



Caractérisations microbiologiques et physico-chimiques de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera* (Lam.), un légume feuille traditionnel au Bénin

Bidosessi Victor Saturnin HOUNDJI^{1,2*}, Romaric OUETCHEHOU¹,
Serge Bruno Marius LONDJI¹, Kou'Santa Sabiba EAMOUZOU²,
Boniface YEHOUENOU³ et Cohovi Bonaventure AHOHUENDO¹

¹Faculté des Sciences Agronomiques, Université d'Abomey-Calavi, 01 BP 526 Cotonou, Bénin.

²Faculté des Sciences - Département de Biochimie/Nutrition, Université de Lomé. BP 1515, Lomé. Togo.

³Ecole Polytechnique d'Abomey Calavi (EPAC) 01 BP 526 Cotonou, Bénin.

*Auteur correspondant, E-mail: saturninh@yahoo.fr ; Tel: (00 229) 97 98 36 97.
05 BP 1225 Cotonou, Benin.

RESUME

Moringa oleifera (Lam.) est un arbre comestible retrouvé dans les régions tropicales sèches du monde. Il est de plus en plus utilisé comme complément alimentaire. Ses feuilles sont riches en éléments nutritifs. Le mode de production de la poudre de feuilles de *Moringa* ne garantit pas toujours l'innocuité de ce complément alimentaire. Le présent travail est le fruit de diverses investigations, aussi bien sur le plan microbiologique que physico-chimique de la poudre de feuilles de *M. oleifera*, afin de fournir au consommateur des informations sur la qualité sanitaire et hygiénique du produit. En effet, les analyses effectuées sur quarante échantillons à différents intervalles de temps du produit mis en conservation, montrent qu'il est exempt de flore pathogène, de moisissures, et d'indicateurs de pollution fécale. Toutefois, les valeurs des paramètres physico-chimiques en deçà des normes prescrites pour ce qui est du taux d'humidité, du pH et de l'acidité titrable en acide lactique, restent conformes aux valeurs prescrites par les tables de composition en la matière. En revanche, une tendance à l'alcalinité du produit a été notée. Le produit peut donc être conservé pour une durée de dix-huit mois sans risque pour le consommateur.

© 2013 International Formulae Group. All rights reserved.

Mots clés : Poudre de feuilles de *Moringa oleifera*, flore pathogène, moisissures toxigènes, pollution fécale.

INTRODUCTION

La malnutrition constitue un problème de santé publique. Elle continue de sévir dans le monde en général et dans les pays en développement (PED) en particulier. Les enfants d'âge préscolaire constituent la couche vulnérable la plus touchée. Pour You et al. (2010), 8,8 millions d'enfants meurent chaque année avant leur cinquième anniversaire et les causes de ces décès sont multiples. Selon le

rapport le plus récent (Unicef, 2011) sur la situation des enfants dans le monde, le retard de croissance, l'émaciation et l'insuffisance pondérale ont affecté respectivement 34%, 12% et 22% des enfants de moins de cinq ans. En Afrique subsaharienne, ces prévalences sont de 42%, 9% et 22%.

Le Bénin, à l'instar des pays en développement, connaît des taux de prévalence élevés de malnutrition. Ainsi,

selon les dernières données disponibles au plan national (FAO, 2011), en 2008, près de 40% des enfants de 6 à 59 mois étaient atteints de retard de croissance, un niveau de prévalence qui reste très élevé malgré une tendance à la baisse depuis le début des années 2000. La prévalence de maigreur est de 5%. Au nombre des principaux déterminants de la prévalence élevée de malnutrition chronique, nous pouvons citer notamment la persistance de pratiques d'alimentation inadéquates des jeunes enfants et l'alimentation de complément peu diversifiée. Et pourtant, les populations disposent de ressources alimentaires forestières insoupçonnées parmi lesquelles les légumes-feuilles. Les légumes-feuilles sont consommées partout dans le monde. Ils améliorent la qualité nutritionnelle des régimes alimentaires en raison de leur composition chimique et de leurs propriétés médicinales (Tchiegang et Kitikil, 2004 ; Dansi et al., 2008). Ils sont d'importantes sources de vitamines (carotène, acide ascorbique, et riboflavine), des protéines et des minéraux tels que le fer et le calcium (Tchiegang et Kitikil, 2004; Akubugwo et al., 2007; Avallone et al., 2007; Ndong et al., 2007; Afoloyan et Jimoh, 2009). La plupart de ces espèces sont des légumes sauvages des forêts utilisées par les communautés locales vivant dans différentes zones agro-écologiques. Des recherches antérieures ont porté sur les caractéristiques botaniques et la valeur socio-économique des ressources alimentaires forestières, avec peu d'intérêt sur les techniques de transformation endogènes, qui, en effet, sont des facteurs clés de valeurs nutritionnelles des légumes-feuilles (Codjia et al., 2003; Randrianatoandro et al., 2010). Malheureusement, ces ressources végétales se font de plus en plus rares du fait de la très forte pression anthropique. Ils ne sont donc pas disponibles en permanence. Parmi ces ressources forestières, on peut citer *Moringa oleifera* (Lam.) dont les feuilles sont utilisées dans l'alimentation humaine.

