

Etude de l'activité proliférative de l'extrait aqueux des feuilles de *Moringa oleifera* sur les cellules souches de la moelle osseuse des rats Wistar

BLEOU Olive-Noëlie^{2,4}, ANGBO Koussou Marie Angéline^{1,*}, KONAN Martin², ADOU Lionel³, YAPO Francis⁴, ADON M. Arsène²,

¹ Unité de Formation et Recherche des Sciences Médicales, Université Félix Houphouët-Boigny.

² Unité de Biologie Cellulaire, Institut Pasteur de Côte d'Ivoire

³ Unité de Gestion des Ressources Animales, Institut Pasteur de Côte d'Ivoire

⁴ Unité de Formation et de Recherche Biosciences, Université Félix Houphouët-Boigny.

Date de réception : 28 Octobre 2025 ; Date de révision : 05 Décembre 2025 ; Date d'acceptation : 15 Décembre 2025.

Résumé :

Le stress oxydatif, le vieillissement et les traitements anticancéreux altèrent profondément la fonction des cellules souches hématopoïétiques (CSH). Dans ce contexte, la recherche de solutions naturelles pour soutenir la régénération médullaire suscite un intérêt croissant. *Moringa oleifera*, plante riche en composés antioxydants est largement utilisée en Afrique et en Asie du Sud pour ses vertus médicinales. La présente étude avait pour objectif d'évaluer l'effet de l'extrait aqueux de feuilles de *M. oleifera* sur la prolifération des cellules souches de la moelle osseuse de rats Wistar. Vingt (20) rats mâles Wistar ont été répartis au hasard en quatre lots de cinq animaux chacun : un lot contrôle qui reçut de l'eau distillée comme eau de boisson et trois lots expérimentaux notés T100, T200 et T300 qui reçurent respectivement des extraits aqueux de feuilles de *M. oleifera* de concentration 100 mg/kg, 200 mg/kg et 300 mg/kg de poids corporel (pc). L'extrait aqueux a été administré quotidiennement par gavage oral pendant 21 jours. Après la période d'expérimentation, les animaux ont été sacrifiés, les os longs notamment le fémur et le tibia ont été isolés, débarrassés des tissus adipeux puis pesés et le nombre total de cellules souches des moelles osseuses fémorale et du tibia a été déterminé à l'aide d'une chambre de comptage de type Neubauer. Les résultats montrent une augmentation significative du nombre de cellules par milligramme d'os dans les lots de rats expérimentaux comparativement au lot contrôle. En somme, l'extrait aqueux de *M. oleifera* favorise la prolifération des cellules souches de la moelle osseuse chez le rat soutenant son usage traditionnel comme plante régénératrice et protectrice contre le stress oxydatif. Toutefois, des études moléculaires complémentaires sont nécessaires pour élucider les mécanismes impliqués.

Mots clés : *Moringa oleifera*, cellules souches, moelle osseuse, prolifération cellulaire, rats Wistar.

Study of the proliferative activity of the aqueous extract of *Moringa oleifera* leaves on bone marrow stem cells of Wistar rats

Abstract:

Oxidative stress, ageing and cancer treatments profoundly alter the function of haematopoietic stem cells (HSCs). In this context, there is growing interest in finding natural solutions to support bone marrow regeneration. *Moringa oleifera*, a plant rich in antioxidant compounds, is widely used in Africa and South Asia for its medicinal properties. The aim of this study was to evaluate the effect of aqueous extract of *M. oleifera* leaves on the proliferation of bone marrow stem cells in Wistar rats. Twenty (20) male Wistar rats were randomly divided into four groups of five animals each: a control group that received distilled water as drinking water and three experimental groups labelled T100, T200 and T300, which received aqueous extracts of *M. oleifera* leaves at concentrations of 100 mg/kg, 200 mg/kg and 300 mg/kg body weight (bw). The aqueous extract was administered daily by oral gavage for 21 days. After the experimental period, the animals were sacrificed, the long bones, particularly the femur and tibia, were isolated, cleared of adipose tissue and weighed, and the total number of stem cells in the femoral and tibial bone marrow was determined using a Neubauer counting chamber. The results show a significant increase in the number of cells per milligram of bone in the experimental rat groups compared to the control group. In summary, the aqueous extract of *M. oleifera* promotes the proliferation of bone marrow stem cells in rats, supporting its traditional use as a regenerative plant and protector against oxidative stress. However, further molecular studies are needed to elucidate the mechanisms involved.

