



Etude de la composition phytochimique et activités antioxydante des feuilles du *Moringa oleifera*. Lam (Moringaceae) dans les régions de Kita (Mali) et de Thiès (Sénégal)

Mohamed El Béchir NACO^{1,2*}, Dalane Bernadette COULIBALY², Harouna TIRERA¹, Madani MARIKO², Benoît Yaranga KOUMARE², Bara NDIAYE¹, Serigne Omar SARR¹, Rokia SANOGO² et Amadou DIOP¹

¹Université Cheikh Anta DIOP de Dakar, Laboratoire de Chimie analytique et Bromatologie, BP 5005, Dakar, Sénégal.

²Université des Sciences, des Techniques et des Technologies de Bamako, Laboratoire de Chimie analytique et Bromatologie, BP 1805, Bamako, Mali.

* Auteur correspondant ; E-mail: elbassinaco2000@gmail.com

Received: 15-01-2024

Accepted: 28-02-2024

Published: 31-08-2024

RESUME

Le règne végétal contient une très grande variété de molécules bioactives telles que des composés phénoliques, des terpènes et des alcaloïdes qui peuvent présenter des propriétés antioxydantes. L'objectif de la présente étude était de déterminer la composition phytochimique et le potentiel antioxydant des extraits de feuilles du *Moringa oleifera*. Lam. Le criblage phytochimique a été réalisé par les réactions de caractérisation. De plus, la teneur en groupes phytochimiques a été déterminée par spectrophotométrie UV-Visible. La capacité antioxydante des extraits de feuilles a été déterminée par trois méthodes : pouvoir réducteur des ions ferriques (FRAP) et des procédés de piégeage des radicaux libres avec l'acide 2,2-diphényl-1-picryl-hydrazyl et 2,2'-azino-bis-(3-éthylbenzothiazoline-6-sulfonique) (DPPH). Les résultats du criblage chimique ont montré que les feuilles du *M. oleifera* Lam sont abondantes en flavonoïdes, tanins, alcaloïdes, terpénoïdes, mucilages, saponosides, glucosides d'un échantillon à un autre selon leur origine et la méthode d'extraction. Cependant les anthocyanes ont été absents dans certains échantillons. Les teneurs en groupes phytochimiques étaient : 15,347±0,017 à 64,857±0,015 mg pour les polyphénols, 0,713 ± 0,049 à 1,978 ± 0,068 mg pour les flavonoïdes totaux, 110,506 ± 1,245 à 281,482±0,017 mg pour les tanins hydrolysables et 2,518±0,087 à 14,385±0,028 mg pour les tanins condensés. Le plus grand potentiel antioxydant a été observé avec un échantillon du Sénégal avec des concentrations inhibitrices de 208,36±2,65; 6,47±0,89; 468,25±3,78 µg/mL respectivement par les différentes méthodes. Cette étude a révélé la présence d'une variété de composés phytochimiques dans les extraits de feuilles de *Moringa oleifera*. Lam avec une teneur élevée en composés phénoliques qui peuvent ensuite être corrélés au potentiel antioxydant de cette plante.

© 2024 International Formulae Group. All rights reserved.

Mots clés: *Moringa oleifera*. Lam, criblage phytochimique, activité antioxydante, Mali, Sénégal.

Study of the phytochemical composition and antioxidant activities of *Moringa oleifera* leaves. Lam (Moringaceae) in the regions of Kita (Mali) and Thies (Senegal)

ABSTRACT

Plant kingdom contains a very wide variety of bioactive molecules such as phenolic compounds, terpenes and alkaloids which can exhibit antioxidant properties. The objective of the present study was to determine the phytochemical composition and antioxidant potential of *Moringa oleifera* leaf extracts. Lam. Phytochemical screening was carried out by characterization reactions. Additionally, the content of phytochemical groups was determined by UV-Visible spectrophotometry. The antioxidant capacity of the leaf extracts was determined by three methods: ferric ion reducing power (FRAP) and free radical scavenging methods with 2,2-diphenyl-1-picryl-hydrazyl and 2,2' acid. -azino-bis-(3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid) (DPPH). The results of the chemical screening showed that the leaves of *M. oleifera* Lam are abundant in flavonoids, tannins, alkaloids, terpenoids, mucilages, saponosides, glucosides from one sample to another depending on their origin and the extraction method. However, anthocyanins were absent in some samples. The contents of phytochemical groups were: 15.347 ± 0.017 to 64.857 ± 0.015 mg for polyphenols, 0.713 ± 0.049 to 1.978 ± 0.068 mg for total flavonoids, 110.506 ± 1.245 to 281.482 ± 0.017 mg for hydrolyzable tannins and 2.518 ± 0.087 to 14.385 ± 0.028 mg for condensed tannins. The greatest antioxidant potential was observed with a sample from Senegal with inhibitory concentrations of 208.36 ± 2.65 ; 6.47 ± 0.89 ; 468.25 ± 3.78 $\mu\text{g/mL}$ respectively by the different methods. This study revealed the presence of a variety of phytochemicals in *Moringa oleifera* leaf extracts. Lam with a high content of phenolic compounds which can then be correlated to the antioxidant potential of this plant.

© 2024 International Formulae Group. All rights reserved.

Keywords: *Moringa oleifera*. Lam, phytochemical screening, antioxidant activity, Mali, Senegal.

INTRODUCTION

Au travers des âges, l'être humain a pu dépendre sur le règne végétal pour subvenir à ses besoins dont la thérapie. L'utilisation thérapeutique des plantes pour le traitement de certaines pathologies de l'homme est très ancienne et évolue avec l'histoire de l'humanité. Le règne végétal représente une très grande variété de molécules bioactives parmi ces composés on retrouve les composés phénoliques, les terpènes et les alcaloïdes (Bahorun, 1996).

Ces dernières années, l'étude des antioxydants naturels contenus dans les plantes médicinales en relation avec leurs propriétés thérapeutiques, a suscité beaucoup d'intérêts. En effet, des ressources végétales riches en composés polyphénoliques, flavonoïdes, protéines, bêta-carotène, calcium, potassium, vitamines comme les feuilles de *Moringa oleifera* Lam. (Moringaceae) peuvent être utilisées pour la prévention de nombreuses pathologies (Gülçin, 2012). Parmi les plantes médicinales recensées à ce jour le *Moringa*

oleifera appartenant à la famille Moringaceae, aussi appelée « arbre de la vie ». Le genre *Moringa* comporte plusieurs espèces largement répandues dans les régions méditerranéennes sud-ouest de l'Asie et d'Amérique (Olson et Carlquist, 2001). De par leur richesse en composés antioxydants naturels comme composés phénoliques, flavonoïdes et vitamines (Vongsak et al., 2013) ses feuilles de *Moringa oleifera* sont utilisées en tant que plante médicinale et nutritionnelle. Par ses nombreuses potentialités décrites dans la bibliographie, cette espèce mériterait une attention particulière en vue de son exploitation dans différents domaines (agro-alimentaire, thérapeutique et environnemental) avec des avantages socio-économiques non négligeables.

Moringa est largement utilisé dans la médecine traditionnelle (Alhakmani et al., 2013). Elle a une gamme impressionnante d'utilisations médicales avec une valeur nutritionnelle élevée et connue pour son énorme potentiel thérapeutique, puisqu'elle

peut traiter plus de 300 maladies. (Nadeem et al., 2020). De nombreuses études scientifiques ont rapporté ses propriétés antimicrobiennes, anti-inflammatoires, antioxydantes, antiulcéreuses, antidiabétiques et anticancéreuses (Al-Asmari et al., 2015; Anthanont et al., 2016).

