de 1 ml de la solution d'hydroxyde de sodium (NaOH) à 4 % sont ajoutés, le volume total est ajuste a 2,5ml avec l'eau distillée. Après agitation le mélange est incubé pendant 15 min à température ambiante. L'absorbance est mesurée au spectrophotomètre à 510 nm contre un blanc.

Une gamme d'étalonnage est préparée dans les mêmes conditions avec la catéchine à différentes concentrations de 50 à 1000 $\mu\text{g/ml}$.

Les résultats obtenus sont exprimés en microgramme équivalent catéchine par milligramme d'extrait sec ($\mu\text{g ECat/mg ES}$).

4. Evaluation de l'activité antioxydante

4.1 Test de piégeage du radical libre DPPH

4.1.1 Principe

La réduction du radical libre DPPH (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyle) par un antioxydant peut être suivie par spectrophotométrie UV-Visible, en mesurant la diminution de l'absorbance à 517 nm provoquée par les antioxydants. En présence des piègeurs de radicaux libres, le DPPH (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyle) de couleur violet se réduit en (2,2 Diphenyl 1 picryl-hydrazine) de couleur jaune.

4.1.2 Mode opératoire

Le test de DPPH a été réalisé suivant la méthode décrite par **(Molyneux, 2004)**.

Une série de concentration des extraits étudiés est préparée dans l'eau distille. 500 µl de chacune sont ajoutés à 500 µl d'une solution éthanolique de DPPH.

Pour chaque concentration d'extrait, un blanc est préparé, en mélangeant 500 µl de chaque concentration avec 500 µl de l'éthanol.

Un témoin négatif est aussi préparé, en ajoutant à 500 µl éthanol, 500 µl d'une solution éthanolique de DPPH.

Dans les mêmes conditions un témoin positif est préparé en utilisant l'acide ascorbique à différentes concentrations.

Après une période d'incubation de 30 min, l'absorbance est mesurée à 517 nm.

Chaque essai est répété 3 fois.

4.1.3 Expression des résultats

L'inhibition du radical libre de DPPH en pourcentage (I %) a été calculée de la manière suivante :

$$I \% = [(A \text{ contrôle} - A \text{ échantillon}) / A \text{ contrôle}] \times 100$$

I % : pourcentage d'inhibition.

A contrôle : absorbance du contrôle.

A échantillon : absorbance de l'extrait.

Une courbe des concentrations de l'extrait en fonction de I % est tracée pour déterminer IC₅₀, défini comme la concentration d'extrait nécessaire pour diminuer la concentration du DPPH initiale de 50 %.

4.2 Teste de capacité d'antioxydant totale (TAC)

4.2.1 Principe

L'évaluation de la capacité antioxydante totale par la méthode du phosphomolybdène est basée sur la réduction du Mo (VI) en Mo (V) par les composés antioxydants, avec formation d'un complexe vert de phosphomolybdène (V) à pH acide. L'intensité de la couleur du complexe formé est déterminée par la mesure de l'absorbance à 695 nm.

4.2.2 Mode opératoire

Le test de TAC a été réalisé suivant la méthode décrite par **(Phatak & Hendre, 2013)**.

○ Préparation du réactif de phosphomolybdate

Le réactif de phosphomolybdate est préparé en mélangeant des volumes appropriés pour obtenir les concentrations finales suivantes : acide sulfurique à 0,6 M, phosphate de sodium à 28 mM et molybdate d'ammonium à 4 mM.

Un volume de 0,2 ml de chaque extrait est mélangé avec 2 ml du réactif de phosphomolybdate.

Un blanc est préparé, en mélangeant 0,2 ml de l'eau distillée avec 2 ml du réactif de phosphomolybdate.

Dans les mêmes conditions, un témoin positif est préparé en utilisant l'acide ascorbique à différentes concentrations.

Après une période d'incubation de 90 min à 95 °C dans l'étuve, et après le refroidissement des tubes à température ambiante, l'absorbance est mesurée à 695 nm.

Chaque essai est répété 3 fois.

La capacité antioxydante totale est exprimée en milligrammes d'équivalent d'acide ascorbique par gramme (mg EAA/g) à partir de la courbe d'étalonnage de l'acide ascorbique.

Résultats et interprétations

1. Rendement d'extraction

Les rendements des 15 extraits préparés à partir de rhizome du *Carthamus caeruleus* par quatre méthodes d'extraction : macération, décoction, UAE, MAE, d'où chaque méthode a été réalisée en utilisant des solvants de polarité différente : l'eau distillée, le méthanol, l'éthanol à deux concentrations différentes (10 % et 30 %), sont présentés dans le **tableau 2**.

Tableau 2: Rendements d'extraction de 16 extraits de Rhizome du *Carthamus caeruleus*.

Solvants/Méthodes	Macération (%)	Décoction (%)	UAE (Ultrasonic-Assisted) (%)	MAE (Microwave-Assisted) (%)
Eau distillée	6,9	3,5	2,6	1,3
Méthanol	2,6	2,8	2,1	5,8
Hydroéthanol 10 %	6,2	3,5	8,1	2,5
Hydroéthanol 30 %	3,1	3,4	5,9	/

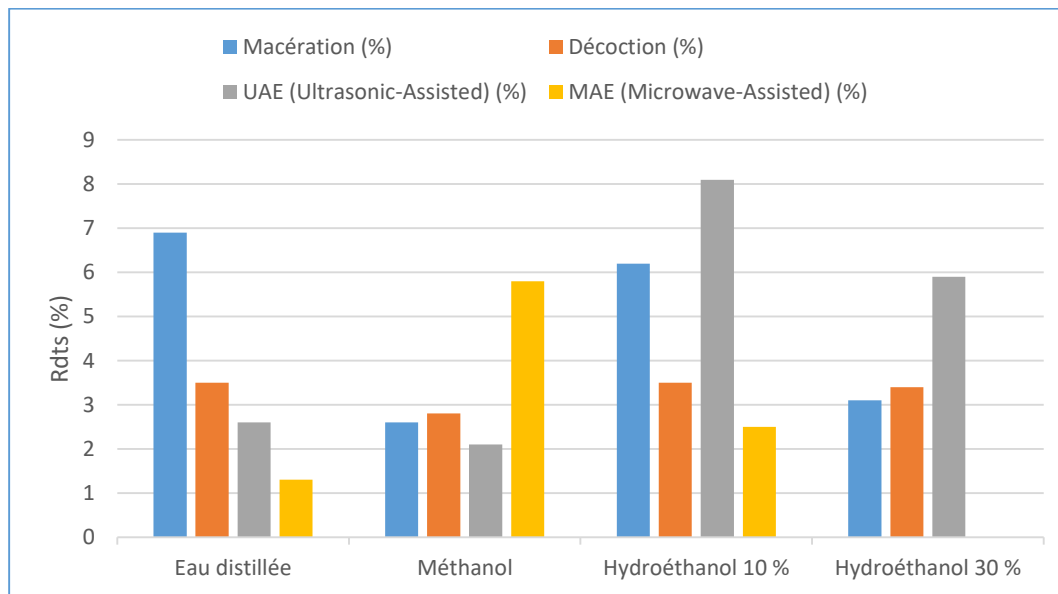


Figure 16: Rendements des extraits de Rhizome du *Carthamus caeruleus*.

Les rendements des extraits préparés varient entre 1,3 et 8,1 %, cette variation étant liée au choix du solvant et à la méthode d'extraction.

L'extraction assistée par ultrasons utilisant l'hydroéthanol de 10 % en tant que solvant produit le rendement le plus élevé par rapport aux autres types d'extraits (Tab. 2, Fig. 16).

2. Tests phytochimiques

Afin de déterminer la présence ou l'absence des différentes familles de métabolites secondaires dans le rhizome du *Carthamus caeruleus*, des tests phytochimiques ont été réalisés uniquement sur l'extrait aqueux préparé par Microwave-Assisted Extraction (MAE). Ces tests sont en relation avec l'intensité de coloration ou de précipitation, qui est proportionnelle à la quantité de la substance recherchée.