Keywords: *Moringa oleifera*, stem cells, bone marrow, cell proliferation, Wistar rats.

Introduction

La moelle osseuse est un tissu conjonctif spécialisé et localisé dans les cavités des os longs, plats et irréguliers. Elle constitue le principal site de l'hématopoïèse chez l'adulte, assurant la production continue des cellules sanguines, telles que les globules rouges, les globules blancs et les plaquettes, indispensables au transport de l'oxygène, à la défense immunitaire et à l'hémostasie (Orkin et Zon, 2008 ; Seita et Weissman, 2010). En outre, la moelle osseuse joue

un rôle important dans l'hématopoïèse et abrite deux principaux types de cellules souches : les cellules souches hématopoïétiques (CSH) et les cellules souches mésenchymateuses (CSM).

Les premières sont responsables de la formation des lignées cellulaires sanguines, tandis que les secondes peuvent se différencier en divers types cellulaires tels que les ostéoblastes, les chondrocytes et les adipocytes (Pittenger et al., 1999 ; Bianco et al., 2001). Les cellules

(*) Correspondance : Angbo K.M.A. ; e-mail : angeline1962@yahoo.fr ; tél. : (+XXX) XXXXXXXXXXXX.

souches sont au cœur des processus de régénération et de réparation tissulaire, rendant leur prolifération et leur activité cruciale pour le maintien de l'homéostasie. Cependant, divers facteurs exogènes ou endogènes, tels que le stress oxydatif, les radiations, certaines chimiothérapies ou encore le vieillissement, peuvent altérer leur prolifération et fonction (Wang et al., 2013).

Parmi les facteurs les plus délétères pour les cellules souches figurent les espèces réactives de l'oxygène (ERO), générées lors de processus pathologiques tels que l'inflammation chronique, l'exposition à des toxines ou le vieillissement cellulaire. Ces ERO provoquent un stress oxydatif qui altère l'intégrité de l'ADN, déstabilise les membranes cellulaires et compromet particulièrement la capacité des CSM à se multiplier et à assurer la régénération des tissus, pouvant même conduire à leur apoptose (Röhrdanz et al., 2002). Cette vulnérabilité au stress oxydatif souligne l'importance de stratégies visant à protéger et à stimuler la prolifération cellulaire, notamment par le recours à des agents antioxydants capables de préserver la vitalité et le potentiel régénératif des CSM.

Plusieurs études *in vitro* et *in vivo* ont ainsi mis en évidence une amélioration de la viabilité, de la prolifération cellulaire, de la différenciation et de l'expression de gènes liés à la croissance et à la survie chez des CSM exposées à des composés antioxydants d'origine végétale.

Les CSH sont également vulnérables au stress oxydatif. Une production excessive de ERO peut entraîner des dommages à l'ADN, perturber leur capacité d'auto-renouvellement, favoriser l'épuisement du compartiment hématopoïétique,

et contribuer au développement de maladies hématologiques (Ito et al., 2006 ; Bigarella et al., 2014).

Des travaux récents suggèrent que certains extraits végétaux pourraient exercer des effets bénéfiques sur les cellules souches. Elles constituent à cet effet, la cible privilégiée de plusieurs substances naturelles capable de stimuler leur activité ou de leur protection.

Parmi les plantes médicinales prometteuses figure *Moringa oleifera*, plante médicinale largement utilisée dans la médecine traditionnelle particulièrement en Afrique et en Asie du Sud. De toutes les parties de *M. oleifera*, les feuilles suscitent le plus d'intérêt scientifique en raison de leur richesse en nutriments (vitamines A, C, E, calcium, fer, protéines) et en composés phytochimiques bioactifs tels que les polyphénols, flavonoïdes, saponines et alcaloïdes (Sreelatha et Padma, 2009 ; Leone et al., 2015). Cette composition des feuilles de *M. oleifera* confère à la plante des propriétés antioxydantes, anti-inflammatoires et immunostimulantes bien documentées (Ayoola et al., 2008 ; Ashfaq et al., 2011). Les feuilles sont également la partie la plus consommée soit à des fins médicinales soit nutritionnelles.

