

Faculté des Sciences et de la Nature et de la Vie
Département des Sciences Alimentaires
Filière : Sciences Alimentaires
Option : Industries Laitières



Réf :.....

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

MASTER

Thème

Potentiel prébiotique de diverses matrices végétales

Présenté par :
BOUNAB Leila & MAOUCHE Nachida

Soutenu le : **16 Juin 2016**

Devant le jury composé de :

M ^{elle} : Meziani Saida	MCB	Examinatrice
M.: ZAIDI Farid	Professeur	Encadreur
M ^{me} : HASSISSENE Nadia	MCB	Présidente
M ^{elle} : Ould saadi Linda		Invité

Année universitaire : 2015 / 2016

Remerciements

Nous tenons à remercier tout premièrement Dieu le tout puissant pour la volonté, la santé et la patience, qu'il nous a donné durant Toutes ces longues années.

Aussi, nous tenons également à exprimer nos vifs remerciements à notre promoteurs Mr ZAIDI.F et M^{elle} OULDSAADI. L pour leurs conseils, leur disponibilité et la confiance qu'ils nous ont accordés.

Nos remerciements les membres du jury M^{me} HASSISSENE .N et M^{elle} MEZIANI.S qui ont accepté d'examiner notre travail.

A tous les enseignants qui ont fait de leur mieux pour former les futurs cadres que nous sommes.

Nous tenons à remercier vivement toutes les personnes qui nous ont aidés à élaborer et réaliser ce mémoire, ainsi à tous ceux qui nous ont aidés de près ou de loin à accomplir ce travail.

Merci à tous

Dédicace



Je dédie
ce modeste travail aux êtres les plus Chers à mes yeux,

A mes parents qui m'ont toujours soutenue et accompagnée dans
mes études et qui ont tout fait pour que je réussisse.

Mes chers frères, Yousef, Khaled, Fatah, A. Zinne, Sofiane,
Lounis et kherddine qui ont toujours été là pour moi.

Mon cher fiancé Nassim et sa famille.

Mes belles soeurs, Wafa, Amel et Yasmina leurs enfants.

Yanis, yasmine, Yazen, Insaf, Aymene et Badrelddine.

Ma binôme Nachida et sa famille

Mes copines de chambre chafia, Nafissa et Lamia.

Mes amies Naima, Linda, Hanane, Karima, et kahina.

A tous mes amis (ies) de la promotion Sciences alimentaires 2ème
année Master 2015/2016.

A toutes les doctorantes de laboratoire de nutrition

A tous ce qui m'ont aidée de près ou de loin dans la réalisation de ce
Travail.

LEILA

Dédicace

Je dédie ce travail à :

Mes chers parents grâce à qui je suis arrivée à ce stade, que Dieu les protège et me les préserve.

Mes frères MOUMOUH ET ISLAM, mes sœurs RIMA, MELISSA ET ANAIS.

A toute la grande famille Maouche.

A OULDSAADI LINDA que je remercie beaucoup pour son aide et soutien.

A tous mes amis sans exception

A tous mes nouveaux amis du laboratoire d'alimentation-nutrition.

A toute la promotion Master II Industries laitières 2016.

A tous ce qui m'ont aidée de près ou de loin dans la réalisation de ce travail.

NACHIDA

Liste des abréviations	
Liste des tableaux	
Liste des figures	
Introduction.....	1

Synthèse bibliographique

Chapitre I.

I. Les prébiotiques.....	3
I.1. Définition.....	3
I. 2. La source.....	3
II. Les mucilages.....	6
III. Potentiel prébiotique des oligosaccharides.....	6
IV. Modèles utilisés pour l'étude du microbiote intestinal.....	7
IV.1. Modèles <i>in vivo</i>	7
IV.2. Modèles <i>in vitro</i>	8
V. Stabilité des prébiotiques.....	9
VI. Microbiote intestinal	9
VII. Effet de la production d'acide gras à courte chaîne (AGCC)	
Pendant les fermentations des prébiotiques	10
VIII. Les probiotiques	10
VIII.1. Définition	10
VIII.2. Les probiotiques et leurs effets bénéfiques sur la santé	11
VIII 3. Les souches probiotiques utilisées en alimentation.....	11
IX. Les symbiotiques.....	14
IX.1. Définition.....	14
IX.2. Intérêt du symbiotique.....	14
Chapitre II. Partie pratique	
Matériels et méthodes	
I. matériel végétale.....	15
I.1. Origine et provenance des échantillons	15
I.2. Classification botanique des échantillons.....	15
I.3. Préparation des échantillons.....	16
II. Evaluation des propriétés fonctionnelles des poudres.....	16
II.1. La rétention d'eau et d'huile (CRE et CRH)	16
II.2. La solubilité et le gonflement	17

III. Analyses physico-chimiques des poudres	17
III.1. Détermination du pH	17
III.2. Détermination de l'acidité titrable	18
IV.Extraction et Dosage des Sucres totaux.....	18
IV.1.Extraction.....	19
IV.2.Dosage.....	19
V.Extraction des prébiotique (mucilage) IV.2.Dosage.....	20
V.1. Analyses physico chimique des mucilages	20
V.1.1. Mesure de l'acidité titrable et du Ph.	20
V.1.2.Dosage des sucres totaux.....	20
VI. Détermination des propriétés prebiotiques.....	20
VI.1. Résistance à la digestion acide et enzymatique.....	20
VII. Test de Fermentation <i>in vitro</i>	21
VII.1. Déterminations des paramètres de fermentation.....	21
VIII.Analyse statistiques des résultats.....	21
Chapitre III. Résultats etdiscussions	
I .Propriétés fonctionnelles des poudres	22
I-1- La capacité de rétention d'eau (CRE).....	22
I-2- La capacité de rétention de l'huile (CRH).....	25
I-3. Indice de Solubilité	29
I.4. Le gonflement	30
II. Analyses physico-chimiques des poudres et des mucilages	31
II-1. Détermination du pH	31
II.1.1. Les poudre.....	31
II.1.2. Les mucilages.....	32
II-2. Détermination de l'acidité titrable	33
II-2.1. Acidité des poudres.....	33
II-2.2. Acidité des mucilages	34
II-3. Dosage des sucres totaux.....	35
II-3.1. Sucres totaux des poudres.....	35
II-3.2. Dosage des sucres totaux des mucilages.....	36
III .Détermination des propriétés prébiotique.....	37

III-1. Résistance à la digestion acide et enzymatique.....37

III.2. Test de Fermentation *in vitro*38

Conclusion

Références bibliographiques

Annexes

Résumé

Liste des abréviations

- **Abs** : Absorbance
- **Ech** : Echantillon.
- **ED** : Eau distillée.
- **G** : Graine
- **H** : Heure.
- **Nm** : Nanomètre.
- **PH**: Potentiel d'hydrogène.
- **FOS** : Les fructo-oligosaccharides.
- **GOS** : Gluco-oligosaccharides.
- **TTA** : L'acidité titrable.
- **%** : Pourcentage.
- **µl** : Microlitre.
- **°C** : degré Celsius.
- **AGCC** : acides gras a courte chainne
- **XOS** : Xylo-oligosaccharides
- **AXOS** :Arabinos Xylo-oligosaccharides

Listes des figures

N°	Figures	page
1	Structure de l'inuline	5
2	Structure de galacto-oligosaccharides (GOS) de type- β 1,4	6
3	les principaux effets bénéfiques attribués aux probiotiques,	10
4	Composition bactérienne quantitative et qualitative en fonction de la région du tube	11
5	les principaux effets bénéfiques attribués aux probiotiques, digestif résume les principales étapes suivies pour l'extraction des glucides totaux	19
6	Etapes de dosage des Glucides totaux	19
7	Etapes de dosage des Sucres réducteurs	19
8	Capacité de rétention d'eau à 25°C	22
9	Capacité de rétention d'eau à 50°C	23
10	Capacité de rétention d'eau 75°C	24
11	Capacité de rétention d'huile à 25°C	26
12	Capacité de rétention d'huile à 50°C	27
13	Capacité de rétention d'huile à 75°C	28
14	représente l'indice de solubilité	29
15	Pourcentage de gonflement	30
16	Valeurs du pH des poudres	31

Listes des figures

17	pH des mucilages	32
18	Acidité Titrable des poudres analysées	33
19	Acidité des mucilages	34
20	Les sucres totaux des poudres	35
21	Taux de sucres totaux des mucilages	36
22	la résistance à la digestibilité	37

La liste des tableaux

N°	Tableau	page
I	Teneur en certains prébiotiques de différentes matrices végétales (g/100g)	4
II	les systèmes in vitro pour tester les prébiotiques.	8
III	Quelques souches probiotiques et leurs effets cliniques	12
IV	Exemple d'études sur l'efficacité des symbiotiques	14
V	origine et année de récolte des échantillons	
VI	Classification systématique de <i>Cicer arietinum</i> , <i>Vicia faba minor</i> , <i>Ceratonia siliqua L</i> , <i>Moringa Oleifera</i> et <i>Phaseolus lunatus</i>	15
VII	représente les paramètres de fermentation après 48h et 72h (densité optique, masse cellulaire et pH)	38

Introduction

Introduction

Les prébiotiques et les « aliments santé » font l'objet d'un engouement certain depuis quelques années. Le consommateur, soucieux de sa santé et son bien-être, est convaincu de l'utilité d'améliorer son métabolisme par le biais de son alimentation. Ce phénomène social est certainement lié à la prise de conscience quant à la relation de cause à effet entre la qualité des aliments et la santé (**Allanne et Benamara, 2010**).

Le tube digestif humain est un micro-écosystème complexe dans lequel les bactéries bénéfiques, pathogènes et nuisibles pour la santé coexistent. Ainsi le maintien d'un équilibre correct de la flore microbienne est important et peut être facilité par l'utilisation de probiotiques, prébiotiques ou de leur combinaison, symbiotiques dans le régime alimentaire (**Bielek et al., 2002**).

D'une manière générale, un probiotique est « un ingrédient alimentaire microbien vivant bénéfique à la santé » (**Salminen et al., 1998**). Les prébiotiques sont des ingrédients ayant des effets bénéfiques sur la santé en influençant la composition et/ou l'activité de la microflore gastro-intestinale (**Wang, 2009**).

La fermentation colique de prébiotique améliore la croissance des probiotiques, tels que des bifidobactéries, lactobacilles et Eubactéries (**Gibson et Roberfroid, 1995 ; Cumming et al., 2001**) et produit des acides gras à courte chaîne (AGCC). Acétate, propionate et butyrate sont les principaux AGCC libérés en raison de la fermentation des glucides et jouent un rôle important sur le plan physiologique.

Les polysaccharides qui sont des unités complexes de molécules de sucre liées ensemble se retrouvent dans toutes les plantes. Du point de vue de la phytothérapie, les polysaccharides les plus importants sont les mucilages « visqueux » et les gommes, présents dans les racines, les feuilles et les graines (**Iserin, 2001**).

L'intérêt dans le développement de nouveaux ingrédients prébiotiques est portée sur les polysaccharides et oligosaccharides non digestibles, Ceux-ci sont des hydrates de carbone, dont les bonds glycosidiques résistent aux enzymes digestives intestinales et constituent ainsi des « nutriments colique » (**Delzenne, 2003**).

Cette étude est portée dans une première étape à l'étude des propriétés fonctionnelles ainsi qu'une caractérisation physico-chimique des poudres de nos différentes matrices (Cicer arietinu, Vicia faba minor, Ceratonia siliqua L, Phaseolus lunatus et Moringa oleifera)

Introduction

, Et en deuxième lieu une évaluation du potentiel prébiotique de leurs mucilages par un test de résistance à la digestibilité acide-enzymatique et un test de fermentation in vitro en utilisant une souche de *bifidobacterium* (BB12).

Synthèse

bibliographique

I.1 Définition des prébiotiques

Le concept de prébiotique est lié au développement des aliments fonctionnels depuis les années 1990. La première définition officielle a été proposée en 1995 par Gibson et Roberfroid : « Un prébiotique est une substance non digestible qui induit un effet physiologique bénéfique à l'hôte en stimulant de façon spécifique la croissance et/ou l'activité d'un nombre limité de populations bactériennes déjà établies dans le côlon ».

Cette définition indique la relation nécessaire entre l'effet bénéfique du prébiotique et son impact sur les bactéries du microbiote colique. En effet, les prébiotiques sont des substances qui arrivent intactes dans l'intestin et qui favorisent le développement et le maintien de certaines populations bactériennes (**Meier and Lochs 2007; Roberfroid et al. 2010**).

Pour être considéré comme prébiotique, un ingrédient alimentaire doit répondre à plusieurs caractéristiques (**Gibson et al., 2004**)

- a- être ni hydrolysé ni absorbé dans le tractus gastro-intestinal ;
- b- être sélectif pour un nombre limité de bactéries endogènes ;
- c- modifier la microflore intestinale en améliorant sa composition ;
- d- induire des effets intestinaux ou systémiques bénéfiques pour la santé de l'hôte.

I.2. Sources des prébiotiques

Les prébiotiques peuvent se retrouver, naturellement dans les fruits et légumes et autres matrices végétales (**Tableau I**); asperges, oignon, céréale, ail, chicorée, banane et dans les légumineuses (Fève, Fèverole, Lentille, Pois, Blé, Pois chiche) ect. Ils représentent environ 2% de leur poids. De faible quantité se retrouvent sous forme libres (sucres ou glyco-conjugués) dans le lait humain et le colostrum animal (**Buck et Rastall ,1990**).

Tableau I : Teneur en certains prébiotiques de différentes matrices végétales (g/100g)

composant produit	Glucides	Fibres	Minéraux	Celluloses	Références
Pois chiches	85	12	4	-	Arkoyld et Daugty, (1982)
Fèves	6	15	0,4		Arkoyld et Daugty, (1982)
Haricots	55	4	4		Arkoyld et Daugty, (1982)
Moringua (feuille)	7,57	0,9	2,3	1,65	Moussa Ndong <i>et al.</i> ,(2007)

Ils peuvent être obtenus par extraction directe à partir de sources naturelles, ou produits industriellement par synthèse à partir de polysaccharides et d'autres sucres par le biais d'enzymes appropriées, tel que les Gluco-oligosaccharides (GOS). Ils peuvent être également synthétisés à partir du lactose par l'action de la β -galactosidase . Les Fructo-oligosaccharides (FOS) sont produits par polymérisation de monomères de fructose par l'action de la fluctosyl-transférase (**Vezza *et al.*2006**).

Actuellement, les trans-galactooligosaccharides et fructanes de type inuline sont ceux dont l'effet prébiotique est reconnu (**Nugent,2000 ; Mussamatto et Mancilha, 2007**).

➤ **Inuline :**

L'inuline est un polysaccharide d'origine végétale constitué de monomères de fructose (**figure1**). L'inuline commercialisée est la plus souvent extraite de racines de chicorée par la méthode de diffusion à l'eau chaude (**Niness,1999**). Dans l'industrie alimentaire, l'inuline est utilisée non seulement comme prébiotique, mais aussi pour ses diverses propriétés fonctionnelles, en particulier, comme matière grasse et comme amplificateur de fibres (**Niness, 1999**).

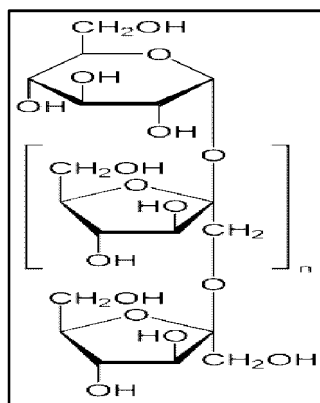


Figure 01: Structure de l'inuline (**Sako et al., 2011**).

➤ **Trans Oligosaccharides :**

Dans la littérature les termes tran-oligosaccharides (TOS) et trans-galacto-oligosaccharides (TGOS) sont utilisés comme synonymes de gluco-oligosaccharides (GOS) qui appartiennent à la famille des glucanes, qui sont des polymères de glucoses (**figure2**) liés par différents types de liaisons (α ou β ; 1→4, 1→6, 1→2 ou 1→3).

Ils peuvent se retrouver à l'état naturel sous formes d'amidon ou de glycogène jouant un rôle de réserves glucidiques (**Rousseau, 2004**).

Les GOS sont souvent produits par trans-glycosylation enzymatique au cours de l'hydrolyse du lactose (**Akiyama et al., 2001**). Ils sont généralement ajoutés aux préparations pour nourrisson afin de créer un produit ayant une plus grande similitude avec le lait humain (**Akiyama et al., 2001**).

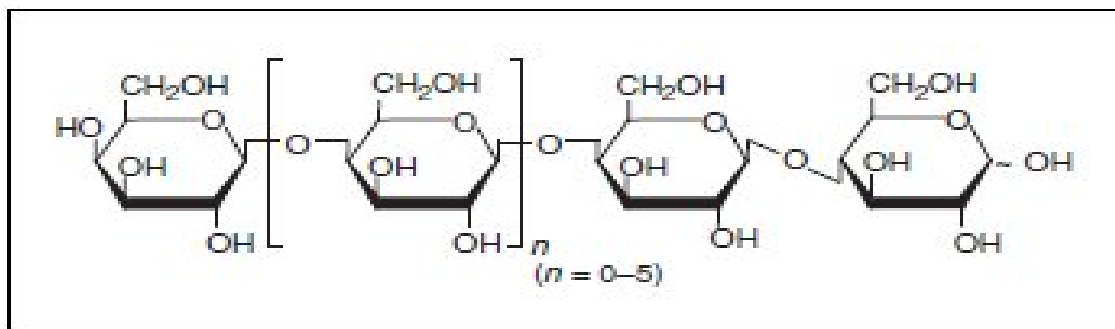


Figure 2 : Structure des galacto-oligosaccharides (GOS) de type- β 1,4 (Sako *et al.*, 2011).

II. Les mucilages

Les mucilages sont des substances végétales constituées de polysaccharides partiellement solubles dans l'eau, en formant des solutions colloïdales gélatineuses (Dominguez-Lopez, 1995).

La composition des mucilages varie d'une plante à une autre ; ils sont généralement composés de monosaccharides et de polysaccharides pouvant être utilisés comme source de carbone par diverses bactéries telles que *pseudomonas Sp* au niveau de rhizobium des légumineuses (Sun *et al.*, 2015).

Le mucilage est généralement localisé dans la paroi secondaire des couches externes des graines (Daum *et al.*, 2003). Il est facilement extrait par trempage dans l'eau. Il représente environ 8% du poids total de la graine. Plusieurs études ont montré que le rendement d'extraction des mucilages varie en fonction des échantillons et la méthode extraction utilisé. En effet, la teneur en protéines ainsi que les propriétés physico chimiques dépendent de la matière première et de la procédure d'extraction (Barbary *et al.*, 2009).