Différentes parties de cette plante contiennent un profil de minéraux importants et sont une bonne source de protéines, vitamines, bêta-carotène, acides aminés et divers phénols. L'usine de *Moringa* fournit une combinaison riche et rare de zéatine, quercétine, bêta-sitostérol, acide chlorogénique et kaempferol. La zéatine est « toute classe d'hormones végétales, produites par les racines et voyageant vers le haut à travers le xylème, qui favorisent la croissance des tissus et le bourgeonnement et, sur l'application, retardent la sénescence des plantes. » (George, 2015).

Les feuilles de *Moringa oleifera* sont utilisées en tant que plante médicinale et nutritionnelle (Jed et al., 2005). L'incorporation de poudre de feuilles de *M. oleifera* dans l'alimentation humaine s'est avérée bénéfique. En Afrique de l'Ouest, surtout au Mali et au Sénégal, *Moringa oleifera* est utilisé grâce à ces connaissances ethnobotaniques prouvées de part et d'autre. La composition phytochimique d'une plante dépend de son origine et surtout le changement de l'environnement (géographique, climatique) mais aussi des conditions de culture (Aktumsek et al., 2013). Chacun de ces pays valorise l'utilisation de ces plantes à travers leurs propriétés thérapeutiques et/ou médicinales et indications appropriées, comme le cas des médicaments traditionnels améliorés du Mali par exemple.

Le but de cette recherche était d'effectuer un état de l'art sur l'estimation de la variabilité de la teneur en composés phénoliques ainsi que l'évaluation de leurs activités antioxydantes des extraits de feuilles de *Moringa oleifera*. Lam récoltés dans les régions du Mali et du Sénégal.

MATERIEL ET METHODES

Matériel

Matériel végétal

Les échantillons utilisés au cours de ce travail provenaient des localités de Kita et Landaré (région de Kita au Mali) e de Mbour et Thiès (région de Thiès au Sénégal). Les récoltes ont été faites les 07 et 08 avril au Mali et les 20 et 21 mai 2022 au Sénégal.

Après avoir été triées et légèrement nettoyées, les feuilles ont été mises à sécher à l'air libre et à l'abri de la lumière. Elles ont été ensuite broyées à l'aide d'un broyeur électrique. La poudre obtenue a été ensuite tamisée (tamis électrique (Retsch-AS 200)) et conservée dans des bocaux en verre à l'abri de la lumière pour éviter toute détérioration avant leur utilisation. Les codes M1, M2 et S1, S2 désigne respectivement les échantillons collectés à Kita et Landaré au Mali et à Thiès et M'bour au Sénégal.

Réactifs et solvants

De l'eau distillée, du méthanol $\geq 99\%$, du butanol et de l'acétate d'éthyle ont été utilisés comme solvants.

Les réactifs suivant ont été utilisés : acide chlorhydrique (Scharlau); hydroxyde de sodium (Oxford Labo); réactif de Folin Ciocalteu (Sigma Aldrich); carbonate de sodium (Prolabo); vanilline (Prolabo); réactif de Bouchardat (Sigma Aldrich); acide ascorbique (Sigma Aldrich); acide gallique (Sigma Aldrich); acide tannique (Merck); acide acétique (Sigma Aldrich); ammoniac (Scharlau); éthanol absolu (PanRec Applichen); acide sulfurique (Scharlau); chlorure d'aluminium (Sigma Aldrich); chlorure ferrique (Sigma Aldrich); chloroforme (Scharlau); réactif de Wagner (Prolabo); DPPH (Sigma Aldrich); ABTS (Prolabo); phosphate (Prolabo); ferricyanure de potassium (Prolabo); acide trichloracétique (Oxford); chlorure ferrique (Qualikems).

Appareil de mesure

Les mesures des absorbances ont été réalisées en utilisant un spectrophotomètre UV/Visible (BTS-350).

Méthodes

Décoction

Elle a consisté à faire bouillir 10 g de poudre de plante de *M. oleifera* dans 100 mL d'eau distillée pendant 30 minutes puis le mélange a été filtré sur du papier filtre Whatman. Le filtrat obtenu a été centrifugé à 4000 tr/min pendant 20 minutes et conservé à 4°C jusqu'à utilisation.

Infusion

Elle consiste à faire infuser 10 g de la poudre de plante de *M. oleifera* dans 100 mL d'eau distillée, portée initialement à ébullition, pendant 30 minutes et laisser à l'obscurité jusqu'au refroidissement. Le filtrat obtenu a été centrifugé à 4000 tr/min pendant 20 minutes et conservé à 4°C jusqu'à utilisation.

Extraction des solvants

Une masse de 2,5 g d'échantillon est extraite avec 100 mL de solvant d'extraction (eau distillée, éthanol 96% et méthanol 100%). Après agitation magnétique pendant 2 heures à température ambiante, les solutions ont été filtrées sous vide puis centrifugées pendant 30 minutes à 4500 tours/minutes. Les filtrats ont été conservés au frigo à 4°C pour la quantification des composés phénoliques.

Extraction méthanolique

L'extraction a été effectuée par macération de 40 g de la poudre végétale (*M. oleifera*) dans 500 mL d'un mélange Méthanol-Eau (70/30, v/v) (Fathiazad et al., 2011). Le mélange a été agité vigoureusement pendant 48 heures à l'aide d'un agitateur. Après filtration sous vide (à l'aide d'une pompe) par le papier filtre Whatman, la phase hydro-alcoolique résultant a été évaporée à sec sous pression réduite dans un évaporateur rotatif à 50°C pour éliminer le méthanol.

Fractionnement liquide/liquide extrait d'acétate d'éthyle

La phase aqueuse obtenue par l'extraction hydro-méthanolique a été fractionnée par extraction liquide-liquide par l'acétate d'éthyle, en utilisant une ampoule à décanter. La fraction a été ensuite concentrée à sec sous pression réduite à l'aide d'un évaporateur rotatif à 40°C (Bekkara et al., 1998).

Screening phytochimique

L'étude phytochimique qualitative a été effectuée pour détecter les différentes familles chimiques constituant les extraits. Ainsi, il a été procédé à la caractérisation des métabolites secondaires présentant un intérêt pharmacologique tels que les tanins, les flavonoïdes, les alcaloïdes, les saponosides et les composés réducteurs. Les méthodes adoptées ont été décrites par Badiaga (2012), Zitouni (2017) et Bekro et al. (2007). La présence des alcaloïdes a été mise en évidence grâce aux réactifs de Mayer et de Dragendorff; celle des tanins, par une solution aqueuse de trichlorure ferrique (FeCl₃). Les composés appartenant au groupe des flavonoïdes ont été révélés par la réaction à la cyanidine. Quant à la détection des Stérols et des triterpènes, elle est réalisée par la réaction de Liebermann Buchard; et celle des saponosides par leur pouvoir moussant en solution aqueuse. Enfin, la révélation des oses et holosides a été réalisée par l'éthanol saturé avec du thymol; celle des mucilages par l'éthanol absolu uniquement; et la détermination des coumarines a été faite avec un extrait éthérique et l'observation à la fluorescence sous UV 366 nm.