Dans ce contexte, l'étude de l'effet des feuilles de *M. oleifera* sur la prolifération des cellules souches de la moelle osseuse qu'il s'agisse des CSM ou des CSH s'avère nécessaire.

La présente étude se propose donc d'évaluer l'activité proliférative de l'extrait aqueux des feuilles de *M. oleifera* sur les cellules souches de la moelle osseuse de rats Wistar.

1. Matériel et méthodes

1.1. Constitution des extraits aqueux de feuilles de *M. oleifera*

Les feuilles fraîches de *M. oleifera* ont été récoltées dans la commune de Bingerville (Côte d'Ivoire) triées puis lavées à l'eau claire avant d'être séchées à l'ombre pendant 14 jours. Par la suite, les feuilles séchées ont été broyées à l'aide d'un mixeur jusqu'à l'obtention de poudre fine.

La poudre fine obtenue a été utilisée pour la préparation des extraits aqueux selon la méthode décrite par Zihiri et al. (2003).

Ainsi une quantité de 100 g de poudre fine a été pesée puis macérée dans 1 litre d'eau distillée dans un mixeur pendant 5 minutes. L'homogénat obtenu a été ensuite filtré à l'aide d'un dispositif constitué par un entonnoir et un tissu blanc. Le filtrat a été filtré à nouveau sur du coton

hydrophile et l'extrait obtenu a été réparti dans des bocaux puis placé dans une étuve préalablement réglée à 50°C pendant 48 H pour l'évaporation totale de l'eau.

L'extrait brut obtenu a été conservé dans un réfrigérateur réglé à 4°C tout au long de l'expérimentation pour le gavage des animaux).

1.2. Traitement des animaux

Les animaux de cette étude ont été hébergés à l'animalerie de l'Institut Pasteur de Côte d'Ivoire (IPCI) dans les conditions telles que décrites par Konan et al. (2017).

Après acclimatation, Vingt (20) rats mâles Wistar âgés de 90±10 jours et de poids corporel compris entre 75 g et 145 g ont été répartis au hasard en quatre lots de cinq animaux chacun dont un lot contrôle et trois lots expérimentaux. Le lot

contrôle a reçu de l'eau distillée comme eau de boisson et les lots expérimentaux notés T100, T200, et T300 ont reçu par gavage respectivement des extraits aqueux de feuilles de *M. oleifera* de concentrations 100 mg/kg, 200 mg/kg et 300 mg/kg de poids corporel (pc).

La durée de l'expérimentation a été de 21 jours.

1.3. Isolement des cellules souches de la moelle osseuse

Après la période d'expérimentation, les rats de tous les lots ont été sacrifiés par dislocation cervicale après anesthésie. Les os longs notamment le fémur et le tibia ont été isolés et débarrassés des tissus adipeux. Les os ont été ensuite pesés. Par la suite, les extrémités des os ont été sectionnées et la moelle osseuse a été chassée en rinçant l'intérieur des diaphyses avec du PBS stérile à l'aide d'une seringue. Le culot cellulaire a été obtenu par centrifugation de la suspension cellulaire obtenue précédemment à 1000 tours/ min pendant 5 minutes.

1.4. Dénombrement des cellules souches de la moelle osseuse

La détermination de la concentration des cellules souches de la moelle osseuse a été effectuée selon la méthode décrite par Neubauer (1874) en utilisant un microscope inversé et une chambre de comptage de type Neubauer.

2. Résultats

2.1. Evolution de la masse corporelle des animaux

L'évolution de la masse corporelle des animaux a été suivie pendant toute la période de l'expérimentation. Les résultats révèlent une relative stabilité de la masse corporelle des rats des lots expérimentaux et une faible augmentation chez les rats du lot contrôle (Figure 1).

Les analyses statistiques n'indiquent aucune différence significative entre les moyennes des poids des rats des lots de l'étude.

