République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique **Université A. MIRA - Bejaia**

Faculté des Sciences et de la Nature et de la Vie
Département des Sciences Alimentaires
Filière : Sciences Biologiques
Spécialité : Sciences alimentaires
Option : Industrie laitière

Réf :.....

Mémoire de Fin de Cycle
En vue de l'obtention du diplôme

MASTER

Thème

Les mucilages de *Moringa oleifera* : teneur en métabolites secondaires, activité antioxydante et effet prébiotique.

Présenté par :

LADJEMI Amar & OUHADDAD Abderrezak

Soutenu le : **16 Juin 2016** Devant le jury composé de :

Mme MERZOUK H.	MAA	Présidente
Mr ZAIDI F.	Professeur	Encadreur
Mme HAMRI S.	MCA	Examinatrice
Melle BRAHAM F.	Doctorante	Invité

Année universitaire : 2015 / 2016

Remerciements

Tout d'abord nous tenons à remercier DIEU tout puissant de nous avoir donnés le courage et la volonté de terminer ce travail.

En tout premier lieu nous tenons à remercier notre promoteur ***Monsieur le professeur ZAIDI Farid****, notre Co- promotrice* ***Melle BRAHAM F*** *et* ***Mme HASSISSENE N*** *pour le temps et l'attention qu'ils ont bien voulu consacrer au bon déroulement de ce travail.*

Nous tenons à remercier ***Mme MERZOUK H*** *de nous avoir fait l'honneur de présider le jury de notre soutenance à*
Mme HAMRI S *d'avoir gentiment accepté d'examiner et de juger notre mémoire, qu'ils trouvent ici notre sincère gratitude.*

Nous tenons à remercier toutes les personnes qui ont grandement contribué à la réalisation de ce travail en facilitant la récolte des échantillons. Nos plus vifs remerciements vont particulièrement à :

Mr DADA Moussa *recteur de l'université d'Ouargla (Ex-recteur de l'université Tamanrasset).*

Mr CHINOUNE *recteur de l'université de Tamanrasset.*

Mme SAHKI *(responsable a l'INRF Tamanrasset)*

Mr BENBERI *(chef de sécurité de l'université de Tamanrasset)*

Mr ZENDRI *et sa femme*

Mr *BENADEKRIM (Agent a la pépinière Abalessa)*

La conservation des forêts de Tamanrasset

Les agriculteurs d'Outoul et Tanghakli

A toute l'équipe du laboratoire de Nutrition et Alimentation

Nous tenons également à remercier toutes les personnes qui de près ou de loin ont contribué à la réalisation de ce travail qu'ils trouvent ici notre sincère et profonde gratitude.

Dédicace

Ce modeste travail est dédié à toutes les personnes que j'aime :

A mes chers parents

A mon frère Mokhtar

A mes sœurs (Amel et Aldjia)

A toute ma famille cousins et oncles

A mon collègue Abderrezak et tous mes amis

A toute l'équipe du laboratoire de nutrition et Alimentation

A toutes la promotion Sciences alimentaires 2015/2016

Amar

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail

A mes chers parents sans qui se travail ne serait pas réalisé

A mes frères et sœurs

A tous mes neveux et nièces

A mes cousins et cousines spécialement Lyes

A toutes la famille OUHADDAD et SIDI-Ali

A tous mes amis (es)

A toute la promotion industrie laitière et sciences Alimentaires en générales 2015/2016

A mon collègue Amar et toute sa famille

Abderrezak

Liste des abréviations

Abs : Absorbance

AFSSA : Agence française de la sécurité sanitaire des aliments

AGCC : Acides gras à chaines courtes

CSS : Conseil supérieur de la santé

DPPH : 1,1 diphényl-2-picryl hydrazyle

ED : Eau distillée

Eq AA : Equivalent Acide Ascorbique

Eq AG : Equivalent Acide Gallique

Eq Q : Equivalent quercétine

Flav : Flavonoïdes

FOS : Fructo-oligosaccharides

Gl-OS : Gluco-oligosaccharides

GOS : Galacto-oligosaccharides

HDL : Lipoprotéine de haute densité

IC50 : Concentration inhibitrice de 50 %

LDL : Lipoprotéine de basse densité

M : Moringa

MS : Matière sèche

ONG : Organisation non gouvernementale

pH : potentiel d'hydrogène

PTS : Phénols totaux solubles

S : Synérèse

TCA : Acide Trichloracétique

UFC : Unité formant colonie

WGO : World Gastroenterology organisation

Liste des figures

Figure 01 : Tronc (a), feuilles (b), fleurs (c) et gousses (d) de *Moringa oleifera*….. 04

Figure 02 : Structure chimique de GOS……..... 10

Figure 03 : Structure de l'inuline…… 11

Figure 04 : Structure de FOS…….. 11

Figure 05 : photo d'un arbre prise à Tamanrasset et les feuilles séchés de *Moringa oleifera*……..... 15

Figure 06 : Réaction du Chlorure d'Aluminium avec les flavonoïdes……... 16

Figure 07 : structure de DPPH (radical) et sa réduction par l'antioxydant AH……. 18

Figure 08 : teneur en phénols totaux soluble et flavonoïdes du mucilage brut de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera*…… 23

Figure 09 : le pouvoir chélateur du mucilage brut de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera*…….. 25

Figure 10 : pouvoir réducteur du mucilage brut de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera*…….. 26

Figure 11 : Evolution du pouvoir réducteur de mucilage brut de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera*……. 26

Figure 12 : Activité antiradicalaire du DPPH de mucilage brut……. 27

Figure 13 : l'évolution de l'inhibition du DPPH en fonction des concentrations de mucilage brut…….. 28

Figure 14 : Evolution du pH…….. 29

Figure 15 : Evolution de la synérèse…….. 30

Figure 16 : Evolution des colonies…… 31

Liste des figures insérées dans les annexes

Figure 01 : Courbe d'étalonnage de dosages des phénols totaux solubles……. III

Figure 02 : Courbe d'étalonnage de dosages des flavonoïdes…… III

Figure 03 : Courbe d'étalonnage de pouvoir réducteur…….. III

Liste des Tableaux

Tableau I : la systématique du *Moringa oleifera*……..... 03

Tableau II : Composition moyenne des feuilles de *Moringa oleifera.* Données pour 100 grammes de matière sèche…… 05

Tableau III : Principaux prébiotiques commercialisés……. 10

Tableau IV : Exemples d'études sur l'efficacité des symbiotiques…….. 14

Tableau V : Mise en évidence de métabolites secondaires……. 24

Liste des Tableaux insérées dans les annexes

Tableau I : Différents prébiotiques avérés et supposé…… I

Tableau II : Types et sources des prébiotiques……. I

Tableau III : Préparations des solutions……. II

Sommaire

Liste des Abréviations
Liste des Figures
Liste des Tableaux
Introduction…… 1

Partie théorique

Chapitre I : Généralités sur *Moringa oleifera*

I. Généralités sur *Moringa oleifera*…… 3
I.1. Origine et distribution du *Moringa oleifera*…… 3
I.2. Systématique et nomenclature……. 3
I.3. Description botanique……. 4
I.4. Composition chimique et valeurs nutritionnelles des feuilles de…… 5
Moringa oleifera
I.5. Domaines d'utilisation des feuilles de *Moringa oleifera*…… 6
I.5.1. Alimentation humaine……. 6
I.5.2. Alimentation animale ……. 6
I.5.3. Utilisation médicinale…… 6
I.5.4. Lutte contre la malnutrition……. 7
I.6. Composés phénoliques et Activités antioxydante des feuilles de *Moringa*…… 7
oleifera
I.6.1. Les composés phénoliques ou polyphénols……. 7
I.6.2. propriétés antioxydantes des composés phénoliques…….. 8

Chapitre II : Les prébiotiques

II. Les prébiotiques…… 9
II.1. Définition……... 9
II.2. Types de prébiotiques…… 9

II.3. Sources des prébiotiques…… 12
II.4. Utilisation industrielle des prébiotiques …… 12
II.5. Effets bénéfiques des prébiotiques …… 12
II.6. Les mucilages……. 13
II.7. Les probiotiques……. 13
II.8. Les symbiotiques…… 14

Partie pratique

Chapitre I : Matériel et Méthodes

I. Matériel et Méthodes……. 15
I.1. Matériel végétal……... 15
I.1.1. Origine et provenance des feuilles de *Moringa oleifera*…… 15
I.1.2. Préparation des échantillons…… 15
I.2. Extractions des mucilages…….. 15
I.3. Dosages des composés phénoliques des mucilages bruts…… 16
I.3.1. Dosages des polyphénols totaux solubles …….. 16
I.3.2. Dosages des flavonoïdes…….. 16
I.4. Mise en évidences de la présence de métabolites secondaires…….. 17
I.4.1. Les tanins……. 17
I.4.2. Saponines…… 17
I.4.3. Alcaloïdes …….. 17
I.4.4. Terpènoïdes …… 17
I.5. Activités antioxydantes……... 18
I.5.1. Activité antiradicalaire du mucilage brut…… 18
I.5.2. Pouvoir réducteur ……... 19
I.5.3. Chélation du fer ferreux…….. 19
I.6. Activités prébiotiques……. 20
I.6.1. Préparation du yaourt…….. 20

I.6.2. Mesure du pH ……. 21

I.6.3. Mesure de la synérèse ……. 21

I.6.4. Dénombrement des colonies 21

I.7. Analyses statistiques……... 22

Chapitre II : Résultats et Discussion

II. Résultats et Discussion …… 23

II.1. Teneurs en phénols totaux solubles et flavonoïdes……...……. 23

II.2. Mise en évidence de métabolites secondaires…… 23

II.3. Activités antioxydantes ……. 24

II.3.1. Chélation du fer ferreux du mucilage brut .....……. 24

II.3.2. Pouvoir réducteur du mucilage brut.…….. 25

II.3.3. Activité antiradicalaire du mucilage brut …….……. 27

II.4. Effet prébiotique du mucilage de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera*…… 29

II.4.1 Evolution du pH…….. 29

II.4.2. Evolution de la synérèse ……...…. 30

II.4.3. Evolution des colonies …….……. 31

II.5. Discussion générale……... 32

Conclusion et perspectives…… 35

Références Bibliographiques

Annexes

Introduction

Introduction

Les plantes sont le siège d'une intense activité métabolique aboutissant à la synthèse de principes actifs très divers (Kansole, 2009). Elles élaborent diverses substances appelées métabolites secondaires qui représentent une source importante d'antioxydants et de produits actifs naturels. Ces derniers sont pour la plupart utilisés actuellement comme additifs dans les aliments fonctionnels ou comme composants bioactifs dans les préparations pharmaceutiques (Naczk et Shahidi, 2004).

Certains travaux montrent que divers constituants phyto chimiques des plantes, en particulier les vitamines et les polyphénols tels que les acides phénoliques, les flavonoïdes, les tanins, etc…, sont responsables de plusieurs activités dont l'une d'entre elles est le piégeage de radicaux libres.

Dans les dernières décennies il y a eu un intérêt croissant pour l'étude des plantes médicinales et leur utilisation traditionnelle dans différentes régions du monde (Muthu *et al.*, 2006 ; Arora *et al.*, 2013).

Le genre Moringa appartenant à la famille des Moringaceaes comporte plusieurs espèces largement répandues dans les régions méditerranéennes, le Sud-Ouest de l'Asie et d'Amérique (Olson et Carlquist, 2001). De par leur richesse en composés antioxydants naturels comme les flavonoïdes et les vitamines (Vongsak *et al.*, 2013), les feuilles de *Moringa oleifera* sont utilisées en tant que plante médicinale et nutritionnelle.

Les polysaccharides végétaux sont connus pour leurs activités biologiques, activités : anti-tumorales, antioxydantes, antivirales, anticoagulantes, anti-compléments, anti-inflammatoires, antiulcéreuses et hypoglycémiantes. Les nouvelles recherches sur les phyto-polysaccharides mènent au développement d'oligosaccharides non digestibles plus petits par hydrolyse et par dépolymérisation, comme les arabino-galacto et fructo-oligosaccharides et les oligosaccharides pectiques. D'après Boual. (2015), ces derniers jouent un rôle non négligeable en santé humaine en agissant comme prébiotiques et en stimulant la croissance des bactéries bénéfiques, présentes dans le côlon**.**

Les travaux de Metchnikoff. (1907) ont démontré que la consommation d'aliments fermentés permettait de rétablir la flore intestinale en générant des effets bénéfiques sur la santé de l'Homme et celle des animaux. De nombreuses études scientifiques ont rapportés les propriétés prophylactiques et thérapeutiques de

microorganismes présents dans les aliments fermentés notamment les bifidobactéries et lactobacilles (Parker, 1974 ; Gibson, 2000 ; Varcose *et al.*, 2003 ; Marelli *et al.*, 2004 ; Lin *et al.*, 2005).

Depuis une dizaine d'années, un intérêt considérable s'est développé autour de l'utilisation de cultures lactiques (*Lactobacillus*) ou probiotiques (*Bifidobacterium*). Les effets bénéfiques pour la santé en font des applications alimentaires et pharmaceutiques non négligeables. Dans la majorité des cas, les produits laitiers tels que les laits fermentés, fromages, laits en poudre et crèmes glacées ont été choisis comme véhicules privilégiés des cultures probiotiques (Doleyres *et al.*, 2002).

L'objectif de cette étude porte sur la possibilité d'utilisation des mucilages bruts de poudre de feuilles de *Moringa oleifera* comme source de prébiotique.

Nous avons dans une première étape, déterminé la teneur en composés phénoliques de nos échantillons et évalué leur activité antioxydante (activité antiradicalaire, pouvoir réducteur et la chélation du fer ferreux). La deuxième partie de notre travail consiste à évaluer le potentiel prébiotique de ces mucilages en utilisant le yaourt comme modèle fermentaire avec un suivi durant 28 jours (avec stockage à froid), de plusieurs paramètres : le pH, synérèse et la viabilité microbienne.

Partie Théorique

I. Généralités sur *Moringa oleifera*

I.1. Origine et distribution de *Moringa oleifera*

Moringa oleifera, arbre originaire d'Inde, est aujourd'hui très largement répandu à travers le monde, est par ailleurs cultivé dans toutes les régions tropicales, notamment en Afrique où cette espèce suscite plus d'intérêts auprès des ONG, des scientifiques et même des entrepreneurs (Olson, 2001 ; Sain Saveur et Broin, 2006).

Moringa peut se trouver dans des zones très arides comme le Sahara, mais il préfère les climats semi-tropicaux humides. Cet arbuste est retrouvé autour de la Mer rouge, de la Mer Morte au Kenya, Namibie, Angola. Ainsi qu'en Asie sous-continent indien : Pakistan, Inde et Bangladesh (Olson, 2001). Son introduction en Afrique de l'Est a eu lieu au début du 20 ème siècle par le biais du commerce et des échanges maritimes durant cette période (Foidl *et al.*, 2001).

I.2. Systématique et nomenclature

Moringa appartient à la famille mono-générique des arbustes et arbres des Moringaceae qui comprend 13 espèces avec *Moringa oleifra* (**Tableau I**) comme l'espèce la plus connue (Foidl *et al.*, 2001 ; Fuglie, 2001 ; Tahir Mahmood *et al.*, 2010 ; Hêdji *et al.*, 2014).

Tableau I : la systématique du *Moringa oleifera* (Laleye *et al.*, 2015)

Règne	Plantae
Sous-règne	Tracheobionta
Classe	Magnoliopsida
Ordre:	Capparales
Famille	Moringaceae
Division	Magnoliopyte
Genre	*Moringa*
Espèce	*oleifera*

Moringa porte différents noms selon les régions, dans les pays francophones il est également appelé « Mouroungue », « Moringa ailé », « ben ailé », « benzolive » et « pois quénique ». Dans les pays anglophones on le nomme « Radish Tree », « Never die Tree », « Drumstich Tree », « Horseradish tree » (Foidl *et al.*, 2001). Aux philippines on l'appelle « le meilleur ami des mères » et « Malunggay » (Price, 1985 ; Beth et Lindsay, 2005).

