



REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE
UNIVERSITÉ DE GHARDAIA

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

Département de Biologie

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

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences biologiques

Spécialité : Biochimie appliquée

M^{lle} HOUDJEDJE Asma

M^{lle} BAAMMOUR CHIKH Hanan

Thème

Effet de la méthode d'extraction aqueuse « macération et décoction » sur les différents composés et l'activité antioxydante des cladodes de *l'Opuntia ficus-indica* de la région de Ghardaïa

Soutenu publiquement, le 17/ 06/ 2025

Devant le jury composé de :

Mme HAMIDOUDJANA A.	Maître de conférences classe A	Univ. Ghardaïa	Présidente
Mme MEZERAI R.	Maître de conférences classe B	Univ. Ghardaïa	Encadrante
M^{lle} SEDDIKI M.	Maître-Assistant classe A	Univ. Ghardaïa	Examinateuse

Année universitaire : 2024 – 2025

Remerciements



Remerciements

Remerciement Nos remerciements les plus profonds et inexprimables, s'adressent avant tout à ALLAH le tout puissant, de nous avoir accordé la force, la santé et le courage afin de pouvoir accomplir ce modeste travail.

Nos profondes reconnaissances et nos sentiments les plus sincères vont à notre encadreur Mme MEZERAÏ R. Maître de conférences classe B, pour l'honneur qu'elle nous a fait en acceptant d'encadrer ce travail, de le diriger avec tant de compétence et de gentillesse. Ses conseils et ses orientations éclairées nous ont permis de mener à terme ce travail, afin de nous aider à avancer encore vers d'autres horizons.

Nous exprimons également nos plus vifs remerciements à Mme HAMID OUDJANA A maître de conférences classe A. pour l'honneur qu'elle nous fait en acceptant de présider ce Jury de ce mémoire.

Nos remerciements les plus sincères s'adressent également à Mlle. SADDIKI M. maître-Assistant classe A pour nous avoir fait l'honneur d'examiner ce travail.

Nos remerciements à tous les enseignants du département de biologie et spécialement : Mme BAALI F, ADDOUNE N.

Nous tenons à remercié l'ensemble de personnel des laboratoires d'université de Ghardaïa, spécialement à Melle HAJD KOUIDER K., Melle GHEZAIEL S., Mr. MESSITFA N., Mr BENHAMMOUDA H., Mr. BEN SALEH B., Mr. MOULAY OMAR A. et de laboratoire, et de laboratoire d'analyse Mr. BENAOUUMEUR K. Merci également à mon cousin HOUDJEDJE H. pour l'aide dans la récolte des plantes.

Nous remercions chaleureusement tous les étudiants de notre Promotion de Master Biochimie appliquée 2025.

Enfin nous finirons par remercier tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Dédicace



Dédicace

Tout d'abord je remercie le Dieu tout puissant pour m'avoir donné, le pouvoir, la force et la volonté pour réaliser ce modeste travail que Je dédie :

À la mémoire de la reine de ma vie et à l'âme de mon cœur, ma chère mère **Fatiha**, qui a été ma motivation, mon soutien et mon amour tout au long de mon parcours académique. Que Dieu t'accorde sa miséricorde et t'ouvre les portes du paradis.

À mon très cher père **Kacem**, qui m'a soutenu, toujours encouragé, appris à être forte et conseillé de prendre les bonnes décisions.

À mon adorable grand-mère **Lalla** je te souhaite que du bonheur et la longe vie en bonne santé et à ma jolie tante **Massouda** qui m'aide beaucoup dans mes études.

À la mémoire de mon grand-père **Omer**, tu resteras à jamais vivant dans nos cœurs. Que Dieu t'accorde Sa miséricorde et t'accorde une place au paradis.

À la mémoire de mes chers grands-parents : **Hammou** et **Lalla**, que Dieu vous accorde Sa miséricorde et vous élève parmi les justes au paradis.

À mes très chers frères : **Hammou**, **Hassan** et **Imaddinne**, Qui est toujours présent à mes côtés, je te souhaite la meilleure réussite dans ta vie personnel et professionnel.

À ma chère et adorable Sœur : **Zineb**, je vous souhaite que du la joie et le bonheur dans la vie.

À la joie de notre maison, mes petits neveux : **Zaid**, **Rayan** et **Marwan**, je vous souhaite une vie illuminée de bonheur, de santé et de réussite.

À tous mes oncles, mes tantes et à toute ma famille bien-aimée, qui m'ont toujours encouragé durant mes études, je vous dis Merci infiniment.

À ma chère copine et mon binôme **Hanan** que j'ai passé avec toi des moments agréables, qui a travaillé dur avec moi pour compléter ce travail, j'imploré Dieu de t'apporter le bonheur et tes aider à réaliser tes vœux.

À tous mes enseignements qui m'ont aidée et encouragée tout au long de mes études.

Tous ceux qui ont participé à la réalisation de ce travail.

Asma

Dédicace

Merci à Dieu qui m'a permis de terminer mes études et m'a donné la force et la patience de continuer dans les moments difficiles et de persévérer pour réussir.

*À ma chère mère **Aicha**, qui m'a toujours soutenue et m'a apporté tout son amour et ses encouragements dans ma vie et mes études, tous les sacrifices consentis et ses précieux conseils, reçoit à travers ce travail, l'expression de mes sentiments et de mon éternelle*

*À mon cher père **Mohammed**, qui fait de son mieux pour m'offrir le meilleur et qui m'encourage et me soutient constamment dans ma vie et mes études. Merci, papa. J'espère que tu te réjouiras de ma réussite et que tu y trouveras le fruit de nombreuses années de sacrifices.*

*À ma chère et affectueuse grand-mère, **Cheikha***

*À ma sœur **Leila** pour toute l'aide qu'elle m'a apportée.*

*À mes sœurs **Ryhane**, **Arinas** et mon frère **Abdullah***

*À ma partenaire, **Asma**, mon amie fidèle qui m'a accompagné dans mes études et ensemble nous avons croisé le chemin de la réussite.*

Tous ceux ou celles qui me sont chers.

À tous mes enseignements qui m'ont aidée et encouragée tout au long de mes études.

Tous ceux qui ont participé à la réalisation de ce travail.

Hanan

Résumé

Les jeunes cladodes d'*Opuntia ficus-indica*, utilisés comme légume, constituent une source précieuse de composés bioactifs et de nutriments au potentiel fonctionnel élevé pour la santé et font l'objet de notre étude visant à évaluer leur activité antioxydante et leur valeur nutritionnelle à travers le dosage des métabolites primaires, secondaires et des sels minéraux.

La détermination de la teneur en eau, les tests phytochimiques, l'analyse des sels minéraux et les tests quantitatifs : le dosage des métabolites primaires, le dosage des polyphénols totaux, le dosage des flavonoïdes totaux et l'évaluation du pouvoir antioxydant selon des protocoles expérimentaux adaptés ont été réalisés sur la matière sèche et /ou aux deux extraits aqueux (obtenus par macération (Ex M) et par décoction (Ex D)) de cladodes de l'*OFI*.

Les résultats obtenus révèlent la présence des flavonoïdes, des polyphénols, des alcaloïdes, des quinon libre, des tanins, terpènes, des composés réducteurs, des alcaloïdes et l'absence des anthraquinones, saponosides.

Le taux d'humidité, les fibres, les lipides, le cendre, sont présents à des pourcentages de $92 \pm 0,03\%$; $7,135 \pm 0,3\%$; $1,763\%$; $26,69 \pm 0,37\%$, respectivement. La teneur en protéines s'élevait à $14,46 \pm 0,01\%$ dans Ex M et à $10,02 \pm 0,02\%$ dans Ex D, celui-ci en glucides est de $56,47\%$ dans la MS de la poudre végétale, $49,65\%$ dans Ex D et $55,66\%$ dans Ex M. La valeur énergétique est faible ($22\text{ kcal}/100\text{ g}$), tandis que les extraits sur matière sèche sont beaucoup plus énergétiques ($273\text{--}281\text{ kcal}/100\text{ g MS}$). Les polyphénols et les flavonoïdes totaux étaient présents en grande quantité dans Ex M que dans Ex D, respectivement $53,53 \pm 0,04\text{ }\mu\text{g EGA/mg Ex}$ et $150,4 \pm 0,03\text{ }\mu\text{g ER/mg Ex}$. De plus, l'extrait obtenu par macération présente des teneurs plus élevées en sels minéraux, notamment en Zn^{2+} , Mg^{2+} , P, Ca^{2+} et K^+ , par rapport à Ex D.

L'évaluation de l'activité antioxydante par le test de DPPH a montré une valeur d' IC_{50} très importante, comparable à celle de l'acide ascorbique $42,731 \pm 0,46\text{ mg/ml}$ pour Ex M, IC_{50} de $49,643 \pm 1,9\text{ mg/ml}$ pour Ex D. Par ailleurs, l'activité antioxydante totale a été estimée à $35,08 \pm 0,06\text{ }\mu\text{g EAA/mg Ex}$ pour la macération et à $30,9 \pm 0,00\text{ }\mu\text{g EAA/mg Ex}$ pour la décoction.

D'après notre étude, en constate que la température présente un effet négatif sur la teneur de l'extrait aqueux de cladode en métabolites secondaires, en composées nutritionnelle et ainsi sur l'activité antioxydante.

Les mots clés : cladode, *Opuntia ficus-indica*, activité antioxydante, macération, décoction.

Abstract

The young cladodes of *Opuntia ficus-indica*, consumed as a vegetable, are a valuable source of bioactive compounds and nutrients, and are the subject of our study on their antioxidant activity and nutritional value by analyzing primary and secondary metabolites as well as mineral content.

Moisture content, phytochemical composition, mineral analysis, and quantitative determinations: primary metabolites, total polyphenols, total flavonoids, and antioxidant capacity were carried out following established experimental protocols on the dry matter and/or the two aqueous extracts prepared by maceration (Ex M) and decoction (Ex D).

The results revealed the presence of flavonoids, polyphenols, alkaloids, free quinones, tannins, terpenes, and reducing compounds, while anthraquinones and saponins were absent.

Nutritional analysis showed moisture, fiber, lipid, and ash contents of $92 \pm 0,03\%$, $7,135 \pm 0,3\%$, $1,763 \%$, and $26,69 \pm 0,37\%$, respectively. Protein content was higher in the maceration extract ($14,46 \pm 0,01\%$) than in the decoction extract ($10,02 \pm 0,02\%$). Carbohydrates were 56.47% in the dry powder, 49.65% in Ex D, and 55.66% in Ex M. The energy value was low in fresh material (22 kcal/100 g), while the dry matter extracts were much more energetic (273–281 kcal/100 g DM).

Total polyphenols and flavonoids were also more abundant in the maceration extract ($53,53 \pm 0,04 \mu\text{g GAE/mg}$ and $150,4 \pm 0,03 \mu\text{g RE/mg}$, respectively) than in the decoction extract. The maceration extract also contained higher levels of minerals, particularly Zn^{2+} , Mg^{2+} , P, Ca^{2+} , and K^+ .

Antioxidant activity assessed by the DPPH assay showed a strong IC_{50} , comparable to ascorbic acid, with $42,731 \pm 0,46 \text{ mg/ml}$ for the maceration extract and $49,643 \pm 1,9 \text{ mg/ml}$ for the decoction extract. Total antioxidant activity was $35,08 \pm 0,06 \mu\text{g AAE/mg}$ for maceration and $30,9 \pm 0,00 \mu\text{g AAE/mg}$ for decoction.

According to our study, higher extraction temperatures have a negative impact on the levels of secondary metabolites and nutritional compounds in the aqueous extracts of the cladodes, consequently reducing their antioxidant activity.

Keywords: cladode, *Opuntia ficus-indica*, antioxidant activity, maceration, decoction.

ملخص

السيقان الصغيرة (*Opuntia ficus-indica*) لنبات التين الشوكى (*Opuntia ficus-indica* *jeunes cladodes*) المستخدمة كخضار، تمثل مصدراً ثميناً للمركبات النشطة بيولوجياً والمعذيات ذات الإمكانيات الوظيفية العالية لتعزيز الصحة وتشكل موضوع دراستنا حول نشاطها المضاد للأكسدة وقيمتها الغذائية من خلال قياس المستقلبات الأولية والثانوية والأملاح المعدنية.

تم إجراء قياس محتوى الرطوبة، والاختبارات الفيتوكيميائية، وتحليل الأملاح المعدنية، بالإضافة إلى الاختبارات الكمية للمستقلبات الأولية، والبوليفينولات الكلية، والفلافونويدات الكلية، وتقدير القدرة المضادة للأكسدة وفق بروتوكولات تجريبية ملائمة، وذلك على المادة الجافة وأو المستخلصين المائيين (المحضررين بواسطة النقع(Ex D) (وبواسطة الغلي(Ex M)) لسيقان

Opuntia ficus-indica.

تكشف النتائج المتحصل عليها عن وجود الفلافونويدات، البوليفينولات، القلويدات، الكينونات الحرة، التаниنات، التريبينات، والمركبات المختزلة، مع غياب الأنثراكينونات والصابونينات.

كما سُجّل محتوى الرطوبة والألياف والدهون والرماد بنسـبـة بلـغـت عـلـى التـوـالـي : $7.135 \pm 0.3\%$ ، $92 \pm 0.03\%$ ، $1,763 \pm 0.37\%$ ، $26,69 \pm 0.01\%$ في مستخلص النقع، و $10,02 \pm 0.02\%$ في مستخلص الغلي، في حين بلـغـت نـسـبـة الكـرـبـوـهـيـدـرـات $14,46 \pm 0.47\%$ في مـسـحـوقـ النـبـاتـ الجـافـ، و $49,65 \pm 0.55,66\%$ في *Ex D* ، و $273-281 \text{ kcal}/100 \text{ g}$ في *Ex M*. القيمة الطاقوية منخفضة في الساق الصبار الطازج($22 \text{ kcal}/100 \text{ g}$) ، بينما كانت أعلى بكثير في المستخلصات على المادة الجافة (*MS*). ولوحظ أن البوليـفـينـولـاتـ والـفلـافـونـويـدـاتـ الكلـيـةـ كانتـ بـتـركـيزـ أـعـلـىـ فيـ المستـخلـصـ المـنـقـوعـ مـقـارـنـةـ بـالـمـسـتـخلـصـ المـغـلـيـ،ـ حيثـ بلـغـتـ عـلـىـ التـوـالـيـ $150,4 \pm 0,04 \mu\text{g EGA/mg Ex}$ و $53,53 \pm 0,04 \mu\text{g ER/mg Ex}$.

إضافة إلى ذلك، أظهر مستخلص النقع نسبة أعلى من الأملاح المعدنية، خاصة الزنك Zn^{2+} ، المغنيسيوم Mg^{2+} ، الفوسفور P ، الكالسيوم Ca^{2+} ، والبوتاسيوم K^+ ، مقارنة بالمستخلص المعلى.

أما تقدير النشاط المضاد للأكسدة باختبار DPPH فقد بين قيمة IC_{50} عالية ومقارنة لتلك الخاصة بحمض الأسكوربيك، حيث سـجـلتـ $42,731 \pm 0,46 \text{ mg/ml}$ لـمـسـتـخلـصـ النـقـعـ،ـ و $49,643 \pm 1,9 \text{ mg/ml}$ لـمـسـتـخلـصـ الغـليـ.ـ كما قـدـرـتـ الفـعـالـيـةـ المـضـادـ لـلـأـكـسـدـةـ الكلـيـةـ بـ *Ex* $35,08 \pm 0,06 \mu\text{g EAA/mg Ex}$ و $30,9 \pm 0,00 \mu\text{g EAA/mg Ex}$.

وفقاً لـدـرـاسـتـناـ،ـ نـلـاحـظـ أـنـ الـحرـارةـ تـؤـثـرـ سـلـبـاـ عـلـىـ مـحـتـوىـ الـمـسـتـخلـصـ المـائـيـ لـسيـقـانـ *Opuntia ficus-indica*ـ منـ المـسـتـقلـابـاتـ الثـانـيـةـ وـالـمـكـوـنـاتـ الـغـذـائـيـةـ،ـ وـبـالـتـالـيـ تـقـلـلـ مـنـ نـشـاطـهـ المـضـادـ لـلـأـكـسـدـةـ.

الكلمات المفتاحية: *Opuntia ficus-indica* ، *cladode* ، *مضاد للأكسدة* ، *نشاط* ، *النـقـعـ* ، *المـغـلـيـ*.

List des abréviations

FB : figuier de barbarie	NaNO₃ : Nitrate de sodium
OFI : <i>Opuntia ficus-indica</i> .	HgCl₂ : Chlorure de mercure (II)
Ex D : Extrait aqueux par décoction	AlCl₃ : Trichlorure d'aluminium.
Ex M : Extrait aqueux par macération	KI : Iodure de potassium
Ex : Extrait	I₂ : Dioxyde
EAG : équivalent acide gallique	CuSO₄ : Sulfate de cuivre (II)
ER : équivalent rutine	H₂O : Eau
EAA : équivalent acide ascorbique	C : Concentration
N : normalité	SD : Déviation standard
M : molarité	tr/min : tour par minute
AA : acide ascorbique	Ca²⁺ : calcium
nm : nanomètre	Mg²⁺ : magnésium
mg/ml : milligramme(s)/millimètre(s)	K⁺ : potassium
µg : microgramme(s)	P : phosphore
λ : La longueur d'onde	Zn²⁺ : zinc
UV : ultraviolet	BSA : Albumine de sérum bovine
UVA : ultraviolet A	RO : Radicaux oxygénés
ROS : les espèces réactives de l'oxygène.	RN : Radicaux nitrogénés
DPPH : 2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl	MS : Matière sèche
IC₅₀ : Concentration inhibitrice 50 %	PF : Poids frais
CAT : capacité antioxydante totale	Kcal : Kilocalorie
FCR : Réactif de Folin-Ciocalteu	Na₂CO₃ : Carbonate de sodium
FeCl₃ : Chlorure ferrique	NaOH : Soude
HCl : Acide chlorhydrique	H₂SO₄ : Acide sulfurique
NH₄ OH : Hydroxyde d'ammonium	
AOAC : Association of Official Analytical Chemists	
LC-HRESIMS : Chromatographie Liquide – Spectrométrie de Masse à Haute Résolution avec Ionisation par Électrospray.	

List des figures

Figure 1: Localisation géographique de sites de récolte (Intissa) des cladodes de l' <i>Opuntia ficus-indica</i> , Sahara septentrional, Algérie.	7
Figure 2: Cladodes de figuier de Barbarie (<i>Opuntia ficus-indica</i>). a. Cladodes fraîchement récoltés ; b. Cladodes découpés ; c. Cladodes séché.....	8
Figure 3: Principales étapes de protocole expérimental.	10
Figure 4: Protocole expérimentale de dosage des phénols totaux.	13
Figure 5 : Protocole expérimentale de dosage des flavonoïdes.	15
Figure 6 : Montage de Soxhlet.	16
Figure 7 : Teneurs en polyphénols totaux des deux extraits de cladode de <i>O. ficus-indica</i>	25
Figure 8: Histogramme de taux en flavonoïdes pour les extraits chaque valeur représente la moyenne \pm SD (n=3).....	26
Figure 9 : Histogramme comparative de la capacité totales antioxydante des extraits aqueux de cladode de OFI. Chaque valeur représente la moyenne SD \pm (n=3).	32
Figure 10 : Taux d'inhibition de DPPH par différentes concentrations de l'acide ascorbique....	33
Figure 11 : Pourcentage d'inhibition en fonction de la concentration de l'extrait de décoction et de l'extrait de macération.....	34
Figure 12: Histogramme des concentrations inhibitrice à 50 % (mg/ml) pour le test DPPH de l'acide ascorbique et les deux extraits de OFI.	35

List des tableaux

Tableau 1: Principes et protocoles des tests du criblage phytochimique de quelques métabolites secondaires.....	11
Tableau 2: Rendements des extraits aqueux des cladodes <i>O. ficus indica</i>	23
Tableau 3: Screening phytochimique de certains composés phytochimiques dans les deux extraits de cladodes d' <i>Opuntia ficus-indica</i>	24
Tableau 4: Tenure en protéines dans les cladodes de l’OFI.....	27
Tableau 5: Tenure en composants physico-chimique de cladode de l’OFI exprimé en (%).	28
Tableau 6: Tenure en composés nutritionnelles exprimé en (g/100g).	30
Tableau 7: Résultats obtenus de dosage des sels minéraux des deux extraits aqueux de cladode de l’OFI.....	31
Tableau 8: Valeurs d’IC50 des extraits de <i>l’opuntia ficus-indica</i>	35
Tableau 9: Résultats de sel minéraux des cladodes d’OFI de la région de blida. (Hadj sadok, 2010).	- 10 -

Liste des annexes

Annexe 1: Les solution utilisées et leurs préparations.	- 1 -
Annexe 2 : Dispositif expérimental de la gamme d‘étalonnage de l‘acide gallique pour le dosage des polyphénols totaux.....	- 2 -
Annexe 3 : Gamme étalon de l‘acide gallique. Chaque valeur représente la moyenne ± SD (n=3).	- 2 -
Annexe 4 : Dispositif expérimental de la gamme d‘étalonnage de la rutine pour le dosage des flavonoïdes.....	- 2 -
Annexe 5 : Gamme étalon de la rutine. Chaque valeur représente la moyenne ± SD (n=3).	- 3 -
Annexe 6 : Activité antioxydante test de DPPH (préparation des réactifs et des extraits).	- 3 -
Annexe 7 : Activité antioxydante test de capacité totale antioxydante (préparation des réactifs et des extraits).	- 5 -
Annexe 8 : Gamme d‘étalonnage de l‘acide ascorbique de test de capacité totale. Chaque valeur représente la moyenne ± SD (n=3).	- 6 -
Annexe 9 : la méthode de Lowry	- 6 -
Annexe 10 : Gamme étalon de BSA. Chaque valeur représente la moyenne ± SD (n=3).....	- 7 -
Annexe 11 : les analyses des sels minéraux	- 7 -
Annexe 12 : La teneur en quelques sels minéraux des cladodes d’OFI de la région de blida. obtenu par l’étude de Hadj sadok (2010).....	- 10 -