M. oleifera (syn. *Moringa pterygosperma* Gaertn.) est de la famille des Moringaceae, qui fait partie de l'ordre des Capparacées. La famille des Moringaceae ne comporte qu'un seul genre, *Moringa*, qui regroupe 13 espèces. C'est un arbre pérenne, à croissance rapide qui peut atteindre 7 à 12 mètres de hauteur. Cette plante, localement appelée « Kpatinman » en fon et en goun (langues locales de la République du Bénin), a fait l'objet de plusieurs usages thérapeutiques au Bénin (Adjanooun et al., 1989). Le suc de feuilles de *M. oleifera* instillé dans les yeux soulagerait des céphalées et des convulsions, alors que l'ingestion du macéré aqueux des tiges feuillées calme des ophtalmies (Adjanooun et al., 1989; Ezeamuzie et al., 1996). Récemment, certaines études au plan nutritionnel ont été initiées sur des plantes en vue d'en extraire les protéines foliaires. Ces dernières ont été utilisées pour améliorer le statut nutritionnel des enfants développant certaines carences alimentaires et nutritionnelles. En effet, *M. oleifera* est très riche en éléments nutritifs (vitamines, minéraux et protéines) (Booth et Wikens, 1988). Des études complémentaires sur l'itinéraire de ces extraits ont été conduites aux plans sécuritaire et sanitaire dans le but de leur utilisation plus rationnelle. Certains auteurs ont rapporté que la poudre obtenue à partir des feuilles sèches de *M. oleifera* a une concentration en nutriments plus élevée que celle des feuilles fraîches. Elle est donc utilisée de plus en plus comme complément alimentaire par les populations rurales. Toutefois, le mode de production de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera* ne garantit pas toujours l'innocuité de ce complément alimentaire. L'objectif de ce travail est de déterminer les micro-organismes contenus dans le produit à différentes dates de conservation et les paramètres physico-chimiques du produit moulu. Ceci permettra de produire de la poudre de feuilles de *M. oleifera* de bonne qualité hygiénique et sanitaire sans danger pour le consommateur.

MATERIEL ET METHODES

Matériel végétal

Les feuilles de *M. oleifera* proviennent des champs des producteurs et transformateurs de l'Association des Promoteurs et Producteurs des Essences Forestières (APPEF) du village Tchèkpo-Dédékoé (Tabligbo) au Sud-Est du Togo. Les prélèvements de feuilles ont été effectués vers 09 h GMT sur des plants âgés de six mois au moins afin d'éviter la récolte de feuilles humidifiées par la rosée.

Production de la poudre de feuilles de *M. oleifera*

Le diagramme de production de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera* (PFMo) suit trois grandes étapes constituées d'opérations unitaires simples de salubrité des feuilles de Moringa. Les feuilles sont triées, lavées et essuyées. Elles sont ensuite séchées à l'ombre dans une pièce bien aérée et naturellement ventilée. Après séchage, les feuilles sont broyées et tamisées. La poudre ainsi obtenue est immédiatement conditionnée dans différents emballages tels que des seaux plastiques opaques de 15 kg, des bocaux de 500 g, 250 g et 125 g et laissée à la température ambiante (Figure 1). La PFMo produite ne subit aucun autre traitement spécial et est exempte d'additifs alimentaires. Ce mode de production des protéines foliaires avait été décrit précédemment par Amorigi (1980) et Houinsou (1990) dans les opérations de séchage des fruits et légumes.

Echantillonnage de la PFMo

Un lot de cinq échantillons de 100 g de PFMo a été prélevé chez huit producteurs de l'APPEF-Togo. Au total, quarante échantillons de PFMo ont été analysés en vue de déterminer la microflore et les caractéristiques physico-chimiques de la poudre à partir du 7^{ième} jour (T₁) après la production de la poudre, puis au 4^{ième} mois (T₂), au 11^{ième} mois (T₃), au 12^{ième} mois (T₄), puis au 18^{ième} mois (T₅). Les échantillons ont

été entreposés au laboratoire du Département de Nutrition et Sciences Alimentaires de la FSA/UAC dans des sachets plastiques préalablement stérilisés. Ils sont ainsi gardés à température ambiante et à l'abri de la lumière. Les analyses ont été faites au Laboratoire d'Etude et de Recherche en Chimie Appliquée de l'Ecole Polytechnique d'Abomey-Calavi (LERCA/EPAC) de l'Université d'Abomey-Calavi (UAC) au Bénin.

Analyses microbiologiques des échantillons

Les analyses microbiologiques ont été réalisées conformément aux prescriptions de l'organisation internationale de normalisation (ISO). La solution mère a été obtenue selon la méthode ISO 4833. Dix grammes de la PFMo ont été prélevés de façon aseptique dans un sachet Stomacher stérile auxquels on a ajouté 90 ml d'Eau Peptonée Tamponnée (ETP). Le mélange obtenu est homogénéisé dans un Stomacher de marque Lab Lemco. Les dilutions décimales successives ont été obtenues en additionnant 1 ml de la solution mère à 9 ml d'ETP stérile et ainsi de suite jusqu'à l'obtention du niveau de dilution souhaité.

Détermination de la flore totale

La flore totale a été déterminée par la méthode ISO 4831. Des dilutions de 10⁻¹ à 10⁻⁵ du mélange obtenu ont été ensemencées sur le milieu de culture Plate Count Agar (PCA; Oxoid CM 325, England) puis incubées à 30 °C ± 1 °C dans une étuve de marque Memmert pendant 72 heures.

