

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

**Faculté des Sciences et de la Nature et de la Vie**  
**Département des Sciences Alimentaires**  
**Filière : Sciences Biologique**  
**Spécialité : Science Alimentaire**  
**Option : Bioprocédé et Technologie Alimentaire**



**Réf:.....**

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

## **MASTER**

### *Thème*

**Effets des extraits de feuilles de *Moringa oleifera* sur l'activité de deux enzymes :  
 $\alpha$ -amylase et cellulase.**

Présenté par :

**Ben Hamouche Jugurta & Mohammedi Abdelhak**

Soutenu le : **22 Juin 2016**

Devant le jury composé de :

Mr Zaidi F.

Mme Hassissèn N.

Mme Meziani S.

Professeur

MAA

MCB

President

Encadreur

Examineur

**Année universitaire : 2016 / 2017**

## Remerciements

*Tout d'abord, nous remercions Dieu qui nous a donné la force et la patience pour accomplir ce travail.*

*Nos remerciements les plus vifs s'adressent à notre promotrice M<sup>me</sup> Hassissèn N. qui nous a accordé l'honneur de diriger ce travail et qui a toujours honoré ses engagements.*

*Un très grand merci à M<sup>r</sup> Zaidi F. qui nous a fait l'honneur d'assurer le président du jury et nous lui sommes très reconnaissants pour la compétence avec laquelle il nous a dirigé, de nous avoir accueillis dans son laboratoire, pour sa grande disponibilité, ses précieux conseils et surtout pour la confiance qu'il nous a accordée.*

*Nous avons également été très honorés que M<sup>me</sup> Meziani S. ait accepté d'examiner ce travail.*

*Un grand merci pour l'aide précieuse de M<sup>lle</sup> Benhamouche T.*

*Nous remercions les membres du Laboratoire pour leur accueil et la bonne ambiance qui a régné tout au long de la réalisation de notre travail.*

*Nous remercions nos familles et nos amis qui nous ont soutenus et qui ont contribué de près, ou de loin à la l'aboutissement de ce travail.*



*Je dédie ce travail :*

*A ma très chère mère qui m'a encouragé depuis que j'étais petit, qui nous a quitté et j'espère que dieu l'accueille dans son vaste paradis, qui aurait été fière de moi.*

*A mon père qui m'a toujours encouragé tout au long de mes études, que dieu le protège.*

*A ma très chère sœur Wawa, Cylia et Nouna qui sont fière de moi.*

*A mes chers frères Farid et Massi*

*A toute ma famille Ben Hamouche et la famille Ben Abdellah.*

*A mes chers(es) amis(es) qui m'ont toujours soutenu et qui ont été toujours présents à mes cotés tout au long de mon parcours.*

*A tous les étudiants de la promotion BTA (2017).*

***B. Jugurta.***

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

Introduction ..... 1

## Etude bibliographique

### Chapitre I : Généralités sur Moringa

I. Généralités sur <i>Moringa oleifera</i> : .....	2
I.1. Origine et distribution de <i>Moringa oleifera</i> : .....	2
I.2. Systématique et nomenclature : .....	2
I.3. Description botanique : .....	3
I.4. Composition chimique et valeurs nutritionnelles des feuilles de <i>Moringa oleifera</i> : .....	3
I.5. Domaines d'utilisation de moringa oleifera : .....	3
I.6. Composés phénoliques et Activités antioxydante des feuilles de <i>Moringa oleifera</i> : .....	6
I.6.1. Les composés phénoliques ou polyphénols : .....	6
I.6.2. Propriété antioxydante des composés phénoliques : .....	6

### Chapitre II : Généralités sur les composés phénoliques

II. Généralités .....	7
II.1. Classification des composés phénoliques .....	7
II.1.1. Les acides phénols .....	7
II.1.2. Les flavonoïdes .....	8
II.1.3. Les anthocyanes : .....	8
II.1.4. Les flavanes : .....	9
II.1.5. Les tanins : .....	9
II.1.5.1. Les tannins hydrolysables : .....	9
II.1.5.2. Les tannins condensés : .....	10
II.2. Propriétés anti-nutritionnelles : .....	10

II.3.Interaction des polyphénols avec les macromolécules :.....	11
II.3.1.Les glucides : .....	11
II.3.2.Les enzymes : .....	11
II.3.3.Les polymères synthétiques :.....	11
II.3.4.Complexation Polyphénols-protéine .....	12

## **Chapitre III : Généralités sur les enzymes**

III. Généralités sur les enzymes .....	13
III.1. Classification des enzymes : .....	13
III.2.Les facteurs influençant la vitesse des réactions des enzymes :.....	13
III.2.1. La concentration en substrat :.....	13
III.2.2. La température : .....	14
III.2.3. Le pH.....	15
III.3. Les enzymes digestives .....	15
III.3.1. L'α-amylase :.....	15
III.3.2. La cellulase :.....	15
III.3.3. La trypsine :.....	16
III.3.4. La pepsine : .....	16
III.4. Les inhibiteurs d'enzymes:.....	16
III.5. Inhibition des réactions enzymatiques : .....	16
III.5.1. Les différents types d'inhibitions : On distingue deux types d'inhibitions réversible et irréversible.....	17
III.5.1.1. Inhibition réversible : .....	17
III.5.1.2. Inhibition irréversible : .....	17

## **Etude expérimentale**

### **Chapitre IV : Matériels et méthodes**

IV. Objectif du travail .....	18
IV.1. Le matériel végétal.....	18
IV.1.1. Classification (Laleye et <i>al.</i> , 2015) .....	18

IV.1.2. Préparation des échantillons.....	18
IV.2.Caractérisation chimique de la poudre de feuilles de <i>Moringa Oleifera</i> : .....	18
IV.2.1. Détermination de la teneur en matière sèche et humidité : .....	18
IV.2.2. Détermination de la teneur en matière grasse : .....	19
IV.2.3. Détermination de la Teneur en protéines .....	19
IV.3. Evaluation des teneurs en composés phénoliques :.....	19
IV.3.1. Extraction des composés phénoliques :.....	19
IV.3.2. Dosage des composés phénoliques .....	20
IV.3.3. Dosage des composés phénoliques non attachés aux protéines .....	21
IV.3.4. Détermination de la teneur en tannins.....	22
IV.4. Effets des extraits de feuilles de <i>Moringa oleifera</i> sur l'activité de l' $\alpha$ -amylase (Hasenah <i>et al.</i> , 2006; Loizzo <i>et al.</i> , 2007). .....	23
IV.4.1. Dosage de maltose.....	24
IV.5. Effets des extraits de feuilles de <i>Moringa oleifera</i> sur l'activité de la cellulase (selon la méthode de Lopez <i>et al.</i> , 1998). .....	24
IV.5.1. Dosage du glucose.....	25

### Chapitre V : Résultats et discussion

V.1. Composition chimique.....	27
V.2. Teneur en composés phénoliques :.....	27
V.3. Effet des extraits bruts sur l'inhibition de l'activité de l' $\alpha$ -amylase .....	28
V.4. Effet d'addition de PEG 6000 .....	29
V.5. Effets des extraits bruts sur l'activité de la cellulase.....	30
V.6. Effet d'addition de PEG 6000 .....	31
V.7. Discussion.....	32
Conclusion.....	35

### Références bibliographiques

### Annexes

### Résumé

### Liste des figures

<b>Figure 1</b> : Tronc (a), feuilles (b), fleurs (c) et gousses (d) de <i>Moringa oleifera</i> .....	3
<b>Figure 2</b> : Exemples de quelques acides phénols de série benzoïque.....	7
<b>Figure 3</b> : Exemple de quelques acides phénols de la série cinnamique.....	8
<b>Figure 4</b> : structure de base d'un flavonoïde .....	8
<b>Figure 5</b> : Structure du cation flavylum.....	9
<b>Figure 6</b> : structure de base des tanins hydrolysables .....	10
<b>Figure 7</b> : Structure de base des tannins condensés.....	10
<b>Figure 8</b> : Représentation de Lineweaver et Burk .....	13
<b>Figure 9</b> : Effet de la température sur l'activité enzymatique.....	13
<b>Figure 10</b> : Effet du pH sur l'activité enzymatique.....	14
<b>Figure 11</b> : Protocole d'extraction des poly phénols.....	19
<b>Figure 12</b> : Protocol de dosage des polyphenols totaux.....	20
<b>Figure 13</b> : protocole de dosage des composés phénoliques non attachés aux protéines...	21
<b>Figure 14</b> : Composition chimique de feuilles de <i>Moringa oleifera</i> .....	26
<b>Figure 15</b> : Différentes Teneurs en PTS, PNAP et Tanins totaux de l'extrait de feuilles de <i>Moringa oleifera</i> .....	27
<b>Figure 16</b> : effet des extraits sur l'activité d l' $\alpha$ -amylase.....	28
<b>Figure 17</b> : % d'inhibition de l' $\alpha$ -amylase en présence ou non de PEG 6000.....	29
<b>Figure 18</b> : Effet des extraits sur l'activité de cellulase.....	30
<b>Figure 19</b> : % d'inhibition de la cellulase en présence ou non de PEG 6000.....	31
<b>Figure 20</b> : Gamme étalon d'acide gallique (Annexe 2).	
<b>Figure 21</b> : Gamme étalon de maltose (Annexe 3).	
<b>Figure 22</b> : Gamme étalon de glucose (Annexe 4).	

Liste des tableaux

**Tableau I** : Systématique du *Moringa oleifera*.....2

**Tableau II** : Composition moyenne des feuilles de *Moringa oleifera*. Données pour 100 grammes de matière sèche.....4

**Tableau III** : Classification des enzymes.....12

**Tableau IV** : dispositif expérimental utilisé pour l' $\alpha$ -amylase.....23

**Tableau V** : Dispositif expérimental utilisé pour la cellulase.....24

**Tableau VI** : Dispositif expérimental de la gamme étalon de maltose (Annexe 3).

**Tableau VII** : Dispositif expérimental de la gamme étalon de glucose (Annexe 4).

## Liste des abréviations

**BSA:** Sérum Albumine Bovine.

**CP:** composés phénoliques.

**DMSO:** Dimethylsulphoxide.

**DNS:** Dinitro-salicylique.

**Eq AG:** Equivalent d'Acide Gallique.

**NaOH:** Hydroxyde de sodium.

**PEG:** Polyéthylène glycol.

**PNAP:** Phénol Non Attachée à la Protéines.

**PTS:** Phénol Totaux Soluble.

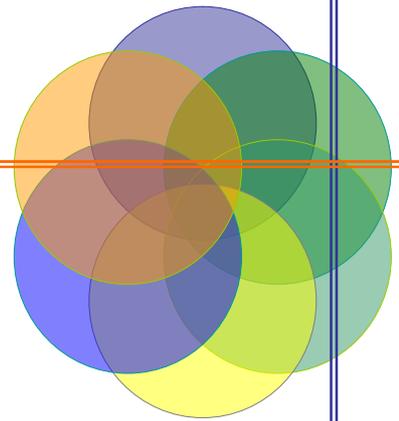
**MM:** Matière minéral.

**MS:** Matière sèche.

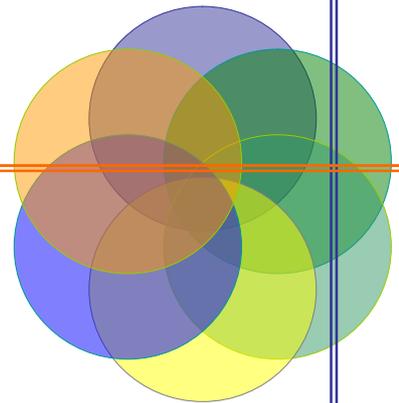
**PRT:** protéine.

**MG:** Matière grasse.

# *Introduction*



*Partie*  
*Bibliographique*



## II. Généralités

D'après **Bouayed (2007)**, l'expression de composés phénoliques est utilisée pour toute substance chimique qui renferme dans sa structure un noyau aromatique, portant un ou plusieurs groupements hydroxyles.

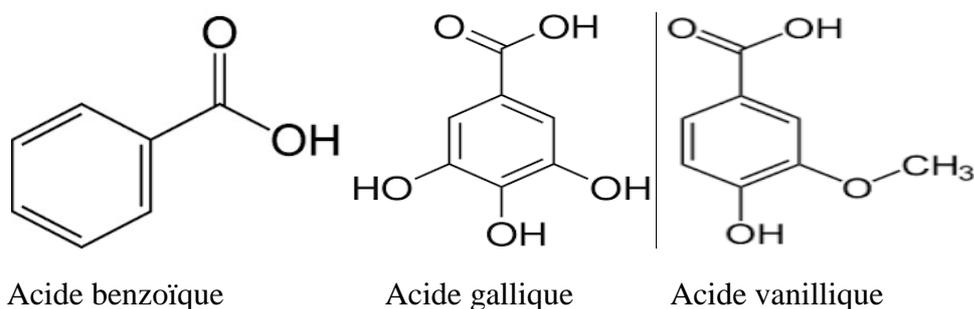
La structure des composés phénoliques naturels est très variable. Ils se trouvent sous forme de molécules simples (acides phénoliques simples), et d'autres plus hautement polymérisées (tannins condensés) (**Macheix et al., 2005**). Il existe Plus de 8000 structures phénoliques (**Urquiaga et Leighton, 2000**).

Les composés phénoliques jouent un rôle contre des microbes pathogènes et les prédateurs des plantes (**Miller et al., 2002**). Mais leur intérêt essentiel est l'effet protecteur contre les maladies telles que les maladies cardio-vasculaires et des cancers causés par les espèces réactives de l'oxygène et d'autres radicaux libres (**Rice-Evans et al., 1997 ; Morton, 2000**).

### II.1. Classification des composés phénoliques

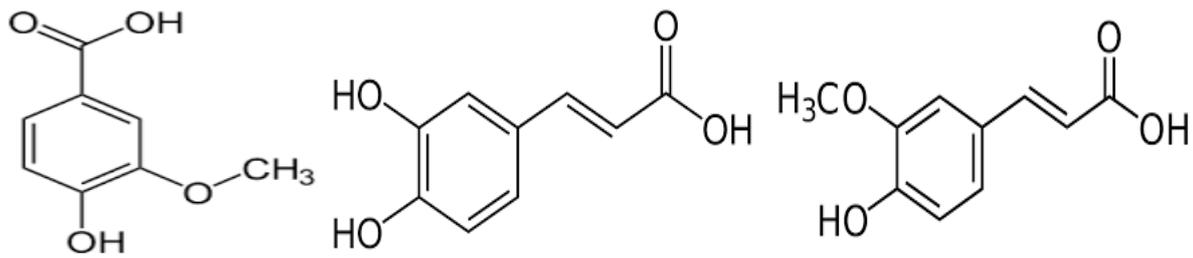
#### II.1.1. Les acides phénols

Les acides phénols ou acides phénoliques, ont une fonction acide et plusieurs fonctions phénols.les dérivés de l'acide benzoïque sont très communs, aussi bien sous forme libre que combinée à l'état d'esters ou d'hétérosides (**Haslam et al. 1994**). On peut citer l'acide gallique comme exemple qui est une structure des tannins hydrolysables. (figure2).