Les mucilages peuvent être employés dans les préparations d'aliments, produits pharmaceutiques et cosmétiques pour plusieurs applications telles que : modificateurs de texture, épaississants, gélifiants, et agents de liaison (Deore et Khadabadi, 2008 ; Koocheki *et al.*, 2009 ; Lai et Liang, 2012).

III. Potentiel prébiotique des oligosaccharides

Les fructo-oligosaccharides, galacto-oligosaccharides et le lactose étant fermentés par les probiotiques, peuvent être appelés prébiotiques (Gibson *et al.*, 2004). Le potentiel prébiotique de plusieurs autres oligosaccharides ont été testés. Les xylo-oligosaccharides (XOS) linéaires ont montré des résultats prometteurs in vitro et in vivo (Okazaki *et al.*, 1990 ; Crittenden and Playne, 1996 ; Vazquez *et al.*, 2000).

Les XOS ont été rapportés comme étant stables sur une large gamme de valeurs de pH (2,5 à 8) et qu'ils sont non digestibles dans le tube digestif (Vasquez *et al.*, 2000). Cependant les

oligosaccharides linéaires peuvent être fermentés rapidement dans le colon. Aucune étude n'a encore démontré la stimulation sélective de la Croissance de Bifidobactéries par les XOS, car en plus des Bifidobactéries, les Bacteroides, les Clostridium et les Lactobacillus sont également capables de les métaboliser (**Moura et al.,2007**).

Certaines études ont démontré la relation entre les structures d'arabino-xylans (AX) et la croissance du mélange de cultures bactériennes intestinales (**Karppinen et al.,2001 ;Hopkins et al.,2003 ;Hughes et al.,2007**).

Cloetens et al.,(2008) ont étudié l'effet de la préparation AXOS produite à partir du blé sur le métabolisme du colon chez des volontaires humains. Les résultats de cette étude suggèrent qu'une dose minimale de 2 ,2g d'AXOS modulent favorablement le métabolisme du colon chez l'humain sain .Cependant des études à long terme s'avèrent nécessaires pour confirmer ces résultats.

Dans l'amélioration du choix des composés prébiotiques l'objectif est d'augmenter la persistance de ce dernier dans le colon, étant donné que la fermentation lente peut influencer bénéfiquement sur la diminution du risque du cancer du colon (**Grootaert et al.,2007**).

IV. Modèles utilisés pour l'étude du microbiote intestinal

Les difficultés d'accessibilité du tractus digestif et les nombreux problèmes éthiques engendrés par les expérimentations chez l'Homme constituaient des obstacles à l'étude de l'écosystème colique. Ainsi, différents modèles d'étude, *in vivo* et *in vitro*, du tractus gastro-intestinal humain ont été proposés afin de pouvoir acquérir de nouvelles connaissances sur le microbiote.

IV.1. Modèles *in vivo*

L'étude est effectuée sur des animaux de laboratoire (rat, souris, lapin..). Des études toxicologiques, écologiques et métaboliques du microbiote intestinal de ces animaux modèles ont pu être réalisées dans leur globalité. Cependant, les corrélations entre les résultats obtenus avec les animaux de laboratoire et le sujet de l'étude (l'Homme) sont très difficiles. Ces différences sont principalement liées à l'activité enzymatique et à la composition du microbiote intestinal. C'est pourquoi des optimisations ont été apportées aux modèles animaux, principalement sur des animaux axéniques (dépourvu de toute flore). Ces animaux axéniques ont été inoculés avec un ou plusieurs microorganismes isolés de fèces ou de contenu intestinal. Ce sont des animaux gnotobiotiques ou animaux à flore contrôlée. Les corrélations ne sont évidemment pas parfaites puisque la physiologie intestinale de l'animal modèle ne peut être identique à celle de l'Homme (**Jedidi et al., 2014**).

IV.2. Modèles *in vitro*

De très nombreux modèles *in vitro* ont été utilisés pour reproduire la microflore colique (**Tableau II**). Ces méthodes vont de méthodes de traitement par lots simples (batch method) aux systèmes digestibles complexes. Chacun de ces systèmes présente des paramètres spécifiques selon l'objectif de l'étude et possède ainsi ses limites (**Rastall, 2010**).

Tableau II : Les systèmes *in vitro* pour tester les prébiotiques.

Système <i>in vitro</i>	Propriétés	Bénéfiques	Références
Méthodes par lots (batchmethod)	Control de la température, le pH et l'atmosphère	Exécution simple à faible cout données préliminaires	(Rycroft <i>et al.</i> , 2001;Rastall, 2010)
Système de fermentation à 3 étapes (Thee stage fermentation system)	Control de pH, de la température, Modélisation de la fermentation.	Des résultats plus étendus que la méthode par lots, mais absence de digestion.	(Gibson <i>et al.</i> , 1988)

V. Stabilité des prébiotiques

Lorsque les prébiotiques sont ajoutés aux aliments transformés, la stabilité aux cours du traitement devient un facteur important ; la chaleur, l'acidité et les réactions de Maillard pouvant avoir un effet sur leur stabilité (**Huebet *et al.*, 2008**).

Plusieurs études ont été effectuées pour la détermination de la stabilité chimique des prébiotiques lorsqu'ils sont exposés à certaines conditions de traitement. Cette stabilité varie en fonction des propriétés du prébiotique.

Les GOS semblent être relativement stables, bien qu'ils soient sensibles à la réaction de Maillard et au brunissement enzymatique ; FOS et l'inuline sont sensibles à l'hydrolyse acide ; le poly-dextrose est stable, mais peut être dégradé dans des conditions extrêmes (**Beer *et al.*, 1991 ; Payne ande Crittenden, 1996 ; Blecker *et al.*, 2002 ; Klewicki, 2007 ; Courtin *et al.*, 2009**).

Quelques études ont déterminé l'effet de la matrice alimentaire sur la stabilité au cours du traitement (**l'Homme et al.,2003 ;Keenen et al.,2011**) . Des expériences ont été effectuées en exposant les aliments contenant des prébiotiques à certaines conditions : telles que ; différentes valeurs de pH, de température et de pression hydrostatique.

Lorsque la stabilité des FOS a été déterminée dans les produits transformés, il était démontré que la matrice alimentaire a un effet plus important sur la stabilité que l'exposition à des conditions de traitement normal (**l'Homme et al.,2003**). La matrice alimentaire peut affecter les prébiotiques avant tout traitement que le produit puisse subir.

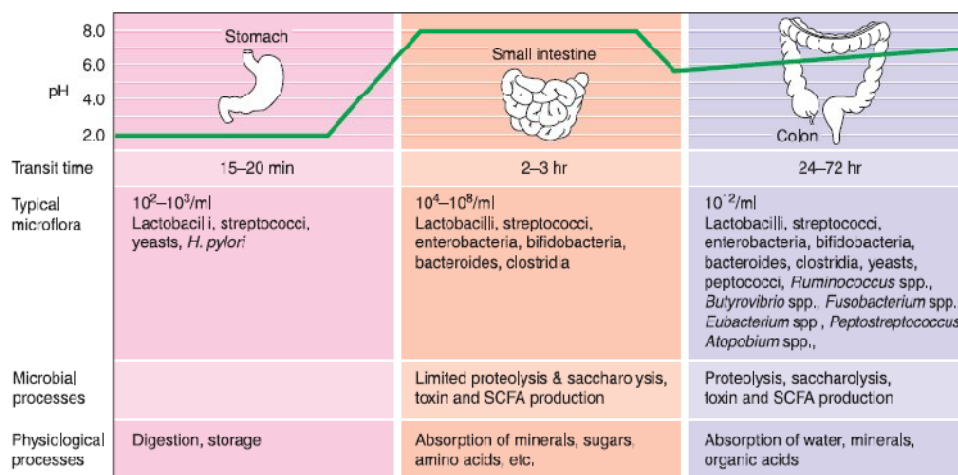
VI. Microbiote intestinal

Le microbiote intestinal joue un rôle important dans le maintien de la santé et la prévention des maladies (**Holzapfel et Schinlinger, 2002**).

Dans le tube digestif humain il existe plus de 400 espèces de bactéries, dont les bactéries lactiques qui constituent environ 10% de la flore bactérienne. Les bactéries Gram positif, *Eubactérium* et espèces de *Bifidobactérium* prédominent dans le gros intestin, avec d'autres groupes importants tels que *Clostridium* et *Lactobacillus* (**Kountula et al., 2000 ;Holzapfel et shillinga, 2002**).

La présence de bifidobactéries dans le tube digestif a été associée à des effets bénéfiques pour la santé (**Modler, 1994**). La croissance de ces bactéries est liée à leur capacité à produire des protéines telles que les enzymes hydrolytiques extra et intra cellulaires, ainsi que des mono et transporteurs oligo-saccharidiques impliqués dans le métabolisme des glucides non digestifs (**Van den broek et al, 2008**).

Ainsi, le maintien de l'équilibre correct de la flore microbienne est important et peut être facilité par l'utilisation des probiotiques, de prébiotiques ou de leur combinaison, symbiotique, dans le régime alimentaire (**Bieleka et al, 2002**).



Bacterial and physicochemical interactions in different areas of the human gut.

Figure 3 : Composition quantitative et qualitative de la flore bactérienne en fonction de la région du tube digestif (Gibson et Rastall, 2004).

VII. Effet de la production d'acide gras à courte chaîne (AGCC) pendant les fermentations des prébiotiques

La fermentation des oligosaccharides (prébiotique) dans le gros intestin par la microflore intestinale conduit à la croissance microbienne et à la production de divers métabolites (CO_2 , H_2 , AGCC et lactate). Les AGCC et lactate peuvent être métabolisés pour fournir de l'énergie à l'hôte.

Les AGCC jouent un rôle dans l'amélioration de la fonction de l'intestin, l'absorption du calcium, du métabolisme des lipides et dans la réduction du risque de cancer du colon (Scherpachet *et al.*, 2001 ;Scharlauet *et al.*,2009).

La AGCC non ramifiées (Acétate, propionate et butyrate) sont capables d'abaisser le pH dans l'intestin et d'inhiber la croissance des bactéries potentiellement nocives (Campbell *et al.*,1997a ;wong *et al.*,2006).En effet des expérimentations in vivo et in vitro ont rapporté que le butyrate était capable d'inhiber des cellules de carcinome du colon (Duncan *et al.*, 2004).

VIII.Les probiotiques :

VIII.1.Définition :

Le terme probiotique dérive des deux mots grecs « pros » et « bios » qui signifient littéralement « pour la vie ».

Ce terme a été introduit pour la première fois par Lilly et Stillwel (1965) pour décrire des substances produites par un microorganisme et stimulant la croissance d'autres microorganismes. Depuis, plusieurs définitions ont été données aux probiotiques

dépendamment de leur effet sur la santé. Selon **Parker(1974)**, le terme « probiotique » désigne les microorganismes et les substances qui contribuent au maintien de l'équilibre de la flore intestinale. Cette définition englobe les microorganismes et les métabolites microbiens produits ; elle a été modifiée par **Fuller (1989)** qui redéfinit les probiotiques comme étant « des préparations microbiennes vivantes utilisées comme additif alimentaire et qui ont une action bénéfique sur l'hôte en améliorant la digestion et l'hygiène intestinale ».

Selon la définition adoptée par le groupe de travail mixte formé par l'organisation des Nations Unies (ONU) pour l'agriculture et l'alimentation et l'organisation mondiale pour la santé (OMS) : « les probiotiques sont des microorganismes vivant administrés en quantités adéquates et qui sont bénéfiques pour la santé de l'hôte » (**Report of FAO/WHO, 2002**).

VIII.2. Les probiotiques et leurs effets bénéfiques sur la santé

Plusieurs effets bénéfiques sur la santé ont été associés à la consommation des probiotiques(**La figure 4**).

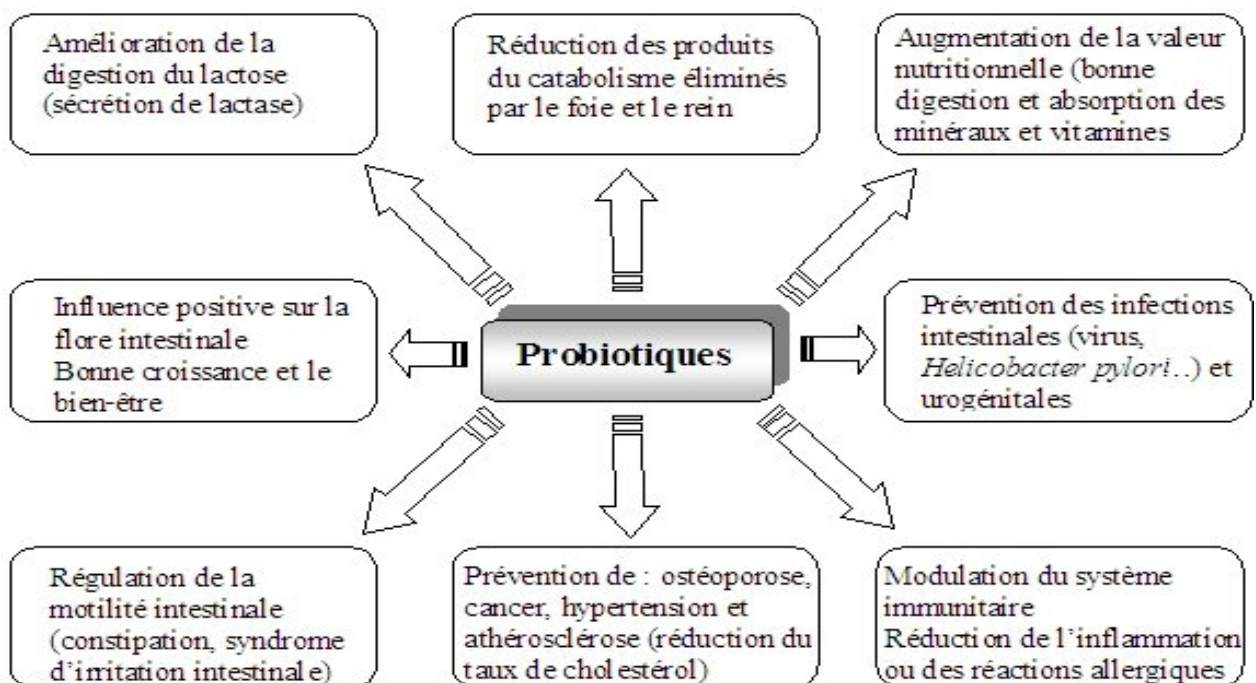


Figure 4 : Les principaux effets bénéfiques attribués aux probiotiques, (**Mercrenier et al., 2002**).

VIII.3. Les souches probiotiques utilisées en alimentation

En alimentation humaine, les genres microbiens les plus utilisés comme probiotiques sont *Lactobacillus*, *Bifidobacterium* et *Streptococcus* (Berg, 1998). Par contre, en alimentation animale d'autres genres bactériens et fongiques sont utilisés, comme *Lactobacillus*, *Bifidobacterium*, *Bacillus*, *Streptococcus*, *Pediococcus*, *Enterococcus*, *Propionibacterium*, *Saccharomyces*, *Aspergillus* et *Torulopsis* (Tannock, 1997).

En général, les souches probiotiques sont sélectionnées prioritairement pour leurs effets bénéfiques et leur sécurité d'utilisation. Le **tableau III** rapporte quelques souches probiotiques pour les quelles des effets bénéfiques sur la santé sont bien connus et décrits.

Tableau III: Quelques souches probiotiques et leurs effets cliniques (Mattila-Sandholme *et al.*, 1999)

Souches probiotiques	Effets cliniques sur l'Homme
<i>Lactobacillus</i> GGATCC 53103	Adhésion aux cellules intestinales humaines, réduction de l'activité des enzymes fécales, prévention des diarrhées associées aux antibiotiques, prévention et traitement des diarrhées à rota virus et autres diarrhées, modulation de la réponse immunitaire
<i>Lactobacillus Jonhsonii</i> Lj-1(LA-1)	Prévention de la diarrhée du voyageur, modulation de la flore intestinale, réduction de symptômes de l'intolérance au L'actose, traitement de la constipation, amélioration de l'immunité, adjuvant dans le traitement de Helicobacter pylorique
<i>Bifidobacterieumlactis</i> (Bb12)	Prévention de la diarrhée du voyageur, traitement des diarrhées virales, modulation de la flore intestinale, traitement de la constipation, modulation de la réponse immunitaire.
<i>Lactobacillus reutri</i>	Colonisation du tractus intestinal, réduction de la durée des diarrhées aux rota virus, traitement des diarrhées virales

ATCC 55730	
<i>Lactobacillus caseishirota</i>	Modulation de la flore intestinale, réduction de l'activité des enzymes fécales, effets positifs sur les cancers superficiels
<i>Lactobacillus caseiplantarum</i> DSM9843	Adhésion aux cellules intestinales humaines, modulation de la flore intestinale

IX. Les symbiotiques

IX.1. Définition

Les symbiotiques sont des combinaisons appropriées de prébiotiques et de probiotiques. Un produit symbiotique exerce un effet pré et probiotique (Francisco Guarneret *al.* , 2008).

IX.2. Intérêt du symbiotique

La présence de Prébiotique exerce un effet bénéfique sur la stabilité du probiotique dans le produit ainsi que sur sa survie et son implantation dans le tractus gastro-intestinal, tant que dure la présence du prébiotique. (exemple , l'association de *Bifidobactérium* ou de *Lactobacillus* et des fructo-oligosaccharides).

Peu d'études ont été menées sur l'efficacité des symbiotiques (Tableau IV) sur la santé. Les résultats restent limités et nécessitent de nouvelles enquêtes et études sur l'alimentation humaine.

Tableau IV : Exemple d'études sur les effets bénéfiques des symbiotiques

Symbiotique	Observations	Références
L.acidophilus + 2,5% de FOS	Diminution des taux sériques de cholestérol. Diminution des lipoprotéines de basse densité(LDL).	Kieran <i>et al.</i>, (2003)
B.longum + lactuloseou en inuline	Réduit l'incidence et la taille des foyers de cryptes aberrantes chez des rats contestées avec l'azoxymethane cancérogène.	Femiaet <i>al.</i>, (2002)

*Partie
pratique*

Matériel et méthodes

I. Matériel végétale






I.1. Origine et provenance des échantillons

Tableau V : origine et année de récolte des échantillons

Echantillon	Provenance	Année de Récolte
Féverole « <i>Vicia faba minor</i> »	Skikda	Juin 2013
Pois chiche« <i>Cicer arietinum</i> »	Amizour (Wilaya de Bejaia)	Juin 2013
Caroube« <i>Ceratonia siliqua L</i> »	d'AIT ALI, commune de TOUDJA, wilaya de BEJAIA	Fevrier 2013
Feuilles de Moringa « <i>Moringa oleifera</i> »	Wilaya de Tamanrasset (sud de l'Algerie)	Octobre 2015
Haricot « <i>Phaseolus lunatus</i> »	Souk el tenine (Wilaya de Bejaia)	Mai 2015

I. 2 . Classification botanique

Tableau VI : Classification systématique de *Cicer arietinum* , *vicia faba* (Akroum,2006) ., *Ceratonia siliqua L* (Tuckr,1992) ,*Moringa oleifera* (Mustapha,2013) et *Phaseolus lunatus* (Dadiel G.Debouk.1989).

