



République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
UNIVERSITE de TLEMCEN
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et Sciences de la Terre et de
L'Univers

Département de Biologie

**Laboratoire Antibiotiques, Antifongiques : Physicochimie, Synthèse et
Activité Biologique (LAPSAB)**

MEMOIRE

Domaine : science de la nature et de la vie

Filière : Science biologiques

Spécialité : Biochimie

Présenté par :

Mlle. BRAZAOUI Amina

Mlle. CHIKH Fatima Zohra Chaïmae

En vue de l'obtention du

Diplôme de MASTER en BIOCHIMIE

Thème

Contribution à l'étude phytochimique et à l'activité
antioxydante et antidiabétique des extraits *de Moringa*
oleifera de la région de Béchar

Jury de Soutenance, le 29/ 06/2026

Présidente	Pr Boucherit-Otmani Zahia	Faculté SNV-STU	Université de Tlemcen
Examinatrice	Dr. Medjdoub Houria	Faculté SNV-STU	Université de Tlemcen
Examinatrice	Dr. Adjdir Sarra	Faculté SNV-STU	Université de Tlemcen
Encadrant	Pr. BENARIBA Nabila	Faculté SNV-STU	Université de Tlemcen

Année universitaire 2025/2026

Résumé

Moringa oleifera est une plante médicinale caractérisée par ces vertus thérapeutiques, elle est largement consommée comme aliment pour sa richesse en protéine, sels minéraux et en vitamine. L'objectif de cette étude a porté sur l'évaluation des propriétés phytochimiques, antioxydantes et antidiabétiques des extraits de feuilles de *Moringa oleifera* récoltée dans la région de Béni-Abbès à Bechar.

Un extrait aqueux, et eau-éthanol ont été préparés par décoction. Ils ont fait l'objet d'un screening phytochimique, qui a révélé la présence des tanins, flavonoïdes, quinones libres et des terpénoïdes. Le dosage des composés phénoliques a montré que l'extrait eau-éthanol est plus riche en polyphénols totaux ($214,93 \pm 0,10 \mu\text{g EAG/mgE}$), flavonoïdes ($23,88 \pm 0,01 \mu\text{g EC/mgE}$) et en tanins condensés ($206,77 \pm 0,01 \mu\text{g EC/mgE}$), par rapport à l'extrait aqueux.

L'activité antioxydante qui a été évaluée par les tests du DPPH et du FRAP, a montré que l'extrait aqueux présente une meilleure activité antiradicalaire sur le DPPH ($\text{IC}_{50} = 64,67 \pm 0,07 \mu\text{g/ml}$), tandis que l'extrait eau-éthanol assure un pouvoir réducteur du fer plus élevé ($\text{EC}_{50} = 1,41 \pm 0,02 \text{ mg/ml}$) que celui de l'extrait aqueux. Cependant, les deux extraits restent moins actifs que les contrôles positifs, l'acide ascorbique ($\text{IC}_{50} = 1,84 \pm 0,04 \text{ mg/ml}$) et le BHA ($\text{EC}_{50} = 0,14 \pm 0,4 \text{ mg/ml}$). L'activité antidiabétique évaluée par le test d'inhibition de l'activité de l' α -amylase, a également montré un faible effet de l'extrait organique et de l'extrait aqueux. Toutefois, ces valeurs demeurent inférieures à celle de l'acarbose.

Les résultats obtenus ont montré que les feuilles de *Moringa oleifera* constituent une source importante de composés bioactifs possédant des propriétés antioxydants et antidiabétiques.

Mots clé : *Moringa oleifera*, Activité antioxydante, Activité antidiabétique.

Abstract

This study focused on the evaluation of the phytochemical, antioxidant, and antidiabetic properties of *Moringa oleifera* leaves collected from the Béni-Abbès region (Algeria).

Moringa oleifera is a medicinal plant rich in nutritional compounds. It is widely consumed as food and used for therapeutic purposes.

Two extracts were investigated: an aqueous extract and an organic extract (water–ethanol). Qualitative phytochemical analyses revealed the presence of several secondary metabolites, including tannins, flavonoids, free quinones, and terpenoids.

The quantification of phenolic compounds showed that the organic extract was richer in total polyphenols ($214.93 \pm 0.10 \mu\text{g GAE/mg extract}$), flavonoids ($23.88 \pm 0.01 \mu\text{g CE/mg extract}$), and condensed tannins ($206.77 \pm 0.01 \mu\text{g CE/mg extract}$) than the aqueous extract.

Antioxidant activity was evaluated using DPPH and FRAP assays. The aqueous extract exhibited stronger radical-scavenging activity in the DPPH test ($\text{IC}_{50} = 64.67 \pm 0.07 \mu\text{g/ml}$), whereas the organic extract showed greater reducing power in the FRAP assay ($\text{IC}_{50} = 1.41 \pm 0.02 \text{ mg/ml}$). However, both extracts were less active than the positive controls, ascorbic acid and BHA.

Antidiabetic activity was assessed through α -amylase inhibition. The organic extract showed slightly higher inhibitory activity than the aqueous extract. Nevertheless, both extracts were less effective than acarbose ($\text{IC}_{50} = 0.053 \pm 0.035 \text{ mg/ml}$).

The obtained results confirm that *Moringa oleifera* leaves constitute an important source of bioactive compounds possessing antioxidant and antidiabetic properties.

Keywords: *Moringa oleifera*, Secondary metabolites, Tannins, Antioxidant activity, DPPH, FRAP, Antidiabetic activity

ملخص

تناولت هذه الدراسة تقييم الخصائص الكيميائية النباتية والأنشطة المضادة للأكسدة والمضادة لمرض السكري لأوراق نبات *Moringa oleifera* التي جُمعت من منطقة بني عباس (الجزائر) .

يُعد نبات المورينغا أوليفيرا نباتاً طبياً غنياً بالمركبات الغذائية، ويُستهلك على نطاق واسع كغذاء كما يُستخدم لأغراض علاجية متعددة

تمت دراسة مستخلصين : المستخلص المائي والمستخلص العضوي (ماء-إيثانول). وقد كشفت التحاليل الكيميائية النباتية النوعية عن وجود عدة مستقبلات ثانوية، أهمها التانينات والفلافونويدات والكينونات الحرة والتربينويدات

أظهر تقدير المركبات الفينولية أن المستخلص العضوي كان الأغنى بمحتواه من متعددات الفينول الكلية (0.10 ± 214.93 ميكروغرام مكافئ حمض الغاليك/ملغ مستخلص)، والفلافونويدات (0.01 ± 23.88 ميكروغرام مكافئ الكاتيشين/ملغ مستخلص)، والتانينات المكثفة (0.01 ± 206.77 ميكروغرام مكافئ الكاتيشين/ملغ مستخلص) مقارنة بالمستخلص المائي

وأظهر المستخلص المائي نشاطاً أفضل في اصطبيات FRAP و DPPH تم تقييم النشاط المضاد للأكسدة باستخدام اختباري ميكروغرام/مل، بينما أظهر المستخلص العضوي قدرة DPPH ($IC_{50} = 64.67 \pm 0.07$ الجذور الحرة في اختبار ملغ/مل). ومع ذلك بقيت فعالية المستخلصين أقل من فعالية FRAP ($IC_{50} = 1.41 \pm 0.02$ اختزالية أعلى في اختبار BHA الشواهد الإيجابية المتمثلة في حمض الأسكوربيك

أميلاز، حيث أظهر المستخلص العضوي نشاطاً أما النشاط المضاد لمرض السكري فقد تم تقييمه من خلال تثبيط إنزيم ($IC_{50} = 0.053 \pm 0.035$ ملغ/مل). ومع ذلك ظلت فعاليتهم أقل من فعالية دواء الأكاربوز

تؤكد النتائج المتحصل عليها أن أوراق المورينغا أوليفيرا تمثل مصدراً مهماً للمركبات الحيوية الفعالة التي تمتلك خصائص مضادة للأكسدة ومضادة لمرض السكري

الكلمات المفتاحية المورينغا أوليفيرا، المستقبلات الثانوية، التانينات، النشاط المضاد للأكسدة، النشاط المضاد لمرض DPPH، FRAP، النشاط المضاد لمرض السكري

Dédicace

"Je remercie le bon Dieu, tout puissant, de m'avoir donné la force pour survivre, la compétence et le courage pour dépasser toutes les difficultés, et finaliser ce modeste travail de recherche

Avec tout mon amour éternel et avec l'intensité de mes émotions je dédie ce travail:

A la mémoire de mon défunt grand-père, M. Brazaoui Bekkaye, ancien infirmier technicien supérieur, qui son souvenir demeure une source d'inspiration et de motivation dans mon parcours

A Mon cher père «Azzedine» rien ne peut exprimer l'amour, l'estime, le dévouement et le respect que j'ai pour toi. Rien au monde ne vaut les efforts fournis jour et nuit pour mon éducation et mon bien être. Ce travail est le fruit de tes sacrifices que tu as consentis pour mon éducation et ma formation

Ma très chère mère « Ammara» Ta prière et ta bénédiction m'ont été d'un grand secours pour mener à bien mes études.

À ma chère binôme Fatima, Nous avons parcouru ce chemin ensemble, depuis les premières étapes jusqu'à l'achèvement de ce mémoire. Merci d'avoir partagé avec moi cette expérience, avec ses défis et ses réussites. Ce mémoire témoigne de nos efforts communs et de notre belle collaboration.

A Mes chers frères Ali et Mohammed et A Ma jolie sœur Marwa

A Mes chères sœurs et mes fidèles cousines Radja et Safaa

A Mon deuxième frère younnes

A mes tantes Mme Latifa et Mme salima pour leurs soutien et leurs encouragements, et Mme Nadia en témoignage de sa bienveillance et ses précieux conseils

À ma grande mère chirefa dont les prières n'ont jamais cessé de m'accompagner tout au long de mon parcours

À mon oncle et sa femme, À ma cousine docteure Samira, À mon chère amie nesrinne

Amina

Dédicace

J'ai l'honneur, de dédier ce modeste travail à ceux que, je n'arriverais jamais à leur exprimer mon amour sincère, quels que soient les mots.

A la femme qui a souffert sans me laisser souffrir, qui n'a jamais dit non face mes exigences et qui n'a épargné aucun effort pour me rendre heureuse, ma chère maman.

Aucun mot ne saurait exprimer toute ma gratitude pour ton amour, ta bienveillance et ton soutien inconditionnel, Je te dédie ce mémoire avec tout mon amour et mon respect.

Mon cher papa.

À mon cher mari, Je te remercie pour ta patience, ton soutien constant et ta présence à mes côtés tout au long de ce parcours. Dans les moments de doute comme dans les moments de réussite, tu as toujours été mon plus grand soutien.

Que ce mémoire soit le témoignage de tout ce que nous avons accompli ensemble.

A mes frères et sœurs qui n'ont pas cessé de me conseiller, encourager et soutenir tout au long de mon cursus. Que dieu les protège et leurs offre tout le bonheur du monde.

A ma merveilleuses copine et partenaire Amina qui ma partagé les magnifiques moments sans oublier son soutien moral, sa patience et sa compréhension tout au long de ce projet.

Merci à tous pour votre amour et votre soutien

Fatima

Remerciement

Tout d'abord, nous remercions Dieu qui nous a donné la force et la patience pour accomplir ce travail.

*Nos remerciements les plus vifs s'adressent à notre encadrant **Mme Benariba N.**, Professeur au département de Biologie, faculté SNV-STU, qui nous a accordé l'honneur de diriger ce travail, ses précieux conseils et surtout pour la confiance qu'elle nous a accordée. Nous lui exprimons notre profond respect et notre reconnaissance.*

*Nous adressons également nos remerciements à **Mme Boucherit-Otmani Z.**, professeur au département de biologie, faculté SNV-STU, responsable de la formation Master Biochimie, de nous avoir honoré et accepter de présider le jury de soutenance, et examiner ce travail.*

*Nos remerciements s'adressent également à **Mme Adjdir S.** Maître de conférences au département de Biologie, faculté SNV-STU, qui nous a beaucoup aidé au laboratoire, et d'avoir accepté d'examiner ce travail.*

*Nous remerciant également **Mme Madjdoub H.** Maître de conférences au département de Biologie, faculté SNV-STU, d'avoir accepté d'examiner ce travail.*

Nous remercions les membres du Laboratoire, en particulier Mlle Mimoun Amira, doctorante en Biochimie Appliquée, pour leurs aides et pour l'ambiance de travail

Nous remercions nos familles et nos amis qui nous ont soutenus et qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Liste des figures

Figure 1 : Origine des différents radicaux libres oxygénés et espèces réactives de l'oxygène

Figure 2 : Mécanisme de protection des antioxydants endogène (vitamine C et E, glutathion)

Figure 3 : Implication des mécanismes métabolique dans le développement du stress oxydatif associé au diabète

Figure 4 : Mécanismes antioxydants des composés bioactifs d'origine naturelle

Figure 5 : Classification du diabète sucré selon l'OMS

Figure 6 : physiopathologie de diabète de type 2

Figure 7 : *Moringa oleifera*

Figure 8 : Différentes parties de *M. oleifera* ; (a) : les fleurs ; (b) : les feuilles ; (c) : les fruits

Figure 9 : Carte de répartition de *Moringa oleifera*

Figure 10 : Composition chimique de *M. oleifera*

Figure 11 : Principales propriétés thérapeutique de *M.oleifera*

Figure 12 : Méthodologie de travail

Figure 13 : La position géographique de la ville Béni-Abbès du sud ouest Algérien

Figure 14 : Les feuilles de *Moringa oleifera* séchées (A) et émiettées (B)

Figure 15 : Réaction de formation d'un complexe flavonoïdes-chlorure d'aluminium ($AlCl_3$)

Figure 16 : Interaction des tanins condensés avec la vanilline

Figure 17 : Mécanismes réactionnel du test DPPH entre l'espèce radicalaire DPPH et antioxydant (RH)

Figure 18 : Réaction de réduction de ferricyanure de potassium

Figure 19 : Courbe étalonnage de l'acide gallique pour le dosage des polyphénols (a), et de catéchine pour le dosage de flavonoïdes (b), et de tanins condensés (c).

Figure 20 : Effet antiradicalaire de l'extrait aqueux (a), eau-éthanol (b) de *Moringa oleifera*, et acide ascorbique (c) sur la réduction du DPPH

Figure 21 : Effet de l'extrait aqueux (a), eau-éthanol (b) de *Moringa oleifera*, et du BHA (c) sur la réduction du fer (méthode de FRAP)

Figure 22 : Effet antidiabétique de l'extrait aqueux (a), extrait eau-méthanol (b) de *M. oleifera*, et de l'acarbose (c), exprimé en pourcentage d'inhibition de l'activité de l' α -amylase.