2.2. Numération cellulaire

La Figure 2 présente des micrographies des cellules souches isolées du lot contrôle (Figure 2A) et des lots expérimentaux (Figure 2B ; 2C et 2D).

Les résultats du dénombrement des cellules souches des moelles osseuses montrent une faible densité cellulaire chez les rats du lot contrôle avec une moyenne de $25,3 \cdot 10^6 \pm 10,6 \cdot 10^6$ et des densités cellulaires élevées chez les rats des lots expérimentaux avec respectivement des moyennes de $281,8 \cdot 10^6 \pm 161,1 \cdot 10^6$ (T100) ;

Ainsi, deux microlitres (2 µl) de suspension cellulaire ont été homogénéisés à huit microlitres (8 µl) de la solution de bleu trypan initialement dilué de moitié (1/2) pour le lot contrôle et au dixième (1/10ème) pour les lots expérimentaux (T100 ; T200 ; T300). Par la suite, 10 µl de l'homogénat cellulaire précédent a été introduit dans la cellule de comptage à l'aide d'une pipette. Après comptage, la concentration cellulaire a été calculée selon la formule décrite par Freshney (2010).

1.5. Ethique animale

Le protocole expérimental de cette étude a été approuvé par le Comité d'Ethique de l'Institut Pasteur de Côte d'Ivoire sous le numéro 04/IPCI/CEIPCI/km du 12 mars 2025.

1.6. Analyse statistique

Les données ont été enregistrées à l'aide d'un logiciel Excel et les analyses statistiques ont été réalisées en utilisant le logiciel XLSTAT. Les résultats ont été exprimés sous forme de moyennes \pm écart-type. Le test statistique t-Student a été utilisé pour la comparaison des moyennes. Les différences ont été considérées comme statistiquement significatives pour $p < 0,05$.

$330,7 \cdot 10^6 \pm 240,4 \cdot 10^6$ (T200) et $349,8 \cdot 10^6 \pm 127,5 \cdot 10^6$ (T300).

2.3. Nombre de cellules souches par gramme d'os

La figure 3 présente les résultats du nombre de cellules souches par masse d'os isolés des moelles osseuses du fémur et du tibia.

Les résultats révèlent $26,7 \cdot 10^6 \pm 11,6$ de cellules souches/mg d'os chez les rats du lot contrôle contre $234,6 \cdot 10^6 \pm 126,5$; $254,3 \cdot 10^6 \pm 195,8$ et $236,3 \cdot 10^6 \pm 59,3$ de cellules souches/mg d'os respectivement dans les lots expérimentaux T100, T200 et T300.

La comparaison de ces moyennes indique que l'extrait aqueux de *M. oleifera* aux doses de l'étude induit une augmentation significative du nombre de cellules souches par masse d'os dans les moelles osseuses du fémur et du tibia des rats des lots expérimentaux comparativement aux rats du lot contrôle.

Toutefois, les analyses n'ont montré aucune différence statistiquement significative entre les moyennes des cellules souches/mg d'os des lots expérimentaux suggérant que l'extrait aqueux de *M. oleifera* n'est pas dose-dépendant.