	Poischiche	Féverole	Caroube	Moringa	L'haricot
Règne	Plantae	Plantae	Plantae	plantae	
Sousrègne	Tracheobionta	Tracheobionta	Tracheobionta	Angiospermes	Tracheobionta
Division	Magnoliophyta	Magnoliophyta	Magnoliophyta	Dicotylédones	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida	Magnoliopsida	Magnoliopsida	Rosacées	
Sousclasse	Rosidae	Rosidae	Rosidae	Rosidae	Rosidae
Ordre	Fabales	Fabales	Fabales	Brassicale	Fabales
Famille	Fabaceae	Fabaceae	Fabacées	Moringaceae	Fabacées
Genre	<i>Cicer</i>	<i>Vicia</i> L.	<i>Ceratonia</i>	<i>Moringa</i>	<i>phaseolus</i>
Espèce	<i>Cicer arietinum</i>	<i>Vicia faba L.</i>	<i>Ceratonia siliqua L.</i>	<i>MoringaOleifera</i>	<i>Phaseolus lunatus</i>
Images correspondantes					

I.3. Préparation des échantillons

Les différents échantillons ont été triés, nettoyé et séché à l'air libre. Les graines de féverole ont été séparées en téguments et cotylédons à l'aide d'un moulin de pierre traditionnel. Les échantillons de caroube ont été décortiqués manuellement (séparation de la pulpe et la graine). Les échantillons d'haricot ont été séparés manuellement (cotylédon et fraction entière) une partie a été séchés à l'air libre et une autre partie a été lyophilisée. Tous les échantillons de féverole (entières, cotylédons et téguments), caroube (Gousse, Graine, pulpe), haricot séché et lyophilisé (cotylédon et entier), pois chiche et les feuilles de Moringa ont été broyés au moyen d'un moulin à café électrique, puis tamisés à l'aide d'une tamiseuse (Tapsieve shaker AS 200; RetschGmbH, Haan) afin d'obtenir des particules de 500 µm de diamètre. Les poudres obtenues ont été conservées au réfrigérateur dans des sacs en plastique hermétiques.

II. Evaluation des propriétés fonctionnelles des poudres

La capacité d'absorption d'eau et d'huile, l'indice de solubilité à l'eau et le gonflement ont été déterminés sur nos poudres.

II.1. La rétention d'eau et d'huile (CRE et CRH)

La CRE et le CRH ont été déterminés selon le protocole cité par **AbdElmoneim et Rita, (2010)**.

Mode Opérateur

- Placer 1g de poudre dans un tube à centrifuger préalablement pesé ;
- Ajouter 10 ml d'eau distillée ou de l'huile ;
- Le mélange est vortexé pendant une minute ;
- Laisser décanter pendant 30 min à la température ambiante (25°C)
- Centrifuger à 4000 g pendant 25 minutes ;
- Eliminer le surnageant ;
- Laisser le tube s'écouler à un angle de 45° pendant 10 minutes ;
- Déterminer le poids final du tube.

Expression des résultats

La CRE ou CRH est exprimée en pourcentage selon la formule suivante.

Où :

$$\% = \frac{F - I}{Pe} \times 100$$

F : poids du tube + culot (humide)

I : poids du tube + la poudre

Pe : prise d'essai

Le CRE et CRH sont testés à différentes températures : 25, 50 et 75°C.

II.2. La solubilité et le gonflement

L'indice de solubilité et de gonflement ont été déterminées par le protocole cité par **JU *et al.*, (2012)**

Mode opératoire :

- Placer 0,35g de poudre de caroube dans un tube à centrifuger préalablement pesé ;
- Ajouter 12,5 ml d'eau distillée ;
- Mettre au bain marri à 60 °C pendant 30 minutes avec agitation en continue ;
- Centrifuger la suspension à 1000 G pendant 5 minutes ;
- le surnageant est récupéré dans des capsules en verre (préalablement pesées) et séché à 100 °C pendant 20 minutes ;
- Le poids du culot humide est également déterminé.

❖ Expression des résultats :

La solubilité et le gonflement sont calculé par les relations suivantes (**Ju *et al.*, 2012**) :

Le gonflement :

$$\% = \frac{\text{poids du culot humide (g)} \times 100}{\text{prise d'essai (g)} \times (100 - \text{solubilité } \%)}$$

La solubilité :

$$\acute{\epsilon} \% = \frac{\text{poids des solide dans le surnageant (g)}}{\text{poids de la prise d'essai(g)}}$$

III. Analyses physico-chimiques des poudres

III.1. Détermination du pH :(AOAC, 1998).

Principe

Le principe consiste à mesurer la différence de potentiel entre une électrode de mesure et une électrode de référence réunies dans un système d'électrode combiné.

Mode opératoire

- Préparer une suspension de 10% (p/v) (10 g de la poudre sont dissouts dans 100ml d'eau distillée) ;
- Agitation magnétique pendant 30 minutes ;
- Centrifugation à 5000 G pendant 5 minutes,

- Récupérer le surnageant
- Détermination du pH par immersion de l'électrode du pH mètre dans la suspension.

Expression des résultats

Les valeurs du pH ont été mesurées avec un pH mètre 211 HANNA

III.2. Détermination de l'acidité titrable :

Réalise selon la méthode de **Katina et al., 2007**.

Principe

Consiste à effectuer un titrage de l'acidité d'une solution aqueuse avec une solution d'hydroxyde de sodium en présence de la phénolphthaléine comme indicateur.

Mode opératoire :

La suspension préparée pour la détermination du pH est titrée par le NaOH à 0,1 N en présence de phénolphthaléine jusqu'à obtention d'un changement de couleur (virage au rose clair)

Expression des résultats :

L'acidité est exprimée en ml de NaOH (0,1N) /100g de poudre

$$A\% = \frac{(250.V_1.100)}{V_0.M_x.10}.0.07$$

Soit : M : masse en grammes de produit prélevé

: Volume en millilitres de la prise d'essai

: Volume en millilitres de la solution d'hydroxyde de sodium.

IV. Extraction et Dosage des Sucres totaux

La détermination des glucides totaux est réalisée par la méthode colorimétrique à l'anthrone décrite par **Osborne et Voogt. (1986)**.

Principe :

Dissout en milieu sulfurique concentré, l'anthrone donne une couleur jaune claire, et la réaction avec les solutions de glucides une gamme assez lumineuse allant du vert au bleu-vert, en fonction de la concentration en glucide (**Morris, 1948**) ; (**Bachelieret Gavinelli, 1966**)

IV.1.Extraction

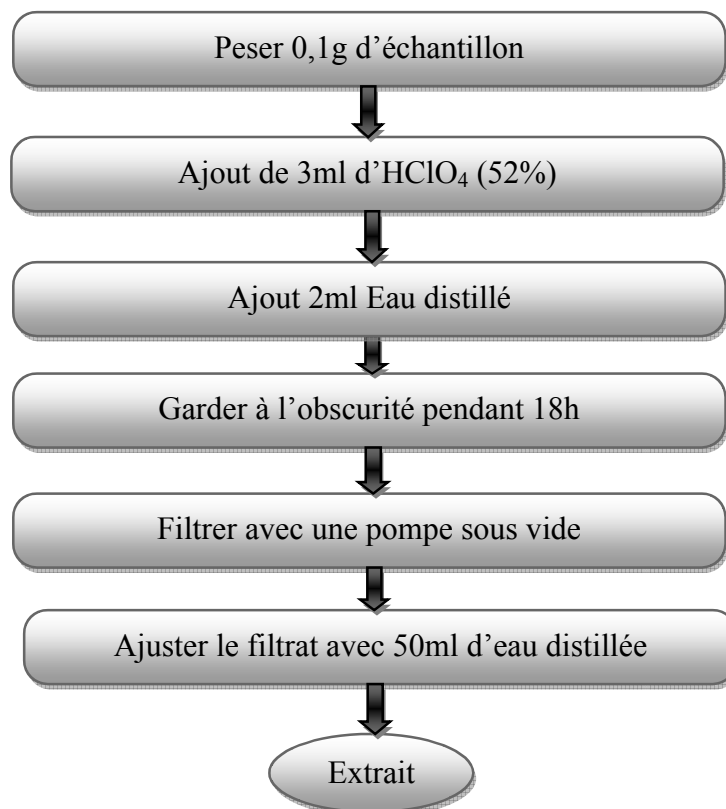


Figure 5 : résume les principales étapes suivies pour l'extraction des glucides totaux.

(Osborne et Voogt, 1986)

IV.2.Dosage

Les extraits collectés sont utilisés pour le dosage des glucides totaux comme suit:

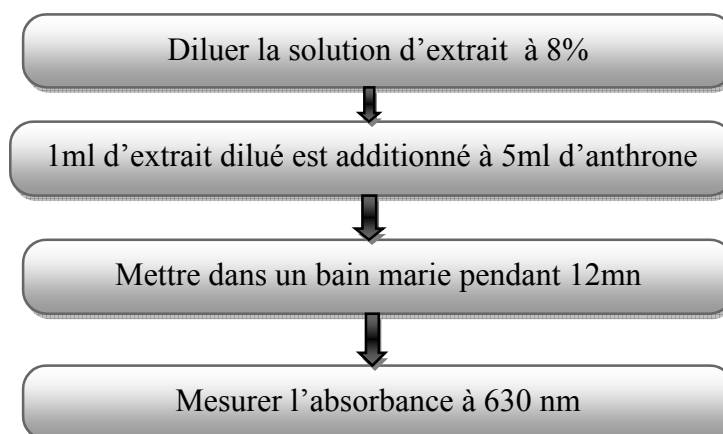


Figure 6 : Etapes de dosage des Glucides totaux (Osborne et Voogt, 1986).

Les valeurs d'absorbance des différents extraits ont été comparées à une courbe d'étalonnage préparée dans les mêmes conditions avec le glucose pris comme standard.

V. Extraction des prébiotiques (mucilage)

Les mucilages ont été extraits en utilisant la méthode décrite par **HadiNezhad *et al.* (2013)**.

Les poudres moulues ont été extraites avec de l'eau distillée (10 : 400, poids/volume), sous agitation pendant 3h à 60°C. Les extraits ont été refroidis à température ambiante, puis centrifugés avec une centrifugeuse (Sigma Laborzentrifugen D-37520 Osterode Harz-Germany) à 4000 g pendant 20 minutes; le surnageant obtenu représente le mucilage brut.

V.1. Analyses physico chimique des mucilages

V.1.1. Mesure de l'acidité titrable et du pH

Selon les méthodes citées précédemment.

V.1.2. Dosage des sucres totaux

Le dosage est effectué selon la méthode de l'antrone cité précédemment.

VI. Détermination des propriétés prébiotiques

VI.1. Résistance à la digestion acide et enzymatique

Ce test consiste à déterminer la teneur en polysaccharides indigestibles de nos mucilages selon le protocole de **Wichienchot *et al.* (2011)**.

- **Digestion acide** : Incubation à 37°C avec un tampon HCL à un pH =1 pendant 4 heures la réaction est terminée par l'ajout de 1N de NaOH (**Korakli *et al.*, 2002**)
- **Digestion enzymatique** : La solution acide a été mise en incubation à 37 ° C avec 2 unités / ml l'alpha -amylase pancréatique (20 mM) dans un tampon phosphate à pH 6,9 pendant 6 heures selon le protocole de (**Doyle *et al.*, 1999**), cité dans **Wichienchot (2005)**. La digestion enzymatique est stoppée par chauffage à 80 ° C pendant 10 min. toutes les digestions ont été effectuées en triple.

Pour déterminer les quantités de polysaccharides non digestibles dans les extraits, les extraits ont été d'abord analysées pour leur teneur en sucre réducteur (mg / g) en utilisant la méthode **l'acide Dinitrosalicylique (Miller, 1959) (voir Annexe)**. Le digesta ont ensuite été analysées pour les teneurs en sucres totaux avant la digestion (mg / g) avec la méthode de **phénol sulfurique** (voir Annex 1).

La teneur en polysaccharides indigestes (mg / g sec extrait) dans les extraits a été calculée à partir de la formule suivante:

Les polysaccharides non digestibles (mg / g) = Sucres totaux après la digestion acide-enzyme (mg / g) - Réduction de sucre avant les digestions (mg / g).

VII. Test de Fermentation *in vitro*

Les extraits ont été filtrés à travers un filtre à membrane (0,22 mm, Millipore) et ajoutés à 5 mg /ml de bouillon MRS (sans dextrose, 2 ml) et inoculé avec 100 µl de suspension de culture donnant 200 CFU (Colony Forming Unité) et mis à incuber à 37°C pendant 48 heures. En ce qui concerne *Bifidobacterium*, Cystéine-HCl (0,05 ml / 100 ml, 20 ml) a été ajouté au bouillon de culture et l'incubation a été réalisée en chambre d'anaérobiose. Le bouillon MRS sans supplément de sucre est considéré comme le contrôle. (Manisseri et Gudipati.,2010).

VII.1. Déterminations des paramètres de fermentation

Une quantité aliquote est prélevée aseptiquement de chaque flacon 48 et 72.

Les caractéristiques de croissance ont été suivies par la mesure :

-du pH

- la densité optique **DO** (600 nm) de bouillon de culture.

-Déterminations de la masse cellulaire : Les cultures microbiennes ont été prises après à 48 et 72 heures d'incubation, centrifugée à (3000 g pendant 20 min à 15°C) et séché au four pour déterminer la masse de cellules sèches.

VIII. Analyse statistiques des résultats

Toutes les déterminations sont menées en triples. Les résultats sont exprimés par la moyenne ± écart type. Les résultats ont fait l'objet d'une analyse de la variance (ANOVA) au moyen du STATISTICA.

*Résultats et
discussions*

I. Propriétés fonctionnelles des poudres

I-1- La capacité de rétention d'eau (CRE)

La capacité d'hydratation ou la capacité de rétention d'eau sont des expressions souvent utilisées pour exprimer l'aptitude d'aliments ou leurs fractions à retenir de l'eau dans certaines conditions (Benjamin *et al.*, 2002).

Dans notre étude nous avons évalué la capacité de rétention de nos poudres à différentes températures : 25°C, 50°C et 75°C.

➤ La rétention d'eau à 25°C :

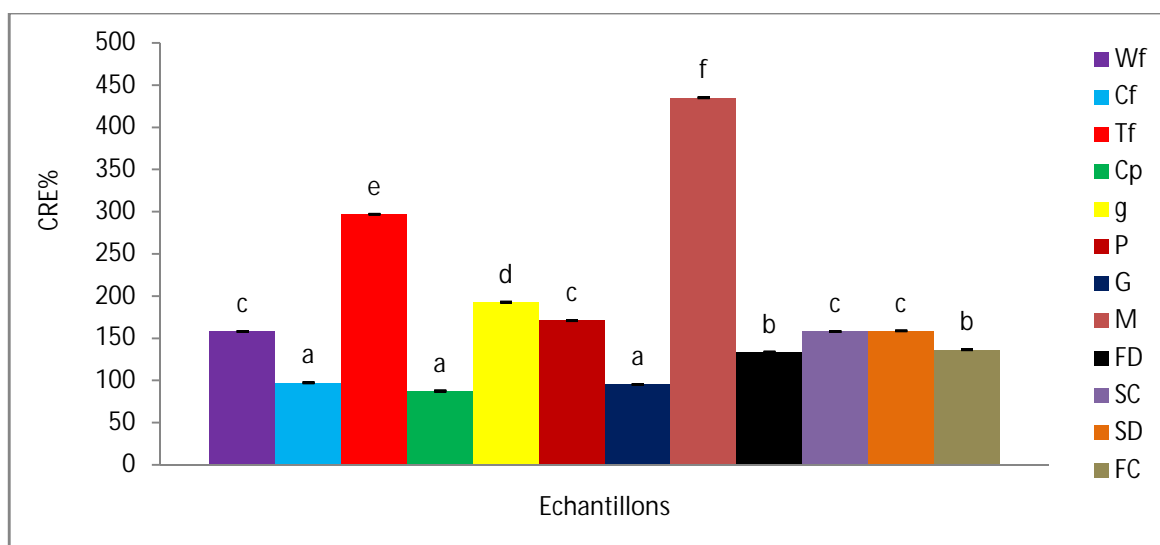


Figure 8 : Capacité de rétention d'eau à 25°C

Les valeurs portant les différentes lettres présentent une différence significative ($p < 0,05$).

Les barres verticales représentent les écarts types

Fc :haricot frais lyophilisé entier ,FD :haricot frais lyophilisé décortiqué ,SC : haricot sec entier,SD : haricot sec décortiqué ,WF : Féverole entière ,Cf : Cotylédon de féverole ,Tf : Tégument de féverole ,CP : pois chiche ,M : Moringa ,g : gousse ,G : graine ,p : polpe

La capacité de rétention en eau de nos différents échantillons à 25°C est résumée dans la **figure 8**. L'analyse statistique a montré une différence significative ($P < 0,05$).

Les feuilles de Moringa présentent la CRE la plus élevée (434,91%), le pois chiche affiche la plus faible capacité (87,33%).

Les différentes fractions de la féverole présentent des capacités de retentions en eau significativement différentes, c'est le tégument qui a donné la plus grande capacité qui est de (297,06%).

Dans la caroube c'est la fraction gousse qui donne la plus grande capacité (192,75%).

Pour les poudres d'haricot, les deux fractions sèches sont statistiquement identiques, il en est de même pour les deux fractions d'échantillon frais.

Le cotylédon de féverole(Cf), Pois chiche (Cp) et la graine de la caroube (G) ne présentent pas des différences significatives. Aussi les poudres de féverole entière (wf), la pulpe de caroube haricot sec entier (SC) et le haricot sec décortiqué(SD) sont statistiquement identique.