Dosages des composés phytochimiques

Teneur en flavonoïdes totaux

La teneur en flavonoïdes totaux a été déterminée par méthode colorimétrique (Vongsak et al., 2013; Ademiluyi et al., 2018; Hamed et al., 2020). Une quantité de 0,5 mL de la solution aqueuse d'extrait à une concentration de 1 mg/mL a été mélangée avec 2 mL d'eau distillée et ensuite avec 0,15 mL d'une solution de NaNO₂ (15%). Après 6 minutes, 0,15 mL de la solution de chlorure d'aluminium (AlCl₃, 10%) a été ajouté et laissé au repos pendant 6 minutes, puis 2 mL de solution de NaOH (4%) ont été ajoutés au mélange. Immédiatement, de l'eau a été ajoutée pour amener le volume final à 5 mL; et le mélange a été soigneusement agité et laissé au repos pendant encore 15 minutes. L'absorbance du mélange a ensuite été déterminée à 510 nm par rapport à un blanc. La courbe d'étalonnage a été réalisée en utilisant des solutions à différentes concentrations de quercétine et les résultats ont été exprimés en

mg équivalent de quercétine/g d'extrait sec (mg de quercétine/g).

Teneur en polyphénols totaux

La teneur en polyphénols totaux a été déterminée avec le réactif de Folin-Ciocalteu (FCR) selon la méthode publiée par Vermerris et Nicholson (2006). Une quantité de 0,1 mL de solution aqueuse d'extrait à une concentration de 1 mg/mL a été mélangée avec 2 mL de Na₂CO₃ à 2% fraîchement préparés; le tout a été agité par un vortex. Après cinq minutes, 100 µL du réactif de Folin-Ciocalteu (1 N) sont ajoutés au mélange, le tout est incubé pendant 30 minutes à température ambiante et la lecture est effectuée contre un blanc. L'absorbance a été mesurée à 700 nm. La courbe d'étalonnage a été réalisée en utilisant des solutions à différentes concentrations d'acide gallique et les résultats ont été exprimés en équivalent d'acide gallique/g d'extrait (mg d'acide gallique/g).

Teneur en tanins hydrolysables

Le dosage des tanins hydrolysables a été réalisé par la méthode au chlorure ferrique rapportée par Essis et al. (2023). Un volume 3,5 mL du chlorure ferrique (FeCl₃ à 0,01 M dans HCl à 0,001 M) a été ajouté à 1 mL d'extrait. Après homogénéisation, l'absorbance est mesurée à 660 nm contre un blanc préparé dans les mêmes conditions. La teneur en tanins hydrolysables a été déterminée en se référant à une courbe d'étalonnage obtenue avec l'acide tannique. Les résultats sont exprimés en mg équivalent d'acide tannique/g d'échantillon (mg d'acide tannique/g).

Teneur en tanins condensés

La méthode à la vanilline décrite par Essis et al. (2023) a été utilisée pour le dosage des tanins condensés. Cette méthode est basée sur la capacité de la vanilline à réagir avec les unités des tanins condensés dans un milieu acide pour produire un complexe rouge mesuré à 500 nm. Un volume de 100 µL de solution sulfurique de vanilline (1%, 7M H₂SO₄) a été mélangé avec 50 µL de la solution d'extrait (3 mg/mL). Le mélange a été incubé pendant 15 min à 25°C en l'absence de lumière. L'absorbance a été lue à 500 nm contre son blanc. La référence utilisée était la catéchine. La teneur en tanin a été calculée à l'aide de la

courbe d'étalonnage standard de la catéchine et exprimée en milligramme équivalent de catéchine par gramme d'extrait (mg de catéchine/g).

Détermination de l'activité antioxydante

Les méthodes utilisées pour mesurer l'activité antioxydante étaient les méthodes au 2,2-diphényl-1-picryl-hydrazyle (DPPH), à l'acide 2,2'-azino-bis-(3-éthylbenzothiazoline-6-sulfonique) (ABTS) et celle basée sur la mesure du pouvoir réducteur des ions ferriques (FRAP) décrites par Molyneux (2003), Nadal (2009) et Li et al. (2009) respectivement avec quelques modifications.

Activité anti-radicalaire par DPPH

Une solution éthanolique de DPPH• a été préparée avec 4 mg de poudre de ce produit dissouts dans 100 mL d'éthanol. La solution obtenue a été conservée dans le réfrigérateur pendant 12 heures. Dans chaque tube à essai contenant 0,8 mL d'une solution éthanolique de l'extrait à tester à différentes concentrations, un volume de 3,2 mL de la solution de DPPH• a été rajouté. L'acide ascorbique utilisé comme antioxydant de référence a également été testé aux mêmes concentrations. La lecture de l'absorbance a été faite au bout de 30 minutes d'incubation à l'obscurité au spectrophotomètre à 517 nm en utilisant l'éthanol comme blanc. Trois mesures de l'absorbance ont été effectuées pour chaque concentration testée (n=3). L'activité antioxydante de nos extraits est exprimée en CI₅₀. Les CI₅₀ moyennes ont été calculées avec les équations de régression des trois essais séparés où l'abscisse est représentée par la concentration des extraits testés et l'ordonnée par le pourcentage d'inhibition du radical DPPH, ce dernier a été calculé par la formule suivante :

$$PI \% = \left[\frac{\{\text{Abs contrôle} - \text{Abs échantillon}\}}{\text{Abs contrôle}} \right] \times 100$$

PI % : Pourcentage d'inhibition

Abs contrôle : Absorbance du DPPH

Abs l'échantillon : Absorbance du mélange échantillon + DPPH

Activité anti-radicalaire par ABTS

Une quantité de 38,40 mg d'ABTS a été préalablement dissoute dans 10 mL d'eau. Une quantité de 6,75 mg de persulfate de potassium

a été ensuite ajoutée. Le mélange obtenu a été maintenu à l'obscurité et à température ambiante pendant 12 heures avant utilisation. Ce mélange a été dilué avec de l'éthanol afin d'obtenir une absorbance de l'ordre de 0,7 à 734 nm. L'activité antioxydante a été mesurée en mélangeant 0,8 mL de l'extrait dissous dans l'éthanol avec 3,2 mL de la solution d'ABTS afin d'obtenir des concentrations variant de 1 à 10 µg/mL. L'acide ascorbique, utilisé comme antioxydant de référence, a été dissous dans de l'éthanol et testé aux mêmes concentrations. La lecture de l'absorbance a été effectuée après 2 minutes au spectrophotomètre à 734 nm en utilisant de l'éthanol comme blanc. Trois mesures d'absorbance ont été réalisées pour chaque concentration. Les CI_{50} des extraits ont été déterminées de la même manière qu'avec la méthode au DPPH. L'activité antioxydante exprimée en pourcentage d'inhibition (PI) de l'absorbance du radical est donnée par :

$$PI \% = \left[\frac{\text{Abs blanc} - \text{Abs échantillon}}{\text{Abs blanc}} \right] \times 100$$

Abs blanc : Absorbance de la solution d'ABTS

Abs échantillon : Absorbance de la solution d'ABTS après ajout de l'extrait à tester à une concentration donnée et après la réaction.