Table des matières

INTRODUCTION.....	1
MATÉRIELS ET MÉTHODES	7
1. Matériel végétal	7
1.1. Récolte	7
1.2. Séchage et broyage	8
1.3 Préparation des extraits aqueux	8
1.4 Calcul du rendement	9
2. Etude phytochimique des extraits de <i>O. ficus-indica</i>	11
2.1 Analyse qualitative : criblage phytochimique.....	11
2.2 Analyses quantitatives	12
2.2.1 Dosage des composés phénoliques	12
a.Principe	12
b.Mode opératoire	13
2.2.2 Dosage des flavonoïdes par trichlorure d'aluminium.....	14
a. Principe.....	14
b. Mode opératoire	14
3. Analyses des composants physico-chimiques	15
3.1 Détermination de la teneur en eau	15
3.2 Détermination de la matières solides	16
3.3 Détermination de la matières grasses brutes	16
3.3.1 Principe	16
3.3.2 Mode d'opératoire.....	16
3.4 Détermination de protéines	17
3.4.1 Principe	17
3.4.2 Mode d'opératoire.....	17
3.5 Détermination de fibres brutes.....	18
3.5.1 Principe	18
3.5.2 Mode d'opératoire.....	18

3.6	Détermination de cendres totales	19
3.6.1	Principe	19
3.6.2	Mode d'opératoire.....	19
3.7	Détermination des glucides.....	19
3.8	Détermination de la valeur nutritive	20
3.9	Analyse des sels minéraux dans les extraits aqueux	20
4	Étude de l'activité antioxydant	20
4.1	Capacité antioxydant totale (CAT).....	20
4.1.1	Principe	20
4.1.2	Protocole expérimentale.....	21
4.1.3	Expression des résultats	21
4.2	Piégeage du radical libre DPPH (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl).....	21
4.2.1	Principe	21
4.2.2	Protocole expérimentale.....	22
4.2.3	Expression des résultats	22
5	Etudes statistiques	22
	RESULTATS ET DISCUSSION	23
1.	Etude phytochimique des extraits	23
1.1	Rendement d'extraction	23
1.2	Analyses qualitatives : criblage phytochimique	23
1.3	Analyses quantitatives	24
1.3.1	Dosage des polyphénols.....	24
1.3.2	Dosage des flavonoïdes.....	26
2.	Analyse des composants physico-chimiques	27
2.1	Taux de la teneur en eau.....	27
2.2	Protéines.....	27
2.3	Autres composants	28
2.4	Valeur nutritionnelle.....	29
2.5	Dosage des sel minéraux.....	31
3	Etude de l'activité antioxydante.....	31
3.1	Capacité totale d'antioxydants (CAT).....	31

3.2 Piégeage du radical libre DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl).....	33
CONCLUSION	37
ANNEXES	- 1 -

Introduction



INTRODUCTION

Opuntia ficus-indica, communément appelé figuier de Barbarie, est une espèce de cactus originaire du Mexique, aujourd’hui largement répandue et cultivée dans de nombreuses régions arides et semi-arides à travers le monde, notamment dans le bassin méditerranéen, l’Afrique du Nord et certaines zones subtropicales. Cette large distribution géographique illustre son rôle stratégique en tant que plante de subsistance dans les milieux soumis à la désertification et à la raréfaction des ressources en eau (**Martins et al., 2023 ; Kiesling, 1998**).

Morphologiquement, le figuier de Barbarie se caractérise par ses cladodes (des tiges aplatis et charnues qui sont des feuilles photosynthétiques) qui assurent à la fois la capture du carbone, le stockage d’eau et la photosynthèse via un métabolisme de type CAM (Crassulacean Acid Metabolism). Celui qui confère une efficacité remarquable dans la gestion des ressources hydriques, en réduisant les pertes par transpiration. Les cladodes, recouverts de cuticules cireuses et de fines épines, assurent une protection contre la déshydratation et l’herbivorie, tandis que les racines superficielles étendues permettent une absorption rapide de l’humidité du sol. Par ailleurs, la plante produit des fleurs aux couleurs vives, favorisant la pollinisation, ainsi que des fruits charnus riches en sucres et pigments naturels (**Nobel, 2002 ; Stintzing & Carle, 2005**).

Sur le plan économique et nutritionnel, l’*OFI* occupe une place particulière en raison de la diversité de ses applications. Ses fruits sont largement consommés et transformés, tandis que ses cladodes représentent une source importante des métabolites. Ces derniers sont associés à des propriétés biologiques notables, notamment des activités antioxydantes, anti-inflammatoires et hypoglycémiantes, qui renforcent l’intérêt de la plante comme ressource nutraceutique et fonctionnelle (**Martins et al., 2023 ; Slimen et al., 2016**). Outre son usage alimentaire, la plante est également valorisée dans le domaine fourrager, cosmétique et pharmaceutique, ce qui en fait une ressource polyvalente et durable adaptée aux besoins des populations vivant dans les environnements contraints (**Martins et al., 2023 ; Thakuria et al., 2020**).

Depuis des siècles, l’*OFI* occupe une place importante dans les pratiques de médecine traditionnelle à travers différentes cultures, grâce à la diversité de ses usages thérapeutiques. Au Mexique, les cladodes sont préparés sous forme de pulpe ou de jus appliqué localement sur les brûlures, plaies et inflammations cutanées, en raison de leurs propriétés apaisantes et anti-inflammatoires. Une décoction des cladodes est également consommée pour traiter les ulcères gastro-duodénaux et divers troubles digestifs, tandis que les fruits sont utilisés pour soulager la

constipation et favoriser le transit intestinal grâce à leur richesse en fibres et en mucilages (**Sáenz, 2000 ; Stintzing & Carle, 2005**).

En Afrique du Nord, notamment dans les zones rurales du Maroc, d'Algérie et de Tunisie, les infusions et décoctions des cladodes sont traditionnellement consommées pour atténuer les symptômes du diabète, une pratique confirmée plus tard par des études cliniques mettant en évidence l'effet hypoglycémiant et hypocholestérolémiant des extraits de figuier de Barbarie (**Bouras et al., 2025 ; Ben Yahia, 2022**).

Les cladodes de l'*OFI* occupent une place importante dans la médecine populaire, où elles sont traditionnellement employées pour le soulagement des affections respiratoires chroniques telles que l'asthme et la toux persistante, souvent sous forme de décoctions ou de préparations associées à d'autres remèdes naturels (**Kaur et al., 2012**). Ces usages empiriques trouvent un certain appui dans la recherche expérimentale récente, qui a mis en évidence la capacité des extraits aqueux de cladodes à atténuer l'inflammation des voies respiratoires induite par des allergènes ou des particules fines, suggérant ainsi un potentiel bénéfice dans la modulation des réponses asthmatiques (**Lee et al., 2022 ; Ammam et al., 2023**). Parallèlement, plusieurs travaux ont documenté leurs propriétés hépatoprotectrices : grâce à leur richesse en polysaccharides, polyphénols et autres métabolites secondaires, les cladodes réduisent le stress oxydatif, améliorent l'activité des enzymes hépatiques et limitent les dommages liés à des agents toxiques ou à certains médicaments (**El-Mostafa et al., 2014 ; Chowdhury et al., 2020 ; Ponce, 2025**). En outre, leurs activités antioxydantes et immunomodulatrices, largement rapportées, confèrent aux cladodes un intérêt thérapeutique potentiel, en cohérence avec leur usage traditionnel dans une perspective de « purification du sang » et de soutien général de la santé (**Butera et al., 2002 ; Ammar et al., 2018**).

Bien que ces usages relèvent encore du domaine empirique, ils constituent un socle de connaissances qui a suscité un intérêt scientifique croissant au cours des dernières décennies. Ils représentent aujourd'hui des hypothèses de recherche explorées dans le cadre du développement de produits pharmaceutiques et nutraceutiques. D'où l'importance d'évaluer les activités biologiques, en particulier les propriétés antioxydantes, des extraits aqueux des cladodes afin de vérifier scientifiquement ces applications traditionnelles. Au cours des dernières décennies, l'intérêt pour les tiges vertes (cladodes) de l'*OFI* ne s'est plus limité à leur rôle alimentaire ou médicinal traditionnel, mais s'est élargi à des industries modernes telles que la pharmacie et la

Introduction

cosmétique. Cette évolution s'explique principalement par leur richesse en composés bioactifs tels que les polyphénols, les bétalaïnes, les flavonoïdes et les mucilages, ainsi que par leur teneur élevée en vitamines (C et E) et en minéraux (Ca^{2+} , Mg^{2+} , K^+). Dans le domaine pharmaceutique, les extraits aqueux et alcooliques des cladodes ont été utilisés comme agents naturels antioxydants et anti-inflammatoires, ce qui les rend prometteurs pour l'élaboration de formulations visant la prévention des maladies chroniques liées au stress oxydatif, telles que le diabète et les affections cardiovasculaires (**Stintzing & Carle, 2005 ; El-Mostafa et al., 2014**). Par ailleurs, il a été démontré que les mucilages extraits des cladodes peuvent être exploités comme excipients pharmaceutiques dans la fabrication de comprimés, grâce à leur capacité à former un gel visqueux améliorant la libération et la biodisponibilité des principes actifs (**Prajapati & Apte, 2021**).

En cosmétique, les mucilages des cladodes ont prouvé leur efficacité comme agents naturels d'hydratation et d'apaisement cutané, en raison de leur capacité à retenir l'eau et à protéger la peau contre la déshydratation. Ainsi, ils sont intégrés dans des formulations de crèmes hydratantes, de masques faciaux et de gels cutanés. De plus, leurs extraits riches en polyphénols présentent des propriétés anti-âge et photoprotectrices, en neutralisant les radicaux libres et en limitant les effets néfastes des rayons UV, ce qui justifie leur incorporation dans les produits anti-rides et protecteurs solaires) (**Bağırsakçı et al., 2025**). Bien que l'huile extraite des graines de l'*OFI* ont été largement étudiée et valorisée dans les domaines pharmaceutique et cosmétique (**Ciriminna et al., 2017**), les cladodes représentent également une ressource prometteuse grâce à leur richesse en mucilage et en composés bioactifs, leur conférant des propriétés hydratantes et réparatrices exploitables dans les formulations cosmétiques (**Liguori et al., 2021**) ; **Stintzing & Carle, 2005**). Ces utilisations industrielles illustrent la valeur ajoutée de cette ressource végétale, à l'interface entre nutrition, pharmacie et cosmétique (**Saenz, 2000**).

Parallèlement, les jeunes cladodes (nopalitos) de l'*OFI* constituent une ressource alimentaire traditionnelle. Leur consommation comme légume constitue une pratique profondément enracinée en Amérique latine, particulièrement au Mexique, où ils sont consommés frais ou après cuisson (ébullition, grillade) et intégrés dans divers plats traditionnels (**Sáenz, 2000**). Au-delà, les jeunes cladodes ont fait l'objet d'études récentes visant à optimiser leur valorisation à travers des procédés industriels tels que la mise en conserve, la déshydratation, la congélation et l'extraction de jus, développés afin de prolonger leur durée de conservation et de favoriser leur disponibilité tout au long de l'année (**Sáenz, 2000**).

Introduction

Ainsi que dans d'autres régions du nord du Sahara algérien, cette pratique alimentaire implique l'utilisation des jeunes cladodes comme légumes dans des préparations culinaires locales. Elles sont par exemple incorporées dans des plats traditionnels tels que le couscous, où elles apportent à la fois une valeur nutritionnelle (fibres, vitamines et minéraux). Mais cet usage, encore peu documenté dans la littérature scientifique, témoigne du potentiel culturel et nutritionnel de cette ressource végétale dans les zones sahariennes d'Algérie (**Ben Yahia, 2022 ; Mahrez et al. 2020 ; Benslimane, 2022**).

Les cladodes de l'*OFI* représentent plus qu'une simple ressource alimentaire ; elles constituent un réservoir exceptionnel de composés bioactifs, dont la composition varie selon le stade de maturité et les conditions environnementales, révélant un potentiel nutritionnel et thérapeutique important (**Saénz, 2000 ; Martins et al., 2023**). Sur le plan des métabolites primaires, elles présentent une teneur élevée en eau et en fibres alimentaires, favorisant l'hydratation et le bon fonctionnement digestif (**Quintero-García et al., 2021**) (**Martins et al., 2023 ; Liguori et al., 2021**). Elles contiennent des polysaccharides mucilagineux, participant à la régulation de la glycémie et au soutien de la santé intestinale (**Martins et al., 2023 ; Reyes et al., 2023**). Les vitamines hydrosolubles, notamment la vitamine C et les vitamines du complexe B, renforcent le système immunitaire et soutiennent le métabolisme énergétique (**El-Mostafa et al., 2014**). Par ailleurs, les cladodes renferment des minéraux essentiels tels que le calcium, le magnésium, le potassium, le fer et le zinc, nécessaires à la santé osseuse, à la régulation de la pression artérielle et au fonctionnement du système nerveux (**Martins et al., 2023 ; El-Mostafa et al., 2014 ; Smith & Hernández, 2017**).

Sur le plan des métabolites secondaires, les cladodes de l'*OFI* présentent une prédominance de composés phénoliques et flavonoïdiques, notamment la quercétine, l'isorhamnétine et le kaempférol, reconnus pour leurs propriétés antioxydantes et anti-inflammatoires (**Zeghbib & Lopes, 2022 ; Matias et al., 2014 ; Duarte et al., 2018**). Les acides organiques tels que l'eucomic et le piscidic contribuent également à la protection cellulaire et aux activités biologiques (**Filannino et al., 2016**). La méthode d'extraction influence notamment la composition en métabolites secondaires, les extraits éthanoliques montrant généralement une teneur plus élevée en flavonoïdes et en acides phénoliques que les extraits aqueux (**Martins et al., 2023**).

Des analyses approfondies par LC-HRESIMS ont permis d'identifier 13 molécules distinctes dans les cladodes, incluant 9 flavonoïdes, 2 acides phénoliques, un alcaloïde et un

Introduction

terpénoïde, confirmant ainsi la diversité chimique (**Msaddak et al., 2017**). Ces analyses détaillées ont permis de caractériser précisément la structure moléculaire des flavonoïdes et des acides phénoliques, ainsi que de détecter des composés présents à de très faibles concentrations, révélant des interactions potentielles entre différents métabolites et soulignant leur rôle dans la modulation des voies de signalisation cellulaire. Par exemple, des extraits aqueux riches en acides phénoliques ont montré une capacité à protéger les kératinocytes humains contre le stress oxydatif induit par les rayons UVA, en réduisant la production d'espèces réactives de l'oxygène et en inhibant l'apoptose prématûrée (**Petruk et al., 2017 ; Chauhan et al., 2010**). De même, des polysaccharides issus des cladodes ont démontré une activité cicatrisante notable, en accélérant la ré-épithérialisation et la régénération dermique chez le rat, suggérant une interaction directe avec les récepteurs membranaires impliqués dans la réparation tissulaire (**Chauhan et al., 2010**).

Ainsi, la complexité chimique des cladodes de l'*OFI*, alliant nutriments primaires et métabolites secondaires, en fait une ressource végétale polyvalente dotée d'un potentiel nutritionnel, pharmacologique et cosmétique particulièrement prometteur.

Dans ce contexte, l'évaluation de la capacité antioxydante des extraits végétaux, et en particulier les cladodes de l'*OFI*, est d'une importance capitale pour la recherche en nutrition et en pharmacologie. Les radicaux libres et les espèces réactives de l'oxygène (ROS) jouent un rôle central dans le stress oxydatif, lequel est impliqué dans le développement de diverses maladies chroniques (**Zeghbib et al., 2022**).

Cette évaluation repose sur des méthodes analytiques standardisées *in vitro*, permettant de mesurer directement la capacité des composés bioactifs à neutraliser les radicaux libres ou à inhiber l'oxydation. Le test DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl) est l'une des techniques les plus utilisées : il exploite la propriété du radical DPPH, stable et coloré, de changer de couleur lorsqu'il est réduit par un antioxydant. La diminution de l'absorbance, mesurée par la spectrophotométrie, reflète la capacité du composé à piéger les radicaux libres et constitue un indicateur quantitatif de l'activité antioxydante (**Andreu et al., 2018**).

Parallèlement, le test TAC (Total Antioxidant Capacity) fournit une estimation globale de l'activité antioxydante de l'extrait, en tenant compte de l'ensemble des molécules capables de neutraliser différentes espèces oxydantes. Ce test, également réalisé *in vitro*, repose souvent sur la réduction d'un complexe métallique ou d'un radical chimique mesurable, offrant ainsi une vision holistique du potentiel protecteur de l'extrait contre le stress oxydatif (**Bousbia et al., 2022**).

Introduction

L'utilisation conjointe de ces méthodes permet non seulement d'évaluer l'activité antioxydante spécifique de chaque composé, mais aussi d'obtenir une estimation globale de l'effet synergique des différents métabolites secondaires présents dans les cladodes de *l'Opuntia ficus-indica* (**Bousbia et al., 2022**).

L'étude de l'activité antioxydant des cladodes de l'*OFI* constitue un domaine de recherche majeur, car elle permet d'évaluer la capacité de cette plante à neutraliser les radicaux libres et à prévenir les dommages cellulaires liés au stress oxydatif (**Caminiti, 2024**). L'extraction des composés bioactifs est une étape clé dans cette évaluation, et la méthode d'extraction solide-liquide (solid-liquid extraction) est couramment employée à cet effet (**Nortjie et al., 2022**).

Parmi les techniques d'extraction solide-liquide, la macération et la décoction sont les plus utilisées. La macération consiste à laisser les tiges dans un solvant à température ambiante pendant une période prolongée, permettant ainsi une extraction douce des composés solubles et la préservation des molécules thermosensibles. La décoction, en revanche, implique l'ébullition des tiges dans un solvant, généralement de l'eau, à température élevée, ce qui favorise l'extraction des composés plus résistants et peut être optimisée selon la température, la durée et le rapport solvant/matière (**Nortjie et al., 2022 ; Ammar et al., 2015**).

L'optimisation de ces méthodes est essentielle pour maximiser le rendement en composés bioactifs et garantir la reproductibilité des résultats. Des études ont montré que la macération à température ambiante permet d'obtenir des extraits avec une concentration plus élevée en polyphénols totaux et une meilleure activité antioxydante par rapport à d'autres méthodes (**Nortjie et al., 2022 ; Ammar et al., 2015**).

Ces différences méthodologiques soulèvent des interrogations quant à l'impact réel de la température sur la composition chimique et l'activité biologique des extraits aqueux de cladodes de l'*OFI*. Cette problématique est d'autant plus pertinente que la sélection de la méthode d'extraction peut influencer non seulement la concentration en polyphénols, flavonoïdes et autres antioxydants, mais aussi la bioactivité globale des extraits. Ainsi, ce travail s'inscrit dans une démarche visant à comparer et à évaluer les performances de la macération et de la décoction comme techniques d'extraction aqueuse, afin de mieux comprendre l'effet de la température sur la stabilité et l'efficacité des composés bioactifs présents dans les cladodes.

Matériel et méthode



MATÉRIELS ET MÉTHODES

1. Matériel végétal

1.1. Récolte

L'échantillon utilisé dans cette étude correspond à la partie tige (cladodes jeunes) du figuier de Barbarie (*Opuntia ficus-indica*). Ces raquettes ont été fréchement récoltées au mois de mars 2025, dans la région de la vallée agricole d'Intissa (figure 1), située à 6 km de Béni-Izguen par la route, et à 12 km à l'ouest de Ghardaïa, par la route de Belghanem, dans la wilaya de Ghardaïa

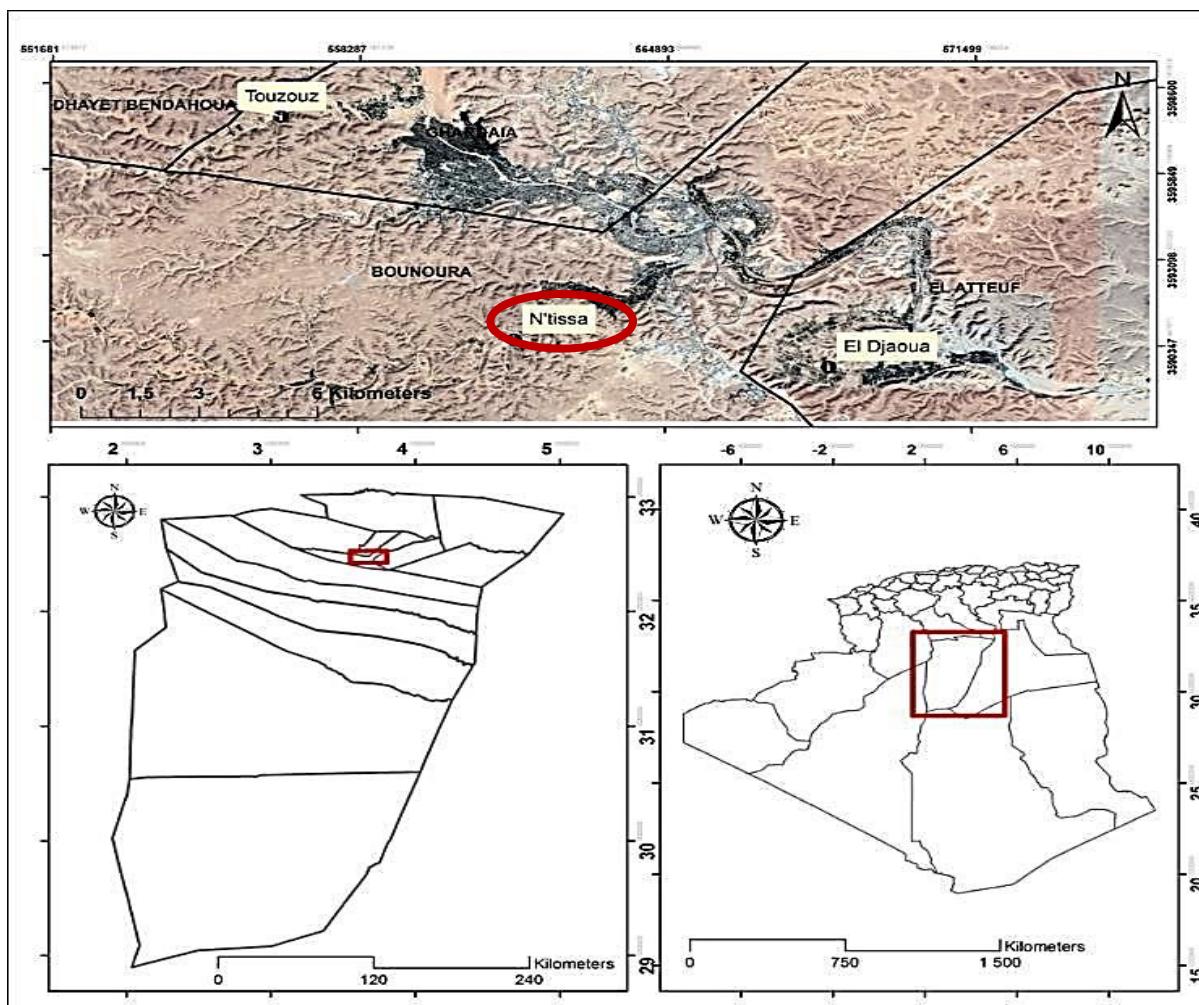


Figure 1: Localisation géographique de sites de récolte (Intissa) des cladodes de *l'Opuntia ficus-indica*, Sahara septentrional, Algérie. (Yousef, 2020)⁽¹⁾

1.2. Séchage et broyage

L'échantillon a d'abord été lavé, puis découpé en petits morceaux. Ces derniers ont été séchés à l'air libre, à l'abri du soleil. Pendant 15 jours (figure 2).