Détermination des coliformes

Ils ont été déterminés selon la méthode ISO 4832. La recherche repose sur l'utilisation du Nombre le Plus Probable (NPP). Le Bouillon Lactosé Bilié au Vert Brillant (BLBVB; Oxoid CM 31) a été utilisé comme milieu d'incubation et l'ensemencement a été réalisé dans la masse de la gélose à raison de 1 ml des dilutions 10⁻¹ et 10⁻². L'incubation a été faite à 30 °C ± 1 °C

dans une étuve de marque Memmert pendant 24 à 48 heures.

Détermination des levures et des moisissures

Elles ont été déterminées selon la méthode ISO 7957. Le milieu de culture utilisé est la gélose glucosée à l'oxytétracycline et l'ensemencement a été fait à raison de 0,1 ml de la suspension-mère en surface de la gélose et étalée. L'incubation a été faite à $25\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 1\text{ }^{\circ}\text{C}$ dans une étuve de marque Memmert pendant 5 jours et la lecture a été faite tous les jours. Les levures, colonies muqueuses et brillantes ont été reprises et réisolées sur la gélose Sabouraud, puis soumises à une identification complète à l'aide de la galerie ID 32 C. Quant aux moisissures elles ont été identifiées après purification et culture en couche à l'aide des clés de Samson et al. (1995).

Détermination des *Salmonella* sp

La méthode utilisée est celle de la norme ISO 6579. Elle a consisté à ajouter à la PFMo de l'EPT. Ainsi, le mélange obtenu a été considéré comme le préenrichissement qui a été incubé à $37\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 1\text{ }^{\circ}\text{C}$ dans une étuve de marque Memmert pendant 24 h. Ensuite, un millilitre du mélange préenrichi a été incubé dans 9 ml de Rapaport-Vassiladis et incubé à $37\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 1\text{ }^{\circ}\text{C}$ dans une étuve de marque Memmert pendant 24 h. Le mélange ainsi obtenu a été incubé à $37\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 1\text{ }^{\circ}\text{C}$ pendant 24 h sur la gélose HEKTOEN. Les colonies suspectes (incolores ou incolores centre noir) ont été isolées à nouveau sur la gélose KLIGER (Hajna). L'identification a été réalisée à l'aide de la Xylose Lysine Décarboxylase (XLD) et de la gélose Triple Sugar Iron (TSI). Le test de l'uréase a été fait pour confirmer les *Salmonella*, sachant que *Salmonella* est uréase négative. On passe enfin à la sérologie pour un sérotypage spécifique.

Détermination de *Staphylococcus aureus*

Ils ont été dénombrés selon la norme NF EN ISO 6888-1 (1999). 0,1 ml de la suspension mère a été étalé sur la gélose Baird-Parker (BP OXOID CM0275) supplémenté avec 50 ml d'émulsion de jaune d'œuf dans 1000 ml de milieu de culture. L'incubation a été faite à $37\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 1\text{ }^{\circ}\text{C}$ pendant 24 h. *S. aureus* donne des colonies noires, brillantes, convexes, de 1,5 mm de diamètre, entourées d'un halo clair (protéolyse) de 2 mm à 5 mm.

Détermination des streptocoques fécaux

La méthode utilisée est celle de la norme ISO 7899. Les streptocoques fécaux ont été recherchés dans la solution mère et dans la dilution 10^{-1} . Ils ont été cultivés dans le milieu de Rothe à $37\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 1\text{ }^{\circ}\text{C}$ pendant 24 h. Les tubes positifs (les pastilles restent au fond du tube et troubles) ont été repiqués dans le Bouillon Ethyl Violet Azide et l'incubation a été faite à $37\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 1\text{ }^{\circ}\text{C}$ pendant 24 h. Les tubes positifs ont été ensuite confirmés sur la gélose Bile Esculine Azide (BEA). L'incubation a été faite à $37\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 1\text{ }^{\circ}\text{C}$ pendant 24 h. Les colonies caractéristiques sont petites et noires translucides.

Détermination des spores de *Clostridium* sulfito-réducteurs

Elles ont été recherchées selon la norme ISO 7954. Cinq millilitres du milieu Bacto-Sulfite Agar et 1 ml de la suspension-mère ont été pasteurisés à $80\text{ }^{\circ}\text{C}$ dans un autoclave de marque Bosch pendant 10 mn. Les colonies caractéristiques de *Clostridium* sont de couleur noire (formation du sulfure de fer) et restent le long ou au fond du tube.

Analyses physico-chimiques de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera*

La teneur en eau des échantillons de PFMo a été déterminée selon la méthode 44-01 (AACC, 1983). Le taux de cendre a été évalué par la méthode 08-01 (AACC, 1983) qui a consisté à incinérer dans un four à

moufle à 550 °C chaque échantillon de PFMo. L'acidité titrable et le pH de la PFMo ont été mesurés sur une suspension faite de 10 g de PFMo dans 90 ml d'eau distillée selon la méthode décrite par Nout et al. (1989). L'appareil Inolab pH 730 (WTW D-82362 Weillheim, Allemagne) calibré avec des standards pH 4,01 (STP4, WTW, Allemagne) et pH 7,00 (STP7, WTW, Allemagne) a été utilisé pour les mesures de pH. L'acidité titrable exprimée en pourcentage d'acide lactique a été dosée avec une solution de soude 0,1 N.