Les résultats obtenus sont représentés dans le **tableau 3**.

Tableau 3 : Résultats des tests phytochimiques de rhizomes du *Carthamus caeruleus*.

Métabolites secondaires	Réactifs	Résultats (ECE)
Tanins	FeCl ₃	+
Flavonoïdes	HCl+Mg ⁺²	-
Quinone libre	NaOH (1%)	+
Terpénoïdes	Test de salkowski	+
Saponines	Test de mousse	+

ECE : extrait aqueux préparé par MAE ; (+) : présence ; (-) : absence.

Selon les résultats mentionnés dans le **tableau 3**, nous avons révélé la présence des tanins, des quinones libres, des Terpénoïdes et des saponines dans l'extrait aqueux (ECE). Par contre, les flavonoïdes sont absents dans l'extrait.

3. Dosage des composés phénoliques

3.1. Dosage des polyphénols totaux

Le dosage des polyphénols totaux a été effectué par la méthode spectrophotométrie, en utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu.

Les résultats obtenus sont exprimés en μg équivalent d'acide gallique par mg de la matière sèche d'extrait obtenu ($\mu\text{g EAG/mg E}$), en utilisant l'équation de la régression linéaire de la courbe d'étalonnage tracée de l'acide gallique (**Figure 17**).

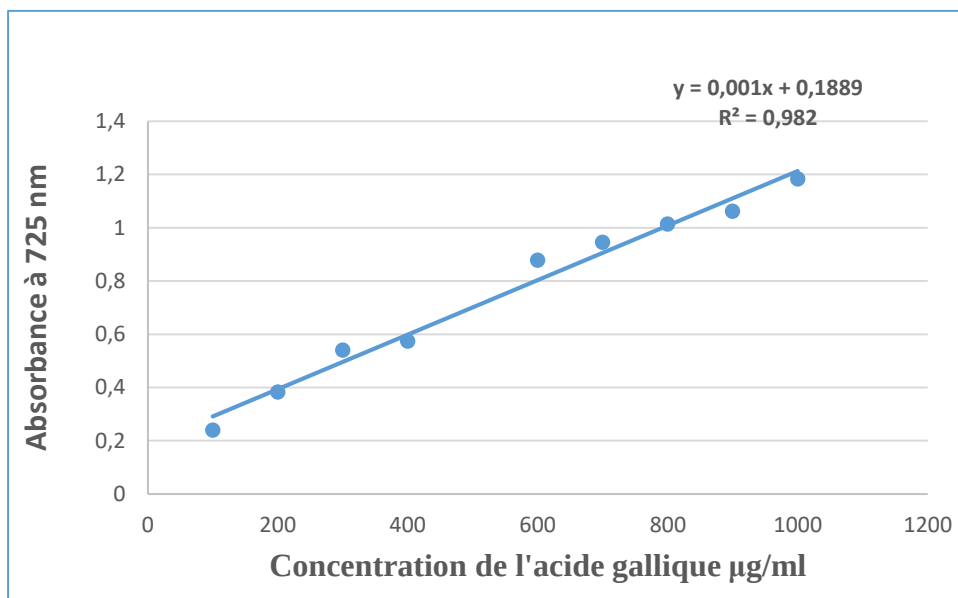


Figure 17 : La courbe d'étalonnage d'acide gallique pour le dosage des polyphénols totaux.

Les teneurs en polyphénols totaux des extraits du rhizome de *Carthamus caeruleus* sont présentées dans la **Figure 18**.

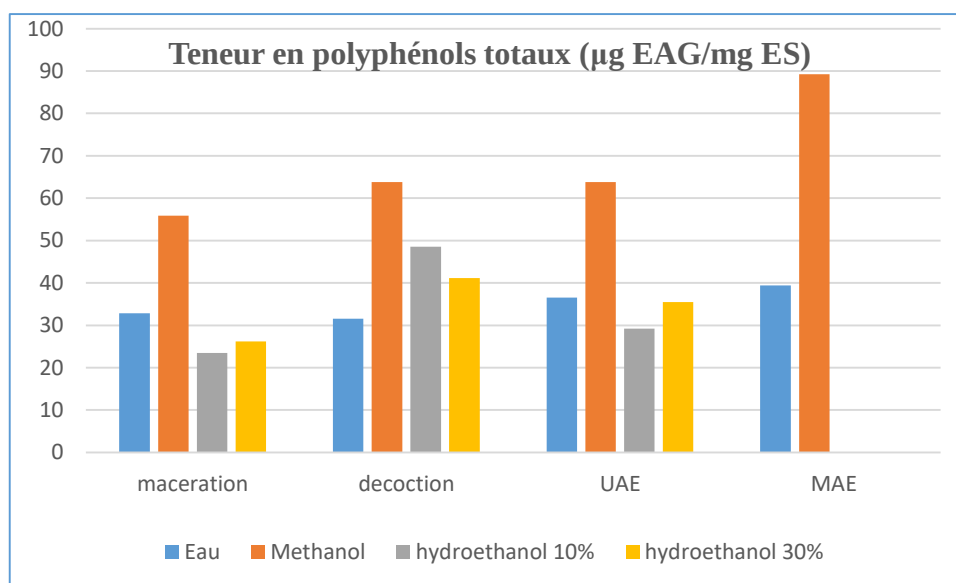


Figure 18: La teneur en polyphénols totaux ($\mu\text{g EAG/ mg ES}$), dans les différents extraits du rhizome du *Carthamus caeruleus*.

3.2 Dosage des flavonoïdes

Les teneurs en flavonoïdes ont été déterminées par méthodes spectrophotométriques, en utilisant la méthode basée sur leur oxydation en milieu alcalin, en présence du nitrite de sodium (NaNO_2) et du chlorure d'aluminium (AlCl_3).

Les résultats obtenus sont exprimés en μg équivalent de catéchine par mg de matière sèche (μg EC/mg MS) en utilisant l'équation de la régression linéaire de la courbe d'étalonnage tracée de la catéchine (**Fig. 19**).

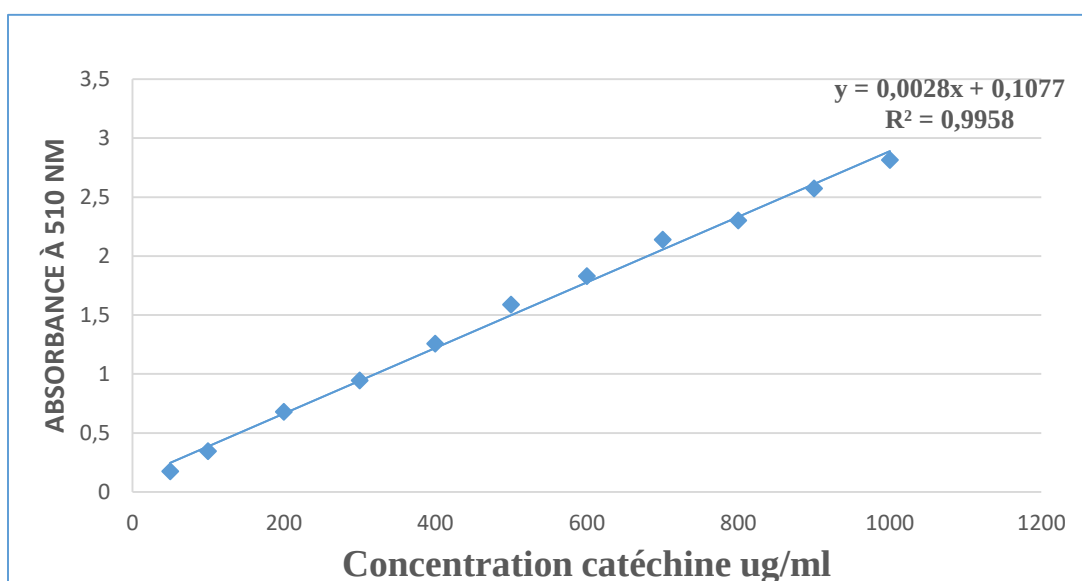


Figure 19: Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des flavonoïdes.