I.3. Description botanique

Moringa est un arbre pérenne, à croissance rapide, qui peut atteindre 7 à 12 mètres de hauteur et dont le tronc mesure 20 à 40 cm de diamètre (**Figure01-a**). Le tronc est généralement droit, mais peut se ramifier, atteindre parfois 3 mètres. Les branches poussent de manière désorganisée et la canopée est en forme de parasol (Foidl *et al.*, 2001). Ses feuilles sont duveteuses, alternes et bi ou tripennées (**Figure 01-b**) et se développent principalement dans la partie terminale des branches. Elles mesurent 20 à 70 cm de long (Hêdji *et al*., 2014 ; Laleye *et al.*, 2015). Ses fleurs mesurent 2,5 cm de large et se présentent sous forme de panicules axillaires et tombantes de 10 à 25 cm (**Figure 01-c**), elles sont blanches ou de couleur crème, avec des points jaunes à la base (Ralezo Maevalandy, 2006 ; Laleye *et al.*, 2015). Les Fruits en forme de gousses allongées à 3 valves, mesurant 20 à 60 cm de long (**figure 01-d**), pendent des branches lorsqu'ils sont secs ; ils s'ouvrent en trois parties, chaque gousses contient entre 12 et 35 graines (Foidl *et al.*, 2001 ; Olson, 2001).

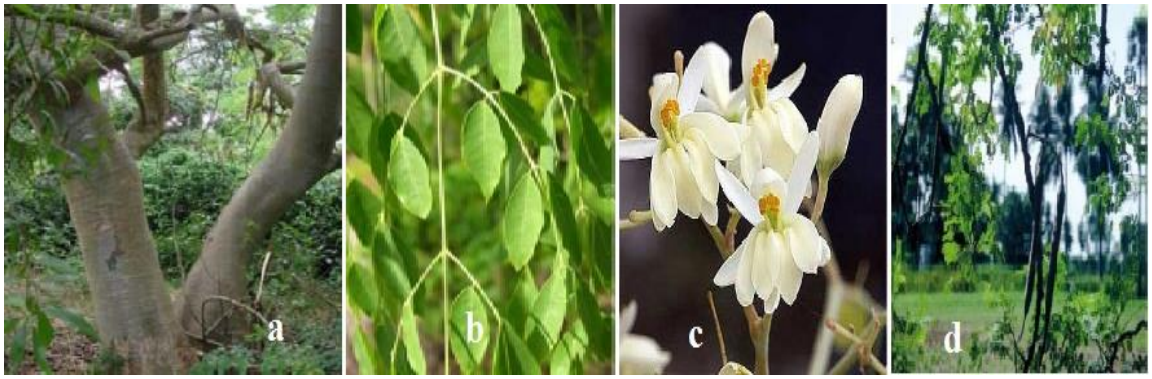

Figure 01 : Tronc (a), feuilles (b), fleurs (c) et gousses (d) de *Moringa oleifera* (Sain Sauveur et Broin, 2006).

I.4. Composition chimique et valeurs nutritionnelles des feuilles de *Moringa oleifera*

Plusieurs travaux ont mis en évidence les qualités nutritionnelles exceptionnelles des feuilles de *M. oleifera*, qui sont utilisées dans l'alimentation en raison de leur richesse en protéines, vitamines (A, B, C, E) et sels minéraux (Ca, K, Mg, P, Fer, Zn, Se, Cu, Mn, Na, Cl) (Atakpama *et al.*, 2014).

Les minéraux occupent une part importante de la matière sèche des feuilles de *M. oleifera* avec des teneurs de 0,6 à 11,42% de MS. Quant à la matière grasse contenue dans les feuilles de *M. oleifera*, elle varie de 2,3 à 10% MS. Les feuilles de *Moringa oleifera* sont une excellente source de protéines (**Tableau II)** dont les teneurs moyennes varient entre 19-35 % MS (Foidl *et al*., 2001 ; Bello, 2010).

Tableau II : Composition moyenne des feuilles de *Moringa oleifera.* Données pour 100 grammes de matière sèche (Broin, 2005).

Composition globale		**Acides aminés (mg)**	
Calories (kcal)	300	Arginine	1600
Protéines (g)	25	Histidine	530
Minéraux (g)	12	Isoleucine	1140
Glucides (g)	40	Leucine	2050
Lipides (g)	08	Lysine	1200
Fibres (g)	15	Méthionine	370
Teneur en eau	75 %	Phénylalanine	1400
Minéraux		Thréonine	1080
Calcium (mg)	2100	Tryptophane	580
Cuivre (mg)	01	Valine	1400
Fer (mg)	27	Acide aspartique	1670
Potassium (mg)	1300	Acide glutamique	2470
Magnésium (mg)	405	Sérine	840
Phosphore (mg)	310	Glycine	960
Manganèse (mg)	8	Alanine	1260

Soufre (mg)	740	Proline	1230
Sélénium (mg)	2,6	Tyrosine	910
Zinc (mg)	2,6	**Acides gras**	
Molybdène (mg)	0,5	C 16 : 0	530
Sodium (mg)	100	C 18 : 0	70
Vitamines		C 18 : 1	60
Vitamine A (UI)	14300	C 18 : 2	170
Vitamine C (mg)	850	C 18 : 3	1140

I.5. Domaines d'utilisation des feuilles de *Moringa oleifera*

Les feuilles de *Moringa oleifera* sont distribuées un peu partout dans le monde, elles ont une gamme impressionnante d'utilisation pour leur intérêts nutritionnels et médicinaux (Anwar *et al.*, 2007 ; Saint sauveur et Broin, 2010). Presque toutes les parties de l'arbre ont un intérêt nutritionnel parmi les domaines d'utilisation on trouve :

- **Alimentation humaine**

La poudre de feuilles séchées peut s'ajouter à toutes sortes de plats en tant que complément alimentaire (Saint sauveur et Broin, 2010). Les jeunes feuilles qui sont comestibles, sont couramment consommées cuites, comme des épinards et préparées en soupe ou en salade (Nweze *et al*., 2014).

- **Alimentation animale**

La productivité des animaux de ferme dans la plupart des pays tropicaux est généralement basse (Melesse, 2012). Ce qui a conduit aux valorisations de nombreuses ressources végétales locales en alimentation animale tels que l'enrichissement de la ration par des feuilles de *Moringa oleifera* afin d'améliorer la marge bénéficiaire (Abou-Elezz *et al*., 2011 ; Hêdji *et al*., 2014).

- **Utilisation médicinale**

Dans l'ethnomédecine, des feuilles de *Moringa oleifera* ont été employées par les guérisseurs traditionnels dans le traitement de divers maux tels que le malaise, les ulcères d'estomac, la diarrhée, la dysenterie, les infections gastriques et celle de la peau (Nweze *et al*., 2014).

Les feuilles de *Moringa oleifera* (Moringacées) sont utilisées par les Indiens dans leur phytothérapie comme hypocholestérolémiant chez les patients obèses (Ghasi *et al*., 2000).

- **Lutte contre la malnutrition**

Les feuilles de *Moringa oleifera* peuvent être utilisées pour la prévention et la correction de la malnutrition en raison de leurs qualités nutritionnelles exceptionnelles (Saint Sauveur et Broin, 2010). De ce fait, les populations incluent les feuilles de *Moringa oleifera* dans la formulation de la poudre infantile à base de ces feuilles comme complément alimentaire des nourrissons (Madi *et al*., 2012).

L'extrait des feuilles de *Moringa oleifera* possède une activité antioxydante due à la présence des différentes variétés d'antioxydants comme l'Ac. ascorbique, les flavonoïdes, les composées phénoliques et caroténoïdes (Anwar *et al*., 2005 ; Laleye *et al*., 2015).

I.6. Composés phénoliques et activités antioxydantes des feuilles de *Moringa oleifera*

I.6.1. Les composés phénoliques ou polyphénols

Ce sont des métabolites secondaires caractérisés par la présence d'un cycle aromatique portant des groupements hydroxyles libres ou engagés avec un glucide. Ils sont présents dans toutes les parties des végétaux supérieurs (racines, tiges, feuilles, fleurs, pollens, fruits, graines et bois). Les plus représentés sont les anthocyanes, les flavonoïdes et les tannins (Boizot et Charpentier, 2006).

Des études menées par Makkar et Becker. (1996) ; Richter *et al*. (2003) ; Siddhuraju et Becker. (2003) ; Tchiégang et Kitikil. (2004) ont montré que les feuilles de *Moringa oleifera* contiennent des alcaloïdes, flavonoïdes et des composées phénoliques avec des taux compris entre 0.67 % et 3.4 % des phénols totaux, 0.5 % et 1.4 % en tannins. Les tannins condensés sont absents ou sous forme de traces et les teneurs en saponines varient entre 5 et 6.4 %.

Au totales, les feuilles de *Moringa oleifera* contiennent des proportions négligeables de facteurs anti-nutritionnels (Makkar et Becker, 1996).

I.6.2. Propriété antioxydante des composés phénoliques

Un antioxydant est défini comme étant une substance qui peut retarder ou empêcher l'oxydation des substrats biologiques. Ce sont des composés qui réagissent avec les radicaux libres les rendant ainsi inoffensifs (Karou *et al*., 2005).

Les antioxydants sont classés selon leur mode d'action : éliminateurs de radicaux libres, chélateurs d'ions métalliques, piégeurs d'oxygène dans des systèmes fermés. Les polyphénols, naturellement présents dans les aliments ou formés au cours des procédés de transformation, sont considérés comme éliminateurs de radicaux libres (Chew, 1999 ; Chang *et al.*, 2007).

Selon Chumark *et al.* (2008) ; Farooq *et al.* (2012) les feuilles de *Moringa oleifera* possèdent une forte activité antioxydante.

II. Les Prébiotiques

II.1. Définition

Gibson et Roberfroid, les fondateurs du concept, ont défini les prébiotiques comme « des ingrédients alimentaires non digestibles qui influencent de façon bénéfique l'hôte en stimulant sélectivement la croissance et/ou l'activité d'un nombre limité de populations bactériennes dans le côlon améliorant ainsi la santé de l'hôte » (Cherbut, 2003 ; Wongputtisin et khanongnuch, 2015).

La définition a été actualisée en 2004 et définie comme « les ingrédients sélectivement faits fermenter qui permettent des changements spécifiques, tant dans la composition et /ou l'activité dans le microbiote gastro-intestinal et qui confère des avantages sur le bien-être de l'hôte et la santé » (Wongputtisin et Khanongnuch, 2015).

II.2. Types de prébiotiques

Les prébiotiques avérés à ce jour sont tous des glucides et la plupart possède un faible degré de polymérisation à l'exception des amidons résistants (Afssa, 2005). **Tableau I** regroupant les différents prébiotiques avérés et supposés **(Annexe I**).

Le concept de prébiotique distingue l'inuline et fructo-oligosaccharides qui stimulent sélectivement la croissance des bifidobactéries, qui sont considérées être favorables pour la santé humaine. Bien que la plupart des recherches aient été faites sur l'inuline et fructooligosaccharides, d'autres oligosaccharides-non-digestibles, en incluant xylo-oligosaccharides, galacto-oligosaccharides et isomalto-oligosaccharides ont été aussi évalués pour leur effet prébiotique (Blaut, 2002). AL-Sheraji *et al.* (2013) citent que les galacto-oligosaccharides(GOS), fructo-oligosaccharides (FOS) et l'inuline comme étant les prébiotiques les plus communément connus. Les principaux prébiotiques commercialisés sont illustrés dans le **tableau III.**

Tableaux III : Principaux prébiotiques commercialisés (Bodinier et Gourbeyre, 2012).

Prébiotiques	**Noms**	**Structures**
Inuline	Raftilose ®	Fru-Fru n + Glc-Fru n
Fructooligosaccharides	Actilight ®	Glc-Fru n Beghin
Galactooligosaccharides	Oligomate ®	Glc-Gal n
Lactulose	MLS-50 ®	Gal-Fru
Oligosaccharides de soja	Soya-Oligo	Gal n -Glc-Fru
Isomaltooligosaccharides	IMO 900	Glc n Showa
Glucooligosaccharides	Bioecolia ®	Glc n
Mannooligosaccharides	Bio-MOS ®	Man n
Xylooligosaccharides	Xylo-oligo	Xyl n

- **Galacto-oligosaccharides (GOS)**

GOS (**figure 2)** sont un mélange d'oligosaccharides tirés du lactose par trans-glycosylation enzymatique. Le mélange se compose généralement d'oligo-saccharides de tri- à penta-saccharides avec β-1,6, β-1,3, β-1,4 liaisons, ce qui le rend réfringents à la digestion (Vanema, 2015).

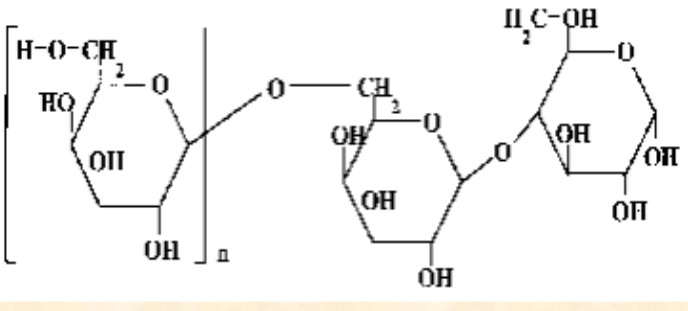

Figure 2: Structure chimique de GOS (Martin, 2009).

- **Inuline**

L'inuline (**figure 3)** est un fructane poly-dispersé de type β(2-1) composé d'un mélange d'oligo et de polysaccharides qui sont pratiquement tous constitués de chaines linéaires d'unités de fructoses possédant la structure GFn avec : G=unité glucosyle , F=unité fructosyle et n=nombre d'unité fructosyles liées entre elles (franck ,2008). Il s'agit d'un glucide non hydrolysé et non absorbé dans l'intestin grêle, mais dégradable par la flore colique (Adrian *et al.*, 2003) .

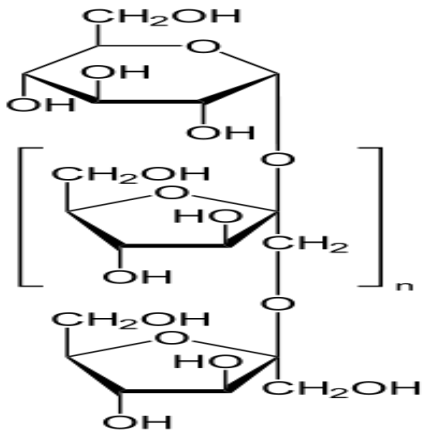

Figure 3 : Structure de l'inuline (Martin ,2009).

- **Gluco-oligosaccharides Gl-OS**

Les GOS α-1,2/α-1,6/α-1,4 appartiennent à la famille des glucanes. Ces derniers sont des polymères de glucoses liés par différents types de liaisons (α ou β ; 1→4, 1→6, 1→2 ou 1→3). Ils peuvent se trouver à l'état naturel sous forme par exemple d'amidon ou de glycogène jouant un rôle de réserve glucidique (Rousseau,2004).

- **Fructo-oligosaccharides(FOS)**

FOS **(figure 4)** sont composés par les chaînes de moitiés fructose reliées par β - (2 -1)-glycosidique obligations avec ou sans unité de glucose (Corradini *et al.*, 2012). FOS se produisent naturellement dans beaucoup d'aliments communs tels que fruits, légumes, lait et miel (Nobre *et al.*, 2012).