Analyses statistiques

Une analyse de variance (ANOVA) a été faite avec le logiciel SPSS version 16.0. Les valeurs ont été précisées pour une probabilité inférieure à 0,05. Les données relatives aux charges microbiennes ont subi une transformation en correspondants logarithmiques. Soit $N = a \times b$ la charge microbienne exprimée en Unité Formant Colonie par gramme (UFC/g) de produit. Ainsi la transformation logarithmique donne $\text{Log } N = \text{Log } a + \text{Log } b$.

RESULTATS

Caractérisation de la microflore associée à la PFMo

La flore aérobie mésophile totale associée à la poudre de feuilles de *M. oleifera* a été suivie pendant 18 mois de conservation du produit. La première estimation de cette microflore réalisée après 7 jours de conservation a révélé une flore totale de 4,74 LogUFC/g (Figure 2). Cette flore totale a légèrement diminué après 4 mois de conservation passant ainsi à 4,38 LogUFC/g. Au bout d'un an de conservation, la flore totale a été estimée à 5,41 LogUFC/g puis à 5,44 LogUFC/g après 18 mois de conservation. La norme pour la flore aérobie mésophile totale est fixée à 5,47 LogUFC/g.

La Figure 3 présente l'évolution de la charge microbienne en Coliformes qui, absents au départ apparaissent au bout de 4 mois avec une valeur de 4,47 LogUFC/g. Cette valeur diminue progressivement et, 7 mois plus tard, cette microflore a disparu. Cette tendance est maintenue pratiquement pendant 18 mois. La norme pour les coliformes est fixée à 3 LogUFC/g.

La survenue des levures dans la PFMo (Figure 4) et leur quantum au début du conditionnement (2,30 LogUFC/g) augmente progressivement au fil du temps pour atteindre 3,04 LogUFC/g, valeur au-dessus de la norme admise (2,69 LogUFC/g). Toutefois, cette tendance s'inverse et les levures disparaissent progressivement. Sept mois plus tard, il n'y a plus de levures jusqu'à la fin des observations.

Les quantités des moisissures (Figure 5) relevés dans le produit et au cours de son conditionnement évoluent de 2,77 à 3,14 LogUFC/g en correspondants logarithmiques. Ils restent largement en deçà des normes tolérées (<5 LogUFC/g en correspondant logarithmique).

En ce qui concerne les salmonelles, les *Staphylococcus aureus*, les streptocoques fécaux et les Clostridium sulfite-réducteurs il a été observé des charges inférieures au seuil de détection.

Caractérisation physico-chimique de la PFMo

Les résultats relatifs aux analyses physico-chimiques de la PFMo sont consignés dans le Tableau 1. Les analyses ont révélé au seuil de 5% que le taux d'humidité du produit est resté constant pendant toute la durée de conservation. Ce taux est en moyenne de 2,72%. La même tendance a été observée pour les cendres (2,38% bh) et pour l'acidité titrable (0,7%). En revanche, le pH basique au départ (8,7) a montré une tendance vers la neutralité 18 mois plus tard (7,3).