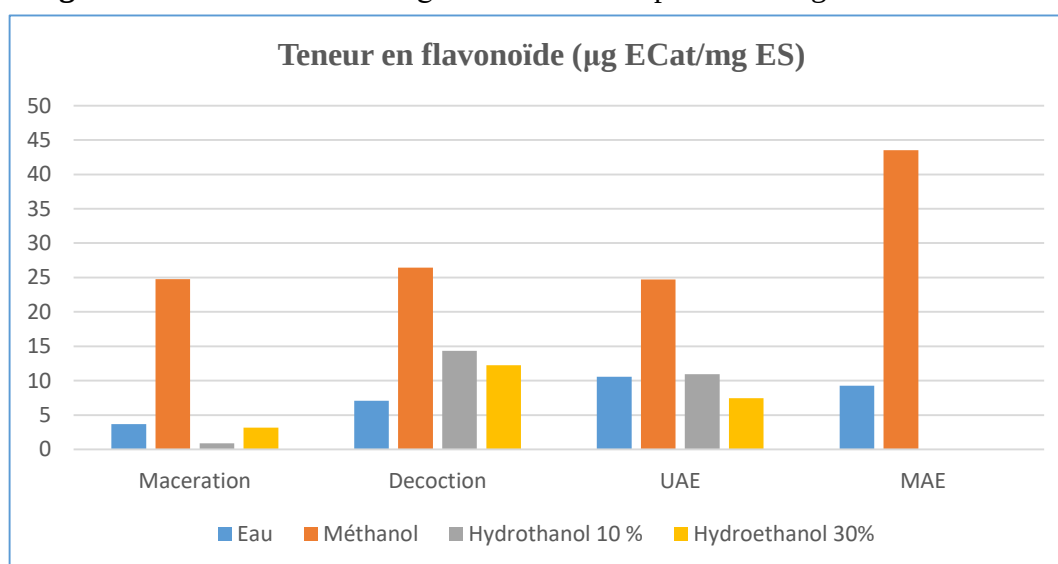


Figure 20: La teneur en flavonoïdes (μg EAG/ mg ES), dans les différents extraits de rhizome du *Carthamus caeruleus*.

Les teneurs en flavonoïdes des extraits du rhizome de *Carthamus caeruleus* sont présentées dans la **figure 20**.

Le tableau suivant illustre les teneurs en polyphénols totaux et en flavonoïdes des divers extraits de rhizome du *Carthamus caeruleus* réalisés par plusieurs procédés d'extraction (**Tab. 04**).

Tableau 4 : Représente les teneurs en polyphénols totaux et flavonoïdes des extraits de rhizome du *Carthamus caeruleus*.

EXTRAIT	Teneur en polyphénol ($\mu\text{g EAG}/\text{mg MS}$)	Teneur en flavonoïde ($\mu\text{g EC}/\text{mg MS}$)
EME	32,81 $\pm$ 6,48	3,70 $\pm$ 0,05
EDE	31,54 $\pm$ 8,04	7,06 $\pm$ 1,36
EUE	36,57 $\pm$ 5,83	10,56 $\pm$ 0,85
ECE	39,41 $\pm$ 1,55	9,26 $\pm$ 0,83
EMM	55,86 $\pm$ 1,06	24,76 $\pm$ 3,45
EDM	63,76 $\pm$ 4,73	26,43 $\pm$ 2,63
EUM	63,81 $\pm$ 3,21	24,71 $\pm$ 2,16
ECM	89,27 $\pm$ 6,35	43,50 $\pm$ 2,02
EMHE 10%	23,51 $\pm$ 4,07	0,88 $\pm$ 0,1
EDHE10%	48,51 $\pm$ 2,82	14,34 $\pm$ 1,67
EUHE10%	39,21 $\pm$ 5,09	10,93 $\pm$ 0,82
EMHE 30%	26,21 $\pm$ 0,70	3,19 $\pm$ 0,86
EDHE 30%	41,14 $\pm$ 3,98	12,24 $\pm$ 1,86
EUHE 30%	35,46 $\pm$ 1,06	7,47 $\pm$ 0,89

Expression des résultats (Moyenne $\pm$ ecart-type n = 3).

On a marqué des taux de 23,51 $\pm$ 4,07 à 89,27 $\pm$ 6,35 pour les polyphénols totaux, et de 0,88 $\pm$ 0,1 à 43,50 $\pm$ 2,02 pour les flavonoïdes, dans l'ensemble des extraits de *Carthamus caeruleus* préparés. L'extrait aqueux préparé par Microwave-Assisted Extraction (ECM) a présenté les teneurs les plus élevées en polyphénols totaux et en flavonoïdes.

4. Recherche de l'activité antioxydante

Dans cette partie, nous avons testé l'activité antioxydante des extraits préparés par macération, décoction, UAE et MAE de rhizome du *Carthamus caeruleus* en utilisant différents solvants. Par deux méthodes : piégeage du radical libre (DPPH) et capacité d'antioxydant totale (CAT).

4.1 Piégeage du radical libre DPPH

On a évalué l'activité antiradicalaire des extraits en fonction de leur aptitude à neutraliser le radical libre DPPH.

Les données présentées sont basées sur le pourcentage d'inhibition du DPPH en relation avec diverses concentrations d'extraits (**Fig. 22, 23 et 24**), et comparées à l'acide ascorbique utilisé comme contrôle positif (**Fig. 21**).

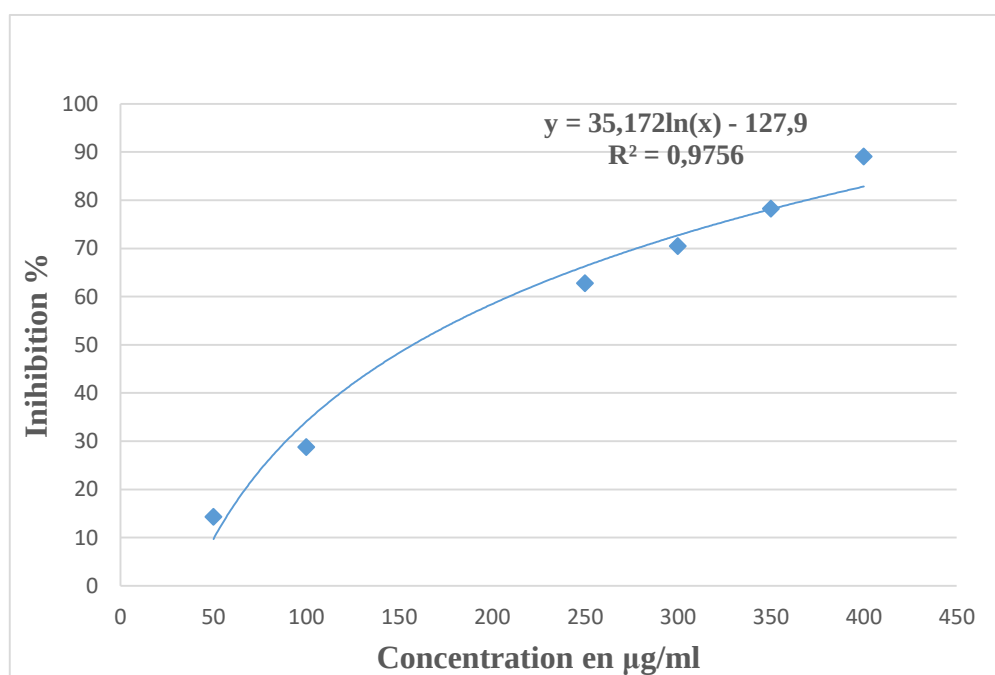


Figure 21: Courbe de pourcentage d'inhibition du DPPH en fonction de la concentration d'acide ascorbique.