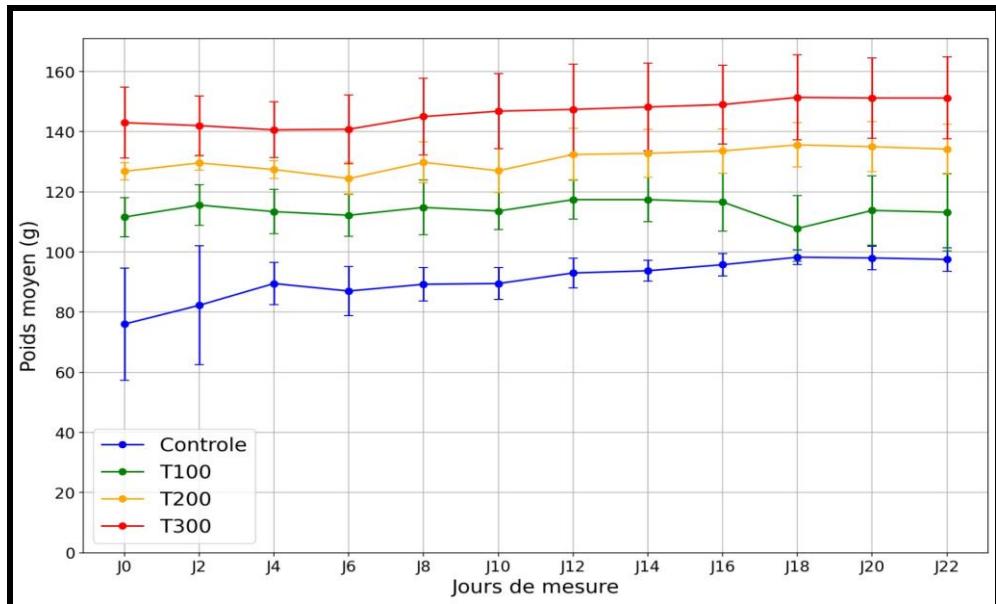


Figure 1: Evolution de la masse corporelle des rats au cours de l'expérimentation

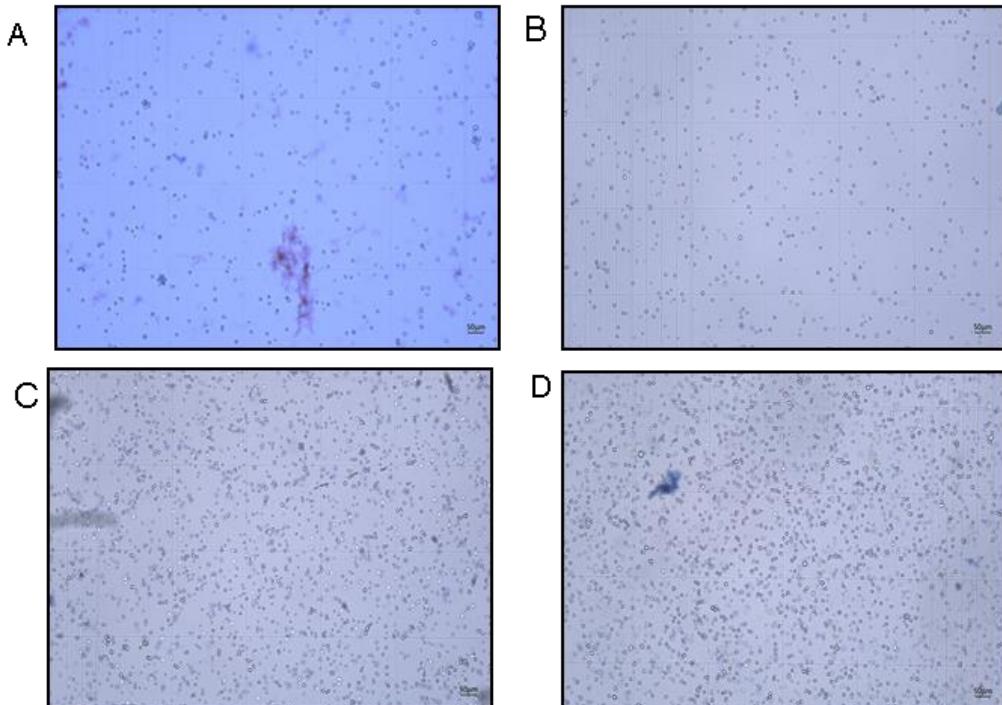


Figure 2: Micrographie présentant des cellules souches chez les rats des lots de l'étude.

A : Micrographie présentant des cellules souches peu nombreuses chez les rats du lot contrôle,

B : Micrographie présentant des cellules souches relativement dense chez les rats du lot expérimental T100,

C : Micrographie présentant des cellules souches très dense chez les rats du lot expérimental T200,

D : Micrographie présentant des cellules souches très dense chez les rats du lot expérimental T300.

2.4. Nombre de cellules souches par gramme d'os

La figure 3 présente les résultats du nombre de cellules souches par masse d'os isolés des moelles osseuses du fémur et du tibia. Les résultats révèlent $26,7 \times 10^6 \pm 11,6$ de cellules souches/mg d'os chez les rats du lot contrôle contre $234,6 \times 10^6 \pm 126,5$; $254,3 \times 10^6 \pm 195,8$ et $236,3 \times 10^6 \pm 59,3$ de cellules souches/mg d'os

respectivement dans les lots expérimentaux T100, T200 et T300.