➤ La rétention d'eau à 50°C :

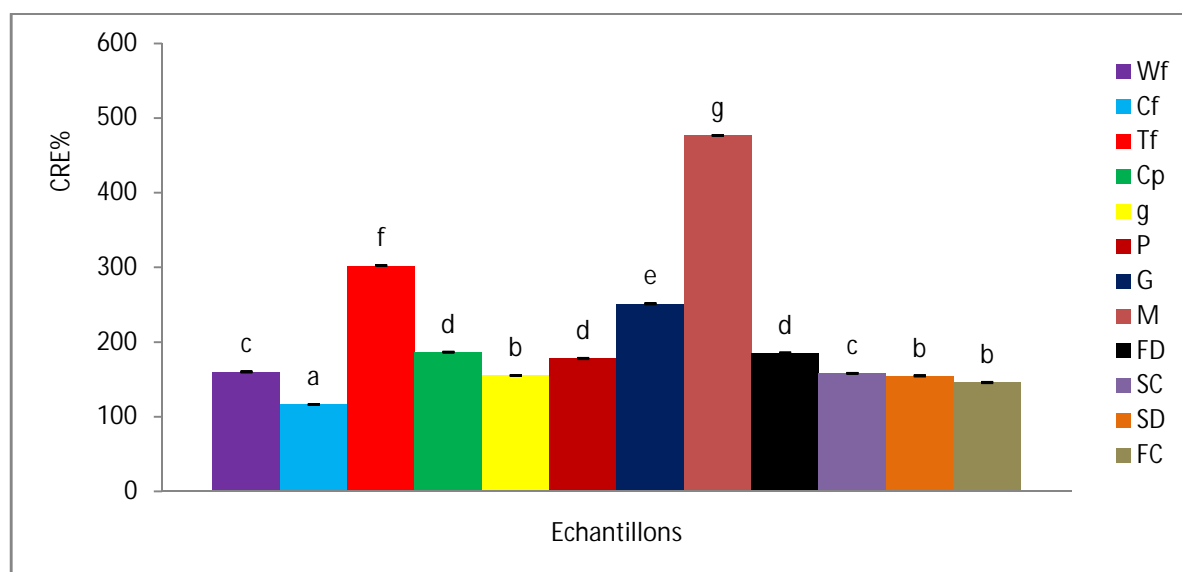


Figure 9 : Capacité de rétention d'eau à 50°C

Les valeurs portant les différentes lettres présentent une différence significative ($p < 0,05$).

Les barres verticales représentent les écarts types

Fc : haricot frais lyophilisé entier ,FD : haricot frais lyophilisé décortiqué ,SC : haricot sec entier, SD : haricot sec décortiqué ,WF : Féverole entière ,Cf : Cotylédon de féverole ,Tf : Tégument de féverole ,CP : pois chiche ,M : Moringa ,g : gousse ,G : graine ,p : pulpe

La **figure 9** représente les capacités de rétention d'eau à 50°C des différentes poudres .L'analyse statistique des résultats montre une différence significative ($P < 0,05$).

La CRE des poudres à 50°C sont comprises entre 116,15%-476,78% pour le cotylédon de féverole et Moringa respectivement.

Dans la féverole c'est le tégument qui donne la plus grande capacité de rétention d'eau qui est de 302.47%. Dans la caroube c'est la fraction graine présente la plus grande capacité de rétention d'eau 251.47% suivit de la pulpe et en dernier la gousse.

La CRE de la poudre d'haricot sec décortiqué (SD) et d'haricot entier frais (FC) sont statistiquement identiques.

L'haricot frais décortiqué (FD) présente la capacité la plus élevée part apport à l'haricot sec entier (SC), sec décortiqué (SD) et frais entier (FC).

➤ **La rétention d'eau à 75°C :**

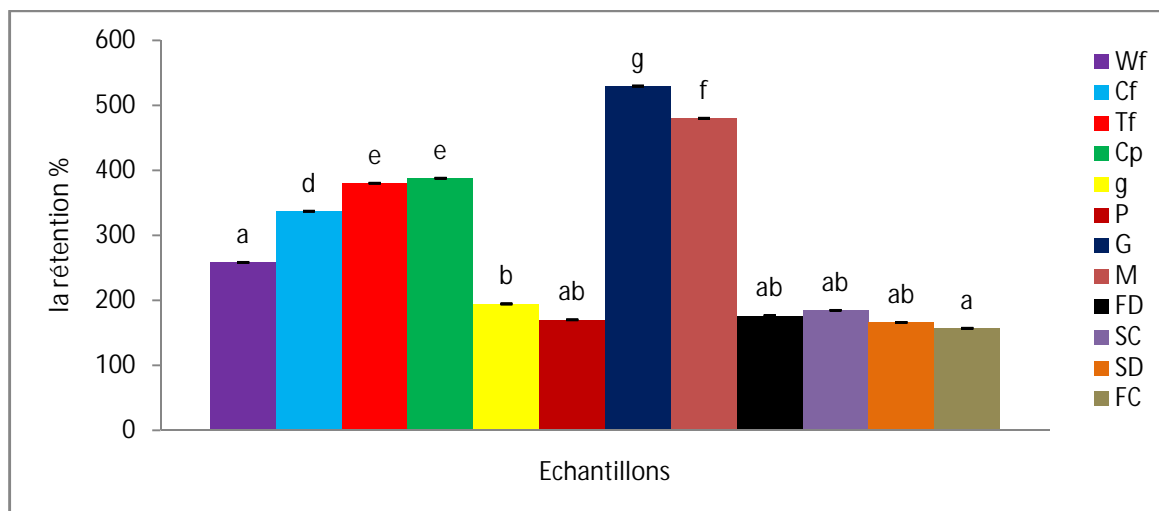


Figure 10 : Capacité de rétention à 75°C

Les valeurs portant les différentes lettres présentent une différence significative ($p < 0,05$).

Les barres verticales représentent les écarts types

Fc :haricot frais lyophilisé entier ,FD :haricot frais lyophilisé décortiqué ,SC : haricot sec entier ,SD :haricot sec décortiqué ,WF : Féverole entière ,Cf : Cotylédon de féverole ,Tf : Tégument de féverole ,CP : pois chiche ,M : Moringa ,g : gousse ,G : graine ,p : pulpe

La CRE à 75°C des poudres des échantillons est résumé dans la **figure 10**. L'analyse statistique a montré une différence significative ($P < 0,05$).

La CRE des poudres des échantillons est entre 106,65% -529,82%. La graine de la caroube a exprimé la plus grande capacité, l'haricot frais entier FC a donné la plus faible capacité.

Les différentes fractions de féverole présentent des différences significatives et c'est le tégument qui donne la plus grande capacité qui est de 380.35%. La poudre de pois chiche et le tégument de féverole sont statistiquement identiques. Dans les farines d'haricot, les fractions : FD, SC et SD ne représentent pas une différence significative. Moringa a exprimé une rétention d'eau élevée de 480,09%.

D'une manière générale nous observons une augmentation de la capacité de rétention de l'eau avec l'augmentation de la température pour tous les échantillons. Nos résultats sont en accord avec les résultats de **MOREIRA *et al.* (2008)**.

En moyenne, les valeurs de CRE observées pour les différentes farines étaient toujours beaucoup plus élevées que celles rapportées pour les farines des graines de Sogo (**AbdElmoneim et Rita ,2010**).

Pour la production industrielle les aliments à faible teneur en humidité et l'absorption en eau sont un facteur clé pour les matières premières car l'absorption d'eau influence les propriétés texturales, la qualité et les caractéristiques sensorielles des aliments et induit la croissance microbienne (**Ramírez-Jiménez *et al.*,2014**).

La taille des graines de farines et d'amidon, la différence variétale et la teneur en hydrate de carbone sont à l'origine des différences observées. La Capacité d'Absorption en Eau (CAE) est un indicateur utile à déterminer car il permet de savoir si les farines peuvent être incorporées dans des formulations alimentaires aqueuses (**Boateng *et al.*, 2013**). Les CRE élevées dans la présente étude suggèrent que les farines de nos différents échantillons peuvent être utilisées dans la formulation de certains aliments comme les pâtes, les soupes et les produits de boulangerie **Olaofe *et al.* (1998)**.

I-2- La capacité de rétention de l'huile (CRH)

La Capacité d'Absorption en Huile est d'une importance capitale puisqu'elle permet de retenir la saveur des aliments (**Aremu *et al.*, 2007**).

Dans notre étude nous avons évalué la capacité de rétention de nos poudres à différentes températures : 25°C, 50°C et 75°C.

➤ La rétention d'huile à 25°C :

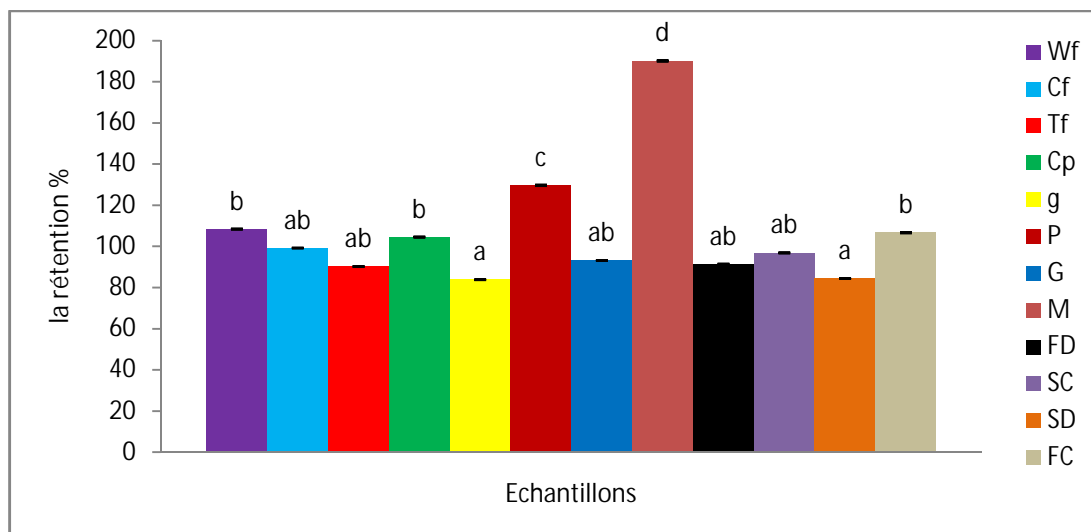


Figure 11 : Capacité de rétention d'huile à 25°C

Les valeurs portant les différentes lettres présentent une différence significative ($p < 0,05$).

Les barres verticales représentent les écarts types

Fc : haricot frais lyophilisé entier ,FD : haricot frais lyophilisé décortiqué ,SC : haricot sec entier, SD :haricot sec décortiqué ,WF : Féverole entière ,Cf : Cotylédon de féverole ,Tf : Tégument de féverole ,CP : pois chiche ,M : Moringa ,g : gousse ,G : graine ,p : pulpe

La **figure 11** représente la capacité de rétention d'huile des différents échantillons à 25°C, l'analyse statistique des résultats montre une différence significative ($P < 0,05$).

La CRH des poudres de nos échantillons sont comprises entre 83,85%-190,13%, les feuilles de Moringa donnent la plus grande capacité contrairement à la gousse de caroube qui présente la plus faible capacité de rétention d'huile.

Pour la féverole la CRH la plus élevée est attribuée à la fraction entière Wf (108,45%) suivie du tégument et du cotylédon. Concernant la caroube, la pulpe a présenté la valeur la plus élevée de (129,69%) suivie de la graine et de la gousse.

Pour les poudres de l'haricot les trois poudres de FD, SC et FC sont statistiquement identique, et présentent une capacité de rétention d'huile supérieure à la fraction SD.

Les valeurs de CRH des poudres de wf, Cp et FC ne présentent pas de différences statistiques. Les poudre de Cf, Tf, G, FD et SC ne présente pas aussi des différences significatives.

➤ La rétention d'huile à 50°C :

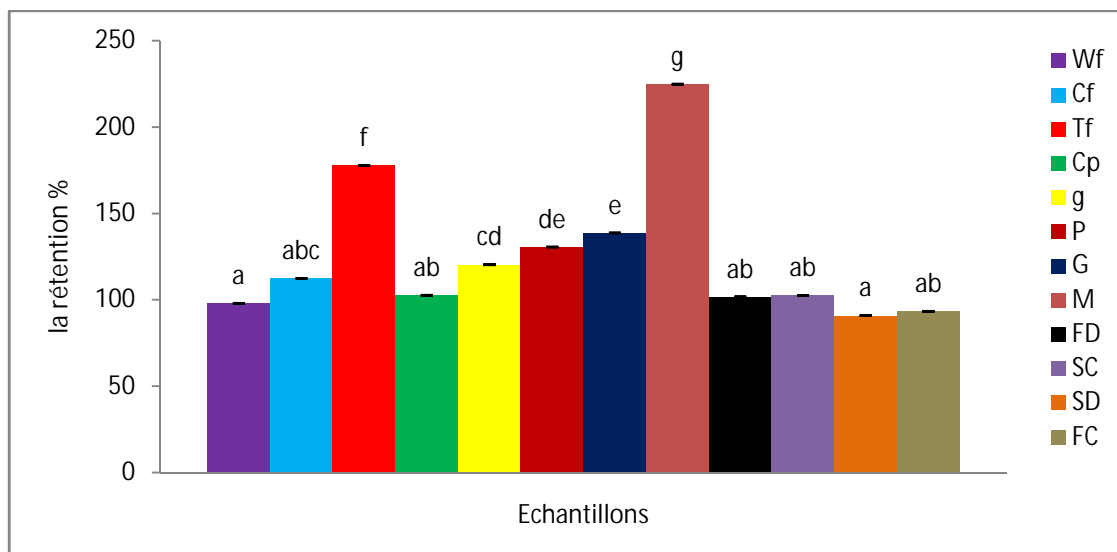


Figure 12 : Capacité de rétention d'huile à 50°C

Les valeurs portant les différentes lettres présentent une différence significative ($p < 0,05$).

Les barres verticales représentent les écarts types

Fc : haricot frais lyophilisé entier ,FD : haricot frais lyophilisé décortiqué ,SC : haricot sec entier, SD : haricot sec décortiqué ,WF : Féverole entière ,Cf : Cotylédon de féverole ,Tf : Tégument de féverole ,CP : pois chiche ,M : Moringa ,g : gousse ,G : graine ,p : pulpe

La capacité de rétention de l'huile de nos différents échantillons à 50°C est représentée dans la **figure 12**. Les valeurs de La CRH à 50°C sont comprises entre 90,8% présenté par SD et 224,71% présenté par Moringa.

Pour la féverole, c'est le tégument qui a donné la CRH la plus élevée suivit du cotylédon et de la fraction entière. Concernant la caroube la plus grande capacité est attribuée à la graine suivit de la pulpe et de la gousse.

Concernant l'haricot FD, SC et FC ne présentent pas de différences significatives et leur valeur est supérieur à SD. La CRH de la fraction Wf et SD ne présentent pas des différences significatives. Les poudres de CP, FD, SC et FC sont statistiquement identiques.

➤ **La rétention d'huile à 75°C :**

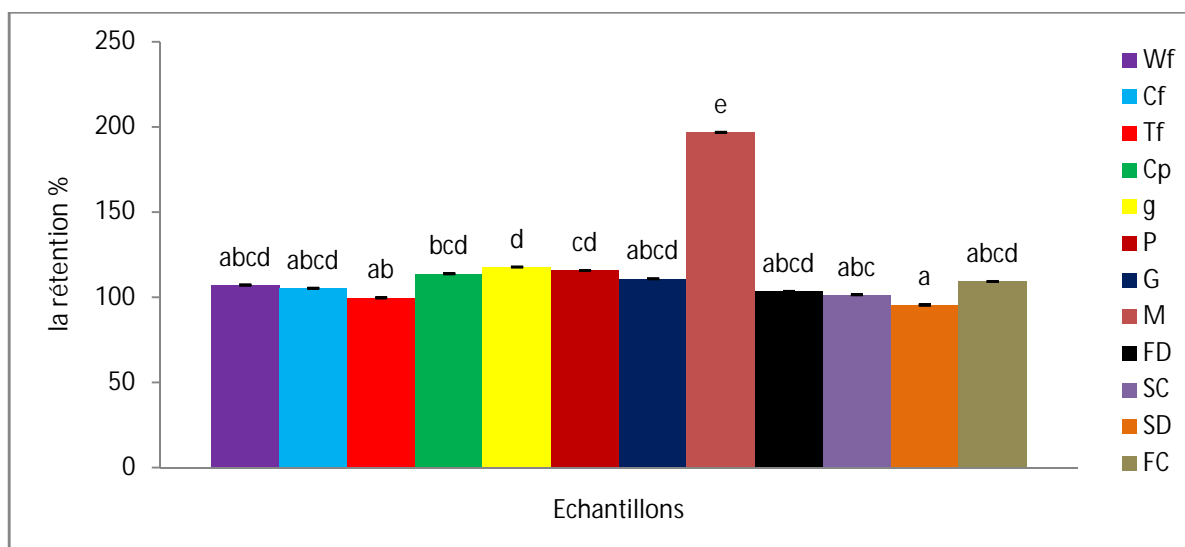


Figure 13: Capacité de rétention d'huile à 75°C

La **figure 13** représente la capacité de rétention de l'huile de nos différents échantillons à 75°C.

Les valeurs de CRH à 75°C sont comprises entre 95,54%-196,77%. Moringa présente la capacité la plus élevée et la fraction SD la plus faible capacité.

Les poudres de féverole Wf et Cf et la poudre de pois chiche sont moyennement identiques statistiquement. Pour la caroube, la gousse est supérieure à la pulpe et à la graine.

Concernant les poudres d'haricot FD, SC, FC sont statistiquement identiques et supérieures à la fraction SD.

D'une manière générale nous observons une augmentation de la capacité de rétention de l'huile avec l'augmentation de la température pour tous les échantillons.

En moyenne, les valeurs de CRH observées pour les différentes farines sont supérieures à l'intervalle rapportées pour les farines sorgho (90.5% -102%) (**AbdElmoneim et Rita, 2010**).

Cette différence pourrait s'expliquer par la taille des particules des farines. En effet, indépendamment de la variété, il a été observé que l'augmentation de la taille des particules de farines entraînait une augmentation de CRH des farines. Cet effet suggère que les différences dans la taille des particules de farines influenceraient naturellement leur utilisation dans tous les processus de préparation des aliments. Il a été signalé que des variations dans la présence de chaînes latérales non polaires dans les farines peuvent lier les chaînes latérales d'hydrates de carbone aux lipides, ce qui explique les différences de capacité d'absorption en l'huile (**Adebowale et Lowal, 2004**).

I-3. Indice de Solubilité :

Cet indice donne l'affinité à une farine à se disperser dans l'eau et à donner une solution homogène.