Liste des tableaux

Tableau 1 : Source alimentaires et principaux antioxydants non enzymatiques.....	10
Tableau 2 : Caractéristiques et rendement des extraits des feuilles de <i>M. oleifera</i>	35
Tableau 3 : Screening photochimique des extraits de <i>M.oleifera</i>	35
Tableau 4 : Teneurs en polyphénols et flavonoïdes totaux et des tanins condensés dans les extraits de <i>M. oleifera</i>	37
Tableau 5 : Effet antioxydant extraits aqueux et eau-éthanol des feuilles sur piégeage du DPPH exprimé en pourcentage.....	38
Tableau 6 : Effet antioxydant de l'acide ascorbique sur piégeage du DPPH exprimé en pourcentage.....	38
Tableau 7 : Effet antioxydant extraits aqueux et eau-éthanol des feuilles de <i>M.oleifera</i> sur la réduction de fer, mesurées à 700 nm.....	40
Tableau 8 : Effet antioxydant de BHA sur la réduction de fer, mesurées à 700 nm.....	40
Tableau 9 : Pourcentage d'inhibition des extraits aqueux et organiques et de l'acarbose pour l'activité enzymatique de l'enzyme alpha amylase exprimé en pourcentage d'inhibition.....	42
Tableau 10 : Pourcentage d'inhibition de l'acarbose pour l'activité enzymatique de l'enzyme alpha amylase exprimé en pourcentage d'inhibition.....	42

Liste des abréviations

A

ADN : Acide désoxyribonucléique

AOX : Antioxydant(s)

D

DNSA : Acide 3,5-dinitrosalicylique

DO : Densité optique

DPPH : 2,2-Diphényl-1-picrylhydrazyle

DPPH[•] : Radical 2,2-Diphényl-1-picrylhydrazyle

E

ÉAO : Espèces oxygénées activées

EC₅₀ : Concentration efficace 50 %

F

FRAP : Pouvoir antioxydant réducteur du fer

G

g : Gramme

g kg⁻¹ : Gramme par kilogramme

g kg⁻¹ MS : Gramme par kilogramme de matière sèche

GAPDH : Glycéraldéhyde-3-phosphate déshydrogénase

GSHPx : Glutathion peroxydase

H

H₂O : Eau

I

IC₅₀ : Concentration inhibitrice 50 %

M

mL : Millilitre

mg EC/g MS : Milligramme équivalent catéchine par gramme de matière sèche

mg kg⁻¹ : Milligramme par kilogramme

MP : métabolites primaire

MS : métabolite secondaire

μ

μg EAG/mg E : Microgramme équivalent acide gallique par milligramme d'extrait

μg EC/mg E : Microgramme équivalent catéchine par milligramme d'extrait

μL : Microlitre

N

N : Normalité

NADPH : Nicotinamide adénine dinucléotide phosphate réduit

NF-κB : Facteur nucléaire kappa B

nm : Nanomètre

NO : Monoxyde d'azote

P

PARP : Poly (ADP-ribose) polymérase

PKC : Protéine kinase C

PN : Poids net

S

SOD: Superoxyde dismutase

U

UV : Ultraviolet

Table des matières

INTRODUCTION.....	1
CHAPITRE I STRESS OXYDANT	4
1. Définition	5
2. Radicale libre.....	5
3. Antioxydant.....	6
4. Stress oxydatif et pathologies associées.....	7
5. Rôle des antioxydants naturels dans la prévention des maladies	9
CHAPITRE II LE DIABÈTE SUCRÉ.....	11
1. Les types du diabète sucré.....	12
1.1 Le diabète de type 1.....	13
1.2 Le diabète de type 2.....	13
1.3 Le diabète gestationnel.....	13
1.4 Autres types du diabète sucré.....	14
2. Physiopathologie du diabète sucré	14
CHAPITRE III GENERALITES SUR MORINGA OLEIFERA	17
1. Description botanique et répartition géographique de <i>Moringa oleifera</i>	18
2. Composition chimique	19
3. Propriétés thérapeutiques	20
4. Usage et application de <i>Moringa oleifera</i>	21
5. Toxicité de <i>Moringa oleifera</i>	22
6. Objectif et approche expérimentale.....	22
Matériel et méthodes	23
1. Matériel végétal.....	Erreur ! Signet non défini.
2. Extractions.....	25
2.1 Extrait aqueux	25

2.2	Extrait eau-éthanol	25
3.	Calcule de rendement des extractions	25
4.	Screening phytochimique	26
5.	Dosage des composés phénoliques	27
5.1	Dosage des polyphénols totaux	27
5.2	Dosage des flavonoïdes totaux	28
5.3	Dosage des tanins condensés.....	29
I.	Activités biologiques	29
1.	Détermination de l'activité antioxydante	29
1.1	Teste du DPPH	30
1.2	Test du pouvoir réducteur du fer (FRAP)	31
II .	Evaluation de des extraits de <i>M. Oleifera</i> sur l'activité enzymatique de l'α-amylase	32
	Résultats Et Interprétation.....	34
1.	Caractéristiques et rendements des extraits des feuilles de <i>Moringa oleifera</i>	35
2.	Screening phytochimique	35
3.	Taux de polyphénols, flavonoïdes, et de tanins condensés	36
4.	Effet antioxydant des extraits de <i>M. oleifera</i>	37
4.1	Piégeage du radical DPPH	37
4.2	Pouvoir réducteur du fer.....	39
5.	Activité antidiabétique des extraites de <i>Moringa oleifera</i>	40
	Discussion	43
	Conclusion.....	46
	REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	48

INTRODUCTION

Les plantes médicinales produisent une variété de composés phytochimiques qui trouvent leurs applications dans le domaine médical, cosmétique, alimentaire, et environnemental, et qui sont couramment commercialisés sur les marchés comme des produits alternatives efficaces et moins toxiques pour la santé, et pour l'environnement.

Dans le domaine médical, les plantes médicinales constituent une source de principes actifs et de matières premières pour l'industrie pharmaceutique. Ces principes actifs sont extraits des plantes médicinales et aromatiques, et contrairement aux principes actifs de synthèse, ils ne subissent pas de modifications chimiques importantes, ce qui garantit leur biodisponibilité et leur compatibilité avec le corps humain. Ils sont largement utilisés pour leurs propriétés thérapeutiques, car ils interagissent directement avec les mécanismes biologiques de l'organisme et réduire les réactions inflammatoires, stimuler le système immunitaire, activer les réactions métaboliques, ou diminuer le vieillissement cellulaire qui est déclenché par le stress oxydatif.

Lorsqu'un déséquilibre s'installe entre les défenses antioxydantes naturelles, et l'excès des radicaux libres, le stress oxydatif se résulte et favorise l'apparition de pathologies sévères comme le cancer, le diabète et les affections cardiovasculaires, les maladies auto-immunes et les maladies neurodégénératives (**Sani et al., 2020**). Les antioxydants sont notamment présents dans certains fruits et les légumes frais. Les plantes médicinales sont réputées pour en contenir en grande quantité comme le ginseng, le thé vert, le curcuma, le romarin, le gingembre, et le raisin qui sont également riches en flavonoïdes et en tanins, qui participent aussi à protéger les cellules contre les dommages oxydatifs.

Actuellement, les plantes sont fréquemment utilisées dans les compléments alimentaires destinés à soutenir les mécanismes naturels de défense de l'organisme. Plus de 80 % de la population mondiale utilise les plantes médicinales pour traiter ses problèmes de santé (**World Health Organization, 2013**). Le rôle des plantes dans les traitements de santé naturels et alternatifs est primordial et peut ouvrir la voie à de nouvelles découvertes thérapeutiques. L'intégration de plantes médicinales ancestrales dans la recherche scientifique a mis en relief le potentiel de ces plantes à offrir des perspectives de recherches et d'applications thérapeutiques prometteuses.

Dans cette perspective, s'articule l'objectif principal de la recherche scientifique au sein du laboratoire de recherche LAPSAB, et qui porte sur la valorisation des propriétés biologiques des plantes médicinales utilisées en médecine traditionnelles en Algérie. Dans ce cadre, nous

nous sommes intéressés dans notre étude à l'évaluation de l'activité antioxydante et antidiabétique des extraits de *Moringa oleifera* récoltée dans la région de Beni-Abbas. Dont l'objectif de cette se résume à la détermination de la teneur en composés phénoliques, et à l'évaluation de l'activité antioxydante et antidiabétique des extraits des feuilles de *Moringa oleifera*.

Rappel

Bibliographique

CHAPITRE I

STRESS OXYDANT

1. Définition

Le stress oxydant se définit comme un déséquilibre entre la production d'espèces oxygénées réactives (EOA) et les mécanismes de défense antioxydants de l'organisme, au profit des premières. Notre style de vie, tabagisme, consommation de l'alcool, obésité, activité physique, ainsi que nos habitudes alimentaires malsaines, augmentent de manière excessive la production des (EOA) dans notre corps. À long terme, cela pourrait favoriser l'émergence de différentes maladies associées au vieillissement (**Haleng et al., 2007**).

Pour prévenir les radicaux libres, il est essentiel d'avoir des outils efficaces qui permettent de juger correctement le niveau de stress oxydant chez une personne, afin de faire les ajustements nécessaires pour renforcer nos défenses anti oxydantes et réduire les dommages oxydatifs causés par les EOA au niveau de l'ADN, des protéines et des lipides (**Haleng et al., 2007**).

2. Radicale libre

C'est un atome ou une molécule qui renferme un ou plusieurs électrons non appariés, résultant de la perte d'un ou plusieurs électron(s) de l'orbite externe, menant à la création d'une demi-liaison qu'il est nécessaire de compléter par un pillage local d'électrons (**Halliwell et Gutteridge, 1999**). Les radicaux libres interagissent avec les tissus adjacents provoquant des dommages oxydatifs par propagation, affectant les acides nucléiques, les lipides, protéines et glucides. Les variétés des espèces réactives de l'oxygène peuvent inclure des radicaux libres, comme anion superoxyde ($O_2^{\bullet-}$), ($OH^{\bullet}$) ou des molécules non radicalaires mais néanmoins très instables (O_2 -singulet) (**figure 1**). La majorité des radicaux libres émanent de la chaîne respiratoire, du NADPH, et de l'activité de la xanthine oxydase, tandis que les espèces réactives du NO proviennent principalement de la NO-synthase (**Halliwell B, 1999**).

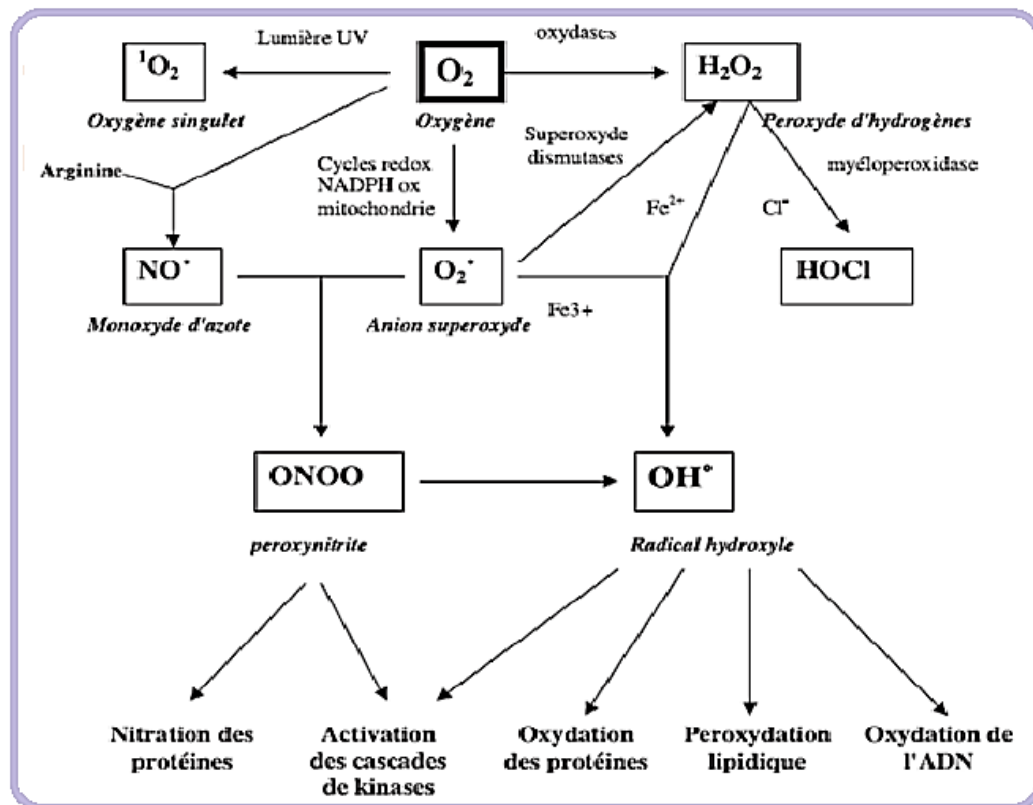


Figure 1 : Origine des différents radicaux libres oxygénés et espèces réactives de l'oxygène (Wetwitayaklung & Phaechamud, 2011)

La production de radicaux libres, bien qu'elle soit physiologique, peut être non contrôlée et potentiellement nuisible. Par exemple, les fuites d'électrons provenant de la chaîne respiratoire mitochondriale, ou celles issues de l'auto-oxydation des catécholamines, si elles sont prolongées ou non maîtrisées elles excèdent les facultés de neutralisation du corps. Certaines productions sont toujours nuisibles et sans but physiologique, comme celles provoquées par la fumée de cigarettes, les polluants, l'ozone ou qui se produisent lors d'une ischémie-reperfusion tissulaire (Gutteridge JMC.,1999).

3. Antioxydant

Un antioxydant (AOX) est un élément qui freine ou ralentit considérablement l'oxydation d'un substrat, malgré sa concentration très faible dans l'environnement où il agit (Halliwell B, Gutteridge JMC., 1990). Au sein des enzymes antioxydants, on retrouve la famille du glutathion. Les peroxydases (GSHPx) sont omniprésentes : elles constituent un ensemble de sélénoenzymes que l'on estime être les plus cruciales comme défenses intra- et extracellulaires

contre l'oxydation. Les mécanismes les plus fréquents sont l'interruption de la spirale oxydative (Vitamines C et E, NADPH, glutathion) (**figure 2**).

Les antioxydants se trouvent en interrelation en cédant un électron, ils se transforment en radicaux libres qui nécessitent un rééquilibrage, autrement dit une réduction : par conséquent, le tocophéryl issu de l'oxydation du tocophérol dépend de l'ascorbate qui se transforme en déhydroascorbate, ensuite régénéré par le glutathion qui, à son tour, dépend du NADPH pour sa réduction, formant ainsi une spirale antioxydante.

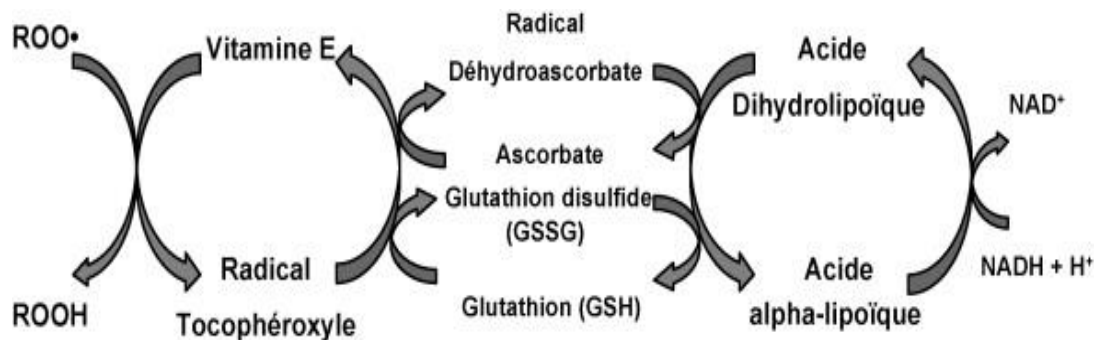


Figure 2: Mécanismes de protection des antioxydants endogènes (vitamines C et E, glutathion) (Ghibu et al., 2008).

4. Stress oxydatif et pathologies associées

Le stress oxydatif participe à la physiopathologie de nombreuses pathologies chroniques. Les altérations physiologiques de ces maladies favorisent un stress oxydant qui va endommager les différentes structures cellulaires et donc contribuer fortement à leur physiopathologie (**Favier, A. 2006**).

Le stress oxydatif est impliqué dans de très nombreuses maladies comme facteur déclenchant ou associé à des complications. Il constitue la principale cause initiale de plusieurs maladies : cancer, sclérose latérale amyotrophique, vieillissement accéléré. Les relations entre le stress oxydatif et le cancer est très étroites, car les radicaux libres interviennent dans l'activation des pro-carcinogènes en carcinogènes, ce qui induit des lésions de l'ADN, amplification des signaux de prolifération et inhibition des gènes suppresseurs de tumeur comme p53. Le stress oxydatif est aussi un des facteurs favorisant l'apparition de maladies multifactorielles comme le diabète, la maladie d'Alzheimer, les rhumatismes et les maladies cardiovasculaires (**Bennamara, F. Z. 2017**).