Les cladodes séchées ont été broyées finement à l'aide d'un mixeur électrique afin d'obtenir une poudre homogène. Celle-ci a ensuite été placée dans des flacons en verre opaques, étiquetés, puis conservés à température ambiante jusqu'au moment de l'extraction.



Figure 2: Cladodes de figuier de Barbarie (*Opuntia ficus-indica*). **a.** Cladodes fraîchement récoltés ; **b.** Cladodes découpés ; **c.** Cladodes séché. **(Photo original)**

1.3 Préparation des extraits aqueux

1.3.1 Macération (Extraction à froid)

Une macération sous agitation a été réalisée à température ambiante pendant 24 heures, en utilisant 15 g de matériel végétal avec 250 ml d'eau distillée (Benslimane, 2022). Après filtration à l'aide d'un papier Whatman (n°1), le filtrat recueilli par filtration sous vide.

La phase aqueuse a été concentrée par l'évaporeur rotatif (Daoudi *et al.*, 2016), puis versée dans des boîtes et placée à l'étuve à 40 °C pendant une semaine afin d'assurer un séchage complet.

1.3.2 Décoction (l'extraction à chaud) :

L'extrait a été préparé à partir de 25 g de poudre végétale mélangés à 500 ml d'eau distillée (Ammar *et al.*, 2015). Le mélange a été porté à l'ébullition (100 °C) pendant 30 minutes. Après refroidissement, une filtration sous vide a été réalisée à l'aide d'un papier filtre Whatman n°1.

L'extrait obtenu a ensuite été concentré par évaporateur rotatif, puis réparti dans des boîtes et placé dans une étuve à 40 °C pendant une semaine, jusqu'au séchage complet.

Les deux extraits secs obtenus (par macération et par décoction) ont été grattés, pesés pour déterminer le rendement d'extraction, puis conservés dans des flacons en verre opaque, étiquetés, à température ambiante jusqu'aux analyses ultérieures.

Les principales étapes du protocole expérimental sont résumées dans la figure 3.

1.4 Calcul du rendement

Le rendement d'extraction correspond au rapport entre la masse de l'extrait brut obtenu après évaporation (**Mext**) et celle de la matière végétale sèche utilisée pour l'extraction (**Méch**), exprimé en pourcentage. Il est déterminé selon la formule suivante (**Falleh et al., 2008**) :

$$\text{Rendement (\%)} = \left(\frac{M_{\text{ext}}}{M_{\text{éch}}} \right) \times 100$$

Où :

Mext : masse, en grammes, de l'extrait brut après évaporation du solvant.

Méch : masse, en grammes, de la matière végétale initiale sèche (l'échantillon).

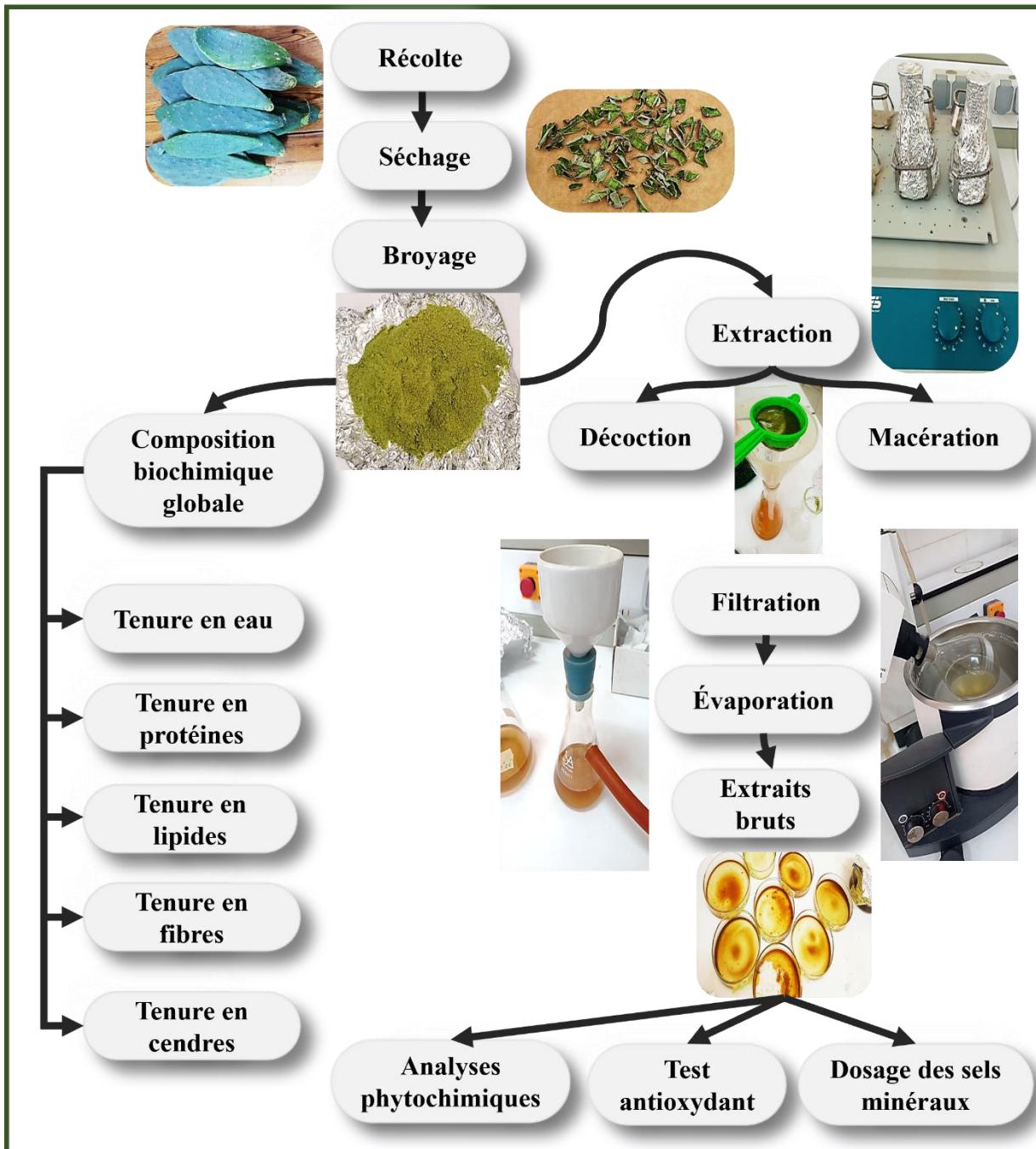


Figure 3: Principales étapes de protocole expérimental.

2. Etude phytochimique des extraits de *O. ficus-indica*

L'analyse phytochimique des deux extraits aqueux bruts de l'échantillon a été effectuée séparément à l'aide de tests chimiques spécifiques (**Toure et al., 2015**). Des approches qualitatives et quantitatives, largement rapportées dans la littérature, ont été utilisées afin de détecter et d'estimer la teneur en composés phytochimiques bioactifs (**Haleem et al., 2019**).

2.1 Analyse qualitative : criblage phytochimique

Un criblage phytochimique qualitatif est une méthode standard reposant sur des réactions de coloration et de précipitation. Cette approche permet de mettre en évidence la présence ou l'absence de divers composés phytochimiques dans les extraits analysés, tels que les flavonoïdes, les alcaloïdes, les tanins et les saponines et etc. (**Bachiri et al., 2016**).

Les deux extraits ont été soumis aux tests phytochimiques suivants (Tableau 1) :

Tableau 1: Principes et protocoles des tests du criblage phytochimique de quelques métabolites secondaires.

Test phytochimique	Principe / Réactif utilisé	Protocole	Observation positive (indique la présence)	Référence
Composés phénoliques	Solution alcoolique de FeCl ₃ (2%)	Mélanger 2 ml d'extrait aqueux avec 1 goutte de FeCl ₃ (Annexe 2).	Couleur bleu-noirâtre ou verdâtre.	(Haleem et al., 2019)
Flavonoïdes	Magnésium + HCl	Ajouter une petite quantité de Mg en poudre et 1 ml concentré HCl à 2–3 ml d'extrait.	Couleur rose ou rouge après 3 min.	(Rattana et al., 2010)
Alcaloïdes	Réactifs de Wagner et de Mayer	0,5 ml d'extrait acidifié (HCl 1%), ajouter 0,5 ml de chaque réactif (Annexe 2) dans deux tubes.	Précipité brun (Wagner) ou blanc (Mayer).	(Chaouche et al., 2021)

Tannins	FeCl₃ (1%)	Mélanger 1 ml d'extrait avec 0,25 ml de FeCl ₃ (Annexe 2), laisser 15min.	Couleur verte ou noire	(Chauche <i>et al.</i> , 2021)
Composés réducteurs	Liqueur de Fehling (A + B)	Mélanger 2 ml d'extrait avec 1 ml du mélange Fehling, chauffer.	Précipité rouge brique	(Mallik <i>et al.</i> , 2012)
Terpénoïdes	Chloroforme + H₂SO₄ concentré	Ajouter 1 ml d'extrait à 0,4 ml de chloroforme + 0,6 ml H ₂ SO ₄ .	Coloration brune à l'interphase.	(Chauche <i>et al.</i> , 2021)
Saponines	(test de mousse)	Agiter fortement 5 ml d'extrait 30 seconde, laisser reposer 15 min.	Mousse persistante ≥ 1 cm.	(Estella <i>et al.</i> , 2022)
Quinones libres	NaOH 1%	Ajouter quelques gouttes de NaOH (Annexe 2) à 1 ml d'extrait.	Couleur rouge ou jaune.	(Benahmed <i>et al.</i> , 2015)
Anthraquinones	NH₄ OH (10%)	Mélanger 5 ml d'extrait avec 5 ml de l'ammoniaque (Annexe 2), agiter.	Coloration violette dans la phase ammoniacale.	(Senbeta <i>et al.</i> , 2019)

2.2 Analyses quantitatives

2.2.1 Dosage des composés phénoliques

a. Principe

La concentration phénolique totale a été quantifiée à l'aide de la méthode colorimétrique de Folin-Ciocalteu selon (Védékoi *et al.*, 2019). L'acide gallique a été utilisé comme norme pour estimer la teneur en composés phénoliques totaux. Le test consistait à utiliser un mélange d'acide phosphomolybdique (H₃PMO₁₂O₄₀) et d'acide phosphotungstique (H₃PW₁₂O₄₀) dans un milieu alcalin pour déterminer l'oxydation des groupes phénoliques, produisant des acides tungstiques et molybdiques bleus.

b. Mode opératoire

Le dosage des composés phénoliques totaux a été réalisé selon le protocole décrit par (**Vermerris et al., 2006**), (Figure 4) avec quelques ajustements.

A 0,1 ml de chaque solution d'extrait (Ex D et Ex M), 2 ml de carbonates de sodium Na₂CO₃ (2%) (Annexe 1) ont été ajoutés. L'échantillon a été incubé pendant 5 min., puis 2,5 ml de réactif Folin-Ciocalteu (1N) (Annexe 1) ont été ajoutés, après il a été incubé pendant 30 min à température ambiante. Le blanc de la réaction est réalisé avec l'eau distillée dans les mêmes réactions et conditions que les extraits. L'absorbance a été mesurée à 750 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-VIS (Figure 4). Chaque essai a été répété 3 fois.

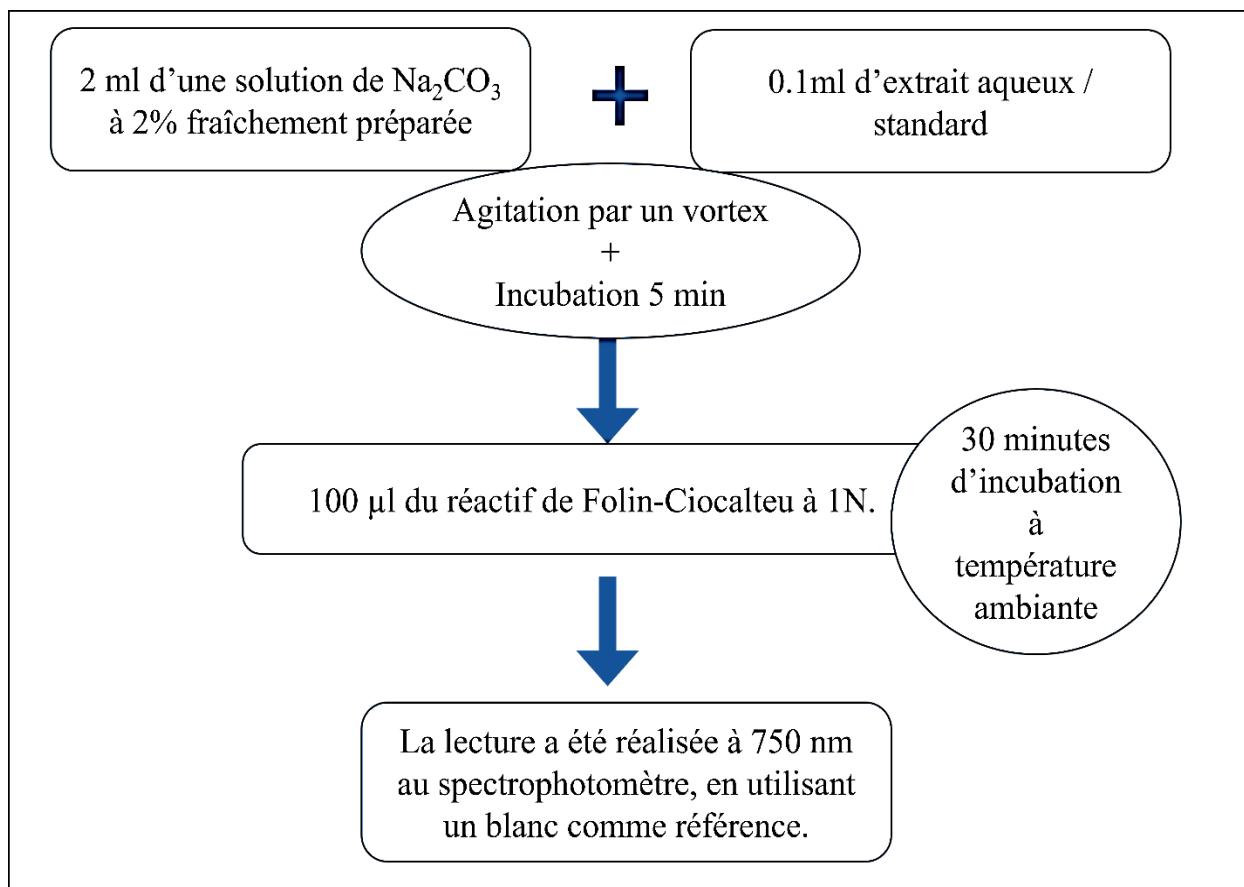


Figure 4: Protocole expérimentale de dosage des phénols totaux (**Vermerris et al., 2006**).

La quantification des composés phénoliques a été effectuée en se basant sur une courbe d'étalonnage établie avec de l'acide gallique à différentes concentrations (Annexe 1), préparée à partir d'une solution mère à 1 mg/ml (Annexe 2), et dans les mêmes conditions expérimentales que celles des extraits.

Les résultats ont été exprimés en microgrammes équivalent acide gallique par milligramme de matière sèche ($\mu\text{g EAG}/\text{mg MS}$).

2.2.2 Dosage des flavonoïdes par trichlorure d'aluminium

La méthode au chlorure d'aluminium (AlCl_3) a été utilisée pour mesurer la teneur totale en flavonoïdes.

a. Principe

Cette méthode s'appuie sur la formation d'un complexe stable entre les ions Al^{3+} et les groupements céto (en C-4) ainsi que les groupements hydroxyles adjacents (en C-3 ou C-5) des flavonoïdes. Ce complexe induit un décalage bathochrome détectable par spectrophotométrie dans le visible, généralement sous forme d'une coloration jaune intense, proportionnelle à la quantité de flavonoïdes présente dans les extraits (Ilmi *et al.*, 2020).

b. Mode opératoire

A 0.5 ml de chaque solution des extraits a été mélangé séparément avec 0.15 ml de NaNO_3 à 5 % (Annexe 1) et avec 2 ml de l'eau distillée. Le mélange a été incubé pendant 5 min, puis 0.15 ml de trichlorure d'aluminium (AlCl_3) (Annexe 1) à 10% a été ajouté. Ce mélange a été incubé pendant 6 min. Ensuite 1 ml de la soude (Annexe 1) a été ajouté. Après une incubation à température ambiante et à l'obscurité pendant 15 min, l'absorbance du mélange réactionnel a été mesurée à 510 nm avec un spectrophotomètre UV-VIS. Le blanc de la réaction est réalisé avec l'eau distillée dans les mêmes réactions et conditions que les extraits. Chaque essai a été répété 3 fois.

La rutine a été utilisée comme standard, préparée à partir d'une solution mère de 1 mg/ml (Annexe 1), avec différente concentration (50–800 $\mu\text{g}/\text{ml}$) (Annexe 4) pour obtenir la courbe d'étalonnage. Les concentrations en flavonoïdes des extraits aqueux ont été calculées et exprimées en microgrammes d'équivalent de rutine par milligramme d'extrait aqueux ($\mu\text{g ER}/\text{mg Ex}$) (Gbatis *et al.*, 2024).

La teneur totale en flavonoïdes a été déterminée par spectrophotométrie selon la (Ayoade *et al.*, 2022), représenté dans la figure 5.

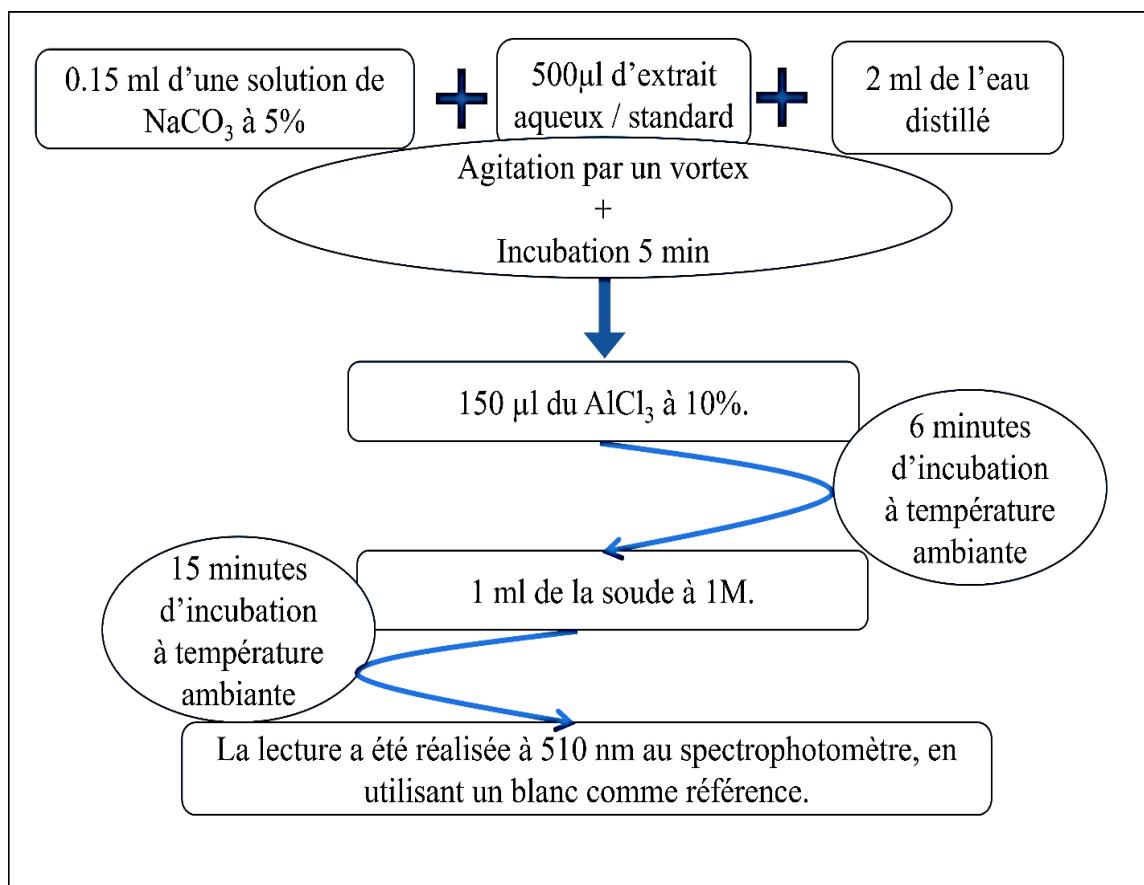


Figure 5 : Protocole expérimentale de dosage des flavonoïdes (*yoade et al., 2022*).