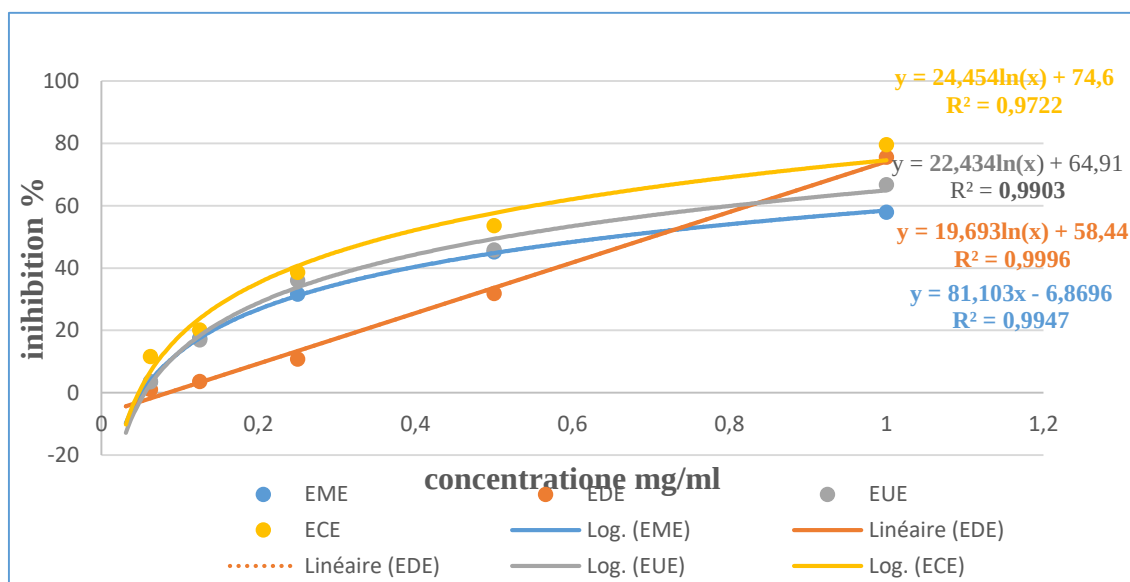


Figure 22: Les courbes des pourcentages d'inhibition du DPPH en fonction de la concentration des extraits aqueux (EME, EDE, EUE et ECE)

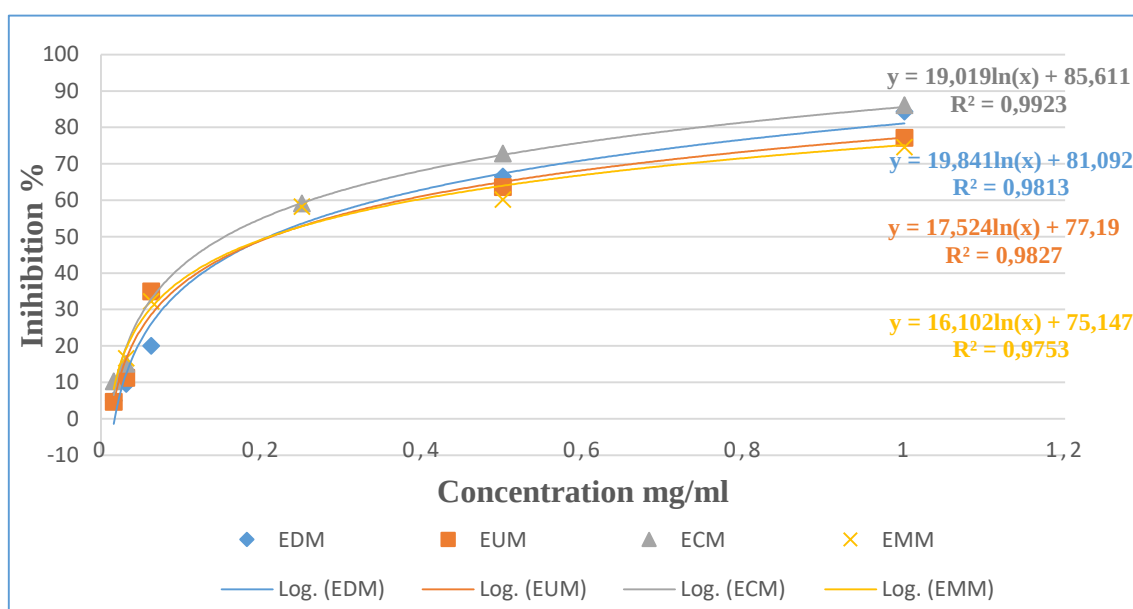


Figure 23: Les courbes des pourcentages d'inhibitions du DPPH en fonction de la concentration des extraits methanolique (EMM, EDM, EUM et ECM)

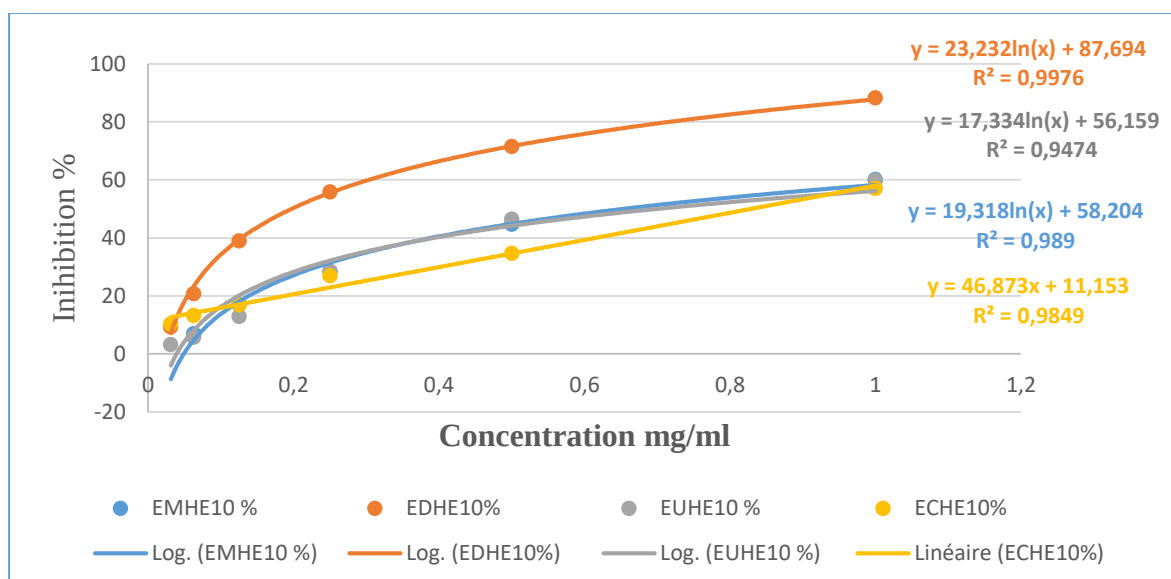


Figure 24: Les courbes des pourcentages d'inhibitions du DPPH en fonction de la concentration des extraits éthanolique (EMHE 10%, EDHE 10%, EUHE 10%, et ECHE 10 %).

➤ **Détermination de la concentration inhibitrice de 50 % (IC50) :**

Les valeurs de l'IC50 des extraits de rhizomes du *Carthames caeruleums* et de l'acide ascorbique ont été déterminées graphiquement à partir des équations de la régression linéaire ou logarithmique. Les résultats d'IC50 sont représentés dans le **tableau 5, figure 25**.

Tableau 5 : Représente IC50 de l'acide ascorbique et les extraits aqueux, methanolique et hydroethanolique 10%.