L'hyperglycémie chronique induit un stress oxydatif, qui pourrait être aussi à l'origine du diabète de type 1 par un phénomène d'apoptose des cellules β -pancréatiques, ou à l'origine de l'insulino-résistance du diabète de type 2 **(Bennamara, F. Z. 2017)**. Plusieurs mécanismes peuvent être impliqués dans la genèse d'un stress oxydatif dans des conditions d'hyperglycémie chronique **(Figure 3)**, en particulier l'auto-oxydation du glucose, surproduction l'ion superoxyde ($O_2^{\bullet-}$) par la chaîne respiratoire mitochondriale, et par activation de la NAD(P)H oxydase vasculaire, voie des polyols, et formation des AGE **(Bennamara, F. Z. 2017)**.

L'excès de glucose et d'acides gras libres entraîne une augmentation de la production mitochondriale des espèces réactives de l'oxygène, en particulier de l'anion superoxyde. En plus des lésions mitochondriales et d'une perturbation de la chaîne de transport d'électrons, les espèces réactives de l'oxygène stimulent à la fois la protéine kinase (PKC) et le facteur de transcription NF κ B (Nuclear Factor kappa-B). La production d'anion superoxyde et de monoxyde d'azote (NO) est accrue et ils réagissent entre eux pour former des peroxynitrites **(Defraigne et Pincemail, 2008)**. Ces derniers, à cause de leur nature hautement oxydante, nuisent à l'ADN, un processus essentiel dans l'activation de la poly (ADP-ribose) polymérase (PARP). Dès qu'elle est activée, cette enzyme participe à réduire l'activité de la déshydrogénase du glycéraldéhyde 3-phosphate (GAPDH), un enzyme indispensable à la glycolyse, particulièrement au niveau musculaire.

En somme, au niveau du muscle et des adipocytes, la fonction des transporteurs de glucose (GLUT 4), dont l'expression dépend de l'insuline, est altérée. La diminution de leur présence à la membrane participe également à l'insulino-résistance et à l'hyperglycémie **(Defraigne et Pincemail, 2008)**.

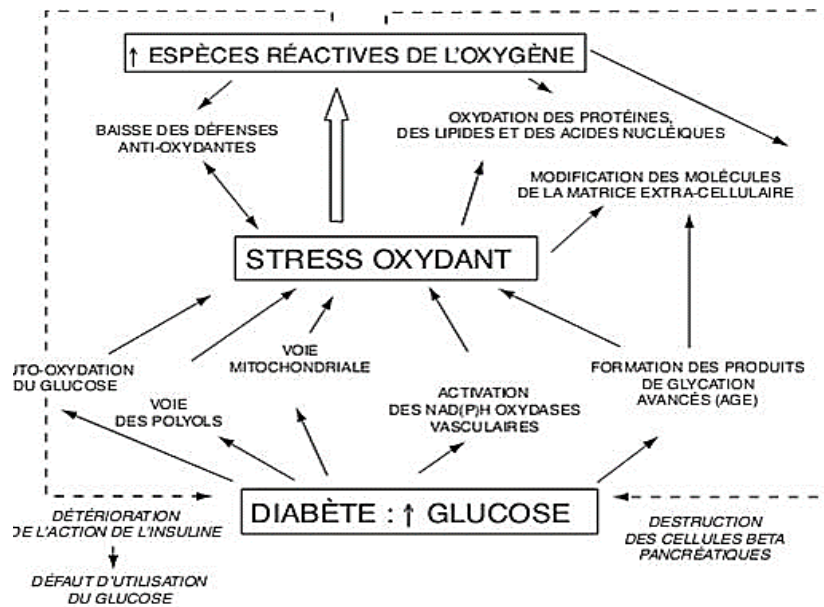


Figure 3 : Implication des mécanismes métaboliques dans le développement du stress oxydatif associé au diabète (Bonnefont-Rousselot et al, 2004).

5. Rôle des antioxydants naturels dans la prévention des maladies

Les antioxydants sont présents dans des aliments très variés qui font généralement partie de notre régime alimentaire quotidien comme les épices, les fruits et légumes, le thé vert ou le café. Une alimentation riche en fruits et légumes (**Tableau 1**), offrent un taux élevé d'antioxydants, et diminue le risque relatif de mortalité dans plusieurs pathologies : par exemple, cancers, affections cardiovasculaires et broncho-pneumopathie (**Pincemail et al, 2007**).

Les antioxydants sont présents dans la viande et les poissons, dans certaines boissons comme le thé vert, et le café, dans certaines plantes médicinales riches en polyphénols, sans oublier le cacao. Les antioxydants alimentaires contribuent à la prévention des maladies cardiovasculaires, au soutien des fonctions cognitives, au ralentissement du vieillissement cutané, et une meilleure longévité cellulaire (**Figure 4**) (**Carlsen et al., 2010**).

Tableau 1 : Sources alimentaires des principaux antioxydants non enzymatiques (Halliwell & Gutteridge, 1989).

Principaux antioxydants	Sources alimentaires
Vitamine c	Agrume, melon, brocoli, fraise, kiwi, chou....
Vitamine E	Huile de soja, de maïs, beurre, œufs, noix
β -carotène	Légumes et fruits orangés, et vert foncés
Sélénium	Poisson, œufs viandes, céréales.....
Zinc	Viande, pain complet, légumes verts, produits laitiers
Flavonoïde	Fruits, légumes, thé vert
Acide phénolique	Céréales complètes, baies, cerises
Tanin	Lentilles, thé, raisins
La cystéine, glutathion	Caséine, produits laitiers, Brocoli, chou Œufs, poissons, viandes

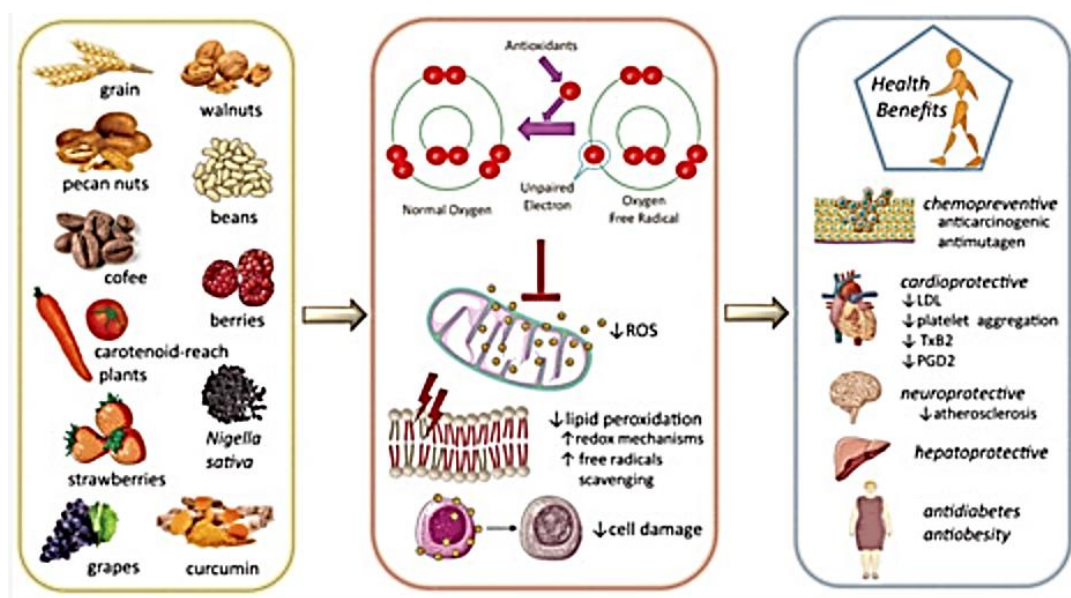


Figure 4 : Mécanismes antioxydants des composés bioactifs d'origine naturelle (Rahaman et al., 2023)

CHAPITRE II

LE DIABÈTE

SUCRÉ

Le diabète est une affection durable et constante qui se manifeste lorsque l'organisme ne parvient pas à contrôler et à traiter le taux de sucre dans le sang, soit à cause d'une production excessive de l'insuline par le pancréas, soit en raison de l'incapacité de l'insuline à maintenir des niveaux appropriés de glucose sanguin (CDC, 2022).

On estime que plus de 250 millions de personnes à travers le monde souffrent du diabète. On prévoit que ce nombre se multipliera par deux au cours des deux prochaines décennies (Zimmet et al., 2001 ; Wild et al., 2004). La répartition de cette épidémie à l'échelle mondiale n'est pas uniforme. Bien que le diabète soit présent dans 3 à 4 % de la population mondiale, certains pays et régions affichent un taux de prévalence nettement plus élevé, dépassant les 10%. C'est particulièrement pour certains pays du Moyen-Orient, où, dans certaines situations, on observe une prévalence du diabète chez les adultes dépassant 16 % (Al Rubeaan, 2010).

1. Les types du diabète sucré

Le diabète sucré se caractérise par trois formes principales, Type 1, Type 2, et diabète gestationnel, ainsi que d'autres formes plus rares, et qui sont classées selon leur mécanisme biologique (Figure 5).

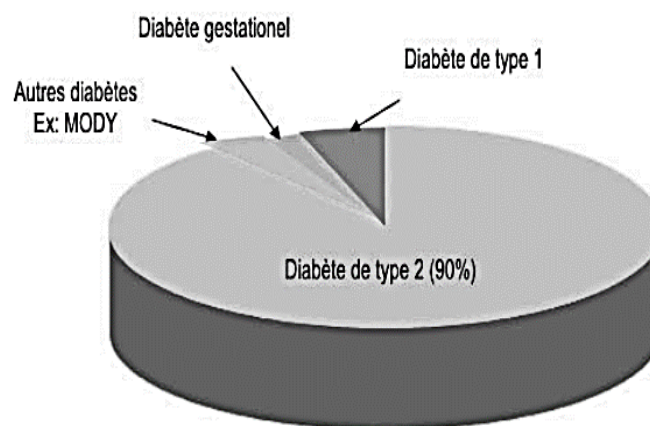


Figure 5 : Classification du diabète sucré selon l'OMS (Tenenbaum et al., 2018)

1.1 Le diabète de type 1

Le diabète de type 1 est une pathologie auto-immune chronique définie par une carence en insuline et l'hyperglycémie qui en découle (**DiMeglio et al., 2018**). C'est le résultat de la destruction auto-immune des cellules β du pancréas, conduisant à une absence totale de l'insuline (**American Diabetes Association, 2021**). Le diabète de type 1 affecte un grand nombre d'individus à travers le monde, généralement les enfants, adolescents ou jeunes adultes. Il exige une surveillance rigoureuse pour prévenir des complications sérieuses, y compris les maladies cardiovasculaires et rénales, la cécité et les AVC. Son traitement repose essentiellement sur l'insulinothérapie (**Akil et al., 2021**).

1.2 Le diabète de type 2

C'est un trouble métabolique fréquent, qui représente plus de 80 % des cas, il survient souvent chez les sujets adultes (plus de 40 ans) au surpoids et à la sédentarité. Ce type résulte de deux principales anomalies, une production insuffisante de l'insuline par les cellules β du pancréas et l'inefficacité des tissus à réagir correctement à l'insuline (**Galicia-Garcia et al., 2020**). Les éléments à risque pour ce trouble incluent une forte concentration de glucose dans le sang, l'obésité, un taux élevé de triglycérides, des habitudes alimentaires peu saines, une activité physique insuffisante, le vieillissement, les antécédents familiaux, le stress, l'anxiété et la dépression (**Kyrou et al., 2020**). Le traitement de ce type 2 du diabète repose sur une alimentation équilibrée et une activité physique régulière, associées à un ou plusieurs antidiabétiques oraux, et parfois à des injections de l'insuline lorsque l'équilibre de la glycémie n'est pas atteint (**Bailey et Day, 2019**).

1.3 Le diabète gestationnel

C'est une condition définie par un taux de glucose élevé chez la femme enceinte. Cela se produit exclusivement pendant la grossesse chez certaines femmes et peut avoir un impact tant sur la mère que sur l'enfant. Divers éléments déclenchent cette condition, tels que l'obésité, les antécédents familiaux de diabète et l'âge de la mère (**Li et al., 2020**).

1.4 Autres types du diabète sucré

Il existe des diabètes secondaires à certaines maladies ou à la prise de médicaments. Ils sont peu fréquents ces types de diabètes, et ils peuvent être à l'origine d'une destruction des îlots pancréatiques et donc d'une insulino-pénie, d'une insulino-résistance ou d'une association des deux. Le diabète secondaire peut se déclarer chez les personnes atteintes de certaines maladies pancréatiques (fibrose kystique, cancer, pancréatite, pancréatectomie, etc.), endocriniennes (syndrome de Cushing, acromégalie, hyperthyroïdie) ; ou virales (rubéole congénitale, cytomégalovirus). Également certains médicaments peuvent augmenter les risques de diabète, de façon temporaire ou permanente, comme les glucocorticoïdes ; certains anticancéreux ; et les médicaments pour traiter l'hypothyroïdie (ADA, 2024).

2. Physiopathologie du diabète sucré

L'insuline, une hormone hypoglycémisante produite par les cellules β des îlots de Langerhans du pancréas, a pour fonctions de contrôler le niveau de glucose dans le sang et d'assurer l'absorption et l'exploitation du glucose (Thota & Akbar, 2020).

Chez les diabétiques, la résistance à l'insuline se résume à une diminution de la sensibilité aux actions biochimiques de l'insuline ainsi qu'à l'élimination du glucose assurée par cette hormone, ce qui entraîne une accumulation de glucose dans le sang, conduisant au diabète de type 2 (Hill et al., 2021).

En cas de carence en insuline, cas du diabète de type 1, le glucose ne peut plus être utilisé par les tissus, les muscles en particulier, ni stocké dans le foie. Son taux sanguin augmente, conduisant à une hyperglycémie considérable. L'excès du glucose s'évacue par les urines, conduisant à une polyurie, compensée par une polydipsie. En cas de résistance à l'insuline, cas du diabète de type 2, la glycémie augmente car l'utilisation du glucose par les tissus périphériques est altérée (Figure 6). Néanmoins, l'hyperglycémie est moins considérable que dans le type 1.

C'est l'hyperglycémie chronique qui est responsable des complications redoutables du diabète, l'hyperglycémie altère les micro-capillaires de la rétine, du rein et des fibres nerveuses. Par ailleurs, elle contribue, avec les autres facteurs de risque cardiovasculaire, à l'athérome qui obstrue les artères de gros calibre comme les coronaires, les artères des

membres inférieurs. Par opposition, le diabétique traité est exposé au risque d'hypoglycémie (Frère, M. 2011).

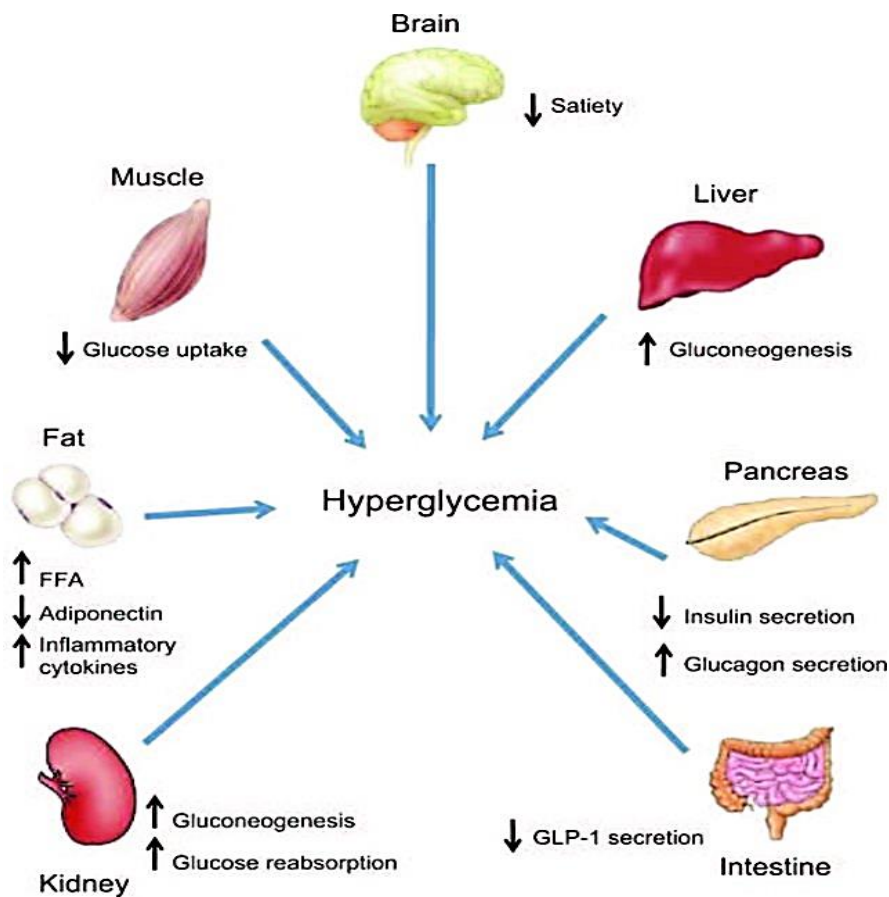


Figure 6 : Physiopathologie du diabète de type 2(<https://www.dovepress.com/continual-evolution-of-type-2-diabetes-an-update-on-pathophysiology-an-peer-reviewed-fulltext-article-TCRM>)

CHAPITRE III
GENERALITES
SUR *M.oleifera*

1. Description botanique et répartition géographique de *Moringa oleifera*

Moringa oleifera lam (**synonyme**, *Moringa pterygosperma* Gaertn), communément appelé arbre pilon, ou radis à cheval, est l'une des espèces les plus connues, et les plus répandues de la famille de Moringaceae, qui ne comprend qu'un seul genre. Le genre *Moringa* regroupe 13 espèces, parmi lesquelles *Moringa oleifera* est la plus répandue (**Arbonnier, 2002**).