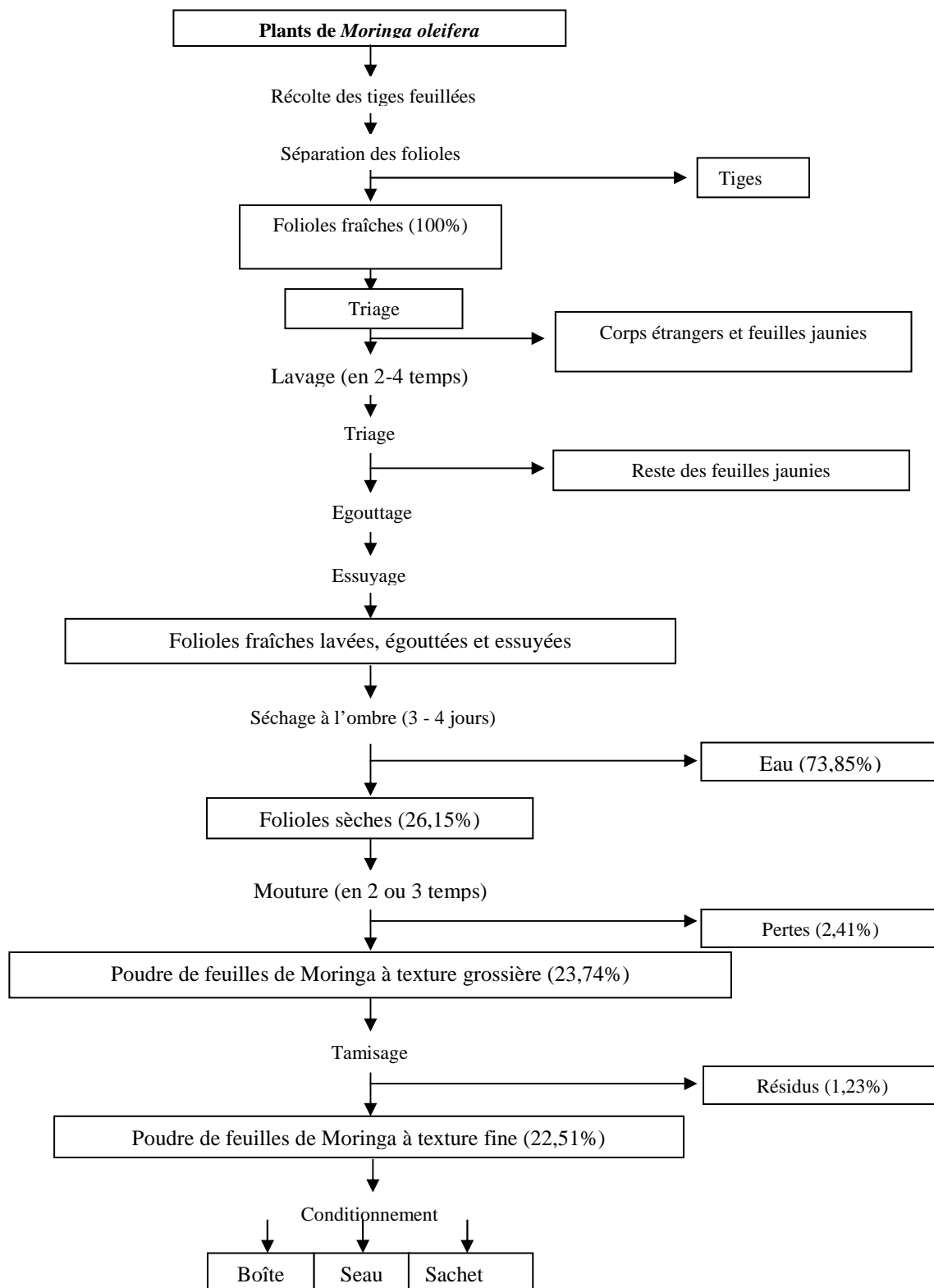


Figure 1: Diagramme de production de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera* (Lam.).

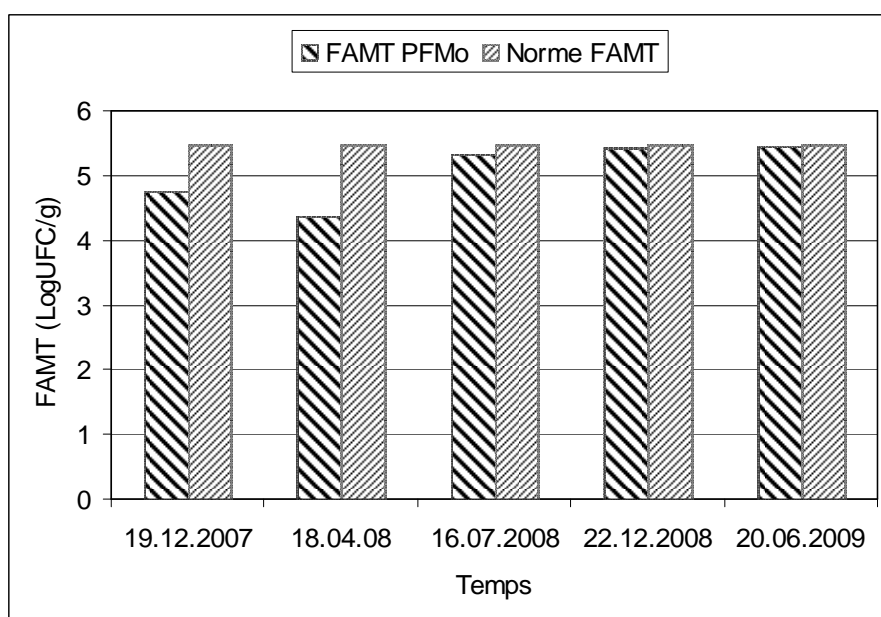


Figure 2 : Evolution de la charge microbienne en Flore Aérobie Mésophile Totale (FAMT) de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera* (Lam.) en fonction de la durée de conservation.

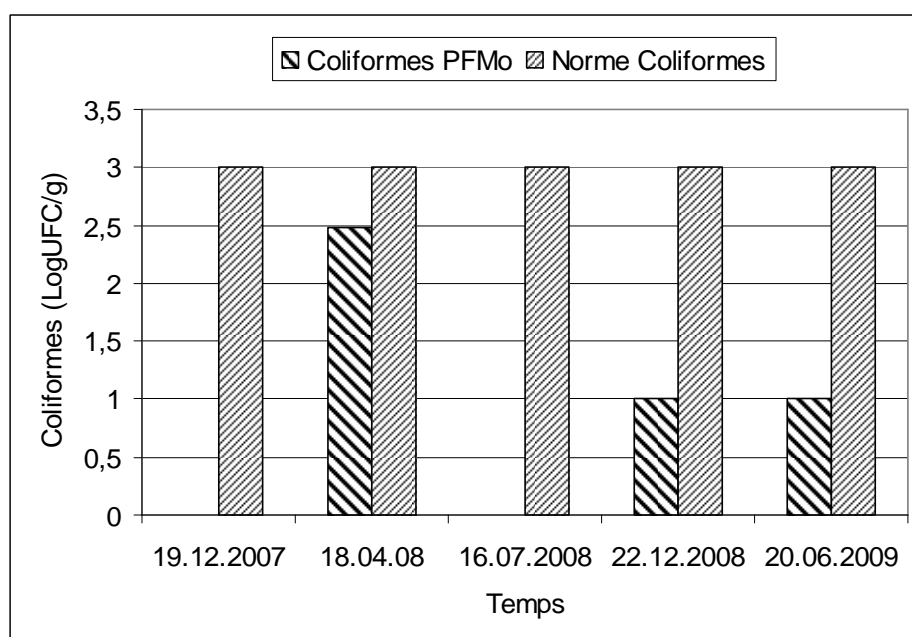


Figure 3 : Evolution de la charge microbienne en coliformes de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera* (Lam.) en fonction de la durée de conservation.