EXTRAIT	IC50(µg/ml)
ASC	157,
EME	651
EDE	701
EUE	514
ECE	366
ECM	154
EDM	209
EUM	212
EMM	210
ED HE10%	197
EUHE10%	701
EMHE10%	654
ECHE10%	829

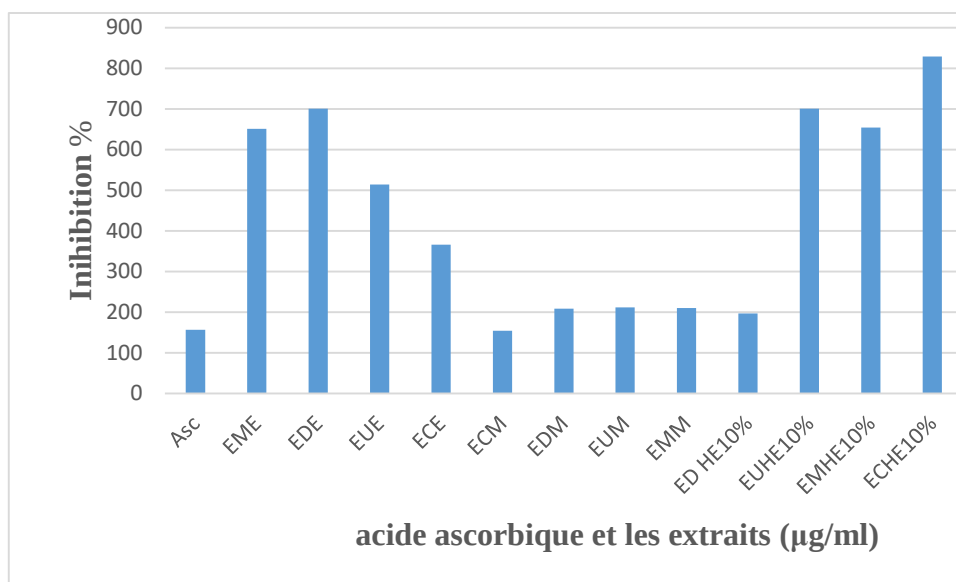


Figure 25 : La concentration inhibitrice IC₅₀ en fonction de concentration des extraits et l'acide ascorbique (µg/ml).

4.2 Capacité d'antioxydant totale (CAT)

Les résultats obtenus de la capacité d'antioxydant totale des différents extraits de la partie rhizome de *Carthamus caeruleus* et de l'acide ascorbique sont représentés dans les figures suivantes :

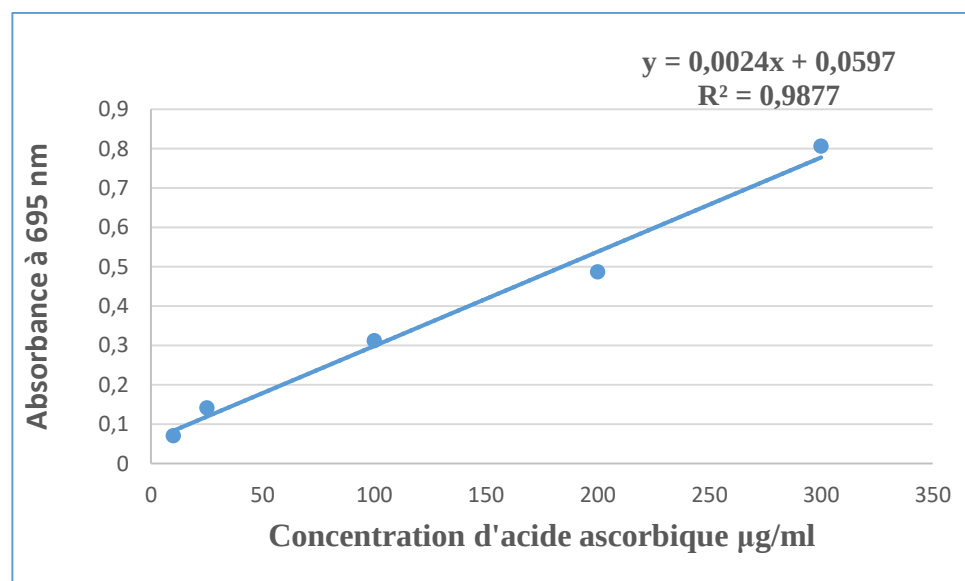


Figure 26 : Courbe d'étalonnage de l'acide ascorbique pour le dosage de la capacité d'antioxydante totale.

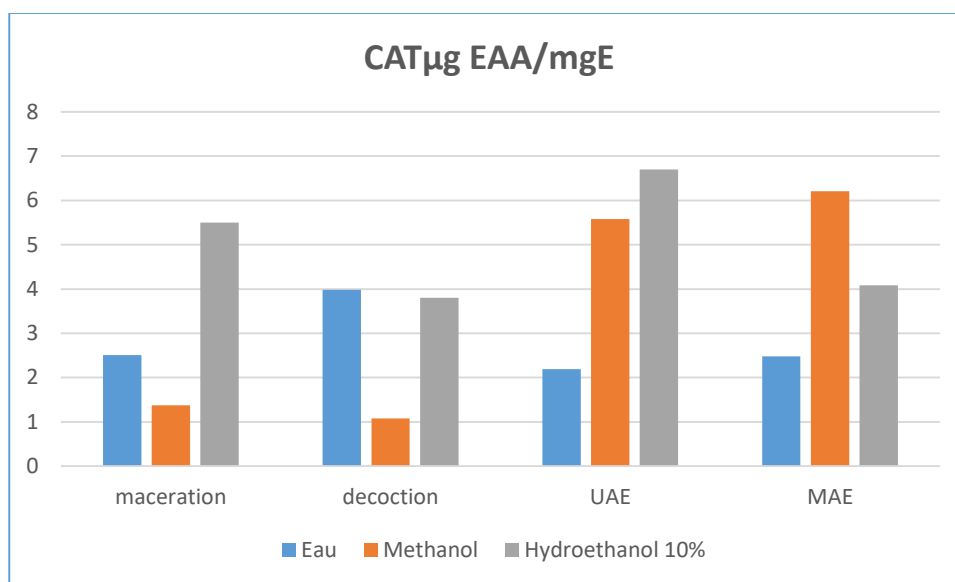


Figure 27 : La capacité d'antioxydante totale des extraits de rhizome *Carthamus caeruleus*.

Tableau 6 : Represente les concentrations de capacite d'antioxydante totale des extraits.

Extrait	Concentration (mg EAA/g)
EME	2,51±0,51
EUE	2,19±0,09
EDE	3,98±0,51
ECE	2,48±0,73
EMM	1,37±0,92
EDM	1,08±0,14
EUM	5,58±0,38
ECM	6,21±0,50
EMHE 10%	5,51±0,98
EDHE 10%	3,79±0,85
EUHE10%	6,71±0,50
ECHE10%	4,09±0,17

Valeurs exprimées en moyenne ± Ecart-types n = 3.

La **figure 27** indique que tous les extraits de de rhizome *Carthamus caeruleus* présentent une capacité antioxydante totale notable. En outre, le procédé d'extraction hydroéthanolique par ultrasons et le méthanolique par microondes montrent les activités les plus efficaces. Nous avons remarqué que les valeurs les plus élevées étaient relevées dans les extraits hydroéthanolique 10 % produits par ultrasons ($6,71 \pm 0,50$ mg EAA/mg E), suivis de ceux obtenus par microondes et

ultrasons pour l'extrait méthanolique ($6,21 \pm 0,50$ mg EAA/gE) et ($5,58 \pm 0,38$ mg EAA/gE), respectivement (**Tab. 6**).

Discussion

Ces dernières années, de nombreuses études rigoureuses ont été réalisées sur les plantes médicinales pour en documenter l'usage traditionnel et identifier leurs composés bioactifs. Cela permet d'évaluer leurs effets biologiques ou de les utiliser comme modèle pour la synthèse de nouvelles substances. Des études détaillées sur les rhizomes de *Carthamus caeruleus* ont mis en évidence un éventail d'activités biologiques. Il sert souvent à guérir plusieurs maladies, spécifiquement les brûlures.

Dans cette étude, nous nous sommes intéressés à tester l'effet du choix du solvant et de la méthode d'extraction sur les propriétés phytochimiques et antioxydantes des extraits de rhizomes de *Carthamus caeruleus*.