C'est un arbre vivace à croissance rapide, à feuilles caduques de taille moyenne, environ 10 m à 12 m de hauteur (**Figure 7**). L'écorce est de couleur gris blanchâtre, et elle est entourée de liège épais. Les jeunes tiges ont une écorce violacée ou blanc verdâtre. Les fleurs sont blanc crème jaunâtre et odorantes (**Figure 8**). Le fruit mûr est une capsule pendante de 20 à 45 cm contenant 15 à 20 graines globuleuses brun foncé de 1 à 1,2 cm de diamètre (**Mallenakuppe et al., 2019**) .



Figure 7 : *Moringa oleifera* (Letouzey, 1982)

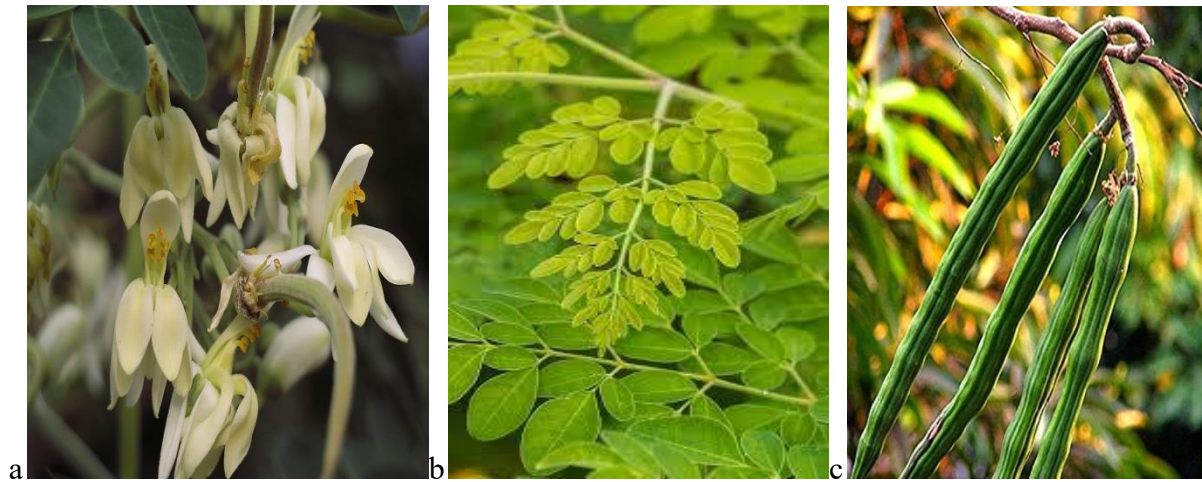


Figure 8 : Différentes parties de *M. oleifera* ; (a) : les fleurs ; (b) : les feuilles ; (c) : les fruits (Letouzey, 1982).

Moringa oleifera est un petit arbre originaire des régions subhimalayennes du nord-ouest de l'Inde, aujourd'hui largement répandu en Asie du Sud-est ainsi qu'en Amérique du sud, et en Afrique (figure 9) (Singh et Navneet, 2018).

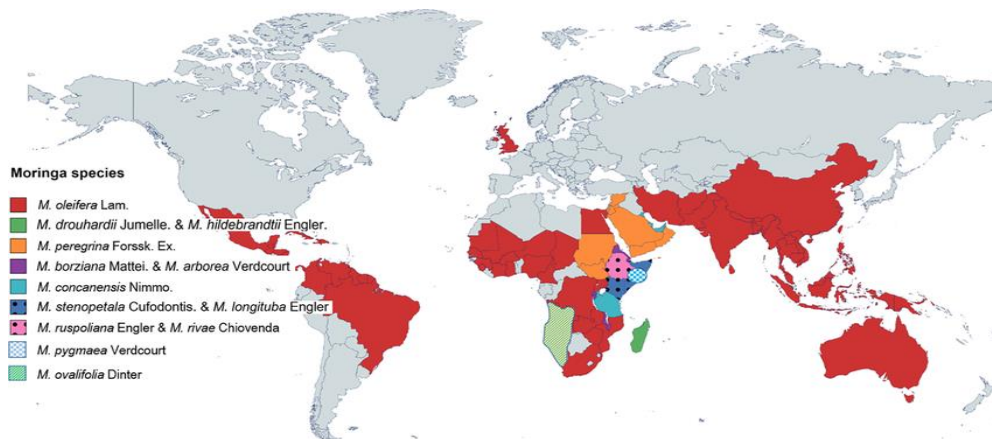


Figure 9 : Carte de répartition du *Moringa oleifera* (Tejas et al., 2012).

2. Composition chimique

Les feuilles, racines, fleurs, gousses et graines de *Moringa oleifera* sont comestibles et contiennent de grandes quantités de divers micronutriments, tels que calcium, potassium, zinc, magnésium, fer, cuivre ; les vitamines A, B, C, E (Figure 10) ; et les composés phytochimiques tels que tanins, stérols, terpénoïdes, flavonoïdes, saponines, les anthraquinones, les alcaloïdes et les sucres réducteurs.

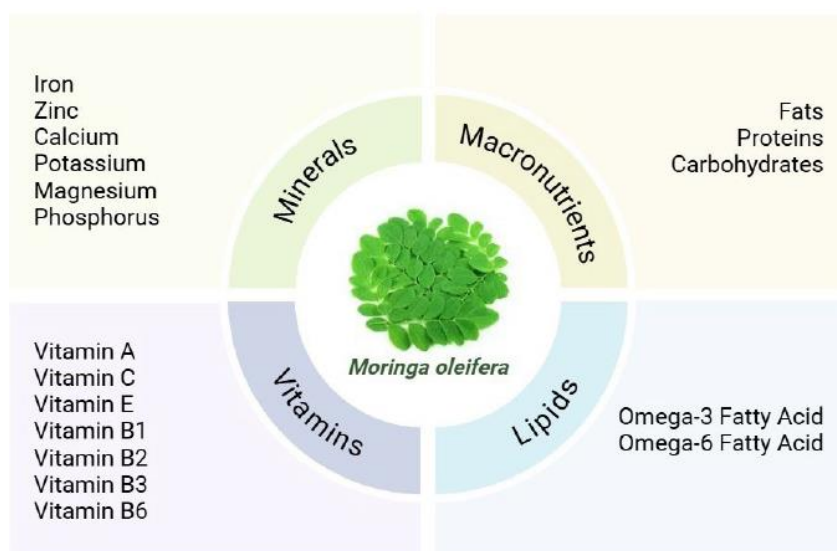


Figure 10 : Composition chimique de *M. oleifera* (Arshad et al., 2025)

L'huile de Moringa est riche en acide linoléique et d'acide oléique, ce qui en fait un substitut potentiel de l'huile d'olive. Les feuilles de Moringa contiennent une quantité élevée de protéines riches en acides aminés essentiels comme la lysine, le tryptophane, la phénylalanine, et la valine (Trigo et al., 2021).

Les feuilles de Moringa sont riches en polyphénols, dont les principaux composés sont les flavonoïdes et les acides phénoliques. Les flavonoïdes observés sont principalement la quercétine et le kaempférol, alors que les acides phénoliques sont principalement des acides gallique, chlorogénique, ellagique et férulique. Les feuilles contiennent également des saponines, des tanins catéchiques, des anthraquinones et des alcaloïdes (Omede, 2016). (Omede A. (2016).

3. Propriétés thérapeutiques

Les différentes parties de cette plante, notamment les feuilles, les racines, les graines et les fruits, ont fait l'objet de nombreuses études en raison de leurs multiples propriétés thérapeutiques (Figure 11). Cette espèce est réputée pour ses propriétés anti tumorale, fertilisante, hypotensive, analgésique, antipyrétique, hypo-cholestérolémiant, antifongique, antibactérienne, antioxydante, hépato-protective, immun-modulatrice, ainsi que stimulante de système circulatoire (Karadi et al., 2006 ; Martín et al., 2013 ; Al-Asmari et al., 2015 ; Saini et al., 2016 ; Mabrok et Mohamed, 2019).

Les feuilles représentent la partie la plus étudiée de l'arbre, en raison de leur richesse en nutriments essentiels tels que les acides aminés, les minéraux, les vitamines et les glucides (Vergara-Jimenez et al., 2017). Elles représentent également une faible valeur calorique, ce qui les rend adaptées aux régimes alimentaires des personnes en surpoids (Gopalakrishnan et al., 2016).

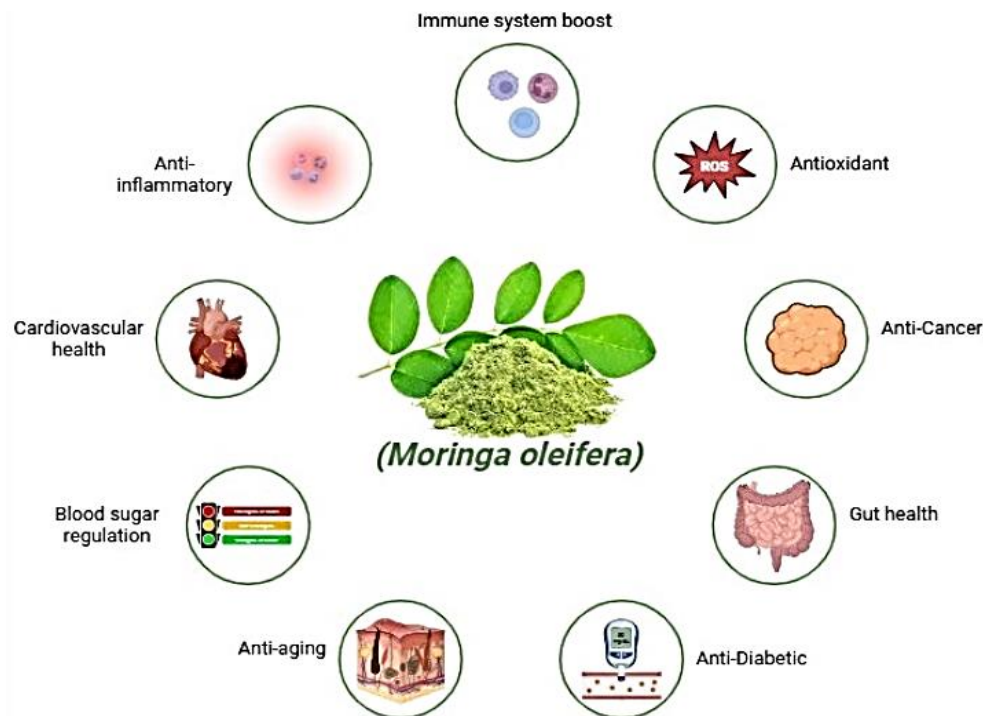


Figure 11 : Principales propriétés thérapeutiques de *M. oleifera* (Arshad et al., 2025).

4. Usage et application de *Moringa oleifera*

Les principales utilisations de *Moringa oleifera* sont nombreuses et couvrent plusieurs domaines, sur le plan alimentaire, ses feuilles, graines et fleurs sont largement consommées par l'homme (Fuglie, 1999).

Dans le domaine de l'agriculture, la plante est utilisée en culture pour la production de biomasse, notamment destinée à la fertilisation des sols (Adebayo et al, 2011). Elle sert également de fourrage pour les animaux, grâce à ces feuilles et aux tourteaux de graines traités. Les feuilles peuvent aussi être valorisées pour la production de biogaz (Popoola and Obembe).

Par ailleurs, le Moringa intervient dans la fabrication de divers produits domestiques, la production des colorants, il est aussi utilisé comme nutriment foliaire, grâce au jus extrait des feuilles, et comme engrais vert (Leone et al, 2015).

5. Toxicité de *Moringa oleifera*

La consommation exagérée peut provoquer des effets massifs indésirables. Des symptômes notamment des nausées, vomissement, des diarrhées et des maux d'estomac ont été marqués chez les personnes consommant des doses très élevées de cette plante. Les graines de cette plante contiennent des composés toxiques comme l'isothiocyanate de benzyle et lectine (Fahey, 2005). Les graines présentent une toxicité aiguë à une dose de 4000 mg/kg, par contre une mortalité a été observée à la dose de 5000 mg/kg (Ashutosh et al, 2023).

De plus, les feuilles de *Moringa* contiennent des facteurs antinutritionnels comme l'oxalate et le phytate et les tanins qui peuvent réduire la biodisponibilité de certains nutriments. Il a été signalé que des traitements comme la torréfaction et l'ébullition, réduisent efficacement la teneur en ces éléments antinutritionnels (Sallau et al., 2012 ; Alidou et al., 2016).

6. Objectif et approche expérimentale

L'objectif de la présente étude est consacré à l'évaluation de l'activité antioxydante et antidiabétique de *Moringa oleifera* récoltée dans la région de Beni-Abbas à la Wilaya de Béchar. L'approche expérimentale de cette étude regroupe deux parties ; la partie phytochimique qui se résume à la préparation des extraits aqueux, et eau-éthanol des feuilles de la plante, ainsi que la détermination de leurs teneurs en composés phénoliques. La partie biologique consiste à l'évaluation de l'activité antioxydante des extraits préparés, en utilisant le test du DPPH et du FRAP ; ainsi que l'évaluation de l'activité antidiabétique par le test d'inhibition de l'activité de l' α -amylase.

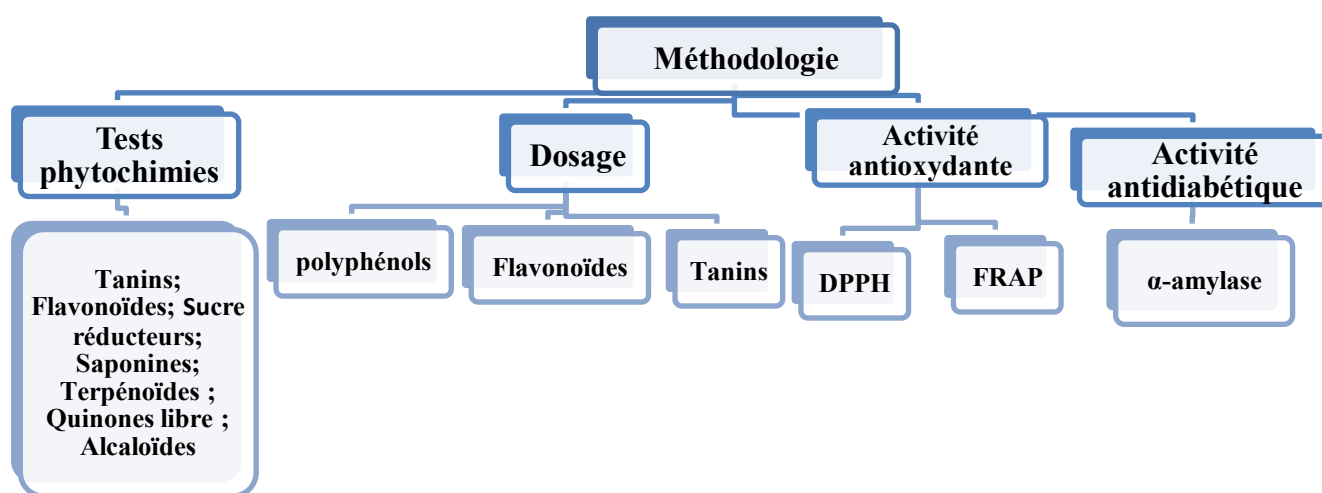


Figure 12 : Méthodologie du travail

Matériel et méthodes

1. Matériel Végétal

Le matériel végétal utilisé dans cette étude est les feuilles de *M. oleifera*, qui ont été récoltées durant le mois de février 2026, dans région de Béni-Abbès au sud-Ouest d'Algéri, wilaya de Béchar (**Figure 13**).