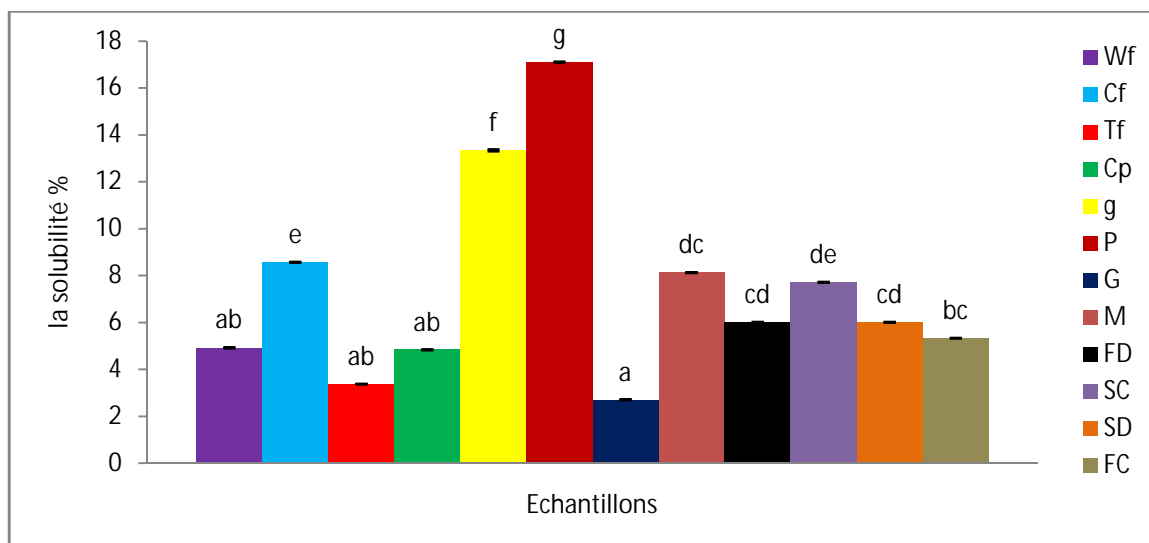


Figure 14 : représente l'indice de solubilité

Les valeurs portant les différentes lettres présentent une différence significative ($p < 0,05$).

Les barres verticales représentent les écarts types

Fc : haricot frais lyophilisé entier ,FD :haricot frais lyophilisé décortiqué ,SC :haricot sec entier, SD :haricot sec décortiqué ,WF : Féverole entière ,Cf : Cotylédon de féverole ,Tf : Tégument de féverole ,CP : pois chiche ,M : Moringa ,g : gousse ,G : graine ,p : pulpe

La **figure 14** représente la solubilité de nos différents échantillons. Les indices de solubilité des poudres des échantillons présentent des différences significative ($P < 0,05$).

Les valeurs de l'indice de solubilité sont comprises entre 2,69%-17,1%, la plus grande valeur est présentée par la pulpe(P) et la plus faible par la graine de la caroube (G).

L'indice de solubilité de la féverole entière et du cotylédon sont statistiquement identiques.

Pour les poudres de l'haricot les valeurs de la solubilité de FD et SD ne présentent pas différence significative. L'indice de solubilité de SC est supérieur à celui de FD, SD et FC ; dont FC présente la valeur la plus faible.

I.4. Le gonflement

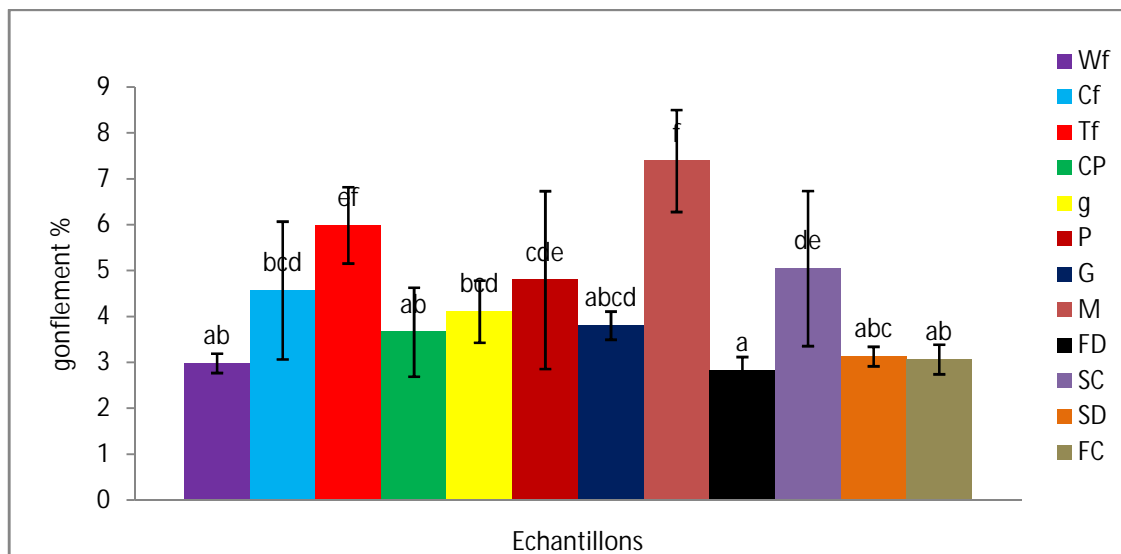


Figure 15 : Pourcentage de gonflement

Les valeurs portant les différentes lettres présentent une différence significative ($p < 0,05$).

Les barres verticales représentent les écarts types

Fc :haricot frais lyophilisé entier ,FD : haricot frais lyophilisé décortiqué ,SC :haricot sec entier, SD :haricot sec décortiqué ,WF : Féverole entière ,Cf : Cotylédon de féverole ,Tf : Tégument de féverole ,CP : pois chiche ,M : Moringa ,g : gousse ,G : graine ,p : pulpe

Les valeurs des pourcentages de gonflement des poudres des échantillons étudiés présentent une différence significative de ($P < 0,05$). Ces valeurs varient entre (2,81%-7,39%). Moringa a enregistré la valeur la plus élevée par rapport aux autres échantillons.

La poudre de pois chiche et de féverole entière sont statistiquement identiques.

Pour la féverole les valeurs du gonflement présentent des différences significatives dont Tf représente la valeur la plus élevée. Concernant la caroube la pulpe a enregistré la valeur la plus élevée en comparant à la gousse et à la graine. Pour l'haricot la fraction SC et FD donnent la plus faible.

II. Analyses physico-chimiques des poudres et des mucilages :

II-1. Détermination du pH :

II.1.1. Les poudres :

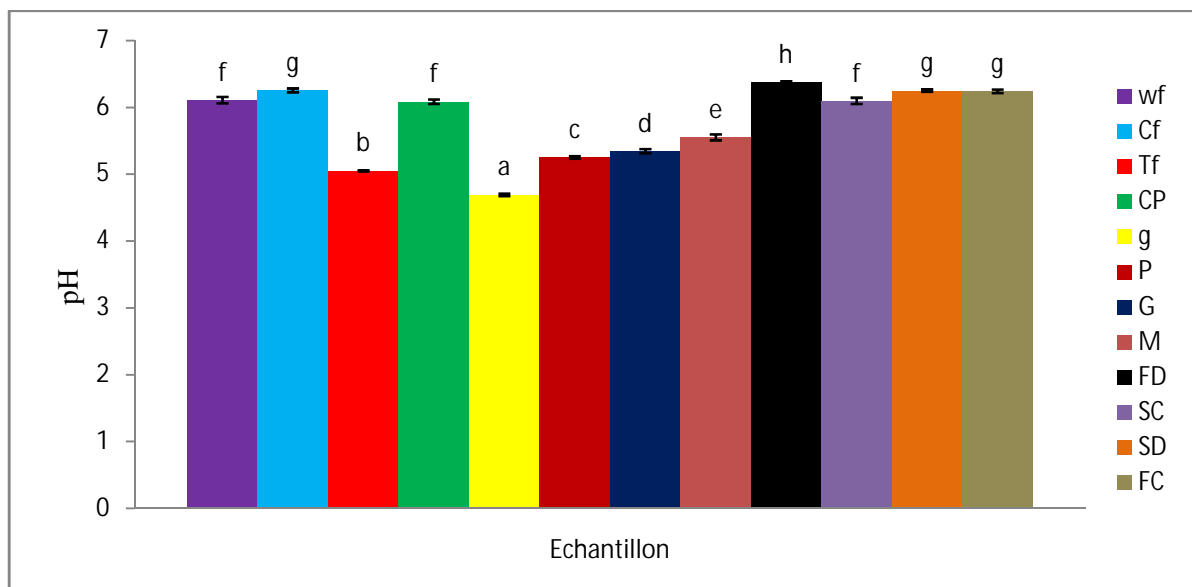


Figure 16 : Valeurs du pH des poudres.

Les valeurs portant les différentes lettres présentent une différence significative ($p < 0,05$).

Les barres verticales représentent les écarts types

Fc : haricot frais lyophilisé entier ,FD :haricot frais lyophilisé décortiqué ,SC : haricot sec entier, SD :haricot sec décortiqué ,WF : Féverole entière ,Cf : Cotylédon de féverole ,Tf : Tégument de féverole ,CP : pois chiche ,M : Moringa ,g : gousse ,G : graine ,p : pulpe

Les valeurs des PH des différentes poudres de nos échantillons sont représentées dans la **figure 16**. L'analyse statistique a révélé une différence significative ($P < 0,05$) entre les poudres.

Les poudres des échantillons analysés ont des valeurs moyennes en pH comprises entre 4,69-6,37. La gousse de la caroube a enregistré la plus faible valeur 4,69, tandis que l'haricot frais décortiqué (FD) a exprimé la valeur la plus élevée (6,37).

Les valeurs du pH des poudres des échantillons suivants FD, SD et Cf sont statistiquement identiques.

Le pH des poudres des différentes parties de la féverole varie entre 5,05-6,25, l'haricot varie entre 6,09-6,35 et celui de Moringa est de 5,5. Ces derniers sont proches à la neutralité. Par contre le pH des poudres de la caroube varie de 4,69-5,34 qui est légèrement acide.

II.1.2. Les mucilages :

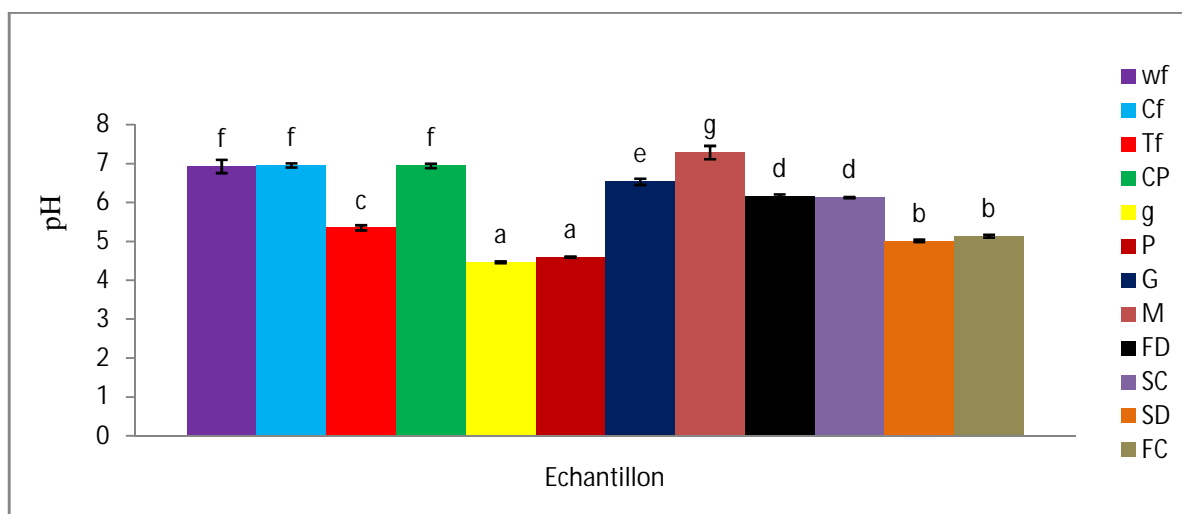


Figure17 : pH des mucilages

Les valeurs portant les différentes lettres présentent une différence significative ($p < 0,05$).

Les barres verticales représentent les écarts types

Fc : haricot frais lyophilisé entier ,FD : haricot frais lyophilisé décortiqué ,SC :haricot sec entier, SD : haricot sec décortiqué ,WF : Féverole entière ,Cf : Cotylédon de féverole ,Tf : Tégument de féverole ,CP : pois chiche ,M : Moringa ,g : gousse ,G : graine ,p : pulpe

Les valeurs de pH des différents mucilages varient de 4,46 à 7,28. La gousse de la caroube a exprimé la valeur la plus faible et la plus grande valeur a été enregistrée par Moringa qui est proche de la neutralité.

Le mucilage du pois chiche et le mucilage de féverole entière présentent des pH statistiquement identiques.

Pour la féverole le pH de la fraction entière et du cotylédon sont statistiquement identiques et supérieurs au pH du tégument.

Concernant la caroube le pH de la gousse et la pulpe ne présentent pas des différences significatives, et ils sont légèrement inférieurs à celui de la graine.

Le pH de l'haricot des fractions FD et SC ne présente pas de différence significative et ils sont plus élevés que le pH la fraction SD.

II-2. Détermination de l'acidité titrable :

II-2.1. Acidité des poudres

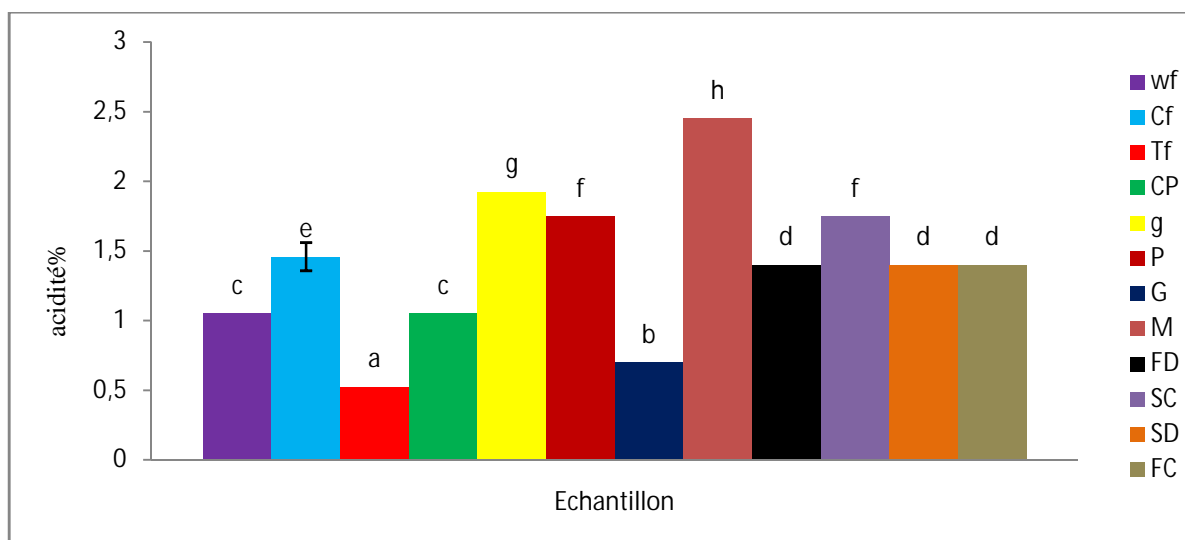


Figure18 : Acidité Titrable des poudres analysées.

Les valeurs portant les différentes lettres présentent une différence significative ($p < 0,05$).

Les barres verticales représentent les écarts types

Fc : haricot frais lyophilisé entier ,FD : haricot frais lyophilisé décortiqué ,SC : haricot sec entier, SD :haricot sec décortiqué ,WF : Féverole entière ,Cf : Cotylédon de féverole ,Tf : Tégument de féverole ,CP : pois chiche ,M : Moringa ,g : gousse ,G : graine ,p : pulpe

La figure 18 présente les taux d'acidité titrable des poudres de nos différents échantillons. Les teneurs de l'acidité des poudres sont significativement différentes ($P < 0,05$).

La poudre de Moringa présente la plus grande valeur de 2,45%, contre 0,5 % pour le tégument de la féverole (Tf).

La poudre de féverole entière et le pois chiche présentent des valeurs d'acidité statistiquement identiques. Il en est de même pour La pulpe de caroube et la fraction SC de l'haricot présentent des valeurs d'acidité statistiquement identique.

II-2.2. Acidité des mucilages :

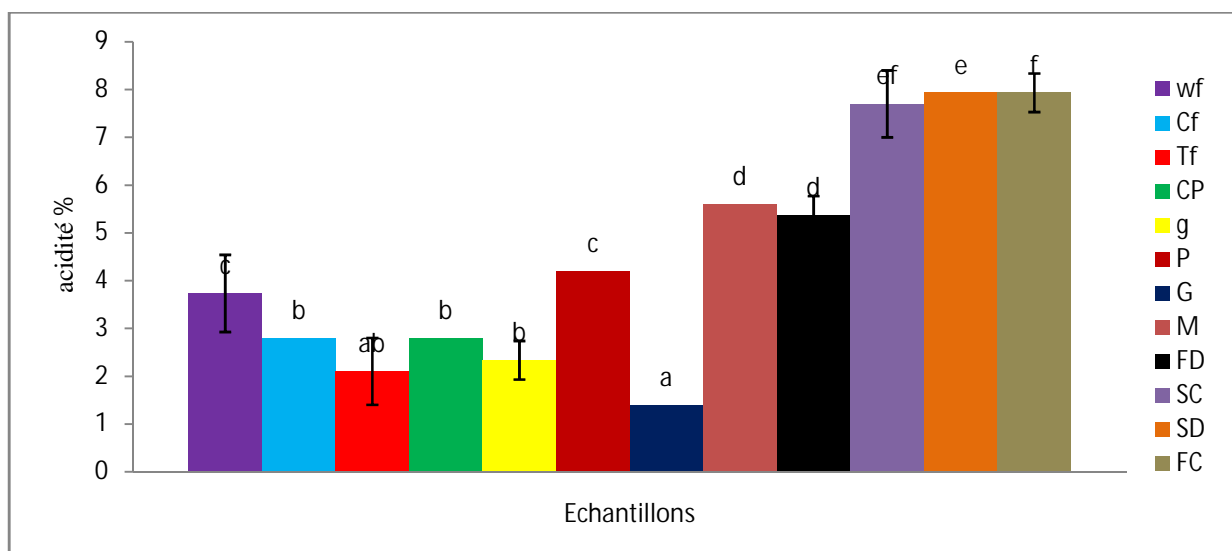


Figure 19 : Acidité des mucilages

Les valeurs portant les différentes lettres présentent une différence significative ($p < 0,05$).

Les barres verticales représentent les écarts types

Fc : haricot frais lyophilisé entier ,FD : haricot frais lyophilisé décortiqué ,SC :haricot sec entier, SD :haricot sec décortiqué ,WF : Féverole entière ,Cf : Cotylédon de féverole ,Tf : Tégument de féverole ,CP : pois chiche ,M : Moringa ,g : gousse ,G : graine ,p : pulpe

La **figure 19** représente les valeurs de l'acidité titrable des mucilages de nos différents échantillons. L'analyse statistique des résultats a révélé une différence significative ($P < 0,05$). Les valeurs de l'acidité en pourcentage sont comprises entre 1,4%-7,93%.