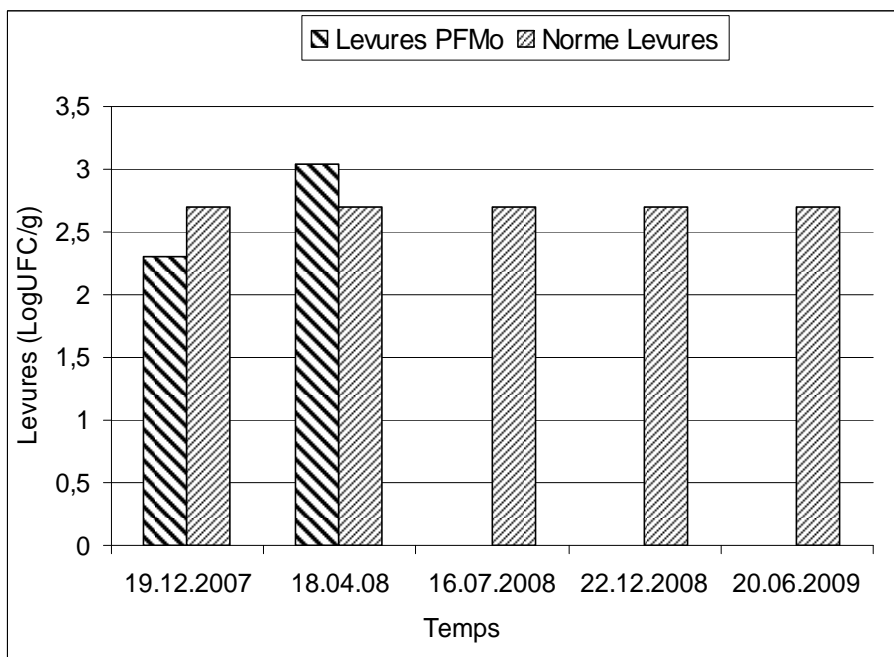


Figure 4 : Evolution de la charge microbienne en levures de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera* (Lam.) en fonction de la durée de conservation.

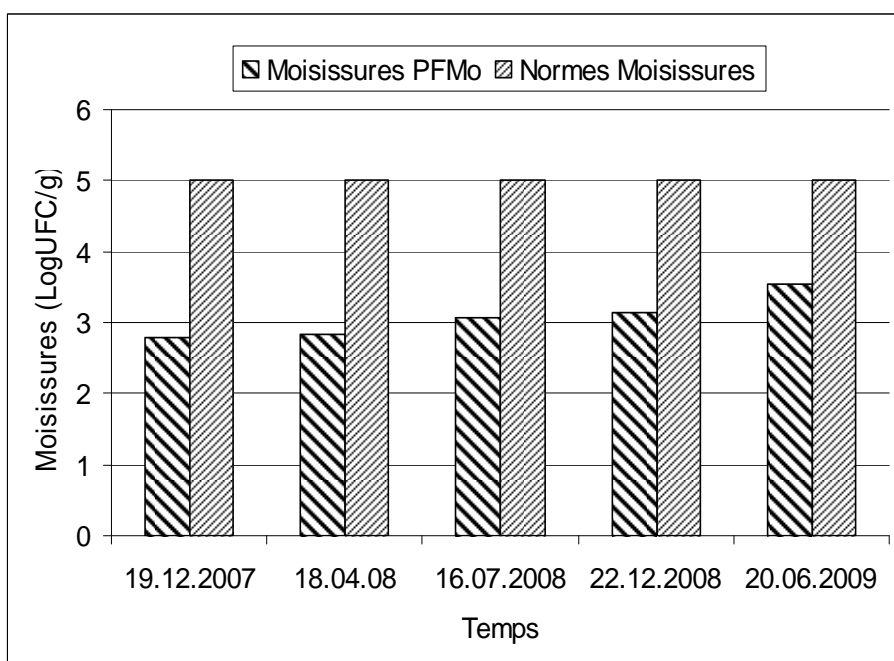


Figure 5 : Evolution de la charge microbienne en moisissures de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera* (Lam.) en fonction de la durée de conservation.

Tableau 1 : Résultats des analyses physico-chimiques de la PFMo produite.

Paramètres	Temps					Moyennes
	t ₁	t ₂	t ₃	t ₄	t ₅	
Taux d'humidité (%)	2,63±0,09	2,68±0,04	2,71±0,01	2,78±0,06	2,81±0,09	2,72±0,18
Cendres (% , bh)	2,36±0,02	2,36±0,02	2,39±0,01	2,40±0,02	2,42±0,04	2,38±0,06
pH	8,7±0,09	8,1±0,03	7,6±0,02	7,5±0,03	7,3±0,05	7,8±0,17
Acidité titrable (%)	0,71±0,02	0,72±0,01	0,74±0,01	0,74±0,01	0,75±0,02	0,73±0,05

DISCUSSION

La Figure 2 présente l'évolution de la flore aérobie mésophile totale au cours de la conservation de la PFMo. Les observations faites montrent qu'il existe une corrélation positive entre le taux d'humidité du produit et la charge microbienne qu'il véhicule. Olasupo et al. (1999) avaient préalablement noté dans leur étude sur le Wara (fromage traditionnel fabriqué au Nigéria) la même tendance. En effet, le mode de production, de transformation et de manipulation du produit pourrait expliquer ces résultats. En plus, la PFMo est un produit dont l'obtention ne nécessite pas la cuisson, comme c'est le cas des produits laitiers, des fruits et légumes (Barro et al., 2002). Cependant, les charges observées pour les germes aérobies mésophiles sont restés en deçà des normes admises pendant toute la durée de conservation.