Activité anti-radicalaire par FRAP

Un volume de 1 mL de chaque extrait (1 mg/mL) a été mélangé avec 2,5 mL de la solution tampon phosphate (0,2 M, pH 6,6) et 2,5 mL de la solution aqueuse du ferricyanure de potassium (K_3FeCN_6) à 1% (m/v). La solution a été agitée immédiatement, puis incubée dans un bain-marie à 50°C pendant 20 minutes. Ensuite 2,5 mL d'acide trichloracétique à 10% a été additionné au mélange réactionnel. Le tout est centrifugé à 3000 tours pendant 10 minutes. A la fin, 2,5 mL du surnageant ont été mélangés avec 2,5 mL d'eau distillée et 0,5 mL d'une solution aqueuse de chlorure ferrique $FeCl_3$ à 0,1%. Les résultats sont exprimés en milligramme équivalent d'acide ascorbique par gramme d'extrait en utilisant l'équation de la courbe d'étalonnage de l'acide ascorbique à différentes concentrations. Les absorbances ont été mesurées à la longueur d'onde de 700 nm (Doukani et al., 2014).

Analyse statistique

Toutes les analyses ont été faites en trois répétitions et les résultats présentés sous forme de moyenne \pm écart type standard à la moyenne (esm). L'analyse statistique des résultats obtenus a été faite avec EXCEL 2010.

RESULTATS

Rendement des méthodes d'extraction

Le meilleur rendement de l'extraction a été obtenu avec l'échantillon M1 par la méthode hydro-méthanolique avec 25,72% et la plus faible avec l'échantillon S2 avec 17,86% tandis qu'avec les méthodes de fractionnements dans le Tableau 1, les résultats montrent que l'extrait d'acétate d'éthyle de l'échantillon M1 était la plus élevée avec 9,54% et la plus faible avec l'échantillon S2 soit 3,65%.

Screening phytochimique

Les résultats obtenus du criblage chimique dans le Tableau 2 montrent que les feuilles du *M. oléifera* sont abondantes en métabolites secondaires (flavonoïdes, tanins, alcaloïdes, terpénoïdes, mucilages, saponosides, glucosides) d'un échantillon à un autre selon leur origine et la méthode d'extraction (décoction, infusion). On remarque notamment l'absence des anthocyanes dans les échantillons M2 et S2. L'apparition de mousse traduit la présence de saponines dans chacun des extraits mais la quantité de mousse est nettement plus importante dans l'échantillon S2.

Dosage des composés phytochimiques

Polyphénols totaux

Les teneurs en polyphénols totaux variaient selon l'origine des échantillons et la nature du solvant utilisés comme indiqué dans le Tableau 3. Pour l'eau distillée ces teneurs variaient entre 15,35 \pm 0,10 et 28,39 \pm 0,05 mg EAG/g MS; pour l'éthanol 96% était entre 28,87 \pm 1,03 et 42,63 \pm 0,03 mg EAG/g MS et pour le méthanol 100% était entre 38,27 \pm 1,54 et 64,86 \pm 0,02 mg EAG/g MS.

Flavonoïdes totaux

Les teneurs en flavonoïdes totaux des extraits indiqués dans le Tableau 4 diffèrent

d'un extrait à un autre, ces valeurs étaient comprises entre 2,08±0,07 et 3,28±0,09 mg EQ/g MS pour l'eau distillée, celui de l'éthanol 96% sont entre 2,11±0,05 et 5,72±0,01 mg EQ/g MS et le méthanol 100% entre 3,86±0,02 et 9,45±0,21 mg EQ/g MS.

Tanins hydrolysables

Pour les tanins hydrolysables les teneurs des différents échantillons variaient entre 110,51±1,25 et 187,02±0,45 mg EAT/g MS pour l'eau distillée, pour l'éthanol 96% était comprise entre 150,04±0,32 et 207,90±0,10 mg EAT/g MS et pour le méthanol 100% ces valeurs étaient comprises entre 189,19±0,35 et 281,48±0,02 mg EAT/g MS comme indiqué dans le Tableau 5.

Tanins condensés

Les teneurs en tanins condensés variaient selon la nature du solvant indiquées dans le Tableau 6 avec des valeurs comprises entre 2,52±0,09 et 7,57±0,28 mg EC/g MS pour l'eau distillée, pour l'éthanol 96% était entre 7,94±1,46 et 12,52±0,07 mg EC/g MS et

pour le méthanol 100% était entre 9,23±0,049 et 14,39±0,02 mg EC/g MS.

Potentiel antioxydant

L'évaluation de l'activité antioxydante par les trois méthodes notamment DPPH, ABTS et celle basée sur la mesure du pouvoir réducteur des ions ferriques FRAP a été faite avec l'extrait d'acétate d'éthyle et ont données des CI50 plus faible avec l'échantillon S1 du Sénégal respectivement 208,36±2,65; 0,855±0,008 et 468,25±3,78 µg/mL. Les CI50 de l'acide ascorbique obtenu par nos différentes méthodes étaient 0,855±0,008, 0,926±0,002 et 254,917±4,75 µg/mL respectivement (Tableau 7). Ces CI₅₀ variaient dans un rapport de 50 entre les méthodes DPPH et FRAP d'une part et la méthode à l'ABTS et FRAP d'un rapport de 100 d'autre part. Les valeurs les plus faibles ont été retrouvées avec les échantillons S1 du Sénégal et M1 en provenance du Mali par rapport aux autres échantillons.

Tableau 1: Rendement (%) des différentes extractions.

Extraits	Echantillons			
	M1	M2	S1	S2
Hydro-méthanolique	25,72	21,46	23,55	17,86
Acétate d'éthyle	9,54	5,77	7,38	3,65
Butanolique	7,89	4,21	6,68	2,88

M1: Kita M2: Landaré S1: Thiès S2: Mbour

Tableau 2: Résultats des réactions de caractérisations.

Constituants chimiques	M1	M2	S1	S2
Alcaloïdes	++	++	+++	++
Tanins	+++	++	+++	++
Flavonoïdes	+/-	+/-	+/-	+/-
Anthocyanes	++	-	++	-
Terpénoïdes	++	+++	+	+++
Mucilages	+++	+++	+	+
Saponosides	+	+	+++	+++
Glucosides	+++	+	+	+
Indice de mousse	119	127	455	500

M1: Kita M2: Landaré S1: Thiès S2: Mbour

+++ : Réaction très positive ; ++ : Réaction positive ; + : Réaction moyennement positive

+/- : Réaction louche ; - : Réaction négative.

Tableau 3: Teneurs en polyphénols totaux des différents échantillons en mg EAG/g MS.

Extrait	M1	M2	S1	S2
Aqueux	23,255±0,069	21,398±0,097	28,388±0,051	15,347±0,017
Ethanolique	37,837±0,031	31,959±0,132	42,632±0,029	28,875±1,031
Méthanolique	50,541±0,139	45,694±0,684	64,857±0,015	38,265±1,544

M1: Kita M2: Landaré S1: Thiès S2: Mbour

Tableau 4: Teneurs en flavonoïdes totaux des différents échantillons en mg EQ/g MS.

Extrait	M1	M2	S1	S2
Aqueux	2,968±0,112	2,278±0,032	3,283±0,097	2,083±0,067
Ethanolique	3,829±0,145	3,739±0,024	5,724±0,004	2,099±0,051
Méthanolique	5,236±0,071	4,782±0,101	9,451±0,213	3,857±0,015

M1: Kita M2: Landaré S1: Thiès S2: Mbour

Tableau 5: Teneurs en tanins hydrolysables des différents échantillons mg EqAT/g MS.