**Figure 2** : Exemples de quelques acides phénols de série benzoïque (**Bruneton, 2009**).

Les acides phénols dérivés de l'acide cinnamique sont souvent estérifiés. Les plus courants sont l'acide caféique et l'acide férulique, (**Haslam et al., 1994 ; Bruneton, 2009**) représentés dans la (figure3).



Acide cinnamique

Acide caféique

Acide férulique

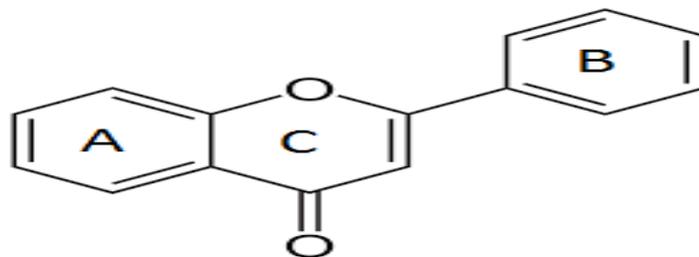
**Figure 3 :** Exemple de quelques acides phénols de la série cinnamique (Bruneton, 2009).

### II.1.2. Les flavonoïdes

Les flavonoïdes présentent un squelette de base à 15 atomes de carbone ; comme le montre la (figure 4), ils sont constitués de deux cycles en C6 reliés par une chaîne en C3 qui peut évoluer en hétérocycle (cycle C).

Ces composés existent sous forme libre dite aglycone ou sous forme d'hétérosides, c'est-à-dire liée à des oses et autres substances (Sari-Manchado et Cheynier, 2006).

Selon la structure d'hétérocycle central et son degré d'oxydation les flavonoïdes sont divisés en six groupes : flavons, flavonols, flavonones, isoflavones, chalcones, et aurone.

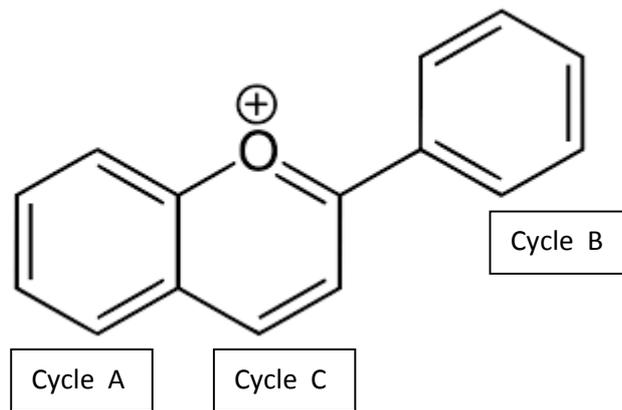


**Figure 4 :** structure de base d'un flavonoïde (Sarni-Manchado et Cheynier, 2006).

### II.1.3. Les anthocyanes :

Les anthocyanes constituent le groupe de pigments solubles dans l'eau le plus important, ils sont dissous dans les vacuoles des cellules des fleurs et des tissus auxquels ils donnent des couleurs rose, rouge, bleu et violet (Mazza et Miniati, 1993).

Ont un squelette de base en C15 formé de deux cycles et d'un hétérocycle chargé positivement (Sarni-Manchado et Cheynier, 2006).comme le montre la (figure 5)



**Figure 5:** Structure du cation flavylum (Sarni-Manchado et Cheynier, 2006).

#### II.1.4. Les flavanes :

Les flavanes sont sous forme de monomères comme la catéchine ou sous forme de polymère (dimère, trimère...de catéchine), Les flavanes sont très répandus dans les écorces végétales (Ferruzi *et al.*, 2012).

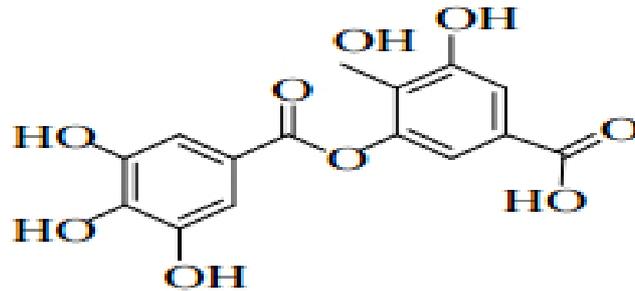
#### II.1.5. Les tanins :

Ce sont des molécules fortement hydroxylées qui présentent la propriété de précipiter les alcaloïdes, la gélatine et d'autres protéines et peuvent former des complexes insolubles lorsqu'ils sont associés aux glucides, aux protéines et aux enzymes digestives, réduisant ainsi la digestibilité des aliments. Ils peuvent être liés à la cellulose (Cowan, 1999).

On distingue deux groupes de tanins différents par leur structure et par leur origine bioénergétique.

##### II.1.5.1. Les tanins hydrolysables :

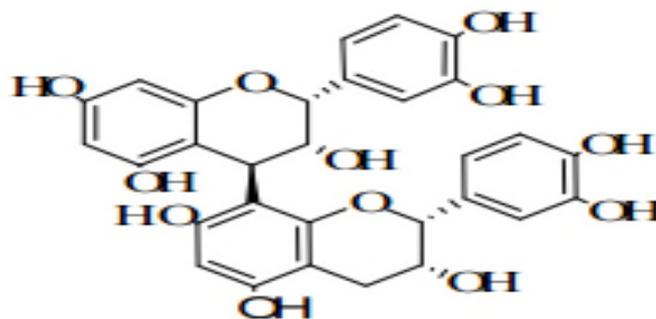
Les tanins hydrolysables sont des oligo ou polyester d'un sucre et d'un nombre variable d'acide phénol (Bruneton, 1993 ; Cowan, 1999). ces tanins subissent facilement une hydrolyse acide et basique. La structure des tanins hydrolysables est donnée dans la figure 6.



**Figure 6** : structure de base des tanins hydrolysables (Bruneton, 1993).

### II.1.5.2. Les tannins condensés :

Les tannins condensés se différencient des tannins hydrolysables car ils ne possèdent pas de sucre dans leur molécule (Bruneton, 2009) se trouvent sous forme de polymères (de flavanes). Les polymères donnent une structure hérissée d'OH phénoliques capables de former des liaisons stables avec les protéines (Sarni-Manchado et Cheynier, 2006). La structure des tannins condensés est donnée dans la (figure 7).



**Figure 7** : Structure de base des tannins condensés (Bruneton, 2009).

## II.2. Propriétés anti-nutritionnelles :

L'effet antinutritionnel des polyphénols est dû à leur capacité à inhiber les enzymes digestives et leurs liaisons aux molécules nutritives empêchant leur assimilation par l'organisme. Il a été démontré par Zhang *et al.*, (2002) et Gilani, (2005), que dans le rumen, la propriété des tannins à se lier avec les protéines entraînait la diminution de leur dégradation, ce qui entraîne une perte de la valeur nutritive des aliments. A long terme, une alimentation riche en tannins cause chez les ruminants, une perturbation de l'activité de la microflore du rumen

### II.3. Interaction des polyphénols avec les macromolécules :

Les polyphénols peuvent interagir avec de nombreux types de molécules qui peuvent être les glucides, les enzymes et les polymères synthétiques (Leinmuller et al. 1991).

#### II.3.1. Les glucides :

Parmi les glucides, l'amidon se caractérise par son habilité à interagir avec les tannins. En formant des cavités hydrophobes (Leinmuller et al., 1991).

L'interaction cellulose-tannin : la cellulose se caractérise par sa surface qui lui permet de réagir directement avec les groupements phénoliques des tannins avec lesquels elle forme des liaisons hydrogènes ou liaisons covalentes (Leinmuller et al., 1991).

#### II.3.2. Les enzymes :

Les tannins forment des complexes avec différents enzymes, tels que les lipases, cellulases, amylases, galactosidases et les protéases (Stojadinovic M et al., 2013).

Les complexes polyphénols-enzymes formés sont plus stables avec les tannins condensés qu'avec les tannins hydrolysables (Goldstein et Swain, 1965).

La complexation des tannins avec les enzymes et le substrat provoque l'inhibition enzymatique ; cette inhibition peut s'effectuer par deux phénomènes simultanés ou non :

- Les tannins liés aux protéines-substrat les rendent moins accessibles aux enzymes en particulier en les insolubilisant ou en masquant les sites de reconnaissance enzymes-substrat.
- Les tannins liés aux enzymes inhibent leur activité directement en se fixant sur les sites actifs ou indirectement par encombrement stérique autour des molécules d'enzymes en les empêchant de se fixer sur les molécules de substrat (Leinmuller et al. 1991).

#### II.3.3. Les polymères synthétiques :

Les tannins ont une grande affinité pour les polymères synthétiques et plus particulièrement pour le polyéthylène glycol (PEG), c'est pour cette raison que le PEG est employé comme substrat de contrôle pour l'étude des tannins (Makkar et al., 1995).

### II.3.4. Complexation Polyphénols-protéine

Le noyau phénolique est une unité structurale très favorable à l'interaction avec les protéines compte-tenu de la variété des interactions moléculaires qu'il peut développer (**Haslam, 1996**) :

- Interactions de dispersion avec des acides aminés peu polaires.
- Liaisons hydrogène avec des résidus polaires et des groupements peptidiques voire, à l'état d'ion phénate.
- Interactions coulombiennes avec des résidus cationiques.

### III. Généralités sur les enzymes

Les enzymes sont des protéines qui agissent en tant que catalyseurs pour accélérer des réactions chimiques dans la matière organique, cette propriété est liée à la présence, dans leurs structures, d'un site actif qui est en forme de cavité au sein de laquelle se déroule la réaction enzymatique (Netto et al., 2013).

Les fonctions des enzymes sont fortement spécifiques en ce qui concerne le substrat et les cofacteurs, parce que l'accepteur actif exige habituellement un ligand ou un connecteur approprié montrant la bonne taille, la forme, la charge et le caractère hydrophobe ou hydrophile (Netto et al., 2013).

#### III.1. Classification des enzymes :

Les enzymes sont classées en fonction du type de réactions qu'elles catalysent. Les différentes classes sont montrées dans le **tableau III**

**Tableau III** : Classification des enzymes (Vincent et al., 1996).

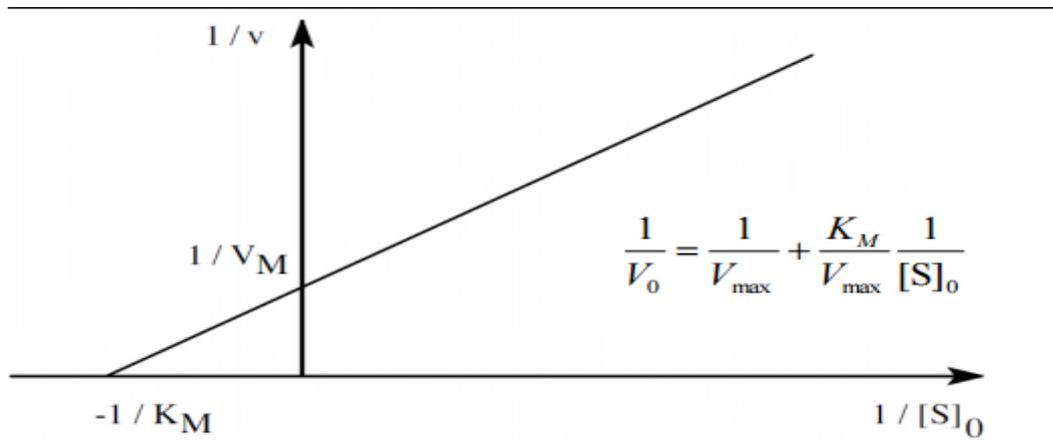
E.C (classe)	Classification	Type de réaction catalysée
E.C1	Oxydoréductases	Oxydo-réduction
E.C2	Transférases	Transfère de groupement fonctionnel
E.C3	Hydrolases	Hydrolyse
E.C4	Lyases	Elimination de groupement et formation de doubles liaisons
E.C5	Isomérasés	Isomérisation
E.C6	Ligases	Formation de liaisons couplées à l'hydrolyse de l'ATP

#### III.2. Les facteurs influençant la vitesse des réactions des enzymes :

##### III.2.1. La concentration en substrat :

La concentration en substrat n'influe pas à proprement dit la vitesse de la réaction enzymatique ; seule la concentration en enzyme a une véritable influence. Cependant, c'est un facteur important afin de déterminer les constantes  $K_M$  et  $V_{max}$  de l'équation de Michaelis

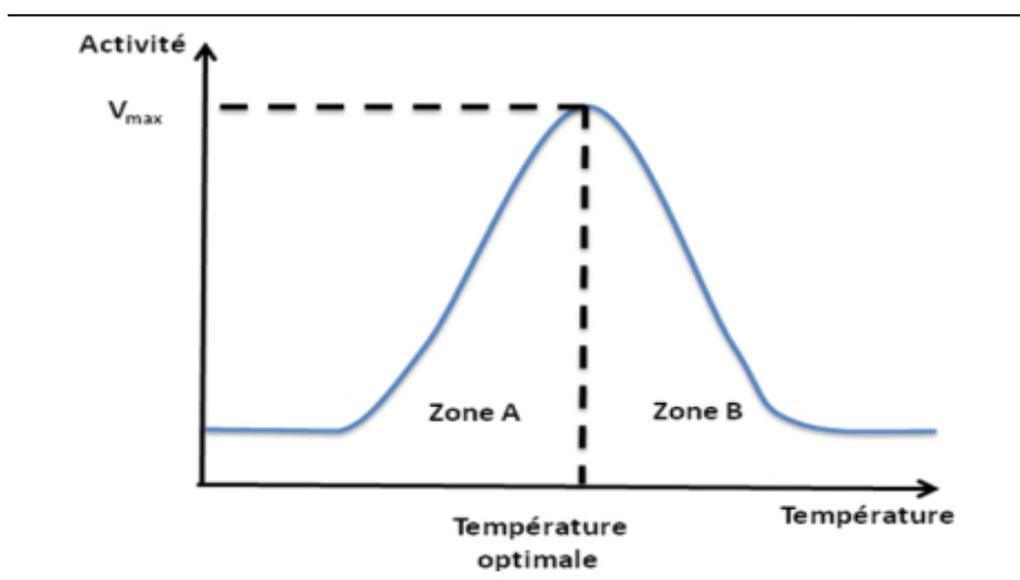
Menten. Pour cela, on utilise la représentation (figure 8) de Lineweaver et Burk (Jarrar, 2011).



**Figure 8 :** Représentation de Lineweaver et Burk (avec  $K_M$ , la constante de Michaelis,  $[S]_0$  la concentration initiale du substrat et  $V_{\max}$ , la vitesse maximale de la réaction enzymatique) (Jarrar, 2011).

### III.2.2. La température :

Une augmentation trop importante de la température peut avoir un effet négatif sur la cinétique des réactions enzymatiques. En effet, du fait de l'importance de la structure tertiaire des enzymes dans leur activité catalytique, une température trop élevée pourrait dénaturer de façon irréversible cette structure (Jarrar, 2011). L'effet de la température est illustré dans la (figure 9).