3. Analyses des composants physico-chimiques

L'évaluation nutritionnelle a été réalisée selon les méthodes standardisées recommandées par l'Association of Official Analytical Chemists (AOAC)⁽²⁾ (*Thiéry et al., 2012*). Les analyses effectuées comprennent les paramètres suivants) :

3.1 Détermination de la teneur en eau

Une quantité fraîche de 23 g de matière végétale a été chauffée dans l'étuve à 105 °C jusqu'à obtention d'un poids constant. La teneur en humidité de chaque échantillon a été déterminée en calculant la perte de poids par rapport au poids initial (**Banik et al., 2018**), puis exprimée en pourcentage d'humidité selon la formule suivante :

$$\text{Humidité (\%)} = \frac{\text{Poids frais} - \text{Poids sec}}{\text{Poids frais}} \times 100$$

3.2 Détermination de la matières solides

Ce test repose sur l'évaporation de l'eau contenue dans l'échantillon par dessiccation jusqu'à poids constant. Les matières restantes correspondent aux solides totaux, qui représentent la fraction non volatile, incluant les minéraux, les sucres, les fibres, les lipides, etc.(**Banik et al., 2018**)

La teneur en solides totaux est calculée indirectement à partir de la teneur en humidité selon la formule suivante (**Banik et al., 2018**):

$$\text{solides totaux (\%)} = 100 - \% \text{ d'humidité}$$

3.3 Détermination de la matières grasses brutes

3.3.1 Principe

La détermination des matières grasses brutes repose sur l'extraction des lipides contenus dans l'échantillon végétal à l'aide d'un solvant organique non polaire (généralement l'éther de pétrole ou hexane) par le procédé Soxhlet. Le principe consiste à dissoudre les lipides dans le solvant, à les récupérer par évaporation du solvant, puis à peser le résidu lipidique pour déterminer la teneur en matières grasses brutes (**World Health Organization, 2011 ; AOAC, 2005**).

3.3.2 Mode d'opératoire

La teneur en matières grasses a été déterminée selon la méthode de **l'AOAC 2003.05 (AOAC International, 2006)**. À l'aide de Soxhlet (Figure 6). L'extraction a été réalisée en



Figure 6 : Montage de Soxhlet ⁽³⁾.

utilisant un solvant organique (n-hexane) sur 20 g de matière végétale en poudre (**Yiblet & Adamu, 2023**).

Après évaporation complète du solvant à l'aide d'un évaporateur rotatif, le résidu obtenu correspond à la fraction lipidique extraite de l'échantillon, il a été calculé par la formule suivante :

$$\text{Tenure en lipide}(\%) = \frac{(M_b - M_i)}{M_{\text{ech}}} \times 100$$

Où :

M_b : masse finale du ballon.

M_i : masse du ballon vide.

M_{ech} : masse initiale de l'échantillon en poudre.

3.4 Détermination de protéines

3.4.1 Principe

La quantification des protéines par la méthode de **Lowry et al. (1951)** a été réalisée pour déterminer la teneur en protéines totales qui a été basée sur l'interaction entre la liaison peptidique et les ions de cuivre (Cu^{2+}) est intensifiée par le Folin qui va réagir avec les acides aminés aromatiques. Cette double interaction conduit à la formation d'un complexe coloré bleu, proportionnel à la teneur en protéines. L'intensité de cette coloration est mesurée par spectrophotométrie à $\lambda= 660$ nm (**Waterborg et al., 1994 ; Lowry et al., 1951**).

3.4.2 Mode d'opératoire

Différentes dilutions de solutions de BSA ont été préparées en mélangeant la solution mère de BSA (Annexe 9) et de l'eau dans le tube à essai. Le volume final de chaque tube à essai a été constitué jusqu'à 5 ml. La valeur de BSA varie de 0,05 à 1,0 mg/ml (Annexe 9 (Tableau 1)).

À partir de ces différentes dilutions, on a pipetté 0,2 ml de solution protéique dans différents tubes à essai et on a ajouté 2 ml de réactif d'analyse (réactif alcalin au sulfate de cuivre (Annexe 9)). Après avoir mélangé la solution, celle-ci a été incubée à température ambiante pendant 10 min. Puis 0,2 ml de solution réactive de Folin-Ciocalteau ont été ajoutés à chaque tube et incubés pendant 30 min. la lecture dans le spectrophotomètre a été effectuée à 660 nm

(**Banik et al., 2018**). L'échantillon a été remplacé par de l'eau pour la détermination à blanc, chaque essai a été répéter 3 fois.

Le calcul de la concentration des protéines a été basé sur une équation de régression linéaire obtenue par l'évaluation de courbes standard d'albumine sérique bovine ($y = ax + b$)

(**Martina & Vojtech, 2015**). La formule de calcul de la concentration en protéines est :

$$C = \frac{Abs}{a}$$

Où :

C : concentration de protéine inconnu.

Abs : l'absorbance.

a : valeur basée sur une équation de régression linéaire ($y = ax + b$)

3.5 Détermination de fibres brutes

3.5.1 Principe

Les fibres brutes représentent les constituants végétaux non digestibles (cellulose, hémicellulose, lignine) de l'échantillon. L'analyse repose sur l'élimination des composants solubles (sucres, protéines, lipides) par digestion séquentielle dans un acide faible (H_2SO_4 dilué) puis dans une base faible ($NaOH$ dilué). Le résidu insoluble obtenu après ces traitements correspond aux fibres brutes (**World Health Organization, 2011 ; AOAC, 2005**).

3.5.2 Mode d'opératoire

La détermination des fibres brutes a été réalisée selon une méthode de la méthode **AOAC n° 978.10**. 2 g de matière sèche (**Haleem et al., 2019**) ont été traités par 200 ml d'acide phosphorique (H_3PO_4) à 1,25 %, suivis d'un traitement par une solution de soude ($Na OH$) à 1,25 %, avec filtration et lavage entre chaque étape par l'eau distillée chaude. Le résidu final a été séché 3 h dans l'étuve à 100°C, il a ensuite été pesé dans un creuset en porcelaine (P_1), par la suite il a été incinéré 5 h dans le four à moufle à 550°C, après refroidissement les cendres obtenues ont été pesées (P_2) (**Sarv et al., 2024**). La différence de masse avant et après l'incinération correspond à la teneur en fibres brutes, elle est exprimée en pourcentage (**Fahey et al., 2019**), selon la formule suivante : Fibres brutes (%) = $\frac{P_1 - P_2}{P_1} \times 100$

Où :

P_1 : masse du creuset + résidu après séchage (g).

P₂ : masse du creuset + cendres après l'incinération (g).

P_e : masse de l'échantillon en poudre.

3.6 Détermination de cendres totales

3.6.1 Principe

On incinère l'échantillon végétal dans un four (moufle) à haute température jusqu'à ce que toute matière organique soit brûlée et disparaisse, de sorte que seul reste un résidu minéral (**World Health Organization, 2011**).

3.6.2 Mode d'opératoire

Pour la détermination de la teneur en cendres, la méthode de **l'AOAC (1984)** a été suivie. Selon cette méthode, 2 g des échantillons pulvérisés ont été placés dans un creuset et mis à feu dans un four à moufle à 550 °C pendant 5 h. Il a ensuite été refroidi dans un dessicateur et pesé à température ambiante pour obtenir le poids des cendres. Le poids de la teneur en cendres a été calculé à l'aide de la formule suivante (**Banik et al., 2018**):

$$\text{Cendres \%} = \frac{(P_c - P_z)}{P_e} \times 100.$$

Où :

P_c : masse de creuset + cendre (g). ; **P_z** : masse de creuset vide (g).

P_e : masse de l'échantillon en poudre (g).

3.7 Détermination des glucides

3.7.1 Principe

La teneur totale en carbohydrate des plantes médicinales a été calculée en calculant la différence entre les autres constituants. Dans cette étude, les autres constituants des plantes médicinales (protéines, matières grasses, humidité, teneur en cendres) ont été déterminés individuellement, additionnés et soustraits du poids total de l'aliment (**Banik et al., 2018**).

Ceci est appelée les glucides totaux par différence, comprennent tous les sucres et polysaccharides présents dans l'échantillon, tels que : (glucose, fructose, saccharose, maltose, amidon, fibres solubles, polysaccharides) (**Bouaziz et al., 2021**). Elle a été calculée selon la formule suivante (**Banik et al., 2018**):

% des glucides

$$= 100 - \%(\text{protéines} + \text{matières grasses} + \text{cendres} + \text{fibre brute}).$$

3.8 Détermination de la valeur nutritive

La valeur nutritive des échantillons a été estimée en déterminant les teneurs en protéines, lipides et glucides, suivie d'un calcul de l'énergie métabolisable basée sur les facteurs énergétiques standards : 4 kcal/g pour les protéines et glucides, 9 kcal/g pour les lipides, exprimé par l'équation suivant (**Banik et al., 2018**):

$$\text{Valeur nutritive (kcal/100g)} = (4 \times \% \text{ protéines}) + (9 \times \% \text{ lipides}) + (4 \times \% \text{ glucides}).$$

3.9 Analyse des sels minéraux dans les extraits aqueux

La détermination de certains sels minéraux dans nos extraits aqueux (macération, décoction) a été réalisée au laboratoire d'analyse de la qualité et de la conformité LAB-SUD, située à EL Guerrara (Ghardaia, Algérie).

Les extraits ont été préparés à partir d'une solution mère à 100 mg/ml, puis soumis à une centrifugation à 4000 tr/min pendant 15 minutes. Le surnageant obtenu a été récupéré pour l'analyse des sels minéraux suivants : Ca^{2+} , Mg^{2+} , K^+ , P, Zn^{2+} .

Deux méthodes analytiques ont été utilisées : la spectrophotométrie UV-visible pour la détermination du Ca^{2+} , du P et du Zn^{2+} , et la titrimétrie pour le dosage du Mg^{2+} et du K^+ (Annexe11).

4 Étude de l'activité antioxydant

La mise en évidence de l'activité antioxydante de chacun de nos Ex M et Ex D in vitro a été réalisé par la capacité antioxydante totale (CAT) et la technique de piégeage de radical libre DPPH.

4.1 Capacité antioxydant totale

L'activité antioxydante totale du test de phosphomolybdène (PM) a été estimée par test de phosphomolybdène.

4.1.1 Principe

Le test repose sur la réduction du molybdate (Mo^{6+}) en molybdène (Mo^{5+}) par les composés antioxydants présents dans l'échantillon. Cette réaction produit un complexe phosphomolybdique de couleur bleu-vert (hétéropolybleu), dont l'intensité maximale d'absorbance est observée à 695nm (**Prieto et al., 1999**).

4.1.2 Protocole expérimentale

L'activité antioxydante totale du test de phosphomolybdène (PM) a été estimée par test de phosphomolybdène (**Phatak et al., 2014**).

Préparation de la solution de réactif de molybdate 1 ml chacun d'acide sulfurique 0,6 M, de 28 mM de phosphate de sodium et de molybdate d'ammonium 4 mM a été ajouté dans 20 ml d'eau distillée et un volume inventé à 50 ml en ajoutant de l'eau distillée (Annexe 7).

Un volume de chaque extrait et de l'acide ascorbique a été préparé avec différentes concentrations (100 µl à 5 µl) (Annexe 7 (Tableau 1)) a été ajouté à chaque tube à essai contenant individuellement 3 ml d'eau distillée et 1 ml de solution de réactif molybdate. Ces tubes ont été maintenus incubés à 95 °C pendant 90 min. Après incubation, ces tubes ont été refroidis à température ambiante pendant 20 à 30 min et l'absorbance du mélange réactionnel a été mesurée à 695 nm. Les valeurs moyennes de trois échantillons indépendants ont été calculés pour chaque extrait. Acide ascorbique a été utilisé comme standard de référence positif (Annexe 7). Chaque essai a été répété 3 fois (**Phatak et al., 2014**).

4.1.3 Expression des résultats

La capacité antioxydante totale a été déterminée à partir de l'équation de régression obtenue avec la courbe de l'acide ascorbique, les résultats sont exprimée en microgrammes d'équivalents d'acide ascorbique par milligramme d'extrait (µg EAA/mg Ex), l'activité de l'extrait est enfin comparée à celle d'un témoin positif, Trolox (6-hydroxy-2,5,7,8-tétraméthylchromane-2-carboxylique) (**Souna et al., 2025**).

4.2 Piégeage du radical libre DPPH (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl)

4.2.1 Principe

Cette méthode basée sur l'évaluation de l'activité antiradicalaire des composés polyphénoliques présents dans les extraits, en mesurant leur capacité à piéger le radical libre DPPH (2,2'-diphenyl-1-picrylhydrazyl). Ce radical, de couleur violet foncé, subit une décoloration vers le jaune lorsqu'il est réduit à sa forme non radicalaire (hydrazine) par transfert d'un atome d'hydrogène à partir d'un antioxydant (**Karima et al., 2018**). Cette activité est évaluée par la diminution de l'absorbance mesurée à 517 nm, longueur d'onde correspondant à l'absorption maximale du DPPH.

4.2.2 Protocole expérimentale

Le potentiel de piégeage des radicaux libres des extraits a été déterminé par un essai DPPH selon la méthode établie par (**Amudha & Shanthi, 2011**). À 1950µl de solution méhanolique de DPPH (20 µg/ml) (Annexe 6) avec 50µl (100 mg/ml) de l'extrait aqueux à différente concentration (Annexe 6 (Tableau 1)) ou de standard (acide ascorbique à 1mg/ml) (Annex 6 (Tableau 2)). Le mélange a été agité puis incubé à l'obscurité à température ambiante pendant 30 minutes. Le degré d'action pour capter les radicaux libres avec les extraits et leur absorbance ont été mesurés par un spectrophotomètre UV-visible à 517 nm contre un blanc contenant 3 ml de méthanol et 2 ml de la solution de DPPH. Chaque réaction a été réalisée en triple.

4.2.3 Expression des résultats

a. Pourcentage d'inhibition

Détermination des pourcentages d'inhibition grâce à la formule suivante :

$$I (\%) = \left\{ \frac{\text{Abs contrôle} - \text{Abs échantillon}}{\text{Abs contrôle}} \right\} \times 100$$

Où :

Abs contrôle : correspond à l'absorbance du DPPH seul.

Abs échantillon : correspond à l'absorbance du DPPH avec des extraits (le standard acide ascorbique ou les extraits) (**Amudha & Shanthi, 2011**).

b. Calcul des IC₅₀

Concentration inhibitrice 50 exprimée par la **IC₅₀**, correspondant à la concentration de l'échantillon nécessaire pour inhiber 50 % des radicaux libre de DPPH. Cette valeur a été déterminée graphiquement à partir de la courbe d'inhibition en fonction de différentes concentrations de l'extrait testée (même de l'acide ascorbique comme un molécule de référence) (**Toure et al., 2015**).

5 Etudes statistiques

Les résultats sont exprimés en moyenne (±) erreur standard est calculé en utilisant logiciel : Microsoft Excel.

Résultats et discussion



RESULTATS ET DISCUSSION

Dans le but d'évaluer l'effet de macération et de décoction sur l'extrait aqueux des cladodes d'*Opuntia ficus-indica* qui ont été récoltés dans la région de Ghardaïa, et de déterminer la valeur de rendement de l'extraction ainsi que leur contenu en composés phénoliques et flavonoïdes, en plus de mesurer l'activité antioxydante et d'estimer la valeur nutritionnelle (énergétique). Nous avons effectué plusieurs tests et obtenu des résultats que nous avons comparés à ceux d'autres études précédentes.

1. Etude phytochimique des extraits

1.1 Rendement d'extraction

Pour extraire les différents composés contenus dans les cladodes, la méthode de décoction et de macération a été appliquée par l'emploi de l'eau distillée. Les rendements des deux extraits aqueux de *OFI* ont été calculés en pourcentage par rapport à du poids de poudre végétale, et les résultats ont été présentés dans le Tableau 1.

Tableau 2:Rendements des extraits aqueux des cladodes *O. ficus indica*.

Extrait aqueux	Rendement (%)
Macération	24,45
Décoction	23,72

Le rendement de l'extraction aqueuse des principaux composés bioactifs contenus dans les cladodes par macération était de 24,45 % et celui obtenu par décoction était de 23,72%, montrant des valeurs proches.

1.2 Analyses qualitatives : criblage phytochimique

Le tableau 2 présente un résumé des résultats de tous les tests de procédé et remarque la forte présence de métabolites secondaires, notamment de polyphénols, de quinone libre, de tannins et de composés réducteurs dans le Ex D avec une moindre quantité des terpènoïdes. En revanche, la grande quantité de MS testé qui a été observée dans le Ex M sont les alcaloïdes et les flavonoïdes. Dans ce dernier les terpènoïdes révèle une réaction négative. L'absence des anthraquinones et les saponines a été observé dans les deux extraits.

Selon l'étude de **Toure et al. (2015)** sur le screening phytochimique de l'extrait méthanolique des cladodes de l'*OFI* a montré l'absence des saponines, et des anthraquinones aussi la présence des tannins et des flavonoïdes, ceci en accord avec notre résultat sur les deux extraits aqueux. Cependant, nos extraits contiennent des alcaloïdes qui ne sont pas détectés dans leur extrait méthanolique, ce qui peut s'expliquer par les variations des méthodes et des solvants d'extraction employés, ou encore par le fait que la composition phytochimique diffère selon les parties de l'*OFI* (**Toure et al.,2015**) .

Tableau 3: Screening phytochimique de certains composés phytochimiques dans les deux extraits de cladodes *d'Opuntia ficus-indica*. (-) : absence ; (+) : présence à une faible quantités ; (++) : quantité importante ; (+++) : une grande quantité.

		Type de l'extrait	Macération	Décoction
Métabolites Secondaires				
Polyphénols		++		+++
Flavonoïdes		++		+
Tannins		++		+++
Alcaloïde	Test Mayer	++		+
	Test Wagner	+++		+
Quinon libre		+		+++
Anthraquinones		-		-
Terpénoïdes		-		+
Les composés réducteurs		+		+++
Saponins		-		-

1.3 Analyses quantitatives

1.3.1 Dosage des polyphénols

Les résultats obtenus ont été exprimés par une courbe d'étalonnage (Annexe 3) qui a été élaborée en utilisant l'acide gallique comme référence standard à différentes concentrations de 5 à

100 µg/ml. Le taux des composés phénoliques exprimé en microgrammes d'acide gallique par milligramme d'extrait aqueux ($\mu\text{g EGA} / \text{mg Ex}$) (Figure 7).

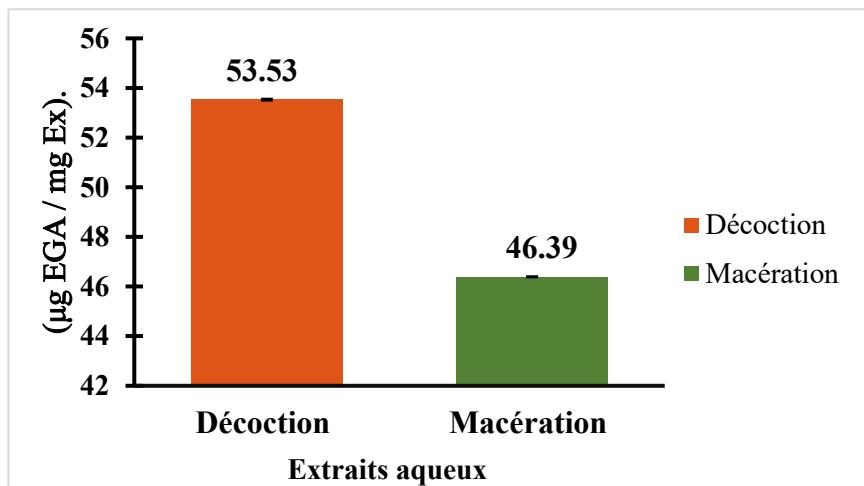


Figure 7 : Teneurs en polyphénols totaux des deux extraits de cladode de *O. ficus-indica*.

Les résultats de cette évaluation montrent que les extraits aqueux par décoction des cladodes de figuier de barbarie ont une teneur plus élevée en polyphénols que ceux par macération, avec une concentration de $53,53 \pm 0,04 \mu\text{g EGA}/\text{mg Ex}$ contre $46,39 \pm 0,02 \mu\text{g EGA}/\text{mg Ex}$ respectivement. Cela peut être dû au fait de température qui influence les caractéristiques physico-chimiques des polyphénols, ainsi sur l'augmentation de leur extraction (Ammar *et al.*, 2015).

Comparativement à l'étude de (Mokhtari & Boukhetache, 2023), le taux de polyphénols dans l'extrait méthanolique par macération des cladodes provenant de la région Djurdjura (nord de l'Algérie) est $43,59 \mu\text{g EGA}/\text{mg Ex}$, ce qui est inférieur à celui des cladodes de notre région (sud de l'Algérie), présente un taux de $46,39 \pm 0,02 \mu\text{g EGA}/\text{mg Ex}$. Cette différence de teneur en polyphénols pourrait s'expliquer par des facteurs tels que la structure génétique d'*Opuntia ficus-indica* et les conditions environnementales auxquelles cette plante est exposée (Berrabah *et al.*, 2019).

Les résultats d'étude faite par Mehari *et al.* (2016) indiquent que la teneur en polyphénols totaux des cladodes dans l'extrait hydrométhanolique par macération $47,5 \pm 0,6 \text{ mg GAE/g}$ est très proche à notre résultat ($46,39 \pm 0,02 \mu\text{g EGA}/\text{mg Ex}$) (Haile *et al.*, 2016).