Extrait	M1	M2	S1	S2
Aqueux	147,638±0,940	127,976±1,394	187,024±0,450	110,506±1,245
Ethanolique	187,024±0,045	169,506±0,117	207,904±0,090	150,036±0,324
Méthanolique	249,072±0,347	195,338±0,043	281,482±0,017	189,193±0,347

Tableau 6: Teneurs en tanins condensés des différents échantillons en mg EC/g MS.

Extrait	M1	M2	S1	S2
Aqueux	5,493±0,049	4,043±0,127	7,568±0,281	2,518±0,087
Ethanolique	9,893±0,023	8,693±0,071	12,523±0,069	7,943±1,462
Méthanolique	12,617±0,056	11,318±0,048	14,385±0,028	9,231±0,487

M1: Kita M2: Landaré S1: Thiès S2: Mbour

Tableau 7 : Concentration d'inhibition (CI₅₀) des extraits testés selon les méthodes DPPH, ABTS et FRAP.

Echantillons	CI ₅₀ µg/mL		
	DPPH	ABTS	FRAP
M1	243,82±1,59	7,17±0,28	547,42±8,53
M2	267,01±4,08	7,78±1,59	673,25±5,69
S1	208,36±2,65	6,47±0,89	468,25±3,78
S2	288,32±3,89	7,94±0,67	694,88±6,95
Acide ascorbique	0,855±0,008	0,926±0,002	254,917±4,75

M1: Kita M2: Landaré S1: Thiès S2: Mbour

DISCUSSION

L'extraction est une étape cruciale dans l'étude de la composition phytochimique des plantes médicinales. Le méthanol et l'éthanol sont les meilleurs solvants pour extraire les composés antioxydants des feuilles de *Moringa oleifera* selon Siddhuraju et Becker (2003). L'extraction des feuilles de *Moringa oleifera* de notre étude a été effectuée avec du méthanol et la méthode de séparation liquide-liquide de l'extrait d'acétate d'éthyle a été réalisée pour comparer l'activité antioxydante des différents extraits des feuilles de *Moringa oleifera*. Après fractionnement, les résultats suggèrent que les feuilles de *Moringa oleifera* renfermeraient plus de composés extractibles polaires que de composés non polaires avec des rendements respectifs de 9,54% ; 5,77% ; 7,38% et 3,65% pour les échantillons M1, M2, S1 et S2. Nos valeurs sont proches de celui trouve par Sy et al. (2018), mais ils ont utilisé l'éthanol comme solvant d'extraction.

Le screening phytochimique de nos extraits a révélé la présence d'un certain nombre de métabolites (flavonoïdes, tanins, alcaloïdes, terpenoïdes, mucilages, saponosides et glucosides) dans nos différents échantillons à divers degrés selon leur origine et la nature du solvant d'extraction. Ainsi nous avons remarqués l'absence des anthocyanes dans les échantillons M2 et S2. Nos observations s'accordent avec les données rapportées par Alhakmani et al. (2013) et Chouldhar et al. (2013). Les mêmes auteurs citent la présence de divers autres métabolites tels que les stérols, glycosides, caroténoïde dans *Moringa oleifera*. Un certain nombre de rapports scientifiques indiquent que certains terpénoïdes, stéroïdes et les composés phénoliques comme les tanins, coumarines et les flavonoïdes ont des effets protecteurs en raison de leurs propriétés antioxydantes (Sreelatha et Padma, 2009). Des résultats similaires ont été rapportés par d'autres études (Bachioua et al., 2017; Rezgui et al., 2019). Cette richesse en molécules actives pourrait expliquer leur large utilisation en thérapie traditionnelle. Il est difficile de comparer nos données à celles de la bibliographie, tant de nombreux facteurs peuvent intervenir comme

les conditions agro-climatiques, la nature du cultivar, l'origine géographique, la partie de la plante, les facteurs génétiques, le degré de maturité, les conditions de stockage ainsi que les méthodes analytiques (Avallone et al., 1997; Makkar, 2003; Telli et al., 2010). Les différents dosages réalisés confirment la présence de plusieurs classes de composés phénoliques (polyphénols totaux, flavonoïdes, tanins hydrolysables et tanins condensés).

Les résultats de la teneur en polyphénols totaux montrent des valeurs plus élevées avec l'extrait méthanolique, éthanolique et aqueux respectivement sur l'ensemble des échantillons. Nous constatons que les teneurs en polyphénols totaux de l'échantillon S1 étaient plus élevées par rapport aux autres échantillons S2, M1, M2. Ces résultats sont similaires à celui obtenu par Charoensin (2014), qui a utilisé aussi l'extrait méthanolique et à celui de Ademiluyi et al., (2018), qui ont utilisé l'extrait éthanolique. Cependant Aïcha et Yaya (2017), ont trouvés des résultats similaires avec l'extrait aqueux par contre Vyas et al. (2015), ont trouvé des valeurs inférieures. Par ailleurs Fella et Hafida (2018); Benarima et al. (2020), ont trouvé des teneurs supérieures à celle trouvée dans notre étude, cela s'explique non seulement par l'utilisation de différent solvant d'extraction mais aussi par la diminution de la durée et de la température d'extraction.

Les teneurs en flavonoïdes de nos différents échantillons étaient plus élevées avec l'extrait méthanolique, éthanolique et aqueux respectivement mais les teneurs de l'échantillon S1 étaient les plus importantes. Mwamatope et al. (2020), ont trouvé des résultats similaires avec l'extrait méthanolique et celui de Ademiluyi et al. (2018), qui ont utilisé l'extrait éthanolique par contre Aïcha et Yaya (2017), ont trouvé des résultats inférieurs avec l'extrait aqueux par rapport à celui trouvé dans notre étude. Cependant Vyas et al. (2015); Benarima et al. (2020) ont trouvé des teneurs supérieures à celui trouvé dans notre étude, cela s'explique non seulement par l'utilisation de solutions standards différentes mais aussi d'une augmentation de la température d'extraction par ces derniers. Les résultats du

dosage montrent que la proportion en polyphénols est nettement supérieure à celle des flavonoïdes, ceci suggère que les polyphénols présents ne sont pas tous des flavonoïdes, il peut y avoir présence d'autres polyphénols tels que les tanins catéchiques ainsi que les coumarines (Al-Khateeb et al., 2012).

Les résultats de la teneur en tanin hydrolysable et condensé obtenus par nos différents échantillons ont montrés des valeurs plus élevées avec les extraits méthanolique, éthanolique et aqueux respectivement. Cette teneur était plus élevée avec l'échantillon S1 par rapport aux autres échantillons. Pour les tanins hydrolysables Aïcha et Yaya (2017), ont trouvé des valeurs inférieures par rapport aux notre, cela pourrait s'expliquer par l'utilisation de solvant et de méthode d'extraction différente à celle utilisée dans notre étude. Par contre nos résultats sont supérieurs à ceux trouvés par Chahinez et Latifa (2016), qui ont utilisé le même extrait méthanolique que nous. Cependant pour les tanins condensés Aïcha et Yaya (2017), ont trouvé des valeurs inférieures par rapport à ceux trouvées dans notre étude, cela pourraient s'explique par l'utilisation de solution standard différente. Des études récentes ont montré que plusieurs facteurs peuvent influencer sur la teneur en composés phénoliques, et flavonoïdes tels que des facteurs géographiques, climatiques, génétiques, ainsi que le degré de maturation de la plante et la durée de stockage (Aktumsek et al., 2013).