Les tendances observées au niveau de la charge en coliformes méritent d'être investiguées par des études ultérieures. En effet, ces microorganismes qui apparaissent dans le produit après 4 mois de conservation (2,47 LogUFC/g), disparaissent totalement après 7 mois et réapparaissent (1,00 LogUFC/g) 5 mois après soit 12 mois de conservation et leur charge reste constante jusqu'à 18 mois de conservation. Toutefois, les valeurs obtenues pour ce microorganisme restent en deçà de la norme prescrite (3,00 LogUFC/g).

La Figure 4 exprime la colonisation de la PFMo par les levures et leur disparition

totale après 7 mois de conservation du produit. Elles restent telle jusqu'à la fin des observations. Ce phénomène s'explique par le fait de leur rapide multiplication les 6 premiers mois de conservation. Cette multiplication est certainement inhérente d'une part à leur commensalité pour les produits végétaux en général et d'autre part à l'activité de l'humidité résiduelle du produit qui progressivement est éliminée et agit conséquemment sur la survie desdits microorganismes (Oteng-gyang, 1984). Les levures comme définies sont des microorganismes osmophiles. Les différents phénomènes osmotiques observés dans les produits déshydratés confirment les résultats. Ainsi, leur disparition dans le produit après 12 mois de conditionnement confirme le rôle de l'eau dans le maintien de la physiologie des microorganismes identifiés dans le produit. Les taux d'humidité favorables à leur évolution restent dans l'intervalle de 3,2 à 10,7% en relation avec leur a_w . (Filtensbord et al., 1997).

La présence des moisissures dans le produit est inhérente à la qualité de la matière première (les feuilles de Moringa), et à la salubrité liée à la chaîne de transformation ou de conditionnement (Oteng-gyank, 1984) de cette dernière. L'évolution de leur charge au cours de la conservation témoigne d'une tendance à la vétusté du produit (Leyral et Vierling, 1997). Leurs quantités restent cependant en deçà des normes tolérées (<5 LogUFC/g en correspondant logarithmique).

Les valeurs obtenues en début de conservation de la PFMo pour ce qui est du taux d'humidité et des cendres sont respectivement de 2,63% et de 2,36%. Ces valeurs sont restées constantes à travers les 18 mois de conservation avec des moyennes respectives de 2,72% pour le taux d'humidité et 2,38% pour les cendres. Ces valeurs sont proches de celles trouvées par Rozier et Bolinot (1985) puis par Leyral et Vilerling (1997) dans leurs études sur certains produits alimentaires séchés. Quant aux valeurs moyennes obtenues pour le pH, elles varient de 8,7 au début à 7,3 à la fin. Ces valeurs pourraient s'expliquer par le fait du caractère chlorophyllien des feuilles de *M. oleifera* ayant tendance à conférer une basicité, laquelle s'estompe progressivement au cours du temps et qui évolue vers la neutralité. Les valeurs de l'acidité titrable en acide lactique sont également en corrélation avec les valeurs des pH déterminées. Leur valeur moyenne est de 0,73.

Conclusion

Les précédents résultats montrent que la poudre de feuilles séchées de *M. oleifera* (Lam.) affiche une salubrité certaine tout au début du conditionnement jusqu'à au moins 18 mois sans risque de contamination pour le consommateur. A cette étape, nous pouvons dire que nous avons une mouture de bonne qualité hygiénique. L'absence des pathogènes (*S. aureus*, *Salmonella*) et de la flore indicatrice de pollution fécale (Coliformes fécaux et Spores de *Clostridium* sulfite-réducteurs) confère au produit une qualité acceptable. Toutefois, la présence de moisissure n'est pas favorable à la conservation du produit pour une plus longue durée. La charge en Flore Aérobie Mésophile Totale, se justifie par le mode d'obtention du produit. En effet, il s'agit d'un séchage naturel avec les aléas et les risques de contamination par la flore de l'environnement. Cependant, les valeurs des paramètres physico-chimiques relevées au cours de la conservation de la PFMo attestent d'une sécurité certaine du

produit et lui confère une assurance qualité pendant les 18 mois de conservation. Des efforts dans le sens de l'amélioration des conditions de production et de la standardisation du diagramme technologique de la PFMo doivent être poursuivis en vue d'une conservation de plus longue durée.