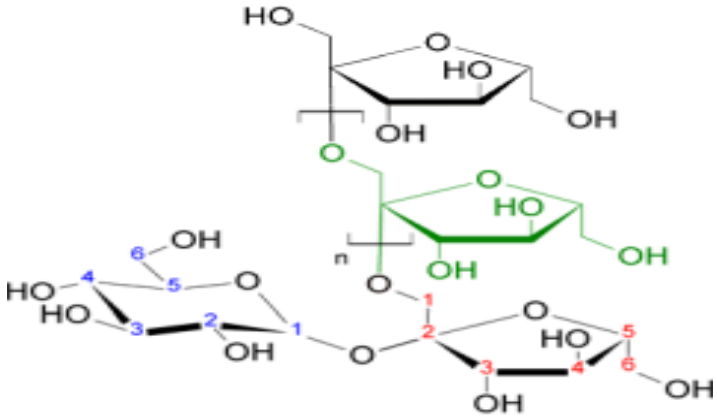

Figure 4 : Structure de FOS (Martin, 2009).

II.3. Source des prébiotiques

Les prébiotiques naturellement sont présent dans les légumes, fruits, céréales et lait maternel. Les prébiotiques quantitativement les plus importants présents naturellement dans nos aliments sont les fructo-oligosaccharides (FOS) et l'inuline. Ils représentent un important réservoir en hydrates de carbone dans beaucoup de plantes **(annexe I)** comme dans certains légumes « poireau, oignon, ail, artichaut, chicorée, asperge », fruits « banane » et céréales « seigle, blé » (Braegger, 2004).

II.4. Utilisation industrielle des prébiotiques

L'utilisation des prébiotiques comme des composantes de nourriture a des avantages multiples ; ils améliorent des traits sensoriels et fournissent une composition nutritive bien équilibrée (AL-Sheraji *et al.*, 2013). Les fructanes qui sont utilisés comme substituts de graisse (inuline) ou de sucre (oligo-fructose, obtenu par hydrolyse enzymatique de l'inuline de chicorée) a abouti à leur introduction dans les laits fermentés, les desserts, crèmes glacés, biscuits, pâtisseries et les laits maternisés (Delzennne *et al*., 2004).

Les aliments qui peuvent contenir l'inuline et l'oligo-fructose sont des produits de boulangerie et céréales de petit déjeuner ; systèmes saturés d'eau tels que les boissons, les produits laitiers et même les comprimés. L'inuline est souvent utilisée dans la fabrication des produits laitiers faible en graisse, tels que le lait, les fromages frais, les yaourts, les crèmes, et les desserts laitiers. L'inuline permet le remplacement de quantités significatives de graisse (jusqu'à 100 %) et de la stabilisation de l'émulsion en améliorant les caractéristiques organoleptiques des aliments et en améliorant tant le goût, dans un large éventail d'applications (Bosscher, 2009).

II.5. Effet bénéfique des prébiotiques

Les prébiotiques peuvent exercer un effet sur la barrière intestinale et le système immunitaire associé à l'intestin via les AGCC produits par le microbiote. Des effets directs des prébiotiques ont néanmoins été décrits : Le GOS peut limiter la fixation de certaines bactéries aux cellules épithéliales en se liant aux récepteurs d'adhésion de ces microorganismes (Bodinier et Gourbeyre ,2012). De ce fait il améliore la santé en influençant favorablement la flore intestinale par la stimulation de certaines bactéries à l'activité probiotique. L'apport d'inuline et de FOS, chez l'adulte en raison de

10g/jour, stimule la prolifération des bactéries lactiques, surtout des bifidobactéries, dans l'intestin. Ces bactéries fermentent les fibres prébiotiques et les réduisent à des acides gras à chaînes courtes formant ainsi l'acétate, le butyrate, le lactate et le propionate. Ces prébiotiques ont toutefois des effets secondaires sur l'intestin : par fermentation bactérienne des oligo-saccharides prébiotiques provoquent la formation de gaz (H 2, méthane et d'autre) qui peuvent, lors d'un dosage trop élevé, provoquer des ballonnements, des douleurs abdominales et des diarrhées (Braegger, 2004).

Les prébiotiques affectent les bactéries intestinales en augmentant le nombre de bactéries anaérobies bénéfiques et en diminuant la population des microorganismes potentiellement pathogènes (WGO, 2011).

II.6. Les mucilages

Les mucilages sont des substances polymères complexes de nature d'hydrate de carbone, avec une structure de branche, qui contient des dimensions variables de L-arabinose, D-galactose, L-rhamnose et D-xylose, aussi bien qu'acide galacturonique dans différentes dimensions (Sepulveda *et al.*, 2007). Les masses visqueuses de forme de mucilages dans l'eau sont typiquement hétérogènes dans la composition (Varsha *et al*., 2010). Les mucilages sont souvent trouvés dans de différentes parties de la plante (Deogade *et al*., 2012). Peuvent être employés dans les préparations d'aliments, produits pharmaceutique et cosmétiques pour plusieurs applications telles que des modificateurs de texture, épaississantes, gélifiants, et agent de liaison (Deore et Khadabadi, 2008 ; Koocheki *et al.*, 2009 ; Lai et Liang, 2012).

II.7. Les probiotiques

Ce sont des microorganismes vivants qui, lorsqu'ils sont administrés en quantité adéquate, ont des effets bénéfiques sur la santé de l'hôte (Finn, 2001 ; WGO, 2011). Les souches les plus fréquemment utilisées à des fins probiotiques sont les bactéries productrices d'acide lactique: Lactobacillus (ex: *Lactobacillus rhamnosus*, *Lactobacillus salivarius*), Enterococci, Bifidobacteria (ex : *Bifidobacterium lactis*). D'autres micro-organismes ont été développés comme probiotiques potentiels (ex. *Saccharomyces boulardii*, *Escherichia coli nissle*) ; leur reconnaissance en tant que probiotiques demeure controversée, du fait qu'ils ne font pas partie des micro-organismes de la flore commensale humaine (CSS, 2007).

II.8. Symbiotiques

Un symbiotique résulte de la combinaison d'un probiotique et un prébiotique (Weese et Ontario, 2002), avec l'attente que le prébiotique améliore la survie et la croissance du probiotique (Adebola *et al*., 2014). Il est de plus en plus utilisé pour exprimer la relation synergique entre les microorganismes bénéfiques et viables avec leurs substrats sélectifs (Schrezenmier et Vrese, 2001).

Peu d'études ont été menées sur l'efficacité des symbiotiques (**Tableau IV**) sur la santé.

Tableau IV : Exemples d'études sur l'efficacité des symbiotiques

Symbiotiques	Observations	Références
Inuline + *Bifidobacterium Sp.*	Augmentation supplémentaire du nombre de bifidobactéries	(Bouhnik *et al.*, 1997)
L. acidophilus + 2.5% de Fructo-oligosaccharides	Diminution des taux sériques de cholestérol Diminution des lipoprotéines de basse densité (LDL)	(Kieran *et al., 2003)*
L. acidophilus et *B. longum* + Fructo-oligosaccharides	Amélioration significative du rapport (LDL/HDL) cholestérol.	(Kieran *et al., 2003)*

Partie pratique

Matériel et Méthodes

I. Matériel et Méthodes

I.1. Matériel végétal

I.1.1 Origine et provenance des échantillons

Les feuilles de *Moringa oleifera* proviennent du Sud de l'Algérie (Tamanrasset) et étaient récoltées en octobre 2015.

Figure 05 : photo d'un arbre prise à Tamanrasset et les feuilles séchés de *M. oleifera*

I.1.2. Préparation des échantillons

Après tri et nettoyage, les feuilles sont séchées à l'air libre et à l'abri de la lumière, puis broyées à l'aide d'un broyeur électrique. La poudre obtenue a été ensuite tamisée à l'aide d'un tamis électrique (Retsch-AS 200) afin d'avoir une poudre de taille des particules inférieur à 0,5 mm et conservée dans des bocaux en verre à l'abri de la lumière pour éviter toute détérioration de l'échantillon.

I.2. Extractions des mucilages

Les mucilages ont été extraits en utilisant la méthode décrite par HadiNezhad *et al*. (2013). La poudre a été extraite avec de l'eau distillée (10 :400, poids/volume), sous agitation pendant 3H à 60°C, les extraits ont été refroidi à température ambiante, puis centrifugés à 4000 tr/mn pendant 20 minutes avec Sigma laborzentifugen D-37520 ostero de Harz-Germany, le surnageant obtenue correspond au mucilage brut.

I.3. Dosages des composés phénoliques du mucilage brut

I.3.1. Dosage des polyphénols totaux solubles par la méthode de folin-ciocalteu

- **Principe**

Le réactif est constitué par un mélange d'acide phosphotungstique ($H_3PW_{12}O_{40}$) et d'acide phosphomolybdique ($H_3PMo_{12}O_{40}$). Il est réduit, lors de l'oxydation des phénols, en un mélange d'oxydes bleus de tungstène et de molybdène. La coloration produite, est proportionnelle à la quantité de polyphénols présents dans les extraits végétaux (Boizot et Charpentier, 2006).

- **Mode opératoire**

Le dosage des polyphénols totaux solubles des extraits a été déterminé selon la méthode de Skerget *et al*. (2005). Un volume de 500 µl d'extrait est additionné de 2,5 ml de réactif de Folin-ciocalteu (1 N) dilué à 0,1 N, après 5 mn on ajoute 2 ml de carbonate de sodium Na_2CO_3 à 75 g/l. L'absorbance est mesurée à 760 ηm après 5 mn d'incubation à 50°C. Les concentrations en phénols totaux solubles sont déterminées par référence à une courbe d'étalonnage obtenue avec l'acide gallique (**Annexe III**). Les résultats sont exprimés en mg EAG/g Ech.

I.3.2. Dosage des flavonoïdes par la méthode au trichlorure d'aluminium

- **Principe**

Les flavonoïdes possèdent un groupement hydroxyle (OH) libre en position 5 susceptible de donner en présence de chlorure d'aluminium un complexe jaunâtre par chélation de l'ion Al^{+3}. La coloration jaune produite est proportionnelle à la quantité de flavonoïdes présente dans l'extrait **(**Ribereau-Gayon, 1968).

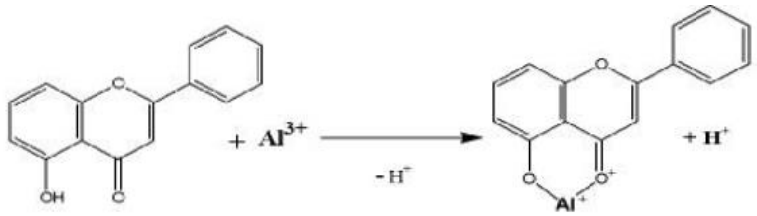

Figure 06: Réaction du Chlorure d'Aluminium avec les flavonoïdes **(**Ribéreau-Gayon, 1968).

- **Mode opératoire**

Le dosage des flavonoïdes a été réalisé selon la méthode de Djeridane *et al*. (2006). Un volume d'extrait (1ml) a été additionné du même volume de chlorure d'aluminium ($AlCl_3$ à 2 % dans le méthanol). L'absorbance du mélange a été mesurée à 430 ηm après 15 mn d'incubation à température ambiante. Les concentrations en flavonoïdes ont été estimées en référant à une courbe d'étalonnage préparée avec la quercétine (**Annexe III**). Les résultats ont été exprimés en mg équivalent de quercétine (mg EQ/g Ech).

I.4. Mise en évidence de métabolites secondaires

I.4.1. Les tanins

La détection des tanins est réalisée au moyen du test de Soulama *et al*. (2014). 2 à 3 gouttes de la solution $Fecl_3$ (2 %) ajoutés à chaque extrait. L'apparition d'une coloration bleue foncée a signalé la présence des tanins galliques, tandis que celle d'une coloration vert foncée a indiqué la présence des tanins catéchiques. La coloration bleue-verdâtre indique la présence de deux types de tanins.

I.4.2. Saponines

La détection des saponines est réalisée au moyen du test de Yadav et Agarwala. (2011). 1ml d'extrait ajouté à 3ml d'eau distillée. Après agitation pendant 2min la formation d'une mousse persistante indique la présence de saponines dans le milieu.

I.4.3. Alcaloïdes

La présence d'alcaloïdes est révélée par la méthode d'Amana (2007). Quelques gouttes du réactif de Bouchardat sont ajoutées à 2ml d'extrait. La formation d'un précipité brun-noir, brun-terre ou jaune-brun indique la présence d'Alcaloïdes dans le milieu.

I.4.4. Terpènoïdes

La méthode d'Aziman *et al.* (2012) permet de mettre en évidence la présence de Terpènoïdes. 2,5ml d'extrait est ajouté à 1ml de chloroforme après homogénéisation 1,5 ml d'acide sulfurique (H_2SO_4) concentré sont ajoutés au mélange. La formation d'une couleur brun-rouge à l'interface indique la présence de Terpènoïdes.

I.5. Activités antioxydantes

I.5.1. Activité antiradicalaire du mucilage brut

- **Principe**

Le DPPH (1,1 diphényl-2-picryl hydrazyle) un radical libre relativement stable. Dans ce test les antioxydants réduisent le diphényl picryl-hydrazyle ayant une couleur violette en un composé jaune en présence de composés anti-radicalaires (Meddour *et al.*, 2013).

Le test de DPPH est une méthode largement utilisée dans l'analyse de l'activité antioxydante. En effet, le DPPH se caractérise par sa capacité à produire des radicaux libres stables. Cette stabilité est due à la délocalisation des électrons libres au sein de la molécule. La présence de ces radicaux DPPH donne lieu à une coloration violette foncée de la solution, qui absorbe aux environs de 517 ηm. La réduction des radicaux libre DPPH par un agent antioxydant entraîne une décoloration de la solution (Molyneux, 2004).

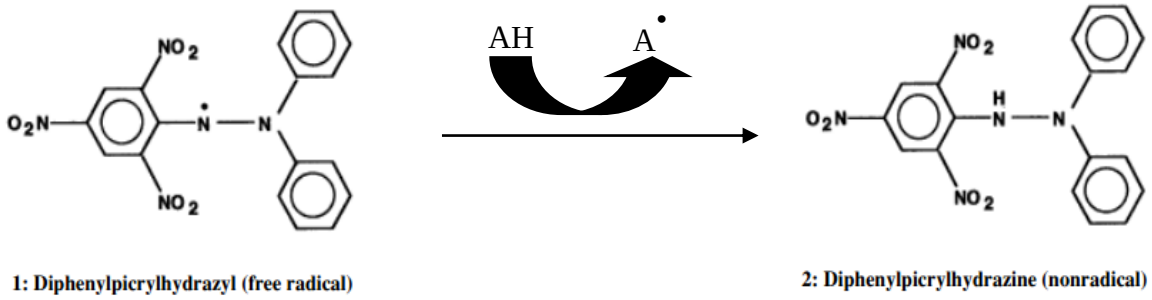

Figure 07 : structure de DPPH (radical) et sa réduction par l'antioxydant AH (Molyneux, 2004).