L'étude de l'activité antioxydante a donné des CI_{50} variant dans un rapport de 50 entre les méthodes DPPH et FRAP d'une part et la méthode à l'ABTS et FRAP d'un rapport de 100 d'autre part. Les valeurs les plus faibles ont été retrouvées avec les échantillons S1 du Sénégal et M1 en provenance du Mali par rapport aux autres échantillons. Sur le plan analytique, il est difficile de tirer une conclusion sur l'efficacité d'un test colorimétrique par rapport à un autre pour l'évaluation de l'activité antioxydante d'une plante médicinale ou d'autres substances. Même si certains tests sont faciles à réaliser en termes de gain de temps, ils ne peuvent ne pas

être suffisants pour conclure sur une activité anti-radicalaire quelconque.

Concernant l'activité antioxydante, les résultats obtenus ont montré que l'extrait d'acétate d'éthyle des feuilles de *Moringa oleifera* est plus actif dans l'échantillon S1 par rapport aux autres échantillons S2, M1, M2 sur l'ensemble des 3 tests (DPPH, ABTS, FRAP), effectués par notre étude avec des meilleures CI_{50} .

Les résultats CI_{50} obtenus par le test de DPPH selon notre étude sont largement inférieurs à celle obtenu par Charoensin (2014), qui a mis en évidence l'activité antioxydante des feuilles de *Moringa oleifera* avec une $CI_{50} = 2,31 \pm 0,02$ mg/mL mais en utilisant l'extrait dichlorométhanique ce qui explique cette différence. Cependant ils sont largement supérieurs à celui obtenus par Vongsak et al. (2013) et Hamed et al. (2020), ces différences s'expliquent par une augmentation de la température d'extraction de 20 à 80°C mais aussi en fonction de la concentration de solvant utilisé (50%, 70% éthanol). Benarima et al. (2020), ont trouvé des CI_{50} qui variaient entre 45,05 et 114,64 $\mu\text{g/mL}$ qui sont inférieures à celui trouvé dans notre étude, cela s'explique non seulement par une augmentation de la température d'extraction de 15 à 45°C mais aussi d'une diminution du temps d'extraction dans la plage de 20 à 60 minutes. D'après Malesev (2007), cette forte activité antioxydante de l'extrait méthanolique pourrait s'expliquer par la présence de tanins et de flavonoïdes.

Les valeurs obtenues par la méthode ABTS selon notre étude sont largement inférieures à celle trouvées par Oldoni et al. (2019), qui ont utilisés non seulement plusieurs extraits par fractionnement mais contrairement à notre étude ont procédé par la méthode HPLC. Les résultats de notre étude par contre sont largement supérieurs à celui obtenus par Hamed et al. (2020) et Moyo et al. (2012), qui ont utilisées des variations de la température d'extraction de 20 à 80°C mais aussi l'extrait aqueux des feuilles de *M. oleifera* qui est piéteur rapide et efficace du radical ABTS et le pourcentage d'inhibition augmente de 0 à

100% avec l'augmentation de la concentration de 0 à 0,1 mg/mL.

Les résultats du test FRAP ont montrés un meilleur pouvoir réducteur de l'ion ferrique des échantillons S1 par rapport aux échantillons S2, M1 et M2 selon notre étude. Ces valeurs sont inférieures à celle trouvées par la méthode HPLC selon Oldoni et al. (2019), ceci pourrait s'expliquer par l'utilisation de différente méthode colorimétrique pour la détermination de l'activité antioxydante (SAA, HPLC). Le pouvoir réducteur est directement liée à la concentration de l'extrait et à son activité antioxydant (Siddhuraju et Becker, 2003; Iqbal et Bhangar, 2006; Shih et al., 2011; Moyo et al., 2012), ainsi que la polarité du solvant (Coz-Bolaños et al., 2018; Oldoni et al., 2019). Cependant Benarima et al. (2020), ont trouvé des valeurs du pouvoir réducteur qui variaient entre 235,86 et 255,57 mg EFeSO₄/g de MS qui sont inférieures à celui trouvé dans notre étude, cela s'explique non seulement par une augmentation de la température d'extraction de 15 à environ 80°C mais aussi par l'utilisation de différent témoin comme référence. Il y a une corrélation directe entre l'activité antioxydant et le pouvoir réducteur de certains extraits des plantes. Les propriétés réductrices sont généralement associées à la présence de réducteurs dans l'extrait et qui exercent une action antioxydante en brisant la chaîne des radicaux libres par don d'un atome d'hydrogène (Shih et al., 2011).

En comparant les CI50 du standard respectivement 0,855±0,008; 0,926±0,002 et 254,917±4,75 µg/mL pour les trois tests effectués (DPPH, ABTS, FRAP), on peut dire que l'acide ascorbique reste toujours l'antioxydant le plus puissant du fait qu'il possède une activité antiradicalaire très élevée par rapport aux activités de nos quatre échantillons malgré que ces derniers possèdent des activités antiradicalaires (des CI50) très intéressantes.

Ainsi par ces 3 tests, on constate que l'activité antioxydante de l'échantillon S1 est meilleure par rapport aux autres échantillons M1, M2 et S2. Ce qui pourrait s'expliquer par la forte teneur en polyphénols de l'échantillon S1 supérieure aux autres échantillons comme

précédemment décrit par Dudonne et al. (2009). Les résultats de notre étude permettent d'affirmer que l'activité antioxydante des extraits d'acétate d'éthyle des feuilles de *Moringa oleifera* pourrait être attribuée à la présence de composés antioxydants comme les polyphénols, des flavonoïdes et des tanins.

Conclusion

L'objectif de cette étude était d'évaluer la composition phytochimique et le pouvoir antioxydant d'extraits de feuilles de *Moringa oleifera*. Lam collectées dans les régions Mali et du Sénégal. Les résultats de l'étude ont révélé des teneurs en composés phytochimiques très variables entre échantillons du même pays et de pays différents. Cependant, les échantillons S1 et M1 récoltés respectivement au Sénégal et au Mali avaient enregistré les teneurs les plus élevées et conséquemment les activités antioxydantes les plus intéressantes. Sur la base des résultats de cette étude, il apparaît que les extraits de *Moringa oleifera*. Lam ont un potentiel antioxydant non négligeable et que la plante peut être utilisée comme une source facilement accessible d'antioxydants naturels et comme aliment fonctionnel pour une application en pharmacie. Il serait nécessaire d'approfondir le travail en étudiant d'autres propriétés pharmacologique de la plante (activité antibactérienne, antifongique ...) et en évaluant la composition minérale des extraits car certains minéraux possèdent aussi des activités biologiques notamment antioxydantes.

CONFLITS D'INTÉRÊTS

Les auteurs déclarent n'avoir aucun conflit d'intérêts relatif à ce travail.

CONTRIBUTIONS DES AUTEURS

MEBN et HT ont initié les travaux pour contribuer à la réalisation des travaux, exploité les résultats. MEBN a rédigé l'article. BD et AD ont supervisé le travail au laboratoire. SOS et AD ont autorisé la réalisation du travail au laboratoire. BYK, RS, MM et AD ont contribué à la connaissance de la composition phytochimique ainsi que l'activité

antioxydante de la poudre des feuilles du *Moringa oleifera*. Lam. AD a relu et corrigé l'article.