**Figure 9 :** Effet de la température sur l'activité enzymatique (Jarrar, 2011).

### III.2.3. Le pH

La plupart des enzymes ne sont actives que dans un domaine de pH bien défini. L'évolution de l'activité enzymatique en fonction du pH se présente sous la forme d'une courbe de gauss, ayant une évolution similaire à celle de la température (figure 10). (Jarrar, 2011).

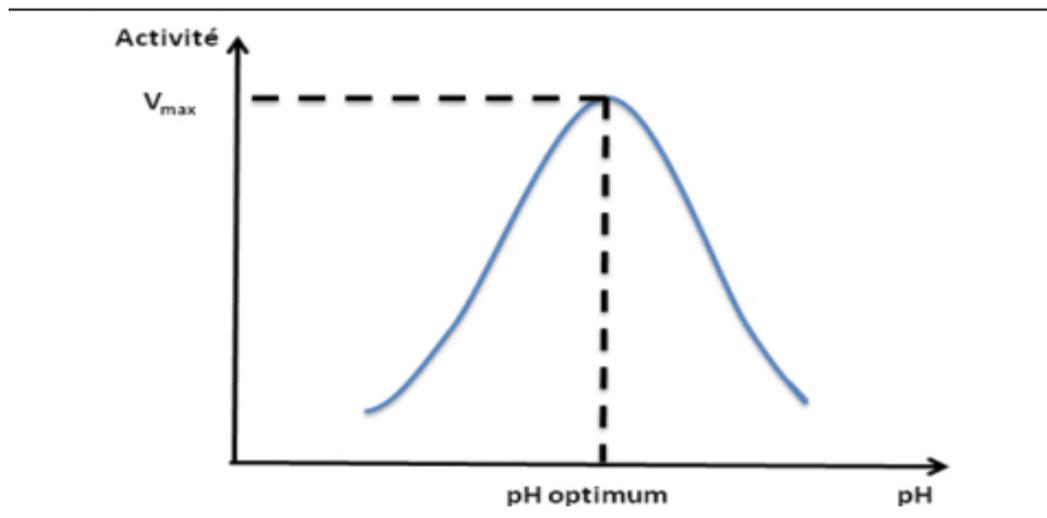


Figure 10 : Effet du pH sur l'activité enzymatique (Jarrar, 2011).

## III.3. Les enzymes digestives

### III.3.1. L' $\alpha$ -amylase :

L' $\alpha$ -amylase est une enzyme digestive classée comme saccharidase (enzyme qui brise les polysaccharides). C'est surtout un constituant de suc pancréatique et de la salive, requis pour le catabolisme des glucides à longue chaîne en unités plus petites (Payan *et al.* 1997).

Il y'a deux iso-enzymes de l'amylase : amylase pancréatique et amylase salivaire, elles se comportent différemment au focusing isoélectrique (Payan *et al.* 1997). L'  $\alpha$ - amylase brise les liens  $\alpha$  (1-4) glycosidiques à l'intérieur des chaînes de l'amylose et de l'amylopectine pour donner des molécules de maltose (disaccharide de  $\alpha$ -glucose), (Payan *et al.* 1997).

### III.3.2. La cellulase :

La cellulase est un complexe d'enzymes (cellobiase, endocellulase et exocellulase) qui décompose la cellulose au  $\beta$ -glucose. Il est produit principalement par les bactéries

symbiotiques dans les chambres des ruminations des herbivores. Ces derniers et les humains ne produisent pas la cellulase **Norhamly (2006)**.

### **III.3.3. La trypsine :**

La trypsine est une enzyme de la digestion synthétisée et sécrétée par les cellules acinaires pancréatiques, en passant par le canal pancréatique, dans le duodénum (la partie supérieure du petit intestin), elle catalyse l'hydrolyse d'une liaison peptidique d'un résidu chargé positivement : l'arginine et la lysine (**Benarous, K. 2006**).

### **III.3.4. La pepsine :**

La pepsine est sécrétée par la muqueuse gastrique sous forme de pepsinogène inactif, lequel est transformé en enzyme active par enlèvement d'un certain nombre de petits peptides dont le pH optimum est très bas (aux environs de 2). La pepsine hydrolyse préférentiellement la liaison peptidique où est engagé le groupement aminé d'un acide aminé aromatique phénylalanine, tyrosine (**Nalinanon et al., 2010**).

## **III.4. Les inhibiteurs d'enzymes:**

Ils correspondent à toute molécule qui modifie et diminue la vitesse d'une réaction enzymatique (**Toussaint, 2007**). Selon **Guilloton et Quintard, (2003)** les inhibiteurs sont également des outils précieux pour étudier le mécanisme d'action des enzymes. On ne parle ici que d'inhibiteur spécifique, et non de l'effet d'agents dénaturants (chaleur, pH extrême, solvant...) sur la structure des enzymes.

## **III.5. Inhibition des réactions enzymatiques :**

Les enzymes peuvent être désactivées de manière irréversible par la chaleur ou par l'action des réactifs chimiques, en introduisant leur dénaturation. Elles peuvent être également inhibées (sans être dénaturées) par la liaison réversible ou irréversible des inhibiteurs naturels ou synthétiques (**Keillor et al, 2005**).

**III.5.1. Les différents types d'inhibitions :** On distingue deux types d'inhibitions réversible et irréversible.

**III.5.1.1. Inhibition réversible :**

➤ **Inhibition compétitive :**

L'inhibition compétitive est observée lorsque l'inhibiteur et le substrat possèdent une analogie structurale qui est reconnue par le site actif de l'enzyme (**Keillor et al 2005**).

➤ **Inhibition incompétitive :**

Si un inhibiteur se lie au complexe enzyme-substrat, mais pas sur l'enzyme libre (**Guilloton et Quintard, 2003**)

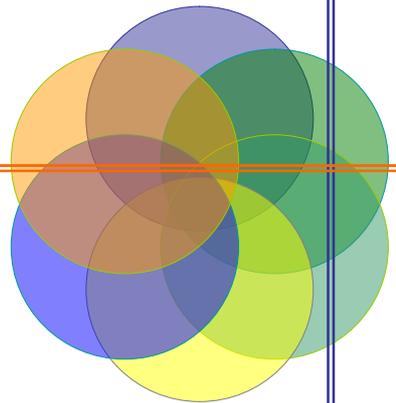
➤ **Inhibition non-compétitive :**

L'inhibition non compétitive représente une combinaison de l'inhibition compétitive et inhibition incompétitive, ou l'inhibiteur se lie à l'enzyme libre et au complexe enzyme-substrat (**Guilloton et Quintard, 2003 ; Keillor et al 2005**).

**III.5.1.2. Inhibition irréversible :**

Des réactifs pouvant formés des liaisons covalentes avec des groupements réactionnels des enzymes constituent des inhibiteurs irréversibles. Certains de ces inhibiteurs possèdent des spécificités très étroites (**Guilloton et Quintard, 2003 ; Keillor et al 2005**).

*Partie*  
*Pratique*



## IV. Objectif du travail

Notre travail a pour objectif l'évaluation « in vitro » de l'effet des composés phénoliques extraits à partir de feuilles de *Moringa oleifera* sur la digestibilité et la dégradation enzymatique de l'amidon par l' $\alpha$ -amylase et celle de la cellulose par la cellulase.

### IV.1. Le matériel végétal

#### IV.1.1. Classification (Laleye et al., 2015)

<b>Famille</b>	Moringaceae
<b>Genre</b>	Moringa

#### IV.1.2. Préparation des échantillons

##### ➤ Récolte

L'échantillon utilisé dans cette étude (feuilles de *Moringa oleifera*) est récolté dans la wilaya d'OUED-SOUF en Octobre 2015. Après avoir trié et nettoyé les feuilles, celles ci sont mises à sécher sur un filet à l'air libre et à l'abri de la lumière.

##### ➤ Séchage

Il se fait à l'air libre et à température ambiante (à l'abri du soleil) dans un endroit sec et ventilé.

##### ➤ Broyage et tamisage

Les feuilles de *Moringa oleifera* ont été broyées jusqu'à l'obtention d'une poudre dont la taille des particules est inférieure à 0,5 mm; la poudre obtenue est conservée dans des bocaux à l'abri de la lumière jusqu'à utilisation.

## IV.2. Caractérisation chimique de la poudre de feuilles de *Moringa Oleifera* :

### IV.2.1. Détermination de la teneur en matière sèche et humidité :

La teneur en matière sèche a été déterminée par évaporation de l'eau contenue dans l'échantillon en utilisant une étuve réglée à 105°C pendant 24h, la teneur en matière sèche et le taux d'humidité ont été exprimés respectivement par les formules suivantes (AOAC, 1998):.

$$MS \% = ((P2-P1)/P0) *100$$

$$TH \% = 100-MS$$

### IV.2.2. Détermination de la teneur en matière grasse :

Elle est déterminée au moyen d'un soxhlet. Cette méthode consiste à libérer la matière grasse contenue dans l'échantillon à l'aide d'un solvant organique non miscible à l'eau, suivie de l'évaporation du solvant et de la pesée de l'extrait obtenu après dessiccation à 105°C pendant 4 heures. (AOAC, 1998).

La teneur en matière grasse a été déterminée selon la formule suivante :

$$MG \% = \frac{P2-P1}{P0} * 100$$

**P2** : Masse en gramme du ballon contenant la matière grasse, **P1** : Masse en gramme du ballon vide, **P0** : Masse en gramme de la prise d'essai.

### IV.2.3. Détermination de la Teneur en protéines

La teneur en protéines brutes a été déterminée par la méthode de Kjeldahl. Cette technique est basée sur le dosage de l'azote total présent dans l'échantillon (forme minéral ou organique). Elle se résume en trois étapes, la minéralisation, la distillation et le titrage Bradford(1976). Le taux de protéines a été calculé en utilisant un facteur de conversion de l'azote de 6.25. Les données ont été exprimées en pourcentage du poids sec.

## IV.3. Evaluation des teneurs en composés phénoliques :

L'extraction et dosage des composés phénoliques sont réalisés sur la poudre de feuilles de *Moringa oleifera* préalablement délipidée au soxhlet (avec de l'hexane comme solvant).

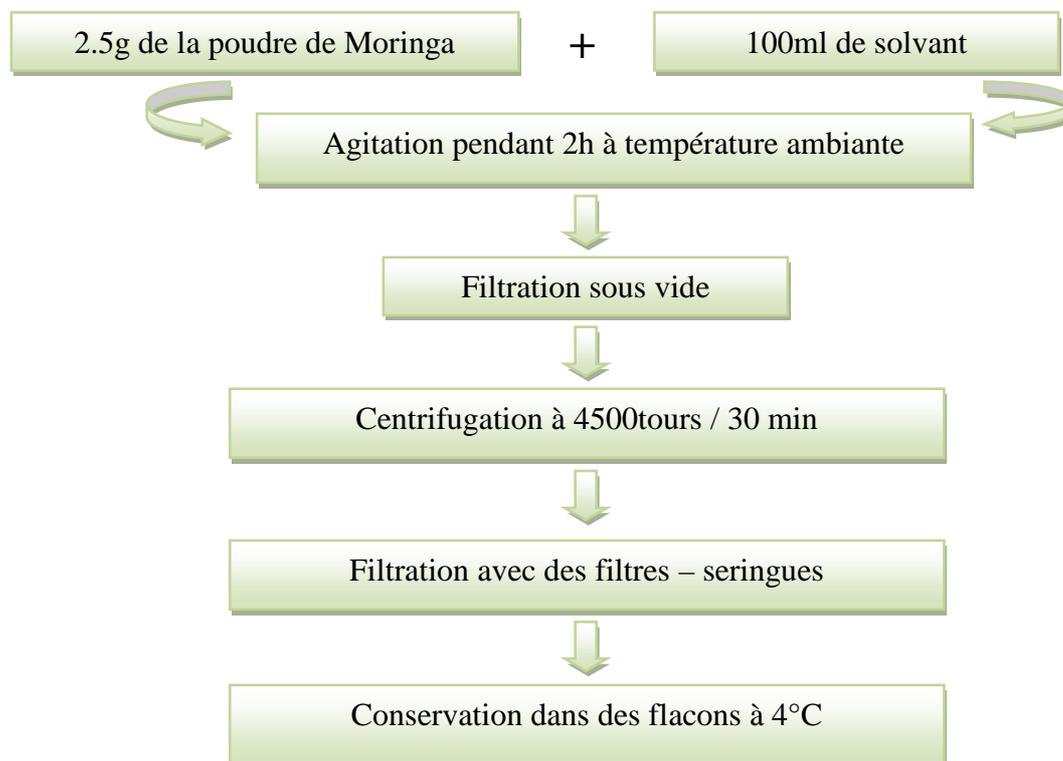
### IV.3.1. Extraction des composés phénoliques :

L'extraction des composés phénoliques est faite selon la technique rapportée par Oomah et al. (2011) par macération de la poudre de feuille de *Moringa* dans un solvant organique (méthanol 80%).

#### ➤ Mode opératoire :

Verser 100 ml de méthanol 80% dans un Erlenmeyer contenant 2.5g de poudre d'échantillon de feuille de *Moringa oleifera*, puis laisser sous agitation magnétique à température ambiante pendant 2h. Après filtration sous vide, les extraits bruts obtenus sont

soumis à une centrifugation à 4500 tours/30 min puis évaporés dans une étuve à 40°C (**figure 11**).



**Figure 11:** Protocole d'extraction des poly phénols (Oomah *et al.*, 2011).

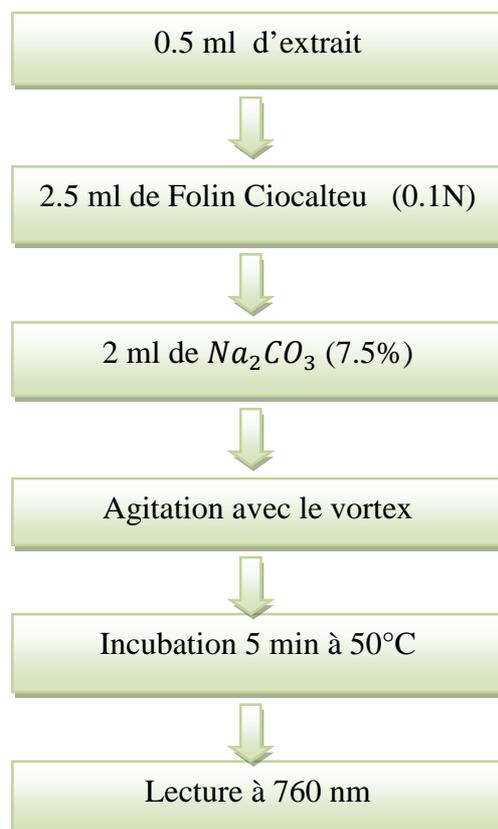
### IV.3.2. Dosage des composés phénoliques

#### ❖ Principe

L'analyse par le réactif du Folin-ciocalteu permet d'avoir une estimation de la teneur en poly phénols de l'échantillon, la méthode de dosage suivie est celle de **Dincer *et al.* (2012)** basée sur la méthode de **Skerget *et al.* (2005)**. L'ensemble des composés phénoliques est oxydé par le Folin-ciocalteu. Ce dernier est constitué par un mélange d'acide phosphotungstique ( $H_3PW_{12}O_{40}$ ) et phosphomolybdique ; qui est réduit lors de l'oxydation des phénols, en mélange d'oxydes bleue de tungstène ( $W_8O_{23}$ ) et de molybdène ( $MO_8O_{23}$ ). La coloration bleu produite à une absorption maximale à 760 nm est proportionnelle au taux de phénols totaux présents dans nos échantillons (**Boizot et Charpentier, 2006**).