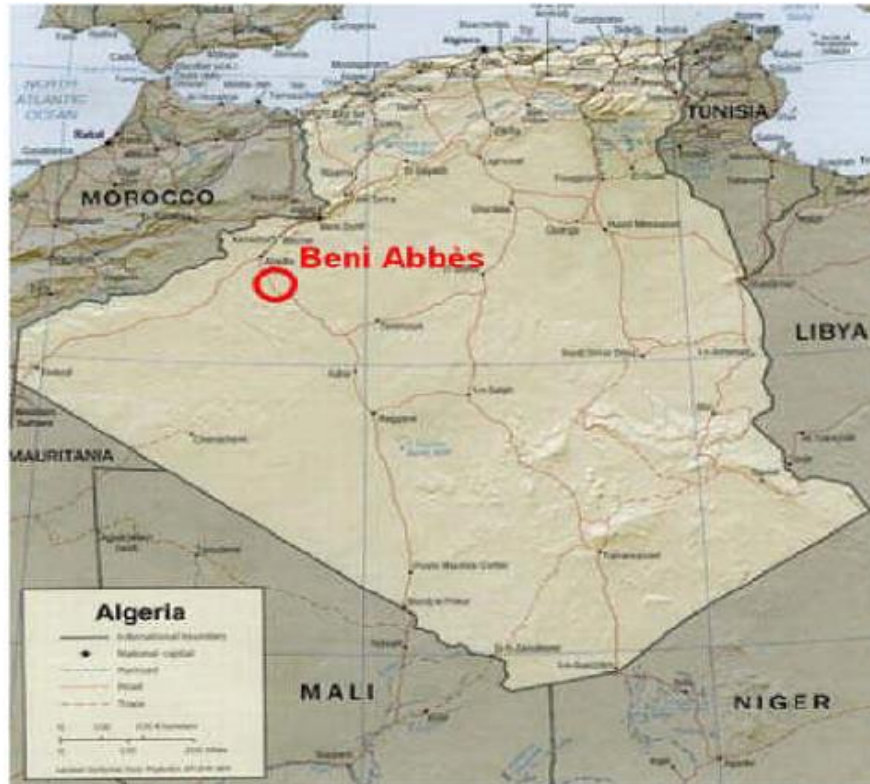


Figure 13: La position géographique de la ville Beni-Abbès au sud-Ouest Algérien (Bengarnia et al., 2008).

Le matériel végétal a été séchées loin de l'humidité et du soleil, pendant 3 à 5 jours. Après séchage, l'échantillon a été émietté à la main sans être réduit en poudre (**figure 14**). Ensuite cet échantillon a été conservé au laboratoire jusqu'au jour de l'utilisation.



Figure 14 : Les feuilles de *Moringa oleifera* séchées (A) et émiettées (B)

2. Extractions

Le matériel végétal séché et émietté a été utilisé pour la préparation d'un extrait aqueux et eau-méthanol par décoction.

2.1 Extrait aqueux

Dans un ballon d'extraction, 50 g du matériel végétal et 500 ml d'eau distillée sont portés à ébullition pendant une heure sous reflux. Après filtration, la solution a été évaporée à sec, et l'extrait aqueux a été récupéré sous forme solide.

2.2 Extrait eau-éthanol

50 g du matériel végétal, et 500 ml de mélange eau-méthanol (20/80) ont été extraits pendant 1 heure, sous reflux. Après filtration, la solution a été évaporée à sec, et l'extrait aqueux a été récupéré sous forme solide.

3. Calcule de rendement des extractions

Le rendement des deux extraits préparés exprimé en pourcentage % a été calculé selon la formule suivante :

$$R(\%) = (M/M_0) 100$$

R(%) : Rendement exprimé en % ; **M :** Masse en gramme (g) de l'extrait sec résultant ; **M₀ :** Masse en gramme (g) du matériel végétal utilisé

4. Screening phytochimique

La mise en évidence des différentes classe des métabolites secondaires présents dans les extraits de feuilles de *M. oleifera* a été réalisé selon les méthodes standards du screening photochimique (Trease et al., 1989 ; Harbone, 1998 ; Andrianarison et al., 2015). La présence des substances recherchées est proportionnelle à l'intensité du précipité formé, ou de la coloration obtenue.

Mode opératoire

▪ Tanins

On ajoute 0,5 ml de FeCl_3 (1%) à 2 ml de l'extrait. Après 15 minutes d'incubation à température ambiante, le développement de couleur verte indique la présence de tanins. Les tanins catéchiques sont indiqués par une couleur bleu-noirâtre, tandis que la présence de tanins galliques développe une couleur verte.

▪ Flavonoïdes

1mL de l'extrait est combiné avec 1mL d'acide chlorhydrique (à 37%) et quelques fragments de tournure de Magnésium. L'apparition d'une couleur rouge, orange ou rose indique la présence de flavonoïdes.

▪ Quinones libres

L'apparition d'une coloration jaune, rouge, ou violette suite à l'ajout de 0,5 ml d'hydroxyde de sodium NaOH (1%) à 5 ml de l'extrait, indique la présence de quinones libres.

▪ Alcaloïdes

Le réactif de Mayer et le réactif de Wagner, mettent en évidence la présence des alcaloïdes dans les extraits. 0,5 ml de chaque extrait est combiné avec 5 ml de l'acide chlorhydrique (1%). Cette solution est ensuite divisée en deux volumes égaux, le premier étant traité avec 0,5 ml du réactif de Mayer, et le second avec 0,5 ml du réactif de Wagner. L'apparition d'un précipité blanc ou brun indique respectivement la présence des alcaloïdes.

▪ Terpénoïdes : Test de Libermann-Burchard

Pour 5 ml de l'extrait, on ajoute 0,5 ml d'anhydride acétique et 0,5 ml de l'acide sulfurique concentré. Après 15 minutes d'incubation à température ambiante, l'apparition d'une couleur mauve ou verte signifie la présence de terpènes stéroïdiens ou triterpéniques, respectivement.

▪ Saponoside : Test de mousse

Dans un tube à essai, on agite fortement 10 ml de l'extrait pendant quelques minutes pour la formation de mousse. Le test de mousse est positif, si après 15 minutes de repos, la mousse dépasse 1 cm de hauteur dans le tube.

5. Dosage des composés phénoliques

5.1 Dosage des polyphénols totaux

Principe

Les polyphénols sont oxydés par le réactif de Folin-Ciocalteu, de couleur jaune, constitué de l'acide phosphotungstique et l'acide phosphomolybdique. Ces deux derniers sont réduits lors de l'oxydation des phénols, produisant ainsi un mélange d'oxyde bleu de tungstène et de molybdène. La coloration bleue générée est proportionnelle à la concentration en composés phénoliques et présente une absorption optimale à 750 nm (WATERHOUSE, 2001).

Mode opératoire

Le dosage a été réalisé selon le protocole de Benariba et al., (2013)

100 µl de l'échantillon de chaque extrait (1mg/ml) sont mélangés avec 2 ml d'une solution de carbonate de sodium (Na_2CO_3 ; 2 %). Les tubes sont agités, puis incubés pendant 5 minutes à température ambiante. 100 µl du réactif de Folin Ciocalteu (0,2 N) sont ajoutés au mélange. Une deuxième incubation des tubes est effectuée pendant 30 minutes à température ambiante et à l'abri de la lumière. Ensuite, l'absorbance (DO) a été mesurée au spectrophotomètre contre le tube blanc à 700 nm.

En parallèle, une courbe d'étalonnage a été réalisée dans les mêmes conditions opératoires en utilisant l'acide gallique comme contrôle positif à différentes concentrations (50, 100, 200, 300, 400, 500, 600, 700, 800, 900, 1000 µg/ml).

Les résultats obtenus sont exprimés en microgramme équivalent acide gallique par milligramme d'extrait ($\mu\text{gEAG}/\text{mgE}$).

5.2 Dosage des flavonoïdes totaux

Principe

Les flavonoïdes ont un groupement hydroxyle (-OH) libre en position 5 qui peut se combiner avec son groupement -CO et le chlorure d'aluminium pour former un complexe de couleur jaune (**figure 15**). Cela signifie que le métal (Al) a cédé deux électrons pour se lier à deux oxygènes de la molécule phénolique qui agissent comme récepteurs d'électrons (**Pascal Ribèreau-Gayon, 1968**).

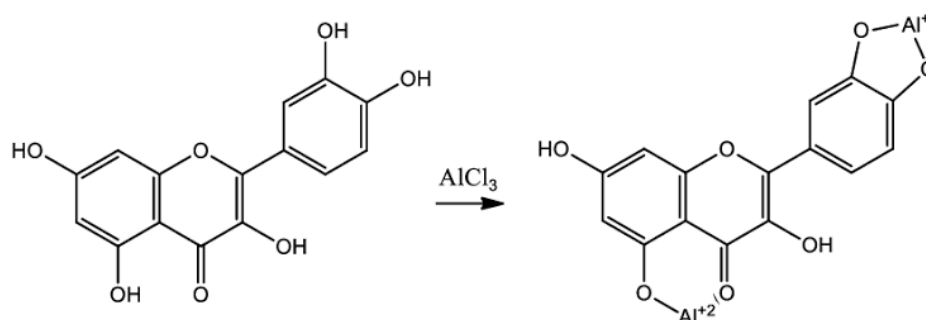


Figure 15: Réaction de formation d'un complexe flavonoïde-chlorure d'aluminium (AlCl_3) (**Dian Anriani & Makuasa Purnama Ningsih, 2020**).

Mode opératoire

Le dosage de flavonoïdes a été réalisé selon le protocole de **Benariba et al., (2013)**

250 μl de chaque extrait (1mg/ml) sont mélangés avec 1ml d'eau distillée, et 75 μl d'une solution de nitrite de sodium (NaNO_2 ; 15%). Les tubes sont incubés pendant 6 min à température ambiante, en suite 75 μl d'une solution de trichlorure d'aluminium (AlCl_3 , $6\text{H}_2\text{O}$; 10 %) sont ajoutés. Les tubes sont incubés, pour une deuxième fois, pendant 6 min à température ambiante, puis 1 ml d'une solution d'hydroxyde de sodium (NaOH ; 4%) ont été ajouté. Le volume total de chaque tube a été complété à 2,5 ml en ajoutant 1100 μl d'eau distillée, et les tubes sont incubés pendant 15 min. L'absorbance (DO) a été mesuré au spectrophotomètre contre un tube blanc à 510 nm.

En parallèle, une courbe d'étalonnage est réalisée dans les mêmes conditions opératoires en utilisant la catéchine comme contrôle positif à différentes concentrations (2, 5, 10, 20, 50, 100, 200, 300, 400, 500 $\mu\text{g}/\text{ml}$).

Les résultats obtenus sont exprimés en microgramme équivalent catéchine par milligramme d'extrait.

5.3 Dosage des tanins condensés

Principe

La méthode de la vanilline décrite par **Julkunen-Titto et al., (1985)** a été utilisée pour effectuer le dosage des tanins condensés. La vanilline interagit avec les flavan-3-ols libres et les éléments terminaux des proanthocyanidines, produisant un complexe de couleur rouge qui absorbe à 500 nm (**Figure 16**), dont l'intensité reflète la concentration des flavanols présents dans le milieu.

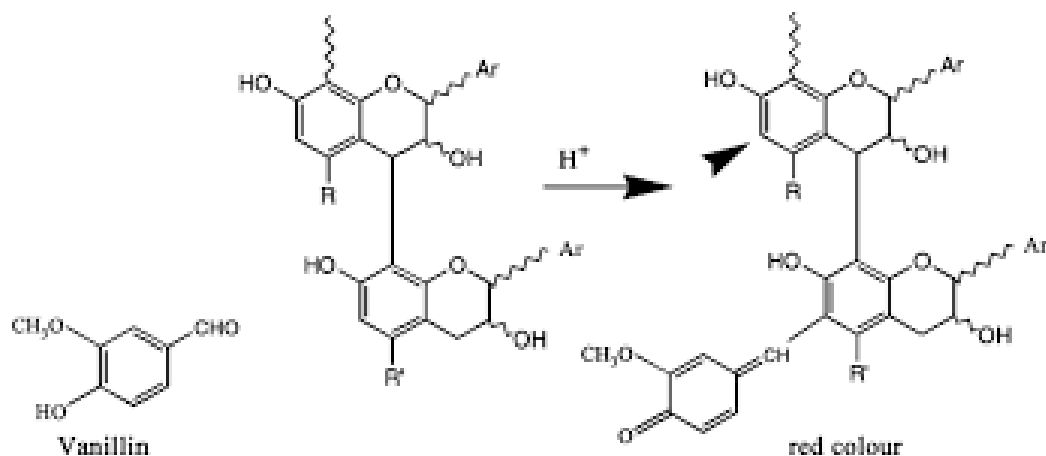


Figure 16 : Interaction des tanins condensés avec la vanilline

Mode opératoire (Adjdir et al., 2024)

50 μ L de chaque extrait (1mg/ml) ont été mélangé avec 3 ml de vanilline (4%) et 1,5 ml de l'acide chlorhydrique concentré (HCl). Après agitation, le mélange est mis en incubation à température ambiante pendant 15 min. L'absorbance a été mesurée, contre un tube blanc, à 500 nm. Les teneurs en tanins condensés ont été déterminés à partir d'une gamme étalon de catéchine (50 à 800 μ g/ml). Les résultats sont exprimées en microgramme équivalent catéchine par gramme d'extrait (mg EC/ g Ext).

I. Activités biologiques

1. Détermination de l'activité antioxydante

Le pouvoir antioxydant des extraits de *M. oleifera* ont été déterminés *in vitro* en utilisant le test du DPPH et du FRAP.

1.1 Teste du DPPH

Principe

Ce test permet de mettre en évidence le pouvoir antiradicalaire d'un antioxydant. La solution du DPPH est de couleurs mauve-foncé caractérisée par son maximum d'absorbance à 517nm. Sous l'action d'un antioxydant (AH), le DPPH est réduit en DPPH-H (**Figure 17**). La cinétique de la décoloration de la solution du DPPH (en couleur jaune) est proportionnelle à la capacité antioxydante des produits testés (N. Ito et al., 1986 ; M. S. Blois, 1958).

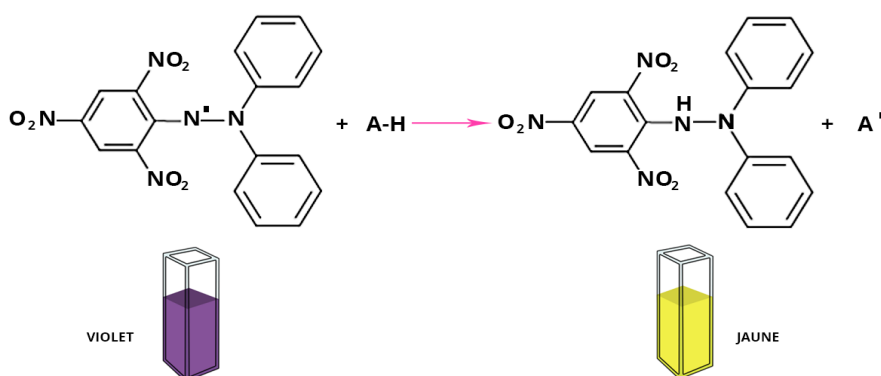


Figure 17 : Mécanisme réactionnel du test DPPH entre l'espèce radicalaire DPPH et un antioxydant (RH) (Chimactiv d'AgroParisTech).