REMERCIEMENTS

Les auteurs remercient les responsables du laboratoire de Chimie Analytique et Bromatologie de la Faculté de Médecine, de Pharmacie et d'Odontologie de l'Université Cheikh Anta DIOP de Dakar et ainsi que les techniciens pour leur aide à la bonne réalisation des travaux.

REFERENCES

- Ademiluyi AO, Olubukola HA, Ganiyu O, Aline AB. 2018. Drying alters the phenolic constituents, antioxidant properties, α -amylase, and α -glucosidase inhibitory properties of *Moringa oleifera* leaf. *Food Science and Nutrition*, **6**(8): 2123-2133. DOI : <https://doi.org/10.1002/fsn3.770>
- Aïcha A, Yaya K. 2017. Teneur en composés phénoliques et activité antioxydante d'extrait aqueux de feuilles de *Moringa oleifera*. Université Abderrahmane MIRA de Bejaia, Faculté des Sciences et de la Nature et de la Vie, pp: 23-48.
- Aktumsek A, Zengin G, Guler GO, Cakmak YS, Duran A. 2013. Antioxidant potentials and anticholinesterase activities of methanolic and aqueous extracts of three endemic *Centaurea species* L. *Food and Chemical Toxicology*, **55**: 290-296. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.fct.2013.01.018>.
- Al-Asmari AK, Albalawi SM, Athar Md T, Khan AQ, Al-Shahrani H, Islam M. 2015. *Moringa oleifera* as an anti-cancer agent against breast and colorectal cancer cell lines. *PLoS One*, **10**(8): e0135814. DOI: doi.org/10.1371/journal.pone.0135814.
- Alhakmani F, Kumar S, Okindra A, Khan A. 2013. Estimation of total phenolic content, in vitro antioxidant and anti-inflammatory activity of flowers of *Moringa oleifera*. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, **3**(8): 623-627. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.apjtb.2013.06.004>.
- Al Khateeb W, Emad H, Lolita Q, Muhammad A, Baker A, Ahmed A. 2012. In vitro propagation and characterization of phenolic content along with antioxidant and antimicrobial activities of *Cichorium pumilum* Jacq. *Plant Cell Tiss Organ Cult.*, **110**: 103-110. DOI: <https://doi.org/10.1007/s11240-012-0134-9>.
- Anthanont P, Lumlerdkij N, Akaraseenont P, Vannasaeng S, Sriwijitkamol A. 2016. *Moringa oleifera* leaf increases insulin secretion after single dose administration: a preliminary study in healthy subjects. *J. Med. Ass. Thailand.*, **99**(3): 308-313.
- Avallone R, Plessi M, Baraldi M, Monzani A. 1997. Determination of Chemical Composition of carob (*Ceratonia siliqua*): protein, Fat, Carbohydrates and Tanins. *Journal of Food Composition and Analysis*, **10**: 166-172. DOI: <https://doi.org/10.1006/jfca.1997.0528>.
- Bachioua K, Nadia M, F. Zaidi. 2017. Teneur en composés phénoliques et activité antioxydante d'extrait au méthanol des feuilles de *Moringa oleifera*. Mémoire de Master, Université MIRA de Bejaia, Algérie, pp: 14-33.
- Badiaga, M. 2012. Étude ethnobotanique, phytochimique et activités biologiques de *Nauclea latifolia* Smith, une plante médicinale africaine récoltée au Mali. Université Blaise Pascal - Clermont Ferrand II, Français et Université des Sciences, des Techniques et des Technologies de Bamako, p: 136.
- Bahorun T, Gressier B, Trotin F, Brunet C, Dine T, Lucur M. 1996. Oxygen species scavenging activity of phenolic extracts from various organs and pharmaceutical preparations. *Arzneimittelforschung*, **46**(11): 1086-1089.
- Bekkara F, Jay M, Viricel MR, Rome S. 1998. Distribution of phenolic compounds within seed and seedlings of two *Vicia faba* cvs differing in their seed tannin content, and study of their seed and root phenolic exudations. *Plant and Soil*,

- 203(1): 27-36. DOI: <https://www.jstor.org/stable/42949849>.
- Bekro YA, Mamyrbekova JA, Boua BB, Ehile EE. 2006. Ethnobotanical study and phytochemical screening of *Caesalpinia benthamiana* (Baill.) Herend. And Zarucchi (Caesalpinaceae). *Sciences & Nature*, **4**(2): 217-225.
- Benarima A, Laouini SE, Seghir BB, Belaiche Y, Ridha O. 2020. Optimization Of Ultrasonic-Assisted Extraction Of Phenolic Compounds From *Moringa Oleifera* Leaves Using Response Surface Methodology. *Asian Journal of Research Chemistry*, **13**(5): 307-311. DOI: <https://doi.org/10.5958/0974-4150.2020.00059.0>.
- Chahinez C, Latifa I. 2016. Analyse phytochimique de Produits de *Moringa oleifera*. Mémoire de Master. Université Abderrahmane MIRA de Bejaia Faculté des Sciences et de la Nature et de la Vie, pp: 21-46.
- Charoensin S. 2014. Antioxydant and anticancer activities of *Moringa oleifera* leaves. *Journal of Medicinal plant Research*, **8**(7): 318-325.
- Choudhary MK, Boudakhe SH, Gupta SK. 2013. Assessment of the antiulcer potential of *Moringa oleifera* root-bark extract in rats. *Journal of Acupuncture and Meridian Studies*, **6**(4): 214-220. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jams.2013.07.003>.
- Coz-Bolaños X, Campos-Vega R, Reynoso-Camacho R, Ramos-Gómez M, Flavia LP, Guzmán-Maldonado S. 2018. *Moringa* infusion (*Moringa oleifera*) rich in phenolic compounds and high antioxidant capacity attenuate nitric oxide pro-inflammatory mediator *in vivo*. *Industrial Crops & Products*, **118**: 95-101. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2018.03.028>.
- Diebolt, M. 2003. Effets pharmacologiques des polyphénols végétaux sur la vasomotricité et études des mécanismes dans un modèle de vaisseaux humains reconstitués par ingénierie tissulaire. Thèse de doctorat en Sciences du vivant - Pharmacologie. Université Louis Pasteur (Strasbourg) en cotutelle avec Laval - Québec - Canada.
- Dudonne S, Vitrac X, Coutiere P, Woillez M, Merillon JM. 2009. Comparative study of antioxidant properties and total phenolic content of 30 plant extracts of industrial interest using DPPH, ABTS, FRAP, SOD, and ORAC assays. *J. Agric. Food Chem.*, **57**(5): 1768-1774. DOI: <https://doi.org/10.1021/jf803011r>.
- Essis ECL, Coulibaly GS, Ehoulé KROA, Bekro YA. 2023. Composition phytochimique et potentiel antioxydant d'une recette médicinale traditionnelle « spermatik », utilisée dans la prise en charge de l'infertilité masculine en Côte d'Ivoire. *Pharmacopée et médecine traditionnelle africaine*, **22**(1): 13-22.
- Fathiazad F, Mazandarani M, Hamedeyazdan S. 2011. Phytochemical analysis and antioxidant activity of *Hyssopus officinalis* L. from Iran. Tabriz University of Medical Sciences Press (In press), *Advanced Pharmaceutical Bulletin*, **1**(2): 63-67. DOI: <https://doi.org/10.5681/apb.2011.009>.
- Fella O, Hafida H. 2018. Criblage phytochimique et activité antioxydante et antibactérienne de différents extraits de feuilles de *Moringa oleifera* L. Mémoire de Master. Université de Ghardaïa. Algérie, pp: 25-63.
- Gonçalves R, Mateus M, Freitas V. 2010. Biological Relevance of The interaction between procyanidine and trypsin: A multi technique Approach. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, **58**(22): 11924-11931. DOI: <https://doi.org/10.1021/jf1023356>.
- Gülçin I. 2012. Antioxidant activity of food constituents: an overview. *Arch. Toxicol.*, **86**(3): 345-391. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00204-011-0774-2>.
- Hamed YS, Mohamed A, Guijie C, Hafiz MS, Xiaoxiong Z. 2020. Effects of impregnate