- **Mode opératoire**

L'activité antiradicalaire envers le radical DPPH a été mesurée selon la méthode de Brand-william. (1995). 0,1 ml d'extrait a été mélangé avec 3,9 ml de la solution méthanolique du DPPH (65µM/l) fraîchement préparée. Après agitation au Vortex puis incubation pendant 30 min à température ambiante, l'absorbance a été mesurée à 515 ηm.

$$\%\textbf{Inhibition} = \frac{\textbf{Abs C} - \textbf{Abs Ech}}{\textbf{Abs C}} \times \mathbf{100}$$

Abs C : Absorbance du contrôle
Abs Ech : Absorbance Échantillon

I.5.2. Pouvoir réducteur

- **Principe**

Le pouvoir réducteur est estimé par l'aptitude des antioxydants présents dans les extraits à réduire le fer ferrique (Fe^{3+}) du complexe ferricyanure en fer ferreux (Fe^{2+}). La forme réduite de ce complexe donne une couleur verte qui est proportionnelle aux concentrations des extraits (Özturk *et al*., 2007)

- **Mode opératoire**

Le pouvoir réducteur a été estimé selon la méthode décrite par Li *et al*. (2009). 200µl d'extrait ont été additionnés à 500 µl du tampon phosphate 0.2 M à un pH de 6.6 et de 500µl de solution aqueuse de ferricyanure de potassium ($K_3Fe(CN)_6$) 1 %. Après agitation, l'ensemble a été incubé à 50 °C pendant 20 min, puis on ajoute 500 µl de Trichloracétique (TCA 10 %), par la suite nous procédant à une centrifugation à 500 tr / min pendant 10 min. 1ml du surnageant a été prélevé et dilué dans 1 ml d'eau distillée, 200 µl de chlorure ferrique ($FeCl_3$) 0.1 % ont été additionnés et l'absorbance a été mesurée à 700 ηm.

Le pouvoir réducteur a été déterminé en se référant à une courbe d'étalonnage préparée avec l'acide ascorbique **(Annexe III).** Les résultats sont exprimés par mg équivalents d'acide ascorbique (mg EAA/g d'Ech). L'augmentation de l'absorbance dans le milieu réactionnelle indique l'augmentation de la réduction du fer. L'Acide ascorbique a été utilisé comme contrôle positif.

L'évolution du pouvoir réducteur du mucilage brut a été mis en évidence en se référant à une courbe réaliseé par la concentration de différentes dilutions. Ainsi la valeur de l'IC50 a été déterminée par le biais du logiciel ORIGIN PRO 9. Cette valeur permet d'avoir une Abs de 0,5 (Jabri-Karoui *et al*., 2012).

I.5.3. Chélation du fer ferreux

- **Principe**

Selon Le *et al.* (2007) la capacité chélatrice des extraits est mesurée en suivant l'inhibition de la formation du complexe Fe^{2+}-Ferrozine après incubation des échantillons

avec le fer divalent, permettant ainsi la complexion du fer résiduelle et la formation d'un chromophore rouge (Fe^{2+}-Ferrozine) ayant un maximum d'absorption à 562 ηm.

- **Mode opératoire**

La chélation du fer ferreux a été estimé selon la méthode décrite par Bourgou *et al*. (2008). 100 µl d'extrait ont été initialement mélangés avec 50 µl de $FeCl_2$ ($2H_2O$) à 2 mM et 100 µl de la Ferrozine 5 mM puis on ajoute 2,75 ml d'ED, le mélange est bien agité à l'aide d'un vortex puis laissé réagir pendant 10 min à température ambiante et à l'obscurité. La lecture des absorbances est faite à une longueur d'onde de 562 ηm.

Le standard EDTA est utilisé comme chélateur de référence à une concentration de 0.005965 g/ml. Le pourcentage de chélation du fer est calculé selon l'équation suivante :

$$\%\textbf{Chélation} = \frac{\textbf{Abs C} - \textbf{Abs Ech}}{\textbf{Abs C}} \times \mathbf{100}$$

Abs C : Absorbance du contrôle
Abs Ech : Absorbance Échantillon

I.6. Activités prébiotiques

I.6.1. Préparation du yaourt

Selon la méthode décrite par Espirito Santo *el al.* (2010) avec quelques modifications. Du lait Candia UHT demi écrémé a été pasteurisé à 90 °C pendant 15 min sur un bec benzène puis refroidi dans un bain-marie à 42 °C. Les ferments lactiques et les probiotiques sont ajoutés tout en agitant au même temps. 20 ml de mucilage brut ont été additionné à 40 ml de lait. Les lots du yaourt ont été préparés en triples dans des flacons stériles et incubés à 42 °C pendant 24 h, puis stockés à 4 °C durant 28 jours.

Les lots de yaourts sont codés comme suit :

- **Y+ Pro + M** = yaourt + probiotiques + Mucilages
- **Y + Pro** = yaourt + probiotiques (Blanc)

I.6.2. Mesure du pH

- **Principe**

Le pH par définition est une mesure de l'activité des ions H^+ contenus dans une solution. Les valeurs du pH ont été mesurées avec un pH mètre de type (micro pH 2000 CRISON) le 1er, le 14ème et le 28éme jour.

I.6.3. Mesure de la synérèse

- **Principe**

La synérèse est un phénomène physique fréquent au cours du stockage du yaourt qui affecte l'acceptabilité de celui-ci par le consommateur. Il est défini comme étant la séparation de petit lait (lactosérum) du gel ou du caillé (Tseng et Zhao., 2013). Quand le phénomène de la synérèse est important cela implique que la capacité de rétention de l'eau du gel est faible. Elle est mesurée selon la méthode de Purwandi *et al.* (2007).

- **Mode opératoire**

5 g du yaourt sont introduites dans un tube à centrifuger. Ce tube est ensuite centrifugé à 5000 tr/min pendant 20 min. Le surnageant est collecté puis en mesure son poids. La synérèse est exprimée en pourcentage selon la relation suivante :

$$\mathbf{S\ \% = \frac{poids\ du\ lactosérum\ collecté}{poids\ du\ yaourt} \times 100}$$

I.6.4. Dénombrement des colonies

Le dénombrement des colonies (détermination en triple) a été effectué au 1er, 14éme et le 28éme jour pour chaque lot à différentes dilutions (quatre à cinq dilutions de 1/10). 100 µl de chaque trois dernières dilutions ont été étalés par la méthode des stries sur des boites de pétri (Espirito-Santo *et al.*, 2010).

Pour le dénombrement des probiotiques nous utilisons la gélose MRS au chlorohydrate de cystéine (Cy-HCL) à 0,5 g/l qui est un agent réducteur inhibant la croissance des ferments du yaourt mais offre une meilleure croissance pour les

bifidobactéries. L'incubation se fait dans une étuve à 42 °C pendant 72 h. Le nombre de colonies UFC/ml est calculé puis converti en log UFC/ml.

$$\textbf{UFC/ml} = \frac{\textbf{nombre de colonies}}{\textbf{volume etalé (ml)} \times \textbf{facteur de dilution}}$$ (Sun-Waterhouse *et al*., 2013).

I.7. Analyses statistiques

Toutes les données représentent la moyenne de trois essais et les résultats sont exprimés par la moyenne ± l'écart type. Les résultats ont fait l'objet d'une analyse de la variance (ANOVA) suivie d'une comparaison multiple des moyennes par le bais du logiciel Statistica et la comparaison des données est prise à la probabilité $P<0,05$.

Résultats et discussion

II. Résultats et Discussion

II.1. Teneurs en polyphénols totaux solubles et flavonoïdes

Les résultats de dosage des polyphénols totaux solubles et flavonoïdes sont illustrés dans la **figure 08** ; nos données montrent que le mucilage brut de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera* révèle des teneurs en polyphénols totaux solubles et flavonoïdes de 1.24 mg Eq AG/g d'Ech et 1.56 mg Eq Q/g d'Ech respectivement.

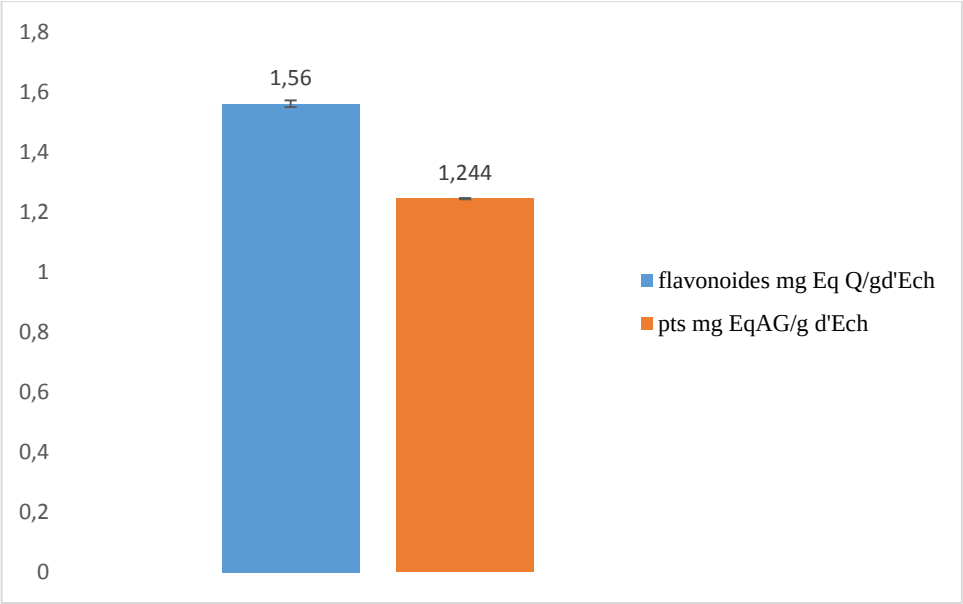

Figure 08 : teneur en polyphénols totaux soluble et flavonoïdes du mucilage brut de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera.*

II.2. Mise en évidence de métabolites secondaires

La présence de saponines, alcaloïdes, terpènoïdes et tanins catéchiques est mise en évidence (**Tableau V**) dans le mucilage brut de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera.*

Tableau V : Mise en évidence des saponines, alcaloïdes, Terpènoïdes et tanins catéchique.

	Saponines	Alcaloïdes	Terpènoïdes	Tanins catéchique
	+	+	+	+
Observations	mousse persistante	Apparition d'un anneau brun noir	Apparition d'un anneau brun rouge à l'interface	coloration vert foncé

+ = Présence du composé - = Absence de composé

II.3. Activités antioxydantes :

II.3.1. Chélation du fer ferreux :

La **figure 9** représente le pouvoir chélateur du fer de mucilage brut de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera* comparées au standard EDTA.

Nos données expérimentales montrent que le pouvoir chélateur du fer du mucilage brut de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera* (8.29 %) est significativement inférieure $p<0,05$ **(Annexe IV)** à celui du standard EDTA (12.08 %) utilisé à une concentration de 0,006 g/ml.

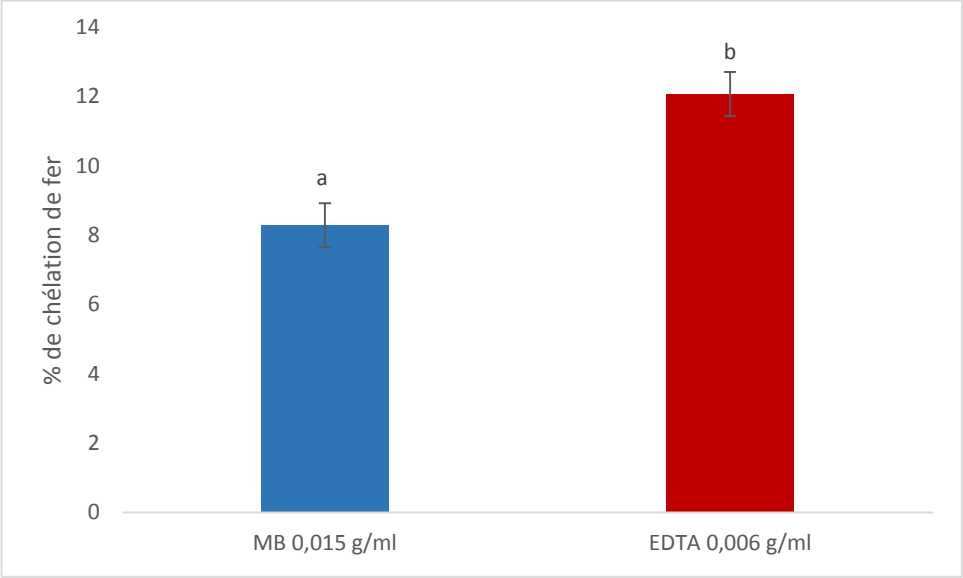

Figure 9 : le pouvoir chélateur du mucilage brut de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera.*

Les histogrammes qui portent des lettres différentes sont significativement différents (p<0.05).

II.3.2. Pouvoir réducteur du mucilage brut

Dans le but d'évaluer la capacité de réduction des ions métalliques tels que le fer, la mesure du pouvoir réducteur du mucilage brut de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera* a été réalisée (**figure 10**). Le pouvoir réducteur de notre mucilage brut (Abs=0.987) significativement supérieure p<0.05 **(Annexe IV)** à celui de l'acide ascorbique (Abs=0.260) standard utilisé à une concentration de 0.10 mg/ml.

L'augmentation de l'absorbance signifie l'augmentation du pouvoir réducteur. La **figure 11** montre que le pouvoir réducteur augmente avec la concentration de mucilage brut, l'amplitude de l'augmentation dépend de la concentration utilisée.

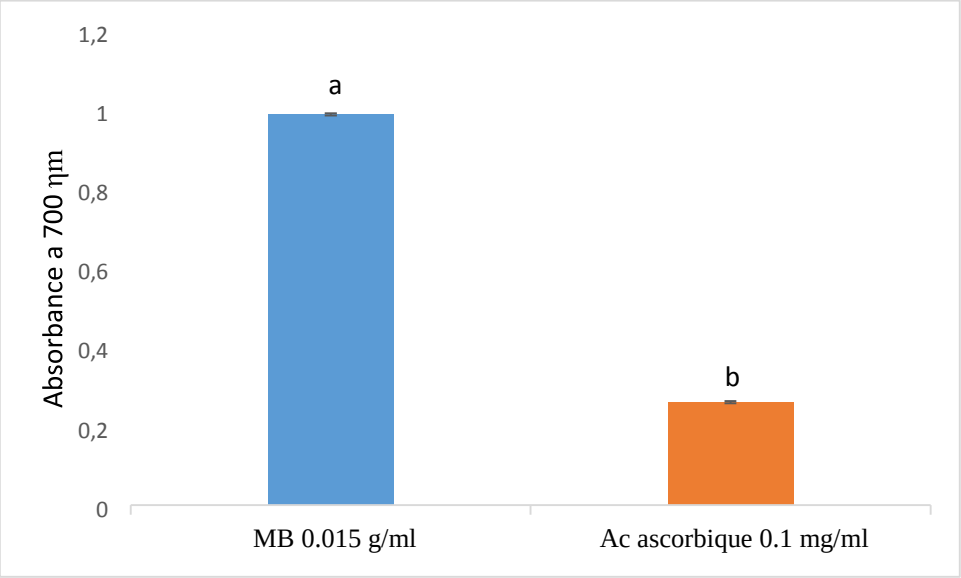

Figure 10 : pouvoir réducteur du mucilage brut de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera* comparé au standard acide ascorbique.