Le mucilage de fève entière (3.73%) est plus acide que le mucilage de cotylédon (2.8%) et le tégument (2.1%).

Pour la caroube la pulpe a enregistré une acidité supérieure à celle de la gousse et de la graine.

Pour les échantillons de l'haricot SC, SD et FC présentent des moyennes d'acidité statiquement différents.

Moringa et l'haricot frais décortiqué (FD) ne représentent pas des différences significatives.

Le pH et l'acidité titrable sont des paramètres déterminant de l'aptitude à la conservation des aliments. Ils constituent les principaux obstacles que la flore microbienne doit franchir pour assurer sa prolifération (**Giddey, 1982 ; Gatel, 1982 ;Brissom *et al* ;1994**).

Un pH de l'ordre de 3 à 6 est très favorable au développement des levures et moisissures. Les bactéries par contre, préfèrent des milieux neutres en générale des pH entre 7 et 7.5 avec pour la plupart des tolérances à des variations entre 6 et 9.

Il en ressort d'une manière générale, que le pH de nos poudres et mucilages de nos échantillons sont légèrement acides et variables entre 4-7.

Cet intervalle est favorable à la conservation de certaines vitamines du groupe B, telle que B1, B2, B5, B9 et B12 (**Bourgeois,2003**).

II-3. Dosage des sucres totaux

II-3.1. Sucres totaux des poudres

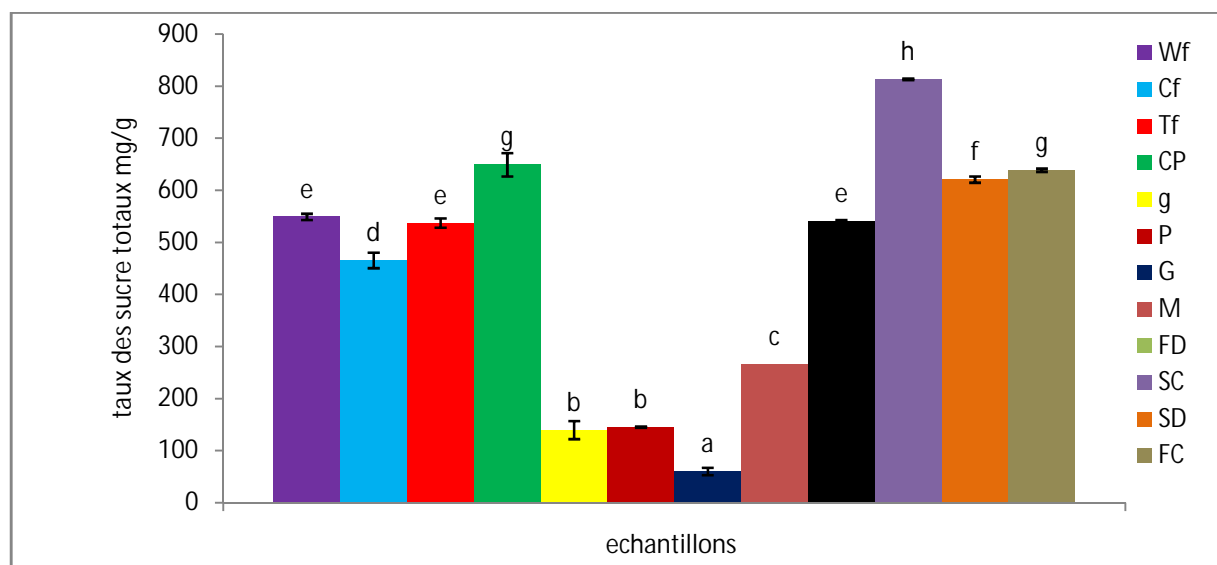


Figure 20 : Les sucres totaux des poudres

Les valeurs portant les différentes lettres présentent une différence significative ($p < 0,05$).

Les barres verticales représentent les écarts types

Fc : haricot frais lyophilisé entier ,FD :haricot frais lyophilisé décortiqué ,SC :haricot sec décortiqué ,WF : Féverole entière ,Cf : Cotylédon de féverole ,Tf : Tégument de féverole ,CP : pois chiche ,M : Moringa ,g : gousse ,G : graine ,p : pulpe

La comparaison multiple des moyennes (**Figure 20**) révèle des différences significatives ($P < 0,05$) de teneur en Glucides de nos différents échantillons.

Le taux des glucides totaux de nos échantillons se situe dans un intervalle 60,35mg/g à 813,72mg/g.

Le pois chiche présente une teneur supérieure de 1.18% à celle de la fève entière.

Les teneurs en sucres totaux de la fève entière (549.45 mg/g) et du tégument (537.5 mg/g) sont statistiquement identiques, le cotylédon de féverole présentent une teneur de 473.3 mg/g.

Nos données sont inférieures à celles rapportées par **Roudaut et Lefrancq. 2005**.

La gousse de caroube (139.95 mg/g) e et la pulpe (145.72mg/g) sont statistiquement identiques, la graine présente la plus faible valeur (60.35 mg/g) nos données sont inférieures à celles rapportées par **Durazzo et al.(2014)**.

La feuille de Moringa présente une teneur en sucre totaux élevée (265,76 mg/g).

Les poudres de l'haricot présentent des différences significatives, dont la fraction SC a enregistré la teneur la plus élevée et la fraction FD la teneur la plus faible en sucre.

II-3.2. Dosage des sucres totaux des mucilages

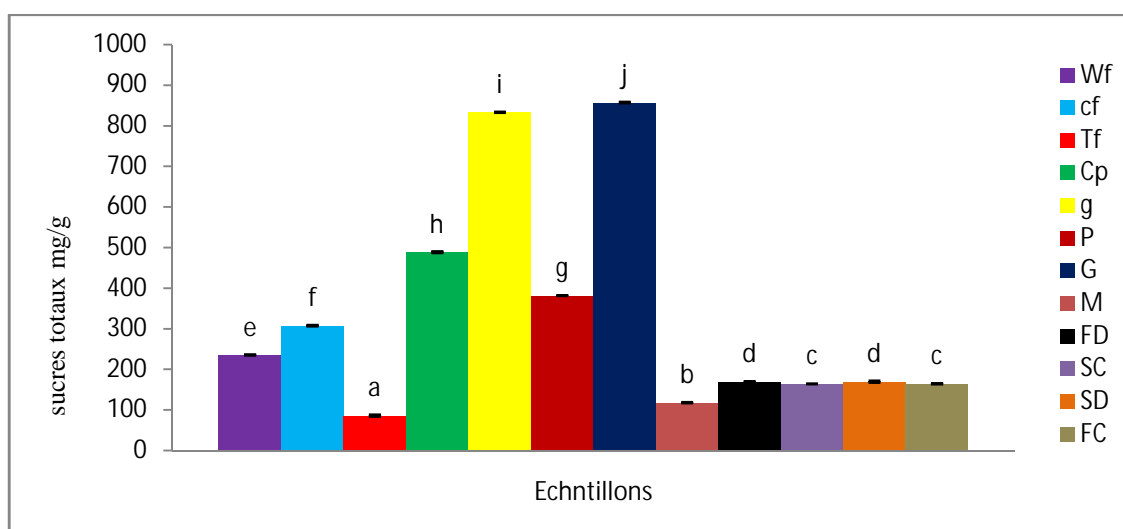


Figure 21 : Taux de sucres totaux des mucilages

Les valeurs portant les différentes lettres présentent une différence significative ($p < 0,05$).

Les barres verticales représentent les écarts types

Fc :haricot frais lyophilisé entier ,FD :haricot frais lyophilisé décortiqué ,SC : haricot sec entier, SD :haricot sec décortiqué ,WF : Féverole entière ,Cf : Cotylédon de féverole ,Tf : Tégument de féverole ,CP : pois chiche ,M : Moringa ,g : gousse ,G : graine ,p : pulpe

La **figure 21** représente les valeurs moyennes en sucres totaux des mucilages de nos différents échantillons. Une différence significative ($P < 0,05$) est observée entre les échantillons.

Nos résultats d'analyse révèlent que le mucilage de la graine de caroube a la plus grande teneur en sucres totaux (856,66 mg/g), et la plus faible teneur est attribuée au tégument de féverole (Tf) (85,53 mg/g).

Les teneurs en sucres totaux des différentes parties de la féverole sont significativement différentes. Le cotylédon de féverole a enregistré la plus grande teneur 307,17 mg/g suivi de la fraction entière (203,09 mg/g) et du tégument (85,53 mg/g).

Les échantillons d'haricot, la fraction séchée à l'air libre FD et SD sont statistiquement identiques. Les deux fractions lyophilisées FC et SC ne présentent pas de différence significative.

On observe que le type de traitement infus sur le teneur en sucre car les fractions séchées présentent des teneurs plus élevées que les fractions lyophilisées.

D'après les résultats donnés on constate que les mucilages de nos échantillons présentent des teneurs plus élevées en sucres totaux que les extraits des poudres, la caroube est plus riche en sucre totaux en comparaison aux autres légumineuses.

III .Détermination des propriétés prébiotique

III-1. Résistance à la digestion acide et enzymatique

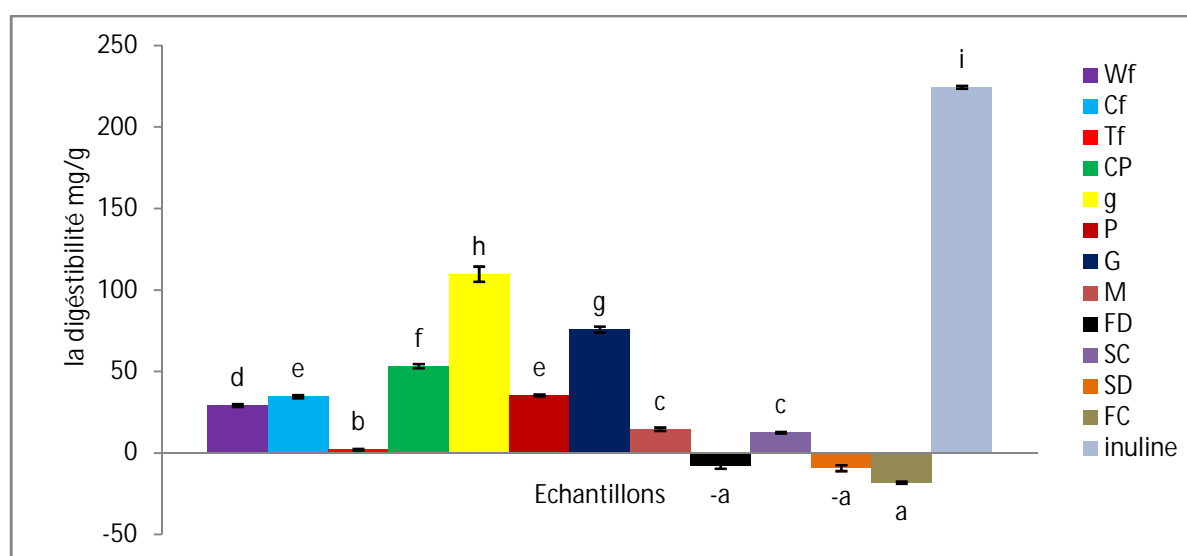


Figure 22 : la résistance à la digestibilité

Les valeurs portant les différentes lettres présentent une différence significative ($p < 0,05$).

Les barres verticales représentent les écarts types

Fc : haricot frais lyophilisé entier ,FD : haricot frais lyophilisé décortiqué ,SC : haricot sec entier, SD : haricot sec décortiqué ,WF : Féverole entière ,Cf : Cotylédon de féverole ,Tf : Tégument de féverole ,CP : pois chiche ,M : Moringa ,g : gousse ,G : graine ,p : pulpe

Ce test nous renseigne sur la teneur en polysaccharides indigestibles (prebiotique) présents dans nos échantillons.

La **figure 22** montre que nos échantillons présentent des différences significatives ($p < 0,05$).

L'inuline qui est le prébiotique de référence présente la teneur la plus élevée en polysaccharides indigestibles en comparaison à nos échantillons, suivie par la gousse de caroube et la graine de caroube.

L'échantillon pois chiche entier présente une teneur plus élevée en prébiotique que la féverole.

Dans l'échantillon féverole la plus forte teneur en polysaccharides indigestibles est représentée par la fraction cotylédon suivit de la fraction entière, le tégument présentes la teneur la plus

Résultats et discussions

faible car la majorité des sucres présentés dans cette fraction sont représentés par les sucres réducteurs avec une teneur de 40mg/ g d'échantillon.

Moringa et l'haricot sec ne présentent pas de différence significative ($p < 0.05$).

Les autres fractions d'haricot présentent des teneurs négatives dues probablement à un problème analytique lors du dosage des sucres réducteurs.

III.2. Test de Fermentation *in vitro* :

Tableau VI : représente les paramètres de fermentation après 48h et 72h (densité optique, masse cellulaire et pH)

test Echan	48H			72H		
	DO	Masse C (g)	pH	DO	Masse C (g)	pH
Wf	0,839±0,04f	0,3±0,09a	5,19±0,09b	0,781±0,02g	0,31±0,02e	6,025±0,07cd
Cf	1,222±0,06j	0,25±0,04a	5,14±0,04b	0,955±0,01h	0,215±0,007d	5,78±0,12c
Tf	1,129±0,01h	0,195±0,07a	6,19±0,04gh	1,037±0,11i	0,165±0,002bcd	6,32±0,11cef
CP	0,622±0,07d	0,195±0,02a	5,51±0,28c	0,549±0,009cd	0,215±0,002d	5,44±0,33b
g	0,968±0,05g	0,13±0a	4,08±0a	1,075±0,02i	0,135±0,007bc	4,1±0,04a
P	1,168±0,006i	0,17±0,05a	4,1±0,13a	1,03±0,03k	0,115±0,02ab	4,07±0,02a
G	0,451±0,02c	0,21±0,04a	5,11±0,03b	0,468±0,001b	0,135±0,04bc	5,14±0,5b
M	0,706±0,04c	0,13±1,42a	6,64±0,05d	0,565±0,007ab	0,135±0,007bcd	656±0,04cde
FD	0,452±0,03c	0,15±0a	6,32±0,06h	0,414±0,05a	0,15±0,01bcd	6,32±0,03def
SC	0,417±0,04e	0,17±0,02a	6,32±0,02f	0,596±0,01ab	0,115±0,02bcd	6,42±0,02de
SD	0,723±0,02b	0,14±0,06a	5,99±0,31h	0,453±0,0007e	0,145±0,02ab	6,2±0,15ef
FC	0,458±0,02e	0,17±0,04a	5,75±0,02i	0,451±0,0001de	0,17±0,05bc	6,11±0,05fg
Inuline	1,185±0,06ij	0,22±0,04a	5,94±0,42ef	1,212±0,01j	0,195±0,04cd	5,8±0,7c
Milieu+pro	0,375±0,08b	0,19±0,13a	6,03±0,16d	0,680±0,04cf	1,975±0,2f	6,75±0,02fg
Milieu	0,151±0a	0,18±0a	5,77±0fg	0,515±0	0,05±0a	6,62±0g

Résultats et discussions

Fc : haricot frais lyophilisé entier ,FD : haricot frais lyophilisé décortiqué ,SC : haricot sec entier, SD : haricot sec décortiqué ,WF : Féverole entière ,Cf : Cotylédon de féverole ,Tf : Tégument de féverole ,CP : pois chiche ,M : Moringa ,g : gousse ,G : graine ,p : pulpe.

±représentent les écartypes, les lettres (a,b,c.....) représentent les groupes homogènes

Les résultats de la caractérisation de croissance du *Bifidobacterium* (BB12) cultivé en présence des prébiotiques (différents mucilages de nos échantillons) et en présence de l'inuline (prébiotique de référence) en comparaison au contrôle (bouillon MRS sans source de carbone) sont représentés dans le **Tableau VI**.

Les différents résultats présentent des différences significatives $p < 0.05$. Nous observons une augmentation de la densité optique et une diminution des valeurs du pH dans tous nos échantillons après 48 et 72 heures de fermentation. Cette réduction est due à la production des AGCC par suite de la fermentation des oligosaccharides non digestibles (prébiotique) (**Manisseri et al.,2010**).

L'effet bifido-génique des mucilages et l'inuline est confirmé par une augmentation dans la masse de cellule sèche du micro-organisme BB12 après 48h de période d'incubation par rapport au témoin.

Nous observons que la BB12 utilise plus efficacement l'inuline par rapport aux autres mucilages par une valeur de DO et de masses cellulaires supérieures.

La différence observée entre les différents échantillons est due au fait que l'utilisation des oligosaccharides dépend du type fermentaire de la souche utilisée (**Holt et al.,2005**).

Conclusion et perspectives

Conclusion et perspectives

La présente étude a permis de mettre en évidence l'effet prébiotique des mucilages extraits des matrices végétales étudiés (légumineuses et Moringa) et d'évaluer leurs paramètres physico chimiques et d'autre part la caractérisation des propriétés fonctionnels des poudres provenant de ces matrices végétales.

Les mucilages et les poudres de nos échantillons présentent des pH proches de la neutralité. Pour les même échantillons les mucilages présentent des pH plus acides que les poudres.

Selon les résultats obtenus la caroube présente la teneur la plus élevée en sucres totaux en comparaison à nos autres matrices végétales.

La capacité de rétention d'eau et d'huile, la solubilité et le gonflement sont des propriétés fonctionnelles qui apporte des informations quant au comportement des prébiotique lors d'incorporation dans les matrices alimentaires.

D'une manière générale on observe une augmentation de la capacité de rétention de l'eau et de l'huile avec l'augmentation de la température pour tous les échantillons.

La fraction pulpe de la caroube a donné l'indice de solubilité le plus élevée ce qui facilite sa dispersion dans l'eau et donner une solution homogène.

Les résultats de la caractérisation de croissance du bifidibacterium (BB12) cultivé en présence des prébiotiques (différents mucilages de nos échantillons) et en présence de l'inuline (prebiotique de référence), en comparaison au controle est confirmé par une augmentation dans la masse de cellule sèche du micro-organisme BB12 après 48h et 72 h de période d'incubation par rapport au témoin.

Les résultats de cette étude ont montré que les mucilages de nos légumineuse et feuilles de Moringa constituent une excellente source de prébiotique, vu leurs teneurs élevés en polysaccharides indigestibles.

Nos données suggèrent que les légumineuses et les feuilles de Moringa peuvent servir de nouveau prébiotique dans la formulation d'aliments fonctionnels et applications nutraceutiques.

Il serait souhaitable d'approfondir ce travail par :

- Approfondissement de l'étude des polysaccharides des poudres et des mucilages : la structure, le degré de pureté, composition en monosaccharides, degré de polymérisation et le poids moléculaire.
- Mesure et d'identification des acides gras à chaînes courtes issue de la fermentation.