Les composés phénoliques agissent comme des antioxydants. Les groupes hydroxyle phénoliques sont de bons donneurs d'hydrogène. Les antioxydants qui donnent de l'hydrogène

peuvent réagir avec les espèces RO et RN, ce qui brise le cycle de génération de nouveaux radicaux (Asif, 2015).

1.3.2 Dosage des flavonoïdes

L'approche du chlorure d'aluminium (AlCl_3) a été mise en œuvre pour évaluer la teneur en flavonoïdes dans les extraits. La teneur totale en flavonoïdes des extraits aqueux est exprimée en équivalents de rutine à l'aide de l'équation de courbe standard ($y=ax+b$) (Annexe 5).

Les concentrations de ce dosage pour les deux extraits motionnés que $95,6 \pm 0,04 \mu\text{g ER/mg Ex}$ de Ex D inférieure de celle-ci de Ex M a une valeur est égal à $150,4 \pm 0,03 \mu\text{g ER/mg Ex}$ (figure 8).

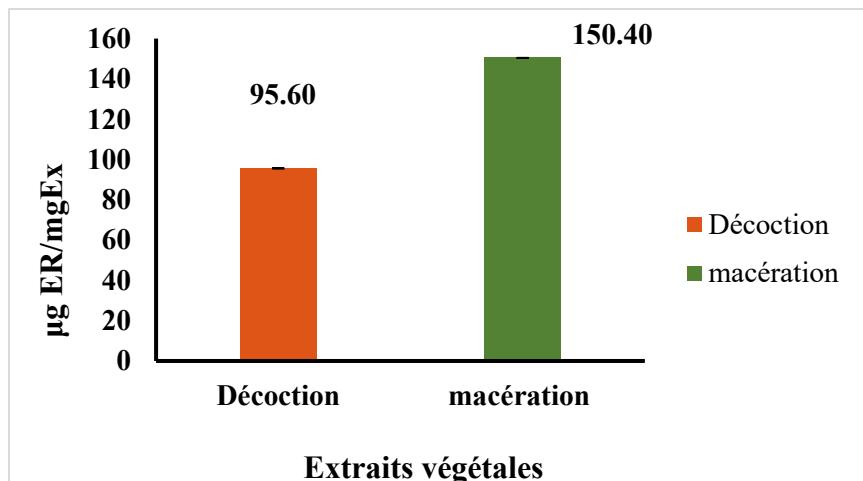


Figure 8: Histogramme de taux en flavonoïdes pour les extraits chaque valeur représente la moyenne \pm SD ($n=3$).

Nos résultats se distinguent par des teneurs beaucoup plus élevées que celles rapportées dans l'étude (**Mokhtari & Boukhetache, 2023**), menée dans la région de Djurdjura, où la teneur en flavonoïdes de l'extrait obtenu par macération n'était que de $2,29 \mu\text{g ER/mg Ex}$. Cette disparité peut être attribuée à plusieurs facteurs, notamment les différences dans les méthodes d'extraction (la température, la durée, le type de solvant d'extraction), l'origine géographique des échantillons, ainsi que les conditions environnementales et physiologiques de la plante (**Mokhtari & Boukhetache, 2023**).

Les résultats de l'étude faite par **Slimane et al.(2024)** indiquent que la teneur en flavonoïdes totaux des cladodes dans l'extrait aqueux est de $13,40 \pm 0,01 \mu\text{g ER/mg}$ d'extrait ce qui est inférieur à notre résultat (**Slimane et al., 2024**).

2. Analyse des composants physico-chimiques

2.1 Taux de la teneur en eau

La mesure du taux d'humidité au niveau des cladodes, a montré une grande proportion d'eau au niveau de la matière sèche qui égale $92 \pm 0,03 \%$, à partir de cette valeur nous avons déterminé le pourcentage en matière sèche qui est de 8 %.

Le taux d'humidité de cladode estimé dans nos études à $92 \pm 0,03 \%$, qui consent à l'étude de **Hadj sadok (2010)** ; montre que les jeunes cladodes sont riches en eau, avec une teneur moyenne de 93 % ; cependant les résultats sont légèrement supérieurs à ceux trouvés par **Badreddine (2020)** qui ont trouvé que la teneur en eau au niveau de cladode est de $87,1 \pm 0,9 \%$ (**Badreddine, 2020 ; Hadj sadok, 2010**).

2.2 Protéines

La méthode de Lowry a été appliquée pour quantifier la teneur en protéines totales des extraits, exprimée mg/ml (Annexe 10), à partir de l'équation de la courbe standard ($y = a x+b$). Selon les résultats présentés dans le tableau 4, l'extrait D affiche une teneur de $1,446 \pm 0,01 \text{ mg/ml}$, inférieure à celle de Ex M, qui atteint $1,002 \pm 0,02 \text{ mg/ml}$, et une concentration de protéine dans la poudre correspond à $7,835 \pm 0,04 \text{ mg/ml}$.

Tableau 4: Tenure en protéines dans les cladodes de l'*OFI*.

	L'extrait aqueux		La matière sèche de la poudre végétale
	Macération	Décoction	
Concentration en protéine en (mg/ml)	$1,002 \pm 0,02$	$1,446 \pm 0,01$	$7,84 \pm 0,04$
La tenue en protéines en (%)	$10,02 \pm 0,02$	$14,46 \pm 0,01$	$7,84 \pm 0,04$

Les résultats obtenus montrent que le D de cladode étudiée présente des teneurs en protéine $14,46 \pm 0,01\%$ est un peu supérieure par apport Ex M qui a été égale à $10,02 \pm 0,02\%$ et la poudre végétale donne la faible teneur en protéine égal $7,84 \pm 0,04\%$ (Tableau 4).

La différence entre ces résultats de la teneur en protéines peut être due à la partie de gel dans la poudre qui empêche la récupération une quantité importante des protéines.

2.3 Autres composants

Les cladodes de l'*OFI* présentent un teneur en lipides ($1,763\%$) suivi par les fibres brutes ($7,135 \pm 0,3\%$), un teneur en cendres égale à ($26,69 \pm 0,37\%$), la teneur en glucide dans la MS de poudre végétale est ($56,47\%$), et celui-ci dans Ex D égale ($49,654\%$), et dans Ex M égale ($55,663\%$) (Tableau 5).

Tableau 5: Tenure en composants physico-chimique de cladode de l'*OFI* exprimé en (%).

Composants	MS de la poudre végétale (%)	Extrait aquaux (%)	
		Décoction	Macération
Cendre	$26,69 \pm 0,37$	—	—
Fibres brutes	$7,135 \pm 0,3$	—	—
Glucides	56,47	49,654	55,663
Lipides	1,763	—	—

L'évaluation des teneurs en ces composés physico-chimiques (cendre, fibres, glucides, protéines et lipides) de notre cladode d'*OFI* a montré une teneur en protéines, dans la matière sèche de la poudre végétale, de $7,84 \pm 0,04\%$, inférieure à celle obtenue par Aparicio-Ortuño *et al.* (2024), qui ont trouvé que la teneur en protéines au niveau des cladodes d'*OFI* du Mexique est de $11,50 \pm 0,56\%$ MS par la méthode micro-Kjeldahl.

La variation des valeurs entre cette étude et notre étude pourrait être attribuée à la nature des protéines dans les cladodes. En effet, les protéines peuvent être libres ou associées aux polymères biologiques dans le mucilage, ce qui influence leur mesurabilité dans les échantillons. De plus, les différentes méthodes d'extraction et de traitement peuvent préserver ou briser ces liaisons, entraînant ainsi des variations du contenu protéique mesuré et de ses propriétés fonctionnelles (Pierdomenico *et al.*, 2025).

La teneur en lipides (1,763 % MS) de notre échantillon est très proche de celle obtenue par Aparicio-Ortuño *et al.* (2024), qui ont trouvé que la teneur en lipides au niveau des cladodes d'*OFI* mexicain est de $1,83 \pm 0,17$ % MS ; la même méthode a été utilisée dans notre étude (Soxhlet).

La teneur en fibres brutes des cladodes de l'*OFI* de notre étude ($7,135 \pm 0,3$ %) est inférieure par rapport à celle qui a été obtenue par Badreddine (2020), soit $9,14 \pm 0,3$ % MS dans les cladodes de l'*OFI* d'Algérie.

La teneur en cendre des cladodes de l'*OFI* de notre étude ($26,69 \pm 0,37$ %) est supérieure à celle trouvée par Badreddine (2020), qui était égale à $11,84 \pm 0,5$ % MS dans les cladodes de l'*OFI* d'Algérie.

Concernant le taux des glucides, les résultats montrent que les cladodes de l'*OFI* présentent une teneur de 56,47 %, inférieure à celle trouvée par Aparicio-Ortuño *et al.* (2024), qui était égale à 62,77 %, et qui ont utilisé la même méthode pour calculer la teneur en glucides.

La teneur élevée des cladodes d'*OFI* présente dans cette étude, C'est principalement en raison de leur richesse naturelle en polysaccharides structuraux et en mucilage (Cruz-Rubio *et al.*, 2021). La paroi cellulaire contient des polysaccharides complexes et le mucilage, un hydrocolloïde fortement hydrophile, est composé essentiellement d'arabinose, de galactose, de xylose et d'acide galacturonique, constituants majeurs du tissu des cladodes (Matsuhiro *et al.*, 2006 ; López *et al.*, 2022). Cette composition particulière confère aux cladodes une consistance gélifiée : le mucilage occupe une large partie du parenchyme, retient d'importantes quantités d'eau et augmente la proportion apparente de glucides complexes dans l'échantillon (Trachtenberg & Mayer, 1981 ; Cárdenas *et al.*, 2003).

2.4 Valeur nutritionnelle

D'après le tableau 6, les valeurs énergétiques des cladodes d'*OFI* de l'extrait par décoction a été exprimée en 273,099 kcal/100g MS Ex, proche à celui-ci de MS de la poudre végétale (273,107 kcal/100g MS Ex) et légèrement inférieur à celui-ci de l'extrait par macération est égale à 280,567 kcal/100g MS Ex. Donc l'énergie de la valeur énergétique de notre cladode d'*OFI* à l'état frais égale 21,9 kcal/100g (environ 22 Kcal/100g) est légèrement inférieur à celle trouvée par Martins *et al.* (2023).

Le cladode (*Opuntia ficus-indica*) de notre étude, pauvre en calories (envirant 22 kcal/100 g) en raison de sa forte teneur en eau (92 %), Cette forte teneur en eau explique la différence notable de densité énergétique entre l'échantillon frais (PF) et les extraits concentrés sur matière sèche (MS), ces derniers présentant une énergie beaucoup plus élevée (**Martins et al., 2023**).

Tableau 6: Tenure en composés nutritionnelles exprimé en (g/100g).

Composants	MS de la poudre végétale (g/100g)	Extrait aquaux MS(g/100g)	
		Décoction	Macération
Cendre	26,69 ± 0,37	—	—
Fibres brutes	7,135 ± 0,3	—	—
Protéines	7.84 ± 0,04	14,46 ± 0,01	10,02 ± 0,02
Glucides	56.47	49,654	55,663
Lipides	1,763	—	—
Valeur nutritionnelle ou énergétique en (kcal/100 g MS Ex)	273,107	273,099	280,567

La variation constatée dans les niveaux de métabolites primaires et dans divers paramètres physico-chimiques peut être attribuée à des facteurs pédoclimatiques (la texture du sol, l'intensité lumineuse), qui orientent la biosynthèse végétale (**Flores-Hernández et al., 2019**), à des particularités génétiques propres aux espèces, variétés ou écotypes contribuent également à ces écarts en conditionnant l'accumulation des constituants bioactifs (**Nefzaoui & Ben Salem, 2001**), aussi à des facteurs agricoles (le système de culture, le stade physiologique ou la fertilisation) influencent sur la composition phytochimique (**Feugang et al., 2006**). De plus, les méthodes d'analyse jouent un rôle clé, puisque le choix du solvant, la température d'extraction, le séchage, le broyage ou les conditions de préparation de l'échantillon, sont reconnues comme des sources majeures de variation dans les résultats obtenus et peuvent modifier la concentration mesurée des métabolites (**Kaur & Kapoor, 2002**).

2.5 Dosage des sels minéraux

Les résultats de dosage de cinq sels minéraux (Ca^{2+} , Mg^{2+} , K^+ , P, Zn^{2+}) dans nos extraits aqueux par macération (Ex M) et celui obtenu par décoction (Ex D) exprimé en g/100g de l'extrait présente dans le tableau 7.

Tableau 7: Résultats obtenus de dosage des sels minéraux des deux extraits aqueux de cladode de l'*OFI*.

Sels minéraux	Résultats de Ex D en (g/100 g)	Résultats Ex M en (g/100 g)
Ca^{2+}	1,824	1,924
Mg^{2+}	5,798	6,112
K^+	8,12	8,236
P	0,055	0,13
Zn^{2+}	0,007	0,11

Ex M montre des concentrations systématiquement plus élevées en tous les minéraux analysés. Les différences sont modérées pour le Ca^{2+} , le Mg^{2+} et le K^+ , mais très marquées pour le P et le Zn^{2+} . Ces résultats suggèrent que l'extrait de macération considérablement plus riche en éléments nutritifs, tant micro- que macro-éléments, par rapport à l'extrait Ex D. La température pourrait avoir contribué à la dégradation de certains sels minéraux, expliquant ainsi cette différence.

D'après l'étude de Hussain *et al.* (2008) (Annexe12) montrent que les cladodes de Blida sont nettement plus riches en Ca^{2+} (7,27 g/100 g) que notre étude sur les cladodes de région de Ghardaïa, probablement en raison de différences climatiques. Par contre, nos extraits se distinguent par des concentrations plus importantes en Mg^{2+} et en K^+ (Tableau 7), probablement en lien avec la nature du sol, la période de récolte et les conditions environnementales propres à la région (Sadok *et al.*, 2008).

3 Etude de l'activité antioxydante

3.1 Capacité totale d'antioxydants (CAT)

La capacité antioxydante totale a été évaluée par la méthode du phosphomolybdène telle que mentionnée par Prieto *et al.* (1999) qui repose sur la réduction de Mo (VI) en Mo (V) et la formation d'un complexe phosphate vert/Mo (V) (Affi *et al.*, 2021 ; Prieto *et al.*, 1999).

L'équation de régression linéaire ($y=ax+b$) dérivée de la courbe d'étalonnage réalisée avec l'acide ascorbique à diverses concentrations a été employée pour évaluer la capacité antioxydante totale (Annexe 8).

Les résultats de la capacité antioxydante totale de nos deux extraits aqueux de cladode sont rassemblés dans la figure 9 et les valeurs sont exprimées en μg équivalent d'acide ascorbique par mg d'extrait ($\mu\text{g EAA/mg Ex}$).

Il ressort de la figure 9 l'estimation de la capacité antioxydante totale a montré que les deux extraits aqueux possèdent une bonne activité antioxydante, avec des valeurs de $35,08 \pm 0,06 \mu\text{g EAA/mg Ex}$ de D et $30,9 \pm 0,00 \mu\text{g EAA/mg Ex}$ de M. Ces concentrations sont relativement très proches. Cependant, cette capacité reste faible ou significativement inférieure comparée à celle du Troloxe, dont la capacité antioxydante totale est de $259,27 \pm 0,07 \mu\text{g EAA/mg Ex}$.

D'après l'étude de Affi *et al.* (2021) la valeur de l'activité antioxydante totale de Ex M des cladodes, estimée à $55,32 \pm 1,24 \mu\text{g EAA/mg d'extrait}$, est supérieure de celle obtenue dans notre étude $30,9 \pm 0,00 \mu\text{g EAA/mg d'extrait}$.

En revanche, selon les résultats rapportés par Dib *et al.* (2013), la plus grande valeur de l'activité antioxydante totale a été enregistrée à $199 \mu\text{g EAA/mg d'extrait}$, obtenue à partir d'un extrait à l'éther éthylique. Cette concentration est nettement plus élevée que celle observée dans nos extraits aqueux. Cette différence d'activité antioxydante totale peut être attribuée au type de solvant utilisé, car l'efficacité de l'extraction des composés antioxydants varie selon la polarité du solvant.

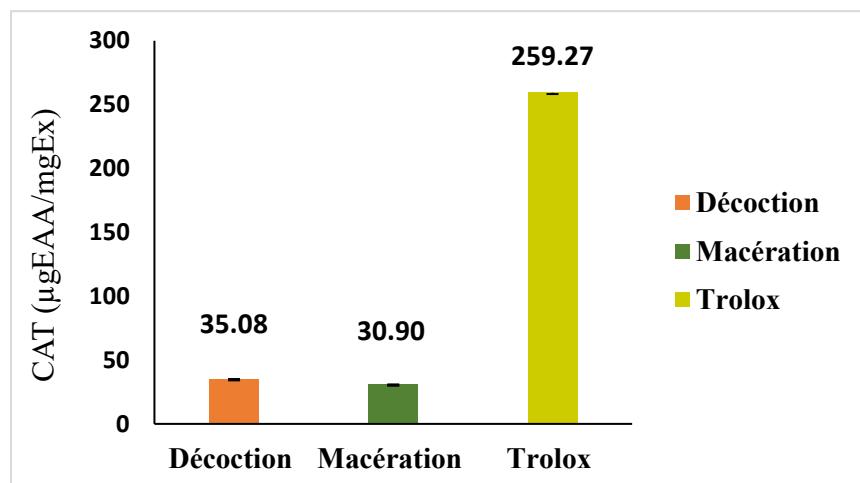


Figure 9 : Histogramme comparative de la capacité totales antioxydante des extraits aqueux de cladode de *OFI*. Chaque valeur représente la moyenne SD \pm ($n=3$).

3.2 Piégeage du radical libre DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl)

Le radical violet DPPH se transforme en jaune lorsqu'il est exposé à des piégeurs de radic aux libres, cette couleur a été quantifiée à 517 nm.

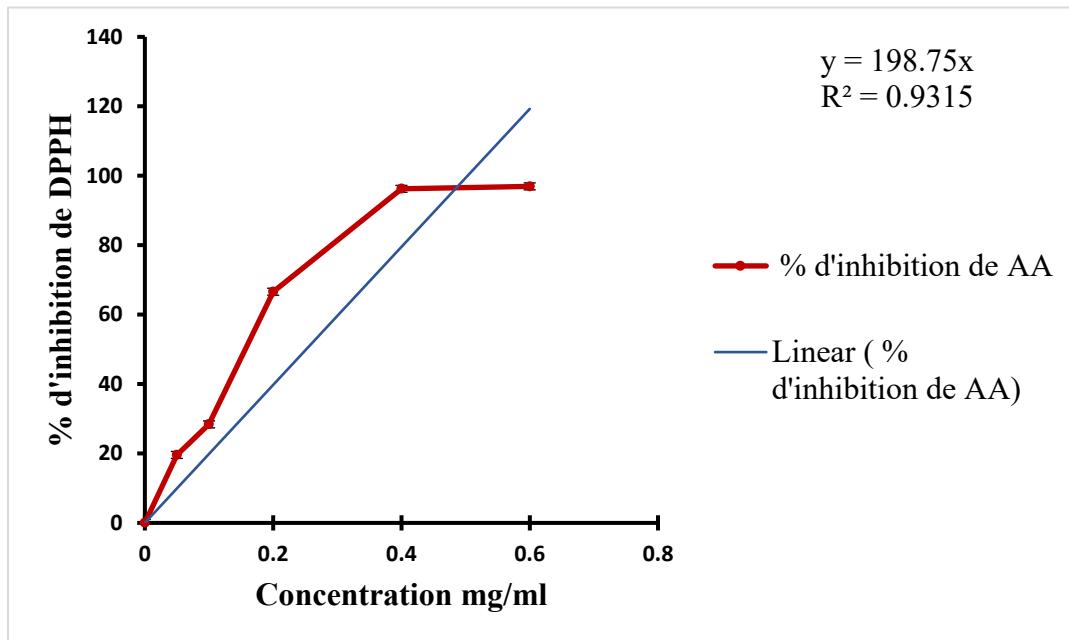


Figure 10 : Taux d'inhibition de DPPH par différentes concentrations de l'acide ascorbique.

Une augmentation du pourcentage d'inhibition de DPPH a été observée avec l'augmentation des concentrations des extraits. Ces valeurs obtenues nous ont permis de tracer les courbes d'inhibition en fonction des concentrations de nos extraits, ainsi que de l'antioxydant standard. Les résultats sont présentés dans la figure 10.

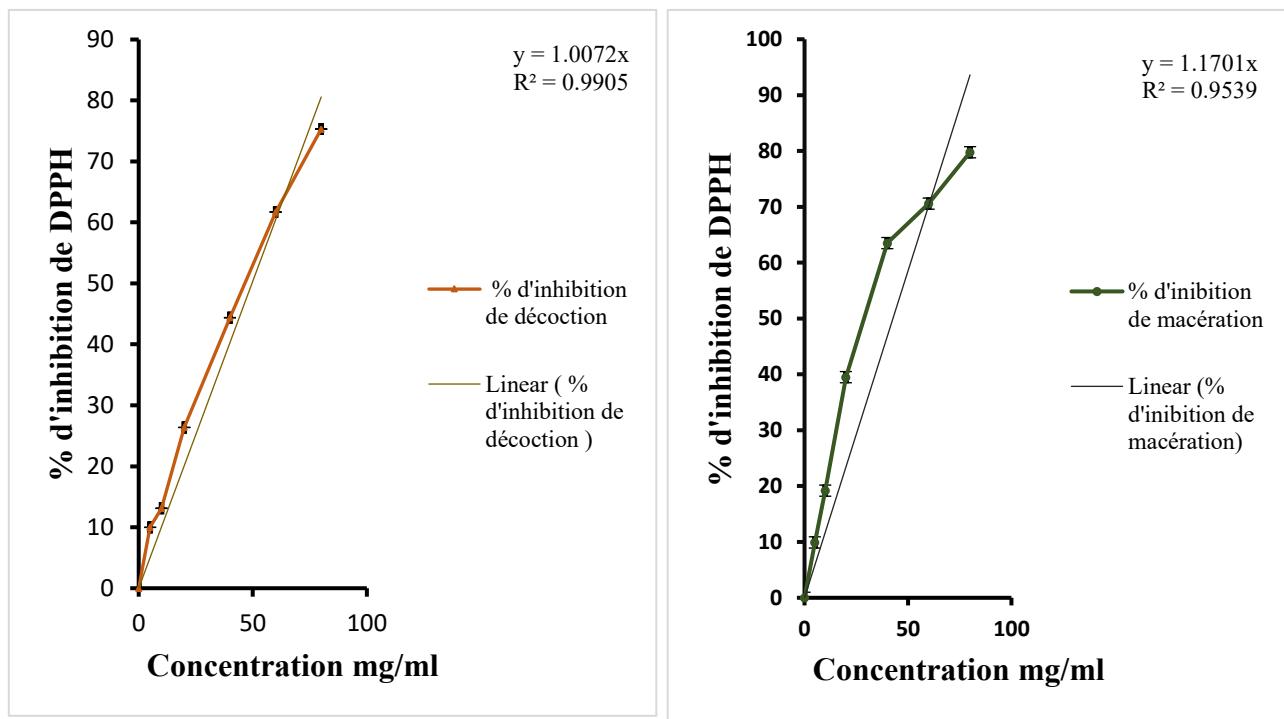


Figure 11 : Pourcentage d'inhibition en fonction de la concentration de l'extrait de décoction et de l'extrait de macération.