Mode opératoire (Benariba et al., 2013)

50 µl de chaque extrait préparé à différentes concentrations (500, 1000, 2000, 4000, 8000 µg/ml) ont été ajoutés à 1950 µl de la solution éthanolique du DPPH (0,0025 %). Pour chaque concentration de l'extrait, un tube blanc a été préparé en ajoutant 50 µl de l'extrait à 1950 µl du méthanol. Les tubes sont incubés pendant 30 min à température ambiante et à l'abri de la lumière. La mesure de l'absorbance (DO) a été effectuée à l'aide d'un spectrophotomètre contre un tube blanc à 517 nm.

En parallèle, le contrôle négatif a été préparé en mélangeant 50 µl du méthanol avec 1950 µl de la solution du DPPH. Le tube blanc du contrôle renferme 2 ml de méthanol.

Dans les mêmes conditions opératoires, l'acide ascorbique a été utilisé comme contrôle positif, testé à différentes concentrations (10, 20, 40, 60, 80, 100, 120, 140, 160, 180, 200 µg/ml).

Les pourcentages d'inhibition ou de réduction du DPPH sont calculés selon la formule suivante :

$$\text{DPPH (\%)} = [(A \text{ control} - A \text{ extrait}) / A \text{ control}] \times 100$$

DPPH (%) : Pourcentage de réduction de DPPH ; **A contrôle** : Absorbance du contrôle négatif ; **A extrait** : Absorbance de l'extrait

La concentration inhibitrice de la réduction de 50% du DPPH (IC₅₀) a été déterminée à partir de l'équation de droite des courbes des pourcentages de réduction du DPPH en fonction des différentes concentrations des extraits.

1.2 Test du pouvoir réducteur du fer (FRAP)

L'évaluation du pouvoir réducteur repose sur la réduction du fer ferrique (Fe⁺³) en fer ferreux (Fe⁺²), présent dans le ferricyanure de potassium, par un antioxydant. Le Fe⁺² avec le chlorure d'aluminium (AlCl₃) forme le complexe de Prusse (**Figure 18**) de couleur bleu-vert proportionnelle au pouvoir réducteur des extraits (Gülçin et al., 2003).

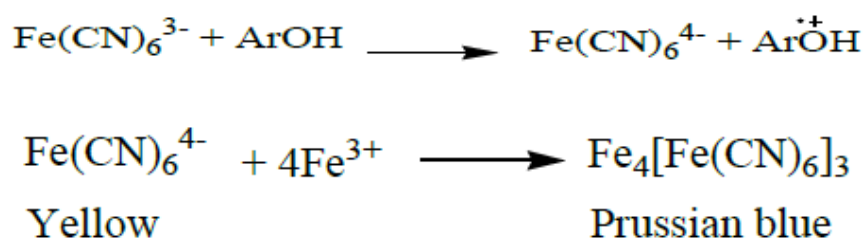


Figure 18: Réaction de réduction du Ferricyanure de potassium (Gashahun et al., 2018) .

Mode opératoire (Karagozler et al., 2008)

Dans une série de tubes contenant 100 µl d'extraits testés à différentes concentrations, sont ajoutés 250 µl de solution tampon phosphate (PBS ; 0,2 M ; pH=6,6), puis 250 µl de ferricyanure de potassium (K₃Fe (CN) 6) à 1%. Le mélange obtenu a été incubé à 50°C pendant 20 minutes. La réaction est stoppée par l'addition de 250 µl de l'acide

trichloracétique (TCA) au mélange. Après centrifugation (ou décantation), dans de nouveaux tubes, 500 µl du surnageant sont prélevés et mélangés avec 500 µl d'eau distillée, et 100 µl de chlorure de fer (FeCl_3 ; 0,1%). Les absorbances ont été mesurées à 700 nm, contre un tube blanc, dans lequel l'extrait a été remplacé par l'eau distillée. L'acide ascorbique est utilisé comme contrôle positif à différentes concentrations (10, 40, 80, 100, 120, 150, 200 µg/ml).

Le pouvoir réducteur a été exprimé en valeur de densité optique (DO) de chaque concentration d'extrait. La concentration efficace médiane (EC_{50}) a été calculée à partir des équations des droites des densités optiques (DO) en fonction des concentrations des extraits.

II. Evaluation de des extraits de *M. Oleifera* sur l'activité enzymatique de l' α -amylase

L' α -amylase est une enzyme clé du tube digestif sécrétée par le pancréas et la salive chez les mammifères (Kato et al., 2017). Elle hydrolyse les liaisons glycosidiques α -(1→4) de l'amidon et des substrats relatifs (Heslot, 1996).

Principe

L'incubation de l'amidon avec l' α -amylase conduit à son hydrolyse en sucres réducteurs, qui sont déterminés par la méthode de Bernfeld (1955). En milieu alcalin et chaud, les groupements aldéhydes et cétones des sucres sont oxydés par l'acide 3,5-dinitrosalicylique (DNSA), ce dernier de couleur jaune orange est réduit en acide 3-amino5-nitrosalicylique de couleur rouge orange qui absorbe à 540 nm. L'intensité de la coloration est proportionnelle aux taux des sucres réducteurs libérés dans le milieu réactionnel.

Mode opératoire (Thalapaneni et al., 2008)

200 µL de la solution des extraits testés à différentes concentrations, ou de l'acarbose, sont mélangés avec 200 µL de la solution d'enzyme (3,9 UI/ml). Après incubation pendant 10 min à 37°C, 200 µL du substrat (amidon) est ajouté au milieu réactionnel. Après une deuxième incubation des tubes pendant 15 min à 37°C, 600 µL du DNSA est ajouté dans chaque tube pour inhiber la réaction enzymatique. Ensuite, les tubes sont placés dans un bain-marie bouillant pendant 8 min, afin que le DNSA et les sucres réducteurs issus de l'hydrolyse de l'amidon puissent réagir. Cette réaction est arrêtée par un choc thermique, en plaçant les tubes directement dans un bain d'eau glacée. Enfin, 1 mL d'eau distillée a été ajouté avant la lecture de la densité optique à 540 nm contre le tube blanc (milieu réactionnel sans enzyme).

L'acarbose est utilisé comme contrôle positif à différentes concentrations (0,023 à 1 mg/ml) par dilution en cascade.

Les résultats de l'activité inhibitrice de l' α -amylase sont exprimés en pourcentage d'inhibition selon la formule ci-dessous. Les valeurs de IC₅₀, qui correspondent à la concentration de l'échantillon inhibant 50% de l'activité enzymatique, sont déterminées à partir des équations des courbes du pourcentage d'inhibition en fonction de la concentration des extraits

$$\text{Inhibition } \alpha\text{-amylase (\%)} = [(AC - AE) / AC] * 100$$

AC : Absorbance du contrôle (sans extrait ou standard) ; **AE** : Absorbance de l'extrait ou de l'acarbose

Résultats Et Interprétation

1. Caractéristiques et rendements des extraits des feuilles de *Moringa oleifera*

Les extraits obtenus à partir des feuilles de *M. oleifera*, aqueux et eau-éthanol, présentent des rendements comparables 18,75 et 19,15, respectivement. Ces extraits séchés sont obtenus sous forme de poudre soluble dans l'eau distillée (**Tableau 2**).

Tableau 2 : Caractéristiques et rendements des extraits des feuilles de *M. oleifera*.

Extraits	Aspect	couleur	Rendement (%)	Solubilité
Aqueux	poudre	Marron foncé	18,75	Eau distillée
Eau-éthanol	poudre	Vert foncé	19,15	Eau distillée

2. Screening phytochimique

Les tests phytochimiques réalisés dans les extraits de *Moringa oleifera* nous ont permis de mettre en évidence la présence et l'absence de quelques métabolites secondaires, dont le (**tableau 3**) représentent les principaux résultats.

On remarque que les tanins sont fortement présents dans l'extrait aqueux et eau-méthanol, avec la présence de flavonoïdes et de quinones libres dans les deux extraits. Les terpénoïdes ont été détecté uniquement dans l'extrait aqueux, tandis que, les alcaloïdes, les anthraquinones, les saponines et les sucres réducteurs sont absents dans les deux extraits.

En fonction de ces résultats on remarque que la partie aérienne de *M. oleifera* est riche en polyphénols, flavonoïdes et en tanins, mais elle ne contient pas les alcaloïdes les saponines et les sucres réducteurs.

Tableau 3 : Screening phytochimique des extraits de *M. oleifera*

	Extrait aqueux	Extrait eau-éthanol
Alcaloïdes	-	-
Tanins	++	++
Flavonoïdes	+	+
Quinone libre	+	+
Anthraquinones	-	-
Saponine	-	-
Terpénoïdes	+	-
Sucre réducteur	-	-
(+) : Présence des métabolites ; (++) : Forte présence des métabolites ; (-) : Absence des métabolites		

3. Taux de polyphénols, flavonoïdes, et de tanins condensés

Les résultats concernant la teneur en polyphénols, flavonoïdes, et en tanins condensés dans les extraits de *M. oleifera*, exprimés en microgramme équivalent d'acide gallique par milligramme d'extrait pour les polyphénols, et en microgramme équivalent catéchine par milligramme d'extrait pour les flavonoïdes et les tanins, sont représentés dans les (figures 19).

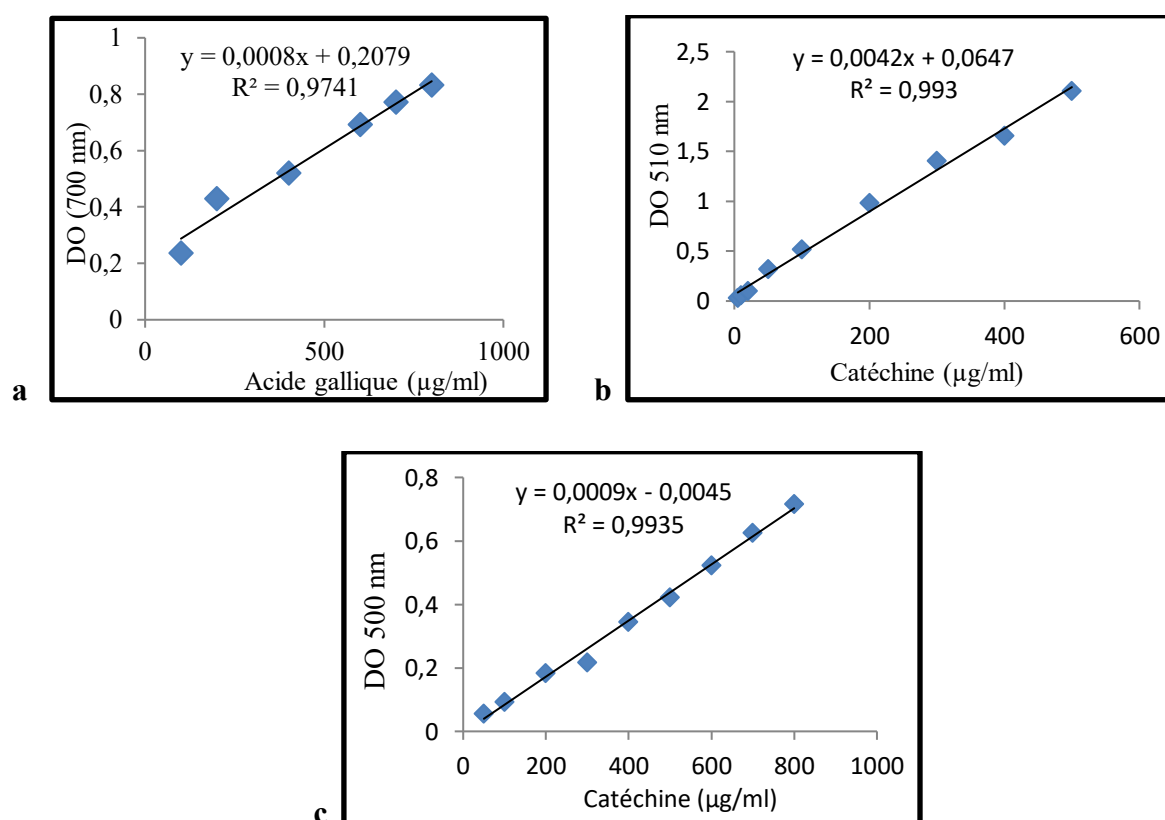


Figure 19 : Courbe étalonnage de l'acide gallique pour le dosage des polyphénols (a), et de catéchine pour le dosage de flavonoïdes (b), et de tanins condensés (c).

Les résultats représentés dans le tableau ci-dessous, montrent que les extraits de *Moringa oleifera* renferment des teneurs importantes en composés phénoliques, flavonoïdes et tanins condensés. L'extrait eau-éthanol présente le taux le plus élevé en polyphénols ($214,93 \pm 0,10$ µg EAG/mgE) par rapport à l'extrait aqueux ($148 \pm 0,06$ µg EAG/mg E). De même, pour les flavonoïdes et les tanins condensés qui ont été élevés dans l'extrait eau-éthanol, $23,88 \pm 0,01$ µg EC/mgE et $206,77 \pm 0,01$ µg EC/mgE, respectivement. Les teneurs déterminés dans

l'extrait aqueux de flavonoïdes et de tanins condensés sont comme suit, $15,78 \pm 0,01 \mu\text{g EC/mg E}$ et $108,44 \pm 0,03 \mu\text{g EC/mgE}$, respectivement.

En fonction de ces résultats, on remarque que les feuilles de *M. oleifera* est riches en polyphénols, et que le mélange eau-méthanol a permis une meilleur extraction des composés phénoliques par rapport à l'eau-distillée.

Tableau 4: Teneurs en polyphénols, flavonoïdes, et en tanins condensés dans les extraits de *M. oleifera*.

	Polyphénols ($\mu\text{g EAG/mgE}$)	Flavonoïdes ($\mu\text{g EC/mgE}$)	Tanins ($\mu\text{g EC/mgE}$)
Aqueux	$148,93 \pm 0,06$	$15,78 \pm 0,01$	$108,44 \pm 0,03$
Eau-éthanol	$214,93 \pm 0,10$	$23,88 \pm 0,01$	$206,77 \pm 0,01$

4. Effet antioxydant des extraits de *M. oleifera*

4.1 Piégeage du radical DPPH

L'activité antioxydante d'extrait de *Moringa oleifera* a été déterminée en utilisant deux tests différents, FRAP et DPPH. La valeur d'IC₅₀ de chaque extrait, a été déterminée à partir des courbes des variations du pouvoir inhibiteur en fonction de la concentration des extraits.

La figure 20 et les tableaux 5 et 6 représentent l'effet des extraits sur le piégeage du radical DPPH. Selon ces résultats, on remarque que les deux extraits ont montré un piégeage du radical DPPH proportionnel à la concentration des extraits. Les pourcentages de réduction du DPPH sont variables entre 5% et 91%. En termes de valeur d'IC₅₀, l'extrait aqueux présente une IC₅₀ de $64,67 \pm 0,07 \mu\text{g/ml}$, tandis que l'extrait eau-éthanol affiche une IC₅₀ de $107,04 \pm 0,15 \mu\text{g/ml}$. Étant donné qu'une faible valeur d'IC₅₀ correspond à une forte activité antiradicalaire, l'extrait aqueux possède une meilleure capacité à piéger le radical libre DPPH par rapport à l'extrait organique. Cependant cet effet reste inférieure à celui de l'acide ascorbique (IC₅₀ = $1,84 \pm 0,04 \mu\text{g/ml}$), utilisé comme contrôle positif.