Les histogrammes qui portent des lettres différentes sont significativement différents (p<0.05)

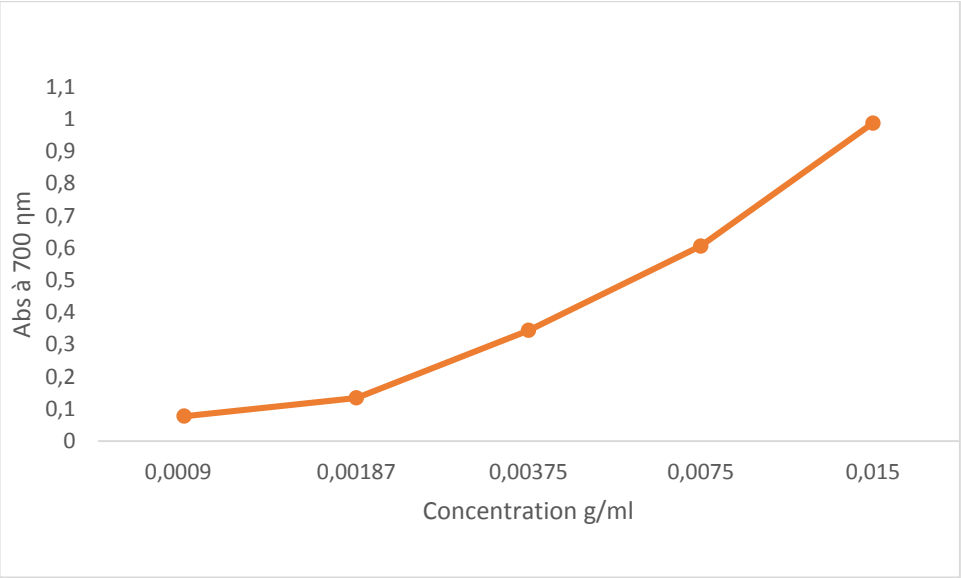

Figure 11 : Evolution du pouvoir réducteur de mucilage brut de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera.*

Les augmentations successives des absorbances notées varient de 73.35 % à 155.9%. Nos calculs montrent que l'IC50 s'établit à 0.004 g/ml de mucilage brut, le pouvoir réducteur optimale est obtenu à une concentration de 0.015 g/ml.

II.3.3. Activité antiradicalaire du mucilage brut

La figure 12 représente l'activité antiradicalaire du DPPH de mucilage brut de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera* comparées aux standards Acides ascorbiques et BHA.

Les données expérimentales montrent que l'activité antiradicalaire de l'Acide ascorbique (98.41 %) est supérieure à celle du BHA (94.89 %) utilisés à une concentration de 0.01 g/ml. Le mucilage brut de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera* présente une activité antiradicalaire de (80.73 %) significativement inférieure p<0,05 **(Annexe IV)** à celle de l'Acide ascorbique et du BHA.

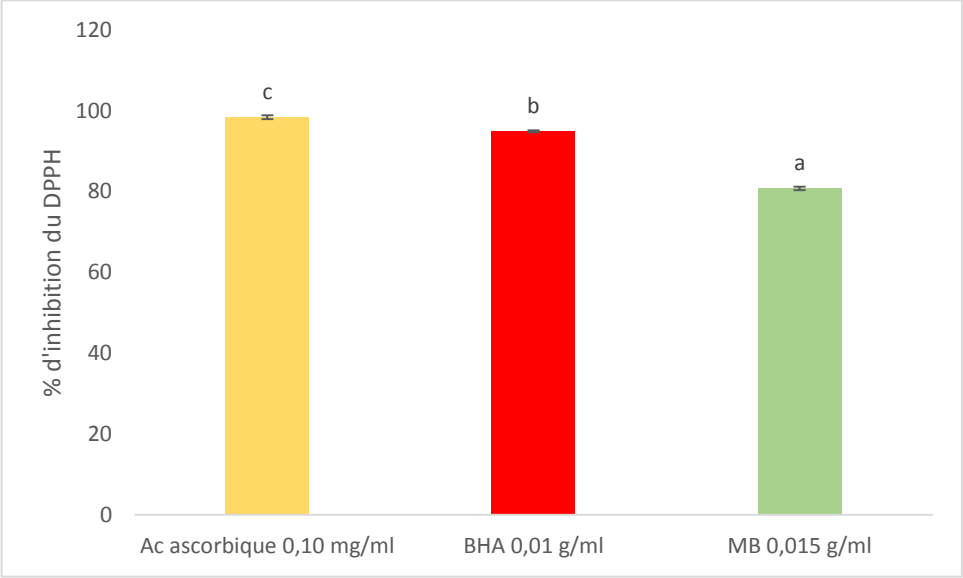

Figure 12 : Activité antiradicalaire du DPPH de mucilage brut.

Les histogrammes qui portent des lettres différentes sont significativement différents (p<0.05)

L'évolution de l'inhibition du DPPH avec la concentration de mucilage brut de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera* est illustrée par la **figure 13.**

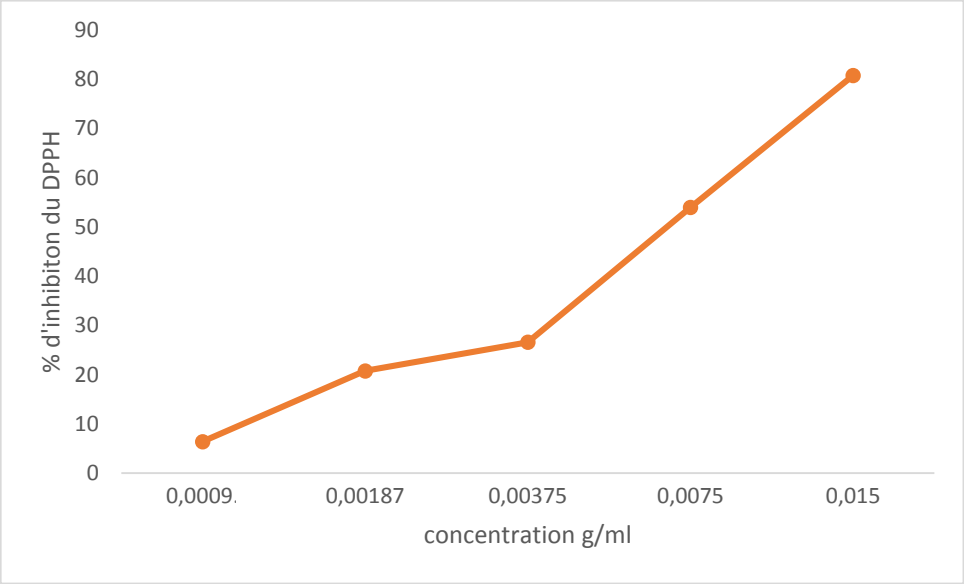

Figure 13 : l'évolution de l'inhibition du DPPH de en fonction des concentrations de mucilage brut

Le pourcentage d'inhibition augmente avec l'évolution de la concentration de notre mucilage brut ; dès la première concentration, nous notons une augmentation de l'inhibition du DPPH qui passe de 6.42 % à 20.79 % ; c'est à partir d'une concentration de 0,00375 g/ml que nous enregistrons des inhibitions supérieures à 50%.

Nos calculs montrent que l'IC50 s'établit à 0.00632 g/ml de mucilage.

II.4. Effet prébiotique du mucilage de la poudre de feuille de *Moringa oleifera*

II.4.1. Evolution du pH

Les valeurs du pH des yaourts varient au cours du stockage à 4 °C (**figure14).** L'analyse statistique des résultats obtenus montre un effet significatif (p<0,05) du facteur mis en jeu (l'addition du mucilage) dans notre essai **(Annexe V).**

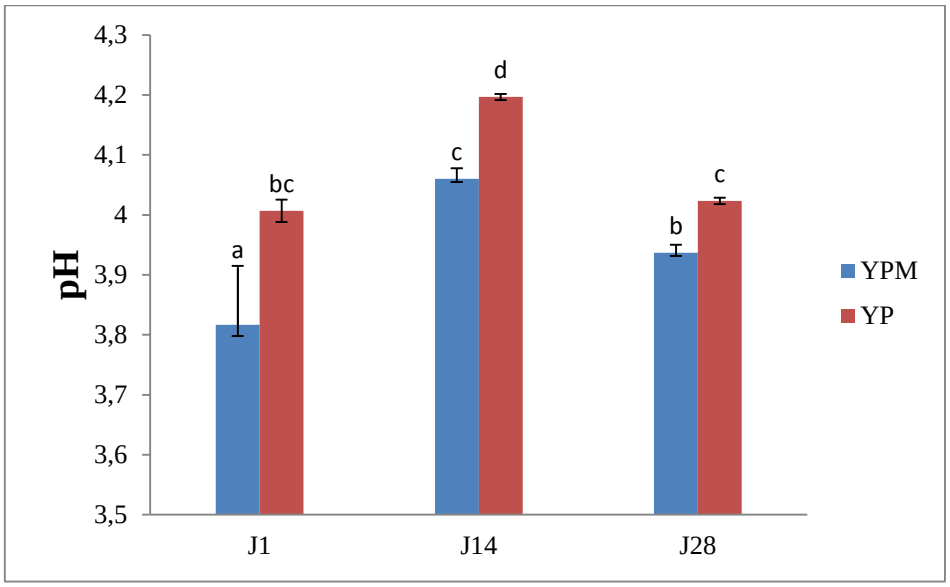

Figure 14 : Evolution du pH

Les lettres différentes indiquent que les résultats sont significativement différents (p<0.05)

Les yaourts renfermant du mucilage affichent des valeurs de pH nettement inférieures à celle du yaourt sans mucilage quel que soit la durée de stockage.

L'analyse de nos données décrit 02 phases :

Une première phase (du 1er jusqu'au 14ème jour) au cours de laquelle le pH accuse une forte augmentation soit de 6,37 % pour le yaourt avec mucilage et de 4,74% pour le yaourt sans mucilage.

Une deuxième phase (du 14ème jusqu'au 28ème jour) caractérisée par une forte baisse du pH 3,03% et de 4,15% pour le yaourt avec mucilage et sans mucilage respectivement.

II.4.2.Evolution de la synérèse

L'évolution de la synérèse des yaourts au cours du stockage à 4 °C est représentée dans la **figure 15.** L'analyse statistique des résultats obtenus montre un effet significatif (p<0,05) du facteur mis en jeu (l'addition du mucilage) dans notre essai **(Annexe V)**.

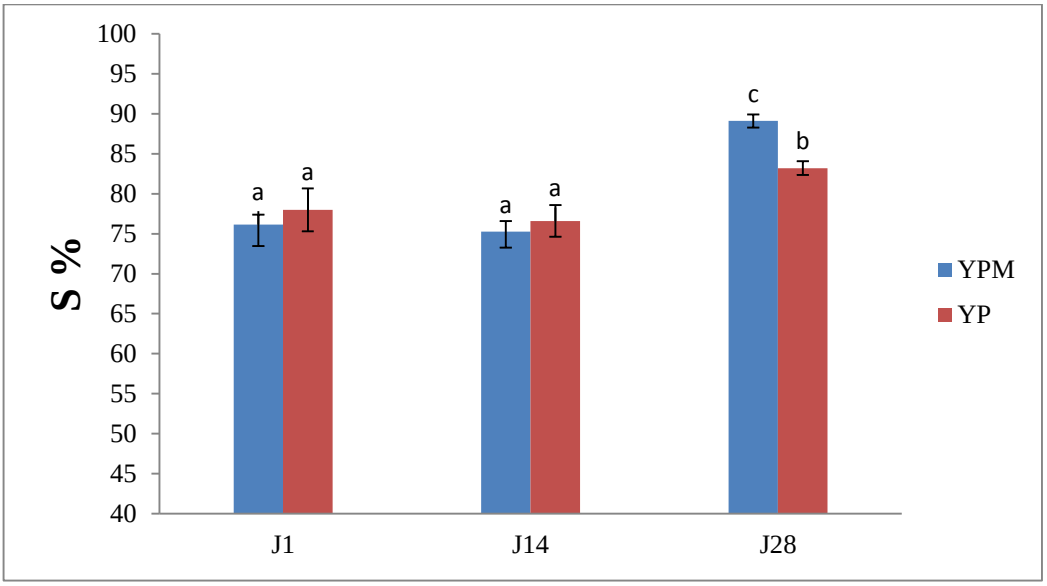

Figure 15 : Evolution de la synérèse

Les lettres différentes indiquent que les résultats sont significativement différents (p<0.05)

Nos résultats montrent pour les deux types de yaourts une légère diminution de synérèse du 1er au 14ème jour ; durant cette période le yaourt sans mucilage montre une valeur supérieure à celle du yaourt avec mucilage, elle est de 77,99 ± 2,67 au 1er jour avec une diminution de 1,18 % et de 76,15 ± 1,25 pour le yaourt additionné du mucilage avec une diminution de 1,79 % dans le 14ème jour.

Dans la deuxième phase du 14ème au 28ème jour nous enregistrons une forte augmentation de la synérèse pour les deux types de yaourt avec des valeurs nettement plus élevées pour le yaourt renfermant du mucilage : plus de 15,56 % par rapport au 14ème jour et de 7,93 % par rapport au yaourt sans mucilage correspondant.

L'augmentation de la synérèse du 1er au 28ème jour est de 17,03 % pour le yaourt avec mucilage et de 6,67% pour le yaourt sans mucilage.

II.4.3. Evolution des colonies

L'évolution des colonies des yaourts au cours du stockage à 4 °C est représentée dans la **figure 16.** L'analyse statistique des résultats obtenus montre un effet significatif (p<0,05) de facteur mis en jeu (l'addition du mucilage) dans notre essai **(Annexe V).**

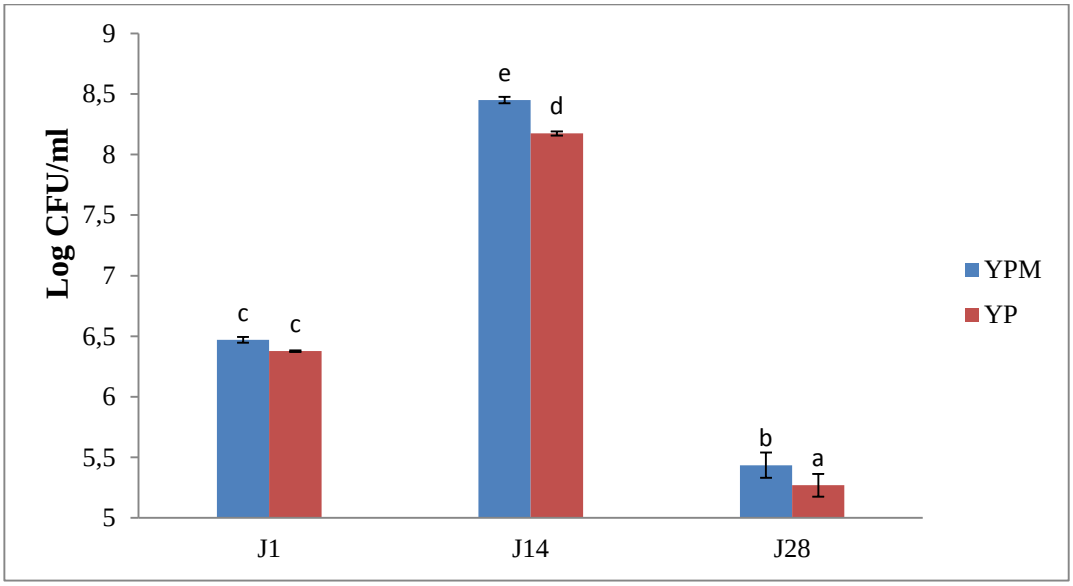

Figure 16 : Evolution des colonies

Les lettres différentes indiquent que les résultats sont significativement différents (p<0.05)

Le nombre de colonies pour le yaourt additionné de mucilage est nettement supérieur à celui du yaourt sans mucilage au cours du stockage à 4°C.

Pour le yaourt additionné de mucilage, le nombre de colonies augmente progressivement avec un maximum atteint au 14ème jour : 8,45 log UFC/ml soit un taux d'augmentation de 23,43%. Au-delà du 14ème jour nous enregistrons une diminution progressive du nombre de colonies pour atteindre 5,43 log UFC /ml au 28ème jour.

Pour le yaourt sans mucilage le nombre de colonies augmente progressivement avec un maximum atteint au 14ème jour : 8,17 log UFC/ml soit un taux d'augmentation de 21,91%. Au-delà nous notons une diminution progressive du nombre de colonies pour atteindre 5,27 log UFC/ml.

II.5. Discussion général

L'objectif de ce travail est d'évaluer le contenu en composés phénoliques et le potentiel antioxydant du mucilage brut de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera* d'une part et d'autre part son effet prébiotique.