### ❖ Mode opératoire :

On prélève 0.5 ml d'extrait auxquels sont ajoutés 2.5ml du réactif de Folin-ciocalteu, suivie par addition de 2 ml de la solution de carbonate de sodium ( $NaCO_3$ ). Après incubation à 50°C pendant 5 min, la lecture est effectuée à 760 nm (**figure12**).



**Figure 12** : Protocole de dosage des polyphénols totaux (Skerget *et al.*, 2005).

Les teneurs en phénols totaux de nos échantillons sont exprimés en mg équivalent d'acide gallique / g en nous référant à la courbe d'étalonnage réalisée avec l'acide gallique (Annexe N°2).

### IV.3.3. Dosage des composés phénoliques non attachés aux protéines

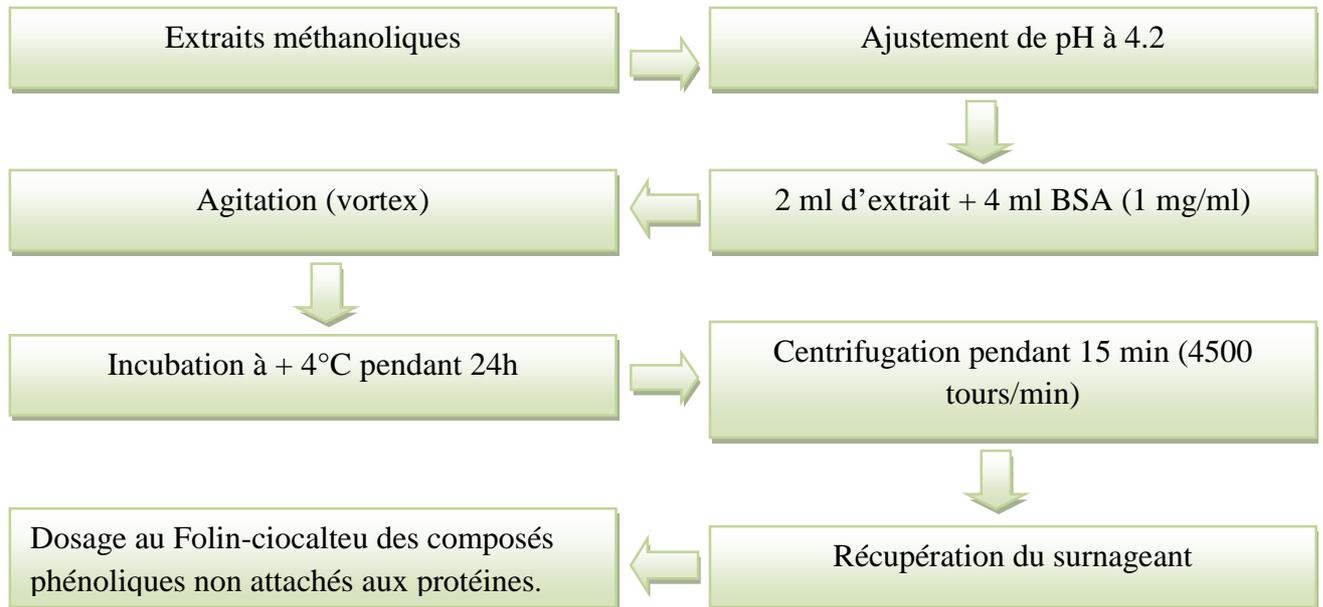
#### ❖ Principe

Il est basé sur la formation de complexes tannins-protéines (Ferrer-Gallego *et al.*, 2012).

Les phénols non attachés à la protéine (surnageant) sont déterminés à l'aide du Folin-ciocalteu qui forme un complexe avec ceux-ci révélé par une coloration bleue mesurée par spectrophotométrie à 760nm. (**Figure 13**)

L'utilisation de BSA permet de précipiter les tannins contenus dans l'extrait en formant un complexe avec eux, ce qui permet le dosage des poly phénols non attachés à la protéine en utilisant le Folin-ciocalteu comme dans le protocole précédent (Scehovic; 1990).

### ❖ Mode opératoire



**Figure 13** : Protocole de dosage des composés phénoliques non attachés aux protéines (Scehovic. 1990).

### ❖ Expression des résultats

Les résultats sont rapportés à une courbe d'étalonnage (Annexe 2) obtenue avec de l'acide gallique utilisé comme standard.

#### IV.3.4. Détermination de la teneur en tannins

La teneur en tanins des de l'extrait méthanoïque est déterminée à partir des résultats des teneurs en phénols totaux et des phénols non attachés à la protéine(BSA).

### ❖ Expression des résultats

Les résultats sont exprimés en mg équivalent d'acide gallique/g d'échantillon à partir d'une gamme étalon (Annexe N°2) réalisée à différentes concentrations d'acide gallique.

$$\text{Teneur en tannins} = \text{Teneur en PTS} - \text{Teneur en PNAP}$$

#### IV.4. Effets des extraits de feuilles de *Moringa oleifera* sur l'activité de l' $\alpha$ -amylase (Hasenah et al., 2006; Loizzo et al., 2007).

##### ❖ Principe

Nous avons mesuré l'effet de deux doses (D2=2D1) d'extrait de poudre de feuilles de *Moringa oleifera* sur la production du maltose par action de  $\alpha$ -amylase sur l'amidon de pomme de terre en présence ou non de PEG 6000.

##### ❖ Mode opératoire

Les extraits sont reconstitués dans le DMSO (dimethylsulphoxide).

Le dispositif expérimental est résumé dans le tableau IV.

**Tableau IV** : Dispositif expérimental utilisé pour l' $\alpha$ -amylase

Solutions		Extrait de plante	Solution d'amidon 0.5%	Eau distillé	Enzyme 4 U/ml	DMSO	PEG
Tube							
Témoin	témoin	-	1.6 ml	640 $\mu$ l	800 $\mu$ l	160 $\mu$ l	-
	Blanc de témoin	-	1.6 ml	1.44 ml		160 $\mu$ l	-
Extrait D1	Ext D1	160 $\mu$ l	1.6 ml	640 $\mu$ l	800 $\mu$ l	-	-
	Blanc Ext D1	160 $\mu$ l	1.6 ml	1.44 ml		-	-
Extrait D2	Ext D2	160 $\mu$ l	1.6 ml	640 $\mu$ l	800 $\mu$ l	-	-
	Blanc Ext D2	160 $\mu$ l	1.6 ml	1.44 ml		-	-
Extrait D1+PEG	Ext D1+PEG	160 $\mu$ l	1.6 ml	1.44 ml	800 $\mu$ l	-	200 $\mu$ l
	Blanc Ext D1+PEG	160 $\mu$ l	1.6 ml	1.24 ml	-	-	200 $\mu$ l
Extrait	Ext	160 $\mu$ l	1.6 ml	440 $\mu$ l	800 $\mu$ l	-	200 $\mu$ l

<b>D2+</b>	<b>D2+PEG</b>						
<b>PEG</b>	<b>Blanc Ext D2+PEG</b>	160 µl	1.6 ml	1.24 ml	-	-	200 µl

**Ext D1** : Extrait à dose 1; **Ext D2** : Extrait à dose 2 ; **PEG** : polyéthylène glycol.

- Incuber les 10 tubes à 25°C pendant 5 minutes.
- Prélever 800 µl de chaque tube et ajouter 400µl de DNS pour les 800 µl
- Incuber à 85°C pendant 15 min puis ajouter 3.6 ml d'eau distillée.
- La lecture des absorbances pour chacun est faible contre le blanc correspondant à 540 nm.
- Tous les essais sont répétés 3 fois pour les extraits. (**Hasenah et al., 2006; Loizzo et al., 2007**)

**L'expression des résultats :**

$$(\%) \text{ d'inhibition} = 100 - \left[ \left( \frac{\text{maltose \acute{e}chantillon}}{\text{maltose t\acute{e}moin}} \right) * 100 \right]$$

#### IV.4.1. Dosage de maltose

A partir d'une solution de maltose (1mg/ml), nous avons préparé des solutions diluées allant de 0 à 1 mg/ml.

#### IV.5. Effets des extraits de feuilles de *Moringa oleifera* sur l'activité de la cellulase (selon la méthode de Lopez *et al.*, 1998).

##### ❖ Principe

Nous avons mesuré l'effet de deux doses (D2=2D1) d'extrait de feuilles de *Moringa oleifera* sur la production de glucose par action de cellulase sur la cellulose pure en présence ou non de PEG 6000.

##### ❖ Mode opératoire

Les extraits sont reconstitués dans le tampon acétate de sodium de PH= 4.6.

Toutes les solutions sont données en **Annexe N°1**

Le dispositif expérimental est résumé dans le tableau V.

**Tableau V** : Dispositif expérimental utilisé pour la cellulase

Tubes Solutions	E+S (témoin)	S+E+D1	S+E+D2	S+E+D1+PEG	S+E+D2+PEG
Papier filtre broyé (mg)	20	20	20	20	20
Cellulase (ml)	2	2	2	2	2
Dose d'extrait (ml)	-	0.2	0.2	0.2	0.2
Solution de PEG (ml)	-	-	-	0.2	0.2
ST (ml)	0.4	0.2	0.2	-	-

**S:** substrat (cellulose); **ST:** Solution tampon; **E:** enzyme (cellulase); **Ext:** Extrait

- Les tubes ainsi préparés sont incubés dans un bain marie à 39°C pendant 1h.
- Les tubes sont incubés à 100°C pendant 20min.
- Les tubes sont centrifugés à 4500 tours /min pendant 15 min.
- Faire une dilution de 1/50 pour les surnageant récupérés par la solution tampon.
- Prélever 1 ml du surnageant dilué de chaque tube.
- Ajouter 2 ml de réactif sulfurique à l'anthrone à chaque tube. (**Lopez et al., 1998**)
- Mesurer la quantité de glucose produite, selon la méthode de **Dreywood (1946)**, par mesure de l'absorbance à 620 nm.
- Tous les essais sont préparés 3 fois pour les 3 extraits.
- Calculer le % d'inhibition par la formule suivante :

$$(\%) \text{ d'inhibition} = 100 - \left[ \left( \frac{\text{glucose échantillon}}{\text{glucose témoin}} \right) * 100 \right]$$

### **IV.5.1. Dosage du glucose**

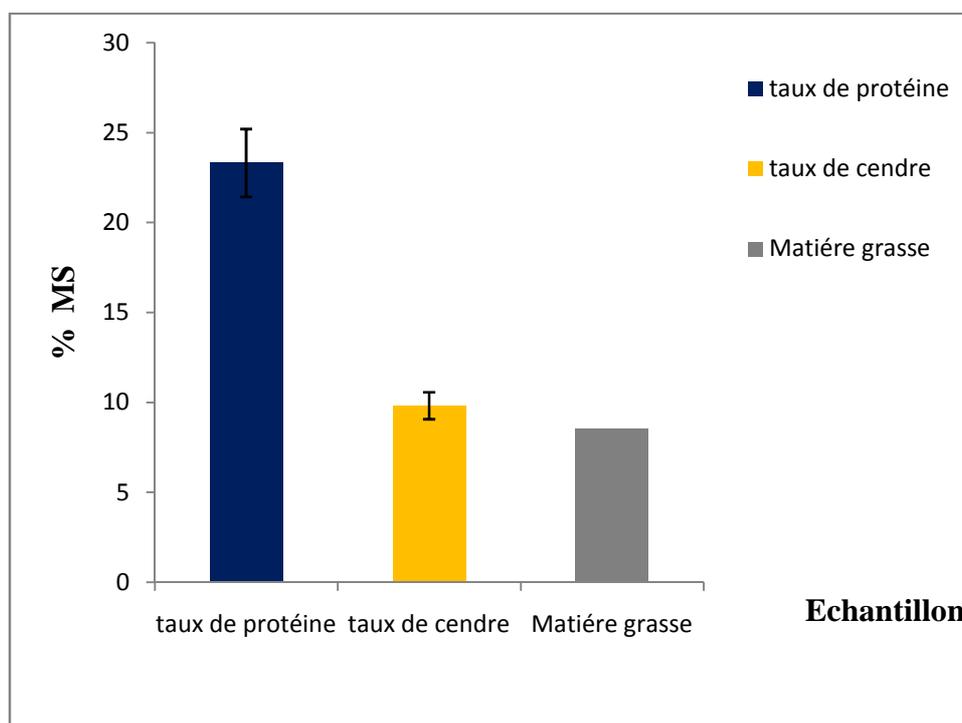
A partir d'une solution de glucose (0.1mg/ml), nous avons préparé des solutions diluées allant de 0 à 0.1 mg/ml.

#### **Analyse statistique des résultats :**

Elle est réalisée par l'analyse de la variance (ANOVA) et comparaison des moyennes, à l'aide d'un logiciel statistica :

## V.1. Composition chimique

La composition chimique de poudre de feuilles de *Moringa oleifera* est illustrée dans la **figure 14**. La poudre de feuilles de *Moringa oleifera* utilisée se caractérise par une teneur moyenne en MG de 8.27% de MS ; cette poudre renferme 23 % de protéines brutes et 11.5% de matières minérales.