D'après la figure 11, on constate qu'à une concentration de 100 mg/ml, une activité antioxydante de 80,41% a été obtenue dans Ex M, tandis que Ex D a donné une activité antiradicalaire 85,34% pour cette même concentration. Le taux d'inhibition obtenu avec l'acide ascorbique est de 96,93% (0.6 mg/ml) qui reflète une activité supérieure à celle notée avec nos échantillons.

Les différentes valeurs IC50 du pouvoir inhibiteur vis-à-vis du radical libre DPPH ont été déterminées à l'aide d'équations de régression non linéaires. Ces sont présentées dans la figure 12 exprimée en mg/ml.

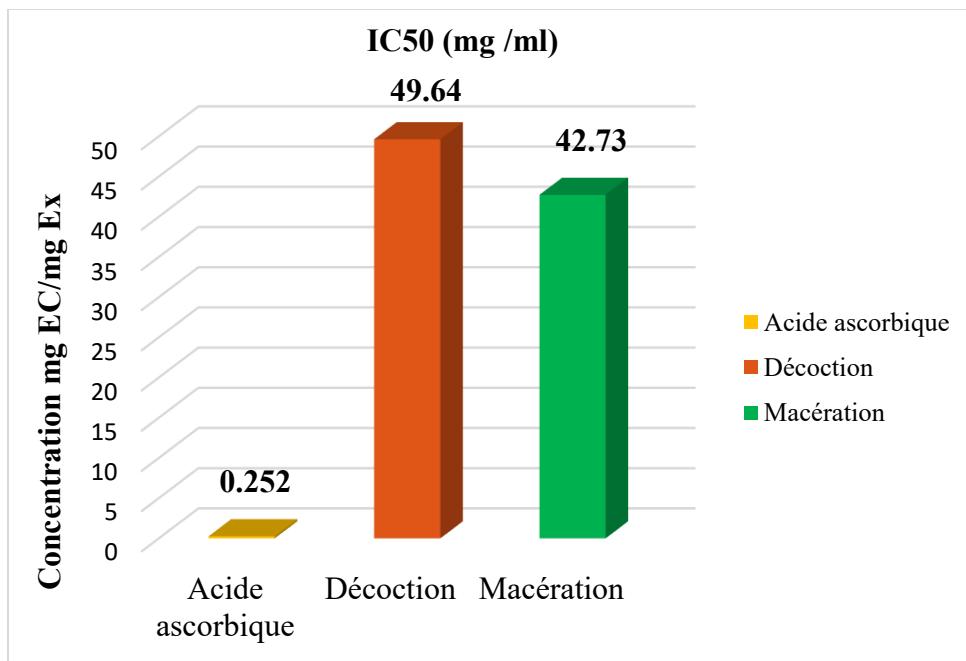


Figure 12: Histogramme des concentrations inhibitrice à 50 % (mg/ml) pour le test DPPH de l'acide ascorbique et les deux extraits de *OFI*.

L'extrait Ex D montre une valeur d'IC50 égale à $49,643 \pm 1,9$ mg/ml et l'IC50 de Ex M est équivalente à $42,731 \pm 0,46$ mg/ml, ces valeurs sont plus proches et supérieures de celle obtenue par l'acide ascorbique ($0,252 \pm 0,13$ mg/ml), ce qui reflète l'activité antioxydante beaucoup plus puissante de ce dernier. (Tableau 8).

Tableau 8: Valeurs d'IC50 des extraits de *l'opuntia ficus-indica*.

	Extrait aqueux par décoction (mg/ml)	Extrait aqueux par macération (mg/ml)
IC50 de cladode <i>opuntia ficus-indica</i>	$49,643 \pm 1,9$	$42,731 \pm 0,46$
IC50 de l'acide ascorbique		$0,252 \pm 0,02$

Diverses recherches réalisées sur l'activité antioxydantes des extraits des cladodes d'*OFI* ont mis en évidence que la capacité antiradicalaire déterminé par le test DPPH est présenté une corrélation significative avec le contenu en polyphénols totaux et en flavonoïdes présentes dans les échantillons étudiée (**Kiros et al., 2016 ; Dib et al., 2013 ; Filannino et al., 2016**).

Lors de la préparation des extraits aqueux de cladode de l'*Opuntia ficus-indica*, la présence de polysaccharides et de mucilage provoque la formation de gel et de dépôts au fond des tubes au cours de la réalisation des dosages. Le transfert intégral du contenu dans la cuve spectrophotométrique entraîne une turbidité, perturbant la mesure de l'absorbance (Do) et faussant les résultats (**Senbeta et al., 2019**). Pour éviter cette interférence, il est recommandé de filtrer l'échantillon (0,22–0,45 µm), de prélever uniquement le surnageant clair après décantation, de diluer l'extrait afin de réduire la viscosité, ou d'utiliser un solvant ou un agent approprié capable de disperser ou de solubiliser le gel durent de l'extraction.

Conclusion



CONCLUSION

Ces dernières années, les produits naturels et les aliments santé ont suscité un grand intérêt grâce à leurs effets bénéfiques sur la santé et la prévention de certaines maladies. Les fruits et légumes sont aujourd’hui considérés comme des sources importantes de composés bioactifs appelés nutraceutiques. Parmi eux, le figuier de Barbarie (*Opuntia ficus-indica*) se distingue par sa richesse en métabolites secondaires et en éléments minéraux, ce qui lui confère une activité antioxydante notable et une grande valeur nutritionnelle.

Pour mieux comprendre ces propriétés, notre étude vise à évaluer l’effet de la température sur le contenu des cladodes de l’*OFI* de la région de Ghardaïa en métabolites secondaires et en éléments minéraux, en comparant deux extraits aqueux obtenus par macération et par décoction, afin de déterminer l’influence de ces différences sur l’activité antioxydante et la valeur nutritionnelle.

En premier, les essais phytochimiques testés sur les extraits aqueux obtenus par macération et par décoction des cladodes de l’*OFI* montrent une forte présence des composants phytochimiques tels que les polyphénols, des tannins, des composés réducteurs et des quinones libre dans l’extrait aqueux obtenu par décoction, des alcaloïdes et des flavonoïdes dans l’extrait aqueux obtenus par macération. Par ailleurs, on note l’absence des saponines et des anthraquinones dans les deux extraits, tandis que les terpénoïdes n’ont été détectés que dans l’extrait obtenu par décoction.

Il ressort de l’analyse des métabolites primaires une teneur en eau de $92 \pm 0,03\%$, ainsi que des teneurs acceptables en lipides, fibres brutes et cendres, respectivement de $1,763 \pm 0,36\%$, $7,135 \pm 0,3\%$ et $26,69 \pm 0,37\%$. Concernant la teneur en protéines, elle a été dosée dans les deux extraits M et D à $14,46 \pm 0,01\%$ et $10,02 \pm 0,02\%$ respectivement. La teneur en glucides dans la MS de la poudre végétale est de 56,47 %, et celle-ci dans Ex D est égale à 49,654 %, et dans Ex M est égale à 55,663 %.

La valeur énergétique dans notre étude montre que les cladodes frais d’*OFI* sont pauvres en calories (22 kcal/100 g frais, 273 kcal/100 g MS) en raison de leur forte teneur en eau (92 %), alors que leurs extraits concentrés sur matière sèche présentent une énergie beaucoup plus élevée (273,1 kcal/100 g MS pour l’extrait par décoction et 280,6 kcal/100 g MS pour l’ex), reflétant leur

valeur nutritionnelle, et notre étude confirme que le nopal frais est un aliment faible en calories mais riche en fibres et composés bioactifs.

L'analyse quantitative des polyphénols totaux a été évaluée par colorimétrie en utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu à partir de deux extraits aqueux de cladodes d'*OFI*. Ces derniers ont montré une abondance des polyphénols dans les deux extraits plus précisément, l'extrait aqueux obtenu par décoction marqué la meilleure teneur ($53,53 \pm 0,04$ mg EAG/g MS).

L'analyse quantitative des flavonoïdes totaux a été réalisée par colorimétrie en utilisant la méthode au chlorure d'aluminium appliquée aux deux extraits aqueux de cladodes. Les résultats ont révélé une abondance de flavonoïdes dans les deux extraits ; toutefois, l'extrait obtenu par macération a présenté la teneur la plus élevée, avec une valeur de $150,4 \pm 0,03$ µg ER/mg d'extrait.

Le dosage des sels minéraux qui a été effectué sur les extraits aqueux montre que l'extrait de macération par rapport aux décoctions présente des concentrations systématiquement plus élevées en tous les minéraux analysés. Les différences sont modérées pour le calcium, le magnésium et le potassium, mais très marquées pour le phosphore et le zinc. Ces résultats suggèrent que l'extrait de macération possède un profil minéral globalement plus riche, ce qui peut le rendre plus intéressant dans une perspective nutritionnelle ou fonctionnelle.

Nous avons obtenu des valeurs de capacité antioxydante totale de nos extraits aqueux Ex M et Ex D des cladodes qui sont peu similaires : $35,08 \pm 0,06$ µg EAA/mg Ex et $30,9 \pm 0,00$ µg EAA/mg Ex respectivement.

L'évaluation de l'activité antioxydante effectuée sur les deux extraits aqueux ont été analysée par la technique du piégeage du radical libre DPPH où ils possèdent une capacité de neutralisé les radicaux libres, avec des valeurs de IC 50= $42,731 \pm 0,46$ mg/ml de Ex M et de IC50 de Ex D $49,643 \pm 1,9$ mg/ml, en les comparant à IC 50 de l'acide ascorbique.

Dans le but d'optimiser l'extraction des composés bioactifs, il est essentiel de développer des méthodes permettant de limiter ou d'éliminer la formation du gel, lequel constitue un obstacle majeur à l'extraction efficace. Ce gel interfère non seulement avec la libération des métabolites d'intérêt, mais perturbe également les tests phytochimiques et antioxydants, notamment en provoquant des uns milieux turbides lors des essais, faussant ainsi les lectures spectrophotométriques.

Par ailleurs, l'amélioration des systèmes d'extraction, notamment par le choix de solvants plus adaptés, pourrait renforcer le rendement et la qualité des composés extraits, et par conséquent, leur activité antioxydante.

Références bibliographiques



REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. Affi, W., Zourgui, M., Lataief, S., Agil, A., & Zourgui, L. (2021). Comparative study of phenolic compound antioxidant and antimicrobial activities of fruits peel and cladodes from Tunisian *Opuntia stricta*. *Journal of Alternative, Complementary & Integrative Medicine*, 7, 201.
2. Ammam, A., Zemour, H., Kaid, M., Villemin, D., Soufan, W., & Belhouadjeb, F. A. (2023). Assessment of the anti-inflammatory and analgesic effects of *Opuntia ficus indica* L. cladodes extract. *Libyan Journal of Medicine*, 18(1), Article 2275417.
3. Ammar, I., Ennouri, M., & Attia, H. (2018). Characterization of cactus cladodes mucilage and its hypoglycemic effect. *Journal of Food Science and Technology*, 55(10), 4312–4320.
4. Ammar, I., Ennouri, M., Bouaziz, M., Ben Amira, A., & Attia, H. (2015). Phenolic profiles, phytochemicals and mineral content of decoction and infusion of *Opuntia ficus-indica* flowers. *Phytochemistry and Food Health Nutrition*, 70, 388–394.
5. Amudha, P., & Shanthi, P. J. (2011). Antioxidant activity of some rare medicinal plants. *Journal of Pharmaceutical Research*, 4(3), 698–699.
6. Andreu, L., Nuncio-Jáuregui, N., Carbonell-Barrachina, Á. A., Legua, P., & Hernández, F. (2018). Antioxidant properties and chemical characterization of Spanish *Opuntia ficus-indica* cladodes and fruits. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 98(4), 1566–1573.
7. AOAC International. (2006). *Official methods of analysis of AOAC International* (18th ed., Method 2003.05). AOAC International.
8. AOAC International. (2016). *Official methods of analysis of AOAC International* (20th ed.). AOAC International.
9. AOAC. (2005). *Official methods of analysis of AOAC International* (18th ed.). AOAC International.
10. Aparicio Ortúño, R., Jiménez González, O., Lozada Ramírez, J. D., & Ortega Regules, A. E. (2024). Cladodes of *Opuntia ficus-indica* as a functional ingredient in cookie production: Physical, antioxidant and sensory properties. *Sustainable Food Technology*, 2(3), 816–825.
11. Asif, M. (2015). Chemistry and antioxidant activity of plants containing some phenolic compounds. *Chemistry International*, 1(1), p.p:35–52.

12. Ayoade, W. G., Amoo, I. A., Lajide, L., & Ajayi, M. G. (2022). Phytochemicals and antioxidant potential of ginger (*Zingiber officinale*) and garlic (*Allium sativum*) extracts. *Global Bio-Sciences & Plant Sciences*, 19(1), 226–234.
13. Bachiri, L., Echchegadda, G., Ibijbien, J., & Nassiri, L. (2016). Étude phytochimique et activité antibactérienne de deux espèces de lavande autochtones au Maroc (*Lavandula stoechas* L. et *Lavandula dentata* L.). *European Scientific Journal*, 12(30), 313–333.
14. Bağırsakçı, Ş. G., Karasu, S., & Karacabey, E. (2025). Characterization of physicochemical properties of cactus cladodes (*Opuntia ficus-indica*) grown in Antalya. *Eurasian Journal of Science, Engineering and Technology*, 6(1), 47–52.
15. Banik, B., Kakoti, S., Saikia, M., & Das, J. (2018). Evaluation of nutritional parameters in medicinal plants of Assam. *Current Trends in Pharmaceutical Research*, 5(1), 34–43.
16. Ben Yahia, A. (2022). Étude de la composition et intérêt des cladodes du figuier de Barbarie dans l'industrie agroalimentaire (Mémoire de master). Université de Tlemcen.
17. Benahmed-Bouhafsoun, A., Djebbar, H., & Kaid-Harche, M. (2015). Determination of polyphenolic compounds of *Washingtonia robusta* extracts. *Annals of Pharmaceutical & Pharmacological Advances*, 128(2B).
18. Benslimane, S. (2022). *Étude des propriétés antioxydantes des extraits des cladodes du figuier de Barbarie (*Opuntia ficus-indica*) en Algérie* (Mémoire). Centre Universitaire Abdelhafid Boussouf, Mila.
19. Berrabah, H., Taïbi, K., Ait Abderrahim, L., & Boussaid, M. (2019). Phytochemical composition and antioxidant properties of prickly pear (*Opuntia ficus-indica* L.) flowers from the Algerian germplasm. *Journal of Food Measurement and Characterization*, 13(2), 1166–1174.
20. Bouaziz, M., Carle, R., & Grenier, C. (2021). Chemical characterization of products from Tunisian *Opuntia ficus-indica*. *Foods*, 11(2), 155.
21. Bouras, A., Aissaoui, R., Hamoud, F., Driouche, Y., Dridi, A., Becheker, A., ... Bouslama, Z. (2025). Contemporary ethnobotany of *Opuntia ficus-indica* in Algeria: Perceptions, practices, and trust across sociodemographic groups. *Ethnobotany Research and Applications*, 32, 1–18.

22. **Bousbia, N., Mazari, A., Lamoudi, L., Akretche-Kelfat, S., Chibane, N., & Dif, M. E. (2022).** Evaluation of the phytochemical composition and antioxidant activity of cactus pear flowers and fruit derivatives. *Agrobiologia*, 12(2), 3235–3243.
23. **Butera, D., Tesoriere, L., Di Gaudio, F., Bongiorno, A., Allegra, M., & Livrea, M. A. (2002).** Antioxidant activities of cactus pear fruits. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50(23), 6895–6901.
24. **Cárdenas, A., Higuera Ciapara, I., & Goycoolea, F. M. (2003).** Rheology and aggregation of cactus (*Opuntia ficus-indica*) mucilage in solution. *Journal of the Professional Association for Cactus Development*, 2, p.p:181–192.
25. **Chaouche, T. M., Haddouchi, F., Abbou, F., Aissaoui, M., Boudjemai, O., & Ghellai, I. (2021).** Phytochemical screening and evaluation of the antioxidant and antibacterial activity of *Atriplex halimus* from two regions in Algeria (El Oued and Tlemcen). *Biological Journal*, 5(2), p.p:59–67.
26. **Chauhan, S. P., Sheth, N. R., Jivani, N. P., Rathod, I. S., & Shah, P. I. (2010).** Biological actions of *Opuntia* species. *Systematic Reviews in Pharmacy*, 1(2).
27. **Chowdhury, M. M., Sikder, M. I., Islam, M. R., Barua, N., Yeasmin, S., Eva, T. A., ... Hossain, M. K. (2024).** A review of ethnomedicinal uses, phytochemistry, nutritional values, and pharmacological activities of *Hylocereus polyrhizus*. *Journal of Herbmed Pharmacology*, 13(3), 353–365.
28. **Ciriminna, R., Delisi, R., Albanese, L., Meneguzzo, F., & Pagliaro, M. (2017).** *Opuntia ficus-indica* seed oil: Biorefinery and bioeconomy aspects. *European Journal of Lipid Science and Technology*, 119(8), 1700013.
29. **Cruz Rubio, J. M., Mueller, M., Viernstein, H., Loepert, R., & Praznik, W. (2021).** Prebiotic potential and chemical characterization of the poly- and oligosaccharides present in the mucilage of *Opuntia ficus-indica* and *Opuntia joconostle*. *Food Chemistry*, 362, 130167.
30. **Daoudi, A., Hrouk, H., Belaidi, R., Slimani, R., Ibijbien, J., & Nassiri, L. (2016).** Valorisation de *Ruta montana* et *Ruta chalepensis*: Étude ethnobotanique, screening phytochimique et pouvoir antibactérien. *Journal of Materials and Environmental Science*, 7(3), p.p:685–1063.

31. **Dib, H., Beghdad, M. C., & Belarbi, M. (2013).** Phytochemical study of Algerian *Opuntia ficus-indica*. *Annals of Biological Research*, 4(2), p.p:185–189.
32. **Dib, H., Beghdad, M. C., Belarbi, M., Seladjji, M., & Ghalem, M. (2013).** Antioxidant activity of phenolic compounds of the cladodes of *Opuntia ficus-indica* Mill. from Northwest Algeria. *International Journal of Medical and Pharmaceutical Sciences*, 3(4), p.p:147–158.
33. **Duarte, C. M. M., et al. (2018).** Topical anti-inflammatory effects of isorhamnetin glycosides isolated from *Opuntia ficus-indica*. *Journal of Ethnopharmacology*, 125, 579–585.
34. **El Mostafa, K., El Kharrassi, Y., Badreddine, A., et al. (2014).** Nutrition and health benefits of cactus cladodes. *Journal of Food Science*, 79(5), p.p: R765–R773.
35. **El-Mostafa, K., et al. (2014).** Nutritional and chemical composition of *Opuntia ficus-indica* cladodes: Mineral content and functional properties. *Molecules*, 19(9), 14879–14893.
36. **Estella, T. F., Akwen, N. S., Annih, M. G., Agbor, A. M., Fomnboh, D. J., Edwige, T., & Koffi, Y. G. (2022).** Phytochemical screening, evaluation of anti-peptic ulcer activities of aqueous leaf extract of *Neem Azadirachta indica* A. Juss (Meliaceae) in Wistar rats. *International Research Journal of Gastroenterology & Hepatology*, 5, p.p:1–17.
37. **Fahay, G. C., Novotny, L., Layton, B., & Mertens, D. R. (2019).** Critical factors in determining fiber content of feeds and foods and their ingredients. *Journal of Animal Industry*, 102(1), p.p:52–62.
38. **Falleh, H., Ksouri, R., Chaieb, K., Karray-Bouraoui, N., Trabelsi, N., Boulaaba, M., & Abdelly, C. (2008).** Phenolic composition of *Cynara cardunculus* L. organs, and their biological activities. *Comptes Rendus Biologies*, 331(5), p.p:372–379.
39. **Feugang, J. M., Konarski, P., Zou, D., Stintzing, F. C., & Zou, C. (2006).** Nutritional and medicinal use of cactus pear (*Opuntia* spp.) cladodes and fruits. *Frontiers in Bioscience*, 11(1), 2574–2589.
40. **Filannino, P., Cavoski, I., Thlien, N., Vincentini, O., De Angelis, M., Silano, M., et al. (2016).** Lactic acid fermentation of cactus cladodes (*Opuntia ficus-indica* L.) generates flavonoid derivatives with antioxidant and anti-inflammatory properties. 11(3), p. p: e0152575.
41. **Flores-Hernandez, A., Macías-Rodríguez, F. J., García-Herrera, G., Ortega-Sánchez, J. L., Meza-Herrera, C., & Murillo-Amador, B. (2019).** Quality of fermented cactus pear

- (*Opuntia* spp.) and its effect on liveweight gain of Dorper lambs. *Journal of the Professional Association for Cactus Development*, 21, p.p:57–70.
42. **Gbati, L., Hoinsou, Y., Koula, F. C., Alognon, A., Montant, M. E. S., Poli, S., Doumongue, T., Toudji, G. A., Gbekley, E. H., Djéri, B., Diallo, A., & Karou, D. S. (2024).** Phytochemical studies, antimicrobial and anti-inflammatory properties of the hydroethanolic extract of *Kalanchoe pinnata* (Lam.) Pers. from Togolese flora. *Journal of Biosciences and Medicines*, 12, p.p:349–360.
43. **Hadj sadok, T. (2010).** Composition chimique des jeunes cladodes d'*Opuntia ficus indica* et possibilités de valorisation alimentaire (Doctoral dissertation).
44. **Haile, K., Mehari, B., Atlabachew, M., & Chandravanshi, B. S. (2016).** Phenolic composition and antioxidant activities of cladodes of the two varieties of cactus pear (*Opuntia ficus-indica*) grown in Ethiopia. *Bulletin of the Chemical Society of Ethiopia*, 30(3), p.p:347–356.
45. **Haleem, S., Niaz, S., Qureshi, N. A., Ullah, R., Mahmood, H. M., & Shahat, A. A. (2019).** Phytochemical analysis, antioxidant and antiprotoscolices potential of ethanol extracts of selected plant species against *Echinococcus granulosus*: In-vitro study. *Journal of Oleo Chemistry*, 17(1), p.p:874–883.
46. **Ilmi, H. M., Elya, B., & Handayani, R. (2020).** Association between total phenol and flavonoid contents in *Artocarpus heterophyllus* (jackfruit) bark and leaf extracts and lipoxygenase inhibition. *International Journal of Applied Pharmacy*, 12(1), p.p:252–256.
47. **Karima, O., Righi, S., Belhocin, A., Mekness, A., Meddah, B., & Tirtouil, A. (2018).** Phytochemical study and antioxidant activity of some anti-diabetic plants in the Wilaya of Mascara. *Journal of Applied Agricultural Science*, 4(1000165), p.p:2472-1212.1000165.
48. **Kaur, C., & Kapoor, H. C. (2002).** Anti-oxidant activity and total phenolic content of some Asian vegetables. *International Journal of Food Science and Technology*, 37(2), p.p:153–161.
49. **Kaur, M., Kaur, A., & Sharma, R. (2012).** Pharmacological actions of *Opuntia ficus-indica*: a review. *Journal of Applied Pharmaceutical Science*, 2(7), 15–18.