La comparaison de ces moyennes indique que l'extrait aqueux de *M. oleifera* aux doses de l'étude induit une augmentation significative du nombre de cellules souches par masse d'os dans les moelles osseuses du fémur et du tibia des rats des lots expérimentaux comparativement aux rats du lot contrôle.

Toutefois, les analyses n'ont montré aucune différence statistiquement significative entre les moyennes des cellules souches/mg d'os des lots

expérimentaux suggérant que l'extrait aqueux de *M. oleifera* n'est pas dose-dépendant.

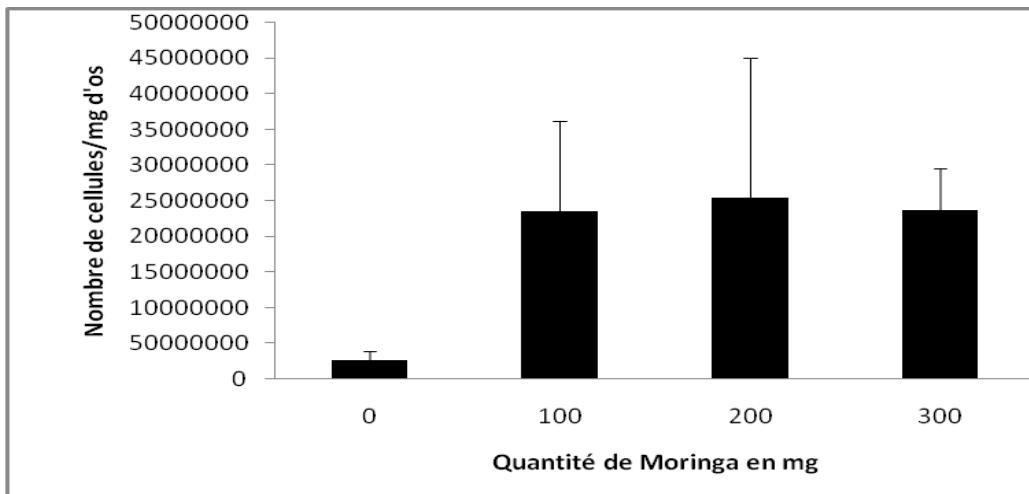


Figure 3 : Nombre de Cellules souches par masse d'os isolés

3. Discussion

Dans cette étude consistant à évaluer l'activité proliférative des feuilles de *Moringa Oleifera* sur les cellules souches de la moelle osseuse, il a été noté une légère évolution de la masse pondérale des rats des lots expérimentaux sans différence significative comparée aux rats du lot contrôle. Cette relative stabilité pondérale reflète une bonne tolérance métabolique de l'extrait aqueux de *M. oleifera* suggérant qu'il ne perturbe pas les processus physiologiques fondamentaux tels que l'appétit, le métabolisme ou la digestion.

Des résultats similaires ont été rapportés par Njume et al. (2011) chez d'autres rongeurs notamment les souris qui ont reçu des extraits aqueux de *M. oleifera*. Toutefois, Kouadio et al. (2018) en Côte d'Ivoire, ont rapporté une légère baisse de poids chez des rats Wistar traités par l'extrait éthanolique de *M. oleifera*. Cette baisse de poids pourrait être attribuée au solvant utilisé pour la préparation de l'extrait.

En outre, les résultats de cette étude montrent que l'extrait aqueux de *M. oleifera* stimule significativement la prolifération des cellules de la moelle osseuse chez le rat des lots expérimentaux. Cette observation serait due aux propriétés hématopoïétiques et régénératrices de *M. oleifera*. L'extrait aqueux de *M. oleifera* administré aux animaux aurait stimulé l'activité de la moelle osseuse en favorisant la production des cellules sanguines principalement en raison de la présence de composés antioxydants comme les flavonoïdes et les polyphénols.