**Figure 14 :** Composition chimique de feuilles de *Moringa oleifera*.

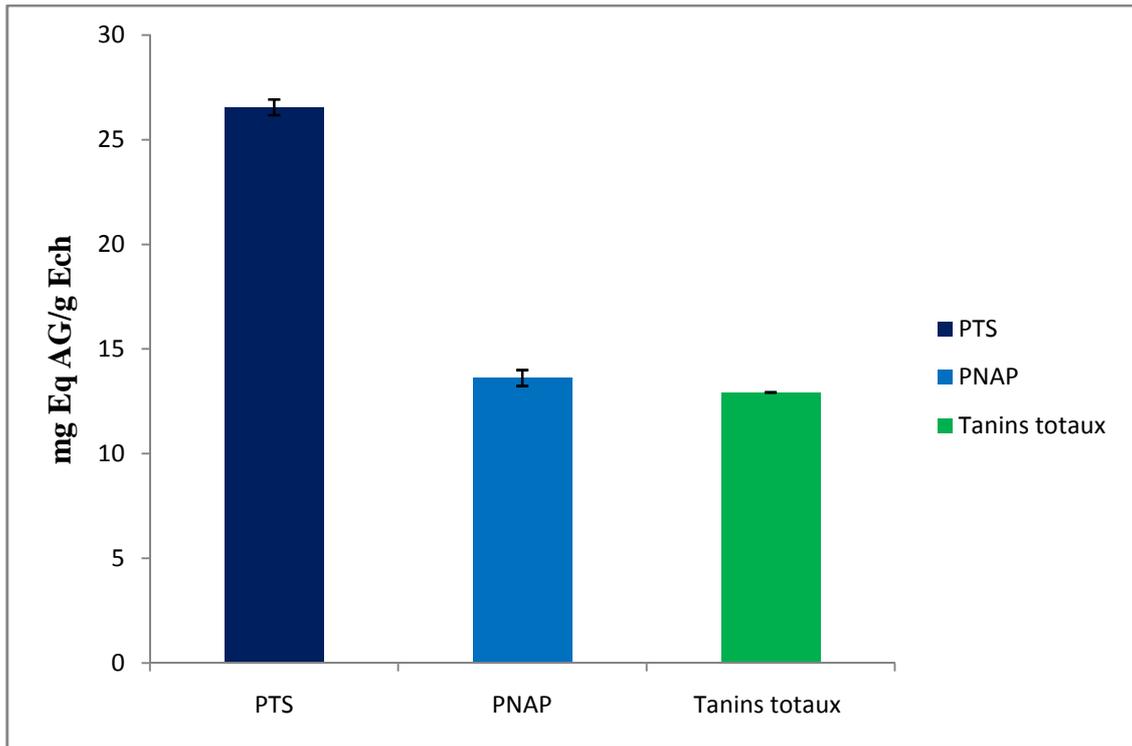
## V.2. Teneur en composés phénoliques :

Les teneurs en PTS, PNAP et Tanins totaux de poudre de feuilles de *Moringa oleifera* sont illustrées dans la **figure 15**.

Notre échantillon de feuilles de *Moringa oleifera* présente une teneur en phénols totaux solubles 26,55 mg équivalent AG/g Echantillon.

La teneur en tanins totaux est de 12.93 mg Eq d'AG/g d'échantillon, soit 48% des PTS.

Le contenu en phénols non liés à la protéine s'élève à 13.61 mg équivalent AG/g Echantillon.



**Figure 15 :** Différentes Teneurs en PTS, PNAP et Tanins totaux de l'extrait de feuilles de *Moringa oleifera*.

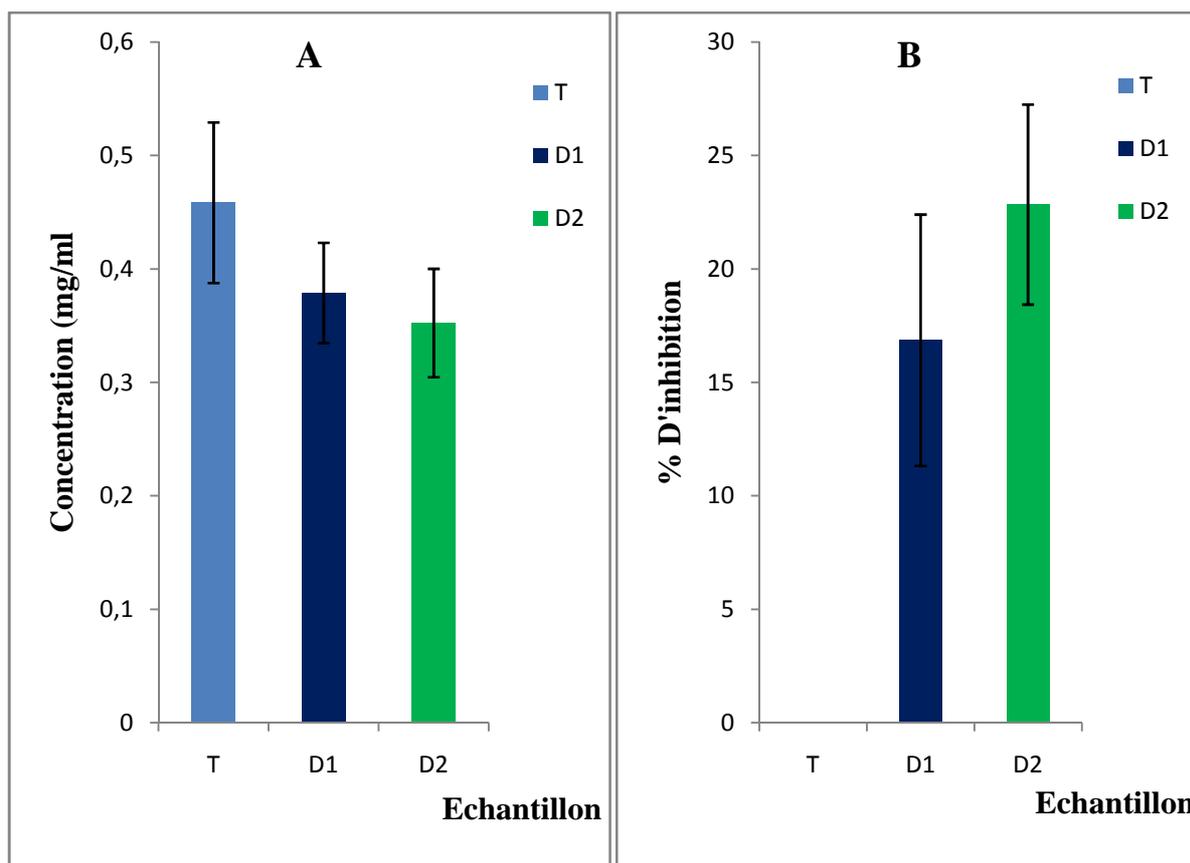
### V.3. Effet des extraits bruts sur l'inhibition de l'activité de l' $\alpha$ -amylase

Nos résultats montrent une variabilité ( $p < 0,05$ ) de l'activité de l' $\alpha$ -amylase (**Figure 16**).

L'analyse de la variance appliquée à nos données expérimentales montre un effet significatif ( $p < 0,05$ ) de la dose d'extrait utilisée.

La production de maltose (**figure 16-A**) varie en fonction de la dose d'extrait utilisée 0.45 mg/ml (témoin) contre 0.37 mg/ml pour D1 et 0.35mg/ml pour D2.

Nos données illustrent des différences d'action des extraits, les inhibitions sont plus marquées ( $p < 0,05$ ) avec la dose D2 (**figure 16-B**). L'activité de l' $\alpha$ -amylase est plus faible lorsque la dose d'extrait utilisée augmente. Les inhibitions atteignent 16.86% pour la D1 et 22.84% pour la dose D2 d'extrait de *Moringa oleifera*.



Toutes les valeurs sont significativement différentes entre elles ( $p < 0.05$ ).

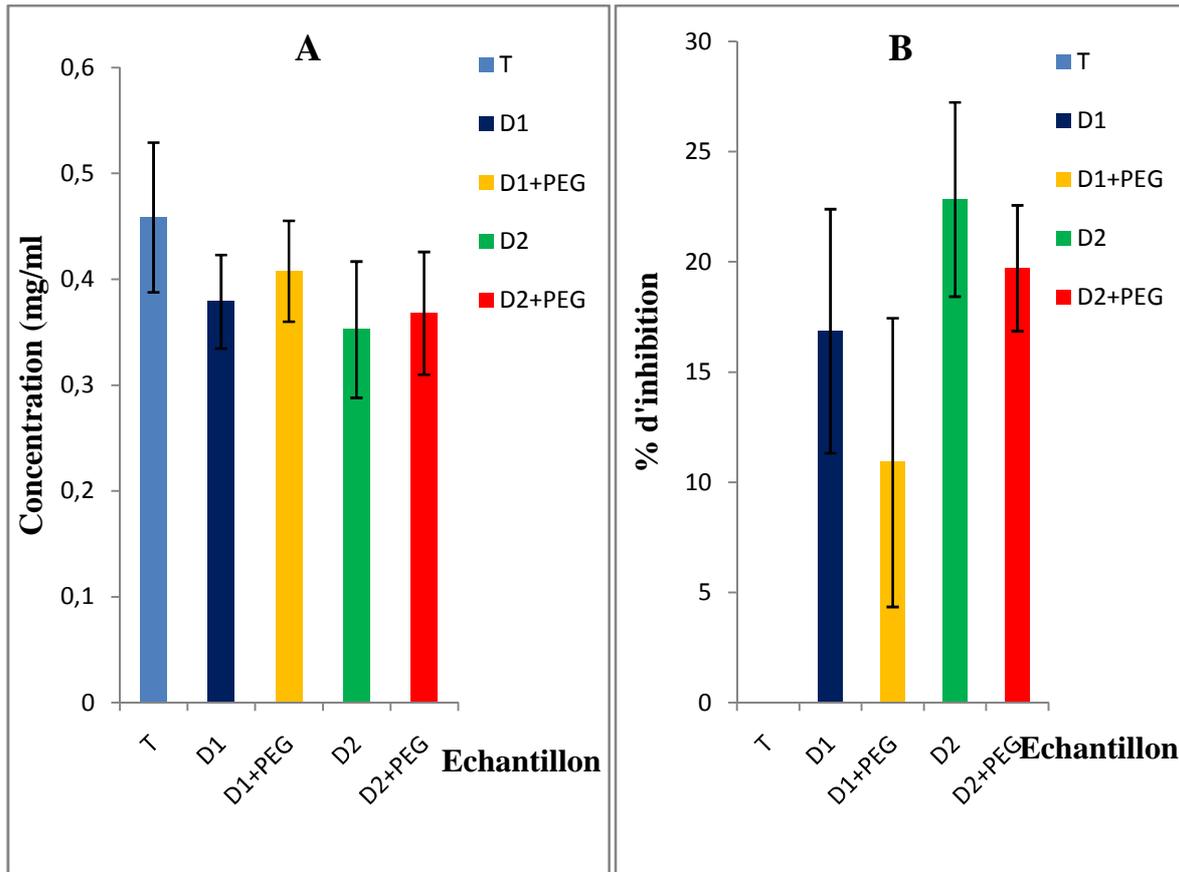
**Figure 16** : effet des extraits sur l'activité d l' $\alpha$ -amylase.

#### V.4. Effet d'addition de PEG 6000

Nous relevons (**Figure 17**) une réduction de l'inhibition de l' $\alpha$ -amylase en présence de PEG.

Pour une même quantité de PEG apportée dans le milieu réactionnel, le recouvrement de la production de maltose s'avère plus importante avec la dose D1 qu'avec la dose D2 d'extrait. Les concentrations en maltose atteignent respectivement 0.40 mg /ml (D1) et 0.36 mg/ml (D2). (**Figure 17-A**)

Cette augmentation significative de la production de maltose ( $p < 0.05$ ) s'accompagne d'une réduction de l'inhibition de la production de maltose, elle passe de 16.86 à 10.50 % pour D1 et de 22.84 à 19.72 % pour D2. (**Figure 17-B**)



**Figure 17 :** % d'inhibition de l' $\alpha$ -amylase en présence ou non de PEG 6000.

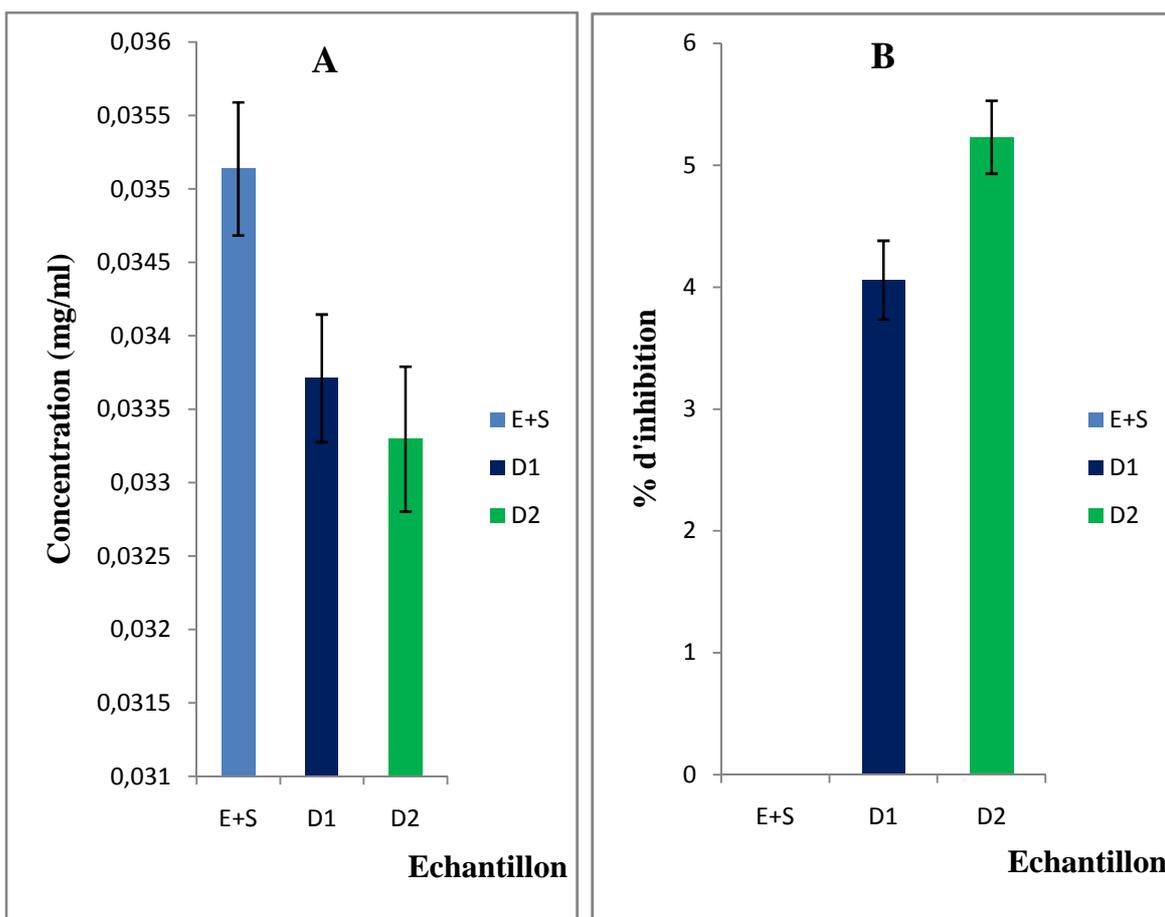
### V.5. Effets des extraits bruts sur l'activité de la cellulase

L'analyse de la variance appliquée à nos données expérimentales montre un effet significatif ( $p < 0,05$ ) de la dose d'extrait utilisée (**figure 18**).

Les résultats obtenus montrent que les extraits de plante étudiée limitent la libération de glucose.

L'inhibition de la production de glucose varie selon la dose utilisée ( $p < 0,05$ ). C'est la dose D2 de l'extrait de *Moringa oleifera* qui diminue le plus ( $p < 0,05$ ) la production de glucose (**figure 18-A**) : 0.0332 mg/ml (D2) et 0.0337 mg/ml (D1).

L'augmentation de la concentration d'extrait dans le milieu réactionnel s'accompagne d'une réduction de l'activité de l'enzyme (**figure 18-B**). L'inhibition augmente de 4.05 (D1) à 5.22% (D2) en présence des extraits bruts.