Références Bibliographiques

-A-

AbdElmoneim O. Elkhalfa , Rita Bernhardt .2010. Influence of grain germination on functional properties of sorghum flour. *Food Chemistry* 121: 387–392.

Adebowale KO, Lawal OS .2004. Comparative study of the functional properties of Bambara groundnut (*Voandzeia subterranean*), jack bean (*Canavalia ensiformis*) and mucuna bean (*Mucuna pruriens*) flours. *Food Research International*, 37(4): 355-365.

Adrian J., Potus J., Frangne R. 2003. La science alimentaire de A à Z. 3^{ème} édition *Tec et Doc Lavoisier*.579.

A.K. Ramírez-Jiménez, R. Reynoso-Camacho, S. Mendoza-Díaz, G. Loarca-Piña.2014. □Functional and technological potential of dehydrated *Phaseolus vulgaris* L. flours *Food Chemistry* 161 : 254–260.

Akiyama, K., M. Takase, K. Horikoshi, S. Okonogi. 2001. Production of galactooligosaccharides from lactose using a β -Glucosidase from *Thermus* sp. Z-1. *Biosci. Biotechnol. Biochem.* 65:438-441.

Akroum S. 2006. Etude des propriétés biochimiques des polyphénols et tannins issus de *Rosmarinus officinalis* et *Vicia faba* L. Mémoire de m

Allane.T, Benamara.S.(2010). Activités anti-oxydantes de quelques fruits communs et sauvages d'Algérie phytothérapie, 8 :171-5.

Aremu MO, Olaofe O, Akintayo ET. 2007. Functional properties of some Nigerian varieties of legume seed flours and flour concentration effect on foaming and gelation properties. *Journal of Food Technology* 5 (2): 109-115. agistère, *Université de Constantine*, p97.

Références bibliographiques

Aremu, M. O. and Ibrahim, H. 2014. Mineral Content of Some Plant Foods Grown in Nigeria: A Review Food Science and Quality Management, Vol. 29: 73-89

-B-

Barbary O. M., Al-Sohaimy S. A., El-Saadani M. A., Zeitoun A. M. (2009). Extraction, composition and physicochemical properties of flaxseed mucilage. *Journal of Advance Agricultural Research*, 14(3), 605–620.

Bartosch S., Woodmansey E. J., Paterson J. C., McMurdo M. E., & Macfarlane G. T., 2005. Microbiological effects of consuming a synbiotic containing *Bifidobacterium bifidum*, *Bifidobacterium lactis*, and oligofructose in elderly persons, determined by real-time polymerase chain reaction and counting of viable bacteria. *Clinical Infectious Diseases*, 40, 28-37.

Beer, M., E. Arrigoni, D. Uhlmann, D. Wechsler, R. Amado. 1991. Stability of polydextrose solutions to heat treatment and storage under acid conditions.

Benjamin Berton, Joël Scher, Frédéric Villieras et Joël Hardy. 2002. Measurement of hydration capacity of wheat flour: influence of composition and physical characteristics. *Powder Technology* 128:326– 331.

Berg R. D., 1998. Probiotics, prebiotics or ‘conbiotics’. *Trends in Microbiology*, 6, 89-92.

Bielecka, M., Biedrzycka, E. and Majkowska, A. 2002. Selection of probiotics and prebiotics for synbiotics and confirmation of their *in vivo* effectiveness. *Food Res. Int.* 35, 125-131.

Blecker, C., C. Fougny, J.C. Van Herck, J.P. Chevalier, M. Paquot. 2002. Kinetic study of the acid hydrolysis of various oligofructose samples. *J. Agric. Food Chem.* 50:1602-1607.

Boateng M.A, Addo J.K, Okyere H, Adu-Dapaah H, Berchie J.N, Tetteh A. 2013. Physicochemical and functional properties of proteinates of two Bambara

Références bibliographiques

groundnut (vigna subterranean) landraces. *African Journal of Food Science and Technology*. 4 (4): 64-70.

Boye I.J., S. Aksay, S. Roufik, S. Ribéreau, M. Mondor, E. Farnworth et S.H. Rajamohamed. 2010. Comparison of the functional properties of pea, chickpea and lentil protein concentrates processed using ultrafiltration and isoelectric precipitation techniques. *Food Research International* 43:537–546.

Bucke, C. and Rastall, R.A. 1990. Synthesising sugars by enzymes in reverse. *Chemistry in Britain*. 26:675-678.

-C-

Campbell, J.M., Fahey G.C., Jr. and Wolf B.W. 1997. Selected indigestible Bifidobacterium and Lactobacillus strains. *LWT - Food Sci. Technol.* 40, 963 972.

Cummings, J.H., G.T. Macfarlane, H.N. Englyst. 2001. Prebiotic digestion and fermentation. *Am. J. Clin. Nutr.* 73:S415-S420.

Collins, M.D. and Gibson, G.R. 1999. Probiotics, prebiotics, and synbiotics: approaches for modulating the microbial ecology of the gut. *Am. J. Clin. Nutr.* 69, 1052S-1057.

Courtin, C.M., K. Swennen, P. Verjans, J.A. Delcour. 2009. Heat and pH stability of prebiotic arabinoxylooligosaccharides, xylooligosaccharides and fructooligosaccharides. *Food Chem.* 112:831-837.

Crittenden, R.G. and Playne, M.J. 1996. Production, properties and applications of foodgrade oligosaccharides. *Trends Food Sci. Technol.* 7, 353-361.

Cummings, J.H., G.T. Macfarlane, H.N. Englyst. 2001. Prebiotic digestion and fermentation. *Am. J. Clin. Nutr.* 73:S415-S420.

-D-

Dadiel G. Debouk. 1989. Diversité génétique dans le genre phaseolus. Ed. CIAT. 8

- Daun J. K., Barthet V. J., Chornick T. L., Duguid S.** (2003). Structure, Composition, and Variety Development of Flaxseed. In L. U. Thompson & S. C. Cunnane (Eds.), *Flaxseed in Human Nutrition*. Champaign, USA: AOCS Press .1–40.
- Davis, L.M.G., I. Martinez, J. Walter, R. Hutkins.** 2010. A dose dependent impact of prebiotic galactooligosaccharides on the intestinal microbiota of healthy adults. *Int.J. Food Microbiol.* 144:285-292.
- Delzenne N.M.,** Oligosaccharides: state of the art. *Br. J. Nutr.*, 2003, 62, 177–182.
- Deore S., Khadabadi S.** (2008). Standardisation and pharmaceutical evaluation of *Chlorophytum borivillianum* mucilage. *Rasayan Journal of Chemistr.* (1): 887-892.
- Desmond C., Corcoran B.M., Coakley M., Fitzgerald G.F., Ross R.P., Stanton C.** 2005. Development of dairy-based functional foods containing probiotics and prebiotics. *Australian Journal of Dairy Technology*, **60**: 121–126.
- Doyle, E.M., Noone, A.M., Kelly, C.T. and Fogarty, W.M.** 1999. Comparison of the action pattern of two high maltoseforming α -amylases on linear maltooligosaccharides. *Enzyme and Microbial Technology.* 25, 330-335.
- Dubois, M., A. Gilles, J.J. Hamilthon, P.A. Rebers and F. Smith.** 1956. Colorimétric method for determination of sugars and related substances. *Anal.Chem.* 28: 350-356.
- Durazzo A, Turfani V, Narducci V, Azzini E, Maiani G and Carcea M**
.2014. Nutritional characterisation and bioactive components of commercial carob flours. *Food Chemistry*1

Femia A.P., Luceri C., Dolara P., Giannini A., Biggeri A., Salvadori M., Clune Y., Collins K.J., Paglierani M., Caderni G. (2002). Antitumorigenic activity of the prebiotic inulin enriched with oligofructose in combination with the probiotics *Lactobacillus rhamnosus* and *Bifidobacterium lactis* on azoxymethane induced colon carcinogenesis in rats. *Carcinogenesis* **23**: 1953-1960.

François-M., Georges C. (2008). Bactéries lactiques et probiotiques.

Fuller R., 1989. Probiotics in man and animals. *Journal of Applied Bacteriology*, *66*, 365-378.

-G-

Gibson G.R., Rastall A. 2004. When we eat, which bacteria should we be Feeding? *ASM News*. **70**: 224-31.

Gibson, G.R., and M.B. Roberfroid. 1995. Dietary modulation of the human colonic microbiota: Introducing the concept of prebiotics. *J. Nutr.* **125**:1401-1412.

Gibson, G.R., H.M. Probert, J.V. Loo, R.A. Rastall, M.B. Roberfroid. 2004. Dietary Modulation of the human colonic microbiota: updating the concept of prebiotics. *Nutr. Res. Rev.* **17**:259-275.

Gibson, G.R., J.H. Cummings, G.T. Macfarlane. 1988. Use of a three stage continuous culture system to study the effect of mucin on dissimilatory sulfate reduction and methanogenesis by mixed populations of the human gut bacteria. *Appl. Environ. Microbiol.* **54**:2750-2755.

Grootaert, C., Van den Abbeele, P., Marzorati, M., Broekaert, W.F., Courtin, C.M., Delcour, J.A., Verstraete, W. and Van de Wiele, T. 2009. Comparison of prebiotic effects of arabinoxylan oligosaccharides and inulin in a simulator of the human intestinal microbial ecosystem. *FEMS Microbiol. Ecol.* **69**, 231-242.

-H-

HadiNezhad M., Duc C., Fong Han N. et Hosseinien F. 2013. Flaxseed Soluble Dietary Fibre Enhances Lactic Acid Bacterial Survival and Growth in Kefir and Possesses High Antioxidant Capacity. *Journal of Food Research* ISSN 1927-0895(2):152-163

Holzapfel, W.H. and Schillinger, U. 2002. Introduction to pre- and probiotics. *Food Res. Int.* 35, 109-116.

Hopkins, M.J., Englyst, H.N., Macfarlane, S., Furrie, E., Macfarlane, G.T. and McBain, A.J. 2003. Degradation of cross-linked and non-cross-linked arabinoxylans by the intestinal microbiota in children. *Appl. Environ. Microbiol.* 69, 6354-6360.

Huebner, J., R.L. Wehling, A. Parkhurst, R.W. Hutkins. 2008. Effect of processing conditions on the prebiotic activity of commercial prebiotics. *Int. Dairy J.* 18:287- 293.

Hughes, S.A., Shewry, P.R., Li, L., Gibson, G.R., Sanz, M.L. and Rastall, R.A. 2007. *In vitro* fermentation by human fecal microflora of wheat arabinoxylans. *J. Agric. Food Chem.* 55, 4589-4595.

Hur, S.J., B.O. Lim, E.A. Decker, D.J. McClements. 2011. *In vitro* digestion models for food applicants. *Food Chem.* 125:1-12.

-I-

ISERIN P., 2001. Encyclopédie des plantes médicinales, Larousse VUEF, 2^{ème} Ed., Paris : 14,275.

Ito, M., Y. Deguchi, A. Miyamori, K. Matsumoto, H. Kikuchi, K. Matsumoto, Y. Kobayashi, T. Yajima, T. Kan. 1990. Effects of administration of galactooligosaccharides on the human fecal microflora, stool weight and abdominal sensation. *Microb. Ecol. Health D.* 3:285-292.

-J-

Jedidi, H., Champagne, C.P., Raymond, Y., Farnworth, E., Van Calsteren, M.-R., Chouinard, P.Y. and Fliss, I. 2014a Effect of milk enriched with conjugated linoleic acid and digested in a simulator (TIM- 1) on the viability of probiotic bacteria. *Int Dairy J* **37**, 20-25.

Ju Hun Lee, Ah-Ra Cho, JooYeon Hong, Dong-June Park et Seung-Taik Lim.2012.Physical properties of wheat flour composites dry-coated with microparticulated soybean hulls and rice flour and their use for low-fat doughnut preparation. *Journal of Cereal Science* **56**:636-643.

-K-

Karppinen, S., Kiiliäinen, K., Liukkonen, K., Forssell, P. and Poutanen, K. 2001. Extraction and *in vitro* fermentation of rye bran fractions. *J. Cereal Sci.* **34**, 269-278.

Katina K., Liukkonen K.-H., Kaukovirta-Norja A., Adlercreutz H., Heinonen S.-M., Lampi A.-M., Pihlava J.-M. etPoutanen K.2007. Fermentation-induced changes in the nutritional value of native or germinated rye. *Journal of Cereal Science* **46** :348–355.

Keenen, D.F., N. Brunton, F. Butler, R. Wouters, R. Gormley. 2011. Evaluation of thermal and high hydrostatic pressure processed apple purees enriched with prebiotic inclusions. *Innovative. Food Sci. Emerg. Technol.* **12**:261-268.

Kieran M. Tuohy., Hollie M. Probert., Chris W., Smejkal., Glann R., Gibson. (2003). Using probiotics and prebiotics to improve gut health. *Therapeutic focus.* vol. **8**.

Klewicki, R. 2007. The stability of gal-polyols and oligosaccharides during

Kolida, S., Tuohy, K. and Gibson, G.R. 2002. Prebiotic effects of inulin and oligofructose. *British Journal of Nutrition* **87**(2), S193-S197.

Kontula, P., Suihko, M.-L., Suortti, T., Tenkanen, M., Mattila-Sandholm, T. and von Wright, A. 2000. The isolation of lactic acid bacteria from human

Références bibliographiques

colonic biopsies after enrichment on lactose derivatives and rye arabinoxylo-oligosaccharides. *Food Microbiol.* 17, 13-22.

Koocheki, A., Mortazavi, S. A., Shahidi, F., Razavi, S. M. A., & Taherian, A. R. (2009). Rheological properties of mucilage extracted from *Alyssum homolocarpum* seed as a new source of thickening agent. *Journal of Food Engineering*, **91**: 490-496.

Korakli, M., Ganzle, M.G. and Vogel, R.F. 2002. Metabolism by Bifidobacteria and lactic acid bacteria of polysaccharides from wheat and rye, and exopolysaccharides produced by *Lactobacillus sanfranciscensis*. *Journal of Applied Microbiology*. 92, 958-965.

-L-

Lai L., Liang H. (2012). Chemical compositions and some physical properties of the water and alkali-extracted mucilage from the young fronds of *Asplenium australasicum* (J. Sm.) Hook. *Food Hydrocolloids*. **26**, 344-349.

L'Homme, C., A. Puigserver, A. Biagini. 2003. Effect of food-processing on the degradation of fructooligosaccharides in fruit. *Food Chem.* 82:533-537.

L'Homme, C., M. Arbelot, A. Puigserver, A. Biagini. 2003. Kinetics of hydrolysis of fructooligosaccharides in mineral-buffered aqueous solutions: influence of pH and Temperature. *J. Agric. Food Chem.* 51:224-228.

Lebensm. -Wiss. Technol. 24:245-251.

Lilly D. M., & Stillwell R. H., 1965. Probiotics: growth-promoting factors produced by microorganisms. *Science*, 147, 747-748.

Lindsay.H.1973. A colorimetric estimation of reducing sugars in potatoes with 3,5-dinitrosalicylic acid. *Methods in potato research*.16:176-179.

-M-

Manisseri.c et Muralikishna.G. 2010. Braactive xylo-oligosaccharides from wheat bran soluble polysaccharides. *Food science and technology* .43 :421-430.

Mustapha Hassan Bichi Ph.D. 2013. A review of the applications of *Moringa oleifera* seeds extract in water treatment. *Civil and environmental research*.3 (8).

Mattila-Sandholm T., Matto J., & Saarela M., 1999. Lactic acid bacteria with health claims- interaction and interference with gastrointestinal flora. *International Dairy Journal*, 9, 25-35.

Meier, R. and Lochs, H. 2007. [Pre- and probiotics]. *Ther Umsch* **64**, 161-169.

Mercenier A., Pavan S., & Pot B., 2002. Probiotics as biotherapeutic agents: Present knowledge and future prospects. *Current Pharmaceutical Design*, 8, 99-110.

Miller, G.L. 1959. Use of dinitrosalicylic acid reagent for determination of reducing sugar. *Analytical Chemistry*. 31(3), 426-428.

MOREIRA L. R. S. & FILHO E. X. F. 2008. An overview of mannan structure and mannan degrading enzyme systems. *Applied Microbiology and Biotechnology*, **79**, 165-178.

Moura, P., Barata, R., Carneiro, F., Gírio, F., Loureiro-Dias, M.C. and Esteves, M.P. 2007. *In vitro* fermentation of xylo-oligosaccharides from corn cobs autohydrolysis by.

Mussamatto, S. I., & Mancilha, I. M. (2007). Non-digestible oligosaccharides: a review. *Carbohydrate Polymers*, 68, 587e597.

-N-

Niness, K.R. 1999. Inulin and oligofructose: what are they? *J. Nutr.* 129:S1402-S1406. oligosaccharides affect large bowel mass, cecal and fecal short-chain fatty acids, pH and microflora in rats. *J. Nutr.* 127, 130-136.

Nugent, M. A. (2000). Heparin sequencing brings structure to the function of complex oligosaccharides. *The Proceedings of the National Academy of Sciences USA*, 97, 10301e10303.

-O-

Okazaki, M., Fujukawa, S. and Matsumoto, N. 1990. Effects of xylooligosaccharide on growth of bifidobacteria. *Nippon Eiyo, Shokuryo Gakkaishi* 43, 395-401.

Olaofe O, Arogundade LA, Adeyeye EI, Falusi OM .1998. Composition and Food Properties of the Variegated Grasshopper (*Zonoccerus variegatus*). *Trop. Sci.*, 38: 233-237.

Osborne D. R., Voogt P.1986. Análisis de los nutrientes de los alimentos Zaragoza. *Ed. Acribia*. p 258.

Ouwehand, A.C., Tiihonen K., Makivuokko H., Rautonen N. 2007: Synbiotics: combining the benefits of pre- and probiotics. In: Mattila-Sandholm T., Saarela M. (eds): *Functional Dairy Products*. Woodhead Publishing, Cambridge: 195–209.

-P-

Parker R. B., 1974. Probiotics, the other half of the antibiotic story. *Animal Nutrition and Health*, 29, 4-8. pasteurization at a low pH. *Lebensm. -Wiss. Technol.* 40:1259-1265.

Playne M.J., Crittenden R. 1996: Commercially available oligosaccharides. In: *Bulletin of the International Dairy Federation*, No. 313: 9–22.

Références bibliographiques

Playne, M.J., and R.Crittenden. 1996. Commercially available oligosaccharides. *Bull. Int. Dairy Fed.* 313:10-22.

-R-

Rastall, R.A. 2010. Functional oligosaccharides: application and manufacture. *Annu. Rev. Food Sci. Technol.* 1:305-339.