- temperature on extraction of caffeoylquinic acid derivatives from *Moringa oleifera* leaves and evaluation of inhibitory activity on digestive enzyme, antioxidant, antiproliferative and antibacterial activities of the extract. *International Journal of Food Science and Technology*, **55** : 3082-3090. DOI: <https://doi.org/10.1111/ijfs.14572>.
- Iqbal S, Bhangar M. 2006. Effect of season and production location on antioxidant activity of *Moringa oleifera* leaves grown in Pakistan. *Journal of Food Composition and Analysis*, **19**(6-7): 544-551. DOI: <http://10.1016/j.jfca.2005.05.001>.
- Li H, Wang X, Li Y, Li P, Wang H. 2009. Polyphenolic compounds and antioxidant properties of selected China wines. *Food Chemistry*, **112**: 454-460.
- Makkar HPS. 2003. Effects and fate of tannins in ruminant animals, adaptation to tannins and strategies to overcome detrimental effects of feeding tannin-rich feeds. *Small Ruminant Research*. **49**: 241-256. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0921-4488\(03\)00142-1](https://doi.org/10.1016/S0921-4488(03)00142-1).
- Malešev D, Kuntić V. 2007. Investigation of metal-flavonoid chelates and the determination of flavonoids via metal-flavonoid complexing reactions. *Journal of the Serbian Chemical Society*, **72**(10): 921-939
- Molyneux P. 2003. The use of the stable free radical diphenylpicrylhydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant activity. *Songklanakarinn J. Sci. Techno.*, **26**(2): 211-219.
- Moyo B, Oyedemi S, Masika P, Muchenje V. 2012. Polyphenolic content and antioxidant properties of *Moringa oleifera* leaf extracts and enzymatic activity of liver from goats supplemented with *Moringa oleifera* leaves/sunflower seed cake. *Meat Science*, **91**(4): 441-447. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.meatsci.2012.02.029>.
- Mwamatope B, Tembo D, Chikowe I, Kampira E, Nyirenda C. 2020. Total phenolic contents and antioxidant activity of *Senna singueana*, *Melia azedarach*, *Moringa oleifera* and *Lannea discolor* herbal plants. *Scientific African*, **9**(481) : 1-7. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.sciaf.2020.e00481>.
- Nadal B. 2009. Synthèse et évaluation de nouveaux agents de protection contre les rayonnements ionisants. Thèse de Doctorat. Université Paris Sud XI, pp: 134-135.
- Nadeem F, Hanif MA, Bhatti IA, Ahmed Basra SM. 2020. *Moringa*. *Medicinal Plants of South Asia*. Elsevier ; 509-523.
- Nour Djihan B, Houada O. 2020. Etude phytochimique et évaluation des activités biologiques du *Moringa oleifera* : étude théorique. Université des Frères Mentouri Constantine, Algérie, pp: 40-58.
- Oldoni TL, Nathalie M, Mariéli K, Solange TC, Severino MD, Rafael GF, Eduardo JP. 2019. Bioguided extraction of phenolic compounds and UHPLC-ESI-Q-TOF-MS/MS characterization of extracts of *Moringa oleifera* leaves collected in Brazil. *Food Research International*, **125**: 108647, p9. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2019.10.8647>.
- Olson ME, Carlquist S. 2001. Stem and root anatomical correlations with life form diversity, ecology, and systematics in *Moringa* (Moringaceae). *Bot. J. Linn. Soc.*, **135**(4): 315-348. DOI: <https://doi.org/10.1006/bojl.2000.042>.
- Rezgui A, Chentouf Y. 2020. Screening phytochimique et caractérisation par chromatographie sur couche mince CCM des extraits des feuilles de *Moringa oleifera*. Thèse de magister, Université Abdelhamid Ibn Badis, Mostaganem, pp: 4-5.
- Shih MC, Chang CM, Sue-Ming K, Min-Lang T. 2011. Effect of Different Parts (Leaf, Stem and Stalk) and Seasons (Summer and Winter) on the Chemical Compositions and Antioxidant Activity of *Moringa oleifera*. *International Journal of Molecular Sciences*, **12**(9):

- 6077-6088. DOI: <https://doi.org/10.3390/ijms12096077>.
- Siddhuraju P, Becker K. 2003. Antioxidant Properties of Various Solvent Extracts of Total Phenolic Constituents from Three Different Agroclimatic Origins of Drumstick Tree (*Moringa oleifera* Lam.) leaves. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, **51**(8): 2144-2155. DOI: <https://doi.org/10.1021/jf020444>.
- Sreelatha S, Padma PR. 2009. Antioxidant Activity and Total Phenolic Content of *Moringa oleifera* Leaves in Two Stages of Maturity. *Plant Foods Hum Nutr.*, **64**: 303-311.
- Sy AN, Fall AD, Ndiaye M, Ndiaye K, Gueye RS, Bassene E, Dieye AM et Sy GY. 2018. Evaluation de l'activité antioxydante des feuilles de *Moringa oleifera* Lam (Moringaceae) du Sénégal, *Int. J. Biol. Chem. Sci.*, **12**(4): 1816-1823. DOI: <https://dx.doi.org/10.4314/ijbcs.v12i4.23>
- Telli M, Guiral E, Martínez JA, Almela M, Bosch J, Vila J, Soto SM. 2010. Prevalence of enterotoxins among *Escherichia coli* isolates caus bacteriaemia. *FEMS Microbiology Letters*, **306**(2): 117-121. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1574-6968.2010.01945.x>.
- Vermerris W, Nicholson, R. 2006. Phenolic Compounds and their Effects on Human Health. In *Phenolic Compound Biochemistry*. Springer : Dordrecht ; 235-255. DOI: https://doi.org/10.1007/978-1-4020-5164-7_7.
- Vongsak B, Pongtip S, Supachoke M, Suchitra T, Yuvadee W, Wandee G. 2013. Maximizing total phenolics, total flavonoids contents and antioxidant activity of *Moringa oleifera* leaf extract by the appropriate extraction method. *Industrial Crops and Products*, **44**: 566-571. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2012.09.021>.
- Vyas S, Kachhwaha S, Kothari L. 2015. Comparative analysis of phenolic contents and total antioxidant capacity of *Moringa oleifera* Lam. *Pharm J.*, **4**(1): 44-50. DOI: <https://doi.org/10.5530/pj.2015.7.5>.
- Zitouni, A. 2017. Profil polyphénolique et activité antioxydante de deux plantes médicinales *Pistacia lentiscus*. L et *Gymnocarpos decander*. Forsk. Thèse de Doctorat en Biologie Cellulaire et Biochimie, Université Abou Bekr Belkaid Tlemcen, Algérie, p: 129.