Toutes les valeurs sont significativement différentes entre elles ( $p < 0,05$ )

**Figure 18:** Effet des extraits sur l'activité de cellulase

#### V.6. Effet d'addition de PEG 6000

La **Figure 19** résume l'action des extraits de *Moringa oleifera* sur l'activité de la cellulase en présence de PEG6000.

Pour la même quantité de PEG apportée dans le milieu réactionnel, le recouvrement de la production de glucose (**figure 19-A**) s'avère plus important ( $p < 0,05$ ) avec la dose D1 qu'avec la dose D2 d'extrait : valeurs sont respectivement 0.0338 mg/ml et 0.0335 mg/ml.

La réduction de l'inhibition (**figure 19-B**) passe de 4.05 à 3,38% pour la D1 et de 5.22 à 4.56% pour D2 en présence d'extrait bruts.

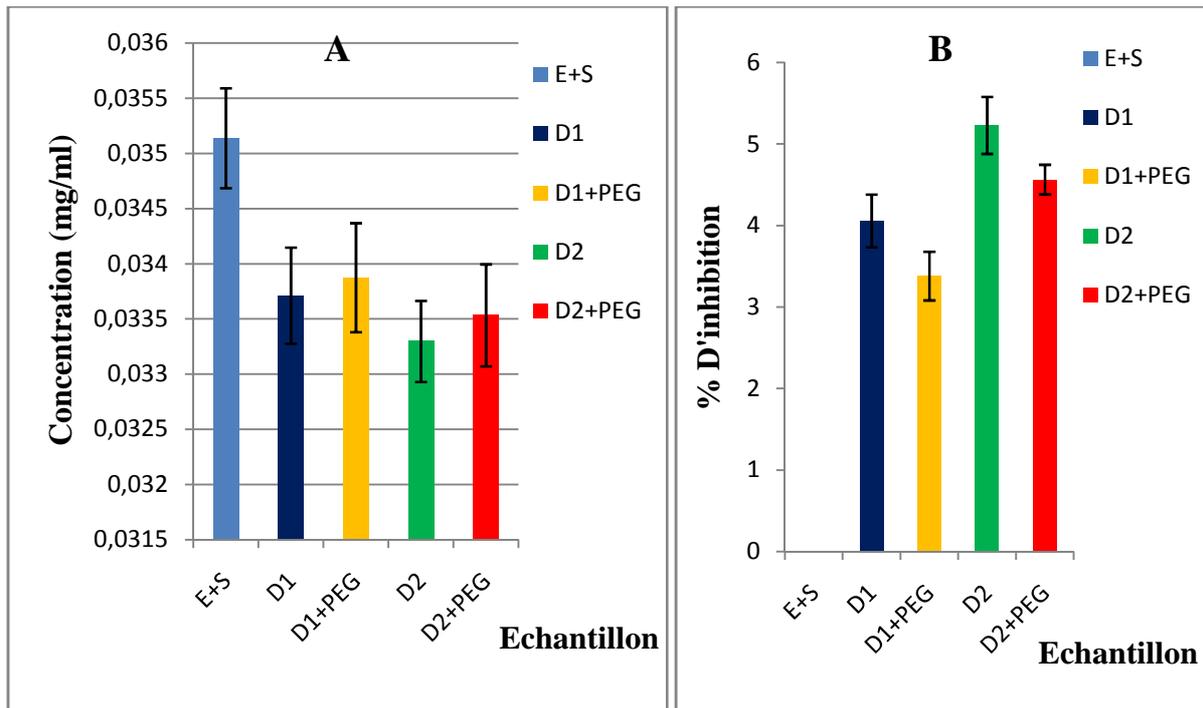


Figure 19: % d'inhibition de la cellulase en présence ou non de PEG 6000

## V.7. Discussion

Les différents résultats expérimentaux révèlent la présence de Composés phénoliques dans les extraits testés et un effet inhibiteur de ces derniers sur l'activité de deux enzymes ( $\alpha$ -amylase et cellulase).

La mise en évidence des composés phénoliques présents dans les feuilles de *Moringa oleifera* utilisées s'accorde avec les données de nombreux chercheurs (Kasolo et al., 2010 ; Moyo et al., 2011 ; Garba et al., 2015). La teneur enregistrée pour la poudre de feuilles est de 26.55 mg Eq AG/g d'échantillon pour *Moringa oleifera*. Cette valeur est supérieure à celle déclarée par Makkar (1996) (2.02%).

La différence de nos résultats à ceux rapportés par les différents auteurs est liée non seulement à la localisation des matières premières, mais également au différentes méthodes d'extraction et dosage, l'origine géographique (Barboni et al., 2010), les facteurs génétiques ainsi que la période de la récolte (Makkar et al., 1988).

Une des caractéristiques de nos CP tient à leur aptitude à se lier aux protéines. Les tannins représentent en effet 12.93 mg Eq AG/g d'échantillon des phénols totaux solubilisés capables de complexer et précipiter des protéines (BSA).

Dans nos essais enzymatiques, la production de glucose (cellulase) et de maltose ( $\alpha$ -amylase) diminue en présence de chacune des deux doses d'extraits avec toutefois des amplitudes variables. Les pourcentages d'inhibition enregistrés varient de 16.86 à 22.84% pour l' $\alpha$ -amylase et 4.05 à 5.22% pour la cellulase. La plante *Moringa oleifera* inhibe l'activité enzymatique de l' $\alpha$ -amylase et de la cellulase. Les phénomènes observés dans la cellulase et l' $\alpha$ -amylase pourraient s'expliquer non seulement par la teneur en composés phénoliques totaux de chacun des extraits (**Jung et Deetz, 1993**) mais surtout par la nature des composés phénoliques présents et leurs proportions **Rohn et al. (2002)**

**Reed et al. (1995)** ont noté que le degré d'inhibition peut varier de 2 à 70%. **Jung et Deetz (1993)** notent une inhibition de l'activité de la glucosidase de 71% en présence d'acide coumarique. Dans des conditions expérimentales similaires, **Zaidi et al. (2009)** enregistrent des inhibitions de la cellulase de 6,33 à 33,8% en présence d'extraits de grignon d'olive ; de même **Zaidi (2008)** note une baisse d'activité de la  $\beta$ -glucosidase et de la cellobiase de 30 à 70% et 13 à 46% respectivement.

La manifestation d'un tel effet est attribué aux tannins qui forment des complexes avec différentes enzymes telles que la lipase, l' $\alpha$ -amylase et la cellulase,  $\beta$ -glucosidase (**Ozawa et al., 1987**) et les protéases telles que la trypsine et pepsine. **Marks et al.,(1987)**.

En accord avec **Juntheikki et al. (2000)**, nos données suggèrent que la formation de complexe enzyme-tannin varie de la concentration d'extrait utilisée.

Nous avons en effet relevé une augmentation d'inhibition par les extraits lorsqu'on double la concentration.

L'addition de PEG s'est accompagnée d'une tendance au recouvrement de l'activité de la cellulase et  $\alpha$ -amylase.

Nos essais ont montré une tendance au blocage de l'activité inhibitrice des CP de nos extraits. Cet effet adverse du PEG suggère que se sont les tannins de nos extraits qui sont à l'origine des inhibitions des enzymes utilisés. Comme le rapportent **Zaidi et al (2009)**, la

quantité de PEG utilisée n'est pas suffisante pour bloquer totalement l'effet inhibiteur des tannins.

L'effet positif du PEG sur la digestibilité de la cellulase est lié à la neutralisation de l'effet adverse des tanins sur la dégradation enzymatique du substrat, le PEG peut se lier aux tannins, et les empêche de former des complexes avec les protéines (**Yanez Ruiz et al .2004**).

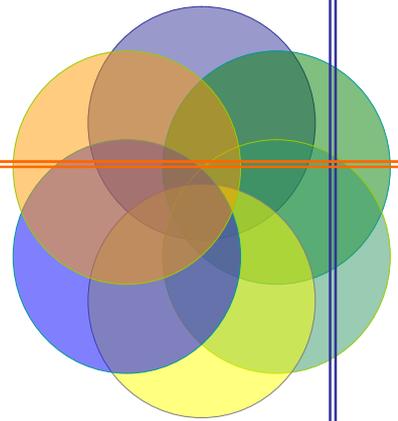
Pour la même quantité de PEG apportée dans le milieu réactionnel, le recouvrement de la production de glucose et du maltose n'atteint pas la valeur initiale obtenue en absence d'extrait. Des hypothèses peuvent être émises à cet effet :

La quantité de PEG apportée n'était pas suffisante pour bloquer tous les tanins ;

La présence d'autres facteurs antinutritionnels dans les extrait de feuilles de *Moringa Oleifera* tel que les inhibiteurs d'enzymes (l'acide caféique, l'acide coumarique, la catéchine et la quercétine) **Shahidi, (1997)**, et les saponines (**Baumann et al., 2000**).

Les phénoliques altèrent l'assimilation de l'amidon et des disaccharides et interagissent avec des enzymes protéolytiques inhibant leurs activités (**Gao et al., 2008**).

# *Conclusion*



### Conclusion

Notre travail expérimental nous a permis de mettre en évidence une richesse en phénols totaux solubles chez les feuilles vertes de *Moringa oleifera* 26.55 mg EAG/g ; le méthanol 80 % est le solvant utilisé pour l'extraction des composés phénoliques.

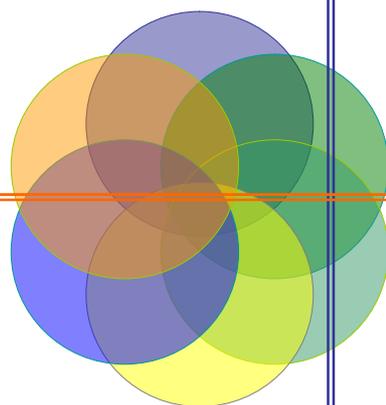
Ces derniers présents dans l'extrait utilisé ont un pouvoir inhibiteur sur l'activité enzymatique de la cellulase et de l' $\alpha$ -amylase (diminution de la production du glucose et du maltose). Cette capacité d'inhibition varie 4.05 à 5.22 % pour la cellulase et de 16.86 à 22.84 % pour l' $\alpha$ -amylase. Ce pouvoir inhibiteur est dose dépendant.

Les quantités de PEG utilisées n'ont pas permis de recouvrir totalement l'activité des enzymes testées mais elles étaient efficaces en réduisant la formation des complexes enzyme-tannins.

Il serait intéressant de poursuivre ce travail en l'orientant sur l'étude des paramètres révélés par notre essai : nature des composés phénoliques mis en jeu, rapport composés phénoliques/enzyme, rapport composés phénoliques/substrat ; incorporation de PEG ; son utilisation doit intégrer la dose à utiliser (rapport PEG /composés phénoliques).

Evaluation des facteurs antinutritionnels de *Moringa oleifera*.

# *Références Bibliographiques*



### \*A\*

- AOAC, 1998. Official methods of analysis. Washington, DC. USA : Association Of Official Analytical Chemists. 16th ed, 4th revision.
- Abou-Elezz, F., Sarmiento-Franco, L., Santos-Ricalde, R., & Solorio-Sanchez, F. (2011). Nutritional effects of dietary inclusion of *Leucaena leucocephala* and *Moringa oleifera* leaf meal on Rhode Island Red hens' performance. *Cuban Journal of Agricultural Science*, 45(2), 163-169.
- Anwar, F., Latif, S., Ashraf, M., & Gilani, A. H. (2007). *Moringa oleifera*: a food plant with multiple medicinal uses. *Phytotherapy research*, 21(1), 17-25.
- Atakpama, W., Kponor, E. G. E., Kanda, M., Dourma, M., M'tékounm, N., Batawila, K., & Akpagana, K. (2014). *Moringa oleifera* Lamarck (Moringaceae): une ressource phytogénétique à usage multiple. *Sciences de la vie, de la terre et agronomie*, 2(1).

### \*B\*

- Barboni, T., Cannac, M., Massi, L., Perez-Ramirez, Y., & Chiaramonti, N. (2010). Variability of polyphenol compounds in *Myrtus communis* L.(Myrtaceae) berries from Corsica. *Molecules*, 15(11), 7849-7860.
- Baumann, E., Stoya, G., Völkner, A., Richter, W., Lemke, C., & Linss, W. (2000). Hemolysis of human erythrocytes with saponin affects the membrane structure. *Acta histochemica*, 102(1), 21-35.
- Bello, H. (2010). *Essai d'incorporation de la farine de feuilles de Moringa oleifera dans l'alimentation chez les poulets indigènes du Sénégal: Effets sur les performances de croissance, les caractéristiques de la carcasse et le résultat économique*. Thèse soutenue à l'Université Cheikh Anta Diop de Dakar.

## Références bibliographiques

---

- Benarous, K. (2006). Effets des extraits de quelques plantes médicinales locales sur les enzymes alpha amylase, trypsine et lipase. *Mémoire d'Ingénieur d'état*.
- Boizot, N., & Charpentier, J.-P. (2006). Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre forestier. *Le Cahier des Techniques de l'INRA, Numéro spécial 2006: Méthodes et outils pour l'observation et l'évaluation des milieux forestiers, prairiaux et aquatiques*, 79-82.
- Bouayed, J. (2007). *Etude de la corrélation anxiété/statut oxydatif des granulocytes chez la souris et évaluation des effets antioxydants/neuroactifs des polyphénols extraits de Prunus domestica L. Metz*.
- Bradford M. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Anal Biochem*, 72, 248-254, 1976.
- Broin, M. (2006). *The nutritional value of Moringa oleifera Lam. Leaves: what can we learn from figures*. Paper presented at the 2006 Moringanews Workshop.
- Bruneton, J. (2009). Autres stéroïdes, autres triterpènes. *Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales*. Éd. Tec & Doc, Paris, 898-920.
- Bruneton, J. (1999). *Phytochimie, plantes médicinales pharmacognosie 3<sup>ème</sup> édition*.
- Bruneton, J. (1993). Les composés phénoliques. In « Pharmacognosie, Phytochimie, Plantes Médicinales ». 2<sup>ème</sup> Edition Lavoisier. 2, P199-203.
- \*C\*
- Chew S J et Krockenberger A K. 1991. Methodes and pitfalls of extracting condensed tannins and other phenolic from plants: Insights from Investigation on Eucalyptus leaves. *Journal of chemical ecology*. (17) : 241-243.