Reid G. 2008: Probiotics and prebiotics – Progress and challenges. *International Dairy Journal*, **18**: 969–975.

Report of FAO/WHO, 2002. Report of a joint FAO/WHO working group on drafting guidelines for the evaluation of probiotics in food. London Ontario, Canada, April 30 and May 1, pp 1-11.

Roberfroid M. 2007: Prebiotics: The concept revisited. *Journal of Nutrition*, **137**: 830–837.

Roberfroid, M., Gibson, G.R., Hoyles, L., McCartney, A.L., Rastall, R., Rowland, I., Wolvers, D., Watzl, B., Szajewska, H., Stahl, B., Guarner, F., Respondek, F., Whelan, K., Coxam, V., Davicco, M.-J., Léotoing, L., Wittrant, Y., Delzenne, N.M., Cani, P.D., Neyrinck, A.M. and Meheust, A. 2010. Prebiotic effects: metabolic and health benefits. *Br J Nutr* **104 Suppl 2**, S1-63.

Roudaut, Hélène et Lefrancq, Evelyne .2005. **Alimentation théorique.** Bordeaux : CRDP,Rueil-Malmaison : Doin, 2005. 303 p. 109-113

Rousseau V., Paul F. 2004. Anhydrofuctose and oligosaccharides derivatives as Prebiotic.5th NEPSA meeting, March, Braunschweig, Germany.

Rycroft, C.E., M.R.M. Jones, G.R. Gibson, R.A. Rastall. 2001. A comparative *in vitro* evaluation of the fermentation properties of prebiotic oligosaccharides. *J. Appl. Microbiol.* 91:878-887.

-S-

Sako T., Tanaka R. 2011. Prebiotics. Yakult Europe B.V., Almere, The Netherlands and Yakult Central Institute for Microbiological Research .Tokyo, Japan.

Salminen S, Bouley C, Bouton-Ruault MC, et al. (1998); Functional food science and gastrointestinal physiology and function. *Br J Nutr.* **80**: 71-147.

Samal, K.P., Dangi, S.P. 2014. Isolation, preliminary characterization and hepatoprotective activity of polysaccharides from *Tamarindus indica*. *Carbohydrate Polymers*, 102, 1-7.

Scharlau, D., Borowicki, A., Habermann, N., Hofmann, T., Klenow, S., Miene, C., Munjal, U., Stein, K. and Glei, M. 2009. Mechanisms of primary cancer prevention by butyrate and other products formed during gut flora-mediated fermentation of dietary fibre. *Mutat. Res./Rev. Mutat. Res.* 682, 39-53.

Scheppach, W., Luehrs, H. and Menzel, T. 2001. Beneficial health effects of lowdigestible carbohydrate consumption. *Br. J. Nutr.* 85, S23-S30.

Schwab C., Vogel R., Ganzle M.G. 2007. Influence of oligosaccharides on the viability and membrane properties of *Lactobacillus reuteri* TMW1.106 during freeze-drying. *Cryobiology* **55**: 108–114.

Schwab C., Vogel R., Ganzle M.G. 2007. Influence of oligosaccharides on the viability and membrane properties of *Lactobacillus reuteri* TMW1.106 during freeze-drying. *Cryobiology* **55**: 108–114.

-T-

Tannock G. W., 1997. Probiotic properties of lactic-acid bacteria: plenty of scope for fundamental R & D. *Trends in Biotechnology*, 15, 270-274.

Références bibliographiques

Thakur, M., Bhargava, S., Praznik, W., Loeppert, R., Dixit, V.K. 2009. Effect of *Chlorophytum borivilium* Santapau and Fernandes on sexual dysfunction in hyperglycemic male rats. *Chinese Journal of Integrative Medicine*, 15, 448–453.

Tucker S. C. (1992). The developmental basis for sexual expression in *Ceratonia siliqua*(Leguminosae:Caesalpinoideae: Cassieae), *Am. J. Bot.* Vol.79, N°3, pp. 367-327.

-V-

Van den Broek, L.A.M. and Voragen, A.G.J. 2008. Bifidobacterium glycoside hydrolases and (potential) prebiotics. *Innov. Food Sci. Emerg. Technol.* 9, 401-407.

Van den Broek, L.A.M., Hinz, S.W.A., Beldman, G., Vincken, J.-P. and Voragen, A.G.J. 2008. *Bifidobacterium* carbohydrases-their role in breakdown and synthesis of (potential) prebiotics. *Mol. Nutr. Food Res.* 52, 146-163.

Van Loo, J., Cummings, J., Delzenne, N., Englyst, H., Franck, A., Hopkins, M., Kok, N., Macfarlane, G., Newton, D., Quigley, M., Roberfroid, M., Van, V.T. and Van den Heuvel, E. 1999. Functional food properties of nondigestible oligosaccharides: a consensus report from the ENDO project (DGXII AIRII-CT94-1095). *British Journal of Nutrition.* 81, 121-132.

Vázquez, M.J., Alonso, J.L., Domínguez, H. and Parajó, J.C. 2000. Xylooligosaccharides. Manufacture and applications. *Trends Food Sci. Technol.* 11, 387-393.

Vernazza, C.L., Rabiou, B.A. and Gibson, G.R. 2006. Human colonic microbiology and the role of dietary intervention: Introduction to prebiotic. In *Prebiotics: Development & Application*, G.R. Gibson and R.A. Rastall, Editors, John Wiley & Sons, Ltd., West Sussex, pp. 1-28.

-W-

Wichienchot, S. 2005. Production of oligodextrans by *Gluconobacter oxydans* NCIMB 4943 and evaluation on their prebiotic properties. PhD Thesis in Biotechnology. Prince of Songkla University, Thailand.

Wichienchot, S., Jatupornpipat, M. and Rastall, R.A. 2010. Oligosaccharides of pitaya (dragon fruit) flesh and their prebiotic properties. Food Chemistry. 120(3), 850-857.

Wong, J.M.W.R.D., de Souza, R.R.D., Kendall, C.W.C., Emam, A. and Jenkins, D.J.A. 2006. Colonic health: Fermentation and short chain fatty acids. J. Clin. Gastroenterol. 40, 235-243.

Wang N., Hatcher D.W., Toews R., Gawalco E,J. (2009). Influence of cooking and dehulling on nutritional composition of several varieties of lentil (*Lens culinaris*). LWT. Food science and Technology, 42: 842-848. .

Annexes

Tableau : Préparation des solutions :

Solutions	Préparations
NaOH(0,1N)	1,125gdu NaOH (Mw= 40) ajouté 250 ml l'eau distillé puis agitation
La phénolphtaline	50ml d'H ₂ O+50ml d'éthanol +0,5g de poudre de phénolphtaléine puis agitation.
Milieu MRS	31gde poudre MRS+500ml d'eau distillé+0,155gde la cystéine puis agitation.
Bouillon MRS	10g de polypeptone +10g d'extrait de viande+ 5g d'extrait autolytique de levure +1,08g de tween 80+2g de phosphate dipotassique+5g d'acétate de sodium+2g d'acétate d'ammonium+0,2g sulfate de magnésium+0,05g de sulfate de manganèse + La cystéine agitation.
La solution saline	0,85% NaCl+0,1% de peptone dans 100ml d'eau distillé
DNS	1g DNS dans 20ml de NaOH 2M et 50ml eaux distillé ajouter Na-K (tartrate)30g ajuste à 100ml eaux distillé protéger de CO ₂ .
Phénol	5g de phénol dans 100ml d'eaux distillé puis agitation
L'athromes	108,25 ml H ₂ SO ₄ +41,75 eau distiller + 0,15g d'anthrone
NaOH(1N)	8g NaOH +200ml eau distillé
Tampon Hcl	2,98 ml Hcl + 200ml 50ml Kcl +85 ml Hcl (0,2M)
Tampon phosphate à Ph 6,9	2,72 g KH ₂ PO ₄ dans 200 ml H ₂ O+3,48 g dans 200ml H ₂ OAprès on ajuste les 2solution jusqu'à PH 6,9

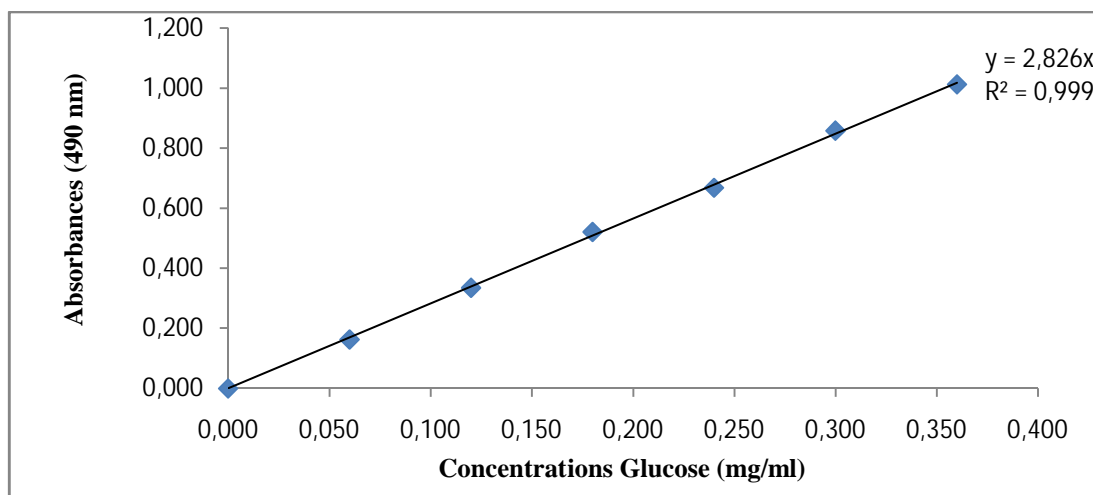


Figure 1 : Courbe d'étalonnage des sucres totaux (aunthron)

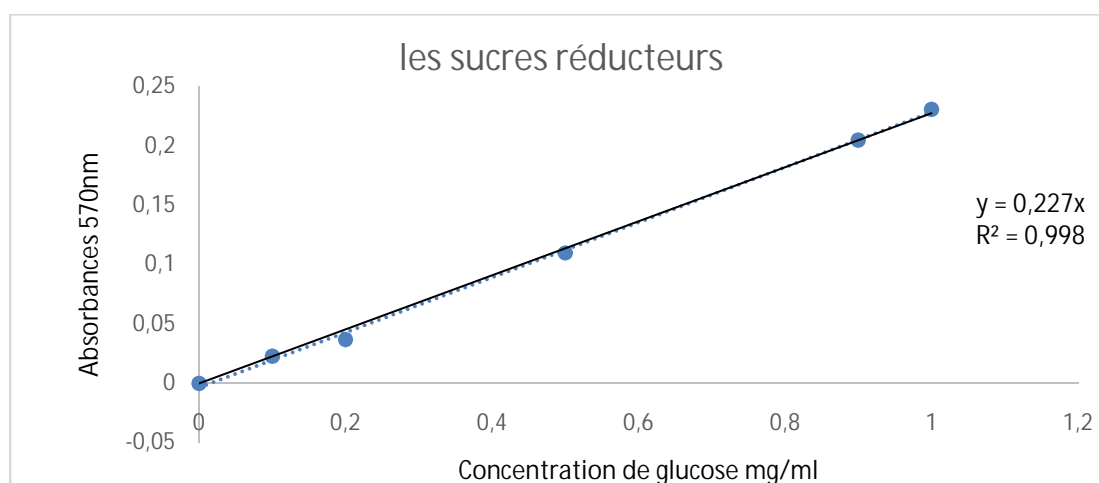


Figure 2 : Courbe d'étalonnage des sucres réducteurs (DN)

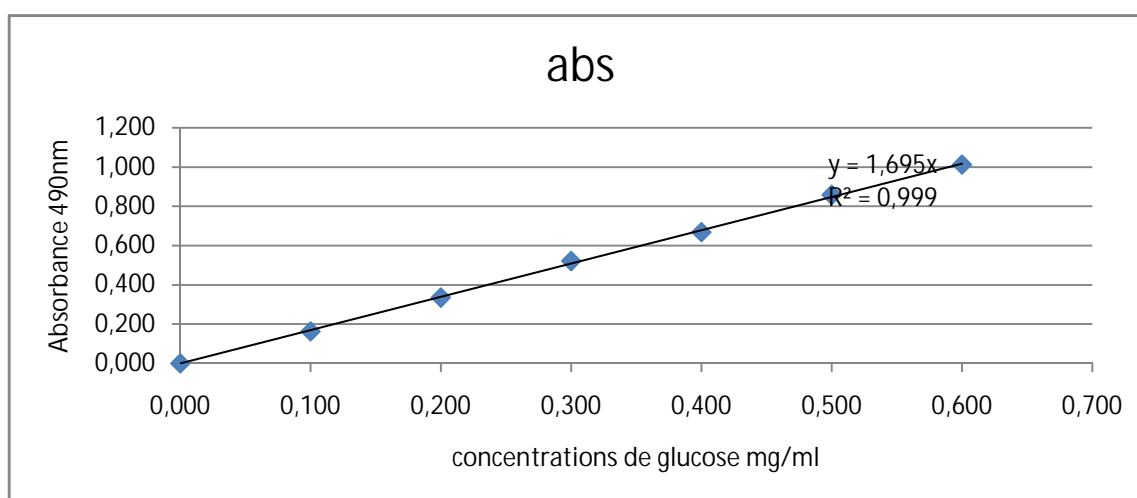
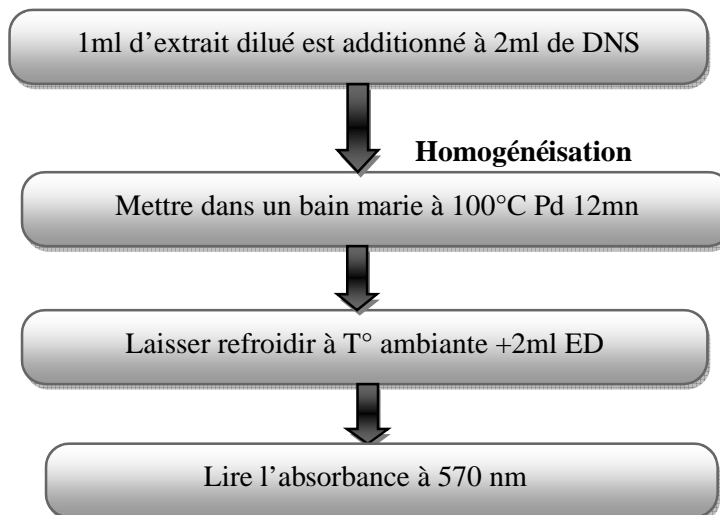


Figure 3 : Courbe d'étalonnage des sucres totaux (Dubois)

Dosage des sucres réducteurs (DNS) :**Dosage des sucres totaux par la méthode du bois et al(1956) :**

1ml d'extrait +1ml du phénol 5% (p /v) agitation au vortex puis ajouter 5ml de l'acide sulfurique 98% homogénéisation avec précaution puis incubation pendant 30min à l'obscurité a la fin on mesuré l'absorbance à 490 nm.

Résumé

Cette étude est portée dans une première étape sur l'évaluation des propriétés fonctionnelles ainsi qu'une caractérisation physico-chimique des poudres de nos différentes matrices de légumineuses (*Vicia faba minor*, *Cicer arietinum*, *Ceratonia siliqua* et *Phaseolus lunatus*) et des feuilles de Moringa (*Moringa oleifera*), en deuxième lieu une évaluation du potentiel prébiotique par une extraction des mucilages, une détermination du taux de polysaccharides indigestibles (prébiotiques) et un test de fermentation *in vitro* en utilisant une souche de *bifidobacterium* (BB12).

Les mucilages sont extraits à l'eau distillée sous agitation pendant 3h à 60°C. La détermination des polysaccharides indigestibles des mucilage est réalisé par une digestion acide enzymatique en utilisant un tampon HCl et une enzyme (alpha amylase pancréatique), pour la fermentation *in vitro*; une concentration de 5 mg /ml de mucilage (prébiotique) sont ajoutés au bouillon MRS (sans dextrose, 2 ml) et inoculé avec 100 µl de suspension de culture donnant 200 CFU (Colony Forming Unit) et mis à incuber à 37°C, une mesure du pH et de la densité optique est effectuée après 48 et 72 heures de fermentation.

Les différents résultats présentent des différences significatif $p < 0.05$. On observe une augmentation de la densité optique et une diminution des valeurs du pH dans tous nos échantillons après 24h et 48h heure de fermentation.

La réduction du pH dans tous nos échantillons est due à la production des AGCC par suite de la fermentation des polysaccharides non digestibles (prébiotique). L'inuline qui est le prébiotique de référence présente les teneurs la plus élevée en polysaccharides indigestibles en comparaison à nos échantillons, suivit par la gousse de caroube et la graine de caroube. Les bonnes propriétés fonctionnelles des poudres de nos échantillons font d'elles d'excellents ingrédients dans la production alimentaires. De ceci on tire que les mucilages de nos échantillons sont une bonne source de prébiotique capable d'améliorer la formulation des aliments.

Mot clé : légumineuse, *Moringa oleifera*, prébiotique, probiotique, fermentation, propriété fonctionnels, digestibilité, mucilages.

Abstract

This study is carried in a first step on the evaluation of functional properties as well as physico-chemical characterization of powders of our various legumes (*Vicia faba minor*, *Cicer arietinum*, *Ceratonia siliqua* and *Phaseolus lunatus*) and Moringa (*Moringa oleifera*), secondly an evaluation of the prebiotic potential by extraction mucilages, determination of indigestible polysaccharides in mucilage and *in vitro* fermentation test using a strain of Bifidobacterium (BB12).

Mucilage are extracted with distilled water with stirring for 3 h at 60 ° C. Determining indigestible polysaccharide mucilage is carried by enzymatic digestion using an acid HCl buffer and an enzyme (alpha amylase), for the *in vitro* fermentation; a concentration of 5 mg / ml of mucilage (prebiotic) were added to MRS broth (without dextrose, 2 ml) and inoculated with 100 µl of culture suspension giving 200 CFU (Colony Forming Unit) and incubated at 37 ° C, pH measurement and the optical density is carried out after 48 and 72 hours of fermentation.

The different results show significant differences $p < 0.05$. There is an increase in optical density and a decrease in pH values in all our samples after 24 h and 48 hours of fermentation.

Reducing the pH in all of our samples is due to the production of SCFA due to the fermentation of non-digestible polysaccharide (prebiotic). Inulin is a prebiotic reference presents the highest levels of indigestible polysaccharides compared to our sample, followed by the powder carob and carob seed. The good functional powder properties of our samples make them an excellent ingredients in food production. From this result we can show that our samples are a good source of prebiotics and can improve food formulation.

Key words : legumes, *Moringa oleifera*, prebiotic, probiotic, fermentation, functional property, digestibility, mucilage