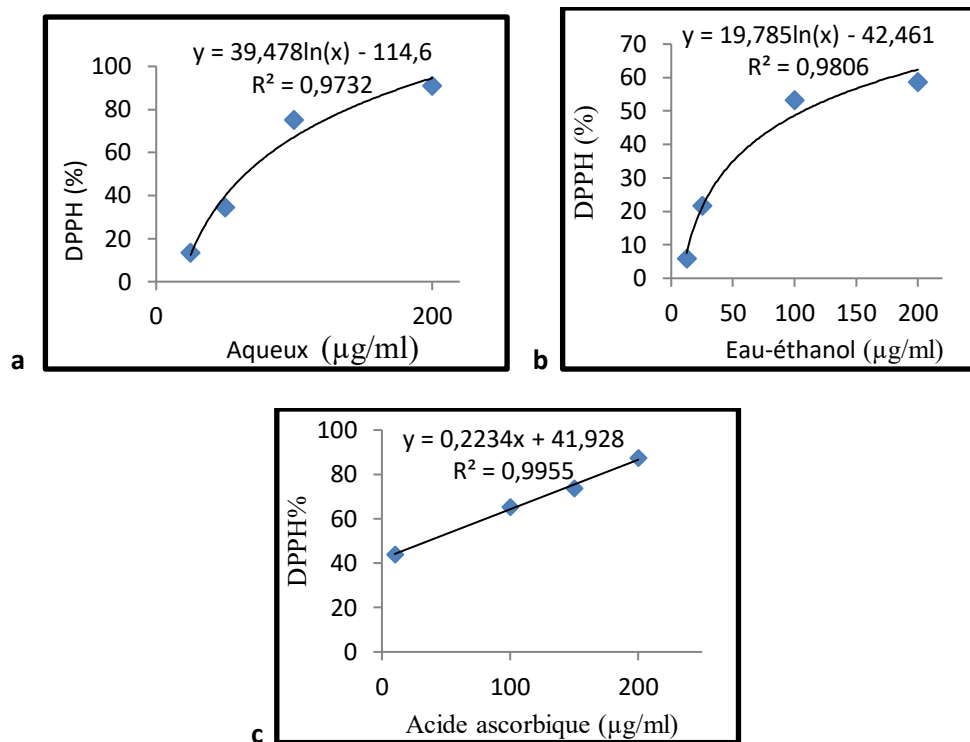


Figure 20: Effet antiradicalaire de l'extrait aqueux (a), eau-éthanol (b) de *Moringa oleifera*, et acide ascorbique (c) sur la réduction du DPPH

Tableau 5. : Effet antioxydant des extraits aqueux et eau-éthanol des feuilles sur piégeage du DPPH exprimé en pourcentage

	Concentration des extraits ($\mu\text{g/ml}$)					IC50 ($\mu\text{g/ml}$)
	12,5	25	50	100	200	
Aqueux	11,36 $\pm$ 0,04	13,39 $\pm$ 0,06	34,51 $\pm$ 0,08	75,06 $\pm$ 0,05	91,09 $\pm$ 0,02	64,67 $\pm$ 0,07
Eau-éthanol	5,97 $\pm$ 0,02	21,72 $\pm$ 0,06	49,68 $\pm$ 0,02	53,29 $\pm$ 0,1	58,75 $\pm$ 0,2	107,04 $\pm$ 0,15

Tableau 6. Effet antioxydant de l'acide ascorbique sur piégeage du DPPH exprimé en pourcentage

	Concentration des extraits ($\mu\text{g/ml}$)					IC50 ($\mu\text{g/ml}$)
	1	2	2,5	3,75	5	
Acide ascorbique	54,92 $\pm$ 0,04	59,78 $\pm$ 0,03	65,38 $\pm$ 0,01	73,80 $\pm$ 0,01	87,31 $\pm$ 0,09	1,84 $\pm$ 0,04

4.2 Pouvoir réducteur du fer

La figure 21 et les tableaux 7,8 représentent le pouvoir réducteur du fer par les extraits de *M. olifeira*. Selon ces résultats, on remarque que les extraits de la plante ont montré un effet réducteur du fer ferrique et fer ferreux proportionnel à la concentration des extraits.

L'extrait eau-éthanol présente une EC_{50} de $1,41 \pm 0,02$ mg/ml inférieure à celle de l'extrait aqueux ($1,79 \pm 0,03$ mg/ml), indiquant un pouvoir réducteur du fer moyennement élevé de cet extrait. Toutefois, ces valeurs demeurent nettement supérieures à celle du BHA utilisé comme contrôle positif ($EC_{50} = 0,14 \pm 0,04$ mg/ml).

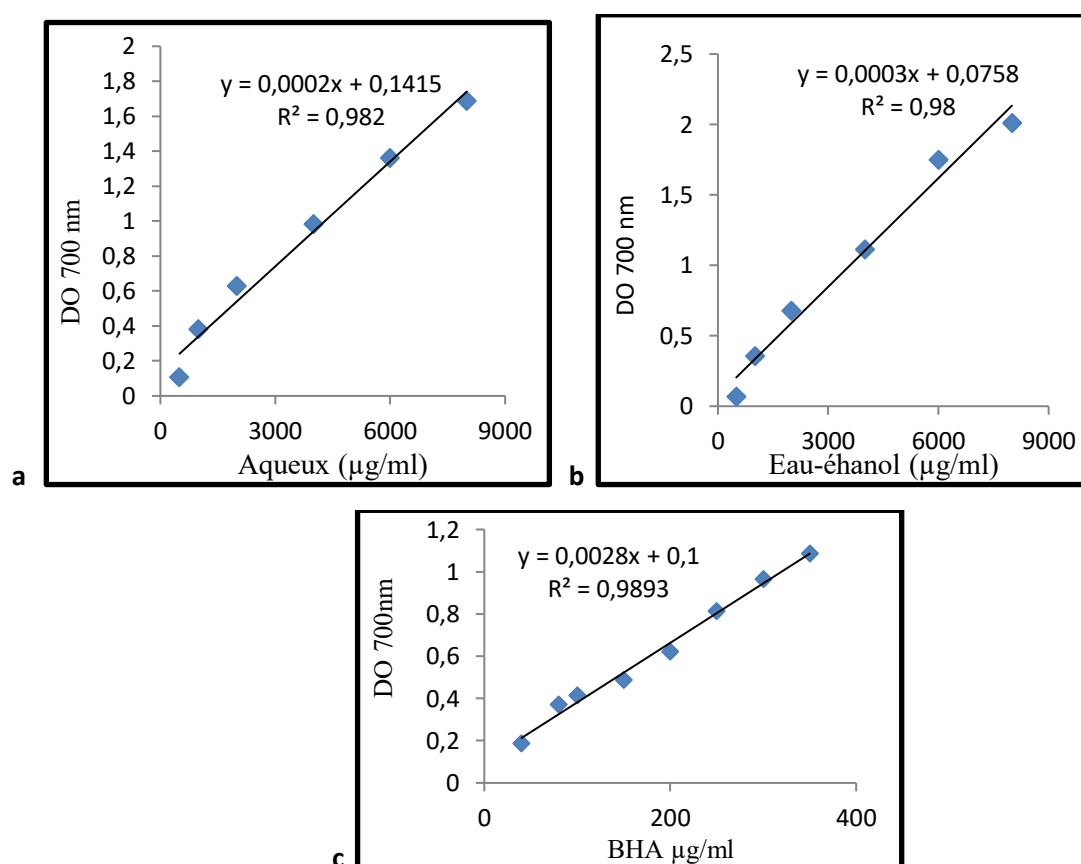


Figure 21 : Effet de l'extrait aqueux (a), eau-éthanol (b) de *Moringa oleifera*, et du BHA (c) sur la réduction du fer (méthode de FRAP)

Tableau 7 : Les absorbances de l'effet des extraits des feuilles de *M. oleifera* sur la réduction du fer, mesurées à 700 nm.

	Concentration des extraits (mg/ml)						EC50 (mg/ml)
	0,5	1	2	4	6	8	
Aqueux	0,107±0,0 2	0,308±0,0 5	0,629±0,0 1	0,984±0,0 4	1,359±0,1 2	1,687±0,1 2	1,79 ±0,03
Eau- éthanol	0,070±0,0 1	0,356±0,0 1	0,681±0,0 3	1,115±0,0 3	1,752±0,1 2	2,011±0,0 4	1,41 ±0,02

Tableau 8 : Les absorbances de l'effet des extraits des feuilles de *M. oleifera* sur la réduction du fer, mesurées à 700 nm.

Concentration de BHA (g/ml)									EC50 (mg/ml)
0,4	0,8	1	1,5	2	2,5	3	3,5	4	
0,186± 0,01	0,371± 0,01	0,412± 0,03	0,487± 0,04	0,620± 0,004	0,812± 0,002	0,965± 0,07	1,086± 0,02	1,141± 0,02	0,14 ± 0,04

Les résultats obtenus concernant l'activité antioxydante, ont révélé la capacité des extraits de feuilles de *M. oleifera* sur le piégeage du radical libre DPPH par rapport au pouvoir réducteur des ions métallique (réduction du fer). Cette différence de résultats peut être liée aux composés phytochimiques en particulier les composés phénoliques présents dans les extraits préparés.

5. Activité antidiabétique des extraits de *Moringa oleifera*

Les résultats de cette activité sont représentés l'effet des extraits de *M. oleifera* sur l'inhibition de l'activité de l' α -amylase, exprimé en pourcentage d'inhibition. L'acarbose a été utilisé comme un contrôle positif.

Les valeurs de la concentration inhibitrice à 50% de l'activité enzymatique (IC₅₀) ont été calculées à partir des équations de régression des courbes des pourcentages d'inhibition en fonction des concentrations des extraits. Une valeur d'IC₅₀ faible indique un potentiel inhibiteur plus élevé des extraits testés. Les résultats de l'activité inhibitrice de l' α -amylase par les extraits de *Moringa oleifera* sont représentés dans la **figure 22 et les tableaux 9 et 10**.

Les résultats obtenus montrent un effet inhibiteur de l'activité de l' α -amylase proportionnelle aux concentrations des extraits de plantes de *M. oleifera*. Les pourcentages d'inhibition varient entre 24 et 85% pour l'extrait eau-éthanol, et entre 3 et 96% pour l'extrait aqueux.

L'extrait eau-éthanol et l'extrait aqueux ont montré des valeurs de IC_{50} comparables, $3,02 \pm 0,53$ mg/ml et $3,39 \pm 0,26$ mg/ml, respectivement. Cependant, l'effet des deux extraits restent nettement inférieur que celui de l'acarbose ($IC_{50} = 0,053 \pm 0,035$ mg/ml).

L'effet inhibiteur comparable des extraits, aqueux et eau-éthanol, peut être lié à la présence de composés phénoliques, notamment les tanins qui sont connus pour leur capacité à inhiber les enzymes digestives impliquées dans l'hydrolyse des glucides. Ces composés peuvent ralentir la dégradation de l'amidon et ainsi contribuer à la diminution de la glycémie postprandiale.

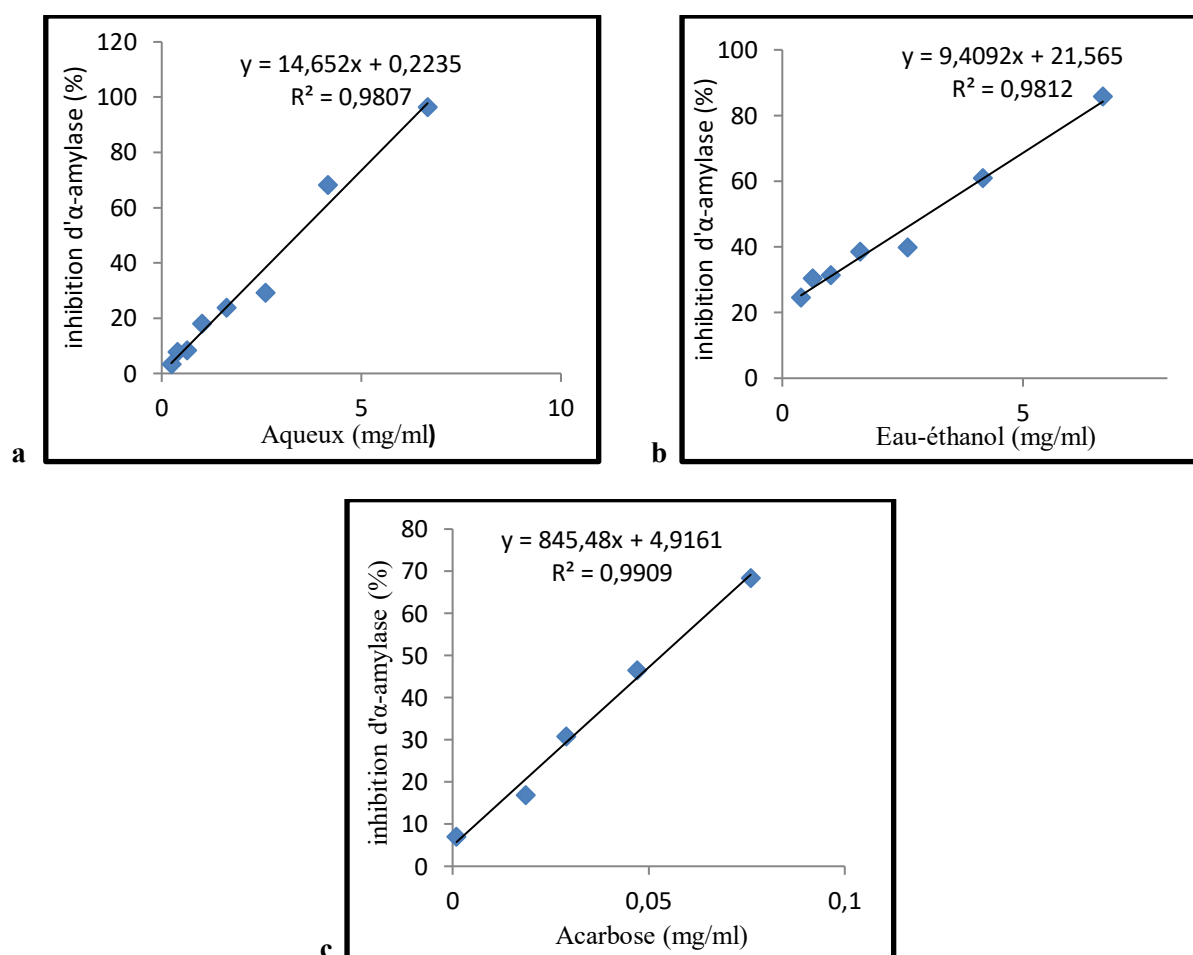


Figure 22: Effet antidiabétique de l'extrait aqueux (a), extrait eau-méthanol (b) de *M. oleifera*, et de l'acarbose (c), exprimé en pourcentage d'inhibition de l'activité de l' α -amylase.

Tableau 9 : Effet des extraits de *M. oleifera* sur l'activité de l' α -amylase exprimé en pourcentage d'inhibition

	Concentration des extraits (mg/ml)								IC50 (mg/ml)
	6,66	4,16	2,6	1,62	1,01	0,63	0,39	0,24	
Aqueux	96,51± 0,12	68,26± 0,04	29,2± 0,16	23,89± 0,16	18,05± 0,36	8,37± 0,46	7,81± 0,33	3,33± 0,26	3,39 ± 0,26
Eau- éthanol	85,8± 0,35	60,9± 0,35	39,9± 1,36	38,5± 0,32	31,3± 0,10	30,5± 0,97	24,6± 0,18	16,9± 0,17	3,02 ± 0,53

Tableau 10 : Effet de l'acarbose sur l'activité de l' α -amylase exprimé en pourcentage d'inhibition

	Concentration de L'acarbose (mg/ml)					IC50 (mg/ml)
	0,076	0,047	0,029	0,0186	0,001	
Acarbose	68,38±0,04	46,53±0,03	30,80±0,12	16,90±0,09	7,034±0,14	0,053 ± 0,035

Discussion

Dans cette étude nous nous sommes intéressés à l'étude de l'activité antioxydante de deux extraits des feuilles de *Moringa oleifera*, l'extrait aqueux et l'extrait eau-éthanol, en utilisant le test de piégeage du radical libre DPPH et le test du FRAP ; ainsi que l'évaluation l'activité antidiabétique en mesurant l'effet inhibiteur de l'activité de l' α -amylase.