- Chang H C., Hung G J, Agrawal D C, Kuo C I, Wu C R et Tsay H S. 2007. Antioxidant Vitamines activities and polyphénol contents of six folk medicinal farmus used as « Gusuibu ». *Botanicalstudies*. 48: 397-406.
- Chumark, P., Khunawat, P., Sanvarinda, Y., Phornchirasilp, S., Morales, N. P., Phivthong-ngam, L., . . . Klai-upsorn, S. P. (2008). The in vitro and ex vivo antioxidant properties, hypolipidaemic and antiatherosclerotic activities of water extract of *Moringa oleifera* Lam. leaves. *Journal of ethnopharmacology*, 116(3), 439-446.
- Cowan, M. M. (1999). Plant products as antimicrobial agents. *Clinical microbiology reviews*, 12(4), 564-582.
- \*D\*
- De Saint Sauveur, A., & Broin, M. (2006). L'utilisation des feuilles de *Moringa oleifera* contre les carences alimentaires: un potentiel encore peu valorisé. *Atelier international «Moringa et autres végétaux à fort potentiel nutritionnel: Stratégies, normes et marchés pour un meilleur impact sur la nutrition en Afrique»*. Accra, Ghana.
- De Saint Sauveur, A., & Broin, M. (2010). Produire et transformer les feuilles de moringa.
- Dincer, C., Topuz, A., Sahin-Nadeem, H., Ozdemir, K. S., Cam, I. B., Tontul, I., . . . Ay, S. T. (2012). A comparative study on phenolic composition, antioxidant activity and essential oil content of wild and cultivated sage (*Salvia fruticosa* Miller) as influenced by storage. *Industrial Crops and Products*, 39, 170-176.
- Dreywood, R. (1946). Qualitative test for carbohydrate material. *Industrial & Engineering Chemistry Analytical Edition*, 18(8), 499-499.
- \*F\*
- Farooq, F., Rai, M., Tiwari, A., Khan, A. A., & Farooq, S. (2012). Medicinal properties of *Moringa oleifera*: An overview of promising healer. *Journal of Medicinal Plants Research*, 6(27), 4368-4374.

## Références bibliographiques

---

- Ferrer-Gallego, R., Gonçalves, R., Rivas-Gonzalo, J. C., Escribano-Bailón, M. T., & de Freitas, V. (2012). Interaction of phenolic compounds with bovine serum albumin (BSA) and  $\alpha$ -amylase and their relationship to astringency perception. *Food chemistry*, 135(2), 651-658.
- Ferruzzi et al(2012). Brain-targeted proanthocyanidin metabolites for Alzheimer's disease treatment. *Journal of Neuroscience*, 32(15), 5144-5150.
- Fintelmann W et Weiss R.F. (2004). Maladies cardiovasculaire. Manuel pratique de Phytothérapie. Édition : Vigot. P177-178.
- Foidl, N., Makkar, H., & Becker, K. (2001). Potentiel de *Moringa oleifera* en agriculture et dans l'industrie. *Potentiel de développement des produits de Moringa. Dar es-Salaam, Tanzanie, du 29 octobre au 2 Novembre 2001.*
- Franco, O.L., Rigden, D.J., Melo, F.R., and Grossi-De-Sa', M.F, January 2002, Plant  $\alpha$ -amylase inhibitors and their interaction with insect  $\alpha$ -amylases, *European journal of biochemistry*. Volume 269 Issue 2 pp 397-412.
- Fuglie L. J. 2001. Combating Malnutrition With Moringa. Development potential for Moringa products. Dar es Salaam, Tanzanie.
- \*G\*
- Gao H., Huang Y. N., Gao B., Xu P. Y., Inagaki C., Kawabata J. (2008).  $\alpha$ -glucosidase inhibitory effect by the flower buds of *Tussilago farfara* L. *Food Chemistry*, 106, 1195-1201.
- Garba, H., Shettima, Y., Mustapha, B., & Putaya, H. (2015). PROXIMATE COMPOSITION AND PHYTOCHEMICAL SCREENING OF MORINGA OLEIFERA LEAVES.

- Ghasi, S., Nwobodo, E., & Ofili, J. (2000). Hypocholesterolemic effects of crude extract of leaf of *Moringa oleifera* Lam in high-fat diet fed Wistar rats. *Journal of ethnopharmacology*, 69(1), 21-25.
- Gilani, A. H. (2005). Trends in ethnopharmacology. *Journal of ethnopharmacology*, 100(1), 43-49.
- Gnohossou, P., Lalèyè, P., & Moreau, J. (2015). *Variations des communautés zoobenthiques du Lac Nokoué au Bénin*: Éditions universitaires européennes.
- Goldstein, J. L., & Swain, T. (1965). The inhibition of enzymes by tannins. *Phytochemistry*, 4(1), 185-192.

\*H\*

- Haslam, E., & Cai, Y. (1994). Plant polyphenols (vegetable tannins): gallic acid metabolism. *Natural product reports*, 11, 41-66.
- Haslam E., cité par Sarni-Manchado P. et Cheynier V., 2006 : Les polyphénols en agroalimentaire. Ed Lavoisier, p. 2- 10.
- Hasenah A, Houghton PJ, Amala S. á-Amylase inhibitory activity of some Malaysian plants used to treat diabetes; with particular reference to *Phyllanthus amarus*. *J Ethnopharmacol*, 107, 449-455, 2006.
- Hêdji, C. C., Gangbazo, D. K., Houinato, M. R., & Fiogbé, E. D. (2014). Valorisation de *Azolla* spp, *Moringa oleifera*, son de riz, et de co-produits de volaille et de poisson en alimentation animale: synthèse bibliographique. *Journal of Applied Biosciences*, 81(1), 7277-7289.

\*J\*

- Jarrar, H. (2011). *Bioélectrodes enzymatiques pour des applications en biocapteurs et en biopiles*. école nationale supérieure de chimie de montpellier .

## Références bibliographiques

---

Jung, H., & Deetz, D. (1993). Cell wall lignification and degradability. *Forage cell wall structure and digestibility*(foragecellwalls), 315-346.

Juntheikki, M.-R., & Julkunen-Tiitto, R. (2000). Inhibition of  $\beta$ -glucosidase and esterase by tannins from *Betula*, *Salix*, and *Pinus* species. *Journal of Chemical Ecology*, 26(5), 1151-1165.

### \*K\*

Karou, D., Dicko, M. H., Simporé, J., & Traore, A. S. (2005). Antioxidant and antibacterial activities of polyphenols from ethnomedicinal plants of Burkina Faso. *African Journal of Biotechnology*, 4(8), 823-828.

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

Keillor, J. W.,(2005). Gamma-glutamyl transpeptidase substrate specificity and catalytic mechanism. *Methods in enzymology*, 401, 449-467.

### \*L\*

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

Leinmüller, E., Steingass, H., & Menke, K. (1991). Tannins in ruminant feedstuffs. *Animal Research and Development*, 33, 9-62.

## Références bibliographiques

---

- Loizzo, M., Saab, A., Statti, G., & Menichini, F. (2007). Composition and  $\alpha$ -amylase inhibitory effect of essential oils from *Cedrus libani*. *Fitoterapia*, 78(4), 323-326.
- López, S., Carro, M., González, J., & Ovejero, F. (1998). Comparison of different in vitro and in situ methods to estimate the extent and rate of degradation of hays in the rumen. *Animal Feed Science and Technology*, 73(1), 99-113.
- \*M\*
- Macheix, J.-J., Fleuriot, A., & Jay-Allemand, C. (2005). *Les composés phénoliques des végétaux: un exemple de métabolites secondaires d'importance économique*: PPUR Presses polytechniques.
- Madi, O. P., Bourou, S., & Woin, N. (2012). Utilisations et importances socio-économiques du *Moringa oleifera* Lam. en zone de savanes d'Afrique Centrale. Cas de la ville de Maroua au Nord-Cameroun. *Journal of Applied Biosciences*, 60, 4421-4432.
- Mahmood, T., et al (2010). *Moringa oleifera*: A natural gift-A review. *Journal of Pharmaceutical Sciences and Research*, 1(2), 775-781.
- Makkar, H. (2003). Effects and fate of tannins in ruminant animals, adaptation to tannins, and strategies to overcome detrimental effects of feeding tannin-rich feeds. *Small ruminant research*, 49(3), 241-256.
- Makkar, H., & Becker, K. (1996). Nutritional value and antinutritional components of whole and ethanol extracted *Moringa oleifera* leaves. *Animal feed science and technology*, 63(1-4), 211-228.
- Makkar, H., Blümmel, M., & Becker, K. (1995). Formation of complexes between polyvinyl pyrrolidones or polyethylene glycols and tannins, and their implication in gas production and true digestibility in in vitro techniques. *British Journal of Nutrition*, 73(06), 897-913.

## Références bibliographiques

---

- Makkar, P., Dawra, R., & Singh, B. (1988). Determination of both tannin and protein in a tannin-protein complex. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 36(3), 523-525.
- Marks et al., (1987). Tannins in ruminal feedstuffs in/Institute for scientific co-operation. Animals. Research and development, Hauser G, Mestringen. P.55-62.
- Mazza, G., & Miniati, E. (1993). Anthocyanins in fruits, vegetables, and grains.
- Melesse, A., Steingass, H., Boguhn, J., Schollenberger, M., & Rodehutscord, M. (2012). Effects of elevation and season on nutrient composition of leaves and green pods of *Moringa stenopetala* and *Moringa oleifera*. *Agroforestry systems*, 86(3), 505-518.
- Miller, B. F., Fattor, J. A., Jacobs, K. A., Horning, M. A., Navazio, F., Lindinger, M. I., & Brooks, G. A. (2002). Lactate and glucose interactions during rest and exercise in men: effect of exogenous lactate infusion. *The Journal of physiology*, 544(3), 963-975.
- Morton, L. W., Caccetta, R. A. A., Puddey, I. B., & Croft, K. D. (2000). Chemistry and biological effects of dietary phenolic compounds: relevance to cardiovascular disease. *Clinical and Experimental Pharmacology and Physiology*, 27(3), 152-159.
- Moyo, B., Masika, P. J., Hugo, A., & Muchenje, V. (2011). Nutritional characterization of *Moringa* (*Moringa oleifera* Lam.) leaves. *African Journal of Biotechnology*, 10(60), 12925-12933.

### \*N\*

- Nalinanon et al (2010). Biochemical properties of pepsinogen and pepsin from the stomach of albacore tuna (*Thunnus alalunga*). *Food chemistry*, 121(1), 49-55.
- Netto, C. G., Toma, H. E., & Andrade, L. H. (2013). Superparamagnetic nanoparticles as versatile carriers and supporting materials for enzymes. *Journal of Molecular Catalysis B: Enzymatic*, 85, 71-92.
- Norhalmy et al (2006). *Production of cellulose enzyme from aspergillus niger using sugarcane bagasse; the effect of substrate concentration*. Universiti Malaysia Pahang.
- Nweze, N. O., & Nwafor, F. (2014). Phytochemical, proximate and mineral composition of leaf extracts of *Moringa oleifera* Lam. from Nsukka, South-Eastern Nigeria. *IOSR Journal of Pharmacy and Biological Sciences*, 9(1), 99-103.

### \*O\*

- Olson, M. (2001). Introduction to the Moringa family. *The Miracle Tree*, 66-73.
- Oomah, B. D., Caspar, F., Malcolmson, L. J., & Bellido, A.-S. (2011). Phenolics and antioxidant activity of lentil and pea hulls. *Food Research International*, 44(1), 436-441.
- Ozawa, T., Lilley, T. H., & Haslam, E. (1987). Polyphenol interactions: astringency and the loss of astringency in ripening fruit. *Phytochemistry*, 26(11), 2937-2942.

### \*P\*

- Payan et al, (1997) . Structure of a pancreatic  $\alpha$ -amylase bound to a substrate analogue at 2.03 Å resolution; *Protein Sci*. Volume 6, pp 2285-2296.

### \*R\*

- Reed, J. D. (1995). Nutritional toxicology of tannins and related polyphenols in forage legumes. *Journal of animal science*, 73(5), 1516-1528.

## Références bibliographiques

---

Rohn, S., Rawel, H. M., & Kroll, J. (2002). Inhibitory effects of plant phenols on the activity of selected enzymes. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50(12), 3566-3571.

Rice-Evans, C., Miller, N., & Paganga, G. (1997). Antioxidant properties of phenolic compounds. *Trends in plant science*, 2(4), 152-159.

Richter, N., Siddhuraju, P., & Becker, K. (2003). Evaluation of nutritional quality of moringa (*Moringa oleifera* Lam.) leaves as an alternative protein source for Nile tilapia (*Oreochromis niloticus* L.). *Aquaculture*, 217(1), 599-611.

\*S\*

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

[www.moringanews.org](http://www.moringanews.org)

De Saint Sauveur, A., & Broin, M. (2010). Produire et transformer les feuilles de moringa.

Sarni-Manchado P et Cheynier J .J. (2006). Composés phénoliques dans la plantes –structure, biosynthèse, répartition et rôle. « Les polyphénols en agroalimentaire ». Edition : Lavoisier, Paris .P1-27.

Scehovic, J. (1990). Tanins et autres polymères phénoliques dans les plantes de prairies: détermination de leur teneur et de leur activité biologique. *Revue Suisse Agric*, 22(3), 179-184.

Shahidi, F. (1997). Beneficial health effects and drawbacks of antinutrients and phytochemicals in foods: ACS Publications.

## Références bibliographiques

---

Škerget, M., Kotnik, P., Hadolin, M., Hraš, A. R., Simonič, M., & Knez, Ž. (2005). Phenols, proanthocyanidins, flavones and flavonols in some plant materials and their antioxidant activities. *Food chemistry*, 89(2), 191-198.

\*T\*

Tchiégang, C., & Aissatou, K. (2004). Données ethnonutritionnelles et caractéristiques physico-chimiques des légumes-feuilles consommés dans la savane de l'Adamaoua (Cameroun). *Tropicultura*, 22(1), 11-18.

Toussaint B., 2007. Enzymes et cinétique Biochimie, Faculté de Médecine de Grenoble.

\*U\*

Urquiaga, I., & Leighton, F. (2000). Plant polyphenol antioxidants and oxidative stress. *Biological research*, 33(2), 55-64.

\*Y\*

Yanez Ruiz, D., Moumen, A., Martin Garcia, A., & Molina Alcaide, E. (2004). Ruminal fermentation and degradation patterns, protozoa population, and urinary purine derivatives excretion in goats and wethers fed diets based on two-stage olive cake: Effect of PEG supply. *Journal of animal science*, 82(7), 2023-2032.

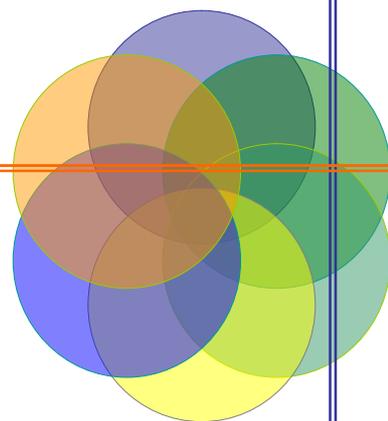
\*Z\*

Zaidi, F., Hassissene, N., Allouache, H., Kichou, M., Ourdani, S., Rezki, K., . . . Youyou, A. (2009). Les composés phénoliques, facteur limitant du grignon d'olive chez les ruminants. *Revue de Médecine Veterinaire*, 160(2), 67.

Zaidi F., 2008 : valorisation alimentaire du grignon d'olive chez les ruminants. Recherche sur les facteurs limitant .Thèse de doctorat d'Etat .INA. Alger.