Les résultats obtenus soulignent une variabilité notable de l'efficacité d'extraction en fonction des méthodes d'extraction : Concernant les méthodes vertes, l'extraction assistée par ultrasons (UAE) a permis d'atteindre le rendement maximal de l'étude, 8,1 %, en utilisant l'hydroéthanol 10 %. Pour l'extraction assistée par micro-ondes (MAE), elle a révélé une efficacité optimale avec le méthanol 5,8 %. Pour la macération s'est avérée plus performante avec l'eau distillée (6,9 %), tandis que la décoction a montré des rendements plus stables et modérés autour de 3,5 %.

Les recherches menées par **Ouda et al. (2021)** sur les rhizomes de *Carthamus caeruleus* ont révélé un rendement d'environ 15 % pour l'extrait aqueux préparé par décoction à condition de lyophilisation.

De même, en comparant avec les travaux de **Djafri et al. (2025)**, on note des rendements 22,5 % et 19,2 % pour les extraits hydrométhanolique et chloroformique préparé par macération avec ratio de (1 : 5). Par ailleurs, **(Moualek et al., 2025)** ont noté le rendement 47,06 % pour l'extrait de jus de racine.

Cette variation est probablement due au choix du solvant, à la méthode et au temps d'extraction, à la température, à la région et à la période de récolte.

Les résultats des tests phytochimiques ont souligné la présence des tannins, des quinones libres, des terpénoïdes et des saponines dans l'extrait aqueux préparé par MAE et l'absence des flavonoïdes.

Ces résultats, dont la majorité est en accord avec ceux rapportés aux travaux suivants, avec quelques différences :

Dahmani et al. (2018) ont indiqué la présence de tanins, flavonoïdes, anthocyanines, leucoanthocyanines, sennosides, quinones libres, saponines, glycosides, mucilages et coumarines pour l'extrait méthanolique.

Ouda et al. (2021) ont indiqué la présence de caroténoïdes, flavonoïdes, terpénoïdes et stéroïdes, tannins, saponines, coumarines, quinones, mucilage, protéines et glycosides et l'absence des alcaloïdes. En plus des tests qualitatifs, nous avons également mesuré la teneur en polyphénols totaux et de flavonoïdes dans les 14 extraits.

Les résultats ont montré que l'extrait méthanolique a indiqué la meilleure capacité d'extraction des polyphénols totaux. En comparant les différentes méthodes appliquées, la MAE s'est avérée la plus performante avec une teneur de $89,27 \pm 6,35 \mu\text{g EAG/mg ES}$. Elle est suivie par l'UAE avec $63,81 \pm 3,21 \mu\text{g EAG/mg ES}$ et la décoction avec $63,76 \pm 4,73 \mu\text{g EAG/mg ES}$, qui présentent des rendements très proches. Enfin, la macération a enregistré la teneur la plus faible avec $55,86 \pm 1,06 \mu\text{g EAG/mg ES}$.

Concernant la teneur en flavonoïdes, les résultats montrent une variation notable en fonction des méthodes d'extraction et des solvants utilisés. L'extrait méthanolique préparé par MAE s'est révélé le plus riche en flavonoïdes, avec une valeur maximale de $43,50 \pm 2,02 \mu\text{g EC/mg ES}$. Il est suivi par l'extrait méthanolique préparé par décoction avec $26,43 \pm 2,63 \mu\text{g EC/mg ES}$. Puis l'extrait méthanolique préparé par macération et l'extrait préparé par UAE avec des teneurs de $24,76 \pm 3,45 \mu\text{g EC/mg ES}$ et $24,71 \pm 2,16 \mu\text{g EC/mg ES}$ respectivement.

Nos résultats ont révélé que la méthode assistée par micro-ondes (MAE) est la plus efficace pour l'extraction des composés phénoliques et des flavonoïdes. Cette supériorité peut être attribuée à l'effet thermique et à la pression générés par les micro-ondes.

Ouda et al. (2021) ont souligné des teneurs en polyphénols de l'ordre de $13,08 \pm 0,22 \text{ mg EAG/g ES}$ et des teneurs en flavonoïdes de l'ordre de $5,02 \pm 0,55 \text{ mg EQ/g ES}$ pour l'extrait aqueux préparé par décoction.

Belounis et al. (2025) ont montré une teneur en polyphénol de l'ordre de $21,19 \pm 0,37 \text{ mg EAG/g ES}$ pour l'extrait aqueux des rhizomes et une teneur en flavonoïde de l'ordre de $0,72 \pm 0,013 \text{ mg EQ/g ES}$.

Djafri et al., (2025) ont noté des teneurs en polyphénols de l'ordre de $138.07 \pm 0.15 \mu\text{g EAG/mg ES}$ et $129.53 \pm 0.20 \mu\text{g EAG/mg ES}$, teneur en flavonoïdes de l'ordre de $35.87 \pm 0.02 \mu\text{g QE/mg ES}$ et $16.75 \pm 0.00 \mu\text{g EQ/mg ES}$ pour l'extrait hydrométhanolique et chloroformique respectivement.

Les résultats indiquent que les rhizomes de *Carthamus caeruleus* sont riches en composés phénoliques, avec des variations de teneurs en fonction du solvant utilisé et de la région de récolte.

Deux méthodes ont été utilisées pour évaluer l'activité antioxydante des extraits préparés de la plante étudiée : l'activité antiradicalaire a été évaluée en utilisant la méthode de piégeage du radical libre DPPH, qui est représentée par IC₅₀, et la méthode de capacité d'antioxydante totale CAT.

Nous avons enregistré la meilleure activité antiradicalaire pour l'extrait méthanolique préparé par MAE, qui a affiché des IC₅₀ = 154 $\mu\text{g/ml}$. Elle est suivie par l'extrait hydroéthanolique 10 % préparé par décoction et l'extrait méthanolique préparé par macération et après l'extrait méthanolique préparé par UAE avec des IC₅₀ d'ordre 197 $\mu\text{g/ml}$, 210 $\mu\text{g/ml}$ et 212 $\mu\text{g/ml}$ respectivement. Il est intéressant de noter que l'extrait méthanolique préparé par MAE montre une activité comparable à celle de l'acide ascorbique (IC₅₀ = 157 $\mu\text{g/ml}$). Ces résultats confirment l'efficacité de la méthode MAE pour optimiser l'extraction des composés phénoliques à haute activité biologique.

Ces résultats sont en accord avec les résultats des travaux de **Belounis et al. (2025b)**. Pour le test DPPH de l'extrait aqueux des rhizomes de *Carthamus caeruleus*, ont montré un effet antiradicalaire avec une valeur d'IC₅₀ de $0,65 \pm 0,03 \text{ mg/ml}$.

Selon l'étude de **Baghiani et al. (2009)**, une valeur de IC₅₀ de $187,38 \pm 2,36 \mu\text{g/ml}$ a été enregistrée pour l'extrait méthanolique des racines, alors que **Moussa et al. (2022)** ont rapporté une valeur de $1606 \pm 0,05 \mu\text{g/ml}$.

De plus, l'analyse de la capacité d'antioxydant totale a révélé que l'extrait hydroéthanolique 10 % obtenu par UAE présente une meilleure activité antioxydante avec une teneur de $6,71 \pm 0,50 \text{ mg EAA/g}$. Elle est suivie par l'extrait méthanolique préparé par MAE avec une valeur de $6,21 \pm 0,50 \text{ mg EAA/g}$. Concernant les méthodes traditionnelles, pour l'extrait hydroéthanolique 10 % préparé par macération, nous avons enregistré la valeur de $5,51 \pm 0,98 \text{ mg EAA/g}$ et enfin l'extrait aqueux obtenu par décoction avec une teneur de $3,98 \pm 0,51 \text{ mg EAA/g}$.

Cette activité antioxydante est en accord avec les études réalisées sur *Carthamus caeruleus* **Belounis et al., (2025b) ; Djafri et al., (2025)**, qui ont également rapporté un potentiel antioxydant important de cette espèce.