Les différents dosages réalisés confirment la présence de diverses classes de composés phénoliques (polyphénols totaux solubles et les flavonoïdes) dans la poudre de feuilles de *Moringa oleifera* (Kasolo *et al.*, 2010 ; Moyo *et al*., 2011 ; Garba *et al*., 2015)

La comparaison avec les données de la littérature n'est pas aisée ; elle demeure difficile et cette différence peut être attribuée à divers facteurs : l'origine géographique de l'échantillon et procédé d'extraction (Benchikh *et al.*, 2014).

L'extraction a pour but de faire diffuser dans la phase liquide les composés phénoliques présents dans la matière végétale (Escribano-Baillon et Santos Buelega, 2003).

Globalement les teneurs en phénols totaux solubles et flavonoïdes du mucilage brut sont de 1.244 mg Eq AG/g d'Ech et de 1.557 mg Eq Q/ g d'Ech respectivement. Des études menées par Makkar et Becker. (1996) ; Richter *et al*. (2003) ; Siddhuraju et Becker. (2003) ; Tchiégang et Kitikil. (2004) ont montré que les feuilles de *Moringa oleifera* contiennent des alcaloïdes, flavonoïdes et des composées phénoliques avec des taux compris entre 0.67 % et 3.4 % des phénols totaux.

Charoensin. (2014) rapporte des teneurs en polyphénols totaux solubles et flavonoïdes de feuilles de *Moringa oleifera* (216.45 mg EqAG/g extrait et 65.38 mg QE/g extrait respectivement) qui sont supérieures à nos données : suggérant ainsi des différences de solubilisation des composés phénoliques dans les solvants d'extraction. Au totales, les feuilles de *Moringa oleifera* contiennent des proportions négligeables de facteurs antinutritionnels (Makkar et Becker, 1996).

Il est admis que les composés phénoliques jouissent de diverses caractéristiques. Dans la plante les composés phénoliques sont des constituant très importants en raison de leurs effets scavenger du radical DPPH due à leurs groupement hydroxyles (Elmastas *et al.*,2006).

L'une des propriétés chimiques des composés phénoliques est leurs propriétés réductrices en agissant comme donneur d'hydrogène ou d'électron ce qui leur confère leur capacité à piéger les radicaux libre (Rice-Evan *et al.,* 1997).

(Chumark *et al.,* 2008 ; Farooq *et al.,* 2012) rapporte que les feuilles de *Moringa oleifera* possèdent une forte activité antioxydante qui importante par rapport a celle que nous avons trouvé dans le mucilage brut (une activité antiradicalaire de (80.73 %) et un pouvoir chélateur du fer de 8.29%). Le pouvoir chélateur dépend des concentrations de notre mucilage.

L'utilisation du mucilage brut de poudre de feuille du *Moringa oleifera* a induit au cours du stockage des effets notables sur la viabilité des souches probiotiques et les caractéristiques du milieu.

Nous constatons que le pH des yaourts avec probiotique, additionné du mucilage est inférieur à celui des yaourts sans mucilage. Ce dernier traduit l'activité des microorganismes présents dans le milieu. En présence du mucilage de poudre de feuilles de *Moringa oleifera*, les bactéries sont plus actives comme en témoigne la production d'acide lactique. En effet les bactéries probiotiques produisent des acides tels que l'acide butyrique, propionique et surtout l'acide lactique, qui est l'acide le plus produit (Shah, 2000). Les produis finaux du métabolisme des glucides (acide gras à courte chaine) exercent un effet positif sur les probiotiques en leurs servant de source d'énergie (Kaplan et Hutkins, 2000).

La synérèse ou la séparation du gel protéique est un phénomène physique visible qui affecte l'acceptabilité du yaourt par le consommateur. En accord avec Aryana et Mc Grew. (2007) la synérèse augmente dans nos échantillons au cours du stockage du yaourt. Dans nos conditions expérimentales, l'addition du mucilage brut de poudre de feuilles de *Moringa oleifera* augmente ce phénomène de 17,03%. Srisuvor *et al*. (2013) l'attribuent à l'activité protéolytique des bactéries qui hydrolysent les micelles de caséines au cours du temps.

Nous notons que c'est en présence de mucilage de poudre de feuilles de *Moringa oleifera* que le nombre de colonies du probiotique est plus important que le control. Des observations similaires sont rapportées par Esperito-Santo *et al.* (2010) et Boudjou *et al.*

(2014) qui ont travaillé sur les poudres d'açai et sur la fève respectivement.

Cette meilleure croissance des microorganismes s'explique selon Koplan et Hutkins. (2000) par un apport élevé en hydrate de carbone par les mucilages utilisés et les différents micronutriments contenus dans ces prébiotiques.

Conclusion

Conclusion et perspectives

L'objectif de ce présent travail porte d'une part, sur le dosage des composés phénoliques, la mise en évidence de certains métabolites secondaires (Saponines, Alcaloïdes, Terpènoïdes et Tanins) et la détermination de l'activité antioxydante (activité antiradicalaire, pouvoir réducteur et pouvoir chélateur) et d'autre part pour évaluer l'effet prébiotique du mucilage brut de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera* sur la viabilité des probiotiques

Les résultats obtenus montrent que notre échantillon referme des polyphénols totaux solubles (1,244 mg Eq AG/g d'Ech) et des flavonoïdes (1,557 mg Eq Q/g d'Ech).

La présence d'autres métabolites secondaires tels que les alcaloïdes, Terpènoïdes, saponines, et les tanins catéchiques a été également révélée.

Les résultats de cette étude ont montré que le mucilage brut de la poudre de feuille de *Moringa oleifera* constitue une source importante en différents antioxydants qui piègent les radicaux libres.

Notre échantillon montre une activité antioxydante avec un taux d'inhibition de 80,73 % contre le radical DPPH avec un IC 50 de 0,00632 g/ml. Le pouvoir réducteur du mucilage de la poudre de feuille évolue selon les concentrations et montre un pouvoir chélateur du fer de 8,29%, inférieur à celui du témoin positif EDTA (12,075%) utilisé à une concentration de 0,005965 g/ml.

L'addition du mucilage brut de la poudre de feuille de *Moringa oleifera* au yaourt s'accompagne d'une augmentation de la synérèse et d'une diminution du pH.

L'ajout du mucilage favorise l'activité bactérienne augmentant ainsi la production d'acide lactique.

Ces résultats suggèrent l'emploi de poudre de feuilles de *Moringa oleifera* comme complément et agissant comme prébiotique, dans la formulation d'aliments fonctionnels et dans les applications nutraceutiques.

Il serait souhaitable de compléter et d'approfondir ce travail par :

- Une caractérisation des activités biologiques du mucilage de poudre de feuilles et d'autres parties de *M .oleifera.*
- L'évaluation « in vivo » de son activité antioxydante.
- L'enrichissement des aliments pour lutter contre la malnutrition.

- D'approfondir l'étude des polysaccharides en tant que facteur de croissance des probiotiques dans le yaourt et leurs relation entre la structure des polysaccharides et leur potentiel prébiotique.
- De réaliser une évaluation sensorielle pour les échantillons de yaourt.
- De réaliser des études et des essais sur des modèles animaux afin d'évaluer l'effet du yaourt enrichi en mucilage, sur la santé humaine.

Références bibliographiques:

A

Abou-Elezz F. M. K., Sarmiento-FrancoL., Santos-RicaldeR. et Solorio-SanchezF.2011. *Cuban Journal of Agricultural Science*, Volume 45: 163-168.

Adebola O., Corcoran O.,Morgan W A.2014.Synbiotics: the impact of potential prebiotics inulin, lactulose and lactobionic acid on the survival and growth of lactobacilli probiotics.*Journal of Functional Foods*, 10:75-83.

Adrian J.,Potus J.,Frangne R.2003.La science alimentaire de A à Z.3éme *édition Tec et Doc Lavoisier*.LONDRE-PARIS-NEW-YORK.579.

Agence Française De Sécurité Sanitaire Des Aliments (AFSSA).2005.Effets Des Probiotiques Et Prébiotiques Sur La Flore L'immunité De L'homme Adulte, France.

Al-Sheraji S.H., Ismail A., ManapM.Y.,Mustafa S., YusofR.M.,Hassan F.A.2013.Prebiotics As Functional Foods: A Review.*Journal Of Functional Foods*,5:1542-1553.

Amana K. (2007). Les anacardiaceae du togo : les ètudes botaniques, ècologiques et propriètès antifongiques. thèse de doctorat de l'universitè de reims champagneardenne.182.Antioxydant activity of stem and root of extract of rhubarb (Rheum ribes): An edible medicinal plant. *Food chemistry*, 103: 623-630.

Anwar FS., Latif M., Ashraf et Gilani H .2007. *Moringa oleifera*: a food plant with multiple medicinal uses. PhytotherapyResearch, 21: 7-25.

Arora D. S., Onsare J. G., et Kaur H. 2013.Bioprospecting of Moringa(Moringaceae): MicrobiologicalPerspective. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*.1 (6).
Aryana KJ., McGrew P.2007. Quality attributes of yogurt with Lactobacillus casei and various prebiotics.*LWT*, 40:1808-1814.

Atakpama W., Kponor E.G.E., Kanda M., Dourma M., Nare M., Batawila K et Akpagana K. 2014.*Moringa oleifera* Lamarck (Moringaceae): une ressource phytogénétique à usage multiple. Rev Cames, Sciences de la vie, de la terre et agronomie 2(1) : 6-14.

Aziman N., Abdullah N., Noor Z.M., Zulkifli K. S., et Kamarudin W. S. S. W. 2012.

Phytochemical constituents and *in vitro* bioactivity of ethanolic aromatic herb extracts. *SainsMalaysiana*. 41(11): 1437–1444.

B

BELLO H. (2010). Essai d'incorporation de la farine de feuilles de *Moringa oleifera* dans l'alimentation chez les poulets indigènes du Sénégal : Effets sur les performances de croissance, les caractéristiques de la carcasse et le résultat économique. Thèse pour obtenir le grade de docteur de l'université de Dakar.

Benchikh Y., Louailache H., George B., Merlin A. 2014 .Changes in bioactives phytochemical content and in vitro antioxidant activity of carob '*Ceratoniasiliqua L.)* as influenced by fruit repning. *IndustrialCrops and products*,60 : 298-303.

Beth D. et Lindsay S. 2005. Moringa water treatment. *ECHO Technical Note.*

Blaut M.2002.Relationship Of Prebiotics And Food To Intestinal Micro flora. *Europ Journal Of Nutrition*; 41(1):S11-S16.

Bodinier M.et Gourbeyre P.2012.Les Prébiotiques : Une Stratégie Pour Lutter Contre Les Allergies ?.La Lettre Du Pneumologue.V(15) ; N.4 :97-103.

Boizot N. et Charpentier J P.2006.Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre forestier.*Le Cahier des Techniques de l'Inra :* 79-82.

Boizot N., Charpentier J.P. 2006. Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre forestier. Méthodes et outils pour d'observation et l'évaluation des milieux forestiens, prairiaux et aquatiques, *INRA*, 79-82.

Bosscher D.2009.Fructan Prebiotics Derived from Inulin.Springer Science + Business Media, LLC:164-205.

Boual Z., Chouana T., Kemassi A., Hamid Oudjana A., DaddiBouhoun M., Michaud P. et Ould El Hadj M D.2015. Étude physicochimique et biologique des polysaccharides hydrosolubles de Planta gonotata Lagasca (Plantaginaceae). *Phytothérapie*, 13:396-402.

Boudjou S., Zaidi F., Hosseinian F.et Oomah B D.2014.Effects of Faba bean (*Viciafaba L)* Flour on Viability of probiotic Bactérien During Kéfir Storage. *Journal of Food Research*,3(6).

Bouhnik V., Florié B ., D'agay-Abensour L., Pochart P., Gramet G., Durand M. 1997. Administration of transgolacto-oligosacharide increases ficale Bifidobactéria and modifies colonic fermentation metabolism in healthy humans. *J Nutri*, 127 : 444-448.

Bourgou S.,Ksouri R.,Bellila A.,SkandraniI.,Faller H.et Marzouk B.2008.Phenolic Composition and Biological activities of tunisian Nigella Satival .*Shoots and roots ComptesRendues Biologies*,33(1):48-55.

Braegger C.2004.prébiotiques. *PAEDIATRICA*.V.15;N.6:22-23.

Brand-Williams W.,Cuvelier M E.et Berste C.1995. Use Of Free Radical Method To Evaluate Antioxidant Activity. *Food Science and Technology*, 28(1): 25-30.

Broin M. 2005. Composition nutritionnelles des feuilles de *Moringa oleifera*. CTA, 5p. Disponible sur http://www.moringanews.org.

Brunneton J. 1999.Flavonoides.In : pharmacognoise, phytchimie : plantes médicinale, 3ème édition, *Technique et documentation* (Paris) : 310-353.

C

Chang H C., Hung G J, Agrawal D C, Kuo C I, Wu C R et Tsay H S. 2007. Antioxidant Vitamines activities and polyphénol contents of six folk medicinal farmus used as « Gusuibu ». Botanicalstudies. 48: 397-406.

Charoensin S. 2014. Antioxidant and anticancer activities of *Moringa oleifera* leaves. *Journal of Medicinal Plant Research*, 8(7) : 318-325.

Cherbut C.2003. Prébiotiques Et Fonctions Gastro-Intestinales : Revue Des Effets Et Des Perspectives.*Cahier Nutrition* ,38(6) :346-354.

Chew S J etKrockenberger A K. 1991. Methodes and pitfals of extracting condensed tannins and other phénolic from plants: Insights from Invistigation on Eucalyptus leaves. *Journal of chemical ecology*. (17) : 241-243.

Chumark P., Khunawat P., Sanvarinda Y., Phornchirasilp S., Morales N P., Phivthongngam L., Ratanachamnong P., Srisawat S., Pongrapeeporn K S. 2008. The *in vitro* and *ex vivo* antioxidant properties, hypolipidaemic and antiatherosclerotic activities of water extract of *Moringa oleifera* Lam. Leaves. *Journal of Ethnopharmacology*, 116 : 439–446.

Conseil Supérieur De La Santé(CSS).2007.Avis concernant les définitions et critères

relatifs aux prébiotiques et probiotiques dans le contexte des allégations de santé. N° 8117.rue de l'Autonomie 4. 1070 Bruxelles, Belgique.Site web (http://www.health.fgov.be/CSS-HGR.)

D

Delzenne N M.,Cani P.,Neyrinck A M.2004.Les prébiotiques :bases scientifiques de leurs effet fonctionnels. *NAFAS*.V.2 ;N.3 :13-16.

Deogade U.,Deshmukh V.,Sakarkar D.2012.Natural Gums and Mucilage's in NDDS: Applications and Recent approaches. *International Journal of Pharm Tech Research.*V.4;N.2:799-814.

DeoreS.,KhadabadiS.2008.Standardisation and pharmaceutical evaluation of Chlorophyt um borivilianum mucilage. *Rasayan Journal of Chemistr*, 1: 887-892.

Djeridane M., Yousfi M., Nadjema B., Boutassouna D., Stocher P. and Vidal N.2006. Antioxidant activity of some Algerian medicinal plants extracts containing phenolic compounds. *Food Chemistry*, 97.

Doleyres Y.2003.production en continu de ferments lactiques probiotiques par la technologie des cellules immobilisées.*Thése de (Ph.D)*.Université LAVAL,QUEBEC ,167.

E

Elmastaş M., GülçinI.,Işildak Ö., Küfrevioğlub Ö. İ., İbaoğlua K., et Aboul-Eneinc H. Y. 2006. Radical Scavenging Activity and AntioxidantCapacity of bayleafextracts.Journal of the Iranian Chemical Society .3(3): 258-266.

Escribano-Baillon M T et Santos Buelega C. 2003. Polyphenols extraction fromfoods. In : « method in polyphenolsanalysis ». Royal Society of chemistry.1-16.