Zhang, Y.-J., Tanaka, T., Betsumiya, Y., Kusano, R., Matsuo, A., Ueda, T., & Kouno, I. (2002). Association of tannins and related polyphenols with the cyclic peptide gramicidin S. *Chemical and pharmaceutical bulletin*, 50(2), 258-262.

# *Annexes*



## Annexe N°1

### Préparation des solutions et des réactifs :

#### A. Solution tampon acétate à pH 4,6 :

- Dissoudre 32,816 g d'acétate de sodium à 0,20 M dans 2 litre d'eau distillée.
- Ajuster de l'acide acétique à pH 4,6.

#### B. Solution de cellulase (préparé fraîche) :

- Dissoudre 0,16 g de cellulase [*A. Niger* N°22180 Fuca AG conservé à +4°C] dans 80 ml de solution tampon acétate à pH 4,6.
- Laisser sous agitation magnétique.

#### C. Solution de PEG :

- Dissoudre 25 g de PEG6000 dans 100 ml d'eau distillée ou de tampon.
- Laisser sous agitation magnétique.

#### D. Réactif sulfurique à l'anthrone :

- Dissoudre 0,16g de l'anthrone dans 80 ml d'acide sulfurique à 95% (acide préparé par addition d'1 ml d'eau distillée dans 79 ml d'acide sulfurique pur)
- Laisser sous agitation magnétique pendant 10 min.

#### E. Solution d' $\alpha$ -amylase (préparé fraîche) :

- Dissoudre 0,0056g d' $\alpha$ -amylase (*Aspergillus oryzae* SIGMA-ALDRICH conservé à +2°C) dans 40ml d'eau distillée froid à une concentration de 4U/ml
- Laisser sous agitation magnétique

#### F. Solution d'amidon (0,5%)

- Dissoudre 0,75g d'amidon de pomme de terre dans 150 ml de tampon phosphate à pH 6,9.
- Laisser sous agitation magnétique

#### G. Réactif de DNS

- Dissoudre 1g de l'acide DNS dans 20 ml d'eau distillé.
- Ajouter 1.5mg NaOH.
- Dissoudre 30g de sodium de potassium tartrate tertahydrate.
- Ajusté le volume jusqu'à 100 ml avec l'eau distillée

## Annexe N° 2

### H. Tampon phosphate (0,02M) à pH 6,9

- Dissoudre 1,77g de  $\text{Na}_2\text{HPO}_4 (2\text{H}_2\text{O})$  et 1,19g de  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$  dans 500ml d'eau distillée sous agitation magnétique.
- Ajusté à pH 6,9.

### I. Tampon Acétate (pH 5) : On introduit :

- 27.22 g d'acétate de sodium à 0.20M
- 9.94 g de chlorure de sodium à 0.17 M
- Compléter à 1 litre avec de l'eau distillée
- Ajuster à pH 5.

### J. Solution de BSA

Elle est préparée à une concentration de 1 mg/10ml du tampon acétate à pH5.

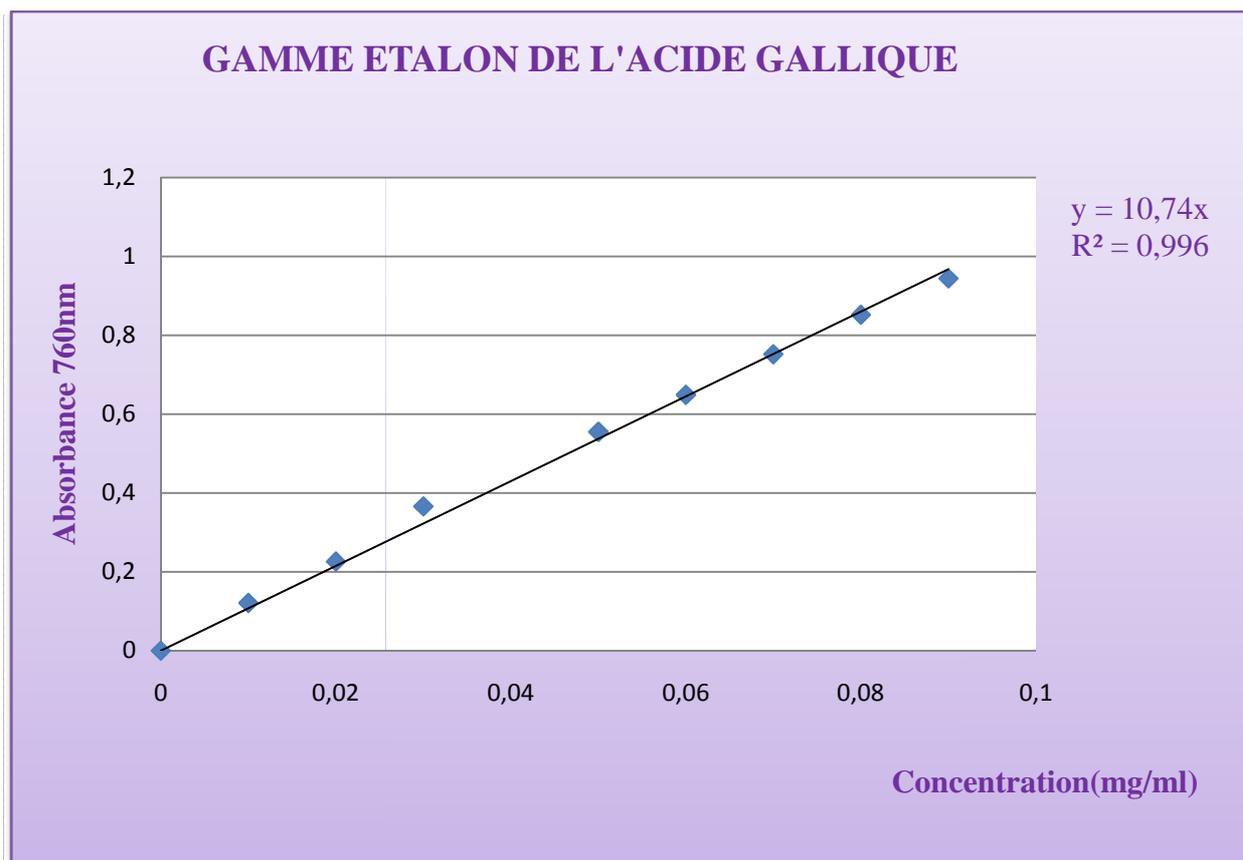
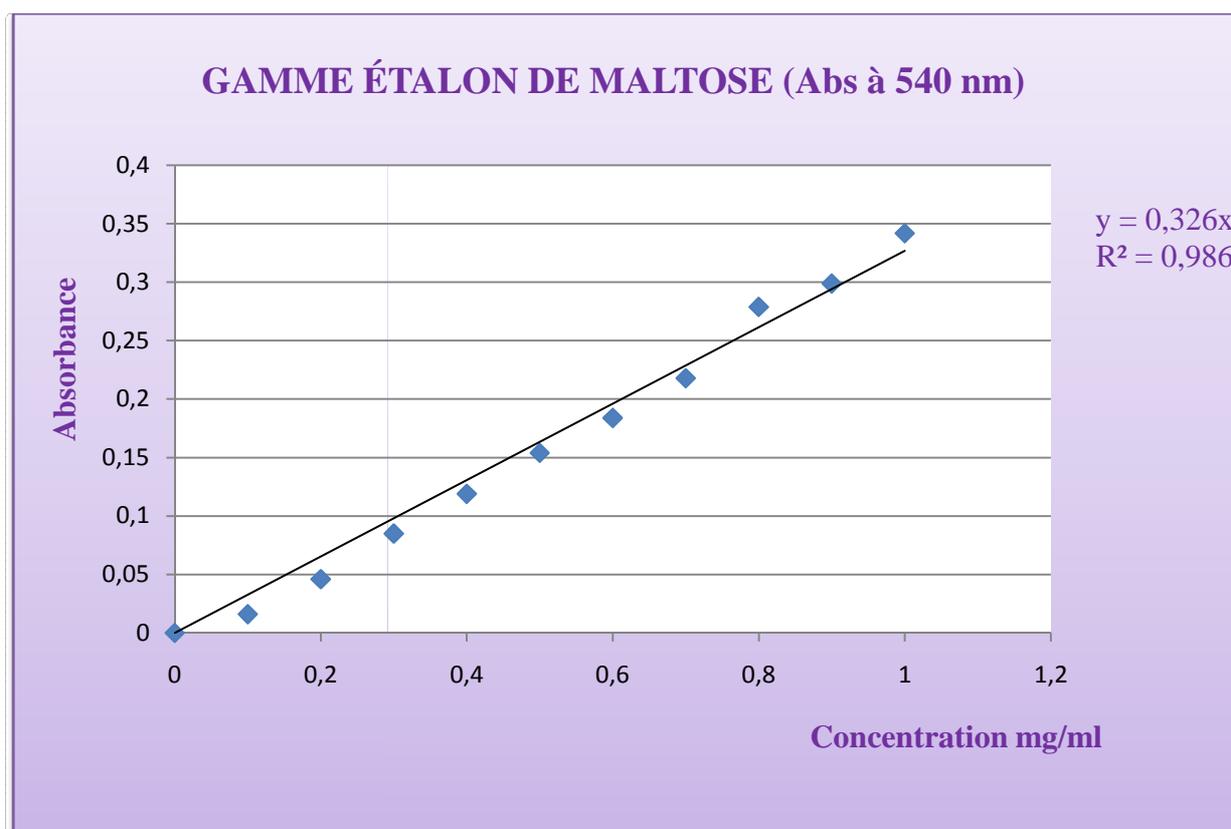


Figure 20: Gamme étalon d'acide gallique.

### Annexe N° 3

**Tableau VI : Dispositif expérimental de la gamme étalon de maltose**

<b>Concentration filles (mg/ml)</b>	0	0.1	0.2	0.3	0.4	0.5	0.6	0.7	0.8	0.9	1
<b>Solution fille (ml)</b>	0	0.5	1	1.5	2	2.5	3	3.5	4	4.5	5
<b>Eau distillé (ml)</b>	5	4.5	4	3.5	3	2.5	2	1.5	1	0.5	0
<b>DNS (µl)</b>	400	400	400	400	400	400	400	400	400	400	400

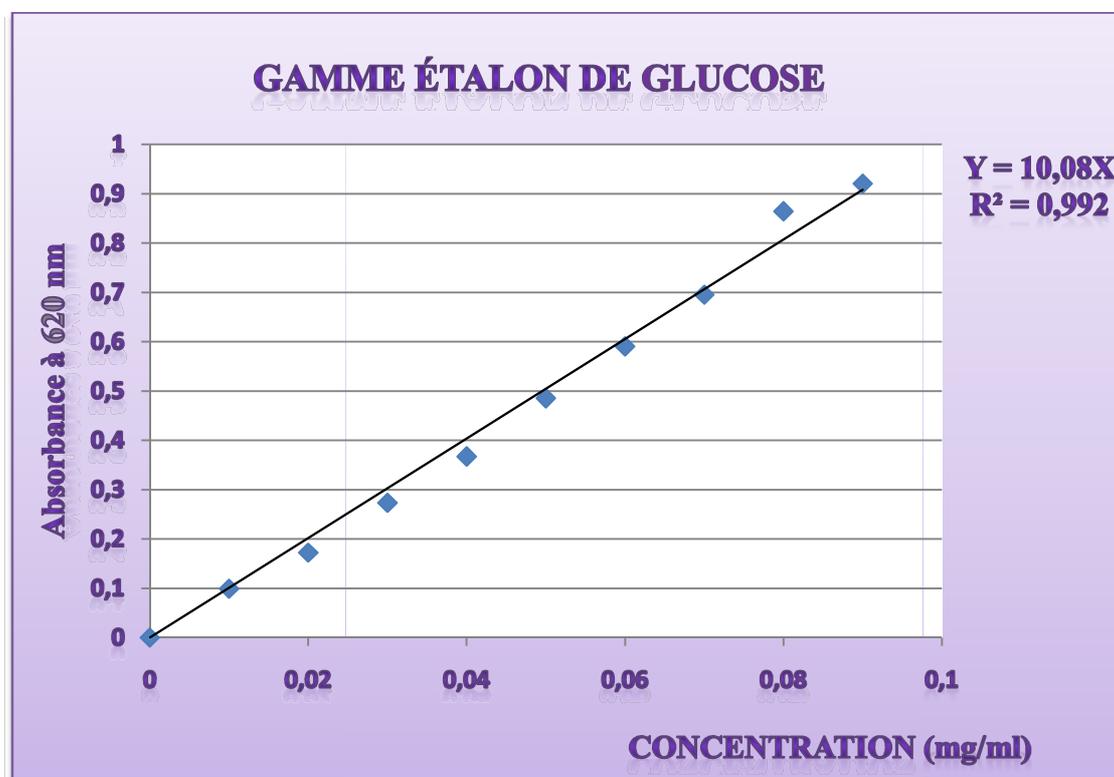


**Figure 21: Gamme étalon de maltose**

## Annexe N°4

**Tableau VII : Dispositif expérimental de la gamme étalon de glucose**

<b>[C] glucose solutions filles (0.05mg/ml)</b>	0	0.005	0.01	0.015	0.02	0.025	0.03	0.035	0.04	0.045	0.05
<b>SM de glucose (ml)</b>	0	0.5	1	1.5	2	2.5	3	3.5	4	4.5	5
<b>Eau distillé (ml)</b>	5	4.5	4	3.5	3	2.5	2	1.5	1	0.5	0
<b>Réactif sulfurique à l'anthrone (ml)</b>	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4



**Figure 22 : Gamme étalon de glucose.**

**Résumé :**

*Moringa oleifera* est une espèce connue pour ses intérêts nutritionnels et médicinaux vue sa richesse en nutriments et composés phénoliques.

Notre échantillon de feuilles de *Moringa oleifera* présente des phénols totaux solubles, tanins totaux et phénols non liés à la protéine avec des teneurs respectivement de 26,55 mg équivalent AG/g Echantillon, 12.93 93 mg Eq d'AG/g d'échantillon et 13.61 mg équivalent AG/g d'échantillon.

La production de maltose et du glucose varie en fonction de la dose d'extrait utilisée. Les composés phénoliques induisent des inhibitions de l' $\alpha$ -amylase qui varient de 16,86 à 22.84% et des inhibitions de la cellulase qui varient de 4.05 à 5.22%.

**Mots clés :** *Moringa Oleifera*, composés phénoliques, tanins,  $\alpha$ -amylase, cellulase.

**Summary :**

*Moringa oleifera* is a species known for its nutritional and medicinal interests due to its richness in nutrients and phenolic compounds.

Our sample of *Moringa oleifera* leaves showed total soluble phenols, total tannins and non-protein bound phenols with contents of 26.55 mg equivalent / g Sample, 12.93 93 mg Eq AG / g sample, respectively 13.61 mg equivalent AG / g of sample.

The production of maltose and glucose varies according to the dose of extract used. The phenolic compounds induce inhibitions of  $\alpha$ -amylase which range from 16.86 to 22.84% and cellulase inhibitions varying from 4.05 to 5.22%.

**Keywords:** *Moringa Oleifera*, phenolic compounds, tanins,  $\alpha$ -amylase, cellulase.