50. **Kiesling, R. (1998).** Origen, domesticación y distribución de *Opuntia ficus-indica*. *Journal of the Professional Association for Cactus Development*, 3, 50–59.
51. **Lee, Y.-S., Yang, W.-K., Park, Y.-R., Park, Y.-C., Park, I.-J., Lee, G.-J., & Kim, S.-H. (2022).** *Opuntia ficus indica* alleviates PM10 + diesel particles–induced airway inflammation by suppressing cytokines and chemokines. *Plants*, 11(4), 520.
52. **Liguori, G., Gaglio, R., Greco, G., Gentile, C., Settanni, L., & Inglese, P. (2021).** Effect of *Opuntia ficus-indica* mucilage edible coating on quality, nutraceutical, and sensorial parameters of minimally processed cactus pear fruits. *Agronomy*, 11(10), 1963.
53. **Lowry, O. H., Rosebrough, N. J., Farr, A. L., & Randall, R. J. (1951).** Protein measurement with the Folin phenol reagent.
54. **Mahrez, H., Mazri, S., & Adjeroud, N. (2020).** Figuier de Barbarie : composition et intérêt des cladodes (Mémoire de master, Université Abderrahmane Mira, Béjaïa, Algérie), pp. 28–42.
55. **Mallik, J., & Akhter, R. (2012).** Phytochemical screening and in-vitro evaluation of reducing power, cytotoxicity and anti-fungal activities of ethanol extracts of *Cucumis sativus*. *International Journal of Pharmacy & Archives*, 3(3), p.p:555–560.
56. **Martina, V., & Vojtech, K. (2015).** A comparison of Biuret, Lowry and Bradford methods for measuring the egg's proteins. *Journal of Methods in Nutrition*, 2015(1), p.p:394–398.
57. **Martins, M., Ribeiro, M. H., & Almeida, C. M. (2023).** Physicochemical, nutritional, and medicinal properties of *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill. and its main agro-industrial use: A review. *Plants*, 12(7), p.p:1512.
58. **Matias, A., Nunes, S. L., Poejo, J., Mecha, E., Serra, A. T., Madeira, P. J. A., Bronze, M. R., & Duarte, C. M. M. (2014).** Antioxidant and anti-inflammatory activity of a flavonoid rich concentrate recovered from *Opuntia ficus indica* juice. *Food & Function*, 5(12), 3269–3280.

59. **Matsuhiro, B., Lillo, L. E., Sáenz Hernández, C. L., Urzúa, C. C., & Zárate, O. (2006).** Chemical characterization of the mucilage from fruits of *Opuntia ficus indica*. *Carbohydrate Polymers*, 63(2), p.p:263–267.
60. **Mokhtari, C. M., & Boukhetache, K. (2023).** Etude phytochimique et évaluation des propriétés biologiques du figuier de barbarie (*Opuntia ficus-indica*).
61. **Moussaoui, B. (2020).** Les propriétés biologiques d'extraits des cladodes d'*Opuntia ficus-indica* (L.). Thèse de doctorat, Université Abdelhamid Ibn Badis, Mostaganem. pp. 23–24, 40.
62. **Msaddak, L., Abdelhedi, O., Kridene, A., Rateb, M., Belbahri, L., Ammar, E., Nasri, M., & Zouari, N. (2017).** *Opuntia ficus-indica* cladodes as a functional ingredient: bioactive compounds profile and their effect on antioxidant quality of bread. *Lipids in Health and Disease*, 16(1), 32, p.p:1–8.
63. **Msaddak, L., Abdelhedi, O., Kridene, A., Rateb, M., Belbahri, L., Ammar, E., ... & Zouari, N. (2017).** *Opuntia ficus-indica* cladodes as a functional ingredient: bioactive compounds profile and their effect on antioxidant quality of bread. *Lipids in Health and Disease*, 16(1), 32.
64. **Nefzaoui, A., & Ben Salem, H. (2001).** *Opuntia*: a strategic fodder and efficient tool to combat desertification in the WANA (West Asia/North Africa) region. *FAO Plant Production and Protection Paper*, (169).
65. **Nobel, P. S. (Ed.). (2002).** *Cacti: Biology and uses*. University of California Press. (Chap. “Shoot Anatomy and Morphology”, p.p:23–45; chap. “Root Structure and Function”, p.p:41–56)
66. **Oloyede, O. J. (2005).** Chemical profile of unripe pulp of *Carica papaya*. *Pakistan Journal of Nutrition*, 4(6), p.p:379–381.
67. **Petruk, G., Di Lorenzo, F., Imbimbo, P., Silipo, A., Bonina, A., Rizza, L., Piccoli, R., Monti, D. M., & Lanzetta, R. (2017).** Protective effect of *Opuntia ficus-indica* L. cladodes against UVA-induced oxidative stress in normal human keratinocytes. *Bioorganic & Medicinal Chemistry Letters*, 27(24), p.p:5485-5489.

68. Phatak, R. S., & Hendre, A. S. (2014). Total antioxidant capacity (TAC) of fresh leaves of *Kalanchoe pinnata*. *Journal of Pharmacy & Phytochemistry*, 2(5).
69. Pierdomencio, M., Giardullo, P., Bruno, G., Bacchetta, L., Maccioni, O., Demurtas, O. C., Sulli, M., Diretto, G., Arcangeli, C., Colini, F., Chiavarini, S., & Benassi, B. (2025). The mucilage from the *Opuntia ficus indica* (L.) Mill. cladodes plays an anti-inflammatory role in the LPS-stimulated HepG2 cells: A combined in vitro and in silico approach. *Molecular Nutrition & Food Research*, 69(3).
70. Ponce, H. A. G. (2025). Extracts of natural products protect against acute and chronic liver diseases (Doctoral dissertation, University of Groningen).
71. Prajapati, S. S., & Apte, M. (2021). Gums and Mucilage as Multi-Functional Pharmaceutical Agent. *International Journal of Pharmaceutical Research (09752366)*, 13(2).
72. Prieto, P., Pineda, M., & Aguilar, M. (1999). Spectrophotometric quantitation of antioxidant capacity through the formation of a phosphomolybdenum complex: specific application to the determination of vitamin E. *Analytical Biochemistry*, 269(2), p.p:337–341.
73. Prisa, D. J. (2021). *Opuntia ficus-indica*: the key plant in climate change: Characteristics, cultivation and uses. *Global Biodiversity Perspectives*, 17(2), p.p:094–105.
74. Quintero-García, M., Gutiérrez-Cortez, E., Bah, M., Rojas-Molina, A., Cornejo-Villegas, M. D. L. A., Del Real, A., & Rojas-Molina, I. (2021). Comparative analysis of the chemical composition and physicochemical properties of the mucilage extracted from fresh and dehydrated *Opuntia ficus indica* cladodes. *Foods*, 10(9), 2137.
75. Rattana, S., Padungkit, M., & Cushnie, B. (2010). Phytochemical screening, flavonoid content, and antioxidant activity of *Tiliacora triandra* leaf extracts. Proceedings of the 2nd Annual International Conference of Northeast Pharmacy Research.
76. Reyes, I., Rodríguez-Huezo, M. E., & García-Díaz, S. (2023). *Opuntia ficus-indica* mucilage reduces wheat starch in vitro digestibility. *Revista Mexicana de Ingeniería Química*, 22(2), 153-162.

77. **Sadok, T., Aid, F., Bellal, M., & Hussain, M. (2008).** Chemical composition of young cladodes of *Opuntia ficus indica* and their potential for food use.
78. **Sáenz, C. (2000).** Processing technologies: An alternative for cactus pear (*Opuntia spp.*) fruits and cladodes. *Journal of Arid Environments*, 46(3), p.p:209–225.
79. **Sarv, V., Hussain, S., Rätsep, R., & Kikas, A. (2024).** The proximate composition, mineral and pectin content and fatty acid profile of the pomace fraction of 16 rowanberry cultivars. *Plants*, 13(12), p.p:1615.
80. **Senbeta, A., Awas, T., & Gure, A. (2019).** The qualitative and quantitative phytochemical investigation of *Crinum* species in Ethiopia. *International Journal of Photochemistry and Photobiology*, 3(1), p.p:1–9.
81. **Slimen, I. B., Najar, T., & Abderrabba, M. (2016).** *Opuntia ficus-indica* as a source of bioactive and nutritional phytochemicals. *Journal of Food and Nutrition Sciences*, 4(6), 162–169.
82. **Smith, J., & Hernández, P. (2017).** Effects of *Opuntia ficus-indica* supplementation on bone mineral density in growing rats. *Nutrients*, 9(2), 108.
83. **Souna, M., Tefiani, C., Chaouche, T. M., Azzi, R., Habi, S., & Kermane Souna, S. (2025).** Health-promoting benefits of the wild mushroom *Suillus mediterraneensis* (Jacquet. & J. Blum) Redeuilh, collected from Algeria: Myco-chemical investigation and bioactive properties. p.p:1–27.
84. **Stintzing, F. C., & Carle, R. (2005).** Cactus stems (*Opuntia spp.*): a review on their chemistry, technology, and uses. *Molecular Nutrition & Food Research*, 49(6), p.p:191–205.
85. **Thakuria, A., Datt, C., Dudi, K., Thamizhan, P., & Yadav, R. K. (2020).** Edible spineless cactus (*Opuntia ficus-indica*): A promising alternative forage source for livestock. *Indian Journal of Dairy Science*, 73(3).
86. **Thiex, N., Novotny, L., & Crawford, A. (2012).** Determination of ash in animal feed: AOAC official method 942.05 revisited. *Journal of AOAC International*, 95(5), p.p:1392–1397.

87. **Toure, H. A., Bouatia, M., Idrissi, M. O., & Draoui, M. (2015).** Phytochemical screening and antioxidant activity of aqueous-ethanolic extracts of *Opuntia ficus indica*. 7(7), p.p:409–415.
88. **Trachtenberg, S., & Mayer, A. (1981).** Composition and properties of *Opuntia ficus indica* mucilage. *Phytochemistry*, 20(12), p.p:2665–2668.
89. **Trombetta, D., Pergolizzi, S., De Pasquale, A., Saija, A., Bonina, F. P., & Lauriano, E. (2006).** Effect of polysaccharides from *Opuntia ficus-indica* (L.) cladodes on the healing of dermal wounds in the rat. *Phytomedicine*, 13(5), 352–358.
90. **Védékoi, J., Selestin, S. D., Abdoulaye, H., Justin, K., Djamilah, Z., & Pierre, K. (2019).** Investigation of antioxidant activity of the ethanol extract of the resin exudates of trunk bark of *Boswellia dalzielii* Hutch (Burseraceae). *Journal of Medicinal and Environmental Studies*, 10, p.p:1413–1419.
91. **Vermerris, W., & Nicholson, R. (2006).** Isolation and identification of phenolic compounds: A practical guide. p.p:151–196.
92. **Waterborg, J. H., & Matthews, H. R. (1994).** The Lowry method for protein quantitation. p.p:1–4.
93. **World Health Organization. (2011).** Dietary sugars intake and health. Geneva: WHO.
94. **Yiblet, Y., & Adamu, E. (2023).** Nutritional composition and phytochemical evaluation of some selected wild edible plants in Tach Gaint District, northwestern Ethiopia. 2023(1), p.p:6670648.
95. **Youcef, Z. (2020).** Inventaire et bioécologie de quelques Orthoptères dans la vallée du M’Zab (Ghardaïa).
96. **Zeghbib, W., & Lopes, G. (2022).** Phenolic Compounds’ Occurrence in *Opuntia* Species and Their Role in the Inflammatory Process: A Review. *Molecules*, 27(15), 4763.

Sites d'internete

(1) Adresse URL :

https://www.researchgate.net/publication/354496895_Inventaire_et_bioecologie_de_quelques_Orthopteres_dans_la_vallee_du_M'Zab_Ghardaia

(2) Adresse URL : <https://www.aoac.org/official-methods-of-analysis/>

(3) Adresse URL : <https://amzn.eu/d/6SVmY9h>

Annexes

——

ANNEXES**Annexe 1:** Les solution utilisées et leurs préparations.

Solution	Préparation
Alcool de chlorure ferrique à 2 %	Dissoudre 2 g dans 100 ml d'alcool (méthanol).
Réactif de Mayer	La préparation de ce réactif s'effectue comme suit : Dissoudre 1.358 g de HgCl ₂ dans 60 ml d'eau ; Dissoudre 5g de KI dans 10 ml de l'eau ; Mélanger les deux solutions puis ajuster le volume totale à 100 ml de l'eau.
Réactif de Wagner	Ce réactif a été préparé comme suit : Dissoudre 2 g de KI et 1.27 de I ₂ dans 75 ml de l'eau ; Ajuster le volume total à 100 ml de l'eau distillé.
Chlorure ferrique (FeCl ₃) à 1 %	1 g de FeCl ₃ est dissout dans 100 ml de l'eau distillée.
Hydroxyde de sodium (NaOH) à 1 %	1 g de NaOH est dissout dans 100 ml de l'eau distillée.
Hydroxyde d'ammonium (NH ₄ OH) 10 %	Ajuster 20 ml NH ₄ OH à 25 % dans 100 ml par de l'eau distillée.
Acide gallique (C = 1mg/ml)	Dissoudre 5 mg de l'acide gallique dans 5 ml de l'éthanol.
Carbonate de sodium (Na ₂ CO ₃) à 2 %	2 g a été dissous dans 100 ml d'eau distillée.
Folin-Ciocalteu 0.1N	1ml de FCR a été ajusté à 10 ml avec l'eau distillée.
Rutine (C = 1mg/ml)	Dissoudre 5 mg de la rutine dans 5 ml de méthanol.
Nitrate de sodium (NaNO ₃) à 5 %	Dissoudre 500 mg de NaNO ₃ dans 10 ml de l'eau distillée.

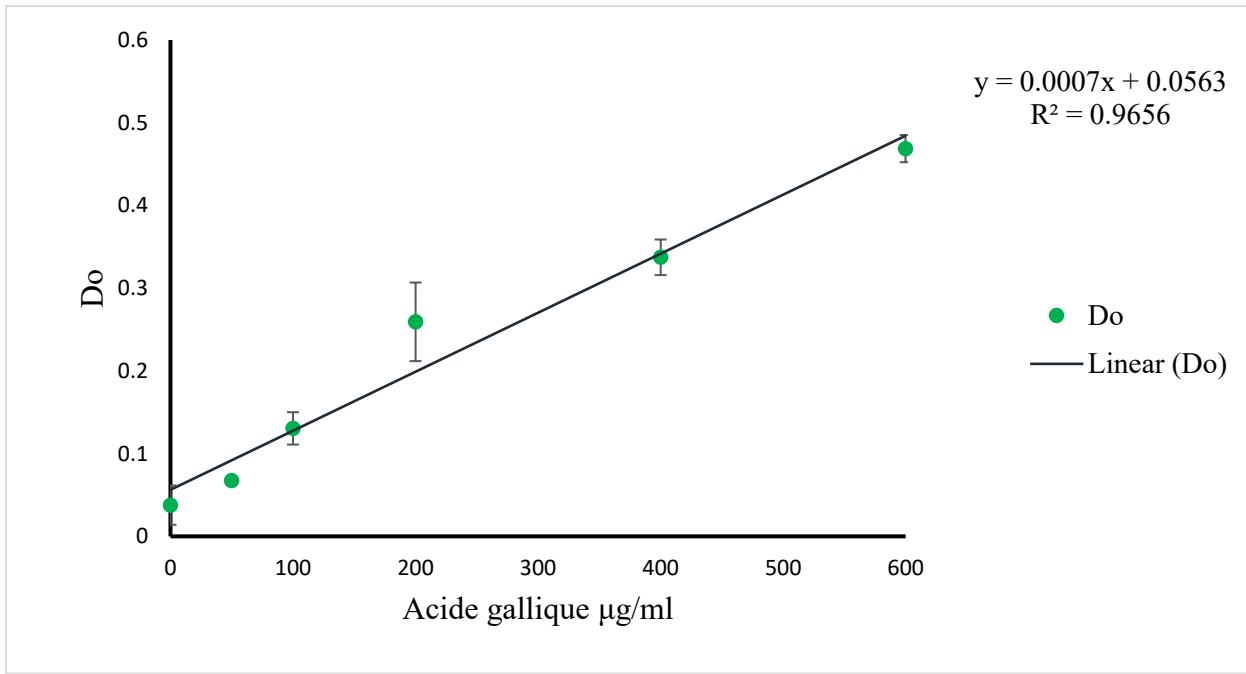
Soude (NaOH) 1 M	Dissoudre 2 g de NaOH dans 50 ml de l'eau distillée.
Trichlorure d'aluminium (AlCl ₃) à 10%	1g d'AlCl ₃ diluée dans 10 ml d'eau distillée.

Annexe 2 : Dispositif expérimental de la gamme d'étalonnage de l'acide gallique pour le dosage des polyphénols totaux.

Tubes	1	2	3	4	5
Concentration d'acide gallique ($\mu\text{g/ml}$)	600	400	200	100	50
Volume d'acide gallique (en μl) prélèvement de moitié	600	400	200	100	50
Volume d'eau distillée ajouté (μl)	400	600	800	900	950
Volume total (ml)	1	1	1	1	1

Annexe 3 : Gamme étalon de l'acide gallique. Chaque valeur représente la moyenne \pm SD ($n=3$).

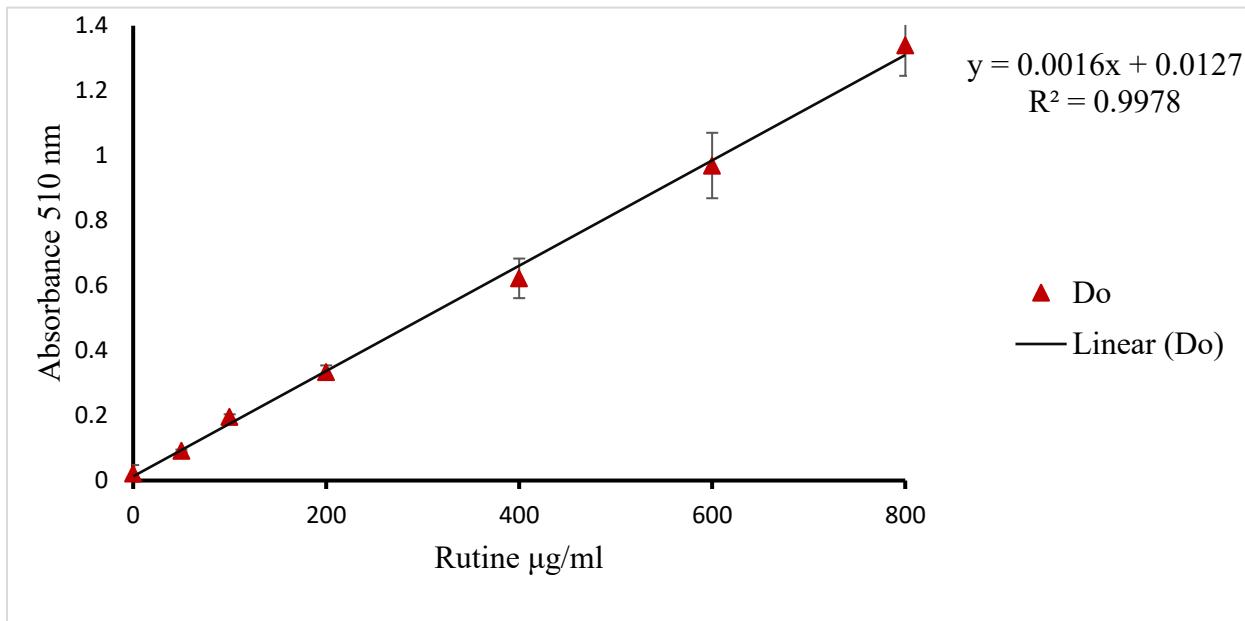
Annexe 4 : Dispositif expérimental de la gamme d'étalonnage de la rutine pour le dosage des



flavonoïdes.