En effet, le stress oxydatif constitue un déterminant majeur de la défaillance des cellules

souches hématopoïétiques par la production excessive d'espèces réactives de l'oxygène (ERO) responsables des dommages de l'ADN et de l'activation de voies pro-apoptotiques. Selon plusieurs auteurs une apoptose excessive entraîne une perte significative de cellules viables et compromet la régénération tissulaire (Florian et Geiger, 2010 ; Ito et Suda, 2014 ; Konan et al., 2024). Cette hypothèse est soutenue dans la présente étude par l'augmentation du nombre de cellules par masse d'os dans les lots expérimentaux.

Par ailleurs, les travaux réalisés par Verma et al. (2009) ont montré que les fractions de feuilles de *Moringa* réduisent la peroxydation lipidique et protègent les cellules contre les dommages oxydatifs. De même, Ashfaq et al. (2012) ont rapporté que l'extrait de *Moringa* améliore le statut redox cellulaire et inhibe l'activation des voies apoptotiques. Ces propriétés de *Moringa* expliqueraient en partie la capacité de la plante à soutenir la viabilité et la prolifération cellulaire. D'ailleurs, Jaiswal et al. (2009) ont démontré que l'extrait de feuilles de *M. oleifera* améliorait significativement la numération globulaire et les paramètres hématologiques chez des rats hyperglycémiques précisant de ce fait le rôle de *M. oleifera* dans la stimulation de l'hématopoïèse. Ces effets bénéfiques de la plante de *M. oleifera* seraient dus à la capacité à atténuer le stress oxydatif et par analogie à l'inactivation des voies pro-apoptotiques, facteurs reconnus pour nuire à la survie et la prolifération des cellules souches hématopoïétiques.

Conclusion

L'étude a montré que l'extrait aqueux des feuilles de *Moringa oleifera* stimule la prolifération des cellules souches de la moelle osseuse chez les rats Wistar, tout en n'induisant aucun effet délétère apparent. Les résultats de la présente étude soutiennent donc l'usage de *M. oleifera* comme plante médicinale ainsi que son intérêt par des

approches visant à améliorer la régénération médullaire et la prévention des déficits liés au stress oxydatif.

Toutefois, des études complémentaires seraient nécessaires pour élucider les mécanismes moléculaires sous-jacents afin de confirmer ces effets.

Conflit d'intérêts : Les auteurs ne déclarent aucun conflit d'intérêts.