Espirito-Santo AP., Silva RC.,Soares FASM.,Anjos D.,Gioielli LA. Et Oleivera MN.2010.Açai pulp addition improves fatty acid profile and probiotic viability in yoghurt.*Int Dairy J*,20:415-422.

F

Farooq F., Rai M., Tiwari A., Khan A A ., Farooq S. 2012. Medicinal properties of *Moringa oleifera*: An overview of promising healer. *Journal of Medicinal Plants Research*, 6(27) : 4368-4374.

Finn H.2001. La Santé De L'intestin : Rapport de synthèse de Fair-Flow Europe concernant l'impact des pro- et prébiotiques sur la santé.

Foidl N., Makkar H.P.S. et Becker K. 2001.Potentiel De *Moringa Oleifera* En Agriculture Et Dans L'industrie. Potentiel de développement des produits du Moringa. Dar es Salaam, Tanzanie.

Franck A.2008.Aliments fonctionnels. Prébiotique (chapitre 5).Tec et Doc, 2eme édition.Lavoisier,paris.

Fuglie L. J. 2001. Combating Malnutrition With Moringa. Development potential for Moringa products. Dar es Salaam, Tanzanie.

G

Garba H., Shettima Y M., Mustapha B U A., Putaya H A N. 2015. Proximate composition and phytochemical screening of *Moringa oleifera* leaves. *Applied reserch journal*, vol 1(9) : 470-472.

Ghasi S.,NwobodoE et J.O. Ofili. 2000. Hypocholesterolemic effects Of Crudeextract Of Leaf Of *Moringa Oleifera* Lam In High-Fat Dietfed wistarrats. *Journal of Ethnopharmacology* 69 : 21–25.

H

HadiNezhad M., Duc C., Han N F.,Hosseinian F.2013. Flaxseed Soluble Dietary Fibre Enhances Lactic Acid Bacterial Survival and Growth in Kefir and Possesses High Antioxidant Capacity. *Journal of Food Research*, 2(5):152-163.

Hêdji C.C., Gangbazo D.N.S.K., Houinato M.R etFiogbé E.D. 2014. Valorisation de Azollaspp, Moringa oleifera, son deriz, et de co-produits de volaille et de poisson en alimentation animale: synthèse bibliographique. *Journal of Applied Biosciences* ,81:7277 – 7289.

I

Jabri-Karoui I.,Msaada K.,Abderrabba M.,Marzouk B.2016.Bioactive Compounds and Antioxidant Activities of Thyme Enriched Rafined Corn Oil. *J AgrSci Tech*,18:79-91. *Journal of Dairy Sciences*, 83:894-907.

K

Kansole, M.M.R. 2009. Etude ethnobotanique, phytocuimique et activités biologiques de quelques lamiaceae du Burkina Faso: cas de *Leucasmartinicansis (Jacquin) R. Brown, Hoslundia oppos stavahl* et *ortho siphonpallid us royle ex benth*. Mémoire pour obtenir un diplôme d'Etudes Approfondies (D.E.A) en Sciences Biologiques Appliquées, Burkina Faso.

Kaplan H., Hutkins R W.2000. Fermentation of Fructooligosaccharides by lactic acid bacteria and bifidobacteria. *Zppl Environ Microbiol*, 66:2682-2684.

Karou D., DickoMH.,Simpore J., Traore AS. 2005. Antioxidant and antibacterialactivities of polyphénols frome thno medicinal plants of Burkina Faso. *Afr. J. Biotechnol*., 4(8): 823828.

Kasolo J N., Bimenya G S., Ojok L., Ochieng J ., Ogwal-Okeng J W. 2010. Mhytochemicals and uses of *Moringa oleifera* leaves in Ugandan rural communities. *Journal of medicinal plants Research*, 4(9) : 753-757.

Kieran M T., Hollie M P., Chris W., Smejkal., Glann R.2003. Using probiotics and prebiotics to improve gut health. *Therapeutic focus*, 8.

KoochekiA.,Mortazavi.SA.,ShahidiF.,RazaviSMA.,TaherianAR.2009.Rheologicalpropertiesofmucilageextractedfromalyssumhomolocarpumseedasanewsourceof thickening agent. *Journal of FoodEngineering*, 91: 490-496.

L

LaiL.,Liang H.2012.Chemical compositions and some physical properties of thewaterandalkaliextracted mucilage from the young fronds of Aspleniumaustralasicum (J.Sm.)Hook.*Food Hydrocolloids*,26 : 344-349.

Laleye O.A.F., Ahissou H., Olounlade Ap., Azando E V B Et Laleye A. 2015. Etude bibliographique de trois plantes antidiabétiques de la flore béninoise: *Khayasenegalensis* (Desr) A. Juss (Meliaceae), *Momordicacharantia*Linn (Cucurbitaceae) et *Moringa oleifera* Lam (Moringaceae). *International journal of Biological and Chémical sciences*, 9(5): 2682-2700.

Le K., Chiu F., Ng K.2007.Identification and quantification of antioxidants in *Fructuslycii.*

Food chemistry, 105:353-363.

Li H.,WangX.,LiY.,LiP.,Wang H.2009.Polyphenolic compounds and antioxidant properties selected chine wines.*Food Chemistry,*112:454-460.

LinH.C.,SuB.H.,ChenA.C.,LinT.W.,TsaiC.H.,YehT.F.,OhW.2 0 0 5 .Oralprobioticsreduceth eincidenceandseverityofnecrotizingenterocolitisinverylowbirthweight infants.*Pediatrics,*115:1-4.

M

MadiO.P.,BourouS etNoé W. 2012. Utilisations et importances socio-économiques du Moringa oleifera Lam. En zone de savanes d'Afrique Centrale. Cas de la ville de Maroua au Nord-Cameroun. *Journal of Applied Biosciences,*60: 4421– 4432.

Makkar H.P.S et Becker. 1996. Nutritional value and antinutritional components of whole and ethanolextracted*Moringa oleifera* leaves. *Animals feed and sciences technology,* 63 : 211-228.

Marelli G., Papaleo E., Ferrari A.2004. Lactobacilli for prevention of urogenital infections:a review. *European Review of Medicine and Pharmacologie Sciences,* 8:87-95.

Martin L.2009.Probiotiques,prébiotiques, symbiotiques et <<métabiotiques>> :ce qu'il faut savoir. Institut national de la santé et de la recherche médical(Insem).Toulouse, France.

Meddour A.,Yahia M.,Benkiki N., Ayachi A.2013.Étude De L'activité Antioxydante Et Antibactérienne Des Extraits D'un Ensemble Des Parties De La Fleur Du CapparisSpinosa L. *Lebanese Science Journal,* 14(1) :49-60.

Metchnikoff E.1907.The prolongation of life.In*Optimistic studies* (Heinemann W., Ed.), PP.1-100.G.P.Putnam and Sons, London,UK.

Molyneux P.2004. The use of the stable free radical diphenylpicrylhydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant activity.*Songklanakarin J. Sci. Technol,* 26(2) :212-219.

Moyo B., Masika P J., Hugo A ., Muchenje V. 2011. Nutritional characterization of Moringa (*Moringa oleifera* Lam.) leaves. *African Journal of Biotechnology,*10(60) : 12925-12933.

Muthu C., Ayyanar M., Raja N., etIgnacimuthu S., 2006. Medicinal plants used by traditional healers in Kancheepuram District of Tamil Nadu, India. *Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine*2 (43): 1–10.

N

Naczk M., et Shahidi F. 2004. Extraction and analysis of phenolics in food. *Journal of Chromatography A*, 1054.95–111.

Nobrec.,TeixeiraJ.A.,Rodrigues L.R .2012.Fructo-oligosaccharides purification from a fermentative broth using an activated charcoal column.New Biotechnology.V.29;N.3:395401.

Nweze Nkechinyere O. et Nwafor, Felix I. 2014. Phytochemical, Proximate and Mineral Composition of LeafExtracts of *Moringa oleifera* Lam. fromNsukka, South-Eastern Nigeria. *IOSR Journal of Pharmacy andBiological Sciences (IOSR-JPBS).* Volume 9 :*99103*

O

OLSON M E. 2001. Stem and root anatomical correlations with life form diversity, ecology, and systematics in *Moringa* (Moringaceae). *Botanical Journal of the Linnean Society. 135:* 315–348.

Olson M.E., et Carlquist S. 2001. Stem and root anatomical correlations with life form diversity, ecology, and systematics in Moringa(Moringaceae). *Botanical Journal of the Linnean Society.*135 (4): 315–348.

Öztürk M., Aydoğmuş- Öztürk F., Eminduru M.,Topçu G.2007.

P

Parker R.B.1974.probiotics,the other half of the antibiotic story. *Animnut health*,29:4-8.

Price M. L., 1985. *Le Moringa*. *In* Note technique- ECHO (revue en 2000, en 2002 et en 2007). [En ligne] Accès Internet : http://www.echonet.org/tropicalag/technotes/Moringa.pdf (Page consultée mai 2016).

Purwandi U., Shah N P., Vasiljevic T. 2007. Effets of exopolysaccharide producing strains of Streptococcus thermophilus on technological and rheological properties of set-type yoghurt. *International Dairy journal*, 17(11):1344-1352.

R

RALEZO MAEVALANDY A. 2006.La Moringa *Moringa oleifera.* Antanarivo (Madagascar)

Ribéreau-Gayon P.1968. Lescomposés phénoliques des végétaux. *Ed Dunod*. Paris.

Rice-Evans C. A., Miller N. J., et Paganga G. 1997. Antioxidantproperties of phenoliccompounds. *Trends in Plant Science*. 2(4): 152-158.

Richter N., Siddhuraju P. et Becker K., 2003. Evaluation of nutritionalquality of moringa (Moringa oleifera Lam.) leaves as an alternative protein source for Nile tilapia (Oreochromisniloticus L.): *Aquaculture* 217: 599– 611.

Rousseau V.2004.Evaluation D'oligosaccharides A Effet Prébiotique Vis-à-vis De La Microflore Vaginale. Thèse Doctorat. Sciences Ecologiques, Vétérinaires, Agronomiques et Bioingénieries, L'institut National Des Sciences Appliquées De Toulouse(INSA), France.

S

Saint Sauveur A., Broin M. 2006.L'utilisation des feuilles de *Moringa oleifera* contre les carences alimentaires : un potentiel encore peu valorisé.Stratégies, normes et marchés pour un meilleur impact sur la nutrition en Afrique. Accra, Ghana. www.moringanews.org

Schrezenmeir J.,Vrese M.2001.probiotics,prébiotics,and symbiotics-approaching a definition.*American Journal of Clinical Nutrition,*73:361-364.

Sepulveda E.,Saenz C.,Aliaga E., Aceituno C.2007.Extraction and characterization of mucilage in Opuntia spp.*Journal of Arid Environments*, 68:534-545.

Shah N P.2000. probioticsbactéria : selective enumeration and survival in dairy foods.

Siddhuraju P et Becker K, 2003. Antioxidant properties of various solvent xtracts of total phenolic constituents from three different agro-climaticorigins of drumstick tree (Moringa oleifera Lam.). *J Agric Food Chem,* 15: 2144–2155.

Škerget M., Kotnik P., Hadolin M., Hraš A., Simonič M., etKnez Ţ. 2005.Phenols, proanthocyanidins, flavones and flavonols in some plant materials and their antioxidant activities. *Food Chemistry*. 89: 191-198.

Soulama S.,Sanon H O.,Meda R N T.,Boussim J I.2014.Teneur en Tanins de 15 ligneux fourrgers de bourkinafaso.*Afrique Science,*10(4) :180-190.

Srisuvor N., Chinprahast N., Prakitchaiwattana C.,Subhimaros.2013. Effects of inulin and polydextrose on physicochemical and sensory properties of low –fat set yoghurt with probiotic-cultured banana purée.LWT-*Food Science and Technology,*51:30-36.

Sun-Waerhouse D., Zhou J., Wadhwa S. 2013. Drinking yogourts with berry polyphenols added before and after fermentation. *Food and control*, 32 : 450-460.

T

Tahir Mahmood K., MugalTandHaq I U. 2010. *Moringa oleifera*: anatural gift-A review.*Journal of Pharmaceutical Sciencesand Research.* 2 (11) :775-781.

Tchiégang C et Kitikil A. 2004. Données ethnonutritionnelles et caractéristiques physicochimiques des légumes-feuilles consommés dans la savane de l'Adamaoua (Cameroun). *Tropicultura*, 22 (1): 11-18.

Tseng A.,Zhao A.2013.Wine grape pomace as antioxidant dietary fibre for enhancing nutritional value and improving storability of yogurt and salad dressing.*Food Chemistry,*138:356-365.

Vanema K .2015.Benifical Microorganismes in Medical and Health Application : Health Effects of Pro-and Prébiotics ,utilisation of Sophisticated In Vitro Tools(Volume 28).Library of congress control Number:2015956811.Munster,Germany.PP.1-18.

Varcoe J J., Krejcarek G., Busta F., Brady L.2003. prophylactic feeding of *lactobacillus acidophilus* NCFM to mice attenuates overt colonic hyper plasia. *journal of food protection,*66:457-465.

Varsha D.,Mohan K.,Poonam C.,Vivek R.,Baheti D.2010.Isolation And Characterization Of Mucilage From Lepidium Sativum Linn. *International Journal of Pharma Research and Development* – Online. Site web(http://www.ijprd.com).

Vongsak B., Sithisarn P., et Gritsanapan W.2013. Bioactive contents and free radical scavenging activity of *Moringa oleifera* leaf extract under different storage conditions. *Industrial Crops and Products*.49:419– 421.

W

Weese J S.,Ontario G.2002. Probiotics, Prebiotics, And Synbiotics.*Journal Of Equine Veterinary Science*.V.22;N.8:357-360.

Wongputtisin P.et Khanongnuch C.2015. Prebiotic Properties Of Crude Oligosaccharide Prepared From Enzymatic Hydrolysis Of Basil Seed Gum. *Food and Biotechnology*, 24(05):1767-1773.

World Gastroenterology Organisation(WGO).2011.Probiotiques et Prébiotiques.

Y

Yadav R.,Agarwala M.2011.Phytochemical analysis of some medicinal plants.*journal of Phytology*,3(12):10-14.

Annexes

Annexe I

Tableau I : Différents prébiotiques avérés et supposé **(AFFSA, 2005**)

Substance	Composition	Degré de polymérisation	Procédé d'obtention
Fructanes • Linéaires : **o Inuline o FOS** o Levanes • Branchés (graminanes)	Glucose, fructose • liaisons β -2,1 • liaisons β -2,1 • liaisons β -2,6 • liaisons β-2,6 & β-2,1	• 10 à 60 • 2 à 9 • 20-30 (lorsque d'origine végétale) † • inconnu	Extraction Hydrolyse enzymatique Biosynthèse enzymatique
Lactulose	Galactose, fructose, liaisons beta-1,4	2	Synthèse chimique
Oligo (trans)galactosides (TOS)	Glucose, galactose, liaisons beta-1,6	2 à 5	Biosynthèse enzymatique
Oligoxylosides (XOS)	Xylose, liaisons beta1,4	2 à 9	Hydrolyse enzymatique
Oligosides de soja (Raffinose & stachyose)	Galactose, glucose, fructose liaisons alpha 1,6 et 1,2	3 à 4	Extraction
Isomaltooligosides	Glucose, liaisons alpha-1,6	2 à 5	Hydrolyse enzymatique Bioconversion enzymatique
Oligolaminaranes (beta-glucanes)	Glucose, (±mannitol) liaisons beta-1,3 et 1,6	5 à 25	Hydrolyse enzymatique
D-tagatose	Tagatose	1	Extraction
Amidons résistants	Glucose, liaisons alpha-1,4 et 1,6	> 1000	Extraction

En **gras** : prébiotiques avérés ; en italique : prébiotiques supposés

† : les levanes produits par les microorganismes présentent généralement des poids moléculaires supérieurs à 10^6.