L'extrait eau-éthanol et aqueux ont montré un rendement d'extraction comparable, 19,15 % et 18,75 %, respectivement. Le screening phytochimique et les dosages ont révélé que ces extraits sont riches composés phénoliques, en particulier l'extrait eau-éthanol qui referme $214,93 \pm 0,10 \mu\text{g EAG/mgE}$ de polyphénols, $23,88 \pm 0,01 \mu\text{g EC/mgE}$ de flavonoïdes, et $206,77 \pm 0,01 \mu\text{g EC/mgE}$ de tanins.

L'étude effectuée par **Sanogo et Sissoko (2020)** a montré des teneurs élevées de l'extrait eau-méthanol, en polyphénols ($309,72 \pm 0,015 \mu\text{g GAE/mg}$) et en flavonoïdes ($41,33 \pm 0,018 \mu\text{g CEQ/mg}$). Ces valeurs sont nettement plus élevées que nos résultats concernant les polyphénols et les flavonoïdes qui sont extrait dans le mélange eau-éthanol. Cette différence peut être attribuée à la polarité du méthanol qui a assuré une extraction sélective des composés phénoliques par rapport à l'éthanol. Par contre, la comparaison de nos résultats du taux de tanins condensés avec celui de **Bendjeriou et Nougti, (2020)** qui déterminé un faible taux de des tanins condensés dans l'extrait eau-méthanol, $94,1 \text{ mg EC/gES}$, et qui reste inférieur par rapport à non résultats ($206,77 \pm 0,01 \mu\text{g EC/mgE}$).

Le mélange eau-éthanol a permis une meilleure extraction des composés phénolique par rapport à l'eau distillée, notamment les composés phénoliques, les flavonoïdes et certains métabolites secondaire. Le rendement d'extraction dépend principalement de la nature du solvant (éthanol, méthanol...), et la méthode d'extraction utilisée. **Sanogo et Sissoko (2020)**, ont également observé un rendement d'extraction plus élevé avec le mélange eau-méthanol par apport à l'eau distillée. De ce fait, le choix du solvant joue un rôle déterminant dans le rendement d'extraction et dans la qualité des extraits obtenus.

Les métabolites secondaires, notamment les polyphénols et les flavonoïdes, sont des composés végétaux largement reconnus pour leurs nombreuses activités biologiques, et qui sont fortement impliqués dans l'activité antioxydante, antimicrobienne, anticancéreuse, et anti-inflammatoire. La richesse des extraits de feuilles de *Moringa oleifera* en composés phénoliques, en particulier les tanins, qui pourraient être responsables d'une grande partie de leurs propriétés biologiques.

Les résultats de l'activité antioxydante des extraits de feuilles de *M. oleifera* ont montré la capacité de ces extraits à piéger le radical libre DPPH et à réduire le fer ferrique en fer ferreux. Dont l'extrait aqueux a enregistré une valeur d'IC₅₀ de $64,67 \pm 0,07$ µg/ml sur la réduction du DPPH, et $107,04 \pm 0,15$ µg/ml pour l'extrait eau-éthanol. Tandis que, ces extraits ont révélé un faible pouvoir réducteur du fer, dont les valeurs d'EC₅₀ varient entre 1,41 et 1,79 mg/ml.

Sanogo et Sissoko (2020) ont révélé la capacité antioxydante de l'extrait eau-éthanol des feuilles de *M. olifeira*, de la région de Mali, sur la réduction du DPPH (IC₅₀ = $19,43 \pm 0,02$ µg/ml), ainsi qu'un faible effet sur la réduction du fer, avec une valeur d'EC₅₀ de $5,27 \pm 0,006$ mg/ml). De ce fait on constate que le mélange eau-méthanol est plus puissant sur la réduction du DPPH par rapport au mélange eau-éthanol. Tandis que, ce dernier semble plus actif sur la réduction du fer par rapport au mélange eau-méthanol. D'autre part, la méthode d'extraction peut influencer le pouvoir antioxydant de l'extrait. **Magaji et al., (2022)** qui ont préparé par macération un extrait eau-éthanol à partir des feuilles de *M. oleifera* de la région du Niger, ont révélé une forte activité sur le piégeage du radical DPPH (IC₅₀ = 0,3 µg/ml) et sur la réduction du fer (EC₅₀ = 22 µg/ml) par rapport à nos résultats.

En fonction de ces résultats il est constaté que les feuilles de *Moringa oleifera* qui sont riches en composés phénoliques, en particulier les tanins, pouvant contribuer au développement de nouvelles approches thérapeutiques contre le stress oxydatif et les maladies liées aux stress oxydatif.

Concernant l'activité antidiabétique, les extraits de feuilles de *M. oleifera* ont montré une inhibition modérée de l'activité de l'α-amylase, dont les valeurs d'IC₅₀ varient entre 3,02 et 3,39 mg/ml. L'effet des deux extraits restent nettement inférieur que celui de l'acarbose (IC₅₀ = 0,053 mg/ml). Nos résultats sont faibles aux résultats obtenus par **Magaji et al., (2022)** qui ont montré une forte inhibition de l'α-amylase avec une valeur de CI₅₀ de 180 µg/ml. Tandis que, nos résultats sont intéressants par rapport aux résultats de **Ogundipe et al. (2020)**, qui ont testé une série de solvants organiques (Méthanol, Hexane, Acétate d'éthyle, eau) sur les feuilles, les graines et les racines de *Moringa oleifera* (de la région de Nigeria) en utilisant le Soxhlet ; dont l'extrait méthanol (IC₅₀ = 8,21 mg/ml) et hexane (IC₅₀ = 9,39 mg/ml) des feuilles ont révélé le meilleur effet inhibiteur de l'α-amylase

Conclusion

Au cours de cette étude nous nous sommes intéressées à la détermination du taux des composés phénoliques, ainsi qu'à l'évaluation de la capacité antioxydante et antidiabétique des extraits de feuilles de *Moringa oleifera* de la région de Béni-Abbès (Algérie).

Le screening phytochimique a révélé la présence des polyphénols dans l'extrait aqueux et eau-éthanol. De plus le dosage des composés phénoliques a indiqué la richesse des extraits étudiés, en particulier l'extrait eau-éthanol, en polyphénols, en flavonoïdes et en tanins condensés.

L'évaluation de l'activité antioxydante a mis en évidence une activité antiradicalaire appréciable des deux extraits. L'extrait aqueux a présenté le meilleur effet sur le piégeage du radical libre le DPPH, tandis que l'extrait eau-éthanol été efficace sur le réduction du fer ferrique. Ces résultats signifient la capacité des feuilles de *Moringa oleifera* à neutraliser les radicaux libres et à réduire le stress oxydatif, grâce notamment à leur richesse en composés phénoliques.

L'étude de l'activité antidiabétique, réalisée par le test d'inhibition de l' α -amylase, a montré que les deux extraits possèdent un effet inhibiteur modéré de cette enzyme, les résultats obtenus indiquent un potentiel intéressant de *Moringa oleifera* dans la prévention et la gestion du diabète.

À la lumière de ces résultats, il serait intéressant de poursuivre et compléter ce travail, en étudiant les perspectives suivantes ;

- Utiliser d'autres solvants (méthanol, acétone...) et méthodes d'extraction (macération)
- Évaluer l'activité antioxydante en utilisant d'autres méthodes complémentaires (ABTS, ORAC, β -carotène, etc.).
- Évaluer l'activité antidiabétique des extraits en utilisant le test sur l' α -glucosidase ; glycation de BSA
- Evaluer d'autres activités biologiques des feuilles de *Moringa oleifera*, notamment les activités antimicrobienne, anti-inflammatoire et anticancéreuse.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

Ali Dahmane, F. Z., & Anani, Y. (2022). Étude de la relation entre le diabète sucré et le stress oxydatif : utilisation des plantes médicinales. *Mémoire de master, Université de Tlemcen, Algérie.*

Alidou, C., Salifou, A., Djossou, J., Mazou, M., Tchobo, F. P., & Soumanou, M. M. (2016). Effect of boiling, simmering and blanching on the antinutritional content of *Moringa oleifera* leaves. *International Journal of Food Nutrition and Safety*, 2, 1–6.

American Diabetes Association. (2024). *Standards of Care in Diabetes—2024: Classification and diagnosis of diabetes. Diabetes Care*, 47(Suppl. 1), S20–S42

Anriani, D. A. M., & Ningsih, P. (2020). Analysis of total flavonoid levels in young and old soursop leaves (*Annona muricata* L.) using UV-Vis spectrophotometry methods. *Journal of Applied Science, Engineering, Technology, and Education*, 2(1).

Anuragi, H., Singhal, R. K., Tanveer, Y., Yasmin, H., Srijan, A., Bharati, A., Chand, L., Taria, S., Rajarajan, K., Ram, A., Arunachalam, A., Hakeem, K. R., Özbilici, D., & El Sabagh, A. (2021). The primacy of *Moringa oleifera* in boosting nutrition status and immune defence amidst the COVID-19 catastrophe: A perspective.

Arshad, M. T., Maqsood, S., Ikram, A., & Gnedeka, K. T. (2025). Recent perspectives on the pharmacological, nutraceutical, functional, and therapeutic properties of *Moringa oleifera* plant. *Food Science & Nutrition*, 13(4), e70134.

Atakpama, W., Kponor, E. G. E., Kanda, M., Dourma, M., Nare, M., Batawila, K., & Akpagana, K. (2014). *Moringa oleifera* Lamarck (Moringaceae): une ressource phytogénétique à usage multiple. *Revue CAMES*, 2, 6–15.

Baroudi, S. M. G., & Otmani, F. (2022). Synthèse de quelques travaux scientifiques sur l'activité antioxydante et inhibitrice de l'alpha-amylase de *Moringa oleifera*. *Mémoire de master, Université de Tlemcen, Algérie.*

Bengarnia, B., Henni, J. E., Al Aboudi, A. K., & Kihal, M. (2020). Evaluation de la qualité sanitaire des eaux brutes de consommation : cas de la ville de Béni-Abbès. *Journal of Applied Science, Engineering, Technology, and Education*.

Bennamara, F. Z. (2017). Stress oxydant et pathologies humaines. *Thèse de doctorat en pharmacie, Université Mohammed V, Rabat.*

Berger, M. M. (2006). Manipulations nutritionnelles du stress oxydant : état des connaissances. *Nutrition Clinique et Métabolisme*, 20, 48–53.

Bougandoura, N., & Bendimerad, N. (2012). Évaluation de l'activité antioxydante des extraits aqueux et méthanolique de *Satureja calamintha* ssp. *Nepeta* (L.) Briq.

Buyel, J. F., Hornbacher, J., Esatbeyoglu, T., Papenbrock, J., Heinrichs, H., Schlechtriem, C., Francis, G., & Becker, K. (2025). Understanding *Moringa oleifera* analytics, extraction and cultivation for the production of high-quality proteins and bioactive natural products. *Industrial Crops & Products*, 236, 121981.

- Carlsen, M. H., Halvorsen, B. L., Holte, K., et al. (2010).** The total antioxidant content of more than 3100 foods, beverages, spices, herbs and supplements used worldwide. *Nutrition Journal*, 9, 3.
- Cheklat, M., & Hemdani, L. (2018).** Étude phytochimique et évaluation de l'activité antioxydante et antibactérienne de la partie aérienne de *Raphanus sativus* L. *Mémoire de master*.
- Defraigne, J. O., & Pincemail, J. (2008).** Stress oxydant et antioxydants. *Revue Médicale de Liège*, 63, 10–19.
- Favier, A. (2006).** Stress oxydant et pathologies humaines. *Annales pharmaceutiques françaises*, 64(6), 390–396.
- Frère, M. (2011).** Diabète, physiopathologie et conséquences. *Kinésithérapie, la Revue*, 11(118), 24–28. [https://doi.org/10.1016/S1779-0123\(11\)75193-2](https://doi.org/10.1016/S1779-0123(11)75193-2)
- Gashahun, G. S., & Solomon, L. B. (2018).** Study of the antioxidant activities of avocado (*Persea americana* Mill.) and three banana (*Musa paradisiaca* L.) varieties by FRAP and Rancimat assays. *Anatomy & Physiology & Biochemistry International Journal*, 6(1), 555678.
- Ghibu, S., Richard, C., Delemasure, S., Vergely, C., Mogosan, C., & Muresan, A. (2008).** L'acide alpha-lipoïque : un dithiol endogène aux propriétés antioxydantes. *Annales de Cardiologie et d'Angéiologie*, 57, 161–165.
- Haleng, J., Pincemail, J., Defraigne, J. O., Charlier, C., & Chapelle, J. P. (2007).** Le stress oxydant. *Revue Médicale de Liège*, 62, 628–638.
- Henouda, S., Karouche, S., Attou, A., & Boulal, A. (2023).** Study of the effect of *Moringa oleifera* leaves powder in Southwestern Algerian diabetic patients: a pilot clinical trial. *Notulae Scientia Biologicae*, 15(2), 11554.
- Hua, F. (2020).** New insights into diabetes mellitus and its complications: A narrative review. *Annals of Translational Medicine*.
- Konan Kouamé, T., Siaka, S., Kassi, A. B. B., & Soro, Y. (2021).** Détermination des teneurs en polyphénols, flavonoïdes et tanins de *Piliostigma thonningii*. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 15(1), 97–105.
- Laouedj, A., & Ikram, M. (2023).** Évaluation de la cytotoxicité in vitro des extraits de plantes médicinales (*Moringa oleifera*, *Ephedra alata*). *Mémoire de master, Université de Tlemcen, Algérie*.
- Lima Neto, H. (2012).** Effects of *Solanum lycocarpum* fractions on ruminal fermentation. *Doctoral dissertation, University of Newcastle Upon Tyne*.
- Magaji, U. F., Sacan, O., & Yanardag, R. (2020).** Alpha-amylase, alpha-glucosidase and glycation inhibitory activity of *Moringa oleifera* extracts. *South African Journal of Botany*, 128, 225–230.

- Mahmoudi, S., & Khali, M. (2013).** Étude de l'extraction des composés phénoliques de différentes parties de la fleur d'artichaut (*Cynara scolymus* L.).
- Mallenakuppe, R., Homabalegowda, H., Gouri, M. D., Basavaraju, P. S., & Chandrashekharaiyah, U. B. (2015).** History, taxonomy and propagation of *Moringa oleifera*—a review. *Crops*, 3(3), 3–15.
- Ojo, O. A., Ibrahim, H. S., Rotimi, D. E., Ogunlakin, A. D., & Ojo, A. B. (2023).** Diabetes mellitus: From molecular mechanism to pathophysiology and pharmacology. *Medicine in Novel Technology and Devices*, 19, 100247.
- Pop, O. L., Kerezsi, A. D., & Ciont, C. (2022).** A comprehensive review of *Moringa oleifera* bioactive compounds—cytotoxicity evaluation and encapsulation. *Foods*, 11, 3787.
- Rahaman, M. M., Hossain, R., Herrera-Bravo, J., et al. (2023).** Natural antioxidants from fruits, seeds, foods and natural products. *Food Science & Nutrition*, 11(4), 1657–1670.
- Razis, A. F. A., Ibrahim, M. D., & Kntayya, S. B. (2018).** Health benefits of *Moringa oleifera*. *African Crop Science Journal*, 26(1), 137–156.
- Sanogo, I., & Sissoko, A. (2020).** Contribution à l'étude phytochimique et à l'activité antioxydante des extraits de *Moringa oleifera*. *Mémoire de master, Université de Tlemcen, Algérie*.
- Tenenbaum, M., Bonnefond, A., Froguel, P., & Abderrahmani, A. (2018).** Physiopathologie du diabète. *Revue Francophone des Laboratoires*, 2018(502), 26–32.
- Trigo, C., Castello, M. L., Ortola, M. D., Garcia-Mares, F. J., & Soriano, M. D. (2020).** *Moringa oleifera*: An unknown crop with great potential. *Foods*, 10(1), 31.