Tubes	1	2	3	4	5	6
Concentration de la rutine ($\mu\text{g/ml}$)	800	600	400	200	100	50
Volume de la rutine (en μl) avec prélèvement de moitié	800	600	400	200	100	50
Volume de méthanol ajouté (μl)	200	400	600	800	900	950
Volume total (ml)	1	1	1	1	1	1

Annexe 5 : Gamme étalon de la rutine. Chaque valeur représente la moyenne \pm SD ($n=3$).



Annexe 6 : Activité antioxydante test de DPPH (préparation des réactifs et des extraits).

➤ **Préparation des concentrations mère (100 mg/ml) des extraits aqueux (décoction et macération).**

Dissoudre 500 mg de chaque extrait dans 5 ml d'eau distillée.

Tableau 1 : Préparation des différentes concentrations des 2 extraits (décoction et macération).

Tubes	1	2	3	4	5	6
Concentration de l'extrait (mg/ml)	80	60	40	20	10	5
Volume de l'extrait (en µl) avec prélèvement de moitié	800	600	400	200	100	50
Volume d'eau distillée ajouté (µl)	200	400	600	800	900	950
Volume finale (ml)	1	1	1	1	1	1

➤ **Préparation du DPPH :**

Dissoudre 25 mg de DPPH dans 100 ml de méthanol (100 %). Une dilution de solution mère est effectuée juste avant le dosage par le méthanol jusqu'à l'obtention d'une absorbance entre 0.9 et 1,2 à 517 nm.

➤ **Préparation de concentration mère 1 mg/ml de l'acide ascorbique.**

Dissoudre 1mg de l'acide ascorbique dans 1 ml d'eau distillée puis préparer une gamme pour la courbe d'étalonnage (Tableau 2).

Tableau 2 : La gamme d'étalonnage de l'acide ascorbique (test du DPPH).

Tubes	1	2	3	4	5	6
Concentration de l'acide ascorbique (µg/ml)	800	600	400	200	100	50
Volume de l'acide ascorbique prélevé (en µl) à partir de la concentration mère	800	600	400	200	100	50
Volume d'eau distillée ajouté (µl)	200	400	600	800	900	950
Volume total (ml)	1	1	1	1	1	1

Annexe 7 : Activité antioxydante test de capacité totale antioxydante (préparation des réactifs et des extraits).

➤ **Préparation de phosphomolybdate de test capacité totale antioxydante**

On a dissous 1,6 ml d'acide sulfurique dans 20 ml d'eau distillée, 0,2472 g de molybdate d'aluminium et 0,2295 g d'acide phosphorique de sodium ont été ajoutés successivement à ce mélange, puis le volume a été ajusté à 50 ml avec de l'eau distillée sous agitation magnétique.

➤ **Préparation de la solution mère d'acide ascorbique à 100 µg/ml :** à partir d'une solution à 1 mg/ml, prélever 500 µl et ajuster le volume à 5 ml avec de l'eau distillée.

Tableau 1 : La gamme d'étalonnage de l'acide ascorbique (test du CAT).

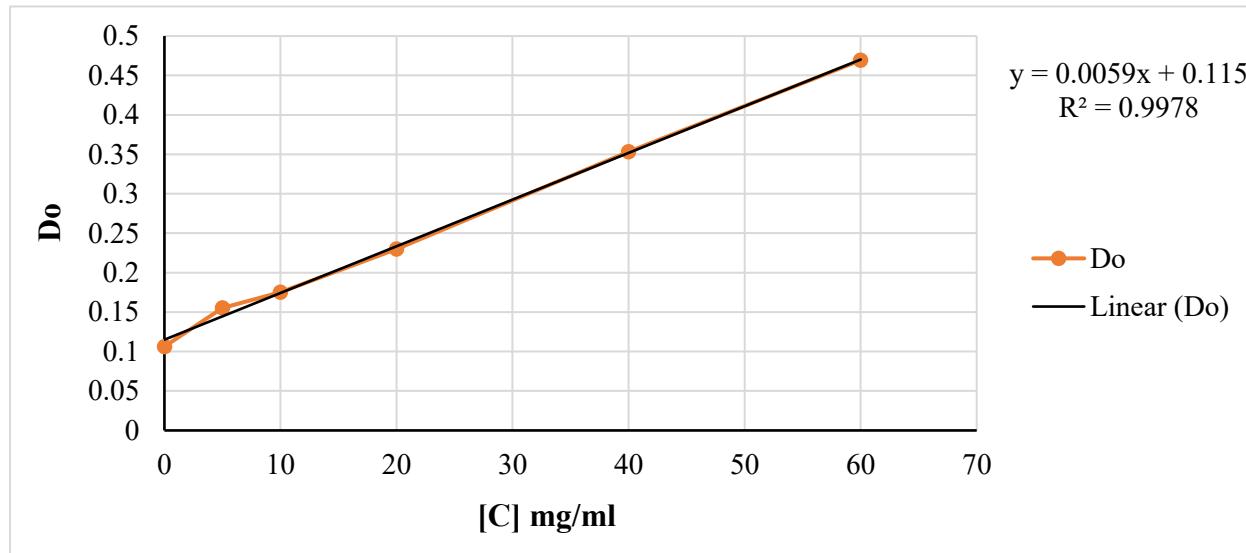
Tubes	1	2	3	4	5	6
Concentration de l'acide ascorbique (µg/ml)	80	60	40	20	10	5
Volume de l'acide ascorbique prélevé (en µl) à partir de la concentration mère	1600	1200	800	400	200	100
Volume d'eau distillée ajouté (µl)	400	800	1200	1600	1800	1900
Volume total (ml)	2	2	2	2	2	2

➤ **Préparation des extraits aqueux : la solution mère de chacun des extraits, obtenus par macération et par décoction, est à 1 mg/ml :**

Dissoudre 5 mg de la poudre de chaque extrait aqueux dans 5 ml d'eau distillée.

➤ **Préparation la solution mère de Trolox (1mg/ml) (témoin positif) :** Dissoudre 1 mg de Trolox dans 1 ml de méthanol.

Annexe 8 : Gamme d'étalonnage de l'acide ascorbique de test de capacité totale. Chaque valeur représente la moyenne \pm SD (n=3).



Annexe 9 : la méthode de Lowry

➤ **Préparation de réactif de Lowry**

- **Solution A :** dissoudre 2,8598 g de NaOH et 14,3084 g de Na₂CO₃ dans de l'eau distillée, puis ajuster le volume à 500 ml.
- **Solution B :** dissoudre 1,4232 g de CuSO₄·5H₂O dans de l'eau distillée et ajuster le volume à 100 ml.
- **Solution C :** dissoudre 2,8529 g de tartrate double dans de l'eau distillée et ajuster le volume à 100 ml.
- **Solution de Lowry :** mélanger les solutions A, B et C dans les proportions 100 : 1 : 1 (v/v/v).

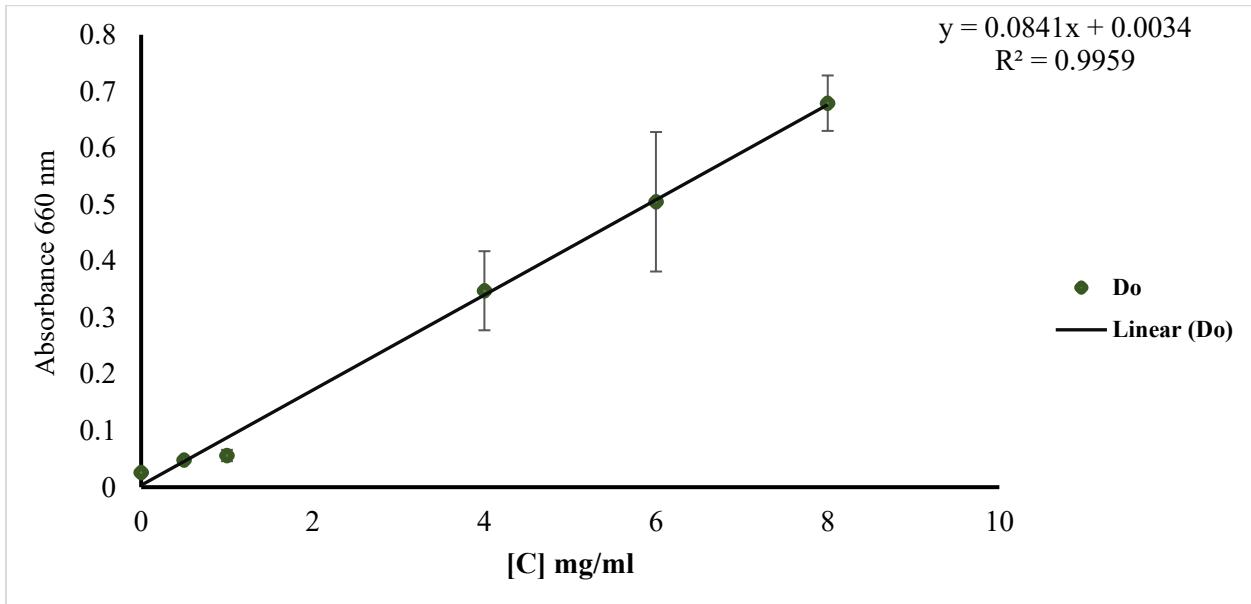
➤ **Préparation de la solution mère de BSA 10 mg/ml :** Dissoudre 30 mg de BSA dans 3 ml de l'eau distillée.

Tableau 1 : La gamme d'étalonnage de BSA (test de Lowry).

Tubes	1	2	3	4	5
Concentration de BSA (mg/ml)	8	6	4	1	0.5
Volume de BSA prélevé (en µl) à partir de la concentration mère	800	600	400	100	50
Volume d'eau distillée ajouté (µl)	200	400	600	900	950
Volume total (ml)	1	1	1	1	1

- **Préparation les deux extraits aqueux pour chacun la concentration est 10 mg/ml :**
Dissoudre 10 mg de l'extrait dans 1 ml de l'eau distillée.

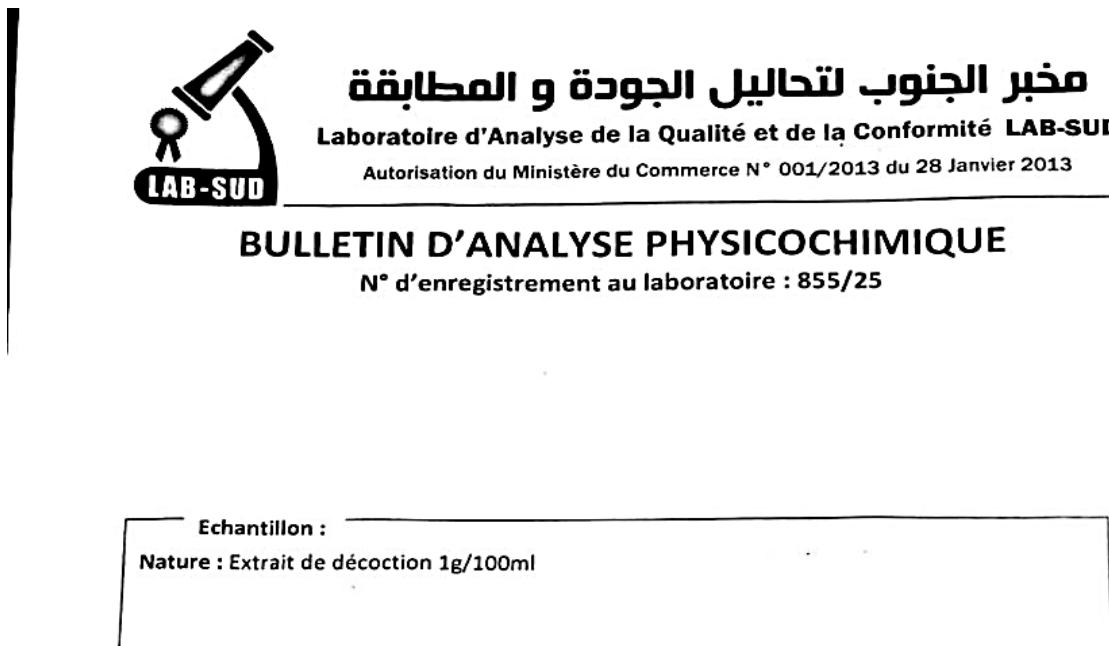
Annexe 10 : Gamme étalon de BSA. Chaque valeur représente la moyenne \pm SD (n=3).



Annexe 11 : les analyses des sels minéraux

- **Préparation de la solution mère pour les deux extraits aqueux (décoction et macération) (10 mg /ml) :** Dissoudre 1g de la poudre sèche de l'extrait dans 100 ml de l'eau distillée.
➤ **Les résultats des analyses obtenu par le LAB-SUD pour les deux extraits**

Photo 1 : les résultats de l'analyses de quelques sels minéraux de l'extrait de décoction.



DETERMINATIONS	RESULTATS	UNITE	METHODE
Calcium (Ca^{2+})	182,36	mg/L	Spectrophotométrie
Magnésium (Mg^{2+})	579,84	mg/L	Titrimétrie
Potassium (K^{+})	812,0	mg/L	Titrimétrie
Phosphore (P)	5,5	mg/L	Spectrophotométrie
Zinc (Zn^{2+})	0,7	mg/L	Spectrophotométrie

Fait à Guerrara le : 19/05/2025

Le Directeur:
Kacem BENAOUUMEUR

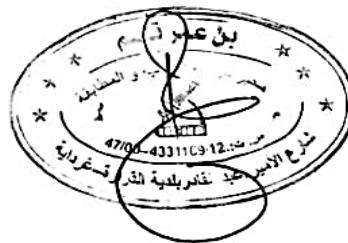


Photo 2 : les résultats de l'analyses de quelques sels minéraux de l'extrait de macération.



Echantillon :			
Nature : Extrait de macération 1g/100ml			

DETERMINATIONS	RESULTATS	UNITE	METHODE
Calcium (Ca^{2+})	192,38	mg/L	Spectrophotométrie
Magnésium (Mg^{2+})	611,15	mg/L	Titrimétrie
Potassium (K^+)	823,64	mg/L	Titrimétrie
Phosphore (P)	13,0	mg/L	Spectrophotométrie
Zinc (Zn^{2+})	11,0	mg/L	Spectrophotométrie

Fait à Guerrara le : 19/05/2025

Le Directeur:
Kacem BENAOUUMEUR



Annexe 12 : La teneur en quelques sels minéraux des cladodes d'*OFI* de la région de blida.
obtenu par l'étude de Hadj sadok (2010) (Hadj sadok, 2010).

Détermination	Résultats en (g/100 g)
Ca²⁺	7.27
Mg²⁺	1.68
K⁺	1.66
P⁺	0.11
Zn²⁺	0.13

Abstract

The young cladodes of *Opuntia ficus-indica*, consumed as a vegetable, are a valuable source of bioactive compounds and nutrients, and are the subject of our study on their antioxidant activity and nutritional value by analyzing primary and secondary metabolites as well as mineral content.

Moisture content, phytochemical composition, mineral analysis, and quantitative determinations: primary metabolites, total polyphenols, total flavonoids, and antioxidant capacity were carried out following established experimental protocols on the dry matter and/or the two aqueous extracts prepared by maceration (Ex M) and decoction (Ex D).

The results revealed the presence of flavonoids, polyphenols, alkaloids, free quinones, tannins, terpenes, and reducing compounds, while anthraquinones and saponins were absent.

Nutritional analysis showed moisture, fiber, lipid, and ash contents of $92 \pm 0,03\%$, $7,135 \pm 0,3\%$, $1,763 \%$, and $26,69 \pm 0,37\%$, respectively. Protein content was higher in the maceration extract ($14,46 \pm 0,01\%$) than in the decoction extract ($10,02 \pm 0,02\%$). Carbohydrates were 56.47% in the dry powder, 49.65% in Ex D, and 55.66% in Ex M. The energy value was low in fresh material (22 kcal/100 g), while the dry matter extracts were much more energetic (273–281 kcal/100 g DM).

Total polyphenols and flavonoids were also more abundant in the maceration extract ($53,53 \pm 0,04 \mu\text{g GAE/mg}$ and $150,4 \pm 0,03 \mu\text{g RE/mg}$, respectively) than in the decoction extract. The maceration extract also contained higher levels of minerals, particularly Zn^{2+} , Mg^{2+} , P , Ca^{2+} , and K^+ .

Antioxidant activity assessed by the DPPH assay showed a strong IC_{50} , comparable to ascorbic acid, with $42,731 \pm 0,46 \text{ mg/ml}$ for the maceration extract and $49,643 \pm 1,9 \text{ mg/ml}$ for the decoction extract. Total antioxidant activity was $35,08 \pm 0,06 \mu\text{g AAE/mg}$ for Ex M and $30,9 \pm 0,00 \mu\text{g AAE/mg}$ for Ex D.

According to our study, higher extraction temperatures have a negative impact on the levels of secondary metabolites and nutritional compounds in the aqueous extracts of the cladodes, consequently reducing their antioxidant activity.

Keywords: cladode, *Opuntia ficus-indica*, antioxidant activity, maceration, decoction.

ملخص

السيقان الصغيرة (*jeunes cladodes*) لنبات التين الشوكي *Opuntia ficus-indica*، المستخدمة كخضار، تمثل مصدراً ثميناً للمركبات النشطة بيولوجياً والمعذيات ذات الإمكانات الوظيفية العالية لتعزيز الصحة وتشكل موضوع دراستنا حول نشاطها المضاد للأكسدة وقيمتها الغذائية من خلال قياس المستقلبات الأولية والثانوية والأملاح المعدنية.

تم إجراء قياس محتوى الرطوبة، والاختبارات الفيتوكميائية، وتحليل الأملاح المعدنية، بالإضافة إلى الاختبارات الكمية للمستقلبات الأولية، والبوليفينولات الكلية، والفالافونيدات الكلية، وتقيير القدرة المضادة للأكسدة وفق بروتوكولات تجريبية ملائمة، وذلك على المادة الجافة وأو المستخلصين المائيين (المحضررين بواسطة النقع) (Ex D) وبواسطة الغلي (Ex M)) لسيقان.

تكشف النتائج المتحصل عليها عن وجود الفلافونيدات، البوليفينولات، القلويدات، الكينونات الحرّة، الثنائيات، التربينات، والمركبات المختزلة، مع غياب الأثئر اكتيونات والصابونينات. كما سُجّل محتوى الرطوبة والألياف والدهون والرماد بنسـبـة بلـغـتـ على التـوـالـي : $92 \pm 0,03\%$ ، $7,135 \pm 0,3\%$ ، $1,763 \%$ ، $26,69 \pm 0,37\%$. وقد بلـغـتـ نسبة البروتـينـاتـ $14,46 \pm 0,01\%$ في مستخلص النـقعـ، وـ $10,02 \pm 0,02\%$ في مستخلص الغـليـ، فـيـ حينـ بلـغـتـ نسبةـ الكـربـوهـيدـراتـ $56,47 \pm 0,37\%$ في مسـحـوقـ النـباتـ الجـافـ، وـ $49,643 \pm 1,9 \text{ mg/ml}$ في Ex D ، وـ $49,65 \pm 0,46 \text{ mg/ml}$ في Ex M . الـقيـمةـ الطـاقـوـيةـ مـنـخـضـةـ فـيـ السـاقـ الصـيـارـ الطـازـجـ(g) (22 kcal/100 g MS)، بينما كانت أعلى بكثير في المستخلصات على المادة الجافة (273–281 kcal/100 g MS).

ولـوحـظـ أنـ الـبـوليـفـينـولـاتـ وـ الـفـلاـفـونـيدـاتـ الكلـيـةـ كـانـتـ بـتـركـيزـ أـعـلـىـ فـيـ الـمـسـخـلـصـ المـنـقـعـ مـقـارـنـةـ بـالـمـسـخـلـصـ المـعـلـىـ، حيثـ بلـغـتـ عـلـىـ التـوـالـيـ Ex D $53,53 \pm 0,04 \mu\text{g EGA/mg}$ ، Ex M $49,643 \pm 1,9 \text{ mg/ml}$ ، Ex D $150,4 \pm 0,03 \mu\text{g ER/mg}$ ، Ex M $155,66 \pm 0,46 \mu\text{g RE/mg}$ ، مـقـارـنـةـ بـالـمـسـخـلـصـ المـعـلـىـ.

أما تقييم النشاط المضاد للأكسدة باختبار DPPH فقد بين قيمة IC_{50} عالية ومقاربة لذاك الخاصـةـ بـحـضـرـ الأـسـكـورـبـيكـ، حيثـ سـجـلتـ $42,731 \pm 0,46 \text{ mg/ml}$ في Ex D ، وـ $49,643 \pm 1,9 \text{ mg/ml}$ في Ex M . كما فـتـرـتـ الفـعـالـيـةـ المـضـادـ لـلـأـكـسـدـةـ الكلـيـةـ بـ $35,08 \pm 0,06 \mu\text{g EAA/mg}$ ، Ex D ، وـ $30,9 \pm 0,00 \mu\text{g EAA/mg}$ في Ex M .

وفقاً لـدرـاستـناـ، نـلاحظـ أنـ الحرـارةـ تـؤـثـرـ سـلـبيـاـ عـلـىـ مـحـتـوىـ الـمـسـخـلـصـ المـائـيـ لـسيـقـانـ *Opuntia ficus-indica* منـ الـمـسـقـلـبـاتـ الثـانـويـةـ وـ الـمـكونـاتـ الـغـذـائـيـةـ، وبالـتـالـيـ تـقـللـ مـنـ نـشـاطـهـ المـضـادـ لـلـأـكـسـدـةـ.

الكلمات المفتاحية: cladode, *Opuntia ficus-indica*, نشاط مضاد للأكسدة، النقع، المغلي.