Conclusion

Le *Carthamus caeruleus*, également connu sous le nom de *Carduncelle bleue*, appartenant à la famille des Astéracées, est caractérisé par ses fleurs bleu-violet et ses feuilles épineuses. Originaire des régions du bassin méditerranéen, notamment en Algérie. Ces rhizomes sont largement utilisés pour traiter les brûlures de divers degrés, favorisent la cicatrisation des plaies et la repousse des cheveux.

Dans ce travail, nous avons mené une comparaison des différentes méthodes en utilisant différents solvants, une étude phytochimique et une évaluation de l'activité antioxydante des extraits préparés de la partie rhizomes de *Carthamus caeruleus*, dans le but de mieux comprendre ses propriétés et d'envisager le développement de ses applications thérapeutiques.

Les résultats obtenus ont conduit aux conclusions suivantes :

- ✓ L'extrait hydroéthanolique 10 % préparé par UAE représente le meilleur rendement, de l'ordre de 8,1 %.
- ✓ Les tests phytochimiques ont permis de mettre en évidence la présence des tannins, des quinones libres, des terpénoïdes et des saponines dans l'extrait aqueux préparé par MAE et l'absence des flavonoïdes.
- ✓ L'extrait méthanolique préparé par MAE a montré une richesse en polyphénols totaux et en flavonoïdes de l'ordre de $89,27 \pm 6,35 \mu\text{g EAG/mg ES}$ et $43,50 \pm 2,02 \mu\text{g EC/mg ES}$ respectivement.
- ✓ L'évaluation de l'activité antioxydante par méthode de piégeage du radical libre DPPH a montré que l'extrait méthanolique préparé par MAE a présenté le meilleur pouvoir antioxydant avec une valeur de IC_{50} de l'ordre de $154 \mu\text{g/ml}$, cette activité est supérieure à celle du standard utilisé (acide ascorbique).
- ✓ Nos résultats ont révélé que l'extraction assistée par micro-ondes (MAE) est la méthode la plus efficace pour l'extraction des composés phénoliques et des flavonoïdes. Cette supériorité peut être attribuée à l'effet thermique et à la pression générés par les micro-ondes.
- ✓ Le solvant méthanol est le meilleur pour sa polarité qui permet une solubilisation optimale des composés phénoliques présents dans les rhizomes de *Carthamus caeruleus*.

- ✓ L'extrait hydroéthanolique 10 % préparé par UAE a présenté une meilleure activité antioxydante par méthode de capacité d'antioxydant totale CAT avec un ordre de $6,71 \pm 0,50$ mg EAA/g.
- ✓ Les résultats obtenus montrent que les méthodes d'extraction verte sont nettement plus performantes que les méthodes conventionnelles. Qui permet l'utilisation des ondes ultrasoniques et des micro-ondes pour maximiser la récupération des composés bioactifs, tout en réduisant la durée de traitement.

Ces travaux ouvrent des voies de recherche nouvelles, permettant d'envisager des investigations complémentaires afin d'optimiser d'avantage la valorisation de cette espèce.

- ✓ L'identification précise des métabolites responsables de l'activité biologique.
- ✓ Évaluer l'activité antioxydante par d'autres méthodes : ORAC (Oxygen Radical Absorbance Capacity), CUPRAC (Cupric reducing antioxidant capacity).
- ✓ Evaluer d'autres activités biologiques (repousse des poils ...)
- ✓ Formulation d'un produit pharmaceutique, soit une solution topique ou des pansements bioactifs élaborés à partir des rhizomes de *Carthamus caeruleus*.

Références bibliographiques

Altanam, S. Y., Darwish, N., & Bakillah, A. (2025). Exploring the interplay of antioxidants, inflammation, and oxidative stress: Mechanisms, therapeutic potential, and clinical implications. *Diseases*, 13(9), Article 309. <https://doi.org/10.3390/diseases13090309>

An, F., Wang, S., Yuan, D., Gong, Y., & Wang, S. (2016). Attenuation of oxidative stress of erythrocytes by plant-derived flavonoids, orientin and luteolin. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 2016, Article 3401269. <https://doi.org/10.1155/2016/3401269>

Apak, R., Güçlü, K., Özyürek, M., & Karademir, S. E. (2004). Novel total antioxidant capacity index for dietary polyphenols and vitamins C and E, using their cupric ion reducing capability in the presence of neocuproine: CUPRAC method. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 52(26), 7970–7981. <https://doi.org/10.1021/jf048741x>

Belounis, Y., Moualek, I., Sebbane, H., Dekir, A., Bendif, H., Garzoli, S., & Houali, K. (2025a). Phytochemical characterization and antibacterial activity of *Carthamus caeruleus* L. aqueous extracts: In vitro and in silico molecular docking studies. *Chemistry & Biodiversity*, 22(1), Article e202402662. <https://doi.org/10.1002/cbdv.202402662>

Belounis, Y., Moualek, I., Sebbane, H., Issad, H. A., Saci, S., Saoudi, B., Nabti, E., Trabelsi, L., Houali, K., & Cruz, C. (2025b). Potential natural antioxidant and anti-inflammatory properties of *Carthamus caeruleus* L. root aqueous extract: An in vitro evaluation.

Bitwell, C., Indra, S. S., Luke, C., & Kakoma, M. K. (2023). A review of modern and conventional extraction techniques and their applications for extracting phytochemicals from plants. *Scientific African*, 19, Article e01585. <https://doi.org/10.1016/j.sciaf.2023.e01585>

Blamey, M., & Grey-Wilson, C. (2009). *Toutes les fleurs de Méditerranée : Les fleurs, les graminées, les arbres et les arbustes.*

Câmara, J. S., Perestrelo, R., Ferreira, R., Berenguer, C. V., Pereira, J. A. M., & Castilho, P. C. (2024). Plant-derived terpenoids: A plethora of bioactive compounds with several health functions and industrial applications—A comprehensive overview. *Molecules*, 29(16), Article 3861. <https://doi.org/10.3390/molecules29163861>

Cao, S., Liang, J., Chen, M., Xu, C., Wang, X., Qiu, L., Zhao, X., & Hu, W. (2025). Comparative analysis of extraction technologies for plant extracts and absolutes. *Frontiers in Chemistry*, 13, Article 1536590. <https://doi.org/10.3389/fchem.2025.1536590>

Chandimali, N., Bak, S. G., Park, E. H., Lim, H.-J., Won, Y.-S., Kim, E.-K., Park, S.-I., & Lee, S. J. (2025). Free radicals and their impact on health and antioxidant defenses: A review. *Cell Death Discovery*, 11(1), Article 19. <https://doi.org/10.1038/s41420-024-02278-8>

Cosme, F., Aires, A., Pinto, T., Oliveira, I., Vilela, A., & Gonçalves, B. (2025). A comprehensive review of bioactive tannins in foods and beverages: Functional properties, health benefits, and sensory qualities. *Molecules*, 30(4), Article 800. <https://doi.org/10.3390/molecules30040800>

Dahmani. (2019). *Évaluation de l'activité biologique des polyphénols de Carthamus caeruleus L. (Asteraceae)*. [Thèse, université de Boumerdes] <https://dspace.univ-boumerdes.dz/handle/123456789/5642>

Dong, M., Ming, X., Xiang, T., Feng, N., Zhang, M., Ye, X., He, Y., Zhou, M., & Wu, Q. (2024). Recent research on the physicochemical properties and biological activities of quinones and their practical applications: A comprehensive review. *Food & Function*, 15(18), 8973–8997. <https://doi.org/10.1039/D4FO02600D>

Gulcin, İ., & Alwasel, S. H. (2023). DPPH radical scavenging assay. *Processes*, 11(8), Article 2248. <https://doi.org/10.3390/pr11082248>

Hammoudi, A., Zatla, A. T., Mami, I. R., Benariba, N., Brixi-Gormat, R., Fekhikher, Z., Benramdane, H., & Dib, M. E. A. (2024). In vitro and in silico α -amylase inhibition activity of carlina oxide and apilotaxene isolated from the roots of *Carthamus caeruleus* and *Rhaponticum acaule*. *Current Chemical Biology*, 18(2), 94–103. <https://doi.org/10.2174/0122127968317328240918041222>