Références

- Ashfaq M., Basra S.M.A. & Ashfaq U. A. (2012).** Moringa: A miracle plant for agro-forestry. *Journal of Agriculture & Social Sciences*, 8(3), 115-122.
- Ayoola G.A., Coker H. A. B., Adesegun S.A., Adepoju-Bello A.A., Obaweya K., Ezennia E. C. & Atangbayila T.O. (2008).** Phytochemical screening and antioxidant activities of some selected medicinal plants used for malaria therapy in Southwestern Nigeria. *Tropical Journal of Pharmaceutical Research*, 7(3), 1019-1024.
- Bianco P., Riminucci M., Gronthos S. & Robey P.G. (2001).** Bone marrow stromal stem cells: Nature, biology, and potential applications. *Stem Cells*, 19(3): 180-192.
- Bigarella C.L., Liang R. & Ghaffari S. (2014).** Stem cells and the impact of ROS signaling. *Development*, 141(22), 4206-4218.
- Florian M.C. & Geiger H. (2010).** Concise review: Polarity in stem cells, disease, and aging. *Stem Cells*, 28(9), 1623-1629.
- Freshney R.I. (2010).** Culture of animal cells: A manual of basic technique and specialized applications. Wiley-Blackwell, 6^e éd., pp. 221-227.
- Ito K., Hirao A., Arai F., Matsuoka S., Takubo K., Hamaguchi I., Nomiyama K., Hosokawa K., Sakurada K., Nakagata N., Ikeda Y. & Suda T. (2006).** Regulation of oxidative stress by ATM is required for self-renewal of hematopoietic. *stem cells*. *Nature*, 431(7011), 997-1002.
- Ito K. & Suda T. (2014).** Metabolic requirements for the maintenance of self-renewing stem cells. *Nature Reviews Molecular Cell Biology*, 15(4), 243-256.
- Jaiswal D., Rai, P. K., Kumar A., Mehta S. & Watal G. (2009).** Effect of *Moringa oleifera* Lam. leaves aqueous extract therapy on hyperglycemic rats. *Journal of Ethnopharmacology*, 123(3), 392-396.
- Konan K.M., Adon M.A., M'Boh G. M., Zougrou N.E., Djaman A.J., Dosso M. & N'Guessan J.D. (2017).** Effects of chronic lead exposure on zinc concentration and spermatic parameters in Wistar rats. *Annals of Medical and Biomedical Sciences*, 3(2), 51-58.
- Konan K.M., Adon M.A., N'Guessan A.J., Sylla A., Zougrou N.E., Obro K.A., N'Guessan J.D., Djaman A.J. & Dosso M. (2024).** Molecular Mechanism of induction of male infertility in lead-exposed Rats. *Stem Cell & Regenerative Medicine*, 8(2), 1-6.
- Kouadio K.K.A., Zihiri G., Bahi C., Djaman A.J. (2018).** Effets subaigus de l'extrait éthanolique des feuilles de *Moringa oleifera* sur les paramètres biochimiques et hématologiques du rat Wistar. *Revue Ivoirienne de Science et Technologie*, 31, 148-160.
- Leone A., Spada A., Battezzati A., Schiraldi A., Aristil J. & Bertoli S. (2015).** Cultivation, genetic, ethnopharmacology, phytochemistry and pharmacology of *Moringa oleifera* leaves: An overview. *International Journal of Molecular Sciences*, 16(6), 12791-12835.
- Neubauer R.A. (1874).** Das Hämatometer: EineAnleitungzurZählung der Blutkörperchen und zurBestimmung des Hämoglobingehalts des Blutesmiteneinfachen Apparat. Leipzig: F. C. W. Vogel.
- Njume C., Goduka N.I. (2011).** Evaluation of acute and subacute toxicity of aqueous extract of *Moringa oleifera* leaves in mice. *African Journal of Traditional, Complementary and Alternative Medicines*, 8(3), 292-298.
- Orkin S.H. & Zon, L.I. (2008).** Hematopoiesis: an evolving paradigm for stem cell biology. *Cell*, 132(4): 631-644.
- Pittenger M.F., Mackay A. M., Beck S. C., Jaiswal R.K., Douglas R., Mosca J. D. & Marshak D.R. (1999).** Multilineage potential of adult human mesenchymal stem cells. *Science*, 284 (5411), 143-147.
- Röhrdanz E., Ohler S., Tran-Thi Q.H. & Kahl R. (2002).** Identification of antioxidative stress proteins in human fibroblasts by proteome analysis. *Proteomics*, 2(4), 456-468.
- Seita, J. & Weissman I.L. (2010).** Hematopoietic stem cell: self-renewal versus differentiation. *Wiley Interdisciplinary Reviews: Systems Biology and Medicine*, 2(6), 640-653.

- Sreelatha S. & Padma P.R. (2009).** Antioxidant activity and total phenolic content of *Moringa oleifera* leaves in two stages of maturity. *Plant Foods for Human Nutrition*, **64** (4), 303-311.
- Verma A.R., Vijayakumar M., Mathela C.S. & Rao C.V. (2009).** In vitro and in vivo antioxidant properties of different fractions of *Moringa oleifera* leaves. *Food and Chemical Toxicology*, **47**(9), 2196-2201.
- Wang K., Zhang T., Dong Q., Nice E.C., Huang C. & Wei Y. (2013).** Redox homeostasis: the linchpin in stem cell self-renewal and differentiation. *Cell Death Discovery*, **4**(3), e537.
- Weissman I.L., Anderson D.J. & Gage F. (2001).** Stem and progenitor cells: origins, phenotypes, lineage commitments, and transdifferentiations. *Annual Review of Cell and Developmental Biology*, **17**, 387-403.
- Zirihi G.N., Kra A. K. M. & Guédé-Guina F. (2003).** Évaluation de l'activité antifongique de *Microglossa pyrifolia* (Lamarck) O. Kuntze (Asteraceae) « sur *Candida albicans* ». *Revue de Médecine et de Pharmacopée Africaines*, **17**(1), 11-20.