REFERENCES

- AACC. 1983. *Approved Methods of the American Association of Cereal Chemists* (8th edn, vol 1 & 2). St Paul: Minnesota, USA.
- Adjanooun EJ, Adjakidje V, Ahy MRA, Ake-Assi L, Akouegninou A, d'Almeida J, Apovo F, Boukef K, Chadare M, Cusset G, Dramane K, Eyme J, Gassita JN, Gbaguidi N, Goudote E, Kone-Bamba D, Musampa Nseyya, Saadou M, Sodogandji T, de Souza S, Tchabi A, Zinsou D, Zohoun T. 1989. Contribution aux Etudes Ethnobotaniques et Floristiques en République du Bénin. Médecine Traditionnelle et Pharmacopée ACCT ; pp. 656-659.
- Afolayan AJ, Jimoh FO. 2009. Nutritional quality of some wild leafy vegetables in South Africa. *Int. J. Food. Sci. Nutri.*, **60**(5): 424-431.
- Akubugwo, IE, Obasi NA, Chinyere GC, Ugbogu AE. 2007. Nutritional and chemical value of *Amaranthus hybridus* L. leaves from Afikpo, Nigeria. *Afric. J. Biotechnol.*, **6**(24): 2833-2839.
- Amoriggi G. 1980. *Technique de Transformation et de Conservation Artisanales des Fruits et Légumes*. FAO: Rome (Italie), 1988; 62 p.
- Avallone S, Brault S, Mouquet C, Trèche S. 2007. Home-processing of the dishes constituting the main sources of micronutrients in the diet of preschool children in rural Burkina Faso. *Int. J. Food Sci. Nutri.*, **58**: 108-115.
- Barro N, Ouattara CAT, Nikiema AP, Ouattara SA, Traore SA. 2002. Microbial assessment of some street food widely consumed in Ouagadougou, Burkina-Faso. *Sante*, **12**(4): 369-374.

- Booth FEM, Wikens GE. 1988. Non-timber uses of selected arid zone trees and shrubs in Africa. FAO, Conservation Guide, Rome. 92-101 pp.
- Codjia JTC, Assogbadjo AE, Ekué MRM. 2003. Diversité et valorisation au niveau local des ressources forestières alimentaires végétales du Bénin. *Cahiers Agriculture*, **12**: 321-331.
- Dansi A, Adjatin A, Adoukonou-Sagbadja H, Adomou A, Falade V, Yedomonhan H, Akpagana K, De Foucault B. 2008. Traditional leafy vegetables in Benin: Folk nomenclature, species under threat and domestication. In *Biodiversité des Légumes-feuilles Traditionnels Consommés au Bénin*. Bibliothèque Nationale : Bénin ; 173 p.
- Ezeamuzie IC, Ambadederamo AW, Shode FO, Ekwebelem SC. 1996. Anti-inflammatory effects of *Moringa oleifera* Root Extract. *Int. J. Pharmacogn.*, **34** (3) : 207-212.
- FAO. 2011. Profil Nutritionnel du Bénin-Division de la nutrition et de la protection des consommateurs. <http://faostat.fao.org/site/666/default.aspx> (consulté en Novembre 2012).
- Filtborg O, Frisvad JC, Hoekstra SE, Samson AR. 1997. Introduction to food-borne fungi. Centraalbureau voor Schimmelcultures, Baarn, The Netherlands.
- Guiraud J, Galzy P. 1980. *L'analyse Microbiologique dans les Industries Agroalimentaires*. Collection « Génie Alimentaire » ; 81-83.
- Houinsou E. 1998. Identification approfondie des Organisations professionnelles de la filière Fruits et Légumes séchés au Bénin. Rapport définitif. Programme « Entreprenariat au Bénin ».
- Leyral G, Vierling E. 1997. *Microbiologie et Toxicologie des Aliments : Hygiène et Sécurité Alimentaire*. Doin éditeur CRDP: Aquitaine, France.
- Nout MJR, Rombouts FM, Havelear A. 1989. Effect accelerated natural lactic fermentation of infant food ingredients on some pathogenic microorganisms. *Int. J. Food Microbiol.*, **8**: 351-361.
- Olasupo NA, Schillinger U, Narbad A, Dodd H, Holzapfel WH. 1999. Occurrence of nisin Z production in *Lactococcus lactis* BFE 1500 isolated from wara, a traditional Nigeria cheese product. *Int. J. Food Microbiol.*, **53**: 141-152.
- Oteng-Gyang K. 1984. *Introduction à la Microbiologie Alimentaire dans les Pays Chauds*. Collection Technique et Documentation. Lavoisier : Paris ; 260 p.
- Randrianatoandro VA, Avalonne S, Picq C, Ralison C, Trèche S. 2010. Recipes and nutritional value of dishes prepared from green-leafy vegetables in an urban district of Antananarivo (Madagascar). *Int. J. Food. Sci. Nutri.*, **61**(4): 404-416.
- Rozier JVC, Bolinot F. 1985. Bases Microbiologiques de l'Hygiène des Aliments. pp188-189.
- Samson A, Hoeskstra E, Frisvard J, Filtenberg O. 1995. Introduction to food-borne fungi. Centraalbureau voor schimmelcultures isbn 90-70351-27-7.
- Tchiegang C, Kitikil A. 2004. Données ethn nutritionnelles et caractéristiques physico-chimiques des légumes-feuilles consommés dans la savane de l'Adamaoua (Cameroun). *Tropicultura*, **22**: 11-18.
- UNICEF. 2011. *La Situation des Enfants dans le Monde. L'Adolescence, l'Age de Tous les Possibles*. UNICEF; 138.
- You D, Wardlaw T, Salama P, Jones G. 2010. Levels and trends in under-5 mortality, 1990-2008. *The Lancet*, **375**: 100-103.