



Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de Master académique

Spécialité : Systèmes de Production Agroécologique

Filière : sciences agronomiques

Thème :

**Évaluation du contenu en polyphénols et profil phytochimique des fruits
de *Ziziphus jujuba* provenant de trois régions de l'Algérie**

Réalisé par :

KHANDOUKI Imad

KERBOUCHE Ikram

Devant le jury :

Dr. ZOUAOUI A.	MCA (U.Blida 01)	Président
Dr. MOUAS Y.	MCA (U.Blida 01)	Promotrice
Mme . BOUKEROUI N.	Doctorante (U.Blida 01)	CO-Promotrice
Pr. CHAOUIA C.	MCB (U.Blida 01)	Examinatrice

Année universitaire : 2024 / 2025

Remerciements

*Ce mémoire de fin d'études, présenté en vue de l'obtention du Master académique en **Systèmes de Production Agroécologique**, a été réalisé au sein du **Laboratoire d'Analyse**, relevant du **Département de Biotechnologie et Agroécologie**, à la **Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'Université Blida 1**. L'ensemble du travail expérimental a été mené dans ce laboratoire, avec l'utilisation des équipements et du matériel mis à disposition, ce dont je suis profondément reconnaissant.*

*Je tiens à exprimer mes plus sincères remerciements à **Mme le Docteur MOUAS Y**, Maître de Conférences à l'Université de Blida 1, qui a bien voulu diriger ce travail. Sa rigueur scientifique, sa disponibilité constante, ainsi que ses conseils avisés ont été d'une aide précieuse tout au long de la réalisation de ce mémoire. Qu'elle trouve ici l'expression de ma plus profonde gratitude*

*J'adresse mes vifs remerciements à **Monsieur le Docteur ZOUAOUI A.**, Maître de Conférences à l'Université de Blida 1, pour avoir accepté d'assurer la présidence du jury. Qu'il trouve ici l'expression de mes sentiments de reconnaissance et de considération.*

*Je souhaite également exprimer toute ma reconnaissance à **Madame BOUKEROUI N.**, Docteure à l'Université de Blida 1, pour son accompagnement, son soutien méthodologique et sa précieuse assistance tout au long de ce travail.*

*Je remercie vivement **Madame le Docteur OUSERIR S.**, Maître de Conférences B, pour avoir accepté d'examiner ce mémoire, et pour l'attention qu'elle a portée à ce travail ainsi que pour ses remarques enrichissantes.*

Mes remerciements s'adressent également à l'ensemble du personnel du laboratoire, pour leur collaboration technique et leur disponibilité.

DEDICACES

Je dédie ce modeste travail avec toute mon affection:

j'exprime toute ma gratitude à ma famille, en particulier **ma mère, mon père, mes frères et ma sœur**, pour leur amour inconditionnel, leur soutien moral et leurs encouragements constants durant tout mon parcours universitaire.

Mes remerciements à mon binôme de travail, Mlle KERBOUCHE Ikram, pour sa collaboration constante, son sérieux, sa patience et son esprit d'équipe tout au long de la réalisation de ce mémoire. Ce travail n'aurait pas eu la même richesse sans sa précieuse implication.

À mes amis dont particulièrement Houssam, chaker, Abdallah, Mustapha

À toute personne ayant contribué de près ou de loin à l'élaboration de ce mémoire.

INAD

DEDICACES

je tiens de me remercier moi-même,

Pour ma patience, ma persévérance et ma capacité à croire en mes rêves, même dans les moments les plus difficiles.

À mes parents chéris,

Vous êtes mon refuge, ma force et mon plus grand soutien. Votre amour inconditionnel, votre patience et vos sacrifices ont fait de moi la personne que je suis aujourd'hui. Je vous remercie du fond du cœur et vous souhaite tout le bonheur du monde.

À mon unique frère, Zinou,

Merci pour ta présence rassurante, ton affection et ta confiance. Que la vie t'apporte réussite et joie.

À mes sœurs adorées, Marwa , Rania , Rahil , et ma petite Nour ,

Vous êtes des trésors dans ma vie. Votre tendresse, vos encouragements et votre complicité m'ont toujours portée. Je vous remercie et vous souhaite le bonheur et la réussite dans tous vos projets.

Je tiens également à remercier mon camarade et binôme Imed Khandouki ,

Pour son aide précieuse, ses encouragements et son sérieux tout au long de l'élaboration de ce mémoire.

Enfin, je dédie ce travail à mes amies, mes sœurs de cœur, Ikram , Nada et Hiba.

Votre amitié et votre soutien ont été essentiels et m'ont donné la force d'avancer avec confiance.

Avec tout mon amour, ma gratitude et mes vœux de bonheur à chacun d'entre vous.

IKRAM, KR

Table des matières

INTRODUCTION :	11
CHAPITRE 1 : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE	13
I. Présentation de la plante :	13
I.1. Botanique de la plante :	13
I.2. Description taxonomique et morphologique :	15
II. Les polyphénols :	15
II.1. Structure chimique et classification :	15
III. Les flavonoïdes :	16
IV. Activités biologiques et pharmacologiques des polyphénols :	17
V. Importance des polyphénols dans l'alimentation et la santé humaine dans l'alimentation :	19
VI. Méthodes couramment utilisées :	20
VII. Facteurs influençant la composition chimique du jujubier :	21
VII.1. Facteurs abiotiques :	21
VII.2. Facteurs biotiques :	22
CHAPITRE 2 : MATERIELS ET METHODES	24
I. Objectif :	24
II. Présentation des régions d'étude :	24
III. Climat et bioclimat des zones d'études :	27
IV. Matériel végétal :	31
V. Préparation des extraits :	32
VI. Paramètres étudiés :	34
VII. Screening phytochimique :	34
VIII. Dosage des composés phénoliques totaux :	38
IX. Détermination de l'activité antioxydante par le test au DPPH :	43
X. Analyse statistique des résultats :	45
CHAPITRE 3 : RESULTATS ET DISCUSSIONS	46
I. Rendement d'extraction :	46

II.	Résultats du screening phytochimique :	51
III.	Résultats des dosages polyphénols, flavonoïdes et tannins :	56
III.1.	Dosage des polyphénols :	56
III.2.	Dosage des flavonoïdes :	59
IV.	Détermination de l'activité antioxydante par le test du DPPH :	65
	Conclusion	75
	REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES :	77
	Annexe	84

Liste des figures et des tableaux

Figure 1 : Morphologie générale de Ziziphus jujuba Mill. (tige , feuilles et fruits)	13
Figure 2 : Morphologie générale de Ziziphus jujuba Mill. (feuilles et fruits)	14
Figure 3 : Morphologie externe des fruits de Ziziphus jujuba Mill.	14
Figure 4 : Présentation des zones d'étude	24
Figure 5 : localité d'échantillonnage.....	25
Figure 6 : localité d'échantillonnage.....	26
Figure 7 : localité d'échantillonnage.....	27
Figure 8 : Températures et précipitations moyennes de wilaya de Blida	28
Figure 9 : Températures et précipitations moyennes de wilaya de EL Tarf	29
Figure 10 : Températures et précipitations moyennes de wilaya de Constantine.....	30
Figure 11 : Les fruits de Ziziphus jujuba	31
Figure 12 : Poudre de Ziziphus jujuba préparée pour l'extraction	32
Figure 13 : Préparation d'un extrait de Ziziphus jujuba de région de Blida	32
Figure 14 : Agitation en incubateur de cultures liquides sur agitateur orbital (Innova 2300)	33
Figure 15 : Filtration d'extraits de Ziziphus jujuba après macération dans le méthanol ..	33
Figure 16 : : Le rendement de l'extrait méthanolique.....	47
Figure 17 : Le rendement de l'extrait hexanique	48
Figure 18 : Comparaison des rendements des extraits.....	49
Figure 19 : Courbe d'acide gallique	56
Figure 20 : Teneur en composés phénoliques totaux dans les extraits méthanoliques de Ziziphus jujuba selon l'origine géographique (\pm ET).....	57
Figure 21 : Courbe d'étalonnage de la rutine pour la détermination des flavonoïdes totaux	59
Figure 22 : Variation de la teneur en flavonoïdes totaux (mg EqR/g MS) des extraits méthanoliques de Ziziphus jujuba selon la région.....	60
Figure 23 : Variation de la teneur en tanins condensés (mg EC/g MS \pm ET) des extraits méthanoliques de Ziziphus jujuba selon la région.....	63
Figure 24 : Courbe de l'activité antioxydante (DPPH) et la valeur de IC ₅₀ de l'extrait de Ziziphus jujuba — Région de Blida.....	66
Figure 25 : Courbe de l'activité antioxydante (DPPH) et la valeur de IC ₅₀ de l'extrait de Ziziphus jujuba — Région de Constantine	68
Figure 26 : Courbe de l'activité antioxydante (DPPH) et la valeur de IC ₅₀ de l'extrait de Ziziphus jujuba — Région de El-Tarf	70
Figure 27 : Courbe d'étalonnage de l'acide ascorbique (% inhibition en fonction de la concentration)	71
Figure 28 : Courbe d'étalonnage de l'acide ascorbique.....	71
Figure 29 : Comparaison des courbes d'inhibition des extraits méthanoliques de Ziziphus jujuba selon les régions étudiées.....	71

Figure 30 : Comparaison des courbes d'absorbance des extraits méthanoliques issus des trois régions.....	72
Tableau 1 : Établissement de la courbe d'étalonnage à l'acide gallique.....	39
Tableau 2 : Établissement de la courbe d'étalonnage à la rutin	40
Tableau 3 : Le rendement de l'extrait méthanolique de trois régions.....	46
Tableau 4 : Le rendement de l'extrait hexanique de trois régions.....	48
Tableau 5 : résultats du screening phytochimique dans les trois régions étudiées	51
Tableau 6 : Tableau comparatif des résultats du screening phytochimique de l'extrait hexanique	54
Tableau 7 : les écarts-types correspondants et les concentrations exprimées en.....	57
Tableau 8: Test de signification de tukey ($\alpha=5\%$).....	59
Tableau 9 Teneur en flavonoïdes totaux (mg EqR/g MS) de ziziphus jujuba de trois régions.....	60
Tableau 10: Test de signification de tukey ($\alpha=5\%$).....	61
Tableau 11 : Teneur en tanins condensés dans les extraits méthanoliques de Ziziphus jujuba.....	62
Tableau 12 : Test de signification de tukey ($\alpha=5\%$).....	64
Tableau 13 : Activité antioxydante de l'extrait de ziziphus jujuba de la région de Blida selon la concentration	65
Tableau 14 : Activité antioxydante de l'extrait de ziziphus jujuba de la région de Constantine selon la concentration	67
Tableau 15 : Activité antioxydante de l'extrait de ziziphus jujuba de la région de El-Tarf selon la concentration	69
Tableau 16 : Courbe d'étalonnage de l'acide ascorbique (% inhibition en fonction de la concentration)	70
Tableau 17 : valeurs de l'IC50 des extraits phénoliques des pulpes de jujubes comparées à celle de l'acide ascorbique	72
Tableau 18 : Test de DPPH : test de signification de tukey ($\alpha=5\%$)	74

Résumé:

Cette étude a pour objectif d'évaluer le profil phytochimique et l'activité antioxydante des fruits de *Ziziphus jujuba* récoltés dans trois régions appartenant à différentes régions : Blida, El Tarf et Constantine.

Des extraits méthanoliques et hexaniques ont été préparés, suivis d'un criblage phytochimique qualitatif et d'un test de l'activité antioxydante par la méthode DPPH. Les résultats ont révélé une hétérogénéité significative dans la composition en métabolites secondaires bioactifs selon la région d'origine. Les fruits provenant de la région de Blida se sont distingués par des teneurs élevées en polyphénols et une capacité antioxydante supérieure. Ces observations soulignent l'influence des facteurs environnementaux sur la biosynthèse des composés bioactifs.

L'étude propose une valorisation ciblée du *Ziziphus jujuba*, en particulier dans les zones à forte richesse phytochimique.

Mots-clés :

Ziziphus jujuba, polyphénols, pouvoir antioxydant, criblage phytochimique, région.

Abstract:

This study aims to evaluate the phytochemical profile and antioxidant activity of *Ziziphus jujuba* fruits collected from three regions belonging to different bioclimatic zones: Blida, El Tarf, and Constantine.

Methanolic and hexanic extracts were prepared, followed by qualitative phytochemical screening and assessment of antioxidant activity using the DPPH method. The results revealed significant heterogeneity in the composition of bioactive secondary metabolites depending on the region of origin. Fruits from the Blida region stood out with high polyphenol content and superior antioxidant capacity. These findings highlight the influence of environmental factors on the biosynthesis of bioactive compounds.

The study suggests a targeted valorization of *Ziziphus jujuba*, particularly in areas with high phytochemical richness.

Keywords:

Ziziphus jujuba, polyphenols, antioxidant power, phytochemical screening, region.

الملخص:

تهدف هذه الدراسة إلى تقييم التركيب الفيتوكيميائي والنشاط المضاد للأكسدة لثمار *Ziziphus jujuba* المُجمعة من ثلاث مناطق تنتمي إلى مستويات بيوكليمانية مختلفة: البليدة، الطارف وقسنطينة. تم تحضير مستخلصات ميثانولية وهكسانية، تلتها عملية غربلة فيتوكيميائية نوعية، واختبار النشاط المضاد للأكسدة باستخدام طريقة DPPH.

كشفت النتائج عن تباين كبير في تركيبة المستقلبات الثانوية النشطة بيولوجياً حسب منطقة الأصل. وتميزت ثمار منطقة البليدة بمحتوى مرتفع من البوليفينولات وبقدرة عالية على مقاومة الجذور الحرة. وتؤكد هذه الملاحظات على تأثير العوامل البيئية في التكوين الحيوي للمركبات النشطة. تقترح الدراسة تنميئاً موجهاً لنبات العناب، لا سيما في المناطق الغنية بالمركبات الفيتوكيميائية.

الكلمات المفتاحية:

Ziziphus jujuba، البوليفينولات، القدرة المضادة للأكسدة، الغربلة الفيتوكيميائية، المنطقة.

INTRODUCTION :

Depuis des siècles, les plantes ne se contentent pas de nourrir l'humanité, elles jouent aussi un rôle essentiel dans la médecine, tant pour les humains que pour les animaux. Au fil des siècles, certaines espèces ont voyagé bien au-delà de leur berceau d'origine, intégrant les pharmacopées de nombreuses civilisations. C'est le cas du *Ziziphus jujuba* Mill., plus connu sous le nom de jujubier ou datte rouge (Gao, Wu, & Wang, 2013).

Originaire de Chine, ce petit arbre est cultivé depuis plus de 4000 ans et occupe une place centrale dans la médecine traditionnelle chinoise. Membre de la famille des Rhamnacées, il est apprécié non seulement pour ses fruits sucrés et nutritifs riches en vitamine C, composés phénoliques et minéraux essentiels mais aussi pour ses nombreuses propriétés thérapeutiques, parmi lesquelles des effets antioxydants, anti-inflammatoires, immunomodulateurs et anxiolytiques (Desislava et al., 2024).

À l'heure où l'intérêt pour les thérapies naturelles et la valorisation des plantes médicinales ne cesse de croître, le *Ziziphus jujuba* suscite un regain d'intérêt auprès de la communauté scientifique. De nombreuses recherches s'intéressent à ses métabolites secondaires (polyphénols, flavonoïdes, tanins), qui assurent la défense de la plante contre les agressions extérieures tout en présentant des effets biologiques bénéfiques pour la santé humaine.

En Algérie, *Ziziphus jujuba* Mill., plus connu sous le nom de « Annab », pousse spontanément dans diverses régions du nord, où il est apprécié aussi bien pour ses usages alimentaires que traditionnels. Les recherches scientifiques locales ont permis de mieux caractériser cette espèce (Zerrouki et al., 2021). Des études publiées à l'international ont mis en évidence l'activité antioxydante et hémolytique des extraits aqueux et méthanoliques des feuilles de *Z. jujuba* provenant de la région de Biskra, ce qui renforce l'intérêt pour l'exploration biochimique de cette espèce dans le contexte algérien (Med Chaouche et al., 2020).

Dans le cadre d'étudier l'effet du facteur prévenance, trois régions (Blida , El Tarf et Constantin) écologiquement distinctes ont été choisies afin d'analyser la composition chimique des fruits du jujubier. Ce choix repose sur la diversité des conditions climatiques et édaphiques (température, humidité, type de sol), susceptibles d'influencer la production de métabolites secondaires, en lien avec les mécanismes d'adaptation de la plante.

La comparaison des profils chimiques permettra de mettre en évidence l'effet des facteurs environnementaux sur la biosynthèse des métabolites secondaires et sur la qualité pharmacologique des fruits.

Nous émettons l'hypothèse que la teneur en composés bioactifs, notamment en polyphénols et flavonoïdes, varie significativement selon l'origine géographique du jujubier. Par ailleurs, la diversité et l'abondance de ces métabolites secondaires pourraient expliquer les différences d'usages traditionnels et médicinaux de l'espèce à travers les cultures.

CHAPITRE 1 : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

I. Présentation de la plante :

I.1. Botanique de la plante :

Le jujubier est un arbre de taille moyenne, pouvant atteindre entre 4,57 et 10,7 mètres de hauteur, pour une envergure variant de 3,05 à 9,15 mètres. Sa couronne, de forme généralement ovale ou arrondie, présente une densité légère à modérée, lui donnant un port irrégulier mais élégant. Il se caractérise par une croissance modérée et une texture fine.