Tableau II : Types et sources des prébiotiques **(Al-Sherajie *et al* ., 2013)**

Types de prébiotiques	**sources**
Fructooligosaccharides	Asperge, betterave à sucre, ail, chicorée, oignon, artichaut de Jérusalem, blé, miel, banane, orge, tomate et seigle.
Isomaltulose	Miel, jus de canne à sucre.
Xylooligosaccharides	Pousses en bambou, fruits, légumes, lait, miel et son de blé.
Galactooligosaccharides	Le lait d'humain et le lait de vache.
Cyclodextrines	Glucanes d'eau et soluble.
Raffinose oligosaccharides	Graines de légumineuses, lentilles, pois, haricots, pois chiches, composite de mauve et moutarde.
Graine de soja oligosaccharide	Graine de soja.
Lactulose	Lactose (Lait).
Lactosucrose	Lactose.
Isomaltulose	Saccharose.
Palatinose	Saccharose.
Maltooligosaccharides	Amidon.
Isomaltooligosaccharides	Amidon.
Arabinoxylooligosaccharides	Son de blé.
Dextrine résistant de l'enzyme	Amidon de pomme de terre.

Annexe II

Tableau I : Annexes des préparations des solutions

Solution	**Réactifs**
Folinciocalteau 1/10	10 ml de folinciocalteau à +90ml d'eau distillée
Na_2CO_3 à 7.5%	7.5 g de Na_2CO_3dans 100 ml de l'eau distillée
Chlorure d'Aluminium ($ALCl_3$ 2%,P/V)	2g $ALCl_36H_2O$ dans 100ml de méthanol
HCl (1M)	8.26 ml d'HCl 37% est ajusté à 1litre aved l'eau distillée.
HCl (0,01M)	0.0826ml d'HCl 37% est ajusté à 1litre aved l'eau distillée.
$FeCl_3$ (0,01M dans HCl 0,01 M)	Dissoudre 1,62gde FeCl3 dans 1litre HCl à 0,01 M
Solution DPPH (65µM/l)	0,0024 g DPPH dans 100 ml methanol pur
Tampon phosphate (0,2M, pH 6,6)	2.72 g de KH_2PO_2 dans 100 ml d'eau distillée. 3.48 g de K_2HPO_2 dans 100 ml d'eau distillée. La solution acide est ajuster avec la solution basique jusqu'à l'obtention d'un pH 6,6.
Ferricyanure de potassium ($K_3Fe(CN)_6$)1%	1g de $K_3Fe(CN)_6$ dans 100mld'eau distillée
Acide trichloracétique(TCA) 10% .	10g de TCA dans 100ml d'eau distillée.
Chlorure ferrique (FeCl3) à 0,1%	0.1g de FeCl3 dans 100 ml d'eau distillée
Tampon phosphate (0,1M, pH 7)	1.36 g de KH_2PO_2 dans 100 ml d'eau distillée. 0.87g de K_2HPO_2 dans 100 ml d'eau distillée. la solution acide est ajuster avec la solution basique jusqu'à l'obtention d'un pH 7.
Ferrozines 5mM	0,123g ferrozine dans 50 ml d'eau distillé
FeCl2 à 2mM	0,025g de $FeCl_2.2H2O$ dans 100ml d'eau distillé
NaOH 0.1 N	1.125 g NaOH dans un 300 ml d'eau distillée.
Phénolphtaléine	0.5 g dans 50 ml de l'eau distillée et 50 ml l'éthanol absolu
Préparation du MRS agar au chlorhydrate de Cys	Dissoudre 35.15 g de poudre de MRS dans 500 ml d'eau distillée, ajoutez 0.17575 de cystéine

Annexe III

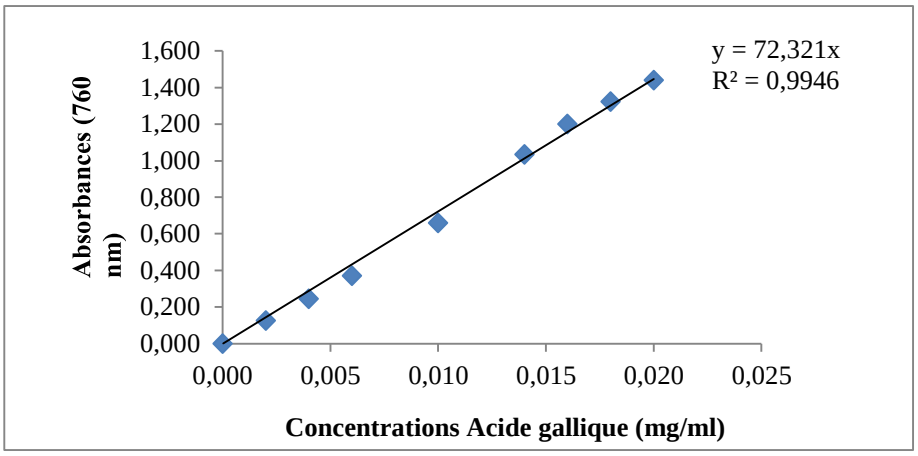

Figure 1 : Courbe d'étalonnage de dosage des phénols totaux solubles.

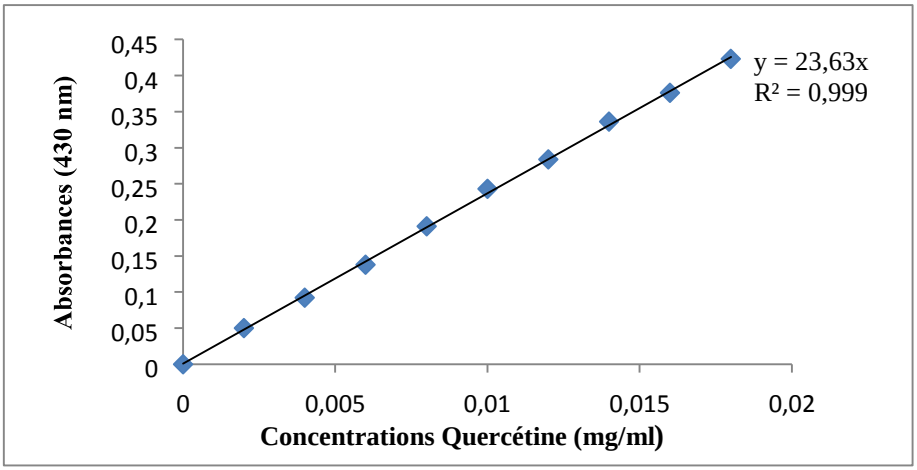

Figure 2: Courbe d'étalonnage de dosage des flavonoïdes.

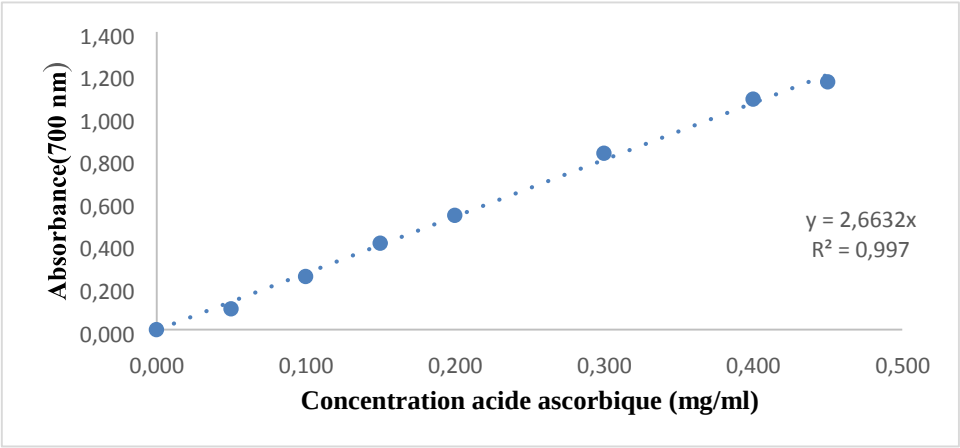

Figure 3 : Courbe d'étalonnage de pouvoir réducteur.

Annexe IV

Résultats des analyses statistiques de l'activité antiradicalaire par le logiciel STATISTICA :

Univariate Tests of Significance for DPPH (new.sta)

Sigma-restricted parameterization

Effective hypothesis decomposition

	SS	Degr. of Freedom	MS	F	p
Intercept	75394,32	1	75394,32	391133,8	,000000
ECH	537,54	2	268,77	1394,3	,000000
Error	1,16	6	,19		

LSD test; variable DPPH (new.sta)

Homogenous Groups, alpha = ,05000

Error: Between MS = ,19276, df = 6,0000

	ECH	DPPH Mean	1	2	3
1	ED	80,73000	****	,000	0,00
2	BHA	95,45455		****	0,00
3	Aasc	98,39572	,000		0,00

Résultats des analyses statistiques de pouvoir réducteur par le logiciel STATISTICA :

Univariate Tests of Significance for PR (new.sta)

Sigma-restricted parameterization

Effective hypothesis decomposition

	SS	Degr. of Freedom	MS	F	p
Intercept	,298305	1	,298305	223729,0	,000004
ECH	,009185	1	,009185	6889,0	,000145
Error	,000003	2	,000001		

LSD test; variable PR (new.sta)

Homogenous Groups, alpha = ,05000

Error: Between MS = ,00000, df = 2,0000

	ECH	PR Mean		1	2
2	A asco	,260000	****	0,00	
1	ED	, 370667		0, 00	

Résultats des analyses statistiques de chélation de fer ferreux par le logiciel STATISTICA :

Univariate Tests of Significance for CHELA (new.sta)

Sigma-restricted parameterization

Effective hypothesis decomposition

	SS	Degr. of Freedom	MS	F	p
Intercept	622,4054	1	622,4054	6224054,	,000000
EXTR	21,5462	1	21,5462	215462,	,000000
Error	,0004	4	,0001		

LSD test; variable CHELA (new.sta)

Homogenous Groups, alpha = ,05000

Error: Between MS = ,00010, df = 4,0000

		CHELA		
	EXTR	Mean	1	2
2	MB	8,29000	****	0,00
1	EDTA	12,08000		0,00

Annexe V

Résultats d'analyses statistiques de pH, synérèse et nombre de colonies en fonction de la nature de l'échantillon obtenue par le bais de STATISTICA.

Nombre de colonie:

LSD test; variable NOMBRE_C (new.sta)

Homogenous Groups, alpha = ,05000

Error: Between MS = ,00449, df = 12,000

	NOMBRE_C					
YP28	5,268364	****	,000	,000	,000	,000
YPM28	5,433619		****	,000	,000	,000
YP1	6,379645	,000		****	,000	,000
YPM1	6,469780	,000	,126	****	,000	,000
YP14	8,174409	,000	,000	,000	****	,000
YPM14	8,450478	,000	,000	,000	,000	****

Univariate Tests of Significance for NOMBRE_C (new.sta)

Sigma-restricted parameterization

Effective hypothesis decomposition

	SS	Degr. Of Freedom	MS	F	p
Intercept	807,0673	1	807,0673	179593,9	0,000000
ECHANTIL	27,1407	5	5,4281	1207,9	,000000
Error	,053912		,0045		

pH:

LSD test; variable PH (new.sta)

Homogenous Groups, alpha = ,05000

Error: Between MS = ,00221, df = 12,000

YPM1	3,816667	****	,000	,000	,000
YPM28	3,936667		****	,043	,007
YP1	4,006667	,093	****	****	,190
YP28	4,023333	,043	,672	****	,358
YPM14	4,060000	,007	,190	****	
YP14	4,196667	,000	,000	,001	****

Univariate Tests of Significance for PH (new.sta)

Sigma-restricted parameterization

Effective hypothesis decomposition

	SS	Degr. of Freedom	MS	F	p
Intercept	288,9608	1	288,9608	130685,8	0,000000
ECHANTIL	,2407	5	,0481	21,8	,000012
Error	,0265	12	,0022		

Synérèse:

LSD test; variable SYNERESE (new.sta)

Homogenous Groups, alpha = ,05000

Error: Between MS = 3,2817, df = 12,000

YPM14	75,25133	****	,380	,088
YPM1	76,15000	****	,766	,236
YP14	76,59933	****		,363
YP1	77,99733	****	,363	
YP28	83,19778	,000	****	,004
YPM28	89,12222	,000	,000	****

Univariate Tests of Significance for SYNERESE (new.sta)

Sigma-restricted parameterization

Effective hypothesis decomposition

	SS	Degr. of Freedom	MS	F	p
Intercept	114394,1	1	114394,1	34857,76	0,000000
ECHANTIL	437,8	5	87,6	26,68	,000004
Error	39,4	12	3,3		

Résumé :

Moringa oleifera est une plante d'intérêt nutritionnel et médicinal, qui se trouve dans les régions tropicales. Ce travail a été consacré d'une part pour le dosage des composés phénoliques, la mise en évidence de certains métabolites secondaires (Saponines, Alcaloïdes, Terpènoïdes et Tanins) et pour la détermination de l'activité antioxydante (activité antiradicalaire, pouvoir réducteur et pouvoir chélateur) et d'autre part pour évaluer l'effet prébiotique du mucilage brut de la poudre de feuilles de *Moringa oleifera* sur la viabilité des probiotiques. Nous avons réalisé un suivi de 28 jours de stockage à froid de la viabilité des probiotiques, du pH et la synérèse.

Les résultats obtenus révèlent des teneurs en polyphénols totaux solubles de 1.244 mg Eq AG/g d'Ech et 1.557 mg Eq Q/g en flavonoïdes. Le mucilage révèle la présence des Saponines, Alcaloïdes, Terpènoïdes et tanins catéchiques. L'activité antioxydante mesurée par le radical DPPH est de 80.73% avec un IC_{50} de 0.00632 g/ml. Le test du pouvoir réducteur indique que cette activité est proportionnelle à la concentration et le pouvoir chélateur du fer est de 8.29 %. La viabilité des probiotiques dans le yaourt additionné avec le mucilage brut pendant les 28 jours du stockage est significativement plus élevée ($p < 0.005$) par rapport à celle du témoin. Des différences significatives ($p<0,005$) du pH et de la synérèse ont été observées sur les yaourts additionnés de mucilages bruts de feuilles

Mots clés :

Moringa oleifera, Mucilage brut, Composés phénoliques, Activités antioxydante, effets prébiotiques.

Abstract :

Moringa oleifera is a nutritional and medicinal plant, which is found in tropical regions. This work was dedicated on one hand for the determination of phenolic compounds, the identification of some secondary metabolites (saponins, alkaloids, terpenoids and tannins) and to determine the antioxidant activity (radicalscavenging activity, reducing power and power chelator). On the other hand this study seeks to evaluate the prebiotic effect of crude mucilage powder of *Moringa oleifera* leaves on the viability of probiotics. We have been tracking 28 days of cold storage of probiotic viability, pH and syneresis.

The results reveal total soluble polyphenol contents of 1.244 mg Eq AG / g and 1.557 mg Ech Q Eq / g in flavonoids. Mucilage revealed the presence of saponins, alkaloids, terpenoids and catechin tannins. Antioxidant activity as measured by the DPPH radical is 80.73% with an IC50 of 0.00632 g / ml. The test of reducing power indicates that this activity is proportional to the concentration and the iron chelating power is 8.29%. The viability of probiotics in the yoghurt supplemented with crude mucilage during the 28 days of storage was significantly higher ($p <0.005$) compared to the control. Significant differences ($p <0.005$) pH and syneresis was observed on the yoghurt containing crude mucilage leaves

Keywords: *Moringa oleifera*, crude mucilage, phenolic compounds, antioxidant activities, prebiotic effects