Hlatshwayo, S., Thembane, N., Krishna, S. B. N., Gqaleni, N., & Ngcobo, M. (2025). Extraction and processing of bioactive phytoconstituents from widely used South African

medicinal plants for the preparation of effective traditional herbal medicine products: A narrative review. *Plants*, 14(2), Article 206. <https://doi.org/10.3390/plants14020206>

Hussain, M. K., Khatoon, S., Khan, M. F., Akhtar, M. S., Ahamad, S., & Saquib, M. (2024). Coumarins as versatile therapeutic phytomolecules: A systematic review. *Phytomedicine*, 134, Article 155972. <https://doi.org/10.1016/j.phymed.2024.155972>

Knez, E., Kadac-Czapska, K., & Grembecka, M. (2025). Evaluation of spectrophotometric methods for assessing antioxidant potential in plant food samples—A critical approach. *Applied Sciences*, 15(11), Article 5925. <https://doi.org/10.3390/app15115925>

Koca, B. E., Sarıtaş, S., Bechelany, M., & Karav, S. (2025). The functional role of polyphenols across the human lifespan. *International Journal of Molecular Sciences*, 26(22), Article 11074. <https://doi.org/10.3390/ijms262211074>

Le, T. H. (2025). Green extraction of plant antioxidants: Supercritical methods and industrial applications—A review. *Food and Humanity*, 5, Article 100787. <https://doi.org/10.1016/j.foohum.2025.100787>

De Oliveira, J. M., Leite Carnib, B., Destro, A. L. F., Floresta, L. R. S., Lage, T. M., Martins Dos Santos, R., De Souza, E. V., César Muniz, F., & Silva, A. C. (2026). Non-enzymatic antioxidants and the regulation of redox balance in health: Mechanisms and therapeutic implications. In *Reactive oxygen species—An overview [Working title]*. IntechOpen. <https://doi.org/10.5772/intechopen.1013436>

Martins, R., Barbosa, A., Advinha, B., Sales, H., Pontes, R., & Nunes, J. (2023). Green extraction techniques of bioactive compounds: A state-of-the-art review. *Processes*, 11(8), Article 2255. <https://doi.org/10.3390/pr11082255>

Missoune, F., & Amari, N. (2024). *Potentiel cicatrisant de Carthamus caeruleus chez les rats : Une évaluation de son effet régénérateur* [Mémoire de Master].

Molyneux, P. (2004). The use of the stable free radical diphenylpicrylhydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant activity. *Songklanakarin Journal of Science and Technology*, 26(2), 211–219.

Moualek, I., Bendif, H., Dekir, A., Benarab, K., Elfalleh, W., Houali, K., & Peron, G. (2025). Investigation of in vitro and in silico anti-inflammatory potential of *Carthamus caeruleus* L. root juice. *International Journal of Molecular Sciences*, 26(13), Article 5965. <https://doi.org/10.3390/ijms26135965>

Moussa, H., Dahmoune, F., Hentabli, M., Remini, H., & Mouni, L. (2022). Optimization of ultrasound-assisted extraction of phenolic-saponin content from *Carthamus caeruleus* L. rhizome and predictive model based on support vector regression optimized by dragonfly algorithm. *Chemometrics and Intelligent Laboratory Systems*, 222, Article 104493. <https://doi.org/10.1016/j.chemolab.2022.104493>

Moussa, H., Dahmoune, F., Tahraoui, H., Mróz, M., Hamid, S., Lekmine, S., Benslama, O., Touzout, N., Kusznierewicz, B., Kadri, N., Remini, H., Elfalleh, W., Bendif, H., Boufahja, F., Ibrahim, N. A., & Amrane, A. (2025). UHPLC-HRMS profiling and *in silico* analysis of *Carthamus caeruleus* L. phenolics for wound healing. *Food Bioscience*, 71, Article 107219. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2025.107219>

Mungwari, C. P., King'ondur, C. K., Sigauke, P., & Obadele, B. A. (2025). Conventional and modern techniques for bioactive compounds recovery from plants: Review. *Scientific African*, 27, Article e02509. <https://doi.org/10.1016/j.sciaf.2024.e02509>

Ouali, Y., Hammi, S., Belkadi, A., Tata, S., Umar, H. I., Alabi, T. E., Ghouila, Z., & Dahmani-Hamzaoui, N. (2025). Comprehensive evaluation of *Carthamus caeruleus* L. essential oil: Chemical composition, antimicrobial, anti-inflammatory, wound healing, and molecular docking studies. *Journal of Essential Oil Bearing Plants*, 28(5), 946–968. <https://doi.org/10.1080/0972060X.2025.2576647>

Ouda, A. N., Missoune, F., Sekkal, F. Z., & Djebli, N. (2021). *In vivo* anti-inflammatory activity of aqueous extract of *Carthamus caeruleus* L. rhizome against carrageenan-induced inflammation

in mice. *Jordan Journal of Biological Sciences*, 14(3), 529–535.
<https://doi.org/10.54319/jjbs/140319>

Pastrikos, G. (2018). *Carthamus caeruleus* L. (Cardueae, Asteraceae), a new record for Rodos Island, Greece.

Phatak, R. S., & Hendre, A. S. (2013). Total antioxidant capacity (TAC) of fresh leaves of *Kalanchoe pinnata*. *J Pharmacogn Phytochem*, 2(5), 32-35.

Plyduang, T., Monton, C., & Suksaeree, J. (2026). Sustainable green extraction approaches for herbal phytochemicals supporting environmentally friendly and climate responsive product development. *Sustainable Chemistry for Climate Action*, 8, 100184.
<https://doi.org/10.1016/j.scca.2026.100184>

Pooja, G., Shweta, S., & Patel, P. (2025). Oxidative stress and free radicals in disease pathogenesis: A review. *Discover Medicine*, 2(1), Article 104. <https://doi.org/10.1007/s44337-025-00303-y>

Qin, Y., Qian, C., Li, W., Wang, Q., Sheng, Q., Chen, Z., Zhang, W., Li, W., Ge, G., Yan, Z., & Geng, D. (2026). Oxidative stress: Molecular mechanisms, diseases, and therapeutic targets. *MedComm*, 7(2), Article e70600. <https://doi.org/10.1002/mco2.70600>

Quézel, P. (1963). *Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales*. Éditions du Centre National de la Recherche Scientifique (CNRS).

Saad, A. M., Mohammed, D. M., Alkafaas, S. S., Ghosh, S., Negm, S. H., Salem, H. M., ... & El-Saadony, M. T. (2025). Dietary polyphenols and human health: sources, biological activities, nutritional and immunological aspects, and bioavailability—a comprehensive review. *Frontiers in immunology*, 16, 1653378. <https://doi.org/10.3389/fimmu.2025.1653378>

Shen, L., Pang, S., Zhong, M., Sun, Y., Qayum, A., Liu, Y., Rashid, A., Xu, B., Liang, Q., Ma, H., & Ren, X. (2023). A comprehensive review of ultrasonic assisted extraction (UAE) for bioactive components: Principles, advantages, equipment, and combined technologies. *Ultrasonics Sonochemistry*, 101, Article 106646. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2023.106646>

Stachelska, M. A., Karpiński, P., & Kruszewski, B. (2025). A comprehensive review of biological properties of flavonoids and their role in the prevention of metabolic, cancer and neurodegenerative diseases. *Applied Sciences*, 15(19), Article 10840. <https://doi.org/10.3390/app151910840>

Vermerris, W., & Nicholson, R. (2006). Phenolic compounds and their effects on human health. In *Phenolic compound biochemistry*, 235–255. Springer Netherlands. https://doi.org/10.1007/978-1-4020-5164-7_7

Zhishen, J., Mengcheng, T., & Jianming, W. (1999). The determination of flavonoid contents in mulberry and their scavenging effects on superoxide radicals. *Food Chemistry*, 64(4), 555–559. [https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(98\)00102-2](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(98)00102-2)