Figure 1 : Morphologie générale de Ziziphus jujuba Mill. (tige , feuilles et fruits)

Ses feuilles, caduques, sont simples, alternes, de forme lancéolée à ovale, aux bords crénelés ou finement dentés. Elles sont vertes en été et virent au jaune à l'automne, conférant un intérêt ornemental notable. La floraison, discrète, a lieu au printemps, avec de petites fleurs jaunes peu voyantes.



Figure 2 : Morphologie générale de Ziziphus jujuba Mill. (feuilles et fruits)

Les fruits, charnus et de forme ovale ou arrondie, mesurent entre 2,5 et 12,5 cm. À maturité, leur couleur va du rouge foncé au noir. Bien qu'attrayants pour les écureuils et autres mammifères, ces fruits peuvent causer une litière abondante lorsqu'ils tombent au sol.



Figure 3 : Morphologie externe des fruits de Ziziphus jujuba Mill.

Le tronc et les branches se développent de manière verticale, sans tendance à se courber. Des épines sont souvent présentes sur ces structures. L'arbre est connu pour sa grande résistance à la casse et produit des rameaux annuels de couleur brune, de taille moyenne.

Du point de vue agronomique, le *Ziziphus jujuba* est une espèce très adaptable. Il tolère aussi bien le plein soleil que la mi-ombre, et pousse dans une grande variété de sols argileux, limoneux ou sableux pourvu qu'ils soient bien drainés, avec un pH légèrement acide à légèrement alcalin. Son excellente tolérance à la sécheresse en fait une espèce idéale pour les zones arides et semi-arides. Enfin, son système racinaire peu profond limite les conflits avec les infrastructures, ce qui facilite sa culture dans des contextes agricoles et écologiques variés (Shahrajabian et al., 2019).

I.2. Description taxonomique et morphologique :

Selon Hossain (2019), la classification botanique du *Ziziphus jujuba* est la suivante :

- **Domaine:** Eukaryota
- **Règne :** Plantae
- **Sous-règne :** Viridiplantae
- **Embranchement:** Spermatophyta
- **Sous-embranchement:** Angiospermae
- **Super division:** Embryophyta
- **Division:** Tracheophyta
- **Subdivision:** Spermatophytina
- **Classe:** Magnoliopsid
- **Super-ordre :** Rosanae
- **Ordre :** Rosales
- **Famille :** Rhamnaceae
- **Genre :** *Ziziphus*
- **Espèce :** *Ziziphus jujuba*

II. Les polyphénols :

II.1. Structure chimique et classification :

Les polyphénols forment une grande famille de composés phytochimiques naturels, largement distribués dans le règne végétal. Leur caractéristique commune est la présence d'un ou plusieurs cycles aromatiques substitués par des groupes hydroxyles (-OH), ce qui leur confère une diversité structurelle remarquable ainsi qu'une variété d'activités biologiques.

Les polyphénols peuvent être classés en deux grandes familles : les composés non flavonoïdes et les flavonoïdes.

Les composés non flavonoïdes :

- **Acides phénoliques**
- **Stilbènes**
- **Lignanes et lignines**
- **Autres composés**

III. Les flavonoïdes :

Représentant la plus grande classe de polyphénols, les flavonoïdes partagent une structure commune à 15 atomes de carbone (C6-C3-C6), formée de deux cycles aromatiques (A et B) reliés par un cycle hétérocyclique (C).

- Selon les degrés d'oxydation et de substitution, on distingue plusieurs sous-classes :
 - **Flavones** (ex. : apigénine, lutéoline) – abondantes dans le persil, le céleri.
 - **Flavonols** (ex. : quercétine, kaempférol) – très présents dans les oignons, le chou, les baies.
 - **Flavanones** : (ex. : hespéridine, naringénine) – typiques des agrumes.
 - **Flavanols (catéchines)** : (ex. : catéchine, épicatechine) – que l'on retrouve dans le thé vert, le cacao, le vin rouge.
 - **Anthocyanidines** (ex. : cyanidine, delphinidine) – pigments responsables des couleurs rouges, violettes et bleues des fruits.

- **Isoflavones** (ex. : génistéine, daidzéine) – surtout présentes dans le soja.
- **Chalcones et dihydrochalcones** : formes ouvertes, précurseurs des autres flavonoïdes.

IV. Activités biologiques et pharmacologiques des polyphénols :

Les polyphénols sont largement reconnus pour leurs effets bénéfiques sur la santé humaine. Bien que leur rôle antioxydant soit le plus étudié, leurs effets s'étendent à de nombreux mécanismes cellulaires complexes, contribuant ainsi à la prévention de plusieurs maladies chroniques.

A. Activité antioxydante :

Les polyphénols possèdent une remarquable capacité à neutraliser les radicaux libres et les espèces réactives de l'oxygène (ERO), en donnant un électron ou un atome d'hydrogène, ou encore en complexant les ions métalliques pro-oxydants. Cela permet de réduire le stress oxydatif, impliqué dans le développement de pathologies comme les maladies cardiovasculaires, certains cancers ou le vieillissement cellulaire prématuré (Pandey & Rizvi, 2009 ; Cory et al., 2018).

B. Effets anti-inflammatoires :

Ils peuvent inhiber la production de médiateurs de l'inflammation (cytokines, prostaglandines) ainsi que des enzymes clés telles que la cyclooxygénase (COX) et la lipoxycgénase (LOX), limitant ainsi l'inflammation chronique (Vauzour et al., 2010).

C. Propriétés anticancéreuses :

De nombreuses études ont montré que certains polyphénols sont capables d'inhiber la prolifération des cellules cancéreuses, d'induire leur apoptose (mort cellulaire programmée) et de freiner l'angiogenèse et la métastase (Grosso et al., 2017).

D. Protection cardiovasculaire :

Les polyphénols favorisent la santé cardiovasculaire en améliorant la fonction endothéliale, en réduisant l'agrégation des plaquettes, en abaissant la tension artérielle et en modulant le métabolisme lipidique (Scalbert et al., 2005 ; Cory et al., 2018).

E. Effets neuroprotecteurs :

Certains flavonoïdes, en particulier, ont démontré une capacité à protéger les neurones contre le stress oxydatif, l'inflammation et l'apoptose. Ils sont ainsi associés à une réduction du risque de maladies neurodégénératives comme Alzheimer ou Parkinson (Vauzour et al., 2010).

F. Activité antimicrobienne et antivirale :

Certains polyphénols exercent une activité antibactérienne, antivirale et antifongique. Ils peuvent agir en perturbant les membranes cellulaires des pathogènes ou en interférant avec leurs mécanismes enzymatiques (Cory et al., 2018).

G. Effets antidiabétiques :

Les polyphénols contribuent également à réguler la glycémie en améliorant la sensibilité à l'insuline, en inhibant les enzymes digestives des glucides et en modulant le métabolisme du glucose (Pandey & Rizvi, 2009).

H. Mécanismes d'action :

L'action des polyphénols repose sur plusieurs mécanismes synergiques, notamment :

- Le piégeage des radicaux libres ;
- La modulation des enzymes antioxydantes.
- L'interférence avec des voies de signalisation cellulaire clés.
- La régulation de l'expression génique.
- Les interactions avec les récepteurs cellulaires.

- L'influence sur le microbiote intestinal, qui joue un rôle essentiel dans la biodisponibilité et l'efficacité des polyphénols (Manach et al., 2005 ; Cory et al., 2018).

V. Importance des polyphénols dans l'alimentation et la santé humaine dans l'alimentation :

Les polyphénols sont naturellement présents dans une large gamme d'aliments d'origine végétale. Parmi les sources les plus riches, on trouve :

- Les fruits rouges, les pommes, les agrumes ;
- Les légumes comme les oignons ou le brocoli ;
- Le thé vert, le café, le vin rouge ;
- Le chocolat noir, les légumineuses et les céréales complètes (Manach et al., 2005).

Outre leurs effets biologiques, ils participent également à la couleur, au goût (astringence, amertume) et à la texture des aliments. Par exemple, les anthocyanes donnent leur teinte vive aux baies, tandis que les tanins sont responsables de l'astringence du vin ou du thé.

Leur pouvoir antioxydant peut également jouer un rôle technologique, en retardant l'oxydation des lipides dans les aliments, prolongeant ainsi leur durée de conservation (Scalbert et al., 2005).

➤ Pour la santé :

Une alimentation riche en polyphénols est fortement associée à une réduction du risque de nombreuses maladies chroniques :

- **Prévention des maladies cardiovasculaires, du diabète de type 2, de certains cancers et des maladies neurodégénératives** (Grosso et al., 2017 ; Pandey & Rizvi, 2009).

- **Soutien à la santé intestinale**, via la modulation positive du microbiote et la production de métabolites bioactifs.
- **Amélioration des fonctions cognitives**, notamment la mémoire, grâce à une meilleure irrigation cérébrale et à une réduction de l'inflammation neuronale (Vauzour et al., 2010).
- **Effet anti-âge**, en freinant les processus oxydatifs et inflammatoires responsables du vieillissement cellulaire (Scalbert et al., 2005).

VI. Méthodes couramment utilisées :

Le criblage phytochimique repose principalement sur des réactions chimiques simples, généralement colorimétriques, qui exploitent les propriétés spécifiques des différentes classes de composés. Voici quelques-unes des méthodes les plus courantes :

- **Détection des flavonoïdes** : La réaction de Shinoda produit une coloration rose à rouge en présence de magnésium et d'acide chlorhydrique concentré, indiquant la présence de flavonoïdes (Singleton & Rossi, 1965).
- **Stéroïdes et triterpènes** : Le test de Liebermann-Burchard donne une gamme de couleurs allant du vert au bleu après passage par le rose, lorsqu'on ajoute de l'anhydride acétique et de l'acide sulfurique (Elias, Lavaud & Massiot, 2016).
- **Alcaloïdes** : Le réactif de Dragendorff permet de visualiser les alcaloïdes par la formation d'un précipité orange-brun (Wagner & Bladt, 1996).
- **Protéines et acides aminés** : Le test à la ninhydrine provoque l'apparition d'une coloration violette en présence de ces composés (Friedman, 2004).
- **Tanins** : L'ajout de chlorure ferrique conduit à une coloration bleu-noir, verte ou brun foncé selon le type de tanins (Trease & Evans, 2009).
- **Glycosides cardiotoniques** : Le test de Salkowski révèle une teinte rouge-brun virant au bleu-vert avec l'acide sulfurique concentré (Sofowora, 1993).

Intérêt dans la recherche sur les plantes médicinales :

Dans le cadre de la valorisation des plantes médicinales, le screening phytochimique joue un rôle stratégique. Il permet de sélectionner les espèces ou les parties de plante les plus prometteuses pour la recherche pharmacologique (Fabricant & Farnsworth, 2001). Par exemple, l'étude des fruits du *Ziziphus jujuba* dans différentes régions peut révéler la présence de métabolites secondaires spécifiques, en lien avec les propriétés thérapeutiques traditionnellement reconnues à cette plante (Li, Lo & Yan, 2007).

Par ailleurs, la comparaison des profils phytochimiques entre les échantillons issus de différentes zones géographiques permet d'explorer l'influence des conditions environnementales (sol, climat, altitude, etc.) sur la composition chimique. Ces variations peuvent avoir un impact direct sur la qualité et l'efficacité des extraits végétaux (Ghasemzadeh, Jaafar & Rahmat, 2011).

VII. Facteurs influençant la composition chimique du jujubier :

Le jujubier (*Ziziphus jujuba* Mill.) est largement reconnu pour ses propriétés médicinales et nutritionnelles. Ses fruits, feuilles et graines sont particulièrement riches en composés bioactifs, notamment en polysaccharides, flavonoïdes, polyphénols, saponines, terpénoïdes, vitamines (notamment la vitamine C), acides aminés et minéraux (Frontiers in Chemistry, 2025). Toutefois, cette richesse varie considérablement selon divers facteurs biotiques et abiotiques.

VII.1. Facteurs abiotiques :

Les conditions environnementales, en particulier le climat et la nature du sol, exercent une influence déterminante sur la biosynthèse des métabolites primaires et secondaires.

➤ Climat :

La lumière, la température et la disponibilité en eau influencent directement la qualité des fruits. Par exemple, une forte exposition solaire est généralement associée à une teneur accrue en sucres et en composés phénoliques, comme observé dans les régions arides (MDPI, 2024). Des températures optimales favorisent le

développement des fruits, tandis que des stress thermiques ou hydriques peuvent induire la production de métabolites secondaires de défense, tels que les flavonoïdes ou polyphénols. En revanche, une humidité excessive peut nuire à la qualité des fruits (MDPI, 2024). L'altitude et la latitude, qui modifient indirectement les conditions climatiques, jouent également un rôle important (Laamouri et al., 2008).

➤ **Sol :**

La composition du sol, notamment sa texture, son pH et sa teneur en nutriments, conditionne fortement la croissance de l'arbre et la qualité de ses métabolites. *Z. lotus* est une espèce robuste, capable de croître sur des sols variés (calcaires, argileux, sableux), mais sa tolérance au sel reste limitée (Inesco & Sauvage, 1965). Des carences en certains éléments comme le magnésium ou le phosphore peuvent affecter négativement la teneur en composés bénéfiques, tandis que des éléments comme le calcium sont abondants dans les jujubes (Agritrop, s.d.).

VII.2. Facteurs biotiques :

Les interactions avec d'autres organismes vivants, tels que les ravageurs, les pathogènes ou les micro-organismes du sol, influencent également la production de métabolites secondaires.

Les attaques d'insectes ou de champignons stimulent la synthèse de composés de défense (tanins, phytoalexines), renforçant ainsi les propriétés antimicrobiennes et antioxydantes du fruit (Revue Scientifique Marocaine, s.d.). Par ailleurs, les micro-organismes bénéfiques du sol peuvent favoriser l'absorption de nutriments et moduler la composition chimique. Enfin, les pollinisateurs tels que les abeilles, bien que n'agissant pas directement sur les métabolites, participent à la valorisation du jujubier par la production de miel (Dspace.univ-djelfa.dz, s.d.).

VII.3. Autres facteurs influents :

a) Variété et stade de maturité :

Les différences génétiques entre variétés induisent des profils chimiques distincts. Par exemple, la teneur en vitamine C varie sensiblement entre les variétés (*Sindia et al*, 2015). De même, la maturité du fruit influence sa composition : la vitamine C diminue avec la maturation avancée (*Sindia et al*, 2015).

b) Pratiques agricoles et post-récolte :

Les méthodes culturales (irrigation, taille, fertilisation) et les conditions de conservation post-récolte ont un impact majeur. Une conservation prolongée, notamment à froid, réduit significativement la teneur en flavonoïdes, sucres et vitamine C (PMC, 2024). De plus, les procédés de séchage peuvent altérer ou préserver les composés volatils selon la technique employée (PMC, 2024).

CHAPITRE 2 : MATERIELS ET METHODES

I. Objectif :

Cette étude a pour objectif principal d'évaluer l'influence des conditions géographiques sur la composition chimique du *Ziziphus jujuba*. Plus précisément, il s'agit de quantifier la teneur en polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins dans les extraits de fruits issus de trois régions différentes, et d'identifier les principaux composés bioactifs par un criblage phytochimique. L'étude a été complétée par l'évaluation de l'activité antioxydante de ces mêmes extraits.

II. Présentation des régions d'étude :

Afin d'évaluer l'influence du facteur régional sur les paramètres étudiés, nous avons choisi trois zones d'étude représentatives de différents étages bioclimatiques. (figure)

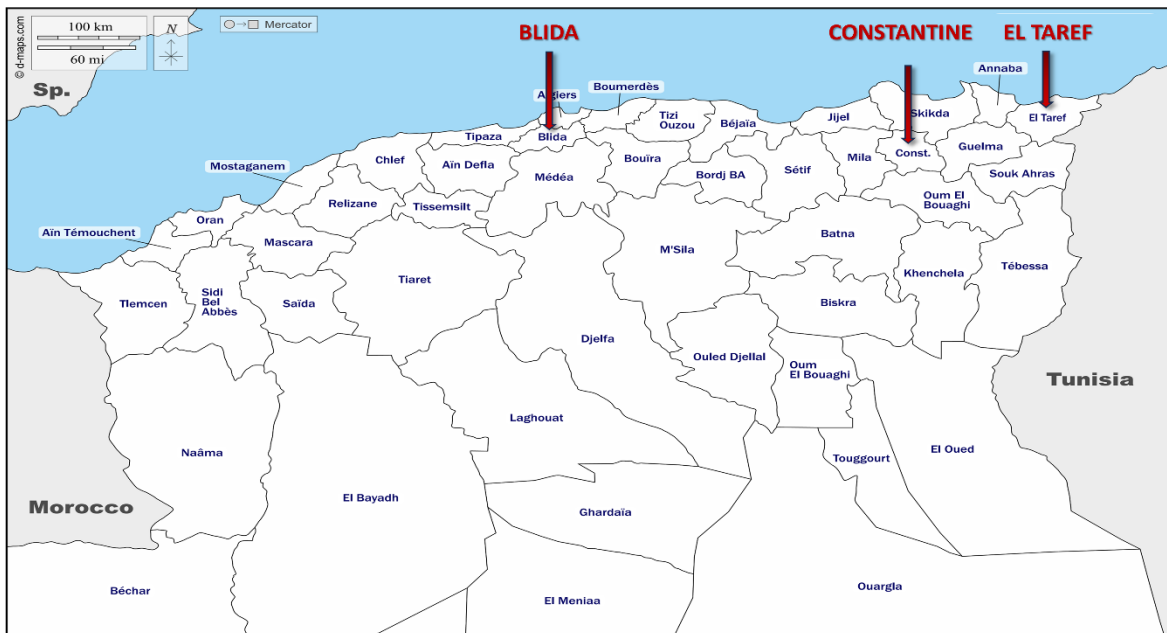


Figure 4 : Présentation des zones d'étude.

Région de Blida :

La wilaya de Blida (Tabarrante), située au nord de l'Algérie, se caractérise par une topographie duale. Au nord s'étend la fertile plaine de la Mitidja, une zone agricole d'importance majeure. Au sud s'élève l'Atlas Blidéen, un segment central de la chaîne de l'Atlas Tellien. Il est à noter que la pluviométrie est généralement plus élevée dans les zones montagneuses de l'Atlas par rapport à la plaine, avec un pic de précipitations durant les mois de décembre, janvier et février.



Figure 5 : localité d'échantillonnage

Région de EL Tarf :

La wilaya d'El Tarf (El Kala), située à l'extrême nord-est de l'Algérie, présente une morphologie dominée par des paysages variés allant des plaines côtières fertiles aux zones forestières de moyenne altitude. Cette région se distingue par son importante couverture végétale, notamment dans le Parc National d'El Kala, reconnu pour sa biodiversité remarquable. Le climat y est de type méditerranéen humide, caractérisé par des hivers doux et pluvieux ainsi que des étés modérément chauds. Les précipitations sont abondantes et bien réparties, avec un maximum enregistré entre les mois de novembre et février. Cette humidité élevée, conjuguée à la diversité des sols, favorise un environnement propice à la croissance de nombreuses espèces végétales, dont *Ziziphus jujuba*.



Figure 6 : localité d'échantillonnage

Région de Constantine :

La wilaya de Constantine (Chaabat ernessas), située dans l'est de l'Algérie, est caractérisée par un relief accidenté dominé par des plateaux, des vallées profondes et des gorges spectaculaires sculptées dans le calcaire. Le climat de la région est de type méditerranéen à tendance semi-aride, avec des étés chauds et secs et des hivers frais et modérément humides. Les précipitations sont généralement concentrées entre les mois de novembre et mars, avec une baisse notable durant la saison estivale. L'altitude relativement élevée de la ville (environ 650 mètres) influe sur les écarts thermiques saisonniers, rendant

la région sensible aux variations climatiques. Cette diversité topographique et climatique peut avoir un impact direct sur la synthèse des métabolites secondaires dans les plantes.



Figure 7 : localité d'échantillonnage

III. Climat et bioclimat des zones d'études :

Le climat constitue l'un des principaux moteurs de la dynamique écologique, influençant la diversité biologique, la répartition géographique des espèces et la structure des communautés végétales et animales. Toute variation climatique, qu'elle soit naturelle ou induite par l'homme, peut profondément modifier les écosystèmes en place. Comprendre le contexte climatique est donc fondamental pour analyser les processus écologiques et prévoir les réponses des espèces aux changements environnementaux (Pearson & Dawson, 2003).

Bien que datant de plus d'un siècle, la classification climatique développée par Wladimir Köppen, puis perfectionnée par ses collaborateurs et successeurs, demeure largement utilisée aujourd'hui. Elle constitue un outil fondamental dans l'enseignement scolaire et universitaire des sciences du climat, tout en continuant d'être une référence pour de nombreux chercheurs. Sa capacité à régionaliser les variables climatiques et à évaluer les projections des modèles climatiques globaux en fait un système toujours pertinent (Peel, Finlayson, & McMahon, 2007).

Région de Blida :

Le climat de Blida est de type méditerranéen, marqué par des hivers doux et humides ainsi que des étés chauds et secs. Les températures maximales moyennes varient de 14 °C en janvier à 30 °C en juillet et août, tandis que les températures minimales évoluent de 7 °C en hiver à 22 °C en été. Les précipitations sont principalement concentrées entre novembre et avril, avec des cumuls mensuels atteignant environ 90 mm en hiver, alors que la saison estivale, notamment les mois de juin à août, se caractérise par un assèchement quasi total, avec des valeurs souvent inférieures à 10 mm. Cette répartition souligne une alternance marquée entre une saison fraîche et humide et une saison chaude et aride.

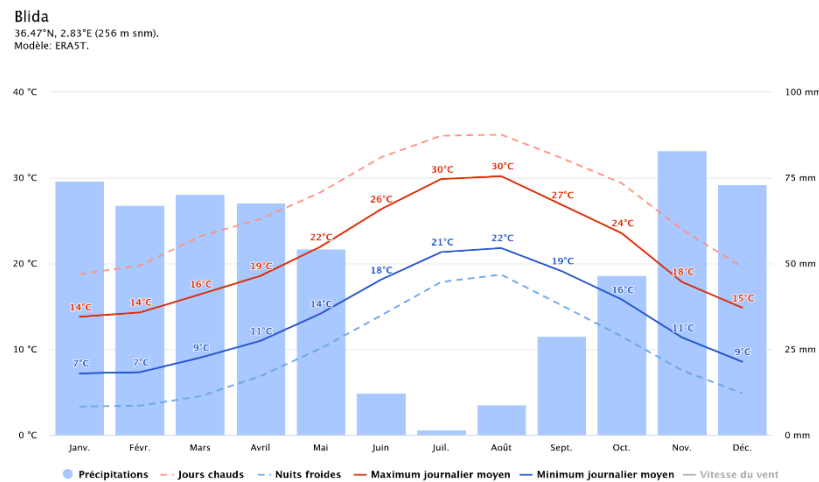


Figure 8 : Températures et précipitations moyennes de wilaya de Blida

Région de EL Tarf :

Le climat d'El Tarf est de type méditerranéen, caractérisé par des hivers doux et humides ainsi que des étés chauds et secs. Les températures maximales moyennes varient de 14 °C en janvier à 31 °C en août, tandis que les températures minimales oscillent entre 8 °C en hiver et 22 °C au cœur de l'été. Les précipitations sont concentrées entre novembre et mars, avec des cumuls mensuels dépassant souvent 100 mm, alors que les mois d'été, notamment juillet et août, connaissent des niveaux de pluie très faibles, proches de zéro. Cette répartition saisonnière nette traduit un contraste marqué entre une saison froide et humide et une saison chaude et sèche.

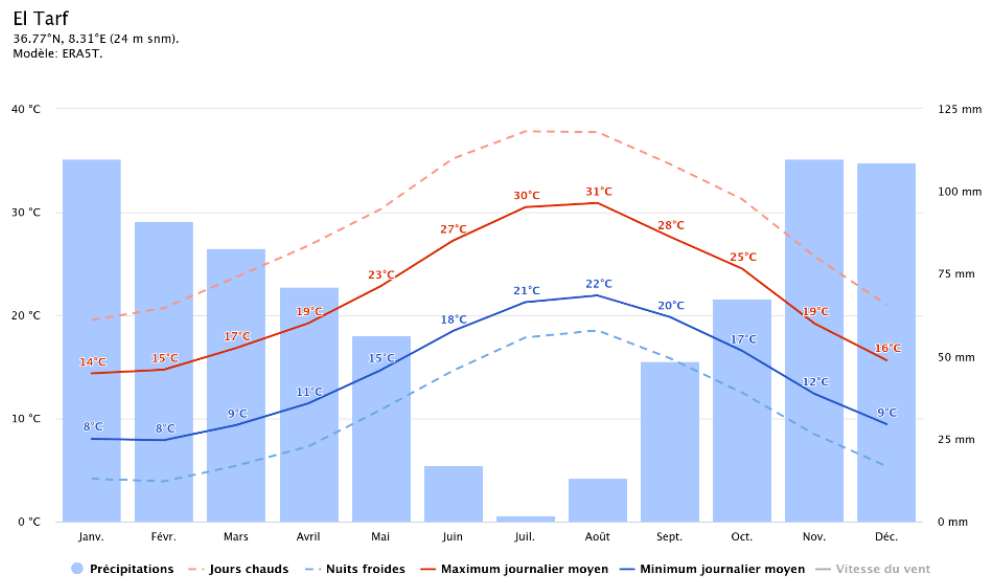


Figure 9 : Températures et précipitations moyennes de wilaya de EL Tarf

Région de Constantine :

Le climat de Constantine est de type méditerranéen à tendance semi-continentale, caractérisé par des hivers froids et pluvieux ainsi que des étés très chauds et secs. Les températures maximales moyennes varient de 13 °C en janvier à 32 °C en juillet et août, tandis que les minimales oscillent entre 5 °C en hiver et 20 °C en été. Les précipitations sont abondantes entre novembre et mars, avec des cumuls mensuels dépassant souvent 50 mm, et quasiment inexistantes en été, notamment en juillet. Cette dynamique traduit un contraste thermique marqué ainsi qu'une nette saison sèche estivale.

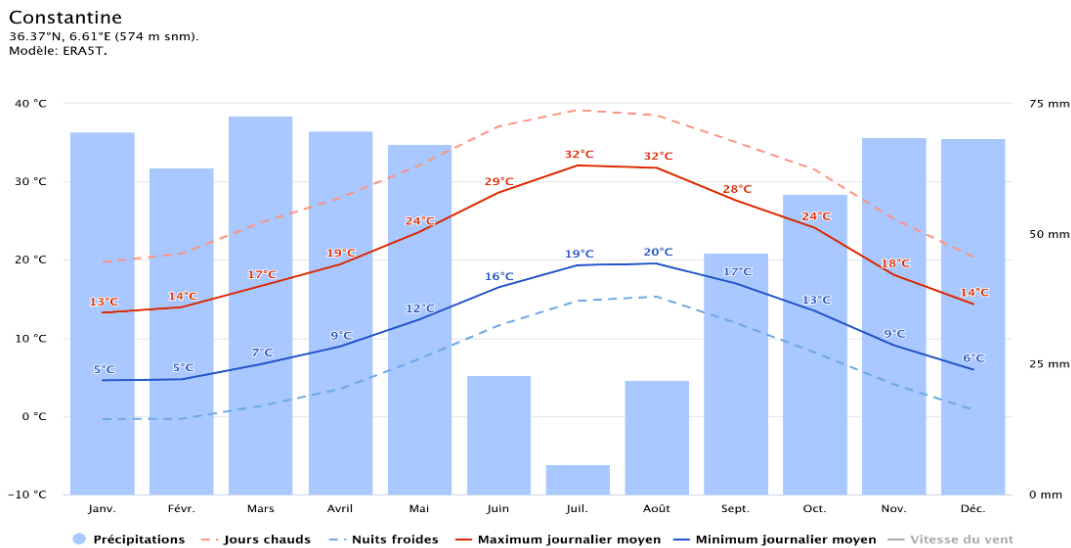


Figure 10 : Températures et précipitations moyennes de wilaya de Constantine

IV. Matériel végétal :

Le matériel végétal ayant fait l'objet de notre travail est composé des fruits de *Ziziphus jujuba* récoltés manuellement au mois de septembre 2024 dans trois régions d'Algérie : Blida, El Tarf et Constantine.

La récolte a été réalisée directement sur les arbres ,après la collecte, les fruits ont été lavés soigneusement à l'eau distillée, puis séchés dans une étuve à 40 °C pendant une durée de deux à quatre jours, en fonction de leur taux d'humidité. Les échantillons ainsi séchés ont été conservés dans des tubes hermétiques à 4 °C jusqu'à leur utilisation.(figure 11)



Figure 11 : Les fruits de *Ziziphus jujuba*

V. Préparation des extraits :

Le matériel végétal séché a été réduit en poudre fine à l'aide d'un moulin électrique (Figure 13).



Figure 12 : Poudre de Ziziphus jujuba préparée pour l'extraction

Pour chaque type d'extraction, 10 g de poudre ont été placés dans un Erlenmeyer contenant 100 ml de solvant : du méthanol 80% pour l'extraction des composés polaires, et de l'hexane pour celle des composés lipophiles.

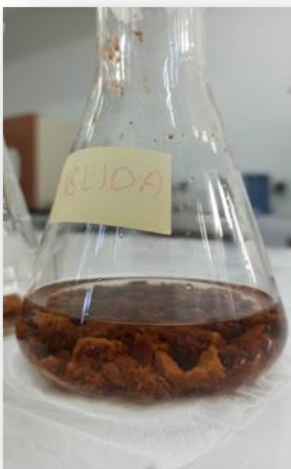


Figure 13 : Préparation d'un extrait de Ziziphus jujuba de région de Blida

La macération a été effectuée à température ambiante, à l'obscurité. Une agitation a été assurée à l'aide d'un agitateur électrique pendant 48 heures afin de favoriser l'extraction des composés bioactifs.



Figure 14 : Agitation en incubateur de cultures liquides sur agitateur orbital (Innova 2300)

À l'issue de cette période, les mélanges ont été filtrés à l'aide d'un papier filtre de porosité appropriée. Les extraits ont ensuite été concentrés sous pression réduite à l'aide d'un évaporateur rotatif, à une température ne dépassant pas 40 °C. Les résidus secs ont été transférés dans des flacons en verre ambré, hermétiquement fermés, et conservés à 4 °C jusqu'aux analyses phytochimiques.



Figure 15 : Filtration d'extraits de Ziziphus jujuba après macération dans le méthanol

VI. Paramètres étudiés :

Détermination de rendement d'extraction :

Le rendement d'extraction a été déterminé par la pesée des extraits secs obtenus après évaporation complète du solvant. Il a été exprimé en pourcentage de la masse initiale de matière végétale utilisée, selon la formule suivante :

$$\text{Rendement (\%)} = (m/M) \times 100$$

Où :

- m : représente la masse de l'extrait sec obtenu (en grammes),
- M : correspond à la masse de la poudre végétale utilisée pour l'extraction (en grammes).

Ce calcul a été effectué pour chaque échantillon, selon la région d'origine et le type de solvant utilisé.

VII. Screening phytochimique :

Un criblage phytochimique qualitatif a été mis en œuvre sur les extraits méthanoliques et hexaniques obtenus à partir des fruits de *Ziziphus jujuba*.

Cette approche a permis de détecter la présence de diverses classes de métabolites secondaires d'intérêt biologique. Les méthodes employées pour ce dépistage sont détaillées dans les lignes qui suivent.

1. Phénols totaux (chlorure ferrique) :

1 ml d'extrait a été mélangé à 2 ml d'eau distillée, puis quelques gouttes d'une solution de chlorure ferrique à 10 % ont été ajoutées. L'apparition d'une coloration bleu-vert ou noire indique la présence de composés phénoliques (Harborne, 1998).

2. Flavonoïdes (acide sulfurique) :

1 ml d'extrait a été traité 1 ml d'acide sulfurique concentré. Une coloration rouge orangé indique la présence de flavonoïdes (Harborne, 1998).

3. Tannins (chlorure ferrique) :

Quelques gouttes de chlorure ferrique à 1 % ont été ajoutées à 1 ml d'extrait. Une coloration vert foncé (tannins catéchiques) ou bleu-vert (tannins galliques) est caractéristique des tannins (Harborne, 1998).

4. Test des anthocyanines et des bétacyanines (réaction à l'hydroxyde de sodium)

Pour la détection des anthocyanines et des bétacyanines, 2 ml d'extrait ont été mélangés à 1 ml d'hydroxyde de sodium (NaOH) 2N. Le mélange a ensuite été chauffé au bain-marie à 100 °C pendant 5 minutes. L'apparition d'une coloration vert bleuté traduit la présence de bétacyanines dans l'extrait (Markham, 1982).

5. Saponines (test de mousse) :

1 g d'extrait a été dissous dans 10 ml d'eau distillée, puis vigoureusement agité pendant 30 secondes. La formation d'une mousse stable pendant au moins 15 minutes indique un résultat positif (Sofowora, 1993).

6. Détection des stérols et triterpènes (Réaction de Liebermann-Burchard) :

La mise en évidence des stérols et triterpènes a été réalisée selon la réaction de Liebermann-Burchard. Pour ce test, 2 mg d'extrait brut ont été dissous, puis mélangés à 1 ml d'anhydride acétique. Le mélange peut être chauffé au bain-marie si nécessaire. Ensuite,

0,5 ml d'acide sulfurique concentré sont ajoutés progressivement avec agitation douce. L'apparition d'un anneau violet à pourpre (tirant parfois vers le bleu-vert) au niveau de la zone d'interface indique la présence de stérols et/ou de triterpènes (Sofowora, 1993).

Cette coloration permet de distinguer les deux types de composés :

- ✓ Stérols : couleur stable et apparaissant progressivement.
- ✓ Triterpènes : couleur plus intense mais instable.

7. Détection des quinones libres :

Pour la mise en évidence des quinones libres, 1 g de matière végétale sèche broyée est extrait avec 15 à 30 ml d'éther de pétrole. Le mélange est soumis à une agitation douce pendant 24 heures. Après filtration, l'extrait est concentré à l'aide d'un rotavapor. Ensuite, quelques gouttes d'une solution de NaOH à 10 % (1/20) sont ajoutées à l'extrait.

La présence de quinones est indiquée par l'apparition d'une coloration jaune, rouge ou violette dans la phase aqueuse (Trease & Evans, 1989).

8. Détection des hétérosides (glycosides) :

Pour la mise en évidence des glycosides, 2 ml d'extrait sont mélangés à 1 ml d'acide acétique glacé. Ensuite, quelques gouttes d'acide sulfurique concentré (environ 1 ml) sont ajoutées délicatement. La présence des glycosides est confirmée par l'apparition d'une coloration bleu verdâtre dans la phase acétique (Kokate, 1994).

9. Détection des dérivés anthracéniques libres :

Pour la mise en évidence des dérivés anthracéniques libres, 1 ml d'extrait est mélangé à 1 ml d'une solution d'hydroxyde d'ammonium diluée à 10% dans l'éthanol. Le mélange est ensuite agité pendant environ une minute. La présence de dérivés anthracéniques libres est confirmée par l'apparition d'une coloration plus ou moins rouge (Bruneton, 1999).

10. Détection des dérivés anthracéniques combinés :

L'identification des dérivés anthracéniques combinés repose sur la distinction entre les O-hétérosides et les C-hétérosides. Pour la recherche des O-hétérosides, 5 ml d'hydrolysats sont extraits avec 5 ml de chloroforme dans une ampoule à décanter, en évitant toute formation d'émulsion. La phase organique est récupérée et transférée dans un tube à essai, tandis que la phase aqueuse est conservée. Ensuite, 1 ml d'ammoniaque diluée est ajoutée à la phase organique, et une coloration rouge indique la présence d'anthraquinones.

En cas de réaction négative ou faiblement positive, la recherche des O-hétérosides à génine réduite est effectuée. Pour cela, 5 ml d'hydrolysats sont mélangés avec 3 à 4 gouttes de FeCl_3 à 10 %, puis chauffés au bain-marie pendant 5 minutes avant un refroidissement sous eau courante. L'extrait est ensuite agité avec 5 ml de chloroforme, puis la phase organique est séparée et traitée avec 1 ml d'ammoniaque diluée. Une coloration rouge plus intense révèle la présence de produits d'oxydation des anthronols ou des anthrones.

Pour les C-hétérosides, la phase aqueuse précédemment conservée est reprise dans un tube à essai, additionnée de 10 ml d'eau distillée et de 1 ml de chlorure ferrique à 10 %, puis chauffée au bain-marie pendant 30 minutes. Après refroidissement, l'extrait est agité avec 5 ml de chloroforme. La phase organique est ensuite séparée, additionnée de 1 ml d'ammoniaque diluée, puis agitée. L'apparition d'une coloration rouge plus ou moins intense confirme la présence de génines de C-hétérosides (Bruneton, 1999).

11. Détection des mucilages (polysaccharides hydrophiles) :

La mise en évidence des mucilages (polysaccharides hydrophiles) repose sur la modification de la solubilité de ces composés en présence d'alcool. Pour la recherche des mucilages, 1 ml d'extrait aqueux est introduit dans un tube à essai. Ensuite, 5 ml d'alcool absolu (éthanol à 100%) sont ajoutés progressivement le long de la paroi du tube, en évitant un mélange brusque. L'apparition d'un précipité floconneux à l'interface des deux liquides, ou après une légère agitation, confirme la présence de mucilages (Bruneton, 1999).

VIII. Dosage des composés phénoliques totaux :

A. Dosage des polyphénols :

La détermination de la teneur en composés phénoliques totaux dans l'extrait brut a été réalisée en utilisant la méthode basée sur la réaction avec le réactif de Folin-Ciocalteu (Cicco et al., 2009). La procédure suivie est la suivante :

1. **Préparation de l'échantillon et du réactif :** Un volume de 200 μ L d'extrait brut à une concentration de 1 mg/ml a été prélevé. À cet extrait, un volume de 1 ml de réactif de Folin-Ciocalteu dilué à 10% avec de l'eau distillée a été ajouté.
2. **Incubation primaire :** Le mélange a été soigneusement vortexé et incubé à l'obscurité pendant 3 minutes.
3. **Ajout de carbonate de sodium :** Ensuite, un volume de 800 μ L d'une solution de carbonate de sodium (Na_2CO_3) à 7,5% (dans l'eau distillée) a été ajouté au mélange.
4. **Incubation secondaire :** Le mélange résultant a été incubé à l'obscurité à température ambiante pendant 30 minutes.
5. **Mesure de l'absorbance :** L'absorbance de la solution finale a été mesurée à l'aide d'un spectrophotomètre à une longueur d'onde de 765 nm.
6. **Estimation de la concentration :** Une courbe d'étalonnage préalablement établie avec de l'acide gallique comme standard a été utilisée pour estimer la concentration des composés phénoliques totaux dans l'extrait en fonction de la valeur d'absorbance mesurée.

Établissement de la courbe d'étalonnage de l'acide gallique :

Pour la quantification des composés phénoliques totaux, une courbe d'étalonnage a été établie en utilisant l'acide gallique comme standard. Les solutions étalons d'acide gallique ont été préparées à différentes concentrations, allant de 0 à 1 mg/ml. La gamme de concentrations utilisée était la suivante : 0.2, 0.3, 0.4, 0.6, 0.8 et 1 mg/ml.

La préparation de ces solutions étalons s'est effectuée à partir d'une solution mère d'acide gallique à une concentration de 10 mg/ml. Les volumes de la solution mère et du solvant (eau distillée) nécessaires pour obtenir 2 ml de chaque concentration de la courbe d'étalonnage sont détaillés dans le tableau ci-dessous :

Tableau 1 : Établissement de la courbe d'étalonnage à l'acide gallique

Concentration finale (mg/ml)	Volume de la solution mère (ml)	Volume du solvant (ml)
1	1	1
0.8	1.6	0.4
0.6	1.2	0.8
0.4	0.8	1.2
0.3	0.6	1.4
0.2	0.4	1.6

Chaque solution étalon ainsi préparée a ensuite été soumise à la même procédure de dosage des composés phénoliques totaux décrite précédemment (réaction avec le réactif de Folin-Ciocalteu, ajout de carbonate de sodium, incubation et mesure de l'absorbance à 765 nm). Les valeurs d'absorbance obtenues pour chaque concentration ont permis de tracer la courbe d'étalonnage, en portant la concentration de l'acide gallique en abscisse et l'absorbance en ordonnée. Cette courbe a été utilisée par la suite pour déterminer la concentration des composés phénoliques totaux dans l'extrait étudié.

B. Dosage des Flavonoïdes :**I. Établissement de la courbe d'étalonnage de la rutin :**

Pour la quantification des flavonoïdes totaux, une courbe d'étalonnage a été établie en utilisant la rutin comme standard. Les solutions étalons de rutin ont été préparées à différentes concentrations ; 0,01 ; 0,02 ; 0,03 ; 0,04 ; 0,05 ; 0,06 ; 0,08 ; 0,1 et 0,2 mg/ml.

Tableau 2 : Établissement de la courbe d'étalonnage à la rutin

Concentration finale (mg/ml)	Volume de la solution mère (ml)	Volume du solvant (ml)
1	1	1
0.2	0.4	1.6
0.1	0.2	1.8
0.08	0.16	1.84
0.06	0.12	1.88
0.05	0.1	1.9
0.04	0.08	1.92
0.03	0.06	1.94
0.02	0.04	1.96
0.01	0.02	1.98

La préparation de ces solutions étalons s'effectue à partir d'une solution mère de rutin à une concentration appropriée dans le méthanol). Les volumes de la solution mère et du solvant nécessaires pour obtenir un volume donné de chaque concentration de la courbe d'étalonnage sont calculés en conséquence.

Chaque solution étalon ainsi préparée est ensuite soumise à la procédure de dosage des flavonoïdes totaux décrite ci-dessous. Les valeurs d'absorbance obtenues pour chaque concentration de rutin permettent de tracer la courbe d'étalonnage, en portant la concentration de la rutin en abscisse et l'absorbance à 420 nm en ordonnée.

II. Dosage des Flavonoïdes Totaux dans l'Extrait :

La teneur en flavonoïdes totaux dans l'extrait a été déterminée en suivant la méthode colorimétrique à l'aide du chlorure d'aluminium (AlCl_3) (Dirar et al., 2019). La procédure est la suivante :

1. Préparation de l'échantillon :

- Mélanger 1600 μL d'extrait avec 600 μL d'éthanol.
- Ajouter ensuite 100 μL d'une solution de chlorure d'aluminium (AlCl_3) à 10% dans le méthanol et 100 μL d'eau distillée.
- Ajouter enfin 100 μL d'une solution d'acétate de sodium à 1 M.
- Le mélange est agité et laissé à température ambiante pendant 30 minutes.

2. Mesure de l'absorbance :

- L'absorbance de la solution résultante est mesurée à 420 nm à l'aide d'un spectrophotomètre.
- La mesure est effectuée contre un blanc préparé de la même manière mais sans l'ajout de la solution de chlorure d'aluminium (AlCl_3).

3. Calcul de la teneur en flavonoïdes totaux :

- La teneur en flavonoïdes totaux dans l'extrait est calculée en termes d'équivalents rutin (EqR) en se référant à la courbe d'étalonnage établie avec des solutions standard de rutin. L'absorbance mesurée pour l'extrait est reportée sur la courbe d'étalonnage pour déterminer la concentration équivalente en rutin. Le résultat est ensuite ajusté en fonction des dilutions effectuées lors de la préparation de l'échantillon.

C. Détermination de la teneur en tannins condensés (Proanthocyanidines) :

La teneur en proanthocyanidines (tannins condensés) dans l'extrait a été déterminée en suivant la méthode colorimétrique de Scalbert (1992). Cette méthode est basée sur la réaction en milieu acide en présence d'ions ferreux, conduisant à la formation d'un chromophore dont l'absorbance est mesurée à une longueur d'onde spécifique. La procédure expérimentale est détaillée ci-dessous :

1. Préparation de l'échantillon :

Un volume de 200 μ L de l'extrait, préalablement dilué au 1/10ème dans le méthanol, a été introduit dans un tube à essai. Ensuite, 2 ml d'une solution aqueuse ferreuse acide ont été ajoutés. Cette solution a été préparée en dissolvant 77 mg de sulfate de fer heptahydraté ($\text{FeSO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$) dans 500 ml d'un mélange de chlorure d'hydrogène concentré (HCl) et de butanol dans un rapport de 2/3 (v/v).

2. Incubation :

Le mélange réactionnel a été incubé pendant 15 minutes dans un bain-marie. La température du bain-marie est généralement maintenue entre 95 et 100 °C pour assurer le développement complet de la couleur.

3. Mesure de l'absorbance :

Après l'incubation et refroidissement éventuel, l'absorbance de la solution a été mesurée à 530 nm à l'aide d'un spectrophotomètre. La mesure a été réalisée en utilisant comme référence un blanc préparé de manière identique, mais en substituant l'extrait dilué par un volume équivalent du solvant utilisé pour la dilution (méthanol).

4. Calcul de la teneur en tannins condensés :

La concentration en tannins condensés dans l'extrait a été exprimée en milligrammes d'équivalent de cyanidine par gramme de matière végétale sèche (mg d'EC/g MVS) en utilisant la formule suivante :

$$mg\ d'EC/g\ MVS = \frac{Abs \times V \times D \times M \times V_2}{\varepsilon \times v \times m}$$

Où :

- **Abs** : l'absorbance mesurée à 530 nm,
- **V** : volume total d'extrait (ml),
- **D** : facteur de dilution,
- **M** : masse molaire de la cyanidine (287 g/mol),
- **V₂** : volume final de la solution réactionnelle (ml),
- **ε** : coefficient d'extinction molaire (34400 L·mol⁻¹·cm⁻¹),
- **v** : volume utilisé pour la lecture (ml),
- **m** : masse de matière végétale sèche utilisée (g).

IX. Détermination de l'activité antioxydante par le test au DPPH :

L'activité antioxydante des extraits a été évaluée en utilisant la méthode de piégeage du radical libre 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle (DPPH), selon le protocole décrit par Brand-Williams et al. (1995). Cette méthode colorimétrique permet de quantifier la capacité d'un échantillon à réduire le radical DPPH, se traduisant par une diminution de l'absorbance à une longueur d'onde spécifique. La procédure expérimentale suivie est détaillée ci-dessous :

1. Préparation des échantillons et du réactif DPPH :

Une solution de DPPH à une concentration de 80 µM a été préparée en dissolvant le DPPH dans du méthanol. Pour chaque échantillon à tester, 200 µL de l'extrait brut ont été

mélangés à 1.8 mL de cette solution de DPPH dans un tube à essai. Une courbe de référence a été établie en utilisant l'acide ascorbique (vitamine C) comme standard. Des solutions étalons d'acide ascorbique ont été préparées à différentes concentrations, notamment 10, 20, 40, 60, 80 et 100 mg/L.

2. Incubation :

Le mélange réactionnel a été incubé dans l'obscurité pendant une durée de 30 minutes à température ambiante. Cette période d'incubation permet une réaction complète entre les composés antioxydants présents dans l'extrait et le radical DPPH.

3. Mesure de l'absorbance :

Après l'incubation, l'absorbance de chaque mélange a été lue à une longueur d'onde de 517 nm à l'aide d'un spectrophotomètre. Pour chaque série de mesures, un blanc a été préparé en remplaçant l'extrait par le solvant utilisé pour sa dissolution (conformément à la préparation de l'échantillon). L'absorbance initiale du réactif DPPH sans ajout d'extrait (A_0) et l'absorbance du mélange réactionnel après incubation (A_1) ont été enregistrées.

4. Calcul de l'activité antioxydante :

L'activité antioxydante de l'extrait a été calculée en termes de pourcentage d'inhibition ou d'activité de piégeage des radicaux libres, en utilisant l'équation suivante :

$$\text{Activité de piégeage des radicaux libres (\%)} = \{(A_0 - A_1) / A_0\} \times 100$$

Où :

- A_0 représente la valeur de l'absorbance du blanc (solution de DPPH sans extrait).
- A_1 représente la valeur de l'absorbance de l'échantillon d'essai après la période d'incubation.

X. Analyse statistique des résultats :

L'analyse des résultats a été réalisée à l'aide d'outils statistiques descriptifs. Les valeurs moyennes ont été calculées pour chaque paramètre étudié (teneur en polyphénols totaux, teneur en tanins condensés, etc.). selon les trois zones géographiques d'échantillonnage. L'écart-type a également été déterminé afin d'estimer la variabilité des données au sein de chaque groupe.

Les résultats ont été présentés sous forme de tableaux et de représentations graphiques (diagrammes à barres), facilitant ainsi la comparaison visuelle entre les différentes origines géographiques. Cette approche descriptive a permis de mettre en évidence certaines tendances générales dans la composition biochimique des fruits de *Ziziphus jujuba*.

CHAPITRE 3 : RESULTATS ET DISCUSSIONS

I. Rendement d'extraction :

Il est bien connu que le rendement d'extraction des principes actifs des matières végétales est influencé par le rapport eau/matière première, qui est un facteur important. De plus, la polarité de l'agent d'extraction joue un rôle clé dans l'augmentation de la récupération des composés phénoliques et flavonoïdes (El Mannoubi, 2023).

Le rendement d'extraction des composés bioactifs à partir des fruits de *Ziziphus jujuba* dépend fortement du solvant employé ainsi que de la région de provenance des échantillons. Les solvants polaires, en particulier le méthanol, se sont révélés plus efficaces pour extraire les composés phénoliques, comparativement aux solvants moins polaires tels que l'hexane. Cette efficacité accrue s'explique par la meilleure solubilité des composés phénoliques dans les milieux polaires, favorisant ainsi un rendement d'extraction plus élevé.

Le rendement de l'extrait méthanolique :

L'extraction des composés bioactifs à partir des échantillons de *Ziziphus jujuba* a été réalisée en utilisant le méthanol comme solvant. Les résultats ont révélé une variation du rendement en fonction de la région d'origine des échantillons.

Tableau 3 : Le rendement de l'extrait méthanolique de trois régions

La région	Blida	El Tarf	Constantine
Le rendement (%)	57,21 ± 4,66 %	44,86 ± 6,04 %	31,8 ± 4,17 %

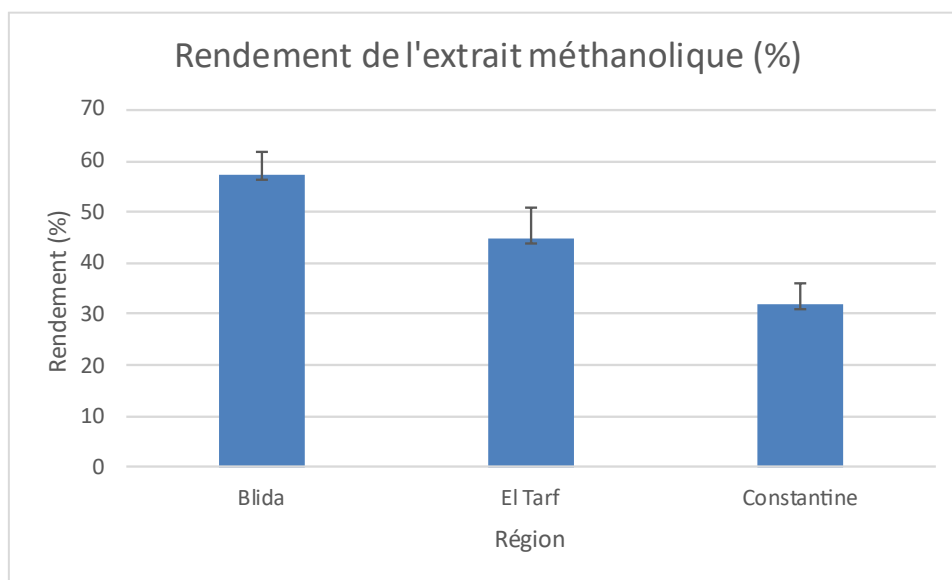


Figure 16 : : Le rendement de l'extrait méthanolique

Comme l'indiquent le tableau et l'histogramme (**figure n° 16**), les échantillons de la région de Blida ont présenté le rendement méthanolique moyen le plus élevé, avec une valeur de **(57,21 ± 4,66 %)**, suivis par celui de El Tarf **(44,86 ± 6,04 %)** et de Constantine, qui ont affiché la valeur la plus faible **(31,8 ± 4,17 %)**.

Ces moyennes traduisent une tendance régulière entre les échantillons et suggèrent que les conditions environnementales, climatiques ainsi que la nature du sol dans la région de Blida pourraient avoir favorisé une accumulation plus importante de composés extractibles par le méthanol par rapport aux deux autres régions.

Le rendement de l'extrait hexanique :

L'extraction des composés lipophiles à l'aide de l'hexane a permis de mettre en évidence des variations notables de rendement selon la région de provenance des échantillons de *Ziziphus jujuba*.

Tableau 4 : Le rendement de l'extrait hexanique de trois régions

La région	Blida	El Tarf	Constantine
Le rendement (%)	0,25 ± 0,13 %	0,37 ± 0,24 %	0,53 ± 0,41 %

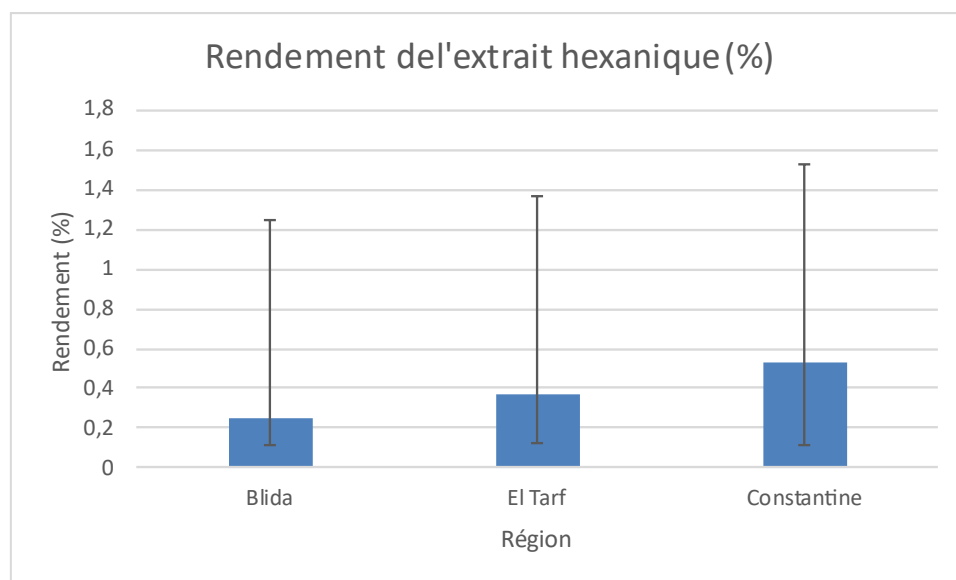


Figure 17 : Le rendement de l'extrait hexanique

Comme l'illustrent le tableau et le graphique en barres (figure n°17), les échantillons issus de Constantine ont affiché le rendement moyen le plus élevé en extrait hexanique, atteignant (**0,53 ± 0,41 %**). Les échantillons de El Tarf ont montré un rendement intermédiaire de (**0,37 ± 0,24 %**), tandis que ceux de Blida ont présenté la valeur la plus faible avec (**0,25 ± 0,13 %**).

Ces résultats suggèrent une richesse plus importante en composés liposolubles dans les fruits collectés à Constantine, ce qui pourrait être lié à des facteurs environnementaux

spécifiques à cette région. Les valeurs représentent une tendance générale observée à travers plusieurs essais réalisés dans les mêmes conditions expérimentales.

Comparaison entre les extraits méthanolique et hexanique :

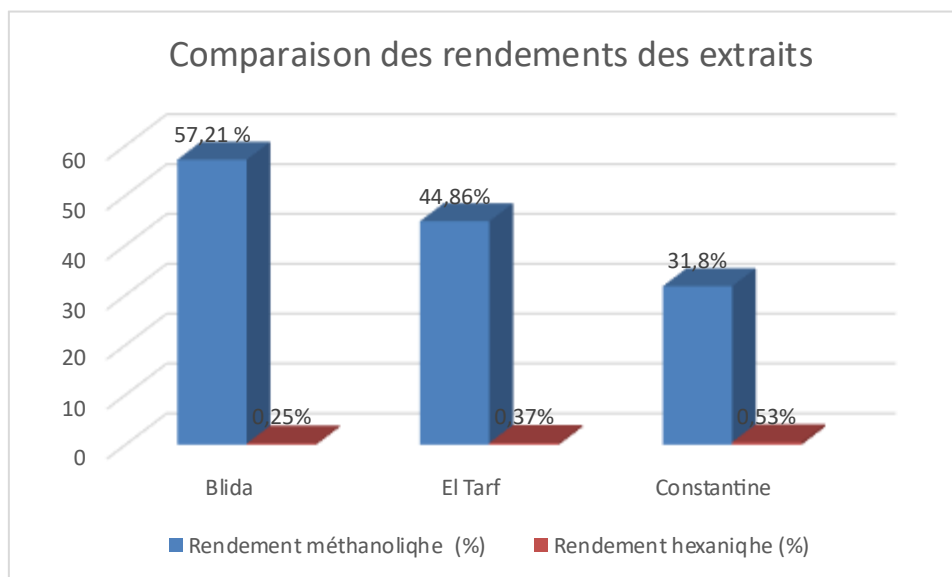


Figure 18 : Comparaison des rendements des extraits

L'analyse comparative des rendements des extraits méthanolique et hexanique obtenus à partir des fruits de *Ziziphus jujuba* récoltés dans trois régions algériennes (Blida, El Tarf et Constantine) révèle des différences significatives tant en quantité qu'en nature des composés extraits.

Globalement, les extraits méthanoliques ont présenté des rendements beaucoup plus élevés que les extraits hexaniques, toutes régions confondues. Par exemple, à Blida, le rendement méthanolique a atteint 5,721 g, contre seulement 18 mg pour l'extrait hexanique. Cette tendance s'observe également à El Tarf et Constantine, bien que cette dernière ait affiché le rendement hexanique le plus élevé (75,5 mg).

Ces écarts sont principalement liés à la polarité des solvants utilisés : le méthanol, solvant polaire, favorise l'extraction de composés hydrophiles tels que les polyphénols et

les flavonoïdes, tandis que l'hexane, solvant apolaire, extrait préférentiellement les composés lipophiles tels que les acides gras, les stérols et certains terpènes.

Il est également intéressant de noter que la région de Blida, bien qu'elle soit la plus riche en composés polaires, semble plus pauvre en composés lipophiles, contrairement à Constantine, qui présente un profil inverse. Ces variations peuvent être attribuées à des facteurs environnementaux, édaphiques ou même génétiques influençant la composition chimique des fruits.

En somme, cette comparaison met en évidence l'importance du choix du solvant dans l'orientation de l'extraction photochimique, et souligne la diversité des métabolites secondaires présents dans les fruits de *Z. jujuba* selon leur origine géographique.

II. Résultats du screening phytochimique :

Extrait hexanique :

Le screening phytochimique réalisé sur les extraits méthanoliques des fruits de *Ziziphus jujuba* provenant des régions de Blida, Constantine et El Tarf a révélé une variation notable dans la distribution des métabolites secondaires. Ces différences pourraient être attribuées aux facteurs environnementaux spécifiques à chaque région, tels que le climat, le type de sol, l'altitude ou encore le stress biotique et abiotique.

Tableau 5 : résultats du screening phytochimique dans les trois régions étudiées

Test phytochimique	Blida	Constantine	El Tarf
Phénols totaux	+++	++	+
Flavonoïdes	+++	+++	++
Tanins	+++	+++	+
Anthocyanines et bétacyanines	+++	+	++
Saponines	-	-	-
Stérols et triterpènes	-	-	-
Quinones libres	+++	++	++
Hétérosides (glycosides)	++	+	++
Dérivés anthracéniques libres	-	+	-
O-hétérosides	-	-	+
C-hétérosides	-	-	+
Mucilages	-	-	-

Discussion :

Les phénols totaux ont été détectés en abondance à Blida (+++), de manière modérée à Constantine (++) , et faiblement à El Tarf (+), ce qui suggère une activité métabolique plus intense dans la région de Blida. Cette richesse en composés phénoliques pourrait conférer aux fruits de Blida un meilleur potentiel antioxydant (Pietta, 2000 ; Sharma et al., 2019).

Les flavonoïdes présentent une expression forte dans les régions de Blida et Constantine (+++), tandis qu'elle est légèrement inférieure à El Tarf (++) . Ces composés sont connus pour leur rôle protecteur contre le stress oxydatif, la lumière UV et les pathogènes (Cushnie & Lamb, 2005 ; Kumar & Pandey, 2013).

Quant aux tanins, ils suivent une distribution similaire, avec une abondance marquée dans les régions de Blida et Constantine (+++), et une présence plus discrète à El Tarf (+). Cette distribution pourrait s'expliquer par la variation génétique ou les pressions environnementales (Scalbert, 1991 ; Barbehenn & Constabel, 2011).

Les anthocyanines sont fortement représentées à Blida (+++), ce qui pourrait indiquer une exposition plus élevée à la lumière ou un stade de maturité avancé des fruits. Ces pigments jouent un rôle essentiel dans la photoprotection et la tolérance au stress (Gould, 2004 ; Chalker-Scott, 1999).

En revanche, les saponines, stérols et triterpènes, ainsi que les mucilages sont absents dans les trois régions. Cette absence pourrait être due à une faible teneur intrinsèque dans les fruits ou à l'utilisation d'un solvant polaire (méthanol) inadapté à leur extraction.

Les quinones libres sont présentes à des niveaux élevés à Blida (+++), et modérés dans les deux autres régions (++), reflétant une possible régulation différentielle des voies de biosynthèse liées aux mécanismes de défense oxydative (Babula et al., 2009).

Les hétérosides (glycosides) ont été détectés à Blida et El Tarf (++), et faiblement à Constantine (+), ce qui pourrait indiquer une homogénéité relative dans l'activité secondaire avec des nuances liées à l'environnement local.

Les dérivés anthracéniques libres n'ont été observés que dans la région de Constantine (+), tandis que les O-hétérosides et C-hétérosides ont été détectés exclusivement à El Tarf (+). Ces marqueurs régionaux uniques pourraient être le reflet d'une signature métabolique spécifique ou d'une voie biosynthétique activée localement.

Enfin, l'absence totale de mucilages dans toutes les régions suggère soit une localisation préférentielle de ces polysaccharides dans d'autres organes (comme les feuilles ou l'écorce), soit une mauvaise extraction due au solvant utilisé.

Extrait hexanique :

En complément de l'extraction méthanolique, un extrait hexanique a été préparé afin de cibler les composés non polaires, notamment les lipides, stérols et triterpènes. Cette approche permet d'élargir le spectre des métabolites secondaires analysés et d'envisager des applications différentes selon la polarité des constituants extraits.

Tableau 6 : Tableau comparatif des résultats du screening phytochimique de l'extrait hexanique

Test phytochimique	Blida	Constantine	El Tarf
Phénols totaux	-	-	-
Flavonoïdes	-	-	-
Tanins	-	-	-
Anthocyanines et bétacyanines	-	-	-
Saponines	-	-	-
Stérols et triterpènes	++	++	+++
Quinones libres	-	-	-
Hétérosides (glycosides)	-	-	-
Dérivés anthracéniques libres	-	-	-
O-hétérosides	-	-	-
C-hétérosides	-	-	-
Mucilages	-	-	-

Discussion :

Les résultats du screening phytochimique qualitatif de l'extrait hexanique des fruits de *Ziziphus jujuba*, prélevés dans trois régions différentes (Blida, Constantine et El Tarf), révèlent une absence quasi totale de la majorité des classes de métabolites secondaires testées, notamment les phénols totaux, flavonoïdes, tanins et anthocyanines. Cette absence est attendue et s'explique par la nature apolaire de l'hexane, qui n'est pas adapté à

l'extraction de composés polaires, lesquels nécessitent des solvants tels que le méthanol ou l'éthanol.

En revanche, seuls les stérols et triterpènes ont été détectés dans cet extrait, avec une intensité variable selon les régions : faible à Blida et Constantine (++) , et élevée à El Tarf (+++). Cette variation suggère une influence environnementale sur la biosynthèse de ces composés lipophiles. En effet, plusieurs études ont montré que les plantes soumises à des conditions de stress abiotique (températures élevées, sécheresse, sols pauvres) tendent à accumuler davantage de triterpènes, en raison de leur rôle dans le renforcement des membranes cellulaires et la protection contre les pertes hydriques et le stress oxydatif (Sparg et al., 2004 ; Agati et al., 2012).

Par ailleurs, l'hypothèse de variations génétiques intra-spécifiques entre les populations étudiées ne peut être exclue, car ces différences pourraient influencer l'activité enzymatique impliquée dans les voies métaboliques de biosynthèse des stérols. Ainsi, la présence exclusive de ces composés dans l'extrait hexanique démontre l'intérêt de combiner différents solvants pour accéder à l'ensemble des profils phytochimiques des échantillons.

III. Résultats des dosages polyphénols, flavonoïdes et tannins :

III.1. Dosage des polyphénols :

Une courbe d'étalonnage a été établie à l'aide de l'acide gallique (0,2 à 0,8 mg/ml) et l'équation de régression obtenue est la suivante :

$$y = 1,6979x - 0,1734 ; (R^2 = 0,9727)$$

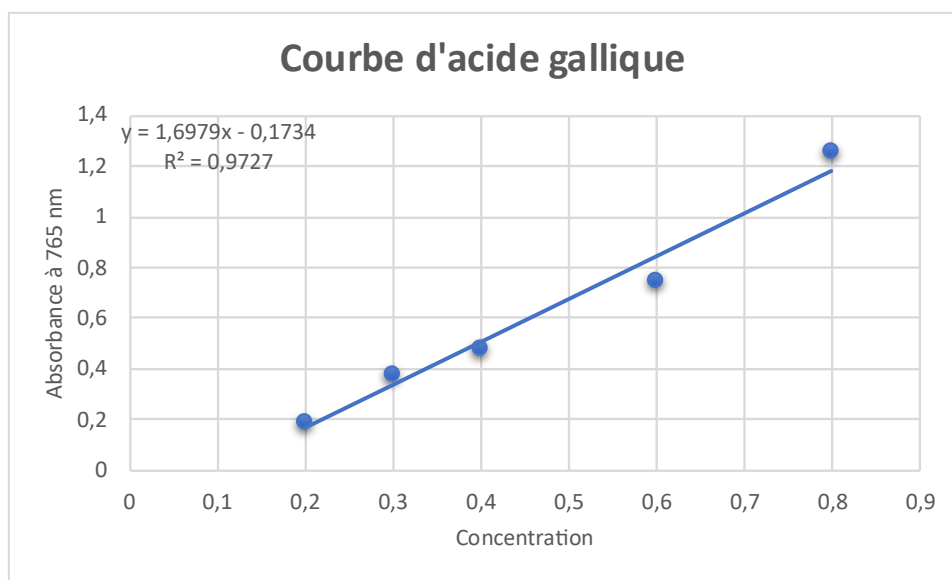


Figure 19 : Courbe d'acide gallique

La concentration en polyphénols totaux des extraits a été déterminée à partir de l'équation par interpolation linéaire.

Résultats obtenus :

Le tableau ci-dessous présente les écarts-types correspondants et les concentrations exprimées en mg équivalents acide gallique par ml d'extrait (mg EAG/gMS) :

Tableau 7 : les écarts-types correspondants et les concentrations exprimées en (mg EAG/ml)

Région	Concentration finale (mg EAG/g MS)	Écart-type (mg EAG/g MS)
Blida	2,73	± 0,0022
Constantine	1,87	± 0,0011
El Tarf	1,79	± 0,0014

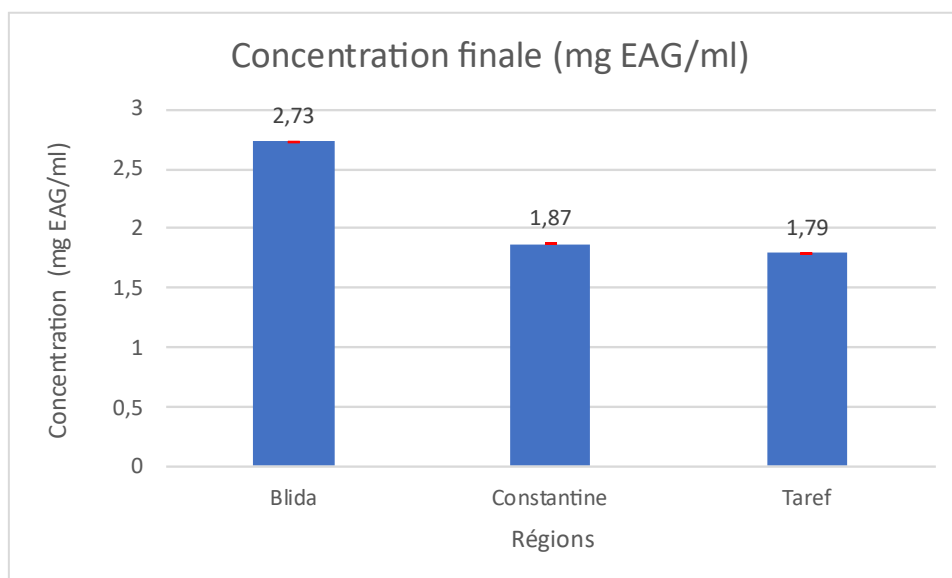


Figure 20 : Teneur en composés phénoliques totaux dans les extraits méthanoliques de *Ziziphus jujuba* selon l'origine géographique (\pm ET)

Discussion :

Les résultats obtenus révèlent une variation significative de la teneur en composés phénoliques totaux (TCPT) entre les extraits méthanoliques issus des trois régions. L'extrait de Blida présente la concentration la plus élevée (**$2,73 \pm 0,0022$ mg EAG/MS**), suivi de ceux de Constantine (**$1,87 \pm 0,0011$ mg EAG/MS**) et de El Tarf (**$1,79 \pm 0,0014$ mg EAG/MS**).

Cette hétérogénéité peut s'expliquer par les différences environnementales propres à chaque région telles que le climat, la température, l'exposition solaire et les caractéristiques pédologiques. Ces facteurs influencent directement le métabolisme secondaire des plantes, notamment la biosynthèse des polyphénols en réponse à divers stress, comme l'ont souligné (Duan et Liu 2023). De surcroît, (Gündüz et Saraçoğlu 2014) ont montré que la concentration en composés phénoliques du jujubier varie fortement selon le stade de maturation.

Par ailleurs, une étude portant sur 18 écotypes de jujubier en Turquie a rapporté des teneurs en composés bioactifs différentes selon l'origine géographique, avec pour la TCPT une dissémination de 300 à 1100 mg GAE/100 g de poids frais selon l'écotype (Sagbaş, 2023).

Ces résultats mettent en évidence l'importance de la provenance géographique dans la valorisation phytochimique du jujubier, et soulignent la nécessité de considérer de manière intégrée les facteurs environnementaux, phénologiques et techniques lors de toute étude comparative du TCPT.

Tableau 8: Test de signification de tukey ($\alpha=5\%$)

	Blida	Constantine	El Tarf
Moyenne	0.5873	0.4443	0.3493
Groupes homogènes	a	b	c

L'analyse de variance (ANOVA) a révélé des différences hautement significatives entre les trois régions ($F = 14353,4$; $p < 0,001$). Le test de comparaison multiple de **Tukey HSD** a montré que la teneur moyenne en polyphénols des fruits de Blida (**0,5873**) était significativement plus élevée que celle de Constantine (**0,4443**) et d'El Tarf (**0,3493**). Selon le classement par lettres, Blida est regroupée dans la classe (**a**), Constantine dans (**b**) et El Tarf dans (**c**). Ces résultats traduisent une variabilité marquée dans l'accumulation des composés phénoliques en fonction de la région d'origine.

III.2. Dosage des flavonoïdes :

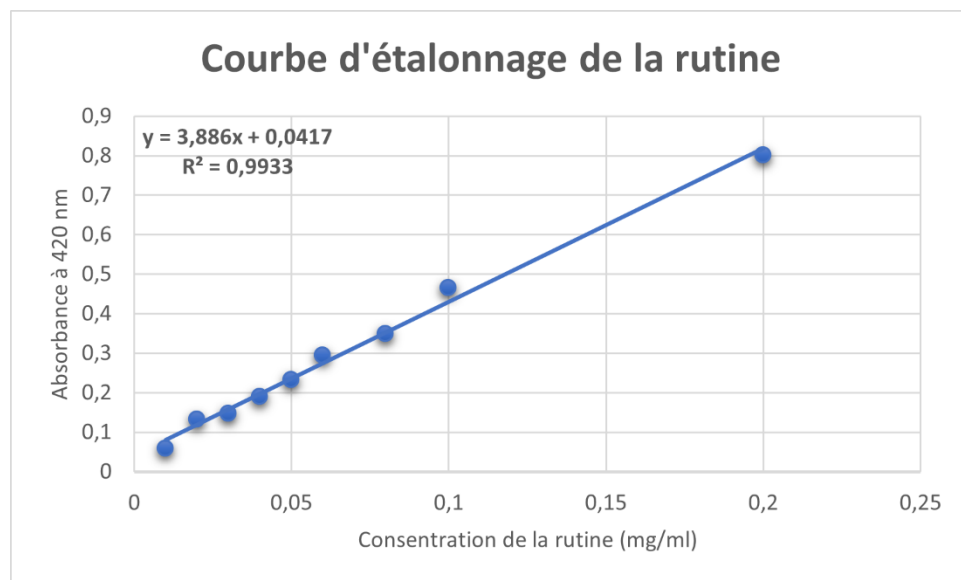


Figure 21 : Courbe d'étalonnage de la rutine pour la détermination des flavonoïdes totaux

- Selon la courbe d'étalonnage de la rutine (Figure 21), l'équation de régression obtenue est la suivante :

$$y = 3,886x + 0,0417 ; (R^2 = 0,99).$$

Résultats obtenus :

Les teneurs en flavonoïdes totaux ont été calculées et exprimées en (mg EqG/g MS). les résultats sont présentés dans le tableau suivant :

Tableau 9 Teneur en flavonoïdes totaux (mg EqR/g MS) de ziziphus jujuba de trois régions

Région	Teneur en flavonoïdes (mg EqR/g MS)	Écart-type (mg EqR/g MS)
Blida	0,640	± 0,019
Constantine	0,260	± 0,011
El Tarf	0,230	± 0,026

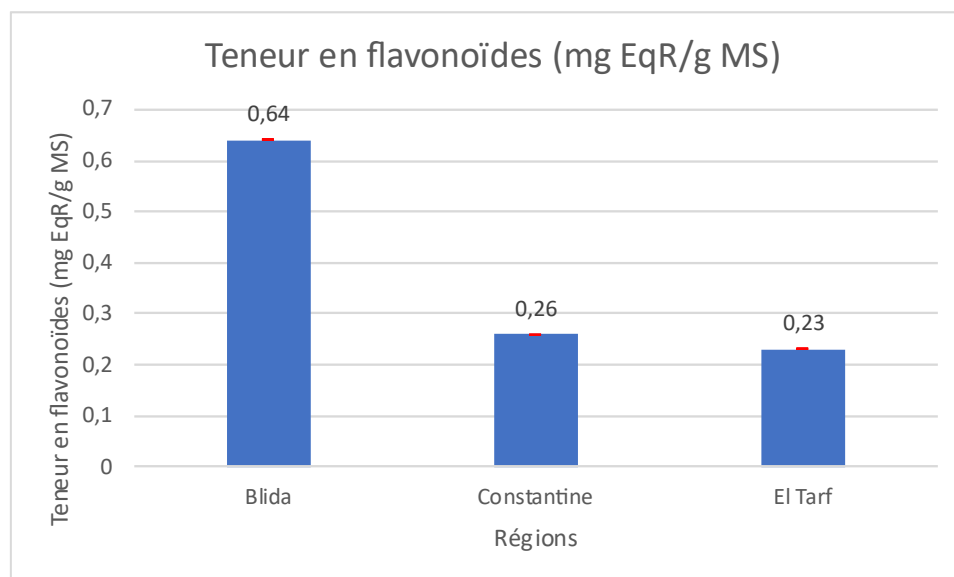


Figure 22 : Variation de la teneur en flavonoïdes totaux (mg EqR/g MS) des extraits méthanoliques de *Ziziphus jujuba* selon la région

Discussion :

Les résultats obtenus révèlent une variation significative de la teneur en flavonoïdes totaux dans les extraits méthanoliques des fruits de *Ziziphus jujuba* selon leur origine géographique. L'extrait de **Blida** présente la concentration la plus élevée (**0,640 ± 0,019 mg EqR/g MS**), suivi de **Constantine** (**0,260 ± 0,011 mg EqR/g MS**) et de **El Tarf** (**0,230 ± 0,026 mg EqR/g MS**).

Cette variabilité peut être attribuée à plusieurs facteurs environnementaux. En effet, le climat, l'intensité lumineuse, la température et les caractéristiques du sol influencent fortement le métabolisme secondaire des plantes, notamment la biosynthèse des flavonoïdes (Liu et al., 2020). Des travaux antérieurs ont montré que des conditions de stress hydrique ou de forte exposition solaire peuvent stimuler l'accumulation de flavonoïdes, agissant comme mécanismes de défense (Mahmood et al., 2023).

Par ailleurs, des éléments techniques tels que le stade de maturité des fruits, les conditions de séchage, et le type de solvant et d'extraction peuvent aussi influencer la quantité extraite de ces composés bioactifs. Ces résultats confirment l'importance de l'origine géographique dans la valorisation phytochimique du jujubier, et suggèrent un intérêt particulier pour les échantillons de Blida en raison de leur richesse potentielle en flavonoïdes.

Tableau 10: Test de signification de tukey ($\alpha=5\%$)

	Blida	Constantine	El Tarf
Moyenne	0.2896	0.1441	0.1303
Groupes homogènes	a	b	b

L'ANOVA a mis en évidence des différences significatives entre les régions (**F = 225,6 ; p < 0,001**). Le test de **Tukey HSD** a indiqué que la teneur moyenne en flavonoïdes des fruits de Blida (**0,2896**) était significativement plus élevée que celles de Constantine (**0,1441**) et d'El Tarf (**0,1303**). En revanche, aucune différence significative n'a été

observée entre Constantine et El Tarf, regroupées dans la même classe (**b**). Ainsi, Blida est classée dans (**a**), tandis que Constantine et El Tarf partagent la même lettre (**b**).

III.3. Dosage des tanins totaux :

Résultats obtenus :

Les résultats calculés de la teneur en **tanins condensés** (exprimée en **mg d'équivalent cyanidine par gramme de matière végétale sèche – mg d'EC/g MVS**) pour les extraits méthanoliques de chaque région :

Tableau 11 : Teneur en tanins condensés dans les extraits méthanoliques de *Ziziphus jujuba*

Région	Teneur (mg EC/g MS)	Écart-type (mg EC/g MS)
Blida	1,39	± 0,055
El Tarf	0,68	± 0,036
Constantine	0,66	± 0,004

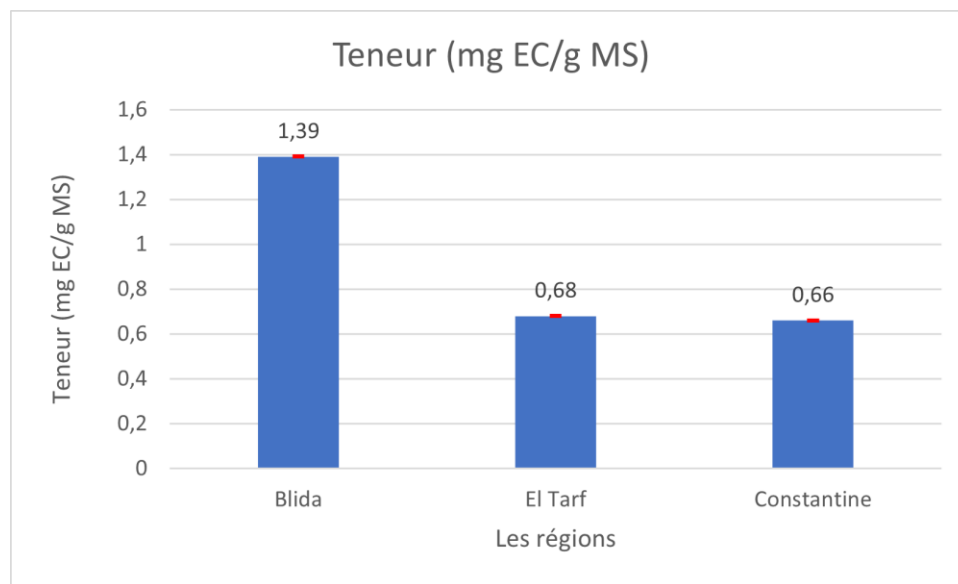


Figure 23 : Variation de la teneur en tanins condensés (mg EC/g MS \pm ET) des extraits méthanoliques de *Ziziphus jujuba* selon la région

Discussion :

Les extraits méthanoliques de *Ziziphus jujuba* montrent une variation notable de la teneur en tanins condensés selon la région d'origine. L'échantillon de Blida se distingue par la teneur la plus élevée (**1,39 \pm 0,055 mg EC/g MS**) par rapport à El Tarf (**0,68 \pm 0,036 mg EC/g MS**) et Constantine (**0,66 \pm 0,004 mg EC/g MS**).

Afin de contextualiser nos résultats, nous les avons comparés à des études algériennes similaires. Une étude sur les feuilles de *Ziziphus jujuba* en Tlemcen rapporte des teneurs en tanins condensés comprises entre 0,17 et 0,28 mg d'EC/g de matière sèche, des valeurs relativement proches de nos extraits méthanoliques (Zemouri-Alioui et al., 2019). En revanche, des travaux menés à Tlemcen sur les fruits de la même espèce montrent des concentrations beaucoup plus élevées, allant de 47 à 427 mg d'EC/g d'extrait, ce qui souligne l'influence considérable du type d'organe végétal analysé ainsi que des conditions d'extraction sur le contenu en métabolites secondaires (Adjdir et al., 2021).

Cette variabilité peut être attribuée à des facteurs environnementaux tels que l'exposition solaire, le stress hydrique ou encore la qualité du sol, qui influencent la biosynthèse des métabolites secondaires comme les tanins condensés. Ces composés, également appelés proanthocyanidines, jouent un rôle essentiel dans la protection des plantes contre divers stress abiotiques (Bontpart et al., 2019 ; Kasurinen et al., 2018).

Chez Ziziphus, plusieurs études ont montré que la teneur en tanins évolue durant la maturation du fruit, en corrélation avec des changements structuraux et biochimiques (Zozio et al., 2014). L'enrichissement observé dans l'échantillon de Blida pourrait ainsi résulter de conditions écologiques favorables, d'un stade de récolte plus avancé ou encore d'un processus d'extraction plus efficace.

Tableau 12 : Test de signification de tukey ($\alpha=5\%$)

	Blida	Constantine	El Tarf
Moyenne	0.1669	0.0817	0.0788
Groupes homogènes	a	b	b

L'ANOVA a montré des différences très significatives entre les régions (**F = 359,1 ; p < 0,001**). Les résultats du test de **Tukey HSD** ont révélé que la teneur moyenne en tanins condensés à Blida (**0,1669**) était significativement plus élevée que celles d'El Tarf (**0,0817**) et de Constantine (**0,0788**). Aucune différence significative n'a été relevée entre El Tarf et Constantine, regroupées dans la même classe (**b**). En conséquence, Blida est classée dans (**a**), alors qu'El Tarf et Constantine appartiennent à la même catégorie (**b**).

Enfin, il convient de noter que l'extraction des tanins dépend aussi de facteurs techniques comme le type de solvant (ici, le méthanol), le temps d'infusion, ou la température de séchage. L'utilisation de solvants adaptés, notamment les solvants eutectiques profonds (DES), a récemment été proposée pour améliorer le rendement d'extraction (Molnar et al., 2024).

Ces données confirment l'importance de la provenance géographique et des conditions de préparation dans la valorisation phytochimique du jujubier, notamment pour des usages antioxydants ou antimicrobiens.

IV. Détermination de l'activité antioxydante par le test du DPPH :

Afin d'évaluer l'activité antioxydante des fruits de zizyphus jujuba de Blida, Constantine et El Tarf en utilisant le test DPPH, nous avons déterminé les pourcentages d'inhibition et analysé les résultats pour calculer la valeur IC₅₀ afin de comparer l'activité antioxydante de différents extraits selon les différentes régions.

Région de Blida :

Tableau 13 : Activité antioxydante de l'extrait de zizyphus jujuba de la région de Blida selon la concentration

C (mg/ml)	Absorbance (nm)	L'inhibition (%)
2	0,0667	89,98
1	0,0483	92,74
0,8	0,0450	93,23
0,6	0,0685	89,72
0,5	0,1326	80,09
0,4	0,1855	72,16

0,3	0,30626	54,05
0,2	0,3636	45,44
0,1	0,4652	30,21

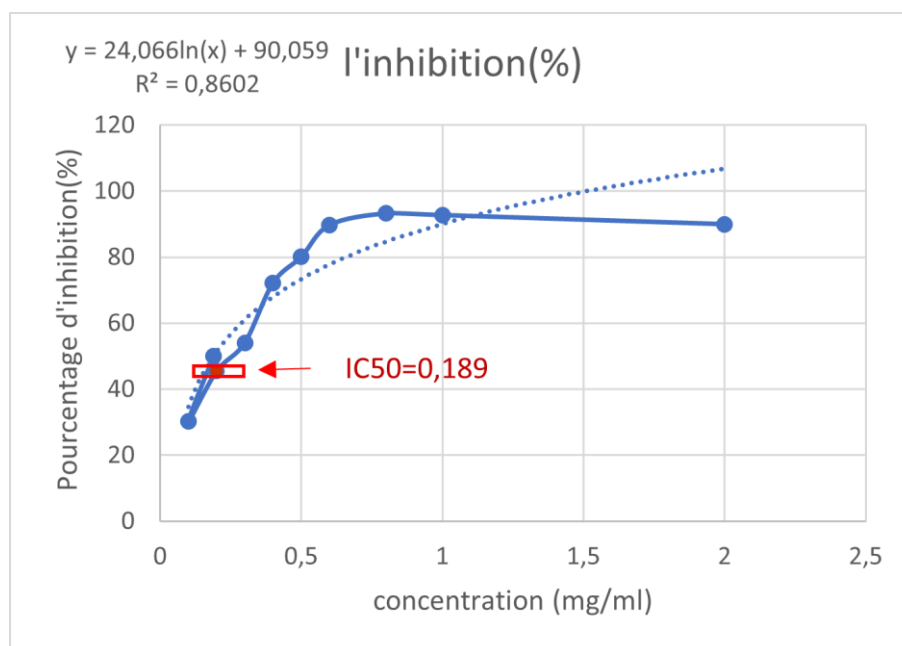


Figure 24 : Courbe de l'activité antioxydante (DPPH) et la valeur de IC50 de l'extrait de *Ziziphus jujuba* — Région de Blida

Les résultats obtenus selon (le tableau **10**) et (la figure **24**), montrent que l'extrait de *Ziziphus jujuba* de Blida présente une activité antioxydante notable , avec une inhibition croissant selon la concentration.

La valeur de IC₅₀ obtenue ($\approx 0,189$ mg / ml) témoigne d'une bonne capacité de piégeage des radicaux libres.

Région de Constantine :

Tableau 14 : Activité antioxydante de l'extrait de *ziziphus jujuba* de la région de Constantine selon la concentration

C (mg/ml)	Absorbance (nm)	L'inhibition (%)
2	0,0692	89,60
1	0,1154	82,68
0,8	0,1486	77,69
0,6	0,1878	71,82
0,5	0,1837	72,43
0,4	0,2129	68,05
0,3	0,2776	58,35
0,2	0,3220	51,69
0,1	0,3668	44,96

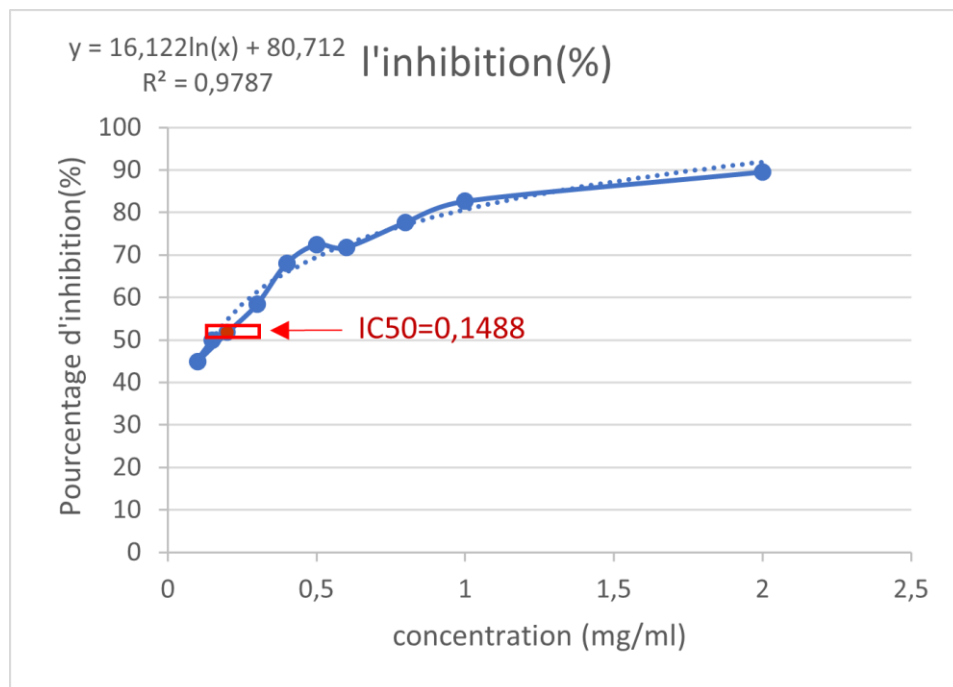


Figure 25 : Courbe de l'activité antioxydante (DPPH) et la valeur de IC₅₀ de l'extrait de Ziziphus jujuba — Région de Constantine

Sur la base des données présentées dans (le tableau 11) et en fonction de l'équation présentée dans (la figure 25), nous constatons que IC₅₀ = 0,148 (mg/ml), ce qui reflète une activité antioxydante remarquable de l'extrait de jujube de l'état de Constantine.

Région de El-Tarf :

Tableau 15 : Activité antioxydante de l'extrait de ziziphus jujuba de la région de El-Tarf selon la concentration

C (mg/ml)	Absorbance (nm)	L'inhibition (%)
2	0,0749	93,52
1	0,4688	59,51
0,8	0,6723	41,94
0,6	0,6319	45,43
0,5	0,775	33,08
0,4	0,7629	34,11
0,3	0,8783	24,15
0,2	0,9560	17,44

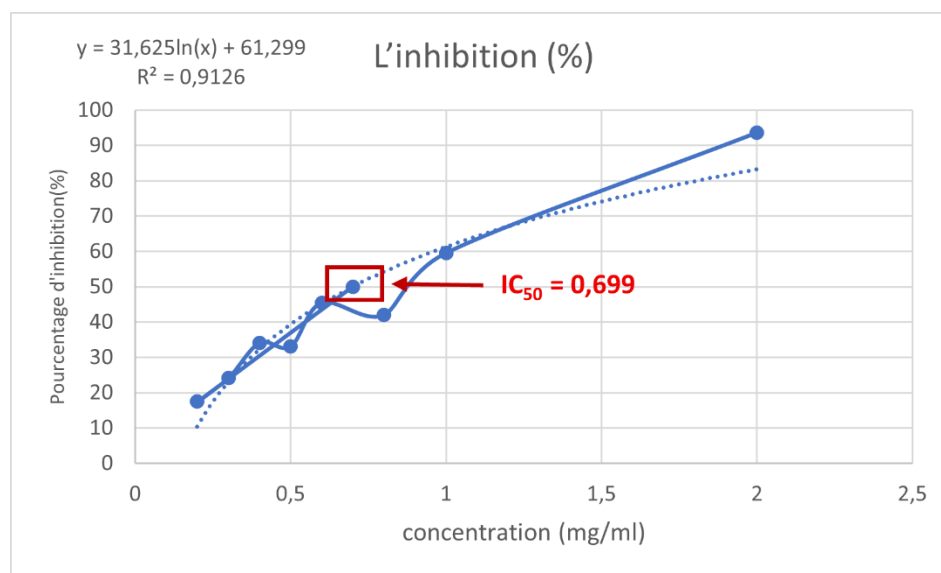


Figure 26 : Courbe de l'activité antioxydante (DPPH) et la valeur de IC_{50} de l'extrait de *Ziziphus jujuba* — Région de El-Tarf

Comme il est indiqué sur **la figure (26)**, nous constatons que $IC_{50} = 0,699$ (mg/ml), ce qui reflète une activité antioxydante plus faible de l'extrait de jujube de l'état de El-Tarf.

Courbe standard de l'acide ascorbique :

Tableau 16 : Courbe d'étalonnage de l'acide ascorbique (% inhibition en fonction de la concentration)

Concentration (mg/ml)	Absorbance (nm)	L'inhibition (%)
0,6	0,0212	96,81
0,5	0,0242	96,36
0,4	0,0251	96,23
0,3	0,0306	95,40
0,2	0,0466	93
0,1	0,0608	90,87

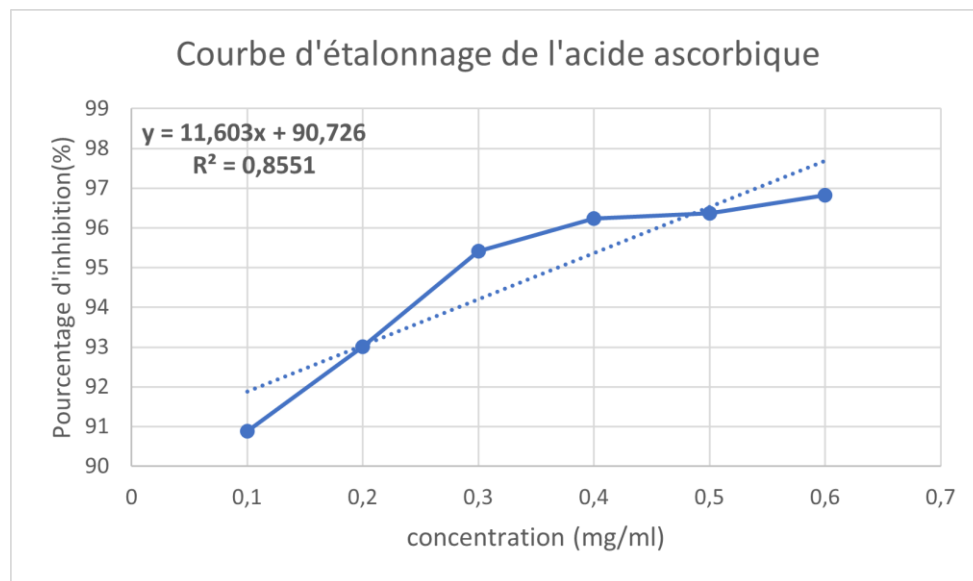


Figure 27 : Courbe d'étalonnage de l'acide ascorbique (% inhibition en fonction de la concentration)

Etude comparative

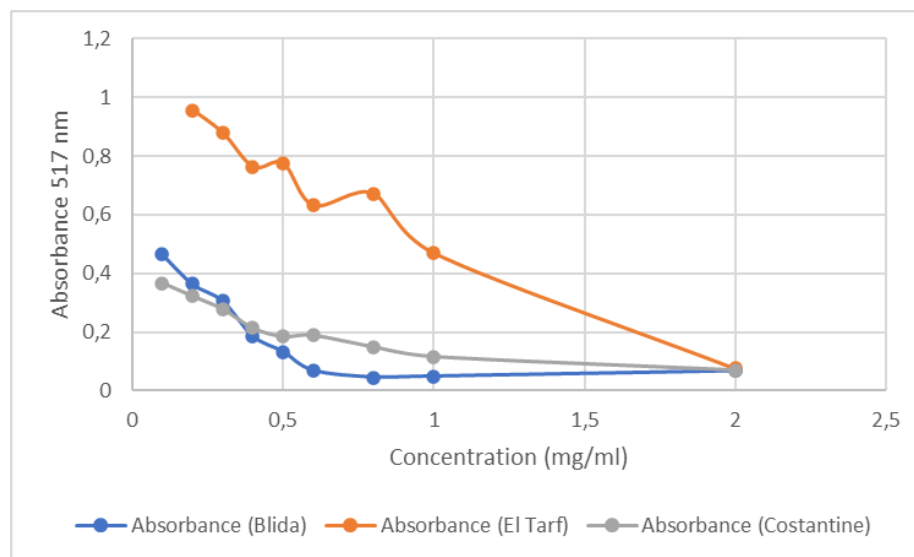


Figure 29 : Comparaison des courbes d'absorbance des extraits méthanoliques issus des trois régions

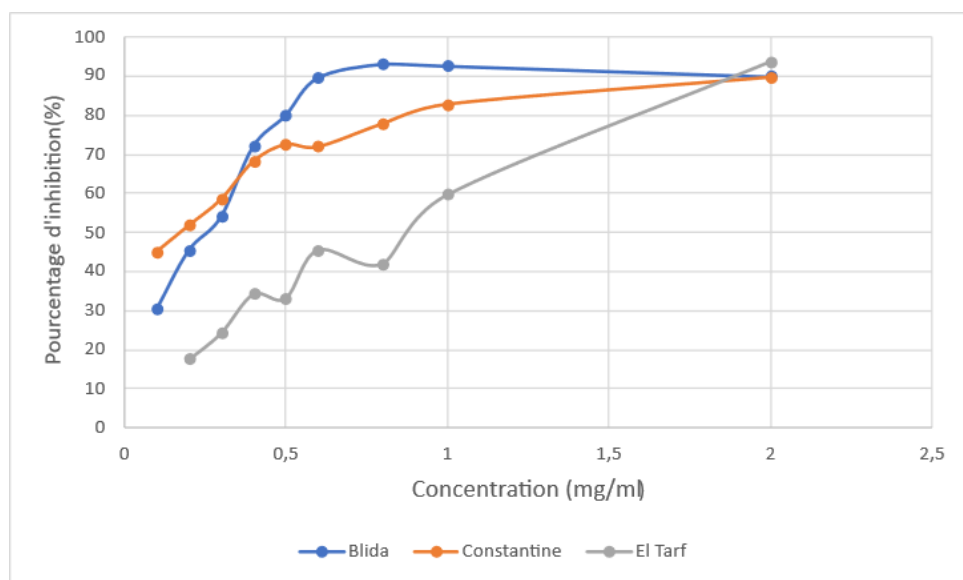


Figure 30 : Comparaison des courbes d'inhibition des extraits méthanoliques de *Ziziphus jujuba* selon les régions étudiées

Tableau 17 : valeurs de l'IC₅₀ des extraits phénoliques des pulpes de jujubes comparées à celle de l'acide ascorbique

Échantillon	IC ₅₀ (mg/ml)
Blida	0,189 ±0,021
Constantine	0,148 ±0,105
El-Tarf	0,699 ±0,028
Acide ascorbique (référence)	0,029

Discussion :

La capacité anti-radicalaire ne peut être mesurée directement, mais par contrôle de l'effet de la réactivité. Plusieurs facteurs influent sur le potentiel antioxydant et la cinétique de réduction, notamment les conditions de la réaction (temps, rapport Antioxydant/DPPH, type de solvants, pH) et le profil phénolique en particulier ; le mécanisme principal d'action des composés phénoliques (Φ -OH), est le piégeage des radicaux libres par le transfert de l'atome H sur le DPPH alors transformé en une molécule stable DPPH (Popovici, Saykova et Tytkowski, 2010).

Les figures ci-dessus montrent une augmentation du pourcentage de réduction du DPPH proportionnelle aux concentrations des extraits méthanolique de jujube.

Comme l'indique-le (**tableau 16**), l'extrait de Constantine présente la plus forte activité antioxydante, avec une valeur **d'IC₅₀ = 0,148 mg/ml**, traduisant une efficacité remarquable dans la neutralisation des radicaux libres. L'extrait de Blida montre également une activité intéressante, bien que légèrement inférieure, avec un **IC₅₀ = 0,189 mg/ml**. En revanche, l'extrait de la région d'El-Tarf révèle une activité antioxydante plus faible (**IC₅₀ = 0,699 mg/ml**), probablement en raison d'une teneur moindre en composés phénoliques ou autres principes actifs.

Une analyse de la variance à un facteur (ANOVA) a été réalisée afin d'évaluer les différences significatives entre les trois régions étudiées (Blida, Constantine et El Tarf) en ce qui concerne les valeurs de l'IC₅₀ des extraits de *Ziziphus jujuba*, obtenues par le test DPPH. Les résultats ont révélé une différence hautement significative entre les régions ($p < 0,05$), indiquant une variabilité notable de l'activité antioxydante. Le test post-hoc de Tukey a montré que l'échantillon d'El Tarf diffère significativement de ceux de Blida et de Constantine, tandis qu'aucune différence significative n'a été observée entre ces deux dernières. Ainsi, les extraits de la région d'El Tarf présentent une valeur d'IC₅₀ plus élevée, traduisant une activité antioxydante plus faible comparée aux autres régions.

Tableau 18 : Test de DPPH : test de signification de tukey ($\alpha=5\%$)

	Blida	Constantine	El Tarf
IC50 Moyenne	0,18	0,14	0,70
Groupes homogènes	a	a	b

Conclusion

L'étude menée sur *Ziziphus jujuba* Mill. Confirme l'importance déterminante des conditions géographiques et environnementales dans la modulation de sa composition chimique, notamment en ce qui concerne la teneur en métabolites secondaires tels que les polyphénols, flavonoïdes et tanins. Les résultats obtenus mettent en évidence une variabilité significative entre les trois régions écologiquement distinctes étudiées (Blida, El Tarf, Constantine), validant ainsi l'hypothèse de départ : l'environnement incluant le climat, l'humidité et les caractéristiques édaphiques influence directement la biosynthèse des composés bioactifs chez cette espèce médicinale.

Cette variabilité chimique, révélée par les analyses phytochimiques et les dosages quantitatifs, n'est pas seulement un indicateur de l'adaptation physiologique du jujubier à son milieu, mais offre également des perspectives concrètes en matière de valorisation thérapeutique. En effet, les fruits issus de certaines régions, plus riches en flavonoïdes ou en tanins, pourraient présenter une efficacité accrue, justifiant leur usage différencié dans les médecines traditionnelles locales. Ces résultats rejoignent les travaux antérieurs (Li et al., 2022 ; Zhang et al., 2023) démontrant une forte corrélation entre l'origine géographique et l'activité biologique chez d'autres espèces végétales.

Par ailleurs, cette recherche elle constitue une première contribution à l'étude de la phytodiversité régionale et à la valorisation du *Ziziphus jujuba*, espèce encore relativement sous-exploitée en Algérie. Bien que connue pour ses vertus médicinales et nutritionnelles, le jujubier ne bénéficie pas encore de la reconnaissance qu'il mérite dans les programmes de développement agricole, de reboisement ou d'intégration dans les filières économiques durables.

Pourtant, cette plante possède de nombreux atouts : elle est rustique, résistante à la sécheresse, adaptée aux conditions climatiques variées, et ses fruits présentent un intérêt croissant en phytothérapie grâce à leur richesse en antioxydants naturels. Son potentiel va au-delà du champ médicinal : les fruits peuvent être transformés en produits alimentaires fonctionnels, les extraits pourraient entrer dans la formulation de compléments nutritionnels, tandis que l'arbre en lui-même, par sa résilience et ses faibles exigences

culturelles, pourrait contribuer à la lutte contre l'érosion et à la restauration des terres dégradées dans les zones semi-arides.

En somme, notre travail met en lumière l'interdépendance entre écologie, métabolisme secondaire et potentiel pharmacologique des fruits du jujubier. Il ouvre également des perspectives prometteuses pour des recherches futures orientées vers la sélection variétale, la caractérisation moléculaire, la formulation d'extraits standardisés ou encore l'implantation agroécologique ciblée. Dans un contexte de transition vers des systèmes agricoles plus durables, le *Ziziphus jujuba* pourrait ainsi jouer un rôle stratégique à la fois scientifique, écologique et socio-économique.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES :

- Abdoune, R., Yahiaoui, K., & Alioui-Zemouri, S. (2015). Optimisation de l'extraction par ultrasons des composés phénoliques à partir des feuilles de *Ziziphus jujuba*. *Mémoire de Master*, Université Abderrahmane Mira – Béjaïa. <http://univ-bejaia.dz/dspace>
- Adjdir, S., Benariba, N., Adida, H., Kamila, G., El Haci, I. A., Terki, M., Fekhikher, Z., Benramdane, H., Bekkara, F. A., & Djaziri, R. (2021). Phenolic compounds and antimicrobial activity of *Ziziphus jujuba* Mill. fruit from Tlemcen (Algeria). *Journal of Biochemical Technology*, 12(1), 40–44. <https://doi.org/10.51847/mAJJfuBvan>
- Agati, G., Azzarello, E., Pollastri, S., & Tattini, M. (2012). Flavonoids as antioxidants in plants: Location and functional significance. *Plant Science*, 196, 67–76. <https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2012.07.014>
- Babula, P., Mikelová, R., & Kizek, R. (2009). Quinones and their role in biological systems. *Acta Biologica Hungarica*, 60(2), 127–148. <https://doi.org/10.1556/ABiol.60.2009.2.1>
- Barbehenn, R. V., & Constabel, P. C. (2011). Tannins in plant–herbivore interactions. *Phytochemistry*, 72(13), 1551–1565. <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2011.01.014>
- Bontpart, T., Pfenninger, O., & Stoll, P. (2019). Condensed tannins: arbiters of abiotic stress tolerance? *Tree Physiology*, 39(3), 341–352. <https://doi.org/10.1093/treephys/tpy009>
- Bruneton, J. (2016). Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales (6e éd.). Tec & Doc.
- Chalker-Scott, L. (1999). Environmental significance of anthocyanins in plant stress responses. *Photochemistry and Photobiology*, 70(1), 1–9. <https://doi.org/10.1111/j.1751-1097.1999.tb01944.x>
- Cory, H., Passarelli, S., Tanga, G., Vajravelu, K., Williams, D., & Rashid, M. (2018). The role of polyphenols in human health and food systems: A mini-review. *Frontiers in Nutrition*, 5, 87. <https://doi.org/10.3389/fnut.2018.00087>
- Cowan, M. M. (1999). Plant products as antimicrobial agents. *Clinical Microbiology Reviews*, 12(4), 564–582.

- Cushnie, T. P. T., & Lamb, A. J. (2005). Antimicrobial activity of flavonoids. *International Journal of Antimicrobial Agents*, 26(5), 343–356. <https://doi.org/10.1016/j.ijantimicag.2005.09.002>
- Delmas, D., & Jannin, B. (2020). Polyphénols et santé : de la molécule à l'homme. Lavoisier.
- Dspace.univ-djelfa.dz. (s.d.). Analyse du pouvoir réducteur des extraits aqueux des fruits de quelques populations de jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).
- Duan, Y., Liu, S., Zhu, Y., Wang, Y., Yan, F., Liu, Z., Shi, X., Liu, P., & Liu, M. (2023). *The Influences of Soil and Meteorological Factors on the Growth and Fruit Quality of Chinese Jujube (Ziziphus jujuba Mill.)*. *Plants*, 12(24), 4107. <https://doi.org/10.3390/plants12244107>
- El Mannoubi, I. (2023). *Impact of different solvents on extraction yield, phenolic composition, in vitro antioxidant and antibacterial activities of deseeded Opuntia stricta fruit*. **Journal of Food Measurement and Characterization**. <https://doi.org/10.1007/s11694-023-01590-w>
- Elias, R., Lavaud, C., & Massiot, G. (2016). Chimie des substances naturelles : Des métabolites aux cibles thérapeutiques. Dunod.
- Fabricant, D. S., & Farnsworth, N. R. (2001). The value of plants used in traditional medicine for drug discovery. *Environmental and Health Perspectives*, 109(Suppl 1), 69–75.
- Friedman, M. (2004). Chemistry, biochemistry, and applications of ninhydrin. *Amino Acids*, 27(3–4), 255–274.
- Frontiers in Chemistry. (2025). Research progress on extraction, separation, structure, and biological activities of polysaccharides from jujube fruit (*Ziziphus jujuba* Mill.): a review.
- Ghasemzadeh, A., Jaafar, H. Z. E., & Rahmat, A. (2011). Antioxidant activities, total phenolics and flavonoids content in two varieties of Malaysian young ginger (*Zingiber officinale* Roscoe). *Molecules*, 16(8), 6697–6709.

- Gould, K. S. (2004). Nature's Swiss army knife: The diverse protective roles of anthocyanins in leaves. *Journal of Biomedicine and Biotechnology*, 2004(5), 314–320. <https://doi.org/10.1155/S1110724304406147>
- Grosso, G., Stepaniak, U., Micek, A., Pajak, A., O'Keefe, J. H., Godos, J., & Giovannucci, E. L. (2017). Dietary flavonoid intake and cancer risk: A dose-response meta-analysis of prospective cohort studies. *European Journal of Cancer*, 75, 56–75.
- Gündüz, K., & Saraçoğlu, O. (2014). *Changes in chemical composition, total phenolic content and antioxidant activities of jujube (Ziziphus jujuba Mill.) fruits at different maturation stages*. *Acta Scientiarum Polonorum Hortorum Cultus*, 13(2), 187–195. <https://doi.org/10.1021/jf3026524>
- Harborne, J. B. (1998). *Phytochemical methods: A guide to modern techniques of plant analysis* (3rd ed.). Chapman and Hall.
- Hossain, M. A. (2019). *A phytopharmacological review on the Omani medicinal plant: Ziziphus jujuba*. *Journal of King Saud University – Science*, 31(2), 1352–1357. <https://doi.org/10.1016/j.jksus.2018.12.003>
- Hostettmann, K., & Marston, A. (1995). *Saponins*. Cambridge University Press.
- Hostettmann, K., & Marston, A. (2013). *Chemistry of natural compounds*. CRC Press.
- Inesco & Sauvage. (1965). Étude sur le jujubier en Afrique du Nord. In *Revue Scientifiques Marocaines*.
- Kasurinen, A., Meinzer, F. C., & McDowell, N. G. (2018). Environmental stresses influence production–resorption dynamics of tannins in leaves. *Frontiers in Plant Science*, 8, 423. <https://doi.org/10.3389/fpls.2017.00423>
- Kumar, S., & Pandey, A. K. (2013). Chemistry and biological activities of flavonoids: An overview. *The Scientific World Journal*, 2013, Article 162750. <https://doi.org/10.1155/2013/162750>
- Laamouri, A., et al. (2008). Étude écologique du jujubier dans le bassin méditerranéen. In *Revue Scientifiques Marocaines*.

- Li, T. S. C., Lo, R., & Yan, W. (2007). Jujube: The Chinese date. CABI Publishing.
- Liu, D., Jiang, N., Yuan, Y., Liu, H., Ju, Y., Sun, W., et al. (2024). Comprehensive analysis of transcriptomics and metabolomics provides insights into the mechanism by which plant growth regulators affect the quality of jujube (*Ziziphus jujuba* Mill.) fruit. PLOS ONE, 19(8), e0305185. <http://doi:10.1371/journal.pone.0305185>
- Liu, X., Ma, D., Li, R., Wang, Y., & Guo, S. (2020). Environmental factors affecting the accumulation of flavonoids in medicinal plants: A review. *Plants*, 9(11), 1489. <https://doi.org/10.3390/plants9111489>
- Mahmood, A., Ahmed, I., Shabbir, R., & Malik, R. N. (2023). Variations in morphological characters and antioxidant potential of *Ziziphus* species under irrigated and desert conditions. *Scientific Reports*, 13, 18894. <https://doi.org/10.1038/s41598-023-46228-3>
- Manach, C., Morand, C., Texier, O., Favier, M. L., Agullo, G., Demeilliers, C., & Remesy, C. (2005). Polyphenols: food sources and bioavailability. *The American Journal of Clinical Nutrition*, 81(1 Suppl), 232S–242S.
- MDPI. (2024). Functional Nutrients and Jujube-Based Processed Products in *Ziziphus jujuba*.
- Med Chaouche, D., Khennouf, S., Zellagui, A., Merah, B., & Merah, A. (2020). Antioxidant and hemolytic activities of aqueous and methanolic leaf extracts of *Ziziphus jujuba* Mill. from Biskra (Algeria). *Bulletin de la Société Royale des Sciences de Liège*, 89, 169–179. <https://doi.org/10.25518/0037-9565.9386>
- Molnar, M., Jakovljević Kovač, M., & Pavić, V. (2024). A comprehensive analysis of diversity, structure, biosynthesis and extraction of biologically active tannins from various plant-based materials using deep eutectic solvents. *Molecules*, 29(11), 2615. <https://doi.org/10.3390/molecules29112615>
- Pan, S., Liu, X., Zheng, X., Wu, J., Tan, M., Cao, N., Zhao, X., Wu, M., Han, Y., Yan, X., et al. (2024). Impact of long-term cold storage on the physicochemical properties, volatile composition, and sensory attributes of dried jujube (*Ziziphus jujuba* Mill.). *Foods*, 14(1), 50. <http://doi:10.3390/foods14010050>
- Pandey, K. B., & Rizvi, S. I. (2009). Plant polyphenols as dietary antioxidants in human health and disease. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, 2(5), 270–278. <https://doi.org/10.4161/oxim.2.5.10949>

- Pandey, K. B., & Rizvi, S. I. (2009). Plant polyphenols as dietary antioxidants in human health and disease. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, 2(5), 270–278. <https://doi.org/10.4161/oxim.2.5.10949>
- Pearson, R. G., & Dawson, T. P. (2003). Predicting the impacts of climate change on the distribution of species: Are bioclimate envelope models useful? *Global Ecology and Biogeography*, 12(5), 361–371. <https://doi.org/10.1046/j.1466-822X.2003.00042.x>
- Pietta, P. G. (2000). Flavonoids as antioxidants. *Journal of Natural Products*, 63(7), 1035–1042. <https://doi.org/10.1021/np9904509>
- Popovici, C., Saykova, I., & Tylkowski, B. (2009–2010). Évaluation de l'activité antioxydante des composés phénoliques par la réactivité avec le radical libre DPPH. *Revue de Génie Industriel*, 4, 25–39.
- Popstoyanova, D., Gerasimova, A., Gentscheva, G., Nikolova, S., Gavrilova, A., & Nikolova, K. (2024). *Ziziphus jujuba*: Applications in the pharmacy and food industry. *Plants*, 13(19), Article 2724. <https://doi.org/10.3390/plants13192724>
- ResearchGate. (2015). Caractères physico-chimiques et organoleptiques comparés de jujubes sauvages et des fruits de la variété Gola introduite au Sénégal.
- ResearchGate. (2024). Insights into bioactivity guided chemical profiling of *Ziziphus jujuba* Mill. Fruits wild-growing in Montenegro.
- Revues Scientifiques Marocaines. (s.d.). Importance et impact agro-économique du jujubier (*Ziziphus lotus*) dans la Chaouia.
- Ruan, W., Liu, J., Zhang, S., Huang, Y., Zhang, Y., & Wang, Z. (2024). Sour jujube (*Ziziphus jujuba* var. *spinosa*): A bibliometric review of its bioactive profile, health benefits and trends in food and medicine applications. *Foods*, 13(5), 636. <http://doi:10.3390/foods13050636>
- Sagbaş, H. I. (2023). *Biochemical, bioactive content and antioxidant activity of 18 unnamed jujube ecotype fruits from Aegean region in Türkiye*. *Genetic*

- Resources and Crop Evolution*, 71(6), 3001–3011.
<https://doi.org/10.1007/s10722-023-01825-z>
- Scalbert, A. (1991). Antimicrobial properties of tannins. *Phytochemistry*, 30(12), 3875–3883. [https://doi.org/10.1016/0031-9422\(91\)83426-L](https://doi.org/10.1016/0031-9422(91)83426-L)
 - Scalbert, A., Johnson, I. T., & Saltmarsh, M. (2005). Polyphenols: antioxidants and beyond. *The American Journal of Clinical Nutrition*, 81(1 Suppl), 215S–217S.
 - **Shahrajabian, M. H., Sun, W., & Cheng, Q.** (2020). *Chinese jujube (Ziziphus jujuba Mill.) – A promising fruit from Traditional Chinese Medicine. Annales Universitatis Paedagogicae Cracoviensis. Studia Naturae*, 5, 194–219. <https://doi.org/10.24917/25438832.5.13>
 - Sharma, A., Shahzad, B., Rehman, A., Bhardwaj, R., Landi, M., & Zheng, B. (2019). Response of phenylpropanoid pathway and the role of polyphenols in plants under abiotic stress. *Molecules*, 24(13), 2452. <https://doi.org/10.3390/molecules24132452>
 - Singleton, V. L., & Rossi, J. A. (1965). Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *American Journal of Enology and Viticulture*, 16(3), 144–158.
 - Sofowora, A. (1993). *Medicinal plants and traditional medicine in Africa*. Spectrum Books.
 - Sparg, S. G., Light, M. E., & Van Staden, J. (2004). Biological activities and distribution of plant saponins. *Journal of Ethnopharmacology*, 94(2–3), 219–243. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2004.05.016>
 - Trease, G. E., & Evans, W. C. (2009). *Trease and Evans' Pharmacognosy* (16th ed.). Saunders Elsevier.
 - Vauzour, D., Rodriguez-Mateos, A., Corona, G., Oruna-Concha, M. J., & Spencer, J. P. E. (2010). Polyphenols and human health: Twenty years of progress. *British Journal of Nutrition*, 104(S3), S1–S6.

- Wagner, H., & Bladt, S. (1996). Plant drug analysis: A thin layer chromatography atlas (2nd ed.). Springer.
- Williamson, G. (2017). The role of polyphenols in human health and disease. *Nutrients*, 9(2), 109. <https://doi.org/10.3390/nu9020109>
- Zemouri-Alioui, S., Bachir bey, M., & Louaileche, H. (2019). Optimization of ultrasound-assisted extraction of total phenolic contents and antioxidant activity using response surface methodology from jujube leaves (*Ziziphus jujuba*). *Food Measurement and Characterization*, 13, 321–329. <https://doi.org/10.1007/s11694-018-9947-5>
- Zerrouki, S., Benslama, A., & Boudiaf, R. (2021). Évaluation de l'activité antioxydante et du contenu en polyphénols des feuilles de *Ziziphus jujuba* cultivées à Béjaïa. *Mémoire de Master*, Université Abderrahmane Mira – Béjaïa.
- Zozio, S., Servent, A., Casal, G., Mbéguié-A-Mbéguié, D., Ravion, S., Pallet, D., & Hiol, A. (2014). Changes in antioxidant activity during the ripening of jujube (*Ziziphus mauritiana* Lamk). *Food Chemistry*, 150, 448–456. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.11.022>

Annexe

Tableaux représentatifs des résultats obtenus :

La région	Blida	El Tarf	Constantine
Le rendement methanolique (%)	57,21 ± 4,66 %	44,86 ± 6,04 %	31,8 ± 4,17 %
Le rendement hexanique (%)	0,25 ± 0,13 %	0,37 ± 0,24 %	0,53 ± 0,41 %

Métabolites secondaires	Blida	El Tarf	Constantine
Polyphenols totaux (mg/g MS)	2,73 ± 0,0022	1,79 ± 0,0014	1,87 ± 0,0011
Flavonoïdes (mg/g MS)	0,640 ± 0,019	0,230 ± 0,026	0,260 ± 0,011
Tanins condensés (mg/g MS)	1,39 ± 0,055	0,68 ± 0,036	0,66 ± 0,004

Pouvoir antioxydant des phénols totaux de la pulpe de Blida	
Concentration (mg/ml)	% d'inhibition DPPH
2	89,98
1	92,74
0,8	93,23
0,6	89,72
0,5	80,09
0,4	72,16
0,3	54,05
0,2	45,44

Pouvoir antioxydant des phénols totaux de la pulpe de Constantine	
Concentration (mg/ml)	% d'inhibition DPPH
2	89,60
1	82,68
0,8	77,69
0,6	71,82
0,5	72,43
0,4	68,05
0,3	58,35
0,2	51,69

Pouvoir antioxydant des phénols totaux de la pulpe de El Tarf	
Concentration (mg/ml)	% d'inhibition DPPH
2	93,52
1	59,51
0,8	41,94
0,6	45,43
0,5	33,08
0,4	34,11
0,3	24,15
0,2	17,44

Région	IC50	Écart-type
Blida	0,189	0,02
El Tarf	0,708	0,1
Constantine	0,148	0,02

Université Blida 1



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biotechnologie et Agroécologie



Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de Master académique

Spécialité : Systèmes de Production Agroécologique

Filière : sciences agronomiques

Thème :

**Évaluation du contenu en polyphénols et profil phytochimique des fruits
de *Ziziphus jujuba* provenant de trois régions de l'Algérie**

Réalisé par :

KHANDOUKI Imad

KERBOUCHE Ikram

Devant le jury :

Dr. ZOUAOUI A.

MCA (U.Blida 01)

Président

Dr. MOUAS Y.

MCA (U.Blida 01)

Promotrice

Mme . BOUKEROUI N.

Doctorante (U.Blida 01)

CO-Promotrice

Pr. CHAOUIA C.

MCB (U.Blida 01)

Examinatrice

Année universitaire : 